

Abc Taxa

# Champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest

André De Kesel  
Abdoul-Azize Boukary  
Nourou S. Yorou  
Jérôme Degreef



Volume 24 (2024)

# Abc Taxa

the Series of Manuals  
Dedicated to Capacity Building  
in Taxonomy and  
Collection Management



Belgium

partner in development

## Editors

### Yves Samyn - Zoology (non African)

Curator of Recent Invertebrate Collections  
Royal Belgian Institute of Natural Sciences  
Rue Vautier 29, B-1000 Brussels, Belgium  
yves.samyn@sciencesnaturelles.be



### Didier VandenSpiegel - Zoology (African)

Head of Biological Collection and Data Management Unit  
Royal Museum for Central Africa  
Chaussée de Louvain 13, B-3080 Tervuren, Belgium  
dvdspiegel@africamuseum.be



### Jérôme Degreef - Botany

Scientific Director  
Meise Botanic Garden  
Nieuwelaan 38, B-1860 Meise, Belgium  
jerome.degreef@botanicgardenmeise.be



**Instructions to authors:** <http://www.abctaxa.be>

**Cover photograph:** *Lactifluus flammans* (Verbeken) Verbeken

**Front page photograph:** Récolte de *Volvariella volvacea* (Bull.) Singer

Volume published by CEBioS, Royal Belgian Institute of Natural Sciences.

Layout: Kristien Vrancken (RBINS)

Printed by Peeters (Belgium) on FSC papers

ISSN 1784-1283 (hard copy); ISSN 1784-1291 (on-line pdf)

ISBN 978-9-0732-4277-7 (hard copy); ISBN 978-9-0732-4278-4 (on-line pdf)

D/2024/0339/2 (hard copy); D/2024/0339/3 (on-line pdf); NUR 910

© CEBioS, Royal Belgian Institute of Natural Sciences, 2024

29 Vautier Street, 1000 Brussels – [www.naturalsciences.be](http://www.naturalsciences.be)

All translation and reproduction rights reserved for all countries. Copying or reproducing this book by any method, including photography, microfilm, magnetic tape, disc, or other means is an infringement punishable by law under the provisions of the Act of 11 March 1957 on copyright. Except for non-profit educational purposes, no part of this publication may be reproduced in any manner whatsoever without permission in writing from CEBioS, Royal Belgian Institute of Natural Sciences.

# Champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest



par

**André DE KESEL**

Jardin botanique de Meise  
38 Nieuwelaan, 1860 Meise, Belgique  
Email: [andre.dekesel@botanicgardenmeise.be](mailto:andre.dekesel@botanicgardenmeise.be)

**Abdoul-Azize BOUKARY**

Faculté d'Agronomie, Université de Parakou  
1 Route de l'Okpara, BP 123, Parakou, Bénin  
Email: [abdoulbazize@gmail.com](mailto:abdoulbazize@gmail.com)

**Nourou S. YOROU**

Faculté d'Agronomie, Université de Parakou  
1 Route de l'Okpara, BP 123, Parakou, Bénin  
Email: [n.s.yorou@gmail.com](mailto:n.s.yorou@gmail.com)

**Jérôme DEGEEF**

Jardin botanique de Meise  
Fédération Wallonie-Bruxelles  
Service général de l'Enseignement supérieur et de la Recherche scientifique  
1 rue Lavallée, 1080 Bruxelles, Belgique  
Email: [jerome.degreef@botanicgardenmeise.be](mailto:jerome.degreef@botanicgardenmeise.be)

## Remerciements

Nous remercions CEBioS (Capacités pour la Biodiversité et le Développement Durable) et le Point focal belge pour l'Initiative Taxonomique Mondiale (GTI), d'avoir honoré et supporté financièrement ce projet à travers deux bourses (2018/SO1-SBES-2.1/188 et R1.1-2/2021/133) qui ont permis d'acheter du matériel de recherche, d'organiser des ateliers et de réaliser du travail de terrain au Bénin.

Nos missions de prospection en Afrique de l'Ouest de 1997 à 2022 ont été possibles grâce aux financements obtenus du « Fonds Léopold III pour l'exploration et la conservation de la nature (Belgique) », de la « Fondation pour Favoriser la Recherche sur la Biodiversité en Afrique (Belgique) » ainsi que de la National Geographic Society (NGS-USA, n° 9885-16).

Sur le plan logistique, notre projet au Bénin a pu bénéficier des infrastructures en partie supportées par le projet FunTrAf « Ressources fongiques en Afrique Tropicale: Champignons comestibles du Bénin », financé par le Ministère Fédéral de l'Education et de la Recherche (BMBF, République Fédérale d'Allemagne, grant No. 01D20015) et du projet « Biodiversité et usage durable des champignons sauvages face aux variabilités climatiques en Afrique de l'Ouest », financé par le Conseil Suédois pour la recherche scientifique (financement FORMAS n° 226-2014-1109).

Dans tous les pays ouest-africains visités, nous avons particulièrement apprécié la collaboration et le partage d'informations avec nos collègues mycologues et avec les populations riveraines. Nous remercions tous les partenaires de la sous-région qui ont été, d'une façon ou d'une autre, impliqués dans la collecte des données et/ou la compilation et la publication d'informations ethnomycologiques. Nos remerciements sont adressés particulièrement aux Prof. Ngolo A. Koné et Dr. Soro Bakary (Université Nangui Abrogoua, Côte d'Ivoire), Dr. Linda Vanié-Léabo (Université Félix Houphouët-Boigny, Côte d'Ivoire), Prof. Marie-Solange Tiébré et Dr. Gouvé Claver Yian (Centre National de Floristique, Côte d'Ivoire), Prof. Oumarou Hama (Université Djibo Hamani de Tahoua, Niger), Prof. Marie-Laure Guissou (Université de Koudougou, Burkina Faso), Prof. Elise Sanon et Prof. Philippe Sankara (Université de Ouagadougou, Burkina Faso), Prof. Atsu Guelly, Dr. Hodabalo Kamou et Dr. Pondikpa Nadjombé (Université de Lomé, Togo), Gbamon Konomou (Herbier National de Guinée), Dr. Adam Manvell (Rural Development Consultant) pour les données ethnomycologiques du Liberia et Karim Dagno (Institut d'Economie Rurale de Bamako, Mali).

Nous remercions aussi tous les collègues qui ont accepté de partager et qui ont autorisé l'utilisation de leurs photos: Cathrin Manz (Goethe University Frankfurt am Main, Allemagne), Dr. Luis A. Parra (Asociación Micológica Arandina, Espagne), Edwin Maes (Burkina Faso), Marco Schmidt (Senckenberg Biodiversity and Climate Research Centre, Allemagne), Dr. Marcin Piątek (Szafer Institute of Botany, Pologne) et Félix Hampe (Université de Gand, Belgique). Nous remercions tout particulièrement Prof. Meike Piepenbring (Goethe University Frankfurt am

Main, Allemagne) et son équipe d'avoir publié en libre accès la bibliographie de la check-liste des champignons d'Afrique de l'Ouest qui nous a été très utile.

Nous voudrions enfin marquer notre gratitude au Dr. Yacoubou Boni (Bénin), Salomon Boko (Wari Maro, Bénin), chef garde forestier Innocent Sossah (Attogon, Niaouli, Bénin), Boniface Tawes (Boukombé, Bénin), Dr. Martin Ryberg (Université d'Uppsala, Suède) et Dr. Brendan Furneaux (Université Jyväskylä, Finlande). Nos sincères remerciements s'adressent enfin à Dr. Mireille Toyi pour la réalisation de la carte de végétation et Dr. Imorou Ouorou-Barré pour celle de la carte climatique ainsi qu'à tous les membres de MyTIPS (Unité de Mycologie Tropicale et Interaction Plantes-Champignons du Sol, Parakou, Bénin) qui nous ont aidés durant ce projet: Dr. Hyppolite Aïgnon (identification *Inocybe*), Dr. Sylvestre Badou, Dr. Evans Codjia (identification *Amanita*), Ramdan Dramani (identification *Cantharellus*), Dr. Roël Houdanon et Dr. Boris Olou (identification polypores et travail de terrain à Niaouli), souvent assistés de Dr. Kassim I. Tchan, Souleymane Boni, Gérard Laourou, Olyvia Fadeyi, Gildas Abohombou, Apollon Hegbe, Tabe Affoussatou, Chabi Bogo Taïbatou, Basile Hounwanou, Naomie Yabi, Francine Toha, Yannick Nonti et Clément Tétéli.

## **Avertissement au lecteur**

Cet ouvrage n'a pas la prétention de dresser une liste exhaustive des champignons comestibles de l'ensemble des écosystèmes ouest-africains. 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 57 espèces traitées dans le détail et illustrées, certaines sont communément consommées, parfois commercialisées alors que d'autres ne font l'objet que d'une consommation occasionnelle. Ce guide est avant tout une invitation à explorer le monde fascinant et complexe des champignons comestibles de la région sous un angle scientifique approfondi. Nous appelons néanmoins l'utilisateur de ce guide à la plus grande prudence. Nul besoin de rappeler que la confusion entre certaines espèces peut avoir des conséquences dramatiques et, en cas d'hésitation, nous recommandons donc de ne consommer que les récoltes éprouvées par les populations locales, seule preuve irréfutable de leur comestibilité.

## Avant-propos

Après avoir publié, dans cette même série, un volume sur les champignons comestibles d'Afrique centrale (Eyi Ndong *et al.* 2011) puis un autre sur ceux d'Afrique de l'Est (Haut-Katanga) (De Kesel *et al.* 2017), nous présentons ici une synthèse des connaissances relatives aux champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest. C'est la première fois qu'un ouvrage de mycologie considère cette vaste région dans sa totalité. L'Afrique de l'Ouest est caractérisée par une variété impressionnante de paysages, abritant une biodiversité fongique remarquable qui méritait un tel ouvrage. Les champignons comestibles, bien que souvent négligés dans le contexte des écosystèmes africains, jouent en effet un rôle écologique essentiel et ont une importance culturelle profonde dans cette région. Ce livre se propose d'explorer en profondeur cette biodiversité fongique et ses nombreuses facettes scientifiques, ethnomycologiques et alimentaires

L'écologie des champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest est tout d'abord traitée, en mettant en lumière leurs interactions avec la flore. Les rôles écologiques des champignons, tels que leurs relations symbiotiques avec les plantes, leur contribution à la décomposition des matières organiques et leur impact sur la dynamique des écosystèmes sont expliqués.

Dans chaque région d'Afrique, des habitudes alimentaires particulières se sont imposées au fil du temps. Des tabous, des interdits culturels ou religieux, des préférences liées à l'environnement et à la disponibilité des ressources influent sur le régime alimentaire des populations. Et il n'est pas rare que des aliments, bien que disponibles dans des régions voisines, y soient différemment appréciés. Il arrive également que des aliments soient rejetés par certaines populations alors qu'ils sont abondamment consommés par d'autres. Dans l'objectif de documenter un maximum d'espèces utilisables, nous ne nous sommes pas limités aux espèces consommées en Afrique de l'Ouest. Ainsi, toutes les espèces africaines comestibles, dont certaines non consommées en Afrique de l'Ouest, sont reprises dans ce document. Sur base de recherches bibliographiques, de terrain et d'herbiers, la distribution de 160 espèces comestibles dans 14 pays ouest-africains est fournie.

Les services écosystémiques des champignons sont multiples et, pour les communautés locales, la valorisation socio-économique de cette ressource alimentaire est extrêmement importante. Dans cet ouvrage, nous abordons aussi les méthodes qualitatives et quantitatives fréquemment utilisées dans les projets de valorisation des espèces comestibles. Les aspects liés à l'inventorisation, aux enquêtes ethnomycologiques, aux productions naturelles et à la mise en culture des espèces sauvages y sont détaillés. Les menaces sur la biodiversité fongique, telles que la déforestation, la perte d'habitat et les changements climatiques, sont importantes dans la région et les défis et opportunités liés à l'utilisation durable et à la conservation des champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest sont dès lors discutés.

Chaque travail de valorisation d'espèces utiles se doit d'utiliser une nomenclature irréfutable. C'est la raison d'être de cet ouvrage qui consacre donc aussi un chapitre important à la classification taxonomique, l'objectif étant de fournir une base solide à la compréhension de la nomenclature de ces organismes si mal connus.

**Résumé** - Ce livre est destiné à tous les lecteurs intéressés aux champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest. C'est le premier ouvrage dans le domaine qui couvre 14 pays et qui, en combinant données de terrain et bibliographiques, rassemble des informations sur les 160 espèces comestibles connues de cette région. Cet outil contribue à une meilleure connaissance de la distribution et de la taxonomie des espèces comestibles, des éléments essentiels à la mise en valeur de cette ressource. En plus d'une introduction sur le climat et sur les types de végétation rencontrés dans la région, qui permettent de souligner l'importance de ces facteurs sur les groupes écologiques de champignons, l'ouvrage présente différentes méthodes et approches utilisées dans la valorisation des champignons comestibles, y compris un chapitre sur la culture. A travers cette approche, il espère intéresser non seulement la communauté des mycologues, mais aussi les membres d'ONG ou d'agences de coopération au développement et les gestionnaires soucieux d'intégrer les champignons dans leurs projets. Une clé des genres et une description macroscopique de chacun d'eux sont fournis. Des tableaux permettent de visualiser la distribution des 160 espèces dans chaque pays d'Afrique de l'Ouest. Pour une soixantaine d'entre elles, une carte de distribution, des photographies prises sur le terrain, une description (macro- et microscopique), une liste d'illustrations disponibles dans la littérature, ainsi que des données concernant leur écologie, leur comestibilité, leur taxonomie et les risques de confusion avec des espèces proches, parfois toxiques, sont disponibles. Enfin, une vingtaine d'espèces comestibles, souvent mal ou moins connues mais présentes en Afrique de l'Ouest, font l'objet d'un chapitre distinct. Une bibliographie exhaustive et un glossaire clôturent l'ouvrage.

**Mots-clés:** champignons comestibles – Afrique de l'Ouest – services écosystémiques – produits forestiers non-ligneux – conservation – culture

**Summary** - This book is intended for all readers interested in edible mushrooms from West Africa. It is the first work in this field which covers 14 countries and brings together information on the 160 edible species known from this region. This tool combines field and bibliographic data, and contributes to a better knowledge of the distribution and taxonomy of edible species, essential elements for the development of this resource. An introduction to the climate and the types of vegetation encountered in the region is given, as well as the relationship with the different ecological groups of fungi. The work presents different methods and approaches used in the valorisation of edible mushrooms, and includes a chapter on cultivation. By this it reaches not only the community of mycologists, but also members of NGOs or development cooperation agencies and managers keen to integrate mushrooms into their projects. An identification key, using macroscopic features, is given to identify the genera. Tables with presence data allow to visualize the distribution of 160 species encountered in West Africa. For almost sixty species

field photographs, distribution maps and descriptions (macro- and microscopic) are given, as well as a list of illustrations available in the literature, information concerning their ecology, edibility, taxonomy and lookalikes. For twenty more less known West African edible species, ecological and distributional data are given. An exhaustive bibliography and a glossary are provided.

**Keywords:** edible fungi – West Africa – ecosystem services – non-timber forest products – conservation – cultivation



## Table des matières

<b>1. Introduction</b>	<b>11</b>
<b>2. Le climat en Afrique de l'Ouest</b>	<b>11</b>
2.1. Le climat équatorial et subéquatorial	13
2.2. Le climat tropical bi- et unimodal	13
2.3. Le climat sahélien et désertique	14
<b>3. La végétation de l'Afrique de l'Ouest</b>	<b>14</b>
3.1. Zone guinéo-congolaise	14
3.2. Zone de transition guinéo-soudanienne	16
3.3. Zone soudanienne	18
3.4. Zone sahélienne	22
<b>4. Les champignons comestibles en Afrique de l'Ouest : état des connaissances</b>	<b>23</b>
4.1. Généralités	23
4.2. Ecologie des champignons comestibles en Afrique de l'Ouest	24
4.3. Distribution des champignons comestibles en Afrique de l'Ouest	29
<b>5. Valorisation des champignons comestibles</b>	<b>39</b>
5.1. Services écosystémiques des champignons comestibles	39
5.2. Méthodes de valorisation	40
5.2.1. Échantillonnage et protocole de Nagoya	40
5.2.2. Identification, conservation et accessibilité des spécimen	41
5.2.3. Enquêtes	41
5.2.4. Quantification des productions naturelles et phénologie	43
5.3. Projets de valorisation	44
5.3.1. Inventaires	45
5.3.2. Distribution des espèces comestibles	47
5.3.3. Ethnomycologie	47
5.3.4. Productivité des écosystèmes-sources	51
5.3.5. Culture des champignons saprotrophes et sécurité alimentaire	53
<b>6. Culture de champignons saprotrophes</b>	<b>54</b>
6.1. Infrastructure et équipements	55
6.2. Fabrication de la semence	56
6.3. Production des sporophores	59
<b>7. Outils et techniques utiles au mycologue</b>	<b>60</b>
7.1. Taxonomie, systématique, nomenclature	60
7.2. Littérature mycologique	61
7.3. Complémentarité des approches morphologique et moléculaire	62
7.4. Description d'un nouveau taxon et spécimen-type	64
<b>8. Clé des genres de champignons</b>	<b>65</b>

<b>9. Fiches descriptives des espèces de champignons comestibles .....</b>	<b>76</b>
<b>10. Espèces peu consommées, douteuses ou encore mal connues .....</b>	<b>250</b>
<b>11. Glossaire .....</b>	<b>256</b>
<b>12. Bibliographie .....</b>	<b>270</b>
<b>13. A propos des auteurs .....</b>	<b>300</b>
<b>14. Index des noms scientifiques .....</b>	<b>302</b>
<b>Annexe: Cartes de distribution des espèces de champignons comestibles en Afrique de l'Ouest.....</b>	<b>311</b>

## 1. Introduction

De nombreux champignons sont symbiotiques, d'autres parasitent des plantes, et leur distribution est souvent étroitement liée à celle de leurs hôtes. Ils tendent ainsi à s'adapter à des écosystèmes spécifiques et à y être inféodés. En comprenant les mécanismes qui influencent le climat, mais surtout en appréhendant la phytogéographie et les habitats, les mycologues peuvent prédire où certaines espèces de champignons sont susceptibles de se trouver en fonction de la distribution de leurs hôtes (Dramani *et al.* 2022) et du sol (Dickie *et al.* 2010; Sato *et al.* 2012; Tedersoo *et al.* 2014; Milenge *et al.* 2019). La phytogéographie permet ainsi de mieux comprendre les habitats préférentiels des champignons et de les rechercher plus efficacement. Elle aide les chercheurs à mieux planifier leurs missions de collecte de champignons.

En taxonomie, la distribution géographique d'une espèce de champignon peut aussi être un facteur clé dans son identification et sa classification. Il arrive ainsi que la constatation de distributions extrêmement larges de certaines espèces de champignons ectomycorrhiziens, comme celles de chanterelles africaines, éveillent des suspicions sur leur véritable identité (De Kesel *et al.* 2016). La comparaison de spécimens provenant de différentes régions phytogéographiques peut aider à déterminer s'il s'agit d'une seule ou de plusieurs espèces, qui peuvent même être cryptiques ou morphologiquement indiscernables.

Valoriser les champignons comestibles nécessite non seulement une excellente connaissance des espèces, de leur position taxonomique, de leur morphologie, de leur mode de vie mais aussi et surtout de leurs hôtes, substrats, habitats et de leur distribution géographique.

Bien plus encore que dans nos deux volumes précédemment publiés (Eyi Ndong *et al.* 2011; De Kesel *et al.* 2017), l'importance de la végétation est ici primordiale. Les espèces traitées dans cet ouvrage se répartissent en effet sur une vaste région qui abrite des végétations très différentes (forêt dense humide, forêt semi-décidue, forêt galerie, forêt claire, savane...) et qui vont influencer de manière primordiale sur la diversité des champignons. Cette étroite dépendance entre type de climat, type de végétation et mycoflore justifie d'y consacrer deux chapitres de ce livre.

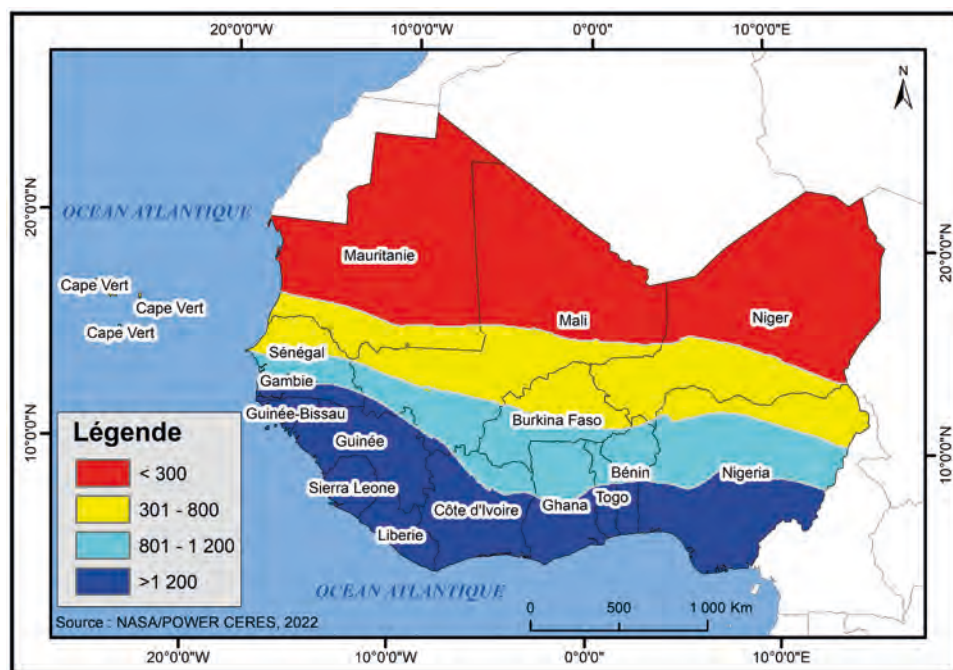
Chaque écosystème possède ses propres trésors mycologiques, souvent liés à sa composante ligneuse. Pouvoir reconnaître les arbres ouest-africains constitue dès lors un atout important pour quiconque souhaiterait entamer des recherches mycologiques dans la région.

## 2. Le climat en Afrique de l'Ouest

Contrairement aux autres régions du continent africain, le relief de l'Afrique de l'Ouest est relativement homogène et ne présente pas de hautes chaînes de montagnes. Une des conséquences est l'absence d'effet de l'orographie sur

les zones de climat, contrairement à ce qu'on observe en Afrique orientale par exemple. Le climat d'Afrique de l'Ouest se décline en bandes parallèles de l'équateur au tropique du Cancer. Si les amplitudes thermiques restent faibles sous les tropiques tout au long de l'année, il n'en est pas de même des précipitations, qui varient sous l'effet du Front Intertropical (FIT) ou Zone de Convergence Intertropicale (ZCI), une zone de rencontre des masses d'air chaud et humide anticyclonique provenant des tropiques et portées par les alizés.

Au cours de l'année, le FIT connaît des mouvements réguliers de l'équateur vers les tropiques (solstices) et vice versa. Son déplacement est en effet défini par l'incidence verticale des rayons du soleil. Entre juin et juillet, le FIT occupe sa position la plus septentrionale tandis que son passage austral se produit en décembre et en janvier. L'occurrence du FIT est synonyme de précipitations, son déplacement régulant ainsi les saisons au cours de l'année. Les régions qui enregistrent deux passages du FIT connaissent deux saisons des pluies et deux saisons sèches, tandis que les régions qui enregistrent un seul passage du FIT sont caractérisées par une seule saison des pluies qui alterne avec une saison sèche unique.



**Fig. 1.** Les grandes zones climatiques d'Afrique de l'Ouest (en rouge, climat désertique; en jaune, climat sahélien; en bleu cyan, climat tropical humide et sec; en bleu foncé, climat équatorial et subéquatorial) – crédit: I. Ouorou-Barré.

Dans la zone intertropicale, le climat est caractérisé par un zonage en bandes plus ou moins parallèles à l'équateur (Fig. 1).

## **2.1. Le climat équatorial et subéquatorial**

Le climat équatorial et subéquatorial, également connu sous le nom de climat guinéen, correspond aux régions les plus proches de l'équateur (7°N à 7°S). En Afrique de l'Ouest, le climat équatorial et subéquatorial est observé dans le sud du Nigeria, du Bénin, du Togo, du Ghana, de la Côte d'Ivoire, du Libéria, de la Sierra Leone, de la Guinée et de la Gambie. Dans ces régions, le climat est constamment chaud et humide et se caractérise par une seule saison des pluies qui s'étend sur presque toute l'année. On y observe de fortes précipitations, entre 1200 et 2500 mm/an mais qui peuvent dépasser 3000 mm/an dans les régions proches de l'équateur (Guinée, Libéria, Sierra Leone et Côte d'Ivoire). Les maxima d'intensité des pluies surviennent aux équinoxes. On y enregistre aussi une température élevée et constante toute l'année, entre 24°C (nuit) et 32°C (jour) et un taux d'humidité entre 70% et 90%. Les températures élevées sont dues à la position zénithale du soleil et à son rayonnement régulier tout au long de l'année. Le réchauffement du sol et de l'air est toutefois limité par la forte humidité due à l'évapotranspiration et à la pluviosité.

Dans sa partie la plus australe, la zone de climat équatorial et subéquatorial connaît deux fois le passage du FIT, définissant ainsi deux saisons des pluies et deux saisons sèches. Au Bénin, par exemple, les saisons pluvieuses s'échelonnent de mai à juillet et de septembre à octobre. Les saisons sèches couvrent les mois de novembre à mars et le mois d'août durant lequel le ciel est généralement couvert, les températures assez basses (de 18°C à 22°C) mais où il y a peu de pluie.

Il faut noter que les changements climatiques globaux influent de manière spectaculaire sur le climat de cette région et que les cycles saisonniers sont de plus en plus perturbés. Le caractère typiquement équatorial du climat, sans saison sèche, avec dominance du mécanisme de la ZCI et sans cyclones, tend à faire place à un climat de type tropical.

## **2.2. Le climat tropical bi- et unimodal**

Le climat tropical est caractéristique des zones s'étendant de 7° à 14° de latitude, de part et d'autre de l'équateur. Avec des pluviométries entre 800 mm et 1200 mm et de fortes amplitudes thermiques (de 18°C à 38°C), le climat tropical est fortement influencé par le passage du FIT, à l'origine de l'alternance et de l'intensité des saisons: une saison sèche (faibles températures, précipitations quasiment nulles) alterne avec une saison des pluies (hautes températures, très fortes précipitations). Les régions situées entre 6°–7°N et 6°–7°S enregistrent deux passages du FIT et connaissent donc deux saisons des pluies et deux saisons sèches. C'est le cas de la partie australe des pays côtiers ouest-africains. On parle dans ce cas d'un climat

tropical bimodal. A l'inverse, le climat tropical unimodal est caractérisé par une seule saison des pluies de juin à juillet et une seule longue saison sèche d'octobre à mars. En Afrique de l'Ouest, le climat tropical uni- ou bimodal est enregistré entre 7°N et 12°N, soit dans les régions centrales et au nord du Nigeria, du Bénin, du Togo, du Ghana, de la Côte d'Ivoire, de la Guinée et du Sénégal.

### **2.3. Le climat sahélien et le climat désertique**

Le climat sahélien et le climat désertique sont très proches et se caractérisent par une sécheresse et une aridité permanentes durant presque toute l'année et un déficit important d'eau liquide tant au niveau du sol que dans l'air. Le climat aride présente des écarts thermiques importants, de l'ordre de 50°C et des nuits claires qui peuvent être assez fraîches. Qu'il soit chaud, froid ou doux, le climat désertique est associé à des précipitations très faibles et de fortes variations thermiques journalières et annuelles.

## **3. La végétation de l'Afrique de l'Ouest**

La végétation est assez homogène en Afrique de l'Ouest où les différences d'altitude sont relativement faibles par rapport à d'autres régions du continent. La zonation de la végétation suit ainsi les zones climatiques décrites ci-dessus et varie des forêts luxuriantes équatoriales et sub-équatoriales aux steppes sahéliennes, en passant par les forêts claires et les savanes caractéristiques des climats tropicaux bi- et unimodaux. L'une des meilleures classifications de la végétation est celle proposée par White (1986) qui se base sur la richesse et la distribution des espèces pour définir de grandes zones de végétation ou centres d'endémisme, et des zones de transition. On distingue ainsi la zone guinéo-congolaise, la zone de transition guinéo-soudanienne, la zone soudanienne, la zone sahélienne et la zone désertique du Sahara. La distribution de ces phytochories est strictement parallèle aux zones climatiques (Fig. 2).

### **3.1. Zone guinéo-congolaise**

Les forêts denses guinéo-congolaises ou forêts tropicales humides guinéo-congolaises se rencontrent dans la zone de climats équatorial et subéquatorial à tropical humide, proches de l'équateur. En Afrique de l'Ouest, elles s'étendent jusqu'aux latitudes de 7°–7°30'N. Le bloc guinéo-congolais occupe une superficie proche de 93.000 km<sup>2</sup> et couvre les régions côtières de la Sierra Leone, du Libéria, de la Côte d'Ivoire et du Ghana. Cette bande de forêts sempervirentes est interrompue par le « Dahomey gap », région de savanes et de forêts sèches du Togo et du Bénin, puis se prolonge dans la zone la plus australe du Nigeria jusqu'au Cameroun. Le « Dahomey gap » définit ainsi deux entités forestières: le sous-bloc guinéen à l'ouest et le sous-bloc congolais au centre du continent africain.

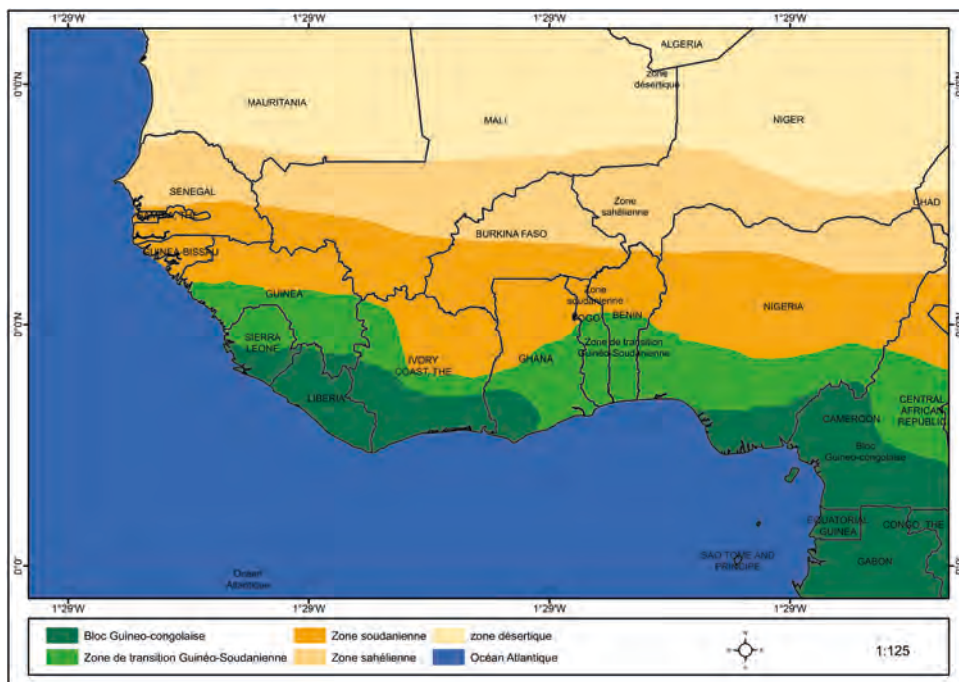


Fig. 2. Zones de végétation d'Afrique de l'Ouest (d'après White 1986) – crédit: M. Toyi.

La zone guineo-congolaise abrite une mosaïque de végétations comprenant des forêts tropicales caducifoliées, des forêts tropicales de montagne, des forêts inondées, des forêts galeries et des savanes guinéennes. La présence quasi permanente de précipitations assure l'existence de forêts sempervirentes atteignant plus de 30 m de hauteur (Fig. 3). Le bloc forestier guineo-congolais constitue un centre d'endémisme et est considéré comme un hotspot de biodiversité. Le nombre d'espèces de plantes vasculaires y est estimé à environ 9000 et le taux d'endémisme y atteint 20%. Celui-ci est encore plus élevé sur le Mont Nimba (joutant la Côte d'Ivoire, le Libéria et la Guinée), dans le Parc National de Taï en Côte d'Ivoire, dans le Parc National Cross River au Nigeria et sur le Mont Cameroun. Les espèces ligneuses les plus emblématiques des forêts denses guineo-congolaises sont l'ébène d'Afrique (*Diospyros gracilis*), les acajous (des genres *Entandrophragma* et *Khaya*) ou encore l'iroko (*Milicia excelsa*). A côté des forêts denses sempervirentes se rencontrent, le long du cordon littoral, des forêts denses humides et/ou semi-décidues (Fig. 4) à *Dialium guineense* et à *Zyzygium guineense*, des forêts marécageuses à *Alstonia congensis*, des forêts claires à *Lophira lanceolata*, des mangroves à *Rhizophora racemosa* et *Avicennia germinans* et des savanes guinéennes à *Mitragyna inermis*. On y trouve aussi des bosquets de forêts denses monospécifiques à *Gilbertiodendron dewevrei* (Fig. 5). Les forêts denses humides périphériques sont en outre riches en grands arbres comme *Entandrophragma angolense*,

*E. candollei*, *Parinari glabra*, *Nauclea diderrichii* et *Parkia bicolor*, qui présentent différents faciès en fonction des conditions climatiques et pédologiques.

### 3.2. Zone de transition guinéo-soudanienne

La zone de transition guinéo-soudanienne occupe les régions comprises approximativement entre 7° et 10°N. La région abrite une mosaïque de végétations dont le climax, dans sa partie sud, correspondrait aux forêts denses sèches à *Anogeissus leocarpus*, *Diospyros mespiliformis* et *Pouteria alnifolia*. Des galeries forestières riches en *Parinari congensis*, *Cola laurifolia*, *Berlinia grandiflora* et *Cynometra megalophylla* y sont également présentes. La zone de transition guinéo-soudanienne marque la fin de la distribution sud des forêts claires à *Isobertinia doka* avec une absence remarquable de *I. tomentosa*. Les forêts denses semi-décidues y sont remplacées par les forêts denses sèches et les forêts claires avec, par endroits, la présence de la seule espèce de Dipterocarpaceae d'Afrique de l'Ouest, *Monotes kerstingii*, ainsi que d'*Encephalartos barteri*. Partout en Afrique de l'Ouest, la zone de transition guinéo-soudanienne est parsemée d'inselbergs (Fig. 6.) caractérisés par des végétations saxicoles dont les forêts denses sèches à *Hildegardia barteri* et les prairies à *Afrotrilepis pilosa*.



**Fig. 3.** Forêt dense humide du Mont Nimba (Guinée).





**Fig. 4.** Forêt dense semi-décidue de la Lama (Bénin).



**Fig. 5.** Sous-bois de la forêt dense humide à *Gilbertiodendron dewevrei* (Guinée).



**Fig. 6.** Forêt claire et inselbergs de la zone guinéo-soudanienne (Monts Kouffé, Bénin) – crédit photo: M. Schmidt.

### 3.3. Zone soudanienne

La zone soudanienne s'étend de 10° à 12°N. Le climat y est de type tropical sec avec une seule saison pluvieuse qui alterne avec une longue saison sèche. La zone soudanienne présente une diversité de végétations qui sont dominées par les forêts claires.

Les forêts claires (Fig. 7) constituent un ensemble de formations végétales qui vont de la forêt presque totalement fermée avec un mince tapis graminéen en sous-bois jusqu'à la savane arborée ou arbustive dont la composition floristique est réduite à quelques espèces adaptées aux passages fréquents des feux de brousse. Structurellement, il s'agit de formations mixtes constituées d'herbacées et de ligneux de hauteur variant entre 12 et 18 m et dont le couvert ligneux dépasse généralement 50%. La strate herbacée y est largement dominée par de grandes graminées vivaces, plutôt sciaphiles ou mésophiles, notamment *Andropogon tectorum* et *Kaempferia aethiopica*.

Les formes dégradées de forêts claires sont les savanes boisées et arborées, très généralement maintenues en l'état par les feux de brousse. Elles sont caractérisées par une strate continue de graminées héliophiles (*Andropogon chinensis*, *A. gayanus*, *Schizachyrium sanguineum*, *Diheteropogon amplexans*), surmontée d'une strate ligneuse ouverte dont le couvert dépasse rarement 20 à 25%.

La caractéristique commune aux savanes et aux forêts claires soudaniennes est la présence permanente de Caesalpiniaceae du genre *Isoberlinia*, notamment *I. doka* et *I. tomentosa*. Les forêts claires à *Isoberlinia* spp. (Fig. 8) forment une large bande quasiment continue entre 10 et 12°N, du Mali jusqu'à l'Ouganda. D'un point de vue floristique, elles sont l'homologue septentrional des miombos de la région zambézienne (Assédé *et al.* 2020). *Isoberlinia doka* en est certes l'espèce caractéristique, mais ces forêts claires sont des formations mixtes où cet arbre cohabite avec d'autres espèces, comme *Uapaca togoensis*, *Daniellia oliveri*, *Burkea africana*, *Erythrophleum africanum*, *Butyrospermum paradoxum*, *Diospyros mespiliformis*, *Monotes kerstingii*, *Combretum* spp., *Terminalia* spp., *Pterocarpus erinaceus*, *Bombax costatum*...

D'autres formations sont inféodées à des habitats spécifiques. Les forêts denses sèches à *Anogeissus leiocarpus*, *Gilletiodendron glandulosum* et *Guibourtia copallifera* sont dispersées dans toute la zone soudanienne. Des forêts galeries (Figs 9 & 10) et ripicoles sont présentes le long des cours d'eau permanents et dominées par *Cynometra vogelii* et *Garcinia livingstonei*, mais aussi le long des marigots et cours d'eau saisonniers, dans ces cas caractérisés par *Berlinia grandiflora*, *Vernonia colorata* et *Cola laurifolia*.

Dans la partie la plus septentrionale de la zone soudanienne, *Bombax costatum*, *Daniellia oliveri*, *Diospyros mespiliformis* et *Lannea microcarpa* se réfugient dans les lits des cours d'eaux permanents ou temporaires pour compenser les déficits hydriques. La latitude de 11°N marque la limite de présence de *Isoberlinia* spp. et, au-delà, la végétation garde une physionomie de forêt claire sans espèce dominante, on parle de forêt claire indifférenciée.



**Fig. 7.** Forêt claire mixte (Fazao-Malfakassa, Togo).



**Fig. 8.** Forêt claire à *Isoberlinia doka* (Fazao-Malfakassa, Togo).



**Fig. 9.** Forêt galerie à *Berlinia grandiflora* (Chutes Kota, Bénin).



**Fig. 10.** Forêt galerie à *Berlinia grandiflora* (environs de Tchamba, Togo).

### 3.4. Zone sahélienne

La zone sahélienne couvre la région à climat aride. La végétation typique y est constituée de steppes et de savanes arbustives à Combretaceae et/ou d'épineux généralement répandus sur sols sablonneux. La strate arbustive ou arborée, souvent épineuse, est très ouverte et permet l'installation d'un tapis herbacé discontinu de graminées annuelles (*Cenchrus biflorus*, *Aristida* spp., *Schoenefeldia gracilis*, *Eragrostis tremula*...). La composante ligneuse est majoritairement constituée de Combretaceae et de Légumineuses, notamment du genre *Acacia* (Fig. 11). On note aussi la prédominance de *Balanites aegyptiaca*, *Boscia senegalensis* et *Ziziphus mauritiana* sur les sols limoneux et argileux.



**Fig. 11.** Savane arbustive à *Acacia* (région de Djibo, Burkina Faso) – crédit photo M. Schmidt.

## 4. Les champignons comestibles en Afrique de l'Ouest: état des connaissances

### 4.1. Généralités

Les champignons comestibles constituent une ressource alimentaire importante en Afrique tropicale et sont un des produits forestiers non ligneux les plus convoités et les plus exploités par les populations locales. Leur documentation reste un aspect clé pour la connaissance et le partage du savoir collectif des populations utilisatrices de cette ressource. Jusqu'au début du 21<sup>e</sup> siècle, il n'existait que très peu de littérature scientifique sur les champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest (Heim 1936a,b; Locquin 1954; Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994). A ces ouvrages, s'ajoutaient quelques rapports qui mentionnaient la présence d'espèces comestibles dans des pays comme le Sénégal et la Guinée-Bissau (Thoen & Bâ 1989) ou le Nigeria (Oso 1975). Les premières listes d'espèces comestibles d'Afrique de l'Ouest sont apparues avec les travaux de Yorou *et al.* (2001), De Kesel *et al.* (2002) et Ducouso *et al.* (2003). Seul le guide illustré des champignons du Bénin (De Kesel *et al.* 2002) permettait jusqu'ici d'identifier les espèces comestibles du pays et de la sous-région grâce à des clés et des photos de terrain. La diversité des champignons comestibles est actuellement estimée à environ 250 espèces pour l'ensemble de l'Afrique tropicale ([www.efta-online.org](http://www.efta-online.org)) avec environ 70 espèces rien que pour l'Afrique de l'Ouest (Yorou *et al.* 2014). La plupart des espèces sont connues des populations utilisatrices de cette ressource par leurs noms vernaculaires.

La tradition très ancienne de la collecte des champignons se transmet de génération en génération à travers les pratiques culturelles. Les connaissances ethnomycologiques se limitent parfois aux espèces les plus appréciées du plus grand nombre mais nombreux sont les villageois qui s'adonnent à la cueillette des champignons, par ailleurs majoritairement des femmes (Kamou *et al.* 2015, 2017b; Kouamé *et al.* 2018; Yorou & De Kesel 2001). Le niveau de connaissance des champignons est donc logiquement étroitement lié au sexe (Kamou *et al.* 2015; Hama *et al.* 2019). Selon De Kesel *et al.* (2002), les femmes de plus de 40 ans vivant en milieu rural sont capables de trier les espèces comestibles et de les identifier systématiquement par un nom vernaculaire. Les femmes sont également chargées de la commercialisation des champignons sur les marchés et au bord des routes (Koné *et al.* 2013; Soro *et al.* 2019).

En Afrique de l'Ouest, une relation a été mise en évidence entre groupes ethniques et consommation de champignons comestibles (Yorou & De Kesel 2001; Kamou *et al.* 2015; Fadeyi *et al.* 2017; Hama *et al.* 2019;). Les connaissances sur l'usage alimentaire varient ainsi d'un groupe ethnique à un autre mais sont souvent semblables et entretenues au sein d'un même groupe (Boni & Yorou 2015). En tant qu'aliments, les champignons ne font cependant pas l'unanimité, certains les considérant comme des poisons (Yafetto & Osei-Bonsu 2017) alors que d'autres

utilisent des méthodes de cuisson qui favorisent la digestibilité ou éliminent la toxicité de certaines espèces (Fadeyi *et al.* 2019).

Les espèces les mieux connues et les plus appréciées appartiennent sans conteste au genre *Termitomyces*. En Côte d'Ivoire, toutes les espèces du genre sont d'ailleurs consommées (Koné *et al.* 2018) mais avec une préférence marquée pour *Termitomyces le-testui* (Koné *et al.* 2013, 2018; Fadeyi *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019) et *T. schimperi* (Fadeyi *et al.* 2017).

L'utilisation des champignons en Afrique de l'Ouest concerne aussi la pharmacopée traditionnelle. De nombreuses espèces de champignons médicinaux ont été identifiées et sont reconnues par les populations locales (Hama *et al.* 2012; Yian *et al.* 2020). Ces espèces sont utilisées pour le traitement d'un grand nombre d'affections par lavement ou en application locale notamment dans les yeux et les oreilles, par ingestion ou après décoction comme boisson (Yian *et al.* 2020). A l'inverse des savoirs relatifs aux champignons à usage alimentaire, ce sont les hommes qui connaissent le mieux les espèces à usage médicinal (De Kesel *et al.* 2002). Les champignons ont aussi une importance et un impact sociologiques notamment dans les mythes, la culture et la spiritualité (Osemwegie *et al.* 2010a, 2014).

La cueillette et la consommation de champignons sauvages, quoique toujours importantes en milieu rural, semblent toutefois diminuer au fil du temps dans la sous-région, confrontée à une urbanisation grandissante et à la disparition de ses habitats naturels (Guissou *et al.* 2008).

## **4.2. Ecologie des champignons comestibles en Afrique de l'Ouest**

Les champignons jouent un rôle primordial dans le cycle du carbone mais interviennent de manière différente en fonction de leur mode de vie (Houlton & Morford 2014; Heneghan *et al.* 2016; Leiva *et al.* 2016; Niu *et al.* 2016; Olou *et al.* 2019a). Les champignons, et singulièrement les espèces comestibles, peuvent être regroupés d'après leur écologie. On distingue ainsi des espèces ectomycorhiziennes, saprotrophes, termitophiles et parasitaires.

### **Champignons ectomycorhiziens**

Les champignons ectomycorhiziens (EcM) vivent en symbiose avec des arbres vivants (Fig. 12). Ils ne sont pas capables de décomposer la matière organique et ne se prêtent pas à la mise en culture. En Afrique de l'Ouest, ces champignons appartiennent majoritairement aux groupes des amanites, bolets, chanterelles, lactaires et russules (De Kesel *et al.* 2011, 2016; Maba *et al.* 2014a,b, 2015a,b; Vanié-Léabo *et al.* 2017; Badou *et al.* 2018, 2021, 2022; Codjia *et al.* 2021, 2022). On les retrouve préférentiellement dans les forêts claires guinéo-soudaniennes et soudaniennes dominées par *Isoberlinia doka* et *I. tomentosa*, des légumineuses de la sous-famille des Caesalpinioideae partenaires des champignons EcM et qui peuvent représenter jusqu'à 70% des arbres dans ce type de formations végétales.





**Fig. 12.** *Lactarius tenellus*, espèce ectomycorrhizienne des forêts claires à *Isobertinia* et *Uapaca* (R.D. Congo, ADK6186).

A côté de ces deux essences, on note aussi la présence de *Uapaca togoensis* (Phyllanthaceae), *Afzelia africana*, *Paramacrolobium coeruleum* (Caesalpiaceae), *Monotes kerstingii* (Dipterocarpaceae) et divers *Anthonotha* (Caesalpiaceae), des espèces qui sont également ectomycorrhizées. Des champignons EcM sont également présents dans les bosquets de forêt dense à *Gilbertiodendron dewevrei* (Caesalpiaceae) de la zone guinéo-congolaise, notamment dans la réserve de biosphère de Taï (Côte d'Ivoire), dans la forêt classée de Zياما en Guinée ou dans la Réserve de Biosphère du Mont Nimba (à cheval sur la Guinée, le Libéria et la Côte d'Ivoire).

La présence d'essences ligneuses comme *Anthonotha* spp., *Uapaca guineensis*, *Afzelia africana*, *A. bella* et *A. quanzensis* dans les forêts denses sempervirentes ou semi-décidues d'Afrique de l'Ouest assure également la présence de champignons EcM (Diedhiou *et al.* 2010; Ebenye *et al.* 2016).

Enfin, les zones de transition guinéo-soudanienne et soudanienne sont parsemées de forêts galeries ou ripicoles dominées par des espèces ectomycorrhizées comme *Berlinia grandiflora*, *Uapaca guineensis*, *U. esculenta*, *U. heudelotii*, *U. paludosa*, *U. chevalieri*... La présence de ces arbres rares, combinée à la présence permanente d'eau, fait de ces forêts galeries des sanctuaires de champignons dans des pays à pluviométrie assez faible comme le Bénin et le Togo.

Selon Yorou *et al.* (2010), 7 espèces d'amanites sont consommées en Afrique de l'Ouest. De nombreuses amanites présentent une toxicité aiguë et peuvent même être mortelles mais certaines, notamment celles appartenant à la section *Caesareae*, sont d'excellents comestibles et sont présentes en Afrique de l'Ouest. *Amanita masasiensis* et *Amanita loosei* figurent parmi les espèces les plus consommées au sein de ce groupe (Yorou *et al.* 2001; Kamou *et al.* 2015).

Les espèces de chanterelles sont moins nombreuses dans les régions ouest-africaines, notamment en zone soudanienne (Yorou 2010; Dramani *et al.* 2022), qu'en région zambézienne (De Kesel *et al.* 2016). Cette diversité moindre s'explique par l'absence, en région soudanienne, des arbres-hôtes de champignons EcM appartenant aux genres *Brachystegia* et *Julbernardia* (Caesalpiniaceae).

En Afrique de l'Ouest, les espèces comestibles rattachées aux genres *Lactifluus* et *Lactarius* sont les plus courantes et représentent 16% du nombre total d'espèces (Yorou *et al.* 2010). Rien qu'au Bénin, 22 espèces de lactaires au sens large, principalement des espèces comestibles, sont recensées (van Rooij *et al.* 2003).

Les espèces comestibles du genre *Russula* sont au nombre d'une dizaine en Afrique de l'Ouest (Yorou *et al.* 2010). Bien que la majorité, sinon la totalité, des russules soient comestibles, nombreuses sont celles qui ne sont pas consommées par les populations locales en raison d'une odeur fétide ou d'un goût désagréable.

### **Champignons termitophiles**

Les espèces du genre *Termitomyces* (Fig. 13) sont cultivées par des termites et sont incapables de survivre en leur absence. De ce fait, les *Termitomyces* sont inféodés aux termitières. La relation complexe entre les termites et les *Termitomyces* n'est pas entièrement claire et, jusqu'à présent, leur mise en culture est restée sans succès. Les *Termitomyces* sont des aliments très appréciés qui se rencontrent dans toutes les formations végétales d'Afrique de l'Ouest (Yorou & De Kesel 2001). Ce genre regroupe 16 espèces comestibles rien qu'en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2018), soit 10% des champignons comestibles enregistrés pour l'Afrique de l'Ouest (Yorou *et al.* 2010).

### **Champignons saprotrophes**

Les champignons saprotrophes sont capables de décomposer de la matière organique morte. Grâce à cette particularité, la mise en culture d'espèces saprotrophes est possible, pourvu que le bon substrat et des conditions de croissance favorables soient réunis. Les saprotrophes sont présents dans tous les écosystèmes d'Afrique de l'Ouest, surtout sur sols riches en matières organiques et sur substrats en décomposition, comme le bois mort (Fig. 14), la litière, les excréments (Fig. 15) et les déchets de cultures. Ils poussent en abondance dans les forêts denses et dans les forêts denses semi-décidues, plus riches en humus et en bois mort que les savanes et les forêts claires (Yorou *et al.* 2001, 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; De Kesel *et al.* 2017). La plupart des espèces



**Fig. 13.** *Termitomyces bulborhizus* avec ses pseudorhizes sortant de la meule (R.D Congo, JD1091).



**Fig. 14.** *Candolleomyces tuberculatus*, saprotrophe sur bois pourri (Bénin, OAB1116).



**Fig. 15.** *Agrocybe* sp., espèce saprotrophe sur excréments de grandes antilopes (R.D. Congo, ADK6187).

sauvages saprotrophes consommées en Afrique de l'Ouest sont récoltées dans les zones rudérales, les champs cultivés (Yorou 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; De Kesel *et al.* 2017), les jardins (Eyi Ndong *et al.* 2011; De Kesel *et al.* 2017), les zones d'élevage et les abords des villages. Leurs substrats de prédilection sont les feuilles de palmiers morts (*Volvariella volvacea*), les troncs et les branches d'arbres morts (*Candolleomyces tuberculatus*, *Lentinus squarrosulus*, *Auricularia cornea*, *Neonothopanus hygrophanus*, *Auricularia polytricha*, *Schizophyllum commune*), les déjections animales (*Chlorophyllum palaeotropicum*) ou les terres labourées (*Volvopluteus earlei*). La diversité des substrats naturels appréciés des espèces saprotrophes constitue un indice à exploiter si on envisage la fabrication de substrats artificiels pour y cultiver des champignons

En Afrique de l'Ouest, la phénologie d'apparition des champignons saprotrophes est étroitement liée au cycle des saisons et corrélée avec l'apparition des pluies, la majorité des espèces fructifiant en tout début de saison des pluies. Certaines espèces, comme les *Auricularia* spp. ou *Schizophyllum commune*, ont la capacité de survivre en saison sèche et de se réhydrater au retour des pluies (De Kesel *et al.* 2017).

### Champignons parasites

Les champignons parasites vivent aux dépens d'autres organismes vivants et s'attaquent aux plantes, aux animaux ou à d'autres champignons. Ils sont, pour la plupart, spécifiques et ne se laissent pas facilement cultiver sans la présence de leur hôte. En Afrique de l'Ouest, les champignons parasites sont fréquents et le nombre d'espèces est élevé (Piepenbring *et al.* 2020), même si très peu d'entre eux sont consommés. Un des plus communs est sans doute *Armillaria heimii*, parasite d'arbres vivants et problématique dans les plantations. *Tremella fuciformis* est une espèce comestible qui semble être saprotrophe parce qu'on la trouve toujours sur du bois mort. Elle est pourtant parasitaire car elle s'attaque au mycélium des champignons saprotrophes (*Hypoxylon* spp.) qui décomposent le bois mort. Signalons aussi *Sporisorium reilianum*, une espèce parasite qui appartient au groupe des charbons (Ustilaginales, Basidiomycota) et qui s'attaque au sorgho (Fig. 16). L'espèce est un problème dans les champs de sorgho mais, à l'état jeune, les fructifications sont consommées au Bénin et au Togo (Yorou, obs. pers.).

### 4.3. Distribution des champignons comestibles en Afrique de l'Ouest

Au Bénin, une étude pionnière sur base d'enquêtes ethnomycologiques a permis de constituer une importante base de données d'espèces comestibles (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2002). Une cinquantaine de macromycètes comestibles y sont référencés comme couramment consommés par certaines populations. Dans cet ouvrage (De Kesel *et al.* 2002), une description de la plupart des espèces comestibles est présentée avec leurs potentiels habitats dans la sous-région.



**Fig. 16.** *Sporisorium reilianum*, espèce parasite de *Sorghum vulgare* (Bénin) – crédit photo: M. Piątek.

Les formations ouvertes (savane arbustive, savane arborée et les différents faciès de la forêt claire à *Isoberlinia doka*, *I. tomentosa* et *Uapaca togoensis*, dominées par des arbres ectomycorrhiziens) fournissent le plus d'espèces comestibles, tant en richesse spécifique qu'en biomasse fraîche. A l'inverse, les formations denses fermées (forêts denses de plateau et forêts ripicoles), pauvres en ces espèces d'arbres, enregistrent les plus faibles productions. Toutefois, 8 espèces de *Cantharellus* sont inféodées aux habitats humides du nord-ouest du pays, à savoir les galeries forestières de Bassila et de Kota (Dramani *et al.* 2022).

Les nombreux travaux menés depuis lors au Bénin par Yorou *et al.* (2011, 2014, 2017), Codjia & Yorou (2014), Boni & Yorou (2015) et Fadeyi *et al.* (2017) ont confirmé la consommation d'un nombre considérable d'espèces dans diverses localités du pays. Des espèces nouvelles ont également été décrites dans des travaux récents notamment sur les polypores (Olou *et al.* 2019b, 2021, 2023), les bolets (Badou *et al.* 2021, 2022) et les amanites (Codjia *et al.* 2020, 2022, 2023). De nombreux représentants de ces groupes nécessiteraient des études chimiques afin de déterminer si elles contiennent, ou non, des toxines et si elles doivent être ajoutées à la liste des espèces comestibles du pays. Parmi ces espèces potentiellement comestibles, celles appartenant aux genres *Russula*, *Amanita*, *Boletus*, *Cantharellus* et *Lactifluus* sont les mieux représentées. Selon Osemwegie *et al.* (2014), les études réalisées au Bénin représentent environ 50% des données disponibles pour toute l'Afrique de l'Ouest.

Au Burkina Faso, les premières études sur les champignons ectomycorrhiziens (Sanon *et al.* 1997, 2014) ont confirmé la présence d'espèces comestibles sans que leur usage comme aliment ne soit mentionné. Les travaux de Guissou *et al.* (2005, 2008, 2015) ont montré que 24 espèces de champignons comestibles étaient consommées par les populations locales.

En Côte d'Ivoire, les premiers champignons comestibles ont été rapportés par Heim (1942a,b, 1958, 1977), Pegler (1983), Tiébré (2001) et Koné *et al.* (2010). Les travaux ethnomycologiques de Soro *et al.* (2019, 2022) ont fortement contribué à compléter la liste des espèces consommées (56 espèces) en Côte d'Ivoire. De récentes données, notamment de Kouamé *et al.* (2018), Pitta *et al.* (2020a), Djoué *et al.* (2020), Ekissi *et al.* (2021), N'Douba *et al.* (2022) et Sekongo *et al.* (2022), contribuent à l'amélioration des connaissances des champignons comestibles de Côte d'Ivoire. Les travaux de Yian *et al.* (2018, 2020, 2023) rapportent quelques espèces mal connues (*Agrocybe* spp. notamment) mais consommées dans les forêts denses du sud et le travail de Vanié-Léabo *et al.* (2017) rapporte de nombreuses espèces comestibles ectomycorrhiziennes des zones à forêts claires au nord du pays. Un des groupes les mieux documentés en Côte d'Ivoire est le genre *Termitomyces* (Koné *et al.* 2010, 2018), avec une diversité estimée à plus de 20 espèces (Nobré *et al.* 2011; Koné *et al.* 2013) dont 16 sont décrites (Tiébré 2001; Koné *et al.* 2011, 2013, 2018; Kouassi 2012; Yorou *et al.* 2014).

Au Ghana, les premières contributions relatives aux espèces comestibles sont de Dade (1940), Hughes (1953), Piening (1962), Pegler (1968, 1969), Holden (1970) et Roberts (2001). Nous n'avons pas pu trouver beaucoup d'études récentes menées au Ghana. Signalons néanmoins celles de Apertorgbor *et al.* (2006) et Yafetto & Osei-Bonsu (2017) qui ne signalent cependant que quelques espèces très communes dans les genres *Volvariella*, *Pleurotus* et *Termitomyces*.

La Guinée est un des pays ouest-africains où la diversité en espèces ectomycorrhiziennes est importante (Riviere *et al.* 2007), la majorité des espèces comestibles sont mentionnées par Heim (1942, 1952, 1958, 1977), Thoen & Ducouso (1989), Rammeloo & Walley (1993), Verbeken & Walley (2010) et Bâ *et al.* (2012).

Au Libéria, les données ethnomycologiques sont rares et éparpillées. Récemment, Manvell (2020) a publié un inventaire basé sur une étude locale et sur des données publiées et qui fournit les noms vernaculaires de champignons dans 16 langues locales.

Au Niger, les espèces comestibles ou utiles ont été principalement mentionnées dans les travaux de Hama *et al.* (2008, 2009, 2010, 2012, 2019, 2020), Daniëls *et al.* (2015) et Ibrahim *et al.* (2017). La plupart des découvertes sont basées sur des enquêtes réalisées auprès des populations Gourmantché et Djerma, ou sur du travail taxonomique.

Au Nigeria, une soixantaine d'espèces comestibles sont citées, les premières par Alasoadura (1966,1967a,b), Pegler (1968, 1969, 1983), Zoberi (1972, 1973, 1979), Oso (1975, 1977a), Ogundana (1979), Morris (1990) et Adewusi *et al.* (1993). Depuis les années 2000, elles ont été complétées par Nicholson (2000), Akpaja *et al.* (2003, 2005), Okhuoya *et al.* (2010), Ayodele *et al.* (2011), Osemwegie *et al.* (2006, 2010a,b, 2014) et Osemwegie & Okhuoya (2011).

Au Sénégal, les espèces comestibles ont été documentées à travers les travaux de Thoen & Bâ (1989), Thoen & Ducouso (1989), Verbeken & Walley (2010), Bâ *et al.* (2012), Kane & Courtecuisse (2013) et Kane *et al.* (2013) .

Au Togo, les enquêtes ethnomycologiques menées dans tout le pays ont révélé la présence d'une multitude d'espèces comestibles (Guelly 2006; Kamou *et al.* 2015, 2017b).

Enfin, on ne dispose que de très peu, voire pas, de documentation sur la mycoflore comestible de Guinée-Bissau, du Mali (Chevaugon 1952), de Sierra Leone (Deighton 1936) et de Gambie (Penny 2009, 2012).

Une synthèse des connaissances sur la distribution des champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest est présentée ci-dessous (Tableau 1). Elle est basée sur un dépouillement de la littérature. Le travail de Piepenbring *et al.* (2020) a servi de base mais, pour chaque espèce comestible, l'identité et la distribution ont été revues et parfois corrigées. Les distributions obtenues ont été complétées avec des données de l'herbier de l'université de Parakou (UNIPAR) et de l'herbier du Jardin botanique de Meise (BR). De ce dernier, la majorité des données sont accessibles dans GBIF (2023). D'autres sources sont la Global Fungal Red List Initiative ([https://redlist.info/iucn/species\\_list/](https://redlist.info/iucn/species_list/)), les data providers de EFTA ([www.efta-online.org](http://www.efta-online.org)) et PlutoF (Global soil organisms <https://doi.org/10.15468/fdpeaw>). Sur chacune des 57 cartes de distribution (annexe 1), les pays où l'espèce est présente sont figurés en vert mais cela n'implique pas que ce champignon y soit forcément consommé. En effet, dans un même pays, une espèce peut être consommée ou rejetée en fonction de l'ethnie qui la collecte. L'information relative à la consommation de l'espèce peut être trouvée dans la partie descriptive de l'espèce.

Le Tableau 1 indique la présence de 160 espèces dans la région et confirme leur présence dans les 14 pays ouest-africains. Les références qui supportent ces distributions sont mentionnées dans la partie descriptive (80 espèces).



**Tableau 1.** Espèces comestibles classées par ordre alphabétique. \* espèce traitée dans la partie descriptive. Ecologie: ECM espèce ectomycorrhizienne, SAP espèce saprotrophe, TER espèce termitophile, PAR espèce parasite. Présence (●) dans 14 pays (ordre alphabétique) et nombre total de pays.

Espèces comestibles (1 de 4)	Ecologie															Nombre de pays
		Bénin	Burkina-Faso	Côte d'Ivoire	Gambie	Ghana	Guinée	Guinée Bissau	Liberia	Mali	Niger	Nigeria	Sénégal	Sierra Leone	Togo	
<i>Afroboletus luteolus</i>	* ECM	●					●								●	3
<i>Afrocastellanao ivoryana</i>	* ECM	●		●			●						●		●	5
<i>Agaricus arvensis</i>	SAP	●		●												3
<i>Agaricus bingensis</i>	* SAP	●	●							●			●		●	5
<i>Agaricus bisporus</i>	SAP											●				1
<i>Agaricus brunneopunctatus</i>	SAP	●														1
<i>Agaricus brunneovariabilis</i>	SAP	●													●	2
<i>Agaricus bulbillosus</i>	SAP	●								●						2
<i>Agaricus campestris</i>	SAP	●					●									2
<i>Agaricus goossensiae</i>	* SAP	●	●	●			●			●			●			6
<i>Agaricus kivuensis</i>	SAP	●								●					●	2
<i>Agaricus ochrascens</i>	SAP	●													●	2
<i>Agaricus robustulus</i>	SAP	●														1
<i>Agaricus subedulis</i>	SAP												●			1
<i>Agaricus subsaharianus</i>	* SAP	●	●	●						●					●	5
<i>Agaricus volvatulus</i>	SAP	●										●			●	3
<i>Agrocybe broadwayi</i>	* SAP	●		●			●					●	●		●	6
<i>Agrocybe elegantior</i>	SAP			●												1
<i>Amanita aurea</i>	ECM														●	1
<i>Amanita congolensis</i>	* ECM	●		●				●					●		●	5
<i>Amanita crassiconus nom. prov.</i>	* ECM	●		●				●			●	●	●		●	7
<i>Amanita loosei</i>	* ECM	●													●	2
<i>Amanita masasiensis</i>	* ECM	●	●	●				●		●			●		●	8
<i>Amanita strobilaceovolva</i>	ECM	●		●			●								●	4
<i>Amanita subviscosa</i>	* ECM	●	●	●						●					●	5
<i>Amanita xanthogala</i>	ECM	●		●												2
<i>Armillaria heimii s.l. (incl. A. mellea)</i>	* PAR			●			●	●		●		●		●	●	7
<i>Auricularia cornea</i>	* SAP	●	●	●	●		●	●		●		●	●	●	●	12
<i>Auricularia delicata</i>	SAP	●		●			●	●		●		●	●	●	●	9
<i>Calvatia cyathiformis</i>	SAP	●		●			●			●		●	●			6
<i>Calvatia subtomentosa</i>	* SAP	●										●				3
<i>Candolleomyces tuberculatus</i>	* SAP	●	●	●						●					●	6
<i>Cantharellus addaiensis</i>	* ECM	●	●	●			●	●				●			●	7
<i>Cantharellus congolensis</i>	* ECM	●		●			●	●				●	●		●	7
<i>Cantharellus conspicuus</i>	ECM	●														1
<i>Cantharellus defibulatus</i>	ECM														●	1
<i>Cantharellus floridulus</i>	ECM			●			●					●				3
<i>Cantharellus guineensis</i>	* ECM	●		●				●							●	4
<i>Cantharellus miniatescens</i>	ECM											●				1
<i>Cantharellus platyphyllus</i>	* ECM	●		●								●			●	4
<i>Cantharellus pseudocibarius</i>	ECM														●	1
<i>Cantharellus pseudofriesii</i>	ECM		●	●				●					●			4
<i>Cantharellus solidus</i>	ECM	●														1
<i>Cantharellus splendens</i>	ECM	●														1
<i>Cantharellus violaceoflavescens</i>	ECM														●	1
<i>Chlorophyllum globosum</i>	SAP	●										●				2
<i>Chlorophyllum palaeotropicum</i>	* SAP	●	●	●			●			●		●	●	●	●	9
<i>Chlorophyllum rhachodes</i>	SAP	●	●												●	3
<i>Cookeina sulcipes</i>	* SAP	●		●			●			●		●		●	●	7
<i>Coprinopsis africana</i>	SAP		●	●								●				3
<i>Dacryopinax spathularia</i>	* SAP	●			●		●					●	●	●		6

**Tableau 1 (suite).** Espèces comestibles classées par ordre alphabétique. \* espèce traitée dans la partie descriptive. Ecologie: ECM espèce ectomycorrhizienne, SAP espèce saprotrophe, TER espèce termitophile, PAR espèce parasite. Présence (●) dans 14 pays (ordre alphabétique) et nombre total de pays.

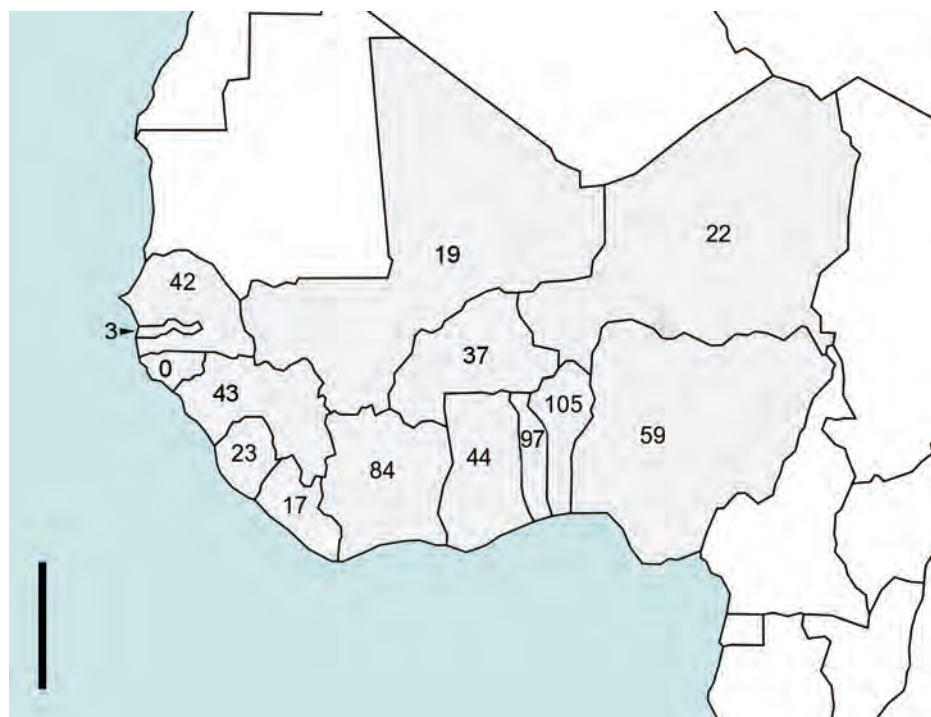
Espèces comestibles (2 de 4)	Ecologie															Nombre de pays
		Bénin	Burkina-Faso	Côte d'Ivoire	Gambie	Ghana	Guinée	Guinée Bissau	Liberia	Mali	Niger	Nigeria	Sénégal	Sierra Leone	Togo	
<i>Echinochaete brachypora</i>	* SAP			●											●	3
<i>Favulus tenuiculus</i>	* SAP	●	●	●		●			●	●		●	●	●	●	10
<i>Gymnopilus zenkeri</i>	* SAP	●		●		●			●							4
<i>Hygrophoropsis manganotii</i>	SAP			●												1
<i>Inosperma macrocarpa</i>	ECM	●														1
<i>Lactarius acutus</i>	ECM							●								1
<i>Lactarius baliophaeus</i>	ECM	●				●							●		●	4
<i>Lactarius kabansus</i>	ECM														●	1
<i>Lactarius saponaceus</i>	ECM	●	●	●				●		●					●	7
<i>Lactarius tenellus</i>	* ECM	●		●								●			●	4
<i>Lactifluus brunnescens</i>	ECM							●								1
<i>Lactifluus denigricans</i>	ECM	●														1
<i>Lactifluus densifolius</i>	ECM	●													●	2
<i>Lactifluus edulis</i>	* ECM	●								●	●				●	4
<i>Lactifluus flammans</i>	* ECM	●		●						●					●	4
<i>Lactifluus flavellus</i>	ECM														●	1
<i>Lactifluus gymnocarpoides</i>	* ECM	●	●	●				●			●	●			●	8
<i>Lactifluus gymnocarpus</i>	* ECM	●	●	●				●				●			●	7
<i>Lactifluus heimii</i>	ECM			●											●	2
<i>Lactifluus inversus</i>	ECM							●							●	2
<i>Lactifluus longisporus</i>	ECM	●														1
<i>Lactifluus luteopus</i>	ECM	●	●	●				●							●	5
<i>Lactifluus medusae</i>	ECM		●					●							●	4
<i>Lactifluus pectinatus</i>	ECM														●	1
<i>Lactifluus pelliculatus</i>	ECM			●				●							●	4
<i>Lactifluus pseudogymnocarpus</i>	ECM	●											●		●	2
<i>Lactifluus pumilus</i>	ECM	●								●		●			●	4
<i>Lactifluus sesemotani</i>	ECM			●												1
<i>Lactifluus sudanicus</i>	ECM														●	1
<i>Lactifluus volemoides</i>	ECM	●		●											●	3
<i>Lentinus atrobrunneus</i>	SAP			●												1
<i>Lentinus brunneofloccosus</i>	SAP			●		●										2
<i>Lentinus cladopus</i>	* SAP	●	●	●											●	4
<i>Lentinus sajor-caju</i>	SAP			●								●				2
<i>Lentinus squarrosulus</i>	* SAP	●	●	●		●			●	●		●	●	●	●	10
<i>Lepiota grassei</i>	SAP							●								1
<i>Leucoagaricus americanus</i>	SAP	●														1
<i>Leucocoprinus cretaceus</i>	SAP	●	●	●		●					●		●	●	●	7
<i>Mackintoshia persica</i>	ECM	●													●	2
<i>Macrocybe lobayensis</i>	* SAP	●	●	●		●				●	●	●			●	8
<i>Macrolepiota africana</i>	* SAP					●	●				●					3
<i>Macrolepiota dolichaula</i>	* SAP	●		●						●	●					4
<i>Marasmiellus inoderma</i>	* SAP	●		●		●					●				●	5
<i>Marasmius arborescens</i>	SAP					●					●				●	3
<i>Marasmius bekolacongoli</i>	* SAP	●									●	●			●	4
<i>Marasmius buzungolo</i>	* SAP	●	●													2
<i>Marasmius heinemannianus</i>	* SAP	●														1
<i>Mycocamaranthus congolensis</i>	ECM														●	1
<i>Neonothopanus hygrophanus</i>	* SAP	●	●	●		●	●		●	●	●	●	●	●	●	11
<i>Oudemansiella canarii</i>	SAP			●								●				2
<i>Phillipsia domingensis</i>	SAP										●		●			2

**Tableau 1 (suite).** Espèces comestibles classées par ordre alphabétique. \* espèce traitée dans la partie descriptive. Ecologie: ECM espèce ectomycorrhizienne, SAP espèce saprotrophe, TER espèce termitophile, PAR espèce parasite. Présence (●) dans 14 pays (ordre alphabétique) et nombre total de pays.

Espèces comestibles (3 de 4)	Ecologie															Nombre de pays
		Bénin	Burkina-Faso	Côte d'Ivoire	Gambie	Ghana	Guinée	Guinée Bissau	Liberia	Mali	Niger	Nigeria	Sénégal	Sierra Leone	Togo	
<i>Phlebopus colossus</i>	ECM					●										1
<i>Phlebopus portentosus</i>	SAP															2
<i>Phlebopus sudanicus</i>	* ECM	●	●	●	●					●	●	●	●	●	●	9
<i>Pleurotus cystidiosus</i>	SAP	●		●					●						●	4
<i>Pleurotus flabellatus</i>	SAP			●												1
<i>Pleurotus fuscosquamulosus</i>	SAP			●												1
<i>Pleurotus ostreatus</i>	SAP					●					●					2
<i>Pleurotus pulmonarius</i>	* SAP	●		●					●		●				●	5
<i>Pleurotus tuber-regium</i>	* SAP	●	●	●		●	●		●		●	●	●	●	●	10
<i>Psathyrella atroumbanata</i>	SAP	●									●	●				3
<i>Russula aff. grisea</i>	ECM	●		●												2
<i>Russula cellulata</i>	ECM	●		●			●								●	4
<i>Russula ciliata</i>	ECM	●		●												2
<i>Russula compressa</i>	ECM	●													●	2
<i>Russula congoana</i>	* ECM	●	●	●			●								●	5
<i>Russula hiemisilvae</i>	ECM											●				1
<i>Russula meleagris</i>	ECM	●					●									2
<i>Russula ochrocephala</i>	ECM	●										●			●	3
<i>Russula oleifera</i>	* ECM	●	●	●		●			●						●	6
<i>Russula phaeocephala</i>	ECM														●	1
<i>Russula pruinata</i>	ECM						●									1
<i>Russula pseudopurpurea</i>	ECM	●														1
<i>Russula roseovelata</i>	ECM														●	1
<i>Russula roseoviolacea</i>	ECM														●	1
<i>Russula sesenagula</i>	ECM	●	●	●								●			●	5
<i>Russula testacea</i>	ECM	●													●	2
<i>Schizophyllum commune</i>	* SAP	●	●	●		●	●		●	●	●	●	●	●	●	11
<i>Sporisorium reilianum</i>	PAR	●													●	2
<i>Suillus granulatus</i>	ECM						●									1
<i>Termitomyces aurantiacus</i>	* TER	●		●		●				●	●		●		●	6
<i>Termitomyces bulbarhizus</i>	TER									●						1
<i>Termitomyces citriophyllus</i>	TER			●		●										2
<i>Termitomyces clypeatus</i>	* TER	●	●	●		●			●		●	●			●	8
<i>Termitomyces congolensis</i>	TER								●							1
<i>Termitomyces eurrhizus</i>	TER	●		●							●				●	4
<i>Termitomyces fuliginosus</i>	* TER	●	●	●			●						●		●	6
<i>Termitomyces globulus</i>	TER					●					●				●	3
<i>Termitomyces le-testui</i>	* TER	●		●		●	●			●	●				●	7
<i>Termitomyces mammiformis</i>	TER						●				●					2
<i>Termitomyces mbuzi</i>	TER	●													●	2
<i>Termitomyces medius</i>	* TER	●	●	●		●	●				●	●			●	8
<i>Termitomyces microcarpus</i>	* TER	●	●	●		●	●		●		●	●	●	●	●	11
<i>Termitomyces reticulatus</i>	* TER	●		●		●									●	4
<i>Termitomyces robustus</i>	* TER	●		●		●	●				●	●	●	●	●	8
<i>Termitomyces schimperi</i>	* TER	●		●		●	●				●	●	●	●	●	7
<i>Termitomyces schimperi f. lactifluus</i>	TER			●												1
<i>Termitomyces singidensis</i>	TER	●													●	2
<i>Termitomyces striatus</i>	* TER	●		●		●	●		●	●	●	●	●	●	●	10
<i>Termitomyces striatus f. griseus</i>	TER					●										1
<i>Termitomyces striatus var. annulatus</i>	TER						●						●			2
<i>Termitomyces tylerianus</i>	TER	●														1

**Tableau 1 (suite).** Espèces comestibles classées par ordre alphabétique. \* espèce traitée dans la partie descriptive. Ecologie: ECM espèce ectomycorrhizienne, SAP espèce saprotrophe, TER espèce termitophile, PAR espèce parasite. Présence (●) dans 14 pays (ordre alphabétique) et nombre total de pays. Nombre total d'espèces, par pays et par groupe écologique (ectomycorrhiziens, saprotrophes, termitophiles et parasites).

Espèces comestibles (4 de 4)	Ecologie	Pays														Nombre de pays
		Bénin	Burkina-Faso	Côte d'Ivoire	Gambie	Ghana	Guinée	Guinée Bissau	Liberia	Mali	Niger	Nigeria	Sénégal	Sierra Leone	Togo	
<i>Tremella fuciformis</i>	PAR	●		●		●	●							●	●	7
<i>Tricholomopsis aurea</i>	SAP			●										●	●	3
<i>Trogia infundibuliformis</i>	SAP	●		●					●				●		●	4
<i>Tubosaeta brunneasetosa</i>	ECM	●	●				●		●			●		●	●	8
<i>Volvariella volvacea</i>	* SAP	●	●	●		●			●		●	●	●	●	●	9
<i>Volvopluteus earlei</i>	* SAP	●		●		●				●		●		●	●	6
<i>Xerocomus subspinulosus</i>	ECM	●	●	●			●						●	●	●	6
<b>total</b>		<b>160</b>	<b>105</b>	<b>37</b>	<b>84</b>	<b>3</b>	<b>44</b>	<b>43</b>	<b>0</b>	<b>17</b>	<b>19</b>	<b>22</b>	<b>59</b>	<b>42</b>	<b>23</b>	<b>97</b>
<i>Ectomycorrhiziens</i>		72	46	15	32	1	7	25	0	2	5	10	9	17	1	51
<i>Saprotrophes</i>		63	43	18	37	2	24	6	0	11	13	7	37	19	14	30
<i>Termitophiles</i>		22	14	4	13	0	11	10	0	3	1	5	11	6	6	13
<i>Parasites</i>		3	2	0	2	0	2	2	0	1	0	0	2	0	2	3



**Fig. 17.** Diversité des champignons comestibles en Afrique de l'Ouest (nombre d'espèces par pays). Echelle: 500 km.

Le Tableau 1 et la figure 17 indiquent de grandes différences d'un pays à l'autre en ce qui concerne le nombre d'espèces comestibles. Le Bénin (105 spp.) et le Togo (97 spp.) comptent en effet le plus grand nombre d'espèces comestibles, suivis de la Côte d'Ivoire (84 spp.) et du Nigeria (59 spp.). Cette situation, où des pays relativement petits compteraient, sur leur territoire, plus d'espèces comestibles que leurs voisins beaucoup plus vastes, est le résultat de l'effort de collecte consenti ces dernières années au Bénin et au Togo. De plus, certains pays comme le Burkina Faso (37 spp.), le Mali (19 spp.) et le Niger (22 spp.) ne possèdent pas de vastes espaces couverts de forêts denses sèches et humides, ce qui diminue évidemment leur potentiel à abriter des espèces saprotrophes typiques de la zone guinéo-congolaise. En Gambie (3 spp.) et en Guinée-Bissau (0 sp.), il est par contre clair que l'effort d'inventorisation doit être accentué.

En catégorisant les 160 espèces comestibles en fonction de leur présence dans les différents pays, on constate que 28% d'entre elles n'ont été observées que dans un pays, 20% dans deux pays seulement. L'interprétation de ces données est difficile car certaines espèces remarquables, comme *Cantharellus defibulatus*, *C. splendens* et *C. violaceoflavescens*, sont vraisemblablement peu citées du fait qu'elles poussent dans des milieux assez rares. Des espèces très communes comme *Auricularia cornea*, *Neonothopanus hygrophanus*, *Termitomyces microcarpus* et *Schizophyllum commune* ne sont pourtant pas signalées dans tous les pays d'Afrique de l'Ouest. Alors que des espèces saprotrophes mal connues comme *Marasmius buzungolo*, *Agaricus robustulus*, *Candolleomyces tuberculatus* et *Volvopluteus earlei* sont peu citées mais probablement bien présentes dans la plupart des pays étudiés.

En observant le nombre d'espèces par groupe écologique, on constate qu'en Afrique de l'Ouest les espèces comestibles ectomycorrhiziennes sont les plus nombreuses (ECM, 72 spp.), suivies des espèces saprotrophes (SAP, 63 spp.), des espèces termitophiles (TER, 22 spp.) et des espèces parasites (PAR, 3 spp.). D'un pays à l'autre, les rapports entre ECM et SAP peuvent varier fortement (Bénin (46/43), Togo (50/30), Ghana (7/24)). Compte tenu que la connaissance de la distribution de nombreuses espèces dans la sous-région est incomplète, il est probable que le rapport ECM/SAP est lui aussi influencé par le degré d'inventorisation

En dressant la liste des espèces signalées dans au moins 5 pays (Tableau 2), on atteint une cinquantaine d'espèces. Bien que cette liste comporte à peine un tiers du total des espèces comestibles de la sous-région, elle renseigne sur les espèces comestibles les plus fréquentes et sans doute aussi les plus communes en Afrique de l'Ouest.

**Tableau 2.** Espèces comestibles présentes dans au moins 5 pays et classées en fonction du nombre de pays où elles ont été trouvées. \* espèce traitée dans la partie descriptive. Ecologie : ECM espèce ectomycorrhizienne, SAP espèce saprotrophe, TER espèce termitophile, PAR espèce parasite. Présence (●) dans 14 pays (ordre alphabétique) et nombre total de pays.

Espèces comestibles présentes dans au moins 5 pays	Ecologie															Nombre de pays
		Bénin	Burkina-Faso	Côte d'Ivoire	Gambie	Ghana	Guinée	Guinée Bissau	Liberia	Mali	Niger	Nigeria	Sénégal	Sierra Leone	Togo	
<i>Auricularia cornea</i>	* SAP	●	●	●	●	●			●	●	●	●	●	●	●	12
<i>Neonothopanus hygrophanus</i>	* SAP	●	●	●	●	●	●			●	●	●	●	●	●	11
<i>Schizophyllum commune</i>	* SAP	●	●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	11
<i>Termitomyces microcarpus</i>	* TER	●	●	●	●	●	●		●		●	●	●	●	●	11
<i>Favolus tenuiculus</i>	* SAP	●	●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	10
<i>Lentinus squarrosulus</i>	* SAP	●	●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	10
<i>Pleurotus tuber-regium</i>	* SAP	●	●	●	●	●	●		●		●	●	●	●	●	10
<i>Termitomyces striatus</i>	* TER	●	●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	10
<i>Auricularia delicata</i>	SAP	●		●		●	●		●		●	●	●	●	●	9
<i>Chlorophyllum palaeotropicum</i>	* SAP	●	●	●		●				●		●	●	●	●	9
<i>Phlebopus sudanicus</i>	* ECM	●	●	●	●		●			●	●	●	●	●	●	9
<i>Volvariella volvacea</i>	* SAP	●	●	●		●			●		●	●	●	●	●	9
<i>Amanita masasiensis</i>	* ECM	●	●	●			●			●	●	●	●	●	●	8
<i>Lactifluus gymnocarpoides</i>	* ECM	●	●	●			●			●	●	●	●	●	●	8
<i>Macroclype lobayensis</i>	* SAP	●	●	●		●			●		●	●	●	●	●	8
<i>Termitomyces clypeatus</i>	* TER	●	●	●		●			●		●	●	●	●	●	8
<i>Termitomyces medius</i>	* TER	●	●	●		●	●				●	●	●	●	●	8
<i>Termitomyces robustus</i>	* TER	●	●	●		●	●				●	●	●	●	●	8
<i> Tubosaeta brunneasetosa</i>	ECM	●	●	●			●		●		●	●	●	●	●	8
<i>Amanita crassiconus nom. prov.</i>	* ECM	●		●			●			●	●	●	●	●	●	7
<i> Armillaria heimii s.l. (incl. A. mellea)</i>	* PAR	●		●		●	●				●	●	●	●	●	7
<i>Cantharellus addaiensis</i>	* ECM	●	●	●			●				●	●	●	●	●	7
<i>Cantharellus congolensis</i>	* ECM	●		●		●	●				●	●	●	●	●	7
<i>Cookeina sulcipes</i>	* SAP	●	●	●		●			●				●	●	●	7
<i>Lactarius saponaceus</i>	ECM	●	●	●			●			●	●			●	●	7
<i>Lactifluus gymnocarpus</i>	* ECM	●	●	●			●		●			●	●	●	●	7
<i>Leucocoprinus cretaceus</i>	SAP	●	●	●		●					●		●	●	●	7
<i>Termitomyces le-testui</i>	* TER	●		●		●	●			●		●	●	●	●	7
<i>Termitomyces schimperi</i>	* TER	●		●		●	●				●	●	●	●	●	7
<i>Tremella fuciformis</i>	PAR	●		●		●	●				●		●	●	●	7
<i>Agaricus goossensiae</i>	* SAP	●	●	●		●			●			●	●	●	●	6
<i>Agrocybe broadwayi</i>	* SAP	●		●		●					●	●	●	●	●	6
<i>Calvatia cyathiformis</i>	SAP	●		●		●			●			●	●	●	●	6
<i>Dacryopinax spathularia</i>	* SAP	●		●	●	●					●	●	●	●	●	6
<i>Candolleomyces tuberculatus</i>	* SAP	●	●	●					●		●	●	●	●	●	6
<i>Russula oleifera</i>	* ECM	●	●	●		●				●				●	●	6
<i>Termitomyces aurantiacus</i>	* TER	●	●	●		●				●	●		●	●	●	6
<i>Termitomyces fuliginosus</i>	* TER	●	●	●		●	●						●	●	●	6
<i>Volvopluteus earlei</i>	* SAP	●	●	●		●			●			●	●	●	●	6
<i>Xerocomus subspinulosus</i>	ECM	●	●	●			●						●	●	●	6
<i>Afrocastellanoa ivoryana</i>	* ECM	●	●	●			●						●	●	●	5
<i>Agaricus bingensis</i>	* SAP	●	●	●					●			●	●	●	●	5
<i>Agaricus subsaharianus</i>	* SAP	●	●	●						●			●	●	●	5
<i>Amanita congolensis</i>	* ECM	●	●	●			●					●	●	●	●	5
<i>Amanita subviscosa</i>	* ECM	●	●	●						●			●	●	●	5
<i>Lactifluus luteopus</i>	ECM	●	●	●			●						●	●	●	5
<i>Marasmiellus inoderma</i>	* SAP	●		●		●					●		●	●	●	5
<i>Pleurotus pulmonarius</i>	* SAP	●		●					●		●		●	●	●	5
<i>Russula congoana</i>	* ECM	●	●	●			●							●	●	5
<i>Russula sesenagula</i>	ECM	●	●	●									●	●	●	5

## 5. Valorisation des champignons comestibles

La mise en valeur des champignons comestibles est considérée ici au sens large. Chaque effort consenti dans ce domaine, de la simple inventorisatation à la documentation du savoir local, jusqu'à la quantification des productions naturelles des espèces comestibles voire à la mise en culture, peut être considéré comme une forme de valorisation (scientifique, culturelle, économique...)

Chaque étude qui vise à valoriser cette ressource est complexe et diffère selon le sujet et les objectifs fixés qui dépendent du groupe cible, de la région, de l'environnement, du temps consacré, des collaborateurs impliqués et des moyens financiers disponibles. Nous proposons, dans la suite, un bref aperçu des services écosystémiques fournis par les champignons comestibles. Nous présentons ensuite les méthodes et techniques utilisées dans les projets de valorisation et qui dépendent étroitement du type de données (qualitatives et/ou quantitatives) collectées. Nous décrivons enfin différents projets de valorisation en détaillant leurs objectifs, leurs résultats et leurs limites.

### 5.1. Services écosystémiques des champignons comestibles

Les services écosystémiques fournis par les champignons comestibles sont multiples et faciles à mettre en évidence. Les productions naturelles importantes de champignons comestibles témoignent de leur potentiel à approvisionner les populations locales et à assurer leur bien-être. La consommation de champignons sauvages est en effet une tradition ancestrale au sein des communautés rurales d'Afrique (Boa 2006). Il est connu que les champignons représentent des ressources alimentaires d'appoint pour les populations locales (Yorou *et al.* 2014; Degreef *et al.* 2016b) car leur apparition coïncide avec la période, dite de soudure, entre deux saisons agricoles. La majorité des espèces ont une valeur nutritive élevée, complémentaire et parfois exceptionnelle, qui concurrence celle de la viande. Dans plusieurs pays d'Afrique tropicale, certains champignons comestibles sont considérés comme de la viande végétale (Guissou *et al.* 2005; Nikuze *et al.* 2020). En général, la consommation de champignons comestibles permet de mieux équilibrer une alimentation monotone, principalement basée sur les sucres et les graisses. Les champignons sont pauvres en cholestérol et leur teneur protéinique est supérieure à celle des légumes et des céréales. Certaines espèces, vivant en symbiose avec des termites, présentent une teneur protéinique comprise entre 30 à 40% de leur matière sèche (Degreef *et al.* 1997). Par ailleurs, la teneur en matières grasses des champignons est assez faible, entre 3 à 4%, parmi lesquels 72% sont des acides gras insaturés (Parent & Thoen 1979) bénéfiques à la santé humaine, à l'inverse des acides gras saturés rencontrés dans les graisses animales. La teneur en divers éléments traces comme les vitamines du groupe B (B1, B2, B6 et B12), du groupe D et C (connu sous le nom d'acide ascorbique) justifie qu'on recommande la consommation des champignons pour couvrir les besoins vitaminiques. De par leur valeur nutritive assez élevée, les champignons sont d'excellents candidats dans les efforts de lutte contre la

malnutrition et contribuent à l'atteinte des Objectifs de Développement Durable des Nations-Unies, notamment l'ODD 2 (réduction de la faim) et l'ODD 3 (bonne santé et bien-être).

## **5.2. Méthodes de valorisation**

La plupart des projets de valorisation des champignons comestibles obtiennent leurs données à travers une, voire plusieurs, des méthodes suivantes: échantillonnage, identification, enquêtes et quantification. L'identification correcte des espèces est évidemment très importante et est la raison d'être de ce livre, mais les autres méthodes le sont également.

### **5.2.1. Échantillonnage et protocole de Nagoya**

Le travail de terrain et l'échantillonnage des spécimens sont indispensables dans la plupart des projets de valorisation. Ce travail nécessite une bonne connaissance des techniques d'herborisation, de collecte de données de terrain, mais aussi une base en taxonomie, aussi bien des composantes de la végétation que des champignons. Une introduction dans l'organisation pratique d'une mission d'échantillonnage, ses préparatifs et un manuel pour l'étude et le traitement du matériel collecté sont fournis dans Eyi Ndong *et al.* (2011).

Dès l'arrivée dans une région, et avant même de débiter les travaux de terrain, il est important de s'annoncer auprès des autorités de la place (agent forestier, préfet, maire ou chef d'arrondissement, chef de village...) afin d'éviter toute déconvenue au cours du séjour. Dans la plupart des pays d'Afrique de l'Ouest, l'accès aux forêts et à la ressource est conditionné par un permis délivré par les autorités locales ou nationales en charge des forêts. Un permis de collecte n'est néanmoins pas suffisant si vous envisagez d'exporter vos collections pour en approfondir l'étude ou en analyser la valeur alimentaire ou la toxicité. Il convient, dans ce cas, de se conformer à la réglementation internationale et de veiller au respect du protocole de Nagoya. Si le pays d'où provient la collecte en est signataire, il est obligatoire de faire établir par les deux parties, pays d'origine et pays de destination, les documents d'Accès et Partage équitables des Avantages (APA) (<https://www.cbd.int/abs/infokit/ revised/web/factsheet-nagoya-fr.pdf>). La signature des documents APA est une très longue procédure. Dans l'attente de ce document et afin d'éviter de retarder l'analyse des données, la signature d'un « Accord de transfert de matériel biologique » est conseillée. Ce document doit clairement mentionner les responsabilités, les attendus du projet et les avantages que les parties, y compris les populations locales, sont en droit d'attendre de la collaboration. Dans ce contexte d'échange et de réciprocité, il est souhaitable que les chercheurs du Nord travaillent en collaboration étroite avec leurs homologues du Sud. Ce travail conjoint avec les pairs du pays d'accueil facilite grandement le contact avec les populations locales et le déroulement des travaux (notamment des enquêtes) et crée des liens de partenariat durables et bénéfiques aux deux parties



### 5.2.2. Identification, conservation et accessibilité des spécimens

Les problèmes taxonomiques rencontrés lors de l'examen des champignons d'Afrique tropicale, y compris des espèces comestibles, sont courants et souvent difficiles à résoudre. Il en résulte que beaucoup de projets de valorisation de champignons, surtout les contributions ethnomycologiques, incluent des taxons dont l'épithète n'est pas donnée et/ou le spécimen de référence n'est pas accessible ou disponible. Cette situation crée des doutes sur l'utilité des informations fournies et impacte la reproductibilité des propos émis.

Pour éviter ce type de problèmes, trois étapes sont primordiales: 1) l'identification des spécimens cités dans une publication doit être faite jusqu'au niveau de l'espèce. Publier des taxons dont l'épithète n'est pas spécifiée ou pas claire (telle que sp. 1, sp. 2...) n'est pas de grande utilité dans un contexte de valorisation. Identifier le matériel inconnu se fait en principe par une étude qui intègre les caractères macro- et microscopiques, et peut être appuyé par une étude moléculaire. Pour ce travail, l'accès à la littérature et à un laboratoire morphologique et/ou moléculaire est néanmoins indispensable; 2) l'échantillonnage des spécimens, leur documentation et la mise en herbier (Eyi Ndong *et al.* 2011) doivent conduire à la création d'une collection de référence pour le projet. Cette collection, base taxonomique du projet, permet de vérifier les noms utilisés et sert de référence dans toutes les publications scientifiques issues du projet; 3) les collections de référence doivent être déposées dans un herbier officiel (Index Herbariorum) (Thiers 2023). En général, ces herbiers internationaux s'efforcent de rendre les spécimens traçables et accessibles, en respectant toujours les droits de leurs propriétaires et leurs devoirs dans le cadre du protocole de Nagoya.

Par le passé, cette procédure en 3 étapes n'a pas toujours été suivie et d'anciennes citations d'espèces comestibles, correctes et fiables du point de vue de l'utilisateur local, ne le sont pas d'un point de vue scientifique du fait de l'absence de spécimens de référence, qui pourraient être étudiés afin d'en confirmer l'identificati

### 5.2.3. Enquêtes

Dans beaucoup de projets de valorisation de champignons comestibles, la collecte de données se déroule via des enquêtes menées directement auprès de la population locale. Les données obtenues font l'état des lieux mais permettent aussi d'analyser l'impact de l'ethnie, de la langue, de la religion, du genre, de l'âge, de l'origine, du degré de scolarité, des revenus, des efforts consentis pour récolter... La liste est longue. En principe, la réalisation d'une enquête ethnomycologique nécessite la préparation d'un questionnaire orienté vers les aspects que l'enquêteur voudra mettre en exergue de la part de l'enquêté et des objectifs qu'il poursuit (De Kesel *et al.* 2002). Il n'existe pas une enquête standardisée qui peut servir à tous les objectifs et à tous les profils (récolteurs, familles, vendeurs, intermédiaires, guérisseurs...) mais il y a probablement autant d'enquêtes différentes que de types de projets. L'efficacité d'une enquête dépend

de la façon dont elle est conçue et organisée sur place. Une enquête doit aussi être représentative et statistiquement valide. Dans ce contexte, il faut toujours s'assurer qu'un nombre minimum de personnes a été interviewé afin de rendre l'échantillon représentatif, ce qui n'est pas toujours facile ni faisable.

Le choix de la région d'étude, des groupes ethniques et des populations locales auprès desquels enquêter est aussi déterminé par l'habitat naturel des champignons sur lequel on veut investiguer... à moins qu'on étudie les habitudes alimentaires et culinaires d'une population-cible. Selon les objectifs de l'enquête, l'échantillon choisi au sein de la population (Codjia & Yorou 2014; Boni & Yorou 2015; Soro *et al.* 2019) inclut, ou pas, différents groupes socio-linguistiques et socio-professionnels. En général, une bonne stratégie d'échantillonnage permet de disposer d'un groupe composite représentatif et évite les biais et les informations incomplètes. A ce propos, il est important d'inclure, dans l'échantillon, les groupes dits minoritaires qui disposent souvent de connaissances spécifiques. Les entretiens rassemblent un nombre suffisant de villageois guidés par leur motivation à prendre part à l'étude. Des personnes qui n'ont pas participé aux entretiens de groupes peuvent aussi être approchées de manière individuelle. L'observation participative, à l'occasion d'un séjour de quelques jours dans le village, permet aussi de prendre conscience des habitudes au quotidien et d'enregistrer des données inédites sur les savoirs traditionnels.

Les enquêtes socio-économiques abordent les aspects financiers liés aux champignons comestibles. Divers paramètres allant du prix payé à un récolteur local au prix final sur les marchés, en passant par ceux pratiqués par les divers intermédiaires, seront récoltés. Ces aspects économétriques nécessitent des enquêtes spécialisées qui, en raison des fluctuations des prix et de l'apport des ressources, doivent s'effectuer à différents moments de l'année.

Dans la majorité des cas, les enquêtes sont organisées autour de champignons frais. Idéalement, ceux-ci ont été fraîchement récoltés et sont présentés aux villageois comme support aux enquêtes. A défaut de disposer de ce matériel, il est possible d'utiliser les photos des guides d'identification (De Kesel *et al.* 2002, 2017; Eyi Ndong *et al.* 2011; Härkönen *et al.* 1995, 2003, 2015, 2017; Niemelä *et al.* 2021) ou un album présentant des photographies de champignons. Il faut, dans ce cas, être vigilant et conscient du risque accru de confusion dû à la difficulté de discernement des couleurs et des formes et de l'absence d'odeurs.

Si on ne connaît pas la langue locale, le recours à un traducteur sera nécessaire. Sachant que le nombre de groupes ethniques et de langues atteint plusieurs centaines en Afrique tropicale, chaque enquête devra rassembler les noms locaux, dits vernaculaires. Ceci se fait par enregistrement et transcription phonétique et nécessite de l'expérience. La compréhension des noms vernaculaires et de leur signification ou de leur origine peut constituer un objectif en soi (Wa Ngoi Kashiki *et al.* 2021) qui, selon l'ampleur du projet, peut nécessiter l'aide d'un ethnolinguiste.

La validation des données obtenues par l'entremise d'enquêtes est essentielle et peut se faire en répétant les enquêtes (De Kesel *et al.* 2002). Cette répétition est idéalement conduite à petite échelle, dans les mêmes circonstances (même village ou même marché) et idéalement après une ou plusieurs saisons. Cette approche permet de confirmer, et souvent de compléter, les observations précédentes.

On peut conclure que les enquêtes sont assez complexes et qu'elles se font en équipe, généralement composée d'un mycologue, d'un interprète et d'un guide qu'on choisira localement. En fonction des objectifs poursuivis, il faudra ensuite faire appel à un socio-économiste et à un ethnolinguiste, voire à un statisticien pour traiter les jeux de données les plus complexes.

#### **5.2.4. Quantification des productions naturelles et phénologie**

La quantification des espèces comestibles peut se faire sur les étals des marchés, c'est-à-dire juste après leur cueillette. Si les populations locales ont généralement une connaissance parfaite des coins de la forêt où la production est la plus élevée et où poussent les espèces les plus appréciées, il est souvent moins évident pour elles d'apprécier objectivement la quantité et la dynamique temporelle de ces productions tributaires de la variabilité microclimatique (Yorou *et al.* 2014). Nous proposons ci-dessous une méthode de quantification directe des productions dans les milieux naturels. Le choix d'utiliser cette méthode de valorisation est porté par l'intérêt accordé à l'écologie des espèces (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2016; Badou *et al.* 2021). Cette méthode mesure, de façon plus ou moins standardisée, la diversité et la productivité dans des parcelles fixes et définies, appelées placeaux. Elle permet de comparer facilement des données de productivité et de suivre leurs changements dans le temps. Pour connaître l'impact de la végétation ou d'autres facteurs, des placeaux sont installés dans différents milieux. Les facteurs édaphiques et météorologiques sont mesurés sur place, par exemple à l'aide d'enregistreurs de données d'humidité et de température. En général, chaque type de milieu reçoit 3 placeaux de composition floristique identique et de 25 m × 25 m chacun. Dans chaque placeau, un relevé phytosociologique est réalisé. Périodiquement, soit à des intervalles de 2-3 jours jusqu'à une semaine, et pendant toute la saison des pluies, les placeaux sont entièrement et consciencieusement parcourus à pied en suivant des bandes parallèles d'environ 1 m de largeur. Tous les sporophores observés sont collectés, triés et identifiés sur place. Le tri des spécimens nécessite une excellente connaissance des espèces. Les spécimens qui ne sont pas identifiables sont isolés et traités suivant le protocole décrit par Eyi Ndong *et al.* (2010), puis séchés (De Kesel 2001, 2004) et déposés dans l'herbier pour identification ultérieure. Le nombre de sporophores et la biomasse fraîche produite par chacune des espèces sont mesurés sur place à l'aide d'une balance électronique (précision 0,1 g). Les données sont notées par espèce, par placeau et par date de récolte, et ensuite encodées dans un tableur de type Excel. La fréquence et la durée du suivi des placeaux peut varier, mais pour obtenir des données de qualité, les visites hebdomadaires doivent se prolonger pendant au minimum 3 ans.

Les données obtenues permettent de calculer par espèce, par période (semaine, mois, an) et par type de végétation, le poids et le nombre de sporophores produits à l'hectare. Pour pouvoir modéliser et estimer les productions ultérieures des espèces, un suivi de 20 à 30 ans minimum sera néanmoins nécessaire. Par contre, pour détecter quelles espèces produisent le plus et dans quel milieu, un suivi de 3 ans est suffisant. La méthode permet aussi de déterminer la phénologie des espèces qui, après quelques années d'observations, montre généralement un patron assez stable. Ce dernier indique si une espèce est précoce, tardive ou plutôt constante à travers la saison pluvieuse (De Kesel *et al.* 2017). La phénologie des espèces peut s'observer indirectement en examinant les espèces disponibles sur les marchés mais la quantification des espèces, directement sur le terrain, sera évidemment plus précise. Signalons que la phénologie des espèces est généralement affectée par un complexe de facteurs météorologiques, édaphiques, de végétation et de disponibilité en nutriments (Dickie *et al.* 2010; Sato *et al.* 2012) que les marchands et les collecteurs ne pourront communiquer avec précision. La connaissance de la phénologie et de la production des espèces est importante dans le cadre de la valorisation car elle permet, par exemple, de mieux comprendre pourquoi une espèce est appréciée ou non par la population locale.

Les résultats obtenus par cette méthode sont toutefois délicats à exploiter car la qualité des données est sensiblement affectée par: 1) des interruptions d'échantillonnage; 2) la précision avec laquelle les relevés sont réalisés; 3) des interventions causées par des tiers comme la cueillette de champignons dans les placeaux, la coupe d'arbres, le passage de feux de brousse, le broutage par le bétail. Il est donc clair que pour préserver les placeaux pendant toute la durée du projet, il faudra préalablement conclure des accords avec la population locale. La méthode est également complexe et coûteuse du fait: 1) de la nécessité de s'adjoindre les services de personnes qualifiées; 2) de la quantité de données biotiques et abiotiques à traiter; 3) de la longévité du programme de terrain et de la nécessité d'une fréquence élevée de visites. Signalons que de grandes distances à parcourir entre les placeaux peuvent aussi davantage compliquer le travail.

Cette méthode induit la collecte et l'élimination de l'ensemble des sporophores présents dans les placeaux, ce qui suscite souvent des questions liées à la capacité de charge et à l'équilibre de l'écosystème concerné. Dans ce contexte, les échantillonnages intensifs et de très longue durée (10–29 ans) faits par Egli *et al.* (2006) et Arnolds (1995) ont démontré que le prélèvement de sporophores n'avait pas d'impact mesurable sur les mycocénoses et les productions ultérieures. Ce n'est pas la cueillette de ses sporophores qui met en péril une espèce fongique, mais bien la destruction de son milieu ou de ses arbres-hôtes.

### **5.3. Projets de valorisation**

L'éventail des projets de valorisation est très large et ces derniers peuvent être regroupés en fonction de leur finalité: inventaires, distribution, ethnomycologie, quantification et mise en culture

### 5.3.1. Inventaires

Les inventaires et check-listes réalisés uniquement sur base d'une étude de la littérature (Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004; Osemwegie *et al.* 2014; Piepenbring *et al.* 2020; Pérez-Moreno *et al.* 2021; Sileshi *et al.* 2023; Bastos *et al.* 2023) sont utiles mais couvrent souvent une aire très vaste, ce qui réduit leur impact comme outil de valorisation au niveau local. L'utilité d'un inventaire d'espèces comestibles augmente si le groupe écologique est inclus et s'il indique si l'espèce est consommée ou non dans la région d'étude. Il est en effet important de bien distinguer un inventaire d'espèces consommées d'un inventaire d'espèces comestibles.

Les espèces consommées peuvent être recensées à partir de connaissances locales qui peuvent constituer la base d'un inventaire établi via des enquêtes sur les marchés et dans les villages (Figs 18 & 19). En Afrique tropicale, la plupart des inventaires publiés sont établis de cette façon. L'objectivité et le respect envers la complexité des connaissances locales sont capitaux. Il est important de valider ces connaissances locales, de relier les noms scientifique et locaux, d'éviter les espèces indéterminées et de garder des spécimens-témoins en herbier. A condition que la zone d'étude ne soit pas trop grande et que le nombre de groupes ethniques à recenser reste réduit, l'inventaire des espèces consommées peut se faire en une ou deux saisons. Une fois établi, ce type d'inventaire donne l'état des lieux et constitue l'outil de base d'études visant d'autres objectifs et d'autres projets de valorisation plus complexes. Signalons que la découverte d'espèces saprotrophes consommées peut faire l'objet d'une valorisation via des essais de mise en culture (§ 5.3.5).

L'inventaire des espèces comestibles nécessite, en plus de ceux consacrés aux enquêtes, du temps et des moyens pour mener des collectes sur le terrain. En général, plusieurs saisons seront nécessaires pour établir une liste complète des espèces comestibles, pas forcément consommées dans la région. Des problèmes taxonomiques supplémentaires peuvent également survenir car le nombre d'espèces augmente sensiblement. Ce travail est souvent mené en préparation de projets taxonomiques ou de valorisation quantitative (§ 5.3.4).

Pour la plupart des projets de valorisation, l'inventaire des espèces comestibles et consommées est un outil essentiel car il constitue un état des lieux et permet de découvrir les ressources encore inexploitées. L'inventaire des espèces comestibles est souvent beaucoup plus long que l'inventaire des espèces consommées. Les raisons pour lesquelles certaines espèces comestibles ne sont pas consommées peuvent en principe être mises en lumière à travers des enquêtes ethnomycologiques (§ 5.3.3).



**Fig. 18.** Situation idéale pour mener des enquêtes ethnomycologiques au village (Angaradebou, Bénin).



**Fig. 19.** Étal de champignons comestibles (*Volvariella volvacea*) le long d'un axe routier (Côte d'Ivoire), endroit idéal pour mener des enquêtes ethnomycologiques.

### 5.3.2. Distribution des espèces comestibles

Dans un contexte de valorisation, la capacité de localiser une espèce, de connaître sa niche écologique, sa distribution et ses exigences, est essentielle à son utilisation durable. La distribution peut s'évaluer à différents niveaux, allant de l'échelle du village à celle du continent. En général, la distribution des espèces est mise en évidence à travers une étude de la littérature complétée par du travail de terrain (collecte et enquêtes), en combinaison avec une étude des spécimens disponibles dans divers Herbiers et bases de données en ligne. L'obtention de données d'occurrence peut s'avérer coûteuse et fastidieuse. Une connaissance approfondie de l'espèce, de son écologie et de son milieu de croissance est nécessaire mais même dans ces conditions, il est souvent impossible de connaître la distribution complète d'une espèce. Dans ce contexte, les modèles de distribution/répartition des espèces sont des méthodes efficaces pour comprendre la répartition spatiale des taxons fongiques, pour évaluer leur distribution, leur disponibilité et les exigences écologiques à la production de leurs sporophores (Hao *et al.* 2020). Plutôt que de comparer une carte de distribution avec une carte phytosociologique, ces modèles permettent de prédire les aires de répartition potentielle d'une espèce et d'identifier les facteurs environnementaux qui les régissent (Kumar & Stohlgren 2009; Gbesso *et al.* 2013). Pour réaliser ce type d'analyse, les données de distribution sont combinées avec des variables environnementales et bioclimatiques, souvent disponibles en ligne. Au Bénin, une étude de ce type a été effectuée pour toutes les espèces du genre *Cantharellus* (Dramani *et al.* 2022) et a permis de montrer que des 8 espèces étudiées, 7 ont une distribution potentielle qui semble limitée à de petites zones. Bien que toutes comestibles et fortement appréciées à travers toute l'Afrique tropicale, leur statut est critique dans le pays en question et, si on souhaitait valoriser cette ressource, ces espèces devraient être exclues des programmes de récolte.

### 5.3.3. Ethnomycologie

L'ethnomycologie est la discipline d'étude des connaissances mycologiques endogènes des populations locales. Plus de la moitié des articles qui traitent des champignons comestibles d'Afrique tropicale sont de ce type. Outre l'inventaire des espèces utilisées (§ 5.3.1), ces projets incluent souvent des aspects culturels et socio-économiques. Bien que très diversifiée, cette discipline a connu un regain d'intérêt dans le contexte africain en raison de la prise de conscience de la nécessité d'un accès pour tous à une alimentation saine et équilibrée.

Les projets ethnomycologiques utilisent en général les résultats d'enquêtes comme base de travail et les obstacles taxonomiques rencontrés sont donc similaires à ceux évoqués plus haut (§ 5.3.1). Cependant, les aspects culturels et socio-économiques rendent ces projets plus complexes et coûteux que les inventaires, non seulement parce qu'ils s'exécutent en équipe (§ 5.2.3) mais aussi parce qu'ils s'étendent au minimum sur deux saisons. La première est consacrée à la collecte de données, la seconde à leur validation.

Les objectifs des projets ethnomycologiques relèvent généralement des domaines suivants:

### **Parataxonomie et nomenclature locale**

Face à une multitude d'espèces, il est remarquable de noter quels critères sont utilisés par les populations locales pour différencier les taxons. Ces caractères sont généralement en lien avec la morphologie du champignon, sa couleur, son odeur, son habitat et le substrat sur lequel l'espèce est récoltée. Pour certaines espèces communes, la discrimination est souvent fiable et sans équivoque. Mais la confusion est fréquente s'il s'agit d'espèces non utilisées par les populations, ou moins communes, et qui présentent des similarités morphologiques et de couleur. Dans ce cas, elles sont d'ailleurs souvent considérées, à tort, comme constituant une même espèce (Eyi Ndong 2009; De Kesel *et al.* 2016). A l'inverse, il est fréquent que la morphologie liée au stade de développement soit considérée comme un critère de différenciation entre deux taxons alors que les individus jeunes et adultes appartiennent bel et bien à la même espèce (Yorou & De Kesel 2001).

Les espèces de champignons bien connues et exploitées par les populations portent des noms précis, à l'inverse de celles qui ne sont pas utilisées. Chez les peuples Nagot, Bariba et Dendi du Bénin, par exemple, les champignons comestibles sont désignés sous un vocable générique, suivi d'une épithète permettant de différencier les espèces. Ce système nomenclatural est commun à plusieurs groupes socio-linguistiques ouest-africains (Soro *et al.* 2019) mais on le retrouve aussi au Malawi (Morris 1984), en Zambie (Pegler & Pearce 1980) ou en Tanzanie (Härkönen *et al.* 1995). Il est comparable à la nomenclature binomiale latine mais véhicule des informations de portée écologique, beaucoup plus que ne le fait la nomenclature savante. Il ressort des travaux antérieurs (Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002) que l'épithète se réfère soit à l'habitat, au substrat, ou aux interactions du champignon avec d'autres organismes. Les noms locaux témoignent aussi de la texture, du goût et de l'odeur. La nomenclature recourt parfois aussi à la théorie de la signature pour nommer certaines espèces, par analogie de couleur, de forme et de texture avec un autre organisme, parfois taxonomiquement éloigné. La dénomination locale d'une espèce peut aussi trouver son inspiration dans une légende ou dans un conte traditionnel (Bahuchet 1985; Buyck 1994a; Heim 1963a; Malaisse *et al.* 2008; Ogundana 1979; Oso 1975; Roulon-Doko 1998; Yorou & De Kesel 2001).

Finalement, les projets qui visent à valoriser les connaissances parataxonomiques ont en principe la tâche de lier les noms locaux et la taxonomie locale à la taxonomie en vigueur, c'est-à-dire aux noms scientifiques. C'est la seule façon qui permet de comprendre les relations entre espèces de champignons et leur utilisation par les différentes ethnies.



## Usages et transmission des savoirs

Les champignons utilisés à des fins alimentaires sont les plus fréquemment étudiés dans le cadre des études ethnomycologiques en Afrique tropicale mais les espèces exploitées en médecine traditionnelle font également l'objet d'un intérêt particulier (Guissou *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019; Milenge *et al.* 2018; Ndolo Ebika *et al.* 2018).

Dans le contexte multi-ethnique qui caractérise l'Afrique de l'Ouest, il est important de noter l'usage différentiel qui est fait d'une espèce d'un groupe socio-linguistique à un autre. Il est en effet fréquent que le panel des espèces utilisées diffère d'une population à une autre et que, dans les cas extrêmes, une espèce très appréciée par une ethnie dans une région donnée, soit rejetée par une autre à quelques kilomètres de distance (Yorou & De Kesel 2001). Comme indiqué plus haut (§ 5.3.1), la comestibilité d'une espèce n'implique pas automatiquement sa consommation.

La toxicité constitue par ailleurs une notion très abstraite pour les populations locales et très peu d'espèces sont considérées comme toxiques ou mortelles. Des critères subjectifs, comme la couleur générale du sporophore ou le changement de coloration au froissement, sont souvent utilisés pour différencier l'ensemble des espèces toxiques des espèces comestibles. Même si des cas d'intoxication sont enregistrés ici et là, ils demeurent toutefois rares. Mais les données liées à la comestibilité des champignons par les populations locales défient parfois les connaissances scientifiques. Un exemple relevé en Afrique de l'Ouest concerne des spécimens qui semblaient appartenir à la même espèce toxique de *Chlorophyllum* et qui étaient, tantôt mentionnées comme comestibles, tantôt comme toxiques en fonction des populations interrogées (De Kesel *et al.* 2002; Yorou & De Kesel 2001). Ces résultats, apparemment contradictoires, ont éveillé la curiosité des chercheurs et ont conduit, grâce à des études moléculaires, à la reconnaissance de trois espèces dont l'une était bel et bien comestible (Ge *et al.* 2018). Ceci illustre, si besoin était, la pertinence des savoirs locaux et leur importance pour faire progresser la taxonomie moderne. Dans le cas d'espèces à comestibilité douteuse ou présumées toxiques, la détection de toxines en laboratoire à partir d'échantillons séchés permet de lever toute équivoque (Codjia *et al.* 2020, 2022, 2023).

La structure complexe des sociétés, au sein des villages ouest-africains, a des conséquences importantes sur la manière dont les connaissances ethnomycologiques sont transmises. Même si la population est dominée par un groupe ethnique autochtone, celui-ci cohabite généralement avec des minorités allochtones installées à des périodes plus ou moins récentes à la recherche de terres ou d'une activité lucrative. Ces groupes socio-économiques ont un rapport différent à la ressource champignon et sont eux aussi susceptibles de transmettre leurs savoirs. Il s'avère que la connaissance d'un cortège d'espèces est transmise oralement à une minorité de membres au sein d'un même groupe ethnique (Codjia & Yorou 2014; Boni & Yorou 2015; Fadeyi *et al.* 2017; Ndolo Ebika *et al.* 2018). Mais cette transmission verticale (intra-ethnique) est néanmoins plus importante

que la transmission horizontale (inter-ethnique) qui se heurte à des barrières culturelles et d'habitudes alimentaires. Les connaissances ethnomycologiques des populations, même si elles sont importantes, s'érodent avec le temps et sous l'effet de la scolarisation, de l'exode rural, de l'urbanisation et des changements d'habitudes alimentaires (Guissou *et al.* 2008). La quantification de ces pertes de savoirs et de savoir-faire en Afrique de l'Ouest constitue une voie de recherche très importante (Fadeyi *et al.* en prép.).

### **Valorisation économique**

Les informations collectées dans le cadre d'un projet ethnomycologique visant la valorisation économique tentent de couvrir tous les aspects commerciaux en rapport direct avec la collecte, le transport et la vente de champignons comestibles. En mycologie, ces projets ne sont pas communs et visent souvent à estimer le potentiel commercial des champignons sur les marchés locaux. L'objectif est d'améliorer le pouvoir d'achat des populations locales impliquées dans ce domaine spécifique et/ou de comprendre les points faibles des filières (Koné *et al.* 2013; Ndolo Ebika *et al.* 2018; Nikuze *et al.* 2020; Mabossy-Mobouna *et al.* 2021). En Afrique de l'Ouest, la vente de champignons sur les marchés varie fortement d'un pays ou d'une région à l'autre. Au Bénin, par exemple, le potentiel est faible en comparaison avec la Côte d'Ivoire où la contribution du commerce des champignons au bien-être et à l'économie des ménages est incontestable. Dans le cadre d'une mise en place de chaînes de valeur basées sur les champignons, particulièrement dans un contexte multi-ethnique, le choix d'espèces prioritaires devra se baser sur les résultats d'enquêtes ethnomycologiques (Koné *et al.* 2013; Yorou *et al.* 2014; Fadeyi *et al.* 2017). La compréhension des facteurs qui affectent les prix permet de comparer cette ressource à d'autres produits alimentaires mais aussi d'estimer le rapport entre la rentabilité et l'effort consenti (Mabossy-Mobouna *et al.* 2021), de calculer le revenu annuel d'un hectare de forêt (De Kesel *et al.* 2017) (§ 5.3.4) ou d'estimer le revenu saisonnier d'un récolteur et de sa famille (Nikuze *et al.* 2020).

### **Conservation participative des écosystèmes-sources**

Sur base de données d'enquêtes ethnomycologiques, on peut développer des stratégies de valorisation et de conservation, de préférence adaptées et acceptables pour les différents acteurs sur le terrain. L'idée est de réaliser une étude ethnomycologique dont les résultats serviront à la conservation et à l'utilisation durable des ressources forestières. Le principe est d'intégrer et de valoriser les préférences et savoirs endogènes, faute de quoi tout effort de conservation est voué à l'échec.

L'association de certaines espèces de champignons comestibles avec la présence d'arbres ectomycorrhiziens ou, plus généralement, d'un substrat particulier, est souvent une connaissance endogène intéressante, notamment dans le cadre d'une planification de l'aménagement forestier (Yorou *et al.* 2000; Houdanon *et al.* 2019; Furneaux 2020). L'importance socio-économique de tels produits forestiers

non ligneux et non cultivables, est conditionnée à la bonne gestion des systèmes forestiers qui les abritent.

Au Haut-Katanga (R.D. Congo), par exemple, les enquêtes auprès des villageois s'adonnant à la collecte confirment que les bonnes zones de récolte d'espèces ectomycorrhiziennes (EcM) se situent dans les miombos conservés. Les EcM sont dès lors un élément convaincant dans un contexte de conservation et d'aménagement forestier participatif. A l'inverse, dans les forêts denses humides de Tshopo (R.D. Congo), les enquêtes ethnomycologiques montrent un manque d'intérêt pour les champignons ectomycorrhiziens comestibles (*Cantharellus*) qui sont pourtant abondants. Ce désintérêt semble lié à la distance qu'il faut parcourir pour collecter ces espèces. En conséquence, les champignons ectomycorrhiziens comestibles y sont difficilement utilisables pour la valorisation, mettant leur écosystème-source sous pression (Milenge & De Kesel 2020).

En combinant des données économétriques et quantitatives (§ 5.3.4), l'appréciation révélée par les enquêtes pour certaines espèces comestibles permet de sensibiliser et de dynamiser l'utilisation durable d'un écosystème-source. A l'inverse, dans le cas où la ressource n'est pas appréciée, la pression sur l'écosystème forestier pourra éventuellement être réduite par la mise en place d'une filière d'espèces saprotrophes, cultivées localement (§ 5.3.5).

### **5.3.4. Productivité des écosystèmes-sources**

En Afrique tropicale, les projets qui combinent l'inventorisation, les enquêtes et les quantifications de productivité dans divers écosystèmes, existent depuis une vingtaine d'années. L'approche quantitative permet tout d'abord de répertorier la quasi-totalité de la diversité des espèces comestibles dans une zone. Au Bénin, ce travail a été entamé il y a plus de vingt ans, et malgré la petite taille de son territoire, la check-liste des espèces de champignons comestibles y est la plus longue pour l'Afrique de l'Ouest.

Les résultats de ces projets montrent que la diversité, les équilibres entre espèces ectomycorrhiziennes et saprotrophes, ainsi que les productions varient en fonction de facteurs microclimatiques, édaphiques et ceux liés à la végétation (De Kesel *et al.* 2017; Milenge *et al.* 2019; Houdanon *et al.* 2019; Furneaux 2020). Toutefois, de tous ces paramètres, le microclimat et sa dynamique spatio-temporelle restent le moteur déterminant des séquences phénologiques de la majorité des espèces comestibles. Alors que des tendances générales peuvent se dégager, il est pertinent de préciser que les espèces de champignons prises individuellement réagissent de façon spécifique aux facteurs microclimatiques (Badou *et al.* 2022). Quel que soit le type de forêt étudiée, miombo ou forêt claire, les différents projets montrent que la productivité annuelle moyenne de champignons comestibles ne descend que rarement sous le seuil de 50 kg de poids frais par hectare (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2017; Nikuze *et al.* 2020). Cette biomasse considérable est loin d'être exploitée et paraît produite en majeure partie par un faible nombre



**Fig. 20.** *Lactifluus gymnocarpoides*, espèce « méga-productrice » des forêts claires à *Isobertinia* en Afrique de l'Ouest (Bénin, BAA 0859).

d'espèces que l'on peut qualifier de « méga-productrices ». L'étude menée dans les forêts claires à *Isobertinia* spp. au Bénin (Yorou *et al.* 2001) montre que l'espèce la plus productive est *Lactifluus gymnocarpoides* (Fig. 20), alors que dans les miombos à *Brachystegia* spp. du Haut-Katanga (R.D. Congo), ce rôle est tenu par *Amanita loosei* (De Kesel *et al.* 2017). Signalons toutefois que ces espèces « méga-productrices » ne sont pas nécessairement toutes disponibles pendant la totalité de la saison pluvieuse. Des interruptions de production existent (De Kesel *et al.* 2017) et sont déplorées par les collecteurs et vendeurs de champignons sauvages (Mabossy-Mobouna *et al.* 2021).

Au Haut-Katanga (R.D. Congo) (De Kesel *et al.* 2017) et au Burundi (Degreef *et al.* 2020), un bilan socio-économique a été établi à travers des enquêtes en incorporant les prix sur les différents marchés, proches ou éloignés, et leurs fluctuations. Les prix dépendent de facteurs liés à la distance entre les lieux de récolte et de vente, d'éventuelles transformations du produit et surtout de l'offre, elle-même tributaire de la phénologie de chaque espèce et des conditions météorologiques. Connaître le prix du marché d'une espèce « méga-productrice » permet d'estimer la valeur de l'écosystème-source. Les projets quantitatifs ont ainsi pu démontrer que sur une même parcelle, la valeur économique des champignons comestibles est non négligeable (Yorou *et al.* 2001; Degreef *et al.* 2020; Nikuze *et al.* 2020) et peut concurrencer celle tirée de la vente du bois (Alexander *et al.* 2002) ou du charbon de bois (De Kesel *et al.* 2002, 2017). Le revenu dégagé de la vente de 20% seulement de la production naturelle des espèces dites « méga-productrices »

pourrait agir comme un incitant à la conservation des écosystèmes-sources (De Kesel *et al.* 2017)

Dans un contexte de promotion de la filière des champignons, il est indispensable de connaître la distribution des espèces, les sites où les productions naturelles sont les plus importantes, et à quels moments de l'année sont enregistrés les pics de production. La production à l'hectare et la phénologie des espèces sont des facteurs importants pour l'approvisionnement des filières. En combinaison avec les résultats d'enquêtes, ces deux facteurs aident à mieux comprendre pourquoi certaines espèces sont fortement prisées par les populations locales. Pour susciter l'adhésion des populations locales et assurer le succès d'une filière, le choix des espèces doit tenir compte de différents critères comme la qualité organoleptique de l'espèce, la taille du sporophore, les facilités de séchage et de conditionnement et l'effort de collecte. Sur base des données qualitatives et quantitatives, il est alors possible d'établir le potentiel d'une filière de champignons sauvages. Dans ce contexte, il faudra enfin prévoir des protocoles de bonnes pratiques concernant la récolte, le nettoyage, le séchage, la transformation, le conditionnement, l'emballage et la commercialisation des espèces comestibles.

### **5.3.5. Culture des champignons saprotrophes et sécurité alimentaire**

En Afrique tropicale, les enquêtes ethnomycologiques auprès des villageois ont permis de découvrir et de confirmer la comestibilité de nombreuses espèces saprotrophes. Valoriser cette connaissance peut se faire, dans ce cas particulier, en pratiquant la mise en culture de ces champignons.

Tout comme l'agriculture, la pêche et la sylviculture dont les pratiques durables sont promues, la culture locale de champignons peut contribuer à la production d'aliments pour tous et générer des revenus substantiels aux petits paysans tout en participant au développement et en protégeant l'environnement. La culture des champignons a un fort impact, tant sur le plan social qu'économique, allant de la promotion des femmes et de la jeunesse jusqu'à la génération de revenus secondaires. Dans les pays d'Afrique de l'Ouest, les champignons comestibles sont importants pour les populations locales tant pour l'alimentation que pour les traitements médicaux (Yorou *et al.* 2001, 2013; Atipko *et al.* 2006; Guissou *et al.* 2008; Hama *et al.* 2012; Koné *et al.* 2013; Codjia & Yorou 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017; Yian *et al.* 2020).

Par ailleurs, ils ont une importance économique largement supérieure à la plupart des productions agricoles. La culture des champignons nécessite en effet peu d'espace, peu d'équipement et est envisageable avec un faible capital d'investissement. Les études d'estimation des revenus générés par la culture des pleurotes en Afrique de l'Ouest s'accordent à dire que cette activité peut être rentable à court terme mais que ce sont la disponibilité et l'efficacité du substrat, le choix et la qualité de la souche utilisée et les conditions de culture qui conditionnent sa réussite.

L'analyse du marché local des champignons comestibles révèle une forte demande en espèces sauvages, laquelle n'est pas satisfaite au niveau actuel de production. Les saveurs familières des espèces indigènes récoltées traditionnellement depuis des générations en font des mets et des condiments plus appréciés que les pleurotes cultivés, récemment introduits en Afrique tropicale. Le prix de vente des espèces locales récoltées en forêt dépasse ainsi largement celui des pleurotes (Koné *et al.* 2010). La priorité devrait donc être mise sur la domestication des nombreuses espèces saprotrophes de champignons sauvages qui présentent un potentiel économique de premier plan.

## 6. Culture de champignons saprotrophes

Les régions tropicales ont le potentiel d'être l'une des sources les plus riches d'espèces fongiques cultivables. Même si des recherches considérables ont été menées sur la taxonomie et la phylogénie de ces champignons, peu de travaux visant leur domestication ont été entrepris (Thawthong *et al.* 2014).

Cultiver les champignons saprotrophes participe à la sécurité alimentaire locale et à la résilience économique des communautés (Johns *et al.* 2013). En Afrique tropicale, la culture des champignons est une activité relativement récente qui s'est particulièrement développée en R.D. Congo, au Burundi, au Zimbabwe, en R. Afrique du Sud et dans les pays du Maghreb. En Afrique de l'Ouest, bien que la demande existe et qu'il n'y ait pas pénurie de déchets agricoles qui entreraient dans la fabrication de substrats, la culture des champignons est jusqu'ici très peu pratiquée. Signalons qu'en Côte d'Ivoire, Pitta *et al.* (2020a,b) ont fait des essais de culture de plusieurs espèces courantes sur différents substrats. Au Bénin, des cultures ont été menées par des projets intéressés à promouvoir l'utilisation de produits forestiers non conventionnels (De Kesel *et al.* 2002). C'est principalement au Nigeria que des essais ont été menés avec succès, notamment avec *Pleurotus tuber-regium* (Onyeka *et al.* 2009) et *Lentinus squarrosulus* (Okhuoya & Akpaja 2005). Cet engouement pour la culture des champignons a conduit à la création et à l'implantation de firmes spécialisées productrices de blanc de semis et fournissant aux producteurs des souches cultivables adaptées aux conditions écologiques locales (Adebayo *et al.* 2009; Markson *et al.* 2012; Onyeka & Okechie 2018; Haastrup *et al.* 2019; Chikwendu *et al.* 2021).

La culture des champignons en Afrique tropicale a longtemps reposé sur des espèces exotiques, dont les techniques de production étaient bien rodées en Europe et en Asie. L'espèce la plus couramment utilisée par les cultivateurs de champignons en Afrique de l'Ouest est *Pleurotus ostreatus*. Même s'il existe des souches sauvages de cette espèce en Afrique tropicale, les souches cultivées sont le plus souvent importées, comme le sont celles de *Pleurotus abalonus* et *Auricularia auricula-judae*, également cultivées dans la sous-région mais de manière confidentielle. La plupart des producteurs africains de champignons utilisent des techniques archaïques de production avec des rendements peu attractifs. Ceux-ci sont tributaires de la qualité des souches et des conditions

climatiques dans lesquelles elles sont mises en culture. La performance des souches est parfois altérée par la mauvaise conservation du blanc de semis, les températures élevées provoquant une dégénérescence du mycélium avant même sa mise en production.

Les espèces indigènes les plus cultivées sont sans conteste *Pleurotus tuberregium* et *Pleurotus pulmonarius* et même si leurs productions n'ont pas atteint un niveau industriel, une culture commerciale de ces espèces est pratiquée notamment au Nigeria. Il est intéressant de noter que sur les côtes ouest-africaines, des techniques simples de culture semi-naturelle de *Volvariella volvacea* ont également été mises au point. Cette espèce pousse naturellement dans les vastes plantations de palmiers à huile et, en créant des conditions d'humidité adéquates sur les troncs de palmiers morts, les paysans favorisent la fructification de ce champignon très apprécié.

Les substrats artificiels de culture de champignons saprotrophes sont généralement dérivés de débris végétaux: rafles de maïs, tiges de sorgho, paille de riz, fanes de haricot, paille d'*Andropogon*, gousses d'arachide, épis de maïs, rafles de palmier, feuilles de cacao, stipes de bananier, brisures de coton, épiluchures de manioc... La sciure, sous-produit de l'industrie du bois, constitue également un substrat exploitable et propice à la culture de champignons.

Un guide des techniques de culture des champignons en milieu paysan a récemment été publié, les paragraphes qui suivent en sont largement inspirés (Kiyuku *et al.* 2021).

## **6.1. Infrastructures et équipements**

La culture des champignons est une activité agricole qui ne nécessite pas de gros investissements. Elle utilise du matériel peu coûteux et disponible sur le marché local. Une unité de production de champignons est composée de trois équipements immobiliers essentiels: une champignonnière (bâtiment ou chambre de production), un magasin de stockage et une source d'approvisionnement en eau potable (pompe à robinet ou puits fermé hermétiquement).

Un matériel de base est également requis: des récipients, un autoclave ou un fût métallique pour la stérilisation des substrats et un foyer à gaz ou au bois. Des sachets résistants à la chaleur de l'autoclave ou des bouteilles pour contenir le substrat de culture, du coton ou des bouchons perméables à l'air et des gants de protection complètent les équipements nécessaires au producteur de champignons.

L'orientation de la champignonnière doit tenir compte de la direction du soleil et du vent afin de garantir la meilleure aération possible. Les murs des champignonnières en zone ouest-africaine doivent être construits en terre ou en paille, des matériaux qui ont la capacité de garder l'humidité et de laisser pénétrer l'air. Des étagères sont intégrées et placées à l'abri des rongeurs. La champignonnière doit être structurée en trois parties: une chambre d'inoculation, une chambre d'incubation et une chambre de fructification

Le magasin de stockage permet le rangement au sec des équipements de travail et du substrat de production et la gestion optimale de celui-ci de manière à disposer d'un stock utilisable en période de disette.

La source d'eau doit garantir un approvisionnement permanent et une disponibilité en quantité et en qualité. L'eau sera en effet utilisée régulièrement et abondamment à chaque étape de la production. Il est donc essentiel de disposer d'un puits couvert ou d'une pompe.

## **6.2. Fabrication de la semence**

La production de la semence, encore appelée blanc de semis, nécessite de disposer de spores ou de préférence, de fragments de tissu fongique. Ces éléments seront d'abord disposés sur un milieu nutritif et constitueront le point de départ de la souche cultivée, la culture souche ou mycélium primaire. On transfèrera ensuite le mycélium primaire obtenu dans un milieu dont la source de carbone aura été modifiée afin d'obtenir le blanc-mère ou mycélium secondaire. C'est ce blanc-mère qui sera multiplié afin d'obtenir le blanc de semis. La procédure est détaillée ci-dessous.

### **Culture souche (Fig. 21)**

Les milieux de culture les mieux adaptés à la production de cultures souches de basidiomycètes sont constitués de gel d'agar-agar et d'éléments nutritifs riches en C et en N favorisant la germination de la spore et la croissance du mycélium. Nous préconisons :

- Gélose à l'extrait de malt (MEA): 15 g agar-agar, 20 g extrait de malt, 1 l d'eau;
- Gélose de malt avec dextrose (MEA+): 15 g agar-agar, 20 g extrait de malt, 7 g dextrose, 1 l d'eau;
- Gélose au dextrose de pomme de terre (PDA): laver 200 g de pommes de terre, les découper en petites tranches et les laver à nouveau sous l'eau froide. Faire bouillir dans 1 l d'eau jusqu'à ramollissement (+/- 30 min). Ecraser avec un mélangeur et filtrer le liquide à l'aide d'un tamis. Ajouter 4 l d'eau au filtrat obtenu, ajouter 10 g de glucose et 7,5 g de flocons de levure (5 g d'extrait de levure) et 15 g d'agar-agar. Porter le tout à ébullition et remuer jusqu'à



homogénéisation. Si nécessaire, ajuster le pH entre 6 et 7 en ajoutant de l'HCl. Stériliser dans un flacon à 120°C pendant 20 min puis laisser refroidir à 50°–70°C. Verser 20 ml de bouillon par tube à essai ou boîte de Pétri.

De préférence sous une hotte à flux laminaire ou dans une boîte d'inoculation rendue stérile par la présence d'une flamme de bec Bunsen, tremper le scalpel dans l'alcool puis le chauffer jusqu'à ce qu'il devienne rouge. Laisser refroidir pendant 10 sec. Couper le champignon en évitant que des contaminants provenant de la surface du champignon n'adhèrent à la lame. Ne pas toucher la partie coupée afin d'éviter toute contamination. A l'aide du scalpel passé à nouveau à la flamme, prélever un morceau de tissu (2 mm × 2 mm) dans la partie interne du champignon coupé. Poser délicatement le fragment de tissu sur le milieu gélosé et à proximité d'une flamme afin d'éviter la contamination par des spores d'espèces indésirables. Refermer immédiatement.

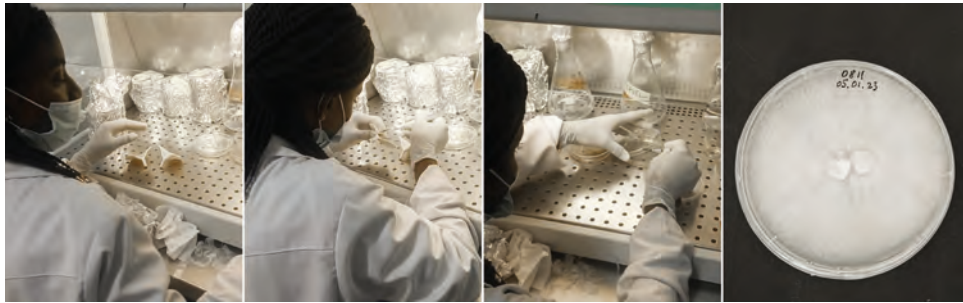
### **Blanc-mère (Fig. 22)**

Le blanc-mère ou mycélium secondaire est issu du développement du mycélium primaire après son transfert sur un substrat riche en carbone. Le blanc-mère est généralement produit sur grains de céréales comme le sorgho, le mil ou le riz non décortiqué. L'inoculation du milieu nécessite les mêmes précautions que celles requises pour l'obtention de cultures souches. Les grains de céréales destinés à la fabrication du substrat seront pré-cuits afin d'atteindre un taux d'humidité de 55–60%. Mettre ensuite le substrat en flacons ou en bocaux et fermer à l'aide de tampons d'ouate afin de favoriser la stérilisation du substrat au cœur. Après stérilisation à l'autoclave, inoculer à l'aide de la culture souche. L'inoculation doit se faire en conditions stériles, idéalement sous une hotte à flux laminaire ou dans une boîte d'inoculation ou à proximité d'une flamme. Les bocaux sont ensuite fermés à l'aide de coton afin de favoriser les échanges d'air et sont mis à incuber. La colonisation du bocal par le blanc-mère nécessite en général 2 à 4 semaines.

Il est important de noter que les grains doivent être cuits de manière à ne pas éclater pendant la cuisson et ne pas libérer leur amidon. En effet, l'amidon libre rend le mélange collant et difficile à manipuler .

### **Blanc de semis (Fig. 23)**

Le blanc de semis est le résultat de la multiplication du blanc-mère et constitue la semence proprement dite. Pour l'obtenir, on utilisera la même procédure que celle mise en place pour la fabrication du blanc-mère mais on remplacera les flacons par des sacs en plastique contenant le même substrat constitué de grains de céréales.



**Fig. 21.** Isolement de la souche



**Fig. 22.** Fabrication du blanc-mère.



**Fig. 23.** Fabrication du blanc de semis.

Lors de la stérilisation, la température du substrat au centre du sac central est mesurée. Une fois qu'elle atteint 120°C, elle est maintenue pendant 20 min, avant le démarrage du refroidissement. L'inoculation est réalisée dans le substrat refroidi et l'incubation se déroule à 25°C pendant 1 à 2 semaines, jusqu'à ce qu'un mycélium de quelques centimètres de diamètre se forme autour de chacun des grains du substrat. Il est alors conseillé de secouer les sacs afin de multiplier le nombre de points d'inoculation. Cette manipulation n'est pas essentielle, mais elle raccourcira la période d'incubation d'au moins une semaine. Lorsque le substrat inoculé est complètement envahi de mycélium, il est stocké dans un frigo ménager ou en chambre froide.

### **6.3. Production des sporophores**

La production des sporophores à partir du blanc de semis nécessite: la fabrication du substrat, l'ensemencement de ce substrat, l'incubation du substrat ensemencé et enfin la récolte des fructifications

#### **Fabrication du substrat**

La fabrication du substrat débute par un prétraitement qui consiste à s'assurer de sa qualité en éliminant tout déchet végétal contaminé. S'ensuit un traitement thermique par pasteurisation ou par stérilisation dont le but est d'éliminer les microorganismes susceptibles de concurrencer le mycélium et d'inhiber la production de la souche inoculée. Le substrat conditionné dans des boîtes ou en sachets et destiné à la production est appelé botte.

#### **Ensemencement du substrat**

Une fois les bottes fabriquées, le blanc de semis est inoculé avec précaution et éventuellement remué afin de le distribuer dans le substrat et d'accélérer sa colonisation par le mycélium. Les sacs peuvent être conservés et ouverts ultérieurement pour être inoculés puis scellés, par exemple sous une hotte à flux laminaire

#### **Incubation**

Les bottes ensemencées sont disposées de manière espacée sur des étagères de la champignonnière afin de faciliter la circulation de l'air. Durant l'incubation, un arrosage régulier permet de maintenir la température et l'humidité nécessaires pour le développement optimal du mycélium dans le substrat. Une opération importante pendant l'incubation est la scarification qui favorise l'émergence des primordia. La durée d'incubation varie généralement de un à deux mois, suivant les souches mises en culture, le compactage du substrat et la quantité de semence.

## Récolte

La dernière étape de la production consiste à prélever les fructifications matures, prêtes à la commercialisation et à la consommation. Les champignons sont coupés à la base de manière à les débarrasser des fragments de substrat. Les parties du champignon salies par les substrats sont enlevées. Les champignons récoltés sont placés dans un sachet hermétiquement fermé pour en garantir la qualité et éviter tout contact avec l'air. Il est très important de ne couper que les fructifications matures et de donner le temps aux fructifications immatures de se développer. La récolte est dès lors garantie chaque jour durant environ deux semaines jusqu'à épuisement du substrat.

## 7. Outils et techniques utiles au mycologue

### 7.1. Taxonomie, systématique, nomenclature...

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) et d'un ouvrage détaillé de Sosef *et al.* (2020), publications qui ont 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 gymnocarpoides*), alors qu'au niveau infraspcifique, on utilise un trinôme (p. ex. *Termitomyces striatus* var. *annulatus*). 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 guineensis*), sa morphologie (p. ex. *Trogia infundibuliformis*), sa couleur (p. ex. *Tricholomopsis aurea*), son écologie (p. ex. *Agaricus arvensis*)... ou pourra être dédiée à un mycologue illustre (p. ex. *Gymnopilus zenkeri*) ou encore au collecteur à l'origine de sa découverte (p. ex. *Agaricus goossensiae*).

Le nom du taxon est suivi d'un ou de plusieurs noms d'auteurs (appelés aussi autorités), dont certains sont abrégés de manière standardisée (p. ex. Heinem. pour Heinemann) (<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](http://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 transféré 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) et Sosef *et al.* (2020).

## 7.2. Littérature mycologique

Peu d'ouvrages de synthèse ont été publiés sur les champignons africains et il sera souvent nécessaire au mycologue débutant de consulter de la littérature ancienne, malheureusement très dispersée et parfois cantonnée à des bibliothèques spécialisées, pour parvenir à une identification correcte d'un spécimen collecté en Afrique tropicale. La difficulté d'accès à la littérature scientifique a donné lieu à de nombreuses identifications erronées de champignons africains auxquels ont été attribués des noms d'espèces préalablement décrites d'Europe (Rizinde *et al.* 2023). Des identifications douteuses ont ainsi été retranscrites par certains auteurs, de génération en génération, et ont ajouté à la confusion (Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994; Boa 2004). A l'ère du numérique

et de l'accès libre aux données scientifiques, un effort particulier doit dès lors être consenti par les mycologues africains pour reléguer définitivement cette problématique au passé.

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 de Meise et tous désormais disponibles gratuitement en version digitale sur [www.FFTA-online.org](http://www.FFTA-online.org) (Degreef 2018).

Quelques guides illustrés sont également très utiles car ils mettent l'accent sur les espèces comestibles du Bénin (De Kesel *et al.* 2002), du Burundi (Buyck 1994a), de Tanzanie (Härkönen *et al.* 2003), de Zambie (Härkönen *et al.* 2015), d'Afrique de l'Est (Niemelä *et al.* 2021) ainsi que des forêts denses d'Afrique centrale (Eyi Ndong *et al.* 2011) et des forêts claires du Haut-Katanga (R.D. Congo) (De Kesel *et al.* 2017). A cet égard, la mise en ligne de la plateforme « Edible Fungi of Tropical Africa » (Degreef & De Kesel 2017) ([www.EFTA-online.org](http://www.EFTA-online.org)), qui s'appuie sur des spécimens d'herbier dont l'identification est validée par des spécialistes, permet l'accès à une synthèse actualisée de nombreuses données sur les champignons comestibles d'Afrique tropicale.

### **7.3. Complémentarité des approches morphologique et moléculaire**

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 que l'on étudie 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 Ndong *et al.* (2011). Les données macroscopiques (p. ex. taille du sporophore, couleur des revêtements, type d'hyménophore...) et les caractères fugaces (p. ex. odeur, goût, présence de latex...) devront nécessairement être relevés sur le spécimen frais. Après séchage de retour du terrain et conservation soigneuse en sachet hermétiquement fermé, les différentes structures du spécimen pourront ultérieurement être observées sous microscope optique (p. ex. taille et forme des spores, ornementation des cystides...) ou à balayage (p. ex. ornementation des spores). Ces études morphologiques révèlent des caractères diagnostiques importants.

Une analyse moléculaire et une comparaison des séquences du spécimen avec celles disponibles dans des bases de données de référence, comme Genbank ([www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank](http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank)), peut également aider à trancher la question cruciale, à savoir si le taxon est, ou pas, nouveau pour la science. Le principe est simple: chaque taxon a une séquence d'ADN unique et il suffit donc de comparer la séquence d'ADN obtenue à partir de notre spécimen avec les séquences des taxons déjà connus pour déterminer si notre spécimen appartient ou non à une

espèce déjà décrite. Cette technique du « code-barre ADN » se révèle néanmoins plus compliquée qu'il n'y paraît, et ce pour plusieurs raisons. Premièrement, les scientifiques n'en sont qu'aux débuts de son utilisation et les séquences disponibles sur Genbank ne le sont que pour un petit nombre de taxons. Deuxièmement, l'identification correcte des spécimens dont les séquences sont déposées dans les bases de données est primordiale. Or, il a été démontré que certaines bases de données comme Genbank contiennent de nombreuses identifications erronées (Lücking *et al.* 2020). Finalement, le séquençage (obtention de la séquence des paires de bases) de tout le contenu de l'ADN d'un organisme étant très long et relativement coûteux, seul un morceau de son génome, qui présente une variation suffisante au niveau souhaité (souvent au niveau de l'espèce) sert de marqueur standard. Pour les champignons, la région ITS semble être la plus appropriée et est la plus couramment utilisée. D'autres options, peut-être meilleures, sont encore débattues par les spécialistes. Quel que soit le marqueur ADN utilisé, le niveau de variation nécessaire à une séparation fiable des espèces proches implique que ces marqueurs présentent également des variations au sein d'une même espèce. Dès lors se pose la question de savoir quelle est la limite entre variation intra-spécifique et inter-spécifique. Les théoriciens à l'origine du concept de « code-barre ADN » postulaient qu'il existerait un hiatus entre les niveaux de variation génétique intra-spécifique et inter-spécifique (appelé « barcoding gap » en anglais). La pratique a par la suite démontré qu'un tel hiatus n'existait pas dans bon nombre de groupes, avec un chevauchement plus ou moins important des niveaux de variation génétique intra-spécifique et inter-spécifique. Et même si un hiatus est présent, le niveau auquel il se situe est variable d'un groupe taxonomique à un autre.

Afin d'utiliser l'approche du « code-barre ADN » pour l'identification d'espèces, il est donc nécessaire de: 1) analyser plusieurs échantillons de chaque espèce et; 2) avoir suffisamment d'espèces d'un genre donné pour pouvoir estimer les niveaux de variation génétique intra-spécifique et inter-spécifique. Chaque échantillon doit par ailleurs être accompagné d'un spécimen de référence, qui sera conservé en herbier afin de pouvoir vérifier son identité en cas de doute. La base de données sera régulièrement mise à jour pour tenir compte des changements de concepts taxonomiques. Actuellement, l'obtention d'une séquence d'ADN à partir d'un spécimen nécessite souvent plusieurs jours de travail en laboratoire. Il faut donc être patient lorsqu'on utilise cette méthode d'identification. De nouveaux procédés évoluent rapidement, notamment avec le développement de nanotechnologies toujours plus sophistiquées qui permettront probablement bientôt de fabriquer des mini-laboratoires portables utilisables directement sur le terrain.

Ceci montre l'importance des différentes approches et la complémentarité des différentes techniques à mettre en œuvre lorsqu'on veut identifier un spécimen de champignon. Ce n'est en effet qu'à l'issue d'examen comparatifs de l'ensemble des caractères macroscopiques, microscopiques et moléculaires avec ceux de spécimens de référence que le travail de description d'un nouveau taxon pourra débuter. Cette combinaison d'approche apparaît comme une recherche de luxe.

En effet, si la méthode classique a été pratiquée de longue date en Afrique tropicale, l'approche moléculaire a été longtemps réservée aux laboratoires européens, américains et asiatiques. On note cependant des efforts louables de formation des compétences en la matière, à travers des programmes nord-sud de transferts de savoir-faire, accompagnés de mise en place des facilités de laboratoire permettant désormais la mise en route de la taxonomie moléculaire dans le contexte local.

#### **7.4. Description d'un nouveau taxon et spécimen-type**

La description du nouveau taxon se basera sur les données macroscopiques et microscopiques du spécimen qui aura été désigné comme type et qui sera conservé sous forme d'herbier. Elle sera complétée d'illustrations au trait et de photographies et, idéalement, appuyée par des données moléculaires qui attesteront que le taxon diffère, sans aucune ambiguïté, de taxons proches déjà décrits dans la littérature.

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 (p. ex. *De Kesel* 1234); 3) indiquer l'Herbier où le spécimen-type est déposé et accessible pour des recherches ultérieures (des acronymes sont attribués à chaque institution et répertoriés dans « Index Herbariorum » sous <http://sweetgum.nybg.org/science/ih/>, p. ex. BR pour le Jardin botanique de Meise). Pour ce qui concerne les spécimens fongiques, il existe plusieurs herbiers internationaux (BR, K, NYS, UP...) où le spécimen peut être déposé. Au niveau local, l'Université de Parakou au Bénin abrite un centre de collection fongique également reconnu internationalement (UNIPAR) et qui peut accueillir les spécimens d'herbier de champignons.

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. Il est dès lors souhaitable qu'au moins l'holotype et les isotypes soient déposés dans des Herbiers différents.



Soulignons que l'ICN définit un « spécimen » comme étant une collecte d'une seule espèce ou d'un taxon infraspécifique mais qui peut comprendre un seul organisme, des parties d'un ou de plusieurs organismes ou de multiples petits organismes. Un spécimen mycologique est ainsi généralement constitué de plusieurs sporophores collectés à proximité les uns des autres et supposés provenir d'un même mycélium.

## 8. Clé des genres de champignons

La clé d'identification proposée ci-dessous comprend 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, soit sur base de nos propres données de terrain, soit pour éviter d'éventuelles confusions avec des taxons semblables mais toxiques ou non consommés.

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, 2017), De Kesel (2004), Eyi Ndong *et al.* (2011) et dans le glossaire du présent ouvrage. Une version interactive 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](http://www.efta-online.org) (Degreef & De Kesel 2017).

### Comment faire bon usage de 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 désagréable...), 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.

Cette clé ne permet, en effet, pas de déterminer si le 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 a été 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. Parfois ceci ne sera pas possible, car les champignons mis en vente auront souvent été débarrassés de la base de leur pied 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. Sporophore à pied (plus ou moins) central .....	2
1b. Pied absent, excentrique, latéral ou rudimentaire .....	88
2a. Sporophore mature clavé, -30 cm de haut, pied fibreux, partie supérieure devenant poudreuse à maturité .....	<b>Podaxis pistillaris</b> (non consommé)
2b. Sporophore différent .....	3
3a. Sporophore flexible-élastique, spatulé ou capité, translucide, jaune-orangé vif .....	<b>Dacryopinax</b>
3b. Sporophore différent .....	4
4a. Chapeau à cavités ou cellules adjacentes (en nid d'abeilles); stipe blanchâtre, caverneux ou creux .....	<b>Morchella</b>
4b. Sporophore différent .....	5
5a. Sporophore en forme de corail, à bras bi- ou multifurqués .....	<b>Clavaria &amp; Clavulina</b>
5b. Sporophore pas en forme de corail .....	6
6a. Stipe non radicant .....	7
6b. Stipe profondément enraciné (pseudorhize) .....	8
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 .....	<b>Termitomyces</b>
8b. Stipe radicant, pas associé à une meule de termitière; lamelles sub-libres .....	<b>Hymenopellis, Xerula, Paraxerula (ex Oudemansiella)</b>
9a. Chapeau infundibuliforme à centre squamuleux; lamelles décurrentes; sclérote massif; sporophores rarement fasciculés .....	<b>Pleurotus tuber-regium</b>
9b. Chapeau convexe à plan, glabre; lamelles adnées; pseudosclérote rare; sporophores toujours fasciculés-cespiteux .....	<b>Macrocybe lobayensis</b>
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 .....	<b>Cookeina</b>
11b. Chapeau différent, à bord sans poils foncés .....	<b>12</b>
12a. Sporophore à chair très mince, marge du chapeau aiguë .....	<b>Cotylidia</b>
12b. Sporophore charnu, marge du chapeau enroulée à l'état jeune, longtemps arrondie .....	<b>13</b>
13a. Sporophore jaunâtre pâle, jaune-orange à jaune blanchâtre, gris à jaune grisâtre .....	<b>Cantharellus solidus, C. sublaevis</b>
13b. Sporophore violet noirâtre à brun foncé; pied souvent creux .....	<b>Craterellus</b>
14a. Hyménophore poré, composé de tubes (Bolets & Polypores) .....	<b>109</b>
14b. Hyménophore non poré, pas de tubes .....	<b>15</b>
15a. Hyménophore composé de dents ou d'aiguillons .....	<b>Hydnaceae</b> (non traité)
15b. Hyménophore veiné, plissé ou lamellé .....	<b>16</b>
16a. Lamelles noires et déliquescentes à maturité .....	<b>Coprinus, Coprinopsis</b>
16b. Lamelles non déliquescentes .....	<b>17</b>
17a. Stipe à volve membraneuse ou floconneuse .....	<b>18</b>
17b. Stipe sans volve membraneuse ou floconneuse .....	<b>20</b>
18a. Sporée blanche ou crème .....	<b>Amanita</b>
18b. Sporée brun-pourpre ou brun-incarnat à brun rose .....	<b>19</b>
19a. Chapeau visqueux, au moins à l'état jeune .....	<b>Volvopluteus earlei</b>
19b. Chapeau sec .....	<b>Volvariella volvacea</b>
20a. Voile partiel présent sous forme de cortine, d'anneau ou de bourrelets ...	<b>21</b>
20b. Pas de voile partiel .....	<b>41</b>
21a. Voile partiel membraneux, fibrilleux, produisant un anneau .....	<b>22</b>
21b. Voile partiel ne produisant pas d'anneau, mais une zone annulaire à fibrilles ou filaments (cortine) .....	<b>40</b>
22a. Lamelles libres ou presque .....	<b>23</b>
22b. Lamelles sub-libres, adnées, émarginées ou décurrentes .....	<b>30</b>
23a. Sporée verdâtre, brun rouille, brun pourpre ou brun foncé à noir .....	<b>24</b>
23b. Sporée blanche, crème à jaunâtre pâle .....	<b>25</b>
24a. Sporée verdâtre. Lamelles jeunes blanches .....	<b>Chlorophyllum</b>
24b. Sporée brun pourpre à brun foncé. Lamelles jeunes rosées. ....	<b>Agaricus</b>
25a. Surface du chapeau lisse, garnie de flocons détersiles du voile universel; volve pas toujours persistante ni évidente .....	<b>Amanita</b>
25b. Surface du chapeau lisse ou ornementée (squames, crevasses, rides, fibres) toujours sans flocons détersiles .....	<b>26</b>

26a. Chapeau à chair très mince, surface poudreuse, floconneuse, marge nettement striée-pliée .....	<b>Leucocoprinus</b>
26b. Chapeau différent, plus charnu .....	<b>27</b>
27a. Chapeau pruineux, soyeux à finement fibreux, rarement glabr .....	<b>Leucoagaricus</b>
27b. Chapeau squamuleux, squarreux, écailleux, parfois à disque lisse .....	<b>28</b>
28a. Chapeau dépassant 5–10 cm diam., squameux à squarreux, sauf le disque; anneau membraneux complexe; stipe clavé bulbeux .....	<b>29</b>
28b. Chapeau rarement plus de 5 cm diam., à squamules apprimées jusqu'au disque; anneau très mince, simple; stipe cylindrique .....	<b>Lepiota</b>
29a. Stipe moins élancé, plus trapu, généralement plus court que le diamètre du chapeau.....	<b>Macrolepiota</b>
29b. Stipe élancé, cylindrique, plus long que le diamètre du chapeau .....	<b>Chlorophyllum</b>
30a. Sporée blanche ou crème .....	<b>31</b>
30b. Sporée de teinte brune, brun pourpre ou noir .....	<b>36</b>
31a. Arête des lamelles dentée, denticulée, serrulée; sporophore fibreux à coriace à maturité .....	<b>Lentinus sajor-caju</b>
31b. Arête des lamelles non serrulée ni dentée; sporophore charnu et non coriace .....	<b>32</b>
32a. Lamelles à peine sub-libres, paraissant libres .....	<b>Amanita</b>
32b. Lamelles clairement sub-libres, adnées, émarginées ou décurrentes .....	<b>33</b>
33a. Revêtement du chapeau poudreux-granuleux, floconneux fragile; lamelles sub-libres .....	<b>Cystoderrella</b>
33b. Revêtement du chapeau différent; lamelles adnées, émarginées, arquées-décurrentes ou décurrentes .....	<b>34</b>
34a. Lamelles émarginées, arquées-décurrentes ou décurrentes .....	<b>Armillaria</b>
34b. Lamelles adnées .....	<b>35</b>
35a. Chapeau mucilagineux-visqueux, blanc .....	<b>Oudemansiella</b>
35b. Chapeau sec, squameux à squarreux au centre, de couleur paille à jaune-brunâtre, parfois à reflets verdâtres .....	<b>Armillaria</b>
36a. Sporée jaune rouille ou brune .....	<b>37</b>
36b. Sporée plus foncée, brun-pourpre à brun noirâtre .....	<b>39</b>
37a. Sporophore terricole .....	<b>Agrocybe</b>
37b. Sporophore lignicole .....	<b>38</b>
38a. Sporée rougeâtre rouille; lamelles jaune vif à brun-rouille .....	<b>Gymnopilus</b>
38b. Sporée brun clair, brun argile à brun terne .....	<b>Agrocybe</b>

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

- 51a. Hyménophore ruguleux, composé de rides, plis ou pseudolamelles à arête émoussée ..... **52**
- 51b. Hyménophore composé de lamelles à arête aiguë ..... **Camarephyllus**
- 52a. Lamelles à arête émoussée, faiblement à fortement interveinées ..... **Cantharellus**
- 52b. Hyménophore plutôt ruguleux, longitudinalement veiné, anastomosé, ridé, réticulé ..... **53**
- 53a. Sporophore massif et charnu, chapeau et pied continus, à hyménophore fortement réticulé anastomosé; sporée ochracée ..... **Gomphus**
- 53b. Pied et chapeau bien différenciés; sporée blanche à jaunâtre ..... **54**
- 54a. Sporophore jaunâtre pâle, jaune-orange à jaune ..... **Cantharellus**
- 54b. Sporophore gris-noirâtre à violacé ou brun noirâtre; pied souvent creux ..... **Craterellus**
- 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 de moins de 2 mm 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. Sporophores grégaires à lamelles interveinées, non-décurrentes; stipe sec avec tomentum rose-orange à la base ..... **Marasmiellus inoderma**
- 59b. Sporophores cespiteux, lamelles sub-décurrentes, hyménophore sub-poroïde; stipe couvert d'une couche mucilagineuse, sans tomentum à la base..... **Mycena myxocaulis**
- 60a. Pied relativement rigide, cartilagineux ou élastique; lamelles souvent très spacées ..... **Marasmius**
- 60b. Pied 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 s.l.***
- 63a. Chapeau radialement rainuré, lamelles très décurrentes et espacées; sporophores grégaires sur bois ou sol ..... ***Gerronema hungo***
- 63b. Chapeau non rainuré, lamelles adnées, non-décurrentes et assez serrées, sporophores généralement en touffes sur bois ..... ***Tricholomopsis aurea***
- 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; sporophore charnu et mou ..... **66**
- 65b. Lamelles à arête serrulée-dentée ou sporophore un peu coriace et dur . **106**
- 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 ..... ***Hygrophoropsis***
- 67b. Lamelles pas aussi fines, non séparables du chapeau; chair épaisse au centre du chapeau; odeur fruitée souvent forte ..... ***Cantharellus***
- 68a. Chapeau squameux, au moins au centre; pied souvent squameux avec anneau ..... ***Armillaria***
- 68b. Chapeau et pied lisse, pas d'anneau ..... **69**
- 69a. Lamelles non séparables ..... ***Clitocybe s.l. (Lepista)***
- 69b. Lamelles séparables du contexte du chapeau ..... **70**
- 70a. Sporophores très grands (plus de 10 cm diam.), connés ou cespiteux, souvent associés au bois mort, parfois avec pseudosclérote; spores inamyloïdes lisses ..... ***Macrocybe lobayensis***
- 70b. Sporophores moins grands, isolés ou grégaires, sans sclérote; goût amer; spores échinulées amyloïdes ..... ***Leucopaxillus***
- 71a. Lamelles séparables du contexte ..... ***Phylloporus, Paxillus, Paxilloboletus* (non comestibles)**
- 71b. Lamelles non séparables ..... **72**
- 72a. Sporée brun incarnat à brun saumon ..... ***Clitopilus, Rhodocybe***
- 72b. Sporée brun clair ou brun rouille, sans élément rose ou incarnat ..... **73**

73a. Sporée rougeâtre rouille; lamelles jaune vif à brun-rouille; sporophores lignicoles; goût amer .....	<b>Gymnopilus</b>
73b. Sporée et lamelles brun clair, brun argile à brun terne; sporophores plutôt terricoles, goût non amer .....	<b>Agrocybe</b>
74a. Pied fin, chair du chapeau membraneuse, contexte moins de   mm .....	<b>75</b>
74b. Pied plus charnu, 5 mm diam. ou plus; chapeau non membraneux, plus charnu au centre .....	<b>81</b>
75a. Sporée blanche, crème, crème-jaunâtre, crème-orange .....	<b>76</b>
75b. Sporée rose, brun-incarnat, brun clair, rouille, brun foncé ou noirâtre .....	<b>77</b>
76a. Marge du chapeau apprimée contre le pied à l'état jeune .....	<b>Marasmius</b>
76b. Marge du chapeau non apprimée contre le pied à l'état jeune ..	<b>Gymnopus</b>
77a. Sporée brun incarnat à brun saumon .....	<b>Clitopilus, Rhodocybe</b>
77b. Sporée sans élément incarnat ou rosé .....	<b>78</b>
78a. Sporée brun clair à brun rouille .....	<b>79</b>
78b. Sporée brun-pourpre, brun noirâtre à noire .....	<b>80</b>
79a. Sporée rougeâtre rouille; lamelles jaune vif à brun-rouille; sporophores lignicoles; goût amer .....	<b>Gymnopilus</b>
79b. Sporée et lamelles brun clair, brun argile à brun terne; sporophores plutôt terricoles, goût non amer .....	<b>Agrocybe</b>
80a. Chapeau sec .....	<b>Candolleomyces, Psathyrella</b>
80b. Chapeau gras, visqueux ou humide .....	<b>Stropharia</b>
81a. Sporée blanche, blanc-crème ou jaunâtre .....	<b>82</b>
81b. Sporée rose, brun-rose, brun clair, rouille, olivacée, brun foncé ou noirâtre.	<b>86</b>
82a. Lamelles sinuées .....	<b>85</b>
82b. Lamelles adnées, semi-libres ou émarginées .....	<b>83</b>
83a. Stipe radicant .....	<b>(Xerula) Oudemansiella</b>
83b. Stipe non radicant .....	<b>84</b>
84a. Lamelles largement adnées .....	<b>69</b>
84b. Lamelles sinueuses, émarginées ou semi-libres .....	<b>85</b>
85a. Chapeau à marge enroulée à l'état jeune; lamelles séparables du contexte du chapeau; mycélium basal très ample .....	<b>Leucopaxillus</b>
85b. Marge du chapeau et lamelles différentes .....	<b>Tricholoma</b>
86a. Sporée brun-pourpre, brun foncé ou noirâtre .....	<b>80</b>
86b. Sporée brun argile, brun clair, rouille, brun-olivacé .....	<b>87</b>



87a. Lamelles séparables du chapeau .....	<b><i>Phylloporus</i></b>
87b. Lamelles non séparables du chapeau .....	<b>79</b>
88a. Sporophore globuleux à irrégulièrement globuleux, sessile, sans pied différencié; gléba présente .....	<b>119</b>
88b. Sporophore non globuleux; pas de gléba .....	<b>89</b>
89a. Sporophore auriculiforme, cupulé, cérébriforme ou foliolé; sans lamelles ni pores .....	<b>95</b>
89b. Sporophore d'une autre forme, à lamelles ou pores .....	<b>90</b>
90a. Sporophore à hyménophore poré .....	<b>91</b>
90b. Sporophore à hyménophore lamellé .....	<b>99</b>
91a. Sporophore jaune-orange vif, rouge-orange ou blanc .....	<b>92</b>
91b. Sporophore de couleur différente .....	<b>93</b>
92a. Sporophore grand (> 5 cm), aqueux, imbriqué, sans stipe latéral; pores petits (4/mm) .....	<b><i>Laetiporus</i></b>
92b. Sporophore petit (< 2–3 cm), caoutchouteux-élastique, latéralement stipité, pores angulaires et proéminents (1/mm) .....	<b><i>Favolaschia</i></b>
93a. Chapeau à squames foncées et espacées; boucles présentes, hyménophore à grandes cystides métuloïdes brunes .....	<b><i>Echinochaete</i></b>
93b. Chapeau sans squamules; boucles et cystides métuloïdes absentes .....	<b>94</b>
94a. Chapeau lisse ou radialement strié, non tesselé .....	<b><i>Royoporus (Favolus) spatulatus</i></b>
94b. Chapeau tesselé .....	<b><i>Favolus (Polyporus) tenuiculus</i></b>
95a. Sporophore lignicole, caoutchouteux .....	<b>96</b>
95b. Sporophore terricole, fragile, cassant, largement cupulé .....	<b><i>Peziza</i></b>
95c. Sporophore parasite du sorgho .....	<b><i>Sporisorium reilianum</i></b>
96a. Sporophore non gélatineux, en forme de disque épais, surface supérieure colorée de rouge, parfois taché .....	<b><i>Phillipsia</i></b>
96b. Sporophore différent, gélatineux .....	<b>97</b>
97a. Sporophore auriculariforme, surface supérieure mat-tomenteuse à hirsute, surface inférieure lisse et luisante ou ridée-sub-poroïde .....	<b><i>Auricularia</i></b>
97b. Sporophore cérébriforme, foliolé ou spatuliforme .....	<b>98</b>
98a. Sporophore transparent et blanc pur ou jaune-orange vif, lobé à cérébriforme ou flabell .....	<b><i>Tremella</i></b>
98b. Sporophore orange et spatuliforme, souvent moins de 2 cm haut .....	<b><i>Dacryopinax</i></b>
99a. Lamelles bifurquées tout le long de l'arête (loupe) .....	<b><i>Schizophyllum</i></b>
99b. Arête des lamelles non bifurquée .....	<b>100</b>

100a. Sporée rose, rose-incarnat ou brun-rose .....	101
100b. Sporée sans teinte rose, blanche, crème, violacée ou brunâtre .....	102
101a. Chapeau tomenteux; sporophore entièrement jaune pâle à jaune-orange .....	<b>Phyllotopsis</b>
101b. Chapeau lisse ou soyeux, de couleur différente ....	<b>Clitopilus, Rhodocybe</b>
102a. Sporée pâle violacée, brun-olivacé ou brunâtre .....	103
102b. Sporée blanche, crème ou beige .....	104
103a. Lamelles non séparables du contexte; sporée pâle violacée ou lilacine; goût non amer .....	<b>Pleurotus</b>
103b. Lamelles séparables; sporée rouge ocre ( <b>Tapinella</b> ), brun violacé ou brunâtre; goût amer .....	<b>Paxillus</b> (non comestible)
104a. Lamelles fortement bifurquées, anastomosées et presque veinées .....	<b>Hygrophoropsis</b>
104b. Lamelles simples, non veinées-anastomosées .....	105
105a. Lamelles à arête serrulée-dentée ou sporophore un peu coriace et dur ..	106
105b. Lamelles à arête lisse; sporophore charnu et mou .....	107
106a. Bord du chapeau devenant aigu, non-enroulé, zone annulaire absente sur le pied .....	<b>Lentinus</b>
106b. Bord du chapeau arrondi, très longtemps enroulé; stipe squameux-fibreux en dessous de la zone annulaire. ....	<b>Lentinula</b>
107a. Sporophore coloré .....	<b>Pleurotus</b>
107b. Sporophore blanc ou blanchâtre, parfois taché .....	108
108a. Sporophore fibreux, taché de brun-pourpre; amer .....	<b>Neonothopanus hygrophanus</b>
108b. Sporophore fragile, non taché, doux (toxique et rappelant <b>Pleurotus</b> ).....	<b>Pleurocybella porrigens</b>
109a. Sporophore plutôt coriace; tubes non séparables du contexte .....	<b>Polyporus &amp; alliés</b>
109b. Sporophore charnu, mou; tubes facilement séparables du chapeau ....	110
110a. Sporée sans teinte olivacée, très pâle, jaune, rosé ou pourpre .....	111
110b. Sporée olivacée, brun cannelle ou brun noirâtre .....	112
111a. Sporée jaune pâle à jaune; spores subglobuleuses, ellipsoïdes ou allongées .....	<b>Gyroporus</b>
111b. Sporée et tubes à teinte rosâtre (y compris <b>Rubinoboletus</b> )..	<b>Tylophilus s.l.</b>
112a. Chapeau claustropilé, marge fortement appendiculée .....	118
112b. Chapeau non claustropilé, marge non appendiculée (< 1 mm) .....	113

- 113a. Sporophore de taille gigantesque, chapeau de 20–50 cm diam.  
..... **Phlebopus**
- 113b. Sporophore plus petit; chapeau moins de 15 cm diam. .... **114**
- 114a. Pores brun cannelle à rouge-brun; trame des tubes rouge à rouge carmin,  
tubes sub-décourants à décourants ..... **Chalciporus**
- 114b. Trame jamais rouge, tubes non décourants ..... **115**
- 115a. Chapeau mucilagineux-cireux ou pied gluant à pustules; spores < 11 µm long,  
brun cannelle. Toujours sous résineux (plantations) ..... **Suillus**
- 115b. Chapeau sec, habitat différent; spores plus grandes ..... **116**
- 116a. Tubes séparables les uns des autres; trame des tubes gélifié ... **Boletus s.l.**
- 116b. Tubes non séparables les uns des autres; trame des tubes non-gélifié .. **117**
- 117a. Hyménium à grandes sétules (cystides métuloïdes) (loupe) ..... **Tubosaeta**
- 117b. Hyménium sans sétules ..... **Xerocomus s.l.**
- 118a. Contexte et tubes rougissant, puis noircissant ..... **Afroboletus**
- 118b. Contexte non noircissant, tubes jaunes bleuissant ..... **Veloporphyrellus**
- 119a. Sporophore hypogé ou épigé, ne s'ouvrant pas à maturité (fausses truffes)  
..... **126**
- 119b. Sporophore épigé, s'ouvrant à maturité ..... **120**
- 120a. Gléba visqueuse, malodorante, sur réceptacle, sortant d'un 'œuf'  
gélatineux ..... **Phallus**
- 120b. Gléba poudreuse à maturité, non portée par un réceptacle ..... **121**
- 121a. Périidium (exo- & endo-) du sporophore détersile, pied stérile et souvent  
persistant ..... **Calvatia**
- 121b. Périidium non détersile, s'ouvrant par déchirement ou par une ouverture  
apicale ..... **122**
- 122a. Périidium coriace, s'ouvrant en grandes branches inégales; gléba brun  
vineux à maturité ..... **Mycenastrum corium**
- 122b. Périidium non coriace, ne s'ouvrant pas en branches; gléba jaune à jaune-  
olivacé, jamais brun-vineux ..... **123**
- 123a. Exopériidium lisse, mince, se rompant en grosses plaques; sporophores très  
grands (plus de 20 cm diam.) ..... **Calvatia (ex Langermannia)**
- 123b. Exopériidium furfuracé, poudreux, discontinu ..... **124**
- 124a. Sporophore terricole ..... **125**
- 124b. Sporophore lignicole ..... **Morganella pyriforme**
- 125a. Base stérile du pied séparée de la gléba olivâtre par une membrane  
(diaphragme) ..... **Vascellum pratense**
- 125b. Base stérile du pied sans diaphragme ..... **Lycoperdon perlatum**

- 126a. Sporophore entièrement blanc-grisâtre, parfois à teintes verdâtres; gléba compacte, marbrée de blanc et jaune pâle olivâtre ..... *Afrocastellanoa ivoryana*
- 126b. Sporophore teinté de jaune olivâtre ou jaune brunâtre, jamais blanchâtre ..... **127**
- 127a. Gléba noire à veinements blanchâtres ..... *Corditubera bovonei*
- 127b. Gléba rosâtre, blanche à ocracée, sporophore jaune vif à l'état jeune ... **128**
- 128a. Spores échinulées ..... *Mycoamaranthus congolensis*
- 128b. Spores lisses ..... *Mackintoshia persica*

## 9. Fiches descriptives des espèces de champignons comestibles

Pour des raisons pratiques, nous nous sommes limités, pour chacun des taxons présentés, à ne fournir que le nom accepté, le basionyme et les synonymes apparaissant dans la littérature relative aux champignons africains. Une liste complète et mise à jour des synonymes est disponible pour chaque espèce sur le site <http://www.speciesfungorum.org/Names/Names.asp>

Chaque espèce est illustrée par une photo de terrain et documentée par une sélection, non-exhaustive, de références bibliographiques fournissant une image de l'espèce. Sauf mention contraire, la majorité des photos des espèces comestibles ont été prises en Afrique de l'Ouest. Dans la plupart des cas, un spécimen a été conservé à l'Herbier UNIPAR (Parakou, Bénin) ou/et à l'Herbier BR (Meise, Belgique). Le numéro de référence du spécimen figure dans la légende de l'image ou dans le texte. Les abréviations des noms correspondent aux collecteurs suivants: ADK: André De Kesel; BAA: Boukary Azize; CM: Cathrin Manz; EM: Edwin Maes; EMB: Elisée Mugoli; FC: Felix Hampe & Cathrin Manz; HLA: Hyppolite Aignon; JD: Jérôme Degreef; OAB: Olou Armel Boris; SYN ou NYS: Nourou Soulemane Yorou; YIAN: Claver Yian Gouvé.

Par espèce, la liste complète des pays ouest-africains où elle a été signalée est donnée, ainsi que les références et une carte de distribution. La liste complète des espèces et leur distribution est donnée dans le Tableau 1.

Pour la majorité des espèces, les descriptions diffèrent peu de celles proposées dans nos travaux antérieurs (De Kesel *et al.* 2002; Degreef & De Kesel 2017). Elles sont basées sur plusieurs collections et sont parfois adaptées pour mieux correspondre au protologue de l'espèce. 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 Ndong *et al.* (2011). Les données d'habitat et d'écologie sont issues de la littérature et de nos propres observations.

En Afrique de l'Ouest, seul le Bénin a attribué un statut liste rouge à certaines espèces ectomycorhiziennes présentes sur son territoire (*Cantharellus* spp.) (Dramani *et al.* 2022). Vu l'étendue de la région ciblée, nous invitons le lecteur à vérifier le statut des espèces tel que publié par l'Initiative mondiale pour la liste rouge des champignons (Global Fungal Red List Initiative 2023 - <http://iucn.ekoo.se/en/iucn/welcome>).

**Afroboletus Pegler & Young**  
*Trans. Br. Mycol. Soc.* 76(1): 130 (1981)

Genre (Fam. Boletaceae) endémique d'Afrique tropicale comptant 8 espèces, dont deux utilisées comme aliment (Boa 2004). La position de *Afroboletus vietnamensis* T.H.G. Pham, A.V. Alexandrova & O.V. Morozova, *in* Crous *et al.*, *Persoonia* 40: 255 (2018) dans *Afroboletus* ne nous semble pas réaliste.

Sporophores à chapeau et pied central, avec voile, à 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* sub-globuleuses 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'hyphes* 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. Connue 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 (1994a), *Ubwoba*: 75, Figs 4, 5 & 50–52; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 134, photo 21; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 43, Fig. 12; 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.



Fig. 24. *Afroboletus luteolus* (Togo, ADK4565).

**Description (Fig. 24)** – *Chapeau* 4–5 cm diam., hémisphérique devenant convexe avec l'âge, peu charnu devenant spongieux; marge appendiculée; revêtement piléique non séparable, rugueux, brun-noir puis jaunâtre (3B3–4) à flocons polygonaux-coniques saillants jaunes-blanchâtres à sommet noircissant à noir. *Pied* central ou rarement sub-central, 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* adnés, –10 mm long, jeunes blanchâtres puis gris, rapidement gris-brun et finalement noirs à la coupe; pores petits, 0,1–0,2 cm diam., concolores. *Chair* –1,5 cm d'épaisseur, peu charnue, spongieuse et blanche dans le chapeau, ferme et brunâtre dans le pied, devenant noire (avec l'âge), à la coupe rapidement rouge à brun rougeâtre, ensuite noire. *Goût* doux; *odeur* fongique. *Sporée* foncée, brun-noir. *Spores* (11,8–)12,6–14,43–17,9(–18,7) × (9,5–)10–11,59–13,2(–13,7) µm, Q = (1,08–)1,12–1,25–1,47, 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.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 1)** – *Afroboletus luteolus* est une espèce ectomycorrhizienne commune à travers toutes les forêts claires et miombos d'Afrique tropicale. En Afrique de l'Ouest, il est signalé au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Yorou 2010; Yorou & De Kesel 2011), en Guinée (Thoen & Ducouso 1989, *ut Strobilomyces luteolus*; Yorou & De Kesel 2011; Bâ *et al.* 2012, *ut S. luteolus*) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a). Bien que l'espèce fructifie durant toute la saison pluvieuse, elle abonde surtout de manière précoce (De Kesel *et al.* 2017). Au Haut-Katanga, cette espèce produit entre 25 et 43 kg de matière fraîche/ha.an dans les formations à *Uapaca kirkiana*. En Afrique de l'Ouest, elle semble dominer dans les galeries forestières à *Uapaca guineensis* et est beaucoup moins fréquente dans les forêts claires à *Isoberlinia* spp.

**Comestibilité et appréciation** – L'espèce est peu consommée en Afrique de l'Ouest et très peu de témoignages directs de sa consommation ont été enregistrés. Elle est appréciée au Malawi (Morris 1990), au Burundi (Buyck 1994a) et en Tanzanie (Härkönen *et al.* 2003). En Zambie, certains la considèrent, à tort, comme toxique (Härkönen *et al.* 2015).



***Afrocastellanoa* M.E. Sm. & Orihara**  
in Orihara & Smith, *Mycologia* 109(2): 328 (2017)  
(syn. *Octaviania* Vittad. *Monogr. Tuberac.* (Milano): 15 (1831))

Genre monospécifique, endémique africain, récemment séparé d'un groupe d'une quinzaine d'espèces (*Octaviania*) connues des zones tempérées, subtropicales et tropicales.

Fausse truffe basidiomycète, appartenant à la famille des Boletaceae (Smith *et al.* 2015; Castellano *et al.* 2016). De croissance épigée, à sporophore gastéroïde, globuleux à sub-globuleux. *Péridium* très pâle à blanchâtre, immuable, lisse, non-déchirant. *Gléba* assez dure, d'abord marbrée de blanc et beige-olivacé, gélatinisée et non poudreuse. *Pied* et columelle absents. *Rhizomorphes* présents mais réduits.

Espèce ectomycorrhizienne associée aux Caesalpiniaceae et/ou aux Dipterocharpaceae.

***Afrocastellanoa ivoryana* (Castellano, Verbeken & Thoen)  
M.E. Sm. & Orihara**

in Orihara & Smith, *Mycologia* 109(2): 328 (2017)

SYNONYME:

***Octaviania ivoryana* Castellano, Verbeken & Thoen**, in Castellano, Verbeken, Walley & Thoen, *Karstenia* 40(1–2): 18 (2000).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Castellano *et al.* (2000), *Karstenia* 40: 18, Figs 4, 6 & 12 (*ut Octaviania ivoryana*); De Kesel *et al.* (2002), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 242, photo 72 (*ut Octaviania ivoryana*); De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 180, Fig. 91 (*ut Octaviania ivoryana*); Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 69 + Fig. (*ut Octaviania ivoryana*); Thoen & Ducouso (1989) (*ut Sclerogaster* sp.).

**Description (Fig. 25)** – Sporophores globuleux à sub-globuleux, parfois grossièrement bosselés, 2–4(–5) cm diam., surface lisse à subtilement ruguleuse, sèche, blanche à l'état jeune, devenant un peu et partiellement grisâtre (4–5B2) avec l'âge ou par manipulation. *Péridium* –1 mm d'épaisseur, composé d'une couche extérieure grisâtre d'environ 0,5 mm et d'une couche intérieure beaucoup plus mince et entièrement blanche. *Gléba* compacte, ferme, marbrée de blanc et jaune olivâtre (4B2–3). *Rhizomorphes* peu nombreux (1–2), blancs, courts (–1 cm), fins (–1 mm), toujours groupés à la base du sporophore. *Columelle* absente. *Goût* doux, très agréable; *odeur* très forte de pâté de foie. *Spores* (7,5–)7,6–8,9–10,1(–10,6) × (6,6–)7–8,3–9,7(–9,6) µm, Q = (1–)0,95–1,06–1,17(–



**Fig. 25.** *Afrocstellanoa ivoryana* (Bénin, BAA0846).

1,23), sub-globuleuses à globuleuses, densément ornées de verrues irrégulières ou sub-coniques. *Basides* clavées, 15–22 × 9–11 µm, (2–)4-spores. *Cystides* non observées. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 2)** – *Afrocstellanoa ivoryana* est solitaire ou pousse en petits groupes, épigé ou très rarement semi-hypogé. En raison de sa couleur rappelant la litière de feuilles, il passe souvent inaperçu. L'espèce a une distribution assez large. En Afrique de l'Ouest, elle est connue au Bénin (Yorou & De Kesel 2001, *ut Octaviania ivoryana*; Boa 2004, *ut Octaviania ivoryana*), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017, *ut Octaviania ivoryana*), en Guinée (Castellano *et al.* 2000, *ut Octaviania ivoryana*), au Sénégal (Castellano *et al.* 2000, *ut Octaviania ivoryana*) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a, *ut Octaviania ivoryana*). En Afrique tropicale, elle est également mentionnée au Zimbabwe, au Kenya (Castellano *et al.* 2000) et en R.D. Congo (De Kesel *et al.* 2017).

Il s'agit d'une espèce ectomycorrhizienne qui s'associe probablement à *Afzelia*, *Anthonotha* et *Uapaca* (Castellano *et al.* 2000). En Afrique de l'Ouest, elle est typiquement inféodée aux savanes et forêts claires à *Isoberlinia* (De Kesel *et al.* 2002) ou *Anthonotha crassifolia* (Thoen & Ducoussou 1989). En Afrique de l'Est, elle pousse dans les miombos dominés par *Julbernardia globiflora*, ou à *Brachystegia boehmii*, *B. longifolia*, *B. spiciformis* et *Uapaca pilosa*. Castellano *et al.* (2000) la mentionnent aussi sur termitières et sous différentes espèces d'*Afzelia*.

**Comestibilité et appréciation** – Peu de données existent mais l'espèce est appréciée des peuples Nagot du Bénin (De Kesel *et al.* 2002). Bien que présente en Afrique de l'Est, elle n'y est pas consommée (De Kesel *et al.* 2017).

**Taxonomie** – *Afrocastellanoa ivoryana* peut être confondu avec certains *Scleroderma* (Sclerodermataceae, Boletales) qui sont tous toxiques. Ces derniers se distinguent de *Afrocastellanoa* par leur gléba foncée qui devient pourpre ou noirâtre à maturité.

***Agaricus* L.**  
***Sp. Pl.* 2 : 1171 (1753)**

Environ 300 espèces connues au monde dont plus d'une trentaine en Afrique tropicale. Le genre (Fam. Agaricaceae) est taxonomiquement difficile et de nouvelles espèces pantropicales sont régulièrement découvertes. Il abrite plusieurs espèces toxiques mais il est surtout connu pour ses espèces cultivées à l'échelle industrielle, notamment *Agaricus bisporus* (J.E. Lange) Imbach, l'espèce fongique la plus cultivée au monde.

Les espèces toxiques proviennent surtout de la section *Agaricus* sect. *Xanthodermi* et causent des intoxications relativement faibles. Une seule espèce, *Agaricus*



**Fig. 26.** *Agaricus arvensis* (Bénin, ADK2949).



Fig. 27. *Agaricus campestris* (Bénin, BAA0703).

*aurantioviolaceus* (R. Heim) Walley & Rammeloo, connue d'Afrique équatoriale (Walley & Rammeloo 1994), est présumée mortelle (Heim 1978). En Afrique tropicale, les *Agaricus* ne sont généralement pas consommés par les populations locales (Rammeloo & Walley 1993). Ces auteurs citent au total une vingtaine d'espèces consommées, la plupart en R. Afrique du Sud. En Afrique de l'Ouest, onze espèces d'*Agaricus* comestibles ont été répertoriées mais ne sont que très rarement consommées. Dans certaines références, leur identité est douteuse et non vérifiable, faute de spécimens d'herbier. Il s'agit de *Agaricus arvensis* Schaeff. trouvé au Bénin (Fig. 26), en Côte d'Ivoire (Heim 1936a) et au Nigeria (Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010b; Osemwegie & Okhuoya 2011). *Agaricus bisporus* est une espèce comestible cultivée, mais elle a été signalée dans des milieux naturels au Nigeria (Afiukwa *et al.* 2013). *Agaricus campestris* Brond. (Fig. 27) est connu du Bénin et du Ghana (Holden 1970; Boa 2004) et *Agaricus subdulcis* Heinem. du Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013). Quelques espèces peu communes sont localement consommées, il s'agit de *Agaricus bulbillosus* Heinem. & Gooss.-Font. trouvé au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Zhao *et al.* 2011) et au Niger (Hama *et al.* 2008; Daniels *et al.* 2015). *Agaricus kivuensis* Heinem. & Gooss.-Font. est connu au Mali (EFTA 2023) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a). *Agaricus brunneovariabilis* R.L. Zhao, Z.L. Ling, L.A. Parra & De Kesel est une espèce (Fig. 28) très proche de *A. kivuensis* qui a été signalée au Togo et au Bénin (Ling *et al.* 2021). *Agaricus ochrascens* Heinem. & Gooss.-Font. est signalé au Bénin (Yorou & De Kesel 2001, *ut Agaricus bisporus*; Boa 2004, *ut Agaricus bisporus*) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a). Enfin, *Agaricus volvatulus* Heinem. &



Fig. 28. *Agaricus brunneovariabilis* (Bénin, BAA0801).



Fig. 29. *Agaricus volvatus* (Bénin, ADK2785).

Gooss.-Font. (Fig. 29) est présent au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Zhao *et al.* 2011; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Chen *et al.* 2016), au Nigeria (Nicholson 2000) et au Togo (Chen *et al.* 2016; Kamou *et al.* 2017a), mais sa comestibilité y est parfois contestée.

Sporophores à chapeau et pied central, munis de voile au moins à l'état jeune. *Chapeau* convexe à plan, rarement umboné, glabre, radialement fibrilleux, squameux, sec, de couleurs diverses, blanc à jaune, gris, violacé, noir brunâtre ou même jaune-orange vif (*Agaricus trisulphuratus*). *Hyménophore* à lamelles libres, d'abord rosâtres, puis brunâtres, grisâtres, finalement brun-noir. *Pied* cylindrique, avec ou sans base bulbeuse ou radicante, parfois à cordons mycéliens, muni de voile partiel, avec anneau fixe, ascendant ou descendant, simple ou double, avec ou sans squames, membraneux ou épais, persistant ou fugace. *Contexte* mou et fragile, charnu ou mince, souvent blanc ou jaunâtre, immuable ou devenant jaune, orange, rouge, pourpre, gris ou noirâtre au froissement. *Odeur* forte, d'amande, d'anis, fongique ou synthétique désagréable. Les odeurs et les changements de couleur aident à différencier les sections (niveau infra-générique, réaction de Schaeffer). *Sporée* brun foncé, brun noirâtre à noire. *Spores* globuleuses, sub-globuleuses à ellipsoïdes, lisses, à paroi épaisse, avec ou sans pore germinatif prononcé, inamyloïdes ou dextrinoïdes. *Cheilocystides* présentes ou absentes; *pleurocystides* absentes. *Système d'hyphes* monomitique à paroi mince, sans boucles. *Revêtement pileïque* de type rectocutis ou trichoderme; *trame* des lamelles régulière ou irrégulière.

Espèces saprotrophes, souvent grégaires sur sol ou litière, aussi bien en forêt qu'en milieux plus ouverts (prairies, champs, jardins, pâturages).

En Afrique tropicale, peu d'espèces de ce grand genre sont consommées. Pour des essais de culture ou de domestication, toutes ces espèces sont importantes. En Afrique de l'Ouest, et dans le contexte de la cueillette, seules trois espèces comestibles nous semblent intéressantes, parce que consommées à travers toute leur aire de distribution: *Agaricus bingensis*, *A. goossensiae* et *A. subsaharianus*.

### ***Agaricus bingensis* Heinem.**

*Bull. Jard. bot. État, Brux.* 26(1): 72 (1956)

RÉFÉRENCE ILLUSTRÉE: Heinemann (1956), *Fl. Icon. Champ. Congo* 5: 113, pl. 21, Fig. 1.

**Description (Fig. 30)** – Isolé. *Chapeau* 15–25 cm diam., épais, d'abord hémisphérique-convexe puis étalé à centre largement et bassement mamelonné; revêtement séparable, à maturité pâle à crème-brunâtre, à petites squamules punctiformes brunes, denses au sommet, éparses à la périphérie. *Pied* 18–23 × 3–4 cm, vigoureux, légèrement épaissi vers la base ou cylindrique à base légèrement renflée, plein puis fistuleux, crème brunâtre, lisse; cordons mycéliens blancs fréquents à la base; anneau membraneux, ample, assez fragile, blanchâtre.

*Lamelles* libres, assez étroites, serrées, atténuées à la marge, rose puis brun rosé, finalement brun pourpre foncé et humides à maturité. *Chair* ferme, blanche, se teintant de crème brunâtre à la coupe. *Goût* prononcé d'amande; *odeur* forte d'amande. *Sporée* brune. *Spores* lisses, brun rougeâtre foncé, ellipsoïdes ou ovales, assez grandes  $8,3-10(-10,8) \times 5,1-5,7 \mu\text{m}$ . *Cheilocystides* globuleuses ou courtement pyriformes. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 3)** – *Agaricus bingensis* est une espèce saprotrophe, terricole que l'on trouve souvent dans les stations rudérales comme les jardins, le long des champs et plantations, à proximité des fosses de compost ou plus généralement sur des sols enrichis en matière organique d'origine végétale. L'espèce est assez commune en Afrique de l'Ouest et a déjà été trouvée au Bénin (EFTA 2023), au Burkina Faso (Meise Botanic Garden 2023), au Mali (Meise Botanic Garden 2023), au Sénégal (Meise Botanic Garden 2023) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – Malgré la grande taille et la distribution assez large à travers l'Afrique de l'Ouest de *Agaricus bingensis*, les populations ne la connaissent pas bien et ne la consomment pas alors qu'elle l'est par plusieurs ethnies du Malawi (Chipompha 1985; Morris 1990) et d'Ouganda (Mukiibi 1973;



**Fig. 30.** *Agaricus bingensis* (Bénin, BAA0772) – crédit photo: F. Hampe.

Pegler 1977). Sa valeur nutritive a été établie par Mukiibi (1973) et des essais pour sa domestication pourraient donner des résultats intéressants.

**Taxonomie** – *Agaricus bingensis* peut être confondu avec d'autres grandes espèces de la section *Brunneopicti*, dont la comestibilité n'est pas avérée. Une confusion est notamment possible avec *Agaricus brunneopunctatus* Linda J. Chen, Callac & L.A. Parra, mais cette dernière a un chapeau moins large (env. 10 cm), une odeur plutôt phénolée que d'amande et des spores plus petites (7,3–7,8–8,45 × 4,4–4,9–5,4 μm) (Chen *et al.* 2015). *Agaricus volvatulus* (Fig. 29) pousse dans les mêmes milieux, notamment au Bénin et au Togo (Chen *et al.* 2016), mais son chapeau est noir et fissuré, son pied jaunît fortement au toucher et ses spores sont nettement plus petites ((4,4–)4,5–5,3–5,7(–6,2) × (2,6–)2,9–3,1–3,2(–3,6) μm, Q = 1,45–1,62–1,73(–1,9)).

La représentation du matériel tanzanien de *A. bingensis* dans Niemelä *et al.* (2021, p. 23, Fig. a) constitue une autre espèce.

### ***Agaricus goossensiae* Heinem.**

*Bull. Jard. bot. État, Brux.* 26(1): 42 (1956)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Heinemann (1956b), *Fl. Icon. Champ. Congo* 5: 106, pl. 17, Fig. 4; Pegler (1969), *Kew Bull.* 23: 219, Fig. 1/1; De Kesel *et al.* (2002), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 177, photo 37; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 85, Figs 61 & 62.

**Description (Fig. 31)** – Sporophores isolés ou grégaires, rarement connés. *Chapeau* 2,5–5 cm diam., épais au centre, plus mince vers la marge, d'abord globuleux-convexe, puis étalé ou plan, faiblement umboné; revêtement sec, d'abord rosâtre (9A2) mais très rapidement à squames fibrilleuses rouge à rose-brunâtres (9D3–9E4) sur fond blanchâtre, finalement brun-foncé (8E6), lavé de rose; squames apprimées, arrangées de façon concentrique jusqu'au sommet, devenant vagues avec l'âge; marge d'abord infléchie, puis droite, fissurée radialement avec l'âge, restant longtemps presque blanche, parfois avec des restes du voile partiel. *Pied* central, 2–3,5 × 0,3–0,8 cm, cylindrique, droit ou faiblement courbé à la base, creux-fistuleux, sec, rarement renflé à la base, sub-soyeux à pruneux au-dessus de l'anneau, en dessous fibreux et souvent incrusté de parcelles de substrat, blanc, jaunissant au froissement (6B4–5) (surtout à la base), devenant grisâtre avec l'âge; anneau fixe, simple, situé à mi-hauteur du pied, fibrilleux membraneux, fragile, blanchâtre, souvent déchiré en morceaux. *Lamelles* très serrées, libres, 2–4 mm large, sub-ventrues, inégales, roses (8A2), puis brun clair (6D4) et finalement brun-noir; arête lisse, concolore, plus foncée chez les spécimens âgés; lamellules fréquentes, 1–2/lamelle, de différentes longueurs, aléatoirement mêlées aux lamelles. *Chair* ferme dans le chapeau, fibreuse dans le pied, blanche dans tout le sporophore, devenant rose-brunâtre à la coupe. *Goût* prononcé, doux, agréable, légèrement anisé; *odeur* fongique, faible. *Sporée* brune.





**Fig. 31.** *Agaricus goossensiae* (Burkina Faso, 04EM227) – crédit photo: E. Maes.



**Fig. 32.** *Agaricus robustulus* (Bénin, ADK2905).

Spores ellipsoïdes, lisses, à pore germinatif non-distinct,  $(5,7-5,9-6,4-6,8(-7) \times (3,9)4-4,4-4,8(-4,9) \mu\text{m}$ ,  $Q = (1,29-1,31-1,43-1,55(-1,61)$  (N=77, ADK1938). *Cheilocystides* non-différenciées. *Pleurocystides* absentes. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 4)** – *Agaricus goossensiae* est une espèce assez fréquente en Afrique de l'Ouest. Elle est rapportée du Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Zhao *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014), du Burkina-Faso (Holden 1970; Guissou *et al.* 2008; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou *et al.* 2014), de Côte d'Ivoire (Osemwegie *et al.* 2014), du Ghana (Pegler 1969; Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014), du Mali (EFTA 2023) et du Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013). On le trouve pendant la saison des pluies dans les milieux sableux et enrichis d'azote, le plus souvent le long des pistes et des sentiers utilisés par le bétail, mais aussi dans les jardins, les parcs ou sur d'anciens tas de cosses de manioc. C'est une espèce saprotrophe humo-terricole. Il n'est pas rare de trouver *Chlorophyllum* spp. ainsi que d'autres *Agaricus* spp. dans les mêmes milieux que *A. goossensiae*.

**Comestibilité et appréciation** – L'espèce est consommée au Bénin (Yorou & De Kesel 2001), au Ghana (Holden 1970) et en R.D. Congo (Heinemann 1956a). Malgré sa relative petite taille, *Agaricus goossensiae* est une espèce intéressante car on la trouve parfois par centaines le long des pistes.

Dans la région de Wari Maro (Bénin), les populations Nagot consomment aussi *Agaricus bulbillosus* Heinem. & Goos.-Font. et *Agaricus robustulus* Linda J. Chen, Callac, L.A. Parra, K.D. Hyde & De Kesel, deux espèces très similaires qui poussent aussi dans les milieux rudéralisés.

Bien que ces espèces soient comestibles, on les trouve parfois dans des endroits assez pollués. Nous déconseillons de consommer les sporophores poussant en pleine ville, le long des voies goudronnées ou proches des tas d'ordures. Il est connu que certains polluants, comme les métaux lourds, sont accumulés par les champignons et peuvent y atteindre des concentrations telles qu'elles peuvent représenter un réel danger d'intoxication.

**Taxonomie** – Sur le terrain, *Agaricus goossensiae* peut être confondu avec *A. bulbillosus* et *A. robustulus*. Ce dernier (Fig. 32) a des spores nettement plus petites ( $4,4-6,1 \times 3,1-3,6(-3,8) \mu\text{m}$ ,  $Q = 1,37-1,79$ ) et des cheilocystides bien différenciées (Chen *et al.* 2017).

La représentation du matériel zambien de *A. goossensiae* dans Niemelä *et al.* (2021, p. 25, Fig. a–b) est atypique ou pourrait constituer une autre espèce.

### ***Agaricus subsaharianus* L.A. Parra, Hama & De Kesel**

*in* Hama, Maes, Guissou, Ibrahim, Barag , Parra Sánchez, Rasp  & De Kesel, *Cryptogam. Mycol.* 31(3): 223 (2010)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Hama *et al.* (2010), *Cryptogam. Mycol.* 31: 25, Figs 1 & 2; Härkönen *et al.* (2003) (*ut Agaricus aff. arvensis*), *Tanzanian mushrooms*: 66, Fig. 67.

**Description (Fig. 33)** – Sporophores gregaires, en petits groupes ou parfois cespiteux. *Chapeau* 7–13 cm diam., globuleux, puis plan-convexe à centre parfois légèrement déprimé, entièrement blanc, devenant jaune au froissement, concentriquement recouvert de squames triangulaires retroussées, excepté au centre qui est lisse ou légèrement crevassé. *Lamelles et lamellules* –9 mm large, d’abord rosâtres, puis brunes, finalement brun noir, serrées (12–15/cm), inégales; arête légèrement plus pâle. *Pied* 7–15 × 1,6–3,4 cm, cylindrique ou sub-bulbeux (2,4–4 cm au bulbe), souvent à base pointue, se terminant en rhizomorphe court (0,7–1 cm long), central, droit, plein, lisse, blanchâtre, devenant jaune au froissement; anneau supère, pendant au tiers supérieur du pied, épais, laineux et simple, à maturité apprimé autour du pied, à marge munie d’un bracelet saillant et non divisé, 2–7 mm épaisseur. *Chair* blanchâtre, immuable, même proche des lamelles, mais devenant brunâtre où elle est larvée. *Goût* agréable; *odeur*



**Fig. 33.** *Agaricus subsaharianus* (Burkina Faso, 04EM136) – crédit photo: E. Maes.

d'amande. Spores (7,7–)7,6–9–10,3(–10,9) × (4,4–)4,8–5,5–6,2(–6,7) μm, Q = (1,43–)1,43–1,63–1,83(–1,9), brun-noirâtres, ellipsoïdes, lisses, pore nul. Basides claviformes, 4-spores. Cheilocystides claviformes ou pyriformes, à cloisons multiples à la base, difficiles à observer parce que disposées sur une bande étroite de l'arête. Pleurocystides absentes. Boucles absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 5)** – *Agaricus subsaharianus* est connu du Bénin (Zhao *et al.* 2011, *ut Agaricus augustus*; Yorou *et al.* 2014), du Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008, *ut Agaricus squamuliferus* ou *A. squamulifer*; Hama *et al.* 2010; Zhao *et al.* 2011; Yorou *et al.* 2014), de Côte d'Ivoire (Yorou *et al.* 2014), du Niger (Hama *et al.* 2008, *ut Agaricus augustus*; Hama *et al.* 2010, 2012; Daniels *et al.* 2015, *ut Agaricus augustus*) et du Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a). L'espèce a une préférence pour les sols sableux, exposés, modérément enrichis de matière organique (bouses de vaches, de caprins et d'ovins). Elle pousse dans les savanes herbeuses et les jachères, mais aussi dans les parcs, les jardins et les champs et préfère les climats chauds. En Afrique de l'Ouest, on la trouve surtout dans la zone sahélienne et soudano-sahélienne et elle semble moins fréquente dans la région sud-soudanienne (Bénin, Togo). En Tanzanie, elle est signalée dans la région côtière (Lindi District) (Härkönen *et al.* 2003).

**Comestibilité et appréciation** – Au Niger (Hama *et al.* 2010) et au Burkina Faso (Guissou *et al.* 2008), les femmes récoltent cette espèce pour leur consommation. Au Niger, les sporophores sont lavés, coupés en morceaux, puis bouillis dans de l'eau avec du beurre de karité, du sel, du piment, de l'oignon, du tourteau et du Soumbala (produit issu de la fermentation des graines d'oseille, *Hibiscus sabdariffa* L., ou de celles de *Parkia biglobosa* (Jacq.) R. Br. ex G. Don). L'espèce y est également utilisée pour attirer les abeilles dans les ruches. A cet effet, le sporophore est séché et réduit en poudre puis épandu dans les ruches (Hama *et al.* 2010).

**Taxonomie** – *Agaricus subsaharianus* est facilement reconnaissable à son grand chapeau blanc à petites squames, son pied relativement long, son anneau complexe (sans éléments gonflés ou ellipsoïdes), ses revêtements jaunissant au toucher et son odeur d'amande amère. L'endospore est épaissie à l'apex (microscopie), un caractère unique dans cette section (Hama *et al.* 2010).

## **Agrocybe Fayod**

*Annals Sci. Nat., Bot.*, sér. 7 9: 358 (1889)

A l'échelle mondiale, on distingue une centaine d'espèces d'*Agrocybe* (Fam. Strophariaceae). Le genre abrite plusieurs espèces comestibles dont certaines sont cultivées, notamment en Europe et en Asie. Aucune espèce toxique n'est connue mais des sosies dangereux existent dans d'autres genres, comme certains *Agaricus* ou *Galerina*. En Afrique tropicale, le genre *Agrocybe* est mal connu et, à part quelques exceptions, les espèces sont généralement négligées

des récolteurs. La découverte de deux espèces comestibles en Côte d'Ivoire par Yian *et al.* (2018) nous conduit à inclure ce genre ici.

Sporophores à chapeau et pied central, munis de voile au moins à l'état jeune. *Chapeau* convexe à plan, rarement umboné, glabre, lisse ou craquelé, généralement sec parfois un peu visqueux à l'état jeune, de couleur pâle, souvent terne, beige à brunâtre, le centre souvent un peu plus foncé. *Hyménophore* à lamelles semi-libres à adnées, souvent larges à ventruées, d'abord blanchâtres ou grisâtres, puis brunâtres, jamais brun foncé ou noir, à arête souvent plus pâle. *Pied* cylindrique, central, avec ou sans anneau, la base normale ou bulbeuse, généralement à cordons mycéliens. *Contexte* charnu ou mince, souvent pâle, immuable. *Odeur* fongique. *Sporée* brune, jamais brun noirâtre à noire. *Spores* brun tabac à brun, ellipsoïdes à courtement ellipsoïdes, lisses, à paroi lisse et assez épaisse, avec pore germinatif peu ou nettement tronqué, inamyloïdes, devenant foncées en solution caustique. *Cheilocystides* toujours présentes; *pleurocystides* présentes ou absentes. *Système d'hyphes* monomitique à paroi mince, presque toujours avec boucles. *Revêtement piléique* en palissade simple ou multi-couches, composée d'éléments glabres, souvent gonflés et pédonculés. *Trame* des lamelles régulière.

Les espèces d'*Agrocybe* sont saprotrophes, souvent grégaires, poussent sur le sol, la litière, parfois le bois mort, en forêt mais plus souvent en milieux ouverts (prairies, champs, pâturages, bords de pistes). Dans la région d'étude, deux espèces sont consommées (Yiang *et al.* 2018). Au Nigeria, Osemwegie & Okhuoya (2009) mentionnent aussi un *Agrocybe* comestible dont l'identité n'est pas connue.

### ***Agrocybe broadwayi* (Murrill) Dennis**

*Bull. trimestr. Soc. mycol.* 69(2): 179 (1953)

SYNONYMES:

***Hebeloma broadwayi* Murrill, *Mycologia* 4: 82 (1912)**

***Agrocybe broadwayi* var. *indica* Natarajan & Raman, *Bibl. Mycol.* 89: 70 (1983).**

RÉFÉRENCE ILLUSTRÉE: Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 445, Fig. 99/3.

**Description (Fig. 34)** – *Chapeau* 20–40 mm diam., sub-globuleux à convexe, puis plan, légèrement collant, puis sec, lisse, parfois un peu craquelé ou légèrement scrobiculé-piqué, de couleur blanchâtre à beige, parfois plus foncé au centre. *Lamelles* adnées ou presque; *lamellules* présentes, très pâles devenant couleur tabac à brunâtres, à arête lisse, devenant parfois crénelée-érodée, plus pâle que la face des lamelles. *Pied* cylindrique, central, 30–40(50) × 3–4(5) mm, creux, beige-jaunâtre, sans anneau, légèrement renflé à la base, avec cordons mycéliens blancs. *Chair* mince, blanchâtre à jaune pâle, immuable. *Odeur* fongique. *Spores* 11–15(16,4) × 6,8–8,2 µm, brun tabac, ellipsoïdes,



**Fig. 34.** *Agrocybe broadwayi* (Bénin, OAB1105).

légèrement asymétriques, à paroi lisse et épaisse, avec pore germinatif tronqué. *Basides* 25–30 × 9–11(–12) µm, généralement 4-spores. *Cheilocystides* 25–35 × (10–)12–25 µm, hyalines, utrifformes à pyriformes, pédonculées; *pleurocystides* très rares. *Revêtement pileique* composé d'une couche supérieure de cellules presque globuleuses de 25–35 µm diam., supportée par une couche composée de chaînes à éléments allongés de 25–60 × 15–25 µm. *Trame des lamelles* régulière. *Boucles* présentes mais rares.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 6)** – *Agrocybe broadwayi* préfère les sols nus ou herbeux, souvent enrichis de débris végétaux. L'espèce ne craint pas les endroits ensoleillés et pousse souvent le long des pistes et des sentiers. Elle est commune au Bénin (Meise Botanic Garden 2023), en Côte d'Ivoire (Yian *et al.* 2018), au Ghana (Pegler 1968; Holden 1970; Zoberi 1972; Morris 1990), au Nigeria (Pegler 1968; Zoberi 1972; Oso 1975; Morris 1990; Boa 2004), au Sénégal (GBIF 2023) et au Togo (Meise Botanic Garden 2023).

**Comestibilité et appréciation** – Peu de données sont disponibles et cette espèce ne semble être consommée, avec certitude, qu'en Côte d'Ivoire (Yian *et al.* 2018). Outre l'Afrique de l'Ouest, elle est aussi consommée et vendue sur certains marchés dans la région de Kinshasa au Kongo central (R.D. Congo) (<https://www.flickr.com/photos/36517976@N06/7037922601/in/album-72157629721579075/>).

**Taxonomie** – *Agrocybe broadwayi* peut être confondu avec *A. elegantior* Watling, une espèce plus rare, moins connue, mais consommée en Côte d'Ivoire (Yian *et al.* 2018). Comparé à *Agrocybe broadwayi*, *A. elegantior* a le pied plus élancé (–9 cm), un anneau fugace et des spores nettement plus petites (9,7–11,9 × 5,9–7,4 µm).

### ***Amanita* Pers.**

*Tent. disp. meth. fung.* (Lipsiae): 65 (1797)

Genre (Fam. Amanitaceae) de plus de 500 espèces décrites de par le monde, dont une cinquantaine en Afrique tropicale, la plupart endémiques mais quelques-unes introduites avec des essences exotiques (résineux ou *Eucalyptus*). Le nombre d'espèces encore non décrites est très élevé en Afrique tropicale (Mighell *et al.* 2020).

Dans les régions tempérées, le genre a très mauvaise réputation du fait de la présence de toxines puissantes et mortelles, notamment dans les espèces de la section Phalloideae. Chaque année, des confusions y causent des intoxications fatales. En Afrique tropicale, la situation semble différente du fait de la présence de plusieurs espèces d'amanites comestibles qui ne prêtent apparemment pas à confusion. En région zambézienne, énormément de groupes ethniques considèrent les amanites, surtout les très grandes espèces comme *Amanita loosei*, comme un aliment de qualité et certaines en ont fait une source saisonnière de revenu. En Afrique de l'Ouest, la situation est légèrement différente car les grandes espèces sont moins fréquentes. Récemment, plusieurs nouvelles espèces appartenant à la sect. Phalloideae y ont été décrites (Codjia *et al.* 2020, 2022, 2023). La mise en évidence de toxines, par chromatographie liquide et spectrométrie de masse à haute résolution, a révélé la présence d'alpha-amanitine, beta-amanitine et phallacidine chez *Amanita albolimbata* (Codjia *et al.* 2020), la première espèce mortelle connue d'Afrique de l'Ouest. Trois autres espèces (*Amanita ballerinoides*, *A. bulbulosa*, *A. stubbosa*) de la section Phalloideae ne contiennent pas ces toxines dangereuses (Codjia *et al.* 2022, 2023) et seraient potentiellement comestibles. Au Rwanda, *Amanita bweyeyensis*, une espèce de la section Phalloideae, est aussi exempte de toxines et est consommée (Fraiture *et al.* 2019). Le groupe des Amanites est assez facile à distinguer.

Sporophores charnus ou non, à chapeau et pied central, muni d'un voile universel floconneux ou membraneux. *Chapeau* convexe à plan, umboné ou non, sec, gluant ou cireux-graisseux, blanc ou coloré (jaune, orange, rouge, rose, vert, olivacé, brun, grisâtre); sans voile sur le chapeau et alors lisse ou radialement fibrilleux, ou muni de restes du voile universel et alors couvert d'écailles poudreuses, plates ou coniques, souvent blanches, grisâtres ou jaunes. *Hyménophore* à lamelles libres ou subtilement attachées, blanches, jaunâtres, olivâtre pâle; arête des lamelles lisse ou non, concolore ou non. *Pied* cylindrique, avec ou sans base renflée; anneau présent ou absent (*Amanitopsis*), membraneux, fixe; volve présente ou non (fugace). *Chair* molle et fragile, immuable ou rougissant, rosissant au contact de l'air. *Sporée* généralement blanche, crème ou jaune-verdâtre pâle. *Spores* généralement globuleuses, rarement ellipsoïdes ou cylindriques, lisses, sans pore germinatif, à

paroi mince, hyalines, amyloïdes ou non. *Basides* clavées, 4-spores, avec ou sans boucle. *Cheilocystides* présentes ou absentes. *Système d'hyphe* monomitique, à parois minces, avec ou sans boucles. *Revêtement piléique* divers, de type rectocutis, ixorectocutis pour les espèces grassieuses. *Trame* des lamelles divergente.

Les espèces poussent sur le sol ou la litière et sont ectomycorrhiziennes. Certaines espèces ont un spectre d'hôtes plutôt strict et s'associent avec une seule espèce d'arbre, tandis que d'autres peuvent s'associer à la fois aux gymnospermes et aux angiospermes (*Amanita muscaria*).

Dans la région d'étude, 8 espèces d'Amanites comestibles ont été répertoriées, la plupart poussant dans les forêts claires et les galeries forestières à Caesalpiniaceae (*Isoberlinia* spp, *Berlinia* spp., *Anthonotha* spp), Phyllanthaceae (*Uapaca* spp.) ou Dipterocarpaceae (*Monotes* sp.). Cinq espèces sont traitées en détail ci-dessous. Les 3 autres ne sont que très rarement consommées. Il s'agit de *Amanita aurea* (Beeli) E.-J. Gilbert trouvée au Togo (Kamou *et al.* 2017a,b) et *Amanita strobilaceovolvata* Beeli connue du Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou & De Kesel 2011; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), de Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), du Ghana (Osemwegie *et al.* 2014) et du Togo (Kamou *et al.* 2017a,b). Signalons aussi *Amanita* aff. *xanthogala* Bas, une espèce qui produit un latex abondant à la blessure et dont la comestibilité est souvent contestée, mais qui est localement consommée au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou & De Kesel 2011; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Fadeyi *et al.* 2019) et qui est aussi mentionnée en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019). L'identité du matériel ouest-africain reste énigmatique car son milieu de croissance ne correspond pas du tout avec celui du type qui provient des chênaies du Nord de Bornéo (Bas 1969).

### ***Amanita congolensis* (Beeli) Tulloss, B.E. Wolfe, K.W. Hughes, Kudzma & Arora**

*in* Tulloss *et al.* (2015), *Amanitaceae* 1(2): 2

SYNONYME:

***Amanita rubescens* var. *congolensis* Beeli**, *Fl. Icon. Champ. Congo* 1: 20 (1935).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Buyck (1994a) (*ut Amanita cf. rubescens*), *Ubwoba*: 80, Figs 56 & 57; De Kesel *et al.* (2002) (*ut A. cf. rubescens*), *Guide champ. com. Bénin*: 181, photo 44; De Kesel *et al.* (2017) (*ut A. cf. rubescens*), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 63, Figs 24–25; Eyi Ndong *et al.* (2011) (*ut A. cf. rubescens*), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 87, Figs 63–65; Härkönen *et al.* (2015) (*ut A. cf. rubescens*), *Zambian mushrooms and mycology*: 103, Figs 142 & 143; Niemelä *et al.* (2021) (*ut A. cf. rubescens*), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 44, Fig. a–b; Ryvarden *et al.* (1994) (*ut A. cf. rubescens*),





**Fig. 35.** *Amanita congolensis* (Bénin, ADK2809).

*Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 77 + fig.; Sharp (2011) (*ut A. cf. rubescens*), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 47 & 48 + figs

**Description (Fig. 35)** – Sporophores isolés ou grégaires. *Chapeau* 6–12 cm diam., charnu, convexe, devenant plan; revêtement lisse, sec, séparable, blanchâtre puis brun-orange (6–7CD4–7), couvert de flocons ou plaques poussiéreuses, irrégulières, détériorables, grisâtres à brunâtre sale ou brun orange; marge lisse, non striée, parfois plus pâle que le reste du chapeau. *Pied* central, 5–8 cm haut, droit, plein, sub-bulbeux, –2,5 cm diam. à la base, sec, mat, blanchâtre (rosé) puis brunâtre rougissant, parfois chiné, blanchâtre strié au-dessus de l’anneau; volve granuleuse, éphémère; anneau membraneux, fixe, pendant à surface externe couverte de flocons poussiéreux brunâtres, à surface interne blanche, striée, poudreuse. *Lamelles* serrées, libres, –5 mm large, inégales, blanches, rougissantes, vineuses et tachées de rouge avec l’âge; arête poussiéreuse, blanche; lamellules fréquentes, de longueur inégale. *Chair* ferme puis molle, blanche, rougissante, surtout dans les blessures (insectes, limaces). *Goût* faible, doux; *odeur* faible, fongique. *Sporée* blanche. *Spores* (très faiblement) amyloïdes, ellipsoïdes, lisses, (6,6–)7,3–8,5–9,6(–9,5) × (4,5–)4,4–5,4–6,3(–6,8) μm, Q = (1,29–)1,31–1,57–1,83(–1,88) (ADK2809). *Cheilocystides* clavées, vésiculeuses. *Pleurocystides* absentes. *Revêtement pileïque* de type cutis, à hyphes parallèles. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 7)** – *Amanita congolensis* semble avoir une distribution assez large en Afrique tropicale (De Kesel *et al.*

2017). L'espèce est ectomycorrhizienne (Wolfe *et al.* 2012, *ut A. rubescens* var. *congolensis*). En Afrique de l'Ouest, elle est fréquente dans les forêts claires et les galeries forestières, le plus souvent sous *Isoberlinia*, *Uapaca* ou *Berlinia* le long des fleuves et ruisseaux (De Kesel *et al.* 2002). L'espèce a été signalée comme *Amanita rubescens* au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Yorou & De Kesel 2002; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), en Côte d'Ivoire (Soro *et al.* 2019), en Guinée (Bâ *et al.* 2012), au Sénégal (Thoen & Bâ 1989; Boa 2004; Bâ *et al.* 2012; Kane & Courtecuisse 2013) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a,b).

**Comestibilité et appréciation** – Sur le continent africain, *Amanita congolensis* est consommé au Malawi (Morris 1990), en R. Afrique du Sud (Levin *et al.* 1985; Gorter & Eicker 1988; van der Westhuizen & Eicker 1994), en Zambie (Härkönen *et al.* 2015) et au Bénin (De Kesel *et al.* 2002). Les populations du Burundi et de Zambie ne le consomment qu'après avoir enlevé le revêtement de son chapeau (Buyck 1994a; Härkönen 2015).

**Taxonomie** – En raison de ses caractères morphologiques typiques, notamment le rougissement des tissus à la blessure, les confusions avec d'autres amanites, dont des espèces toxiques, sont peu probables. Dans les plantations d'arbres des régions tempérées (*Quercus*, *Pinus*), surtout en R. Afrique du Sud et au Zimbabwe (van der Westhuizen & Eicker 1994; Ryvarden *et al.* 1994; Härkönen *et al.* 2015), on trouve *Amanita rubescens*, espèce introduite avec son hôte, très similaire à *A. congolensis* mais génétiquement différente (Tulloss *et al.* 2015) et morphologiquement séparable grâce à ses spores un peu plus allongées (8–11,4 × 4,7–6,5 µm; Q = 1,5–2,0). Au vu de sa large distribution en Afrique tropicale, *Amanita congolensis* semble avoir un spectre d'hôtes large, composé de Caesalpiaceae (*Isoberlinia*, *Berlinia*, *Julbernardia*, *Brachystegia*) et de Phyllanthaceae (*Uapaca*). Des études génétiques sont nécessaires pour démontrer que le matériel africain, identifié comme *Amanita congolensis*, appartient à une seule espèce ou représente un complexe d'espèces, dont *A. congolensis* pourrait faire partie.

### ***Amanita crassiconus* Bas**

*Persoonia* 5(4): 500 (1969) (*nom. inval.*)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Bas (1969), *Persoonia* 5(4): 501, Figs 269–271; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 179, photo 41; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 48, Fig. 16; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 32, Fig. a–b; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 63 + fig

**Description (Fig. 36)** – *Chapeau* 6–14(–15) cm diam., charnu, convexe, devenant plan-convexe; revêtement sec, entièrement blanc-gris, immuable, presque entièrement couvert de larges verrues floconneuses feutrées, pyramidales, fusionnées avec le contexte sous-jacent, 1 cm large, 1–3(–4) mm haut, à sommets



**Fig. 36.** *Amanita crassiconus* (Bénin, SYN5008).



**Fig. 37.** *Amanita loosei* (Togo, ADK4378).

fortement ou faiblement acuminés, gris-brun foncé (5F5) dès le début; marge non striée, feutrée, appendiculée, entièrement grise. *Pied* central, 7–14 cm haut, –1 cm diam., droit, sub-cylindrique à bulbe de 3–4 cm haut et –3 cm large, sub-radicaire, plein; surface sèche, mate, immuable, légèrement à fortement poudreuse-floconneuse, blanchâtre, grisâtre vers la base, à l'état jeune muni de bourrelets irréguliers poudreux au sommet qui disparaissent entièrement avec l'âge; anneau jeune plutôt épais, fibrilleux-feutré, typiquement grisâtre, éphémère, ne laissant que des débris fibrilleux sur l'arête des lamelles, sur la marge du chapeau et dans la zone supérieure du pied; volve floconneuse, grisâtre, éphémère. *Lamelles* serrées, libres, ventruées, –15 mm large, presque blanches ou blanc-jaunâtre (1A2), immuables, arête concolore, souvent flocculeuse à l'état jeune; lamellules fréquentes. *Chair* ferme, blanche, immuable. *Sporée* presque blanche. *Spores* amyloïdes, hyalines, sub-globuleuses à ellipsoïdes, lisses, (8–)8–9,1–10,2(–10,7) × (5,8–)6–7,2–8,3(–8,8) μm, Q = (1,12–)1,11–1,27–1,43(–1,49). *Boucles* présentes à la base des basides.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 8)** – En Afrique de l'Ouest, *Amanita crassiconus* est connue du Bénin (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou *et al.* 2014; Fadeyi *et al.* 2019), de Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017), de Guinée (Thoen & Ducouso 1989; Bâ *et al.* 2012), du Niger (Hama *et al.* 2020), du Nigeria (Bas 1969; Thoen & Ducouso 1989; De Kesel *et al.* 2002; Bâ *et al.* 2012), du Sénégal (Thoen & Bâ 1989; Ducouso 1991; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Bâ *et al.* 2012; Kane & Courtecuisse 2013) et du Togo (Meise Botanic Garden 2023). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce a été rapportée du Burundi et de Zambie (Härkönen *et al.* 2015, Fig. 139, *ut Amanita miomboensis*; Niemelä *et al.* 2021) et de R.D. Congo (De Kesel *et al.* 2017). *Amanita crassiconus* apparaît fréquemment dans les forêts claires dégradées, le long des pistes, sur sol nu, dur ou compacté. L'espèce est ectomycorrhizienne (Wolfe *et al.* 2012) et s'associe probablement avec plusieurs genres de Caesalpiniaceae (*Isobertinia* spp., *Julbernardia* spp. et *Brachystegia* spp.).

**Comestibilité et appréciation** – Bien qu'assez fréquente en Afrique tropicale, cette grande Amanite n'est consommée que par quelques ethnies, notamment les nomades Peuhls du Bénin (De Kesel *et al.* 2001). *Amanita crassiconus* est consommé uniquement après avoir été bouilli, puis séché et conservé au minimum pendant une semaine. Chez les Bembas de Zambie, l'espèce n'est utilisée qu'en période de carence (Härkönen *et al.* 2015).

**Taxonomie** – Le nom *Amanita crassiconus* a été mentionné pour la première fois par Bas (1969) pour désigner du matériel du Nigeria. L'espèce est facilement reconnaissable et son nom figure dans beaucoup de travaux mycologiques africains alors que son statut nomenclatural – *nomen provisiorium* – est invalide. Une description formelle fait défaut et aucun spécimen-type n'a encore été désigné.

## ***Amanita loosei* Beeli (ut '*loosii*')**

*Bull. Jard. Bot. État, Brux.* 14: 90 (1936)

SYNONYME :

***Amanita zambiana* Pegler & Pearce, *Kew Bull.* 35(3) : 485 (1980).**

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Buyck (1994a) (ut *Amanita loosii*), *Ubwoba*: 78, Figs 54 & 55; De Kesel *et al.* (2017) (ut *A. loosii*), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: couverture & p. 53, Fig. 18; Eyi Ndong *et al.* (2011) (ut *A. loosii*), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *Abc Taxa* 10 : 33, Fig. 16 (forme blanche); Härkönen *et al.* (2003) (ut *A. loosii*), *Tanzanian mushrooms*: 69, Figs 62, 71–73; Härkönen *et al.* (2015) (ut *A. loosii*), *Zambian mushrooms and mycology*: 96, Figs 133–135; Malaisse (1997) (ut *A. loosii*), *Se nourrir en forêt claire africaine*: 40, Fig. 2.1.10; Niemelä *et al.* (2021) (ut *A. loosii*), *Larger Fungi in eastern tropical Africa – A field guide*, *Norrlinia* 36: 36–37, Fig. a–d ; Nzigidahera (2007) (ut *A. loosii*), *Ress. Biol. Sauvages du Burundi*, 30, Fig. 29; Ryvardeen *et al.* (1994) (ut *A. zambiana*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 79 + fig.; Sharp (2011) (ut *A. loosii*), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 45 + fig

**Description (Fig. 37)** – Sporophores isolés ou groupés par 2–3. *Chapeau* grand, –30 cm diam., charnu, d'abord hémisphérique, finalement plano-convexe à plan, lisse, visqueux au début, devenant sec, au début blanc, beige à blanchâtre avec l'âge, sans restes du voile universel; marge finement striée sur 1–2 cm. *Pied* central, 10–20 cm haut, 1,5–2,5 cm diam., droit, cylindrique, sec, squamuleux, blanc à blanchâtre, immuable, devenant creux, bulbeux à la base; volve grande, en sac, épaisse, à l'extérieur d'abord mat-feutrée, à dessin polyédrique gris-brunâtre (5C–D3) sur fond blanc, à l'intérieur lisse, blanc, avec bourrelet interne (*limbus internis*). *Lamelles* serrées, libres, légèrement ventruées, blanches, immuables, arête lisse à légèrement crénelée, blanche; lamellules fréquentes, 2–3 séries de longueur différente. *Chair* ferme, blanche dans tout le sporophore. *Saveur* et *odeur* très fortes. *Sporée* presque blanche. *Spores* inamyloïdes, ellipsoïdes, lisses, (9,7–)10,1–11,2–12,2(–11,9) × (7,7–)7,6–8,5–9,4(–9,3) μm, Q = (1,12–)1,15–1,31–1,47(–1,44) (ADK3227). *Basides* clavées, 4-spores. *Arête* coiffée de cellules vélaïres, clavées à sphéropedunculées. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 9)** – *Amanita loosei* est ectomycorrhizien (Wolfe *et al.* 2012, ut *A. zambiana*) et serait plutôt limité aux miombos de la région zambézienne (Walley & Verbeken 1998) où il est très commun sous *Brachystegia* et *Julbernardia* (Caesalpinaceae). En Afrique de l'Ouest, l'espèce est beaucoup moins commune et n'est connue que du Bénin (Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Yorou 2010; Fadeyi *et al.* 2019) et du Togo (Kamou *et al.* 2015; Kamou *et al.* 2017a,b), souvent sous *Isoberlinia* ou *Berlinia* (Caesalpinaceae). En Afrique de l'Ouest, sa production semble négligeable comparée aux quantités impressionnantes qu'elle produit en région zambézienne (29–100 kg/ha.an) (De Kesel *et al.* 2017).

**Comestibilité et appréciation** – Alors que *Amanita loosei* est une des espèces les plus prisées et les plus fréquemment vendues sur les marchés locaux d'Afrique de l'Est (région zambézienne), elle ne semble susciter que peu d'intérêt auprès des populations locales au Bénin et au Togo.

**Taxonomie** – Le chapeau des jeunes spécimens de *Amanita loosei* trouvés en Afrique de l'Ouest est généralement de couleur blanche ou presque blanche, rarement brun-olivâtre, coloration habituelle en région zambézienne. Il peut dès lors s'agir ici d'une forme ouest-africaine associée, non pas à *Brachystegia* ou *Julbernardia*, mais à *Isoberlinia* ou *Berlinia*.

Dans la littérature, on trouve souvent une version orthographique différente de l'épithète spécifique. *Amanita loosii* est la forme originale publiée dans le protologue (Beeli 1936a). L'espèce étant dédiée à « De Loose », l'orthographe correcte de l'épithète, si l'on se réfère au code de nomenclature (Art. 60.7(2) + Ex. 14) (Indexfungorum 2023), doit être *loosei*, telle que nous l'adoptons ici, et non *loosii*.

### ***Amanita masasiensis* Härk. & Saarim.**

*Karstenia* 34: 51 (1994)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 186, photo 43; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 59, Fig. 22; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 72, Fig. 75; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 99, Figs 137 & 138; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrlinia* 36: 39, Fig. a–c; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 33 + fig.; Yorou & De Kesel (2011), *Liste Rouge champ. sup. Bénin*: 56, Fig. 5.7.

**Description (Fig. 38)** – *Chapeau* 4–8(–9) cm diam., peu charnu, d'abord convexe puis plan, lisse, légèrement collant par temps humide, jaune (3A3–4) à jaune-orange vif (4A5–7) au centre, plus clair vers la marge, immuable, rarement muni d'une ou plusieurs grosses plaques blanches du voile universel; marge toujours nettement striée (1 cm). *Pied* central, –7 cm haut, –1 cm diam., droit, cylindrique, sec, mat, faiblement duveteux, jaune (3–4A2–3), immuable, creux, s'atténuant vers le bas; volve plutôt charnue à la base, membraneuse vers le haut, blanche à blanc-gris à l'extérieur, limbe interne bien développé, jaune ou jaune-orange; anneau jaune-orange, mince, fragile, fixe, pendant. *Lamelles* serrées, libres, –5 mm large, parfois bifurquées, d'abord blanches, puis jaunes (3A4–6), arête légèrement poudreuse, jaune (3A4–6); lamellules fréquentes de longueur variable. *Chair* ferme, blanche dans tout le sporophore, jaune sous le revêtement piléique, gélatineuse dans l'extrême base du pied et de la volve. *Goût* faible à insipide; *odeur* faible. *Sporée* presque blanche. *Spores* inamyloïdes, ellipsoïdes, lisses, 9,2–10,3–11,3 × 5,5–6,1–6,7 µm, Q = 1,5–1,65–1,83 (ADK2688). *Basides* clavées. *Cellules de l'arête* sphéropédonculées. *Boucles* non observées.



Fig. 38. *Amanita masasiensis* (Bénin) – crédit photo: F. Hampe.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 10)** – *Amanita masasiensis* est une espèce ectomycorhizienne commune dans toute la région d'étude, surtout dans les forêts claires et savanes à *Isoberlinia* spp., *Uapaca* spp. et *Anthonotha* spp, même dégradées. Au Bénin, et en fonction du type de forêt, *Amanita masasiensis* produit en moyenne entre 8,6 et 27,8 kg/ha.an (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2002). L'espèce a été signalée avec certitude au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Yorou 2010; Yorou & De Kesel 2011; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Fadeyi *et al.* 2019) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a,b). Si, comme nous le pensons, les mentions dans la littérature de *Amanita hemibapha* correspondent aussi à *A. masasiensis*, l'espèce serait aussi présente au Burkina-Faso (Sanon *et al.* 1997; Guissou *et al.* 2008; Bâ *et al.* 2012; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), en Guinée (GBIF 2023), au Mali (GBIF 2023), au Niger (GBIF 2023) et au Sénégal (Thoen & Bâ 1989; Boa 2004; Bâ *et al.* 2012; Kane & Courtecuisse 2013).

**Comestibilité et appréciation** – *Amanita masasiensis* semble être une espèce importante au Bénin (De Kesel *et al.* 2002), surtout dans les zones à forêts claires et savanes boisées où elle est très recherchée pour la consommation.

**Taxonomie** – *Amanita masasiensis* appartient à la section *Caesarea* (stirps *Hemibapha*) rassemblant des espèces très proches avec des représentants en

Europe, Afrique, Asie et Amérique latine. Dans ce contexte, nous pensons que les récoltes ouest-africaines appelées « *Amanita hemibapha* (Berk. & Broome) Sacc. », *Sylloge Fungorum* 5: 13 (1887), une espèce décrite du jardin botanique du Sri Lanka et associée à des hôtes de la famille des Dipterocarpaceae, appartiennent à *A. masasiensis*.

### ***Amanita subviscosa* Beeli**

*Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 63(2): 105 (1931)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Beeli (1935), *Fl. Icon. Champ. Congo* 1: 18, Pl. 2, Fig. 6; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 178, photo 39.

**Description (Figs 39, 40)** – *Chapeau* 4–6 cm diam., modérément charnu, convexe puis plan-convexe à déprimé à faible dépression progressive vers le centre; surface légèrement visqueuse (surtout jeune et par temps humide), à petits flocons éphémères, plats, fibrilleux, blanchâtres à brun-orange (6C4–6D4) sur fond blanchâtre, immuable ou presque; marge d’abord appendiculée, légèrement incurvée, puis droite et légèrement striée sur 0,5–1 cm. *Pied* central, 5 × 1 cm, droit, cylindrique, bulbeux à la base, sec, mat, blanc à blanchâtre, chiné de blanc ou de brun-orange très clair (6C4), creux-médulleux, immuable ou légèrement brunissant au froissement; anneau très éphémère, ne laissant presque aucune trace sur le haut du pied; volve en forme de sac, ample, charnue en bas, membraneuse à l’extrémité, se déchirant en 2–3(–4) lobes; surface externe glabre, mate, blanchâtre; surface interne concolore ou brun-orange très clair, cirreuse, lisse. *Lamelles* libres, 5–6 mm large, peu serrées; lamellules peu fréquentes, blanches, immuables; arête serrulée dès le début (loupe), concolore ou légèrement plus claire, puis parfois teintée de brun clair. *Chair* ferme, blanche, brunissant faiblement (6C4–6D4) à la coupe. *Goût* doux, agréable; *odeur* faible. *Sporée* presque blanche. *Spores* ellipsoïdes, lisses, (7,1–)7,5–8,6–9,7(–10,1) × (4,5–)4,4–5,2–5,9(–6,1) µm, Q = (1,48–)1,47–1,66–1,85(–1,86) (ADK2681), non amyloïdes. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 11)** – Espèce ectomycorrhizienne, très abondante dans les forêts claires et savanes boisées à *Isoberlinia* (Caesalpiniaceae), un type de végétation fréquent en Afrique de l’Ouest et plus particulièrement en zone guinéo-soudanienne. L’espèce est présente au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Fadeyi *et al.* 2019), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008; Yorou *et al.* 2014), en Côte d’Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017), au Niger (Ibrahim *et al.* 2017; Hama *et al.* 2020; Kwadjo *et al.* 2023, GBIF 2023) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a,b).

*Amanita subviscosa* est une espèce très productive. Dans les forêts claires à *Isoberlinia doka* du Bénin, elle produit annuellement entre 20 et 35 kg de sporophores par hectare (De Kesel *et al.* 2002).





**Fig. 39.** *Amanita subviscosa* (Bénin, ADK2681).



**Fig. 40.** *Amanita subviscosa* (Bénin, BAA0843).

**Comestibilité et appréciation** – Grâce à son goût agréable et à ses pics de production impressionnants, *Amanita subviscosa* est consommée, notamment au Bénin, même si elle ne semble pas y être vendue sur les marchés.

**Taxonomie** – L'espèce, décrite initialement de la forêt dense de Binga (R.D. Congo), présente des spores de  $6-7 \times 3-3,5 \mu\text{m}$  (Beeli 1931), soit bien plus petites que celles des spécimens ouest-africains. Sur base des dessins des spores du spécimen-type (réalisés par Gilbert 1940–41), Tulloss & Yang (2021) mentionnent des tailles de spores plus importantes ( $7,1-8,2-9,1 \times 3,5-3,9-4,2 \mu\text{m}$ ,  $Q = 1,98-2,13-2,39$ ). Nous n'avons pu avoir accès au spécimen-type, lequel nécessiterait une étude complémentaire approfondie afin de le comparer avec les spécimens collectés en forêt claire. La distribution très large de *Amanita subviscosa* continuera dès lors de poser question tant que des études moléculaires n'auront pas permis de clarifier s'il s'agit là d'un seul ou de plusieurs taxons, morphologiquement proches.

### ***Armillaria* (Fr.) Staude**

*Schwämme Mitteldeutschl.* 28: 130 (1857)

L'identification des espèces au sein du genre *Armillaria* est rendue difficile par la grande variabilité des caractères tant macroscopiques que microscopiques. Les spécimens collectés en Afrique tropicale appartiennent à un complexe d'espèces, dont la plupart ont été décrites des régions tempérées. Leur présence dans les régions tropicales d'altitude est possible mais pose question et leur identification demande à être confirmée par des analyses moléculaires

Sporophores souvent cespiteux, à chapeau, pied central, avec ou sans voile partiel sur le pied. *Chapeau* convexe à plan, parfois umboné, sec ou légèrement visqueux, de couleur pâle à jaunâtre, couleur miel ou brunâtre, au début couvert de fibrilles ou de squames, celles-ci détersiles et souvent plus foncées que le revêtement du chapeau. *Hyménophore* à lamelles adnées à décurrentes, sinuées, plutôt denses, blanchâtres à blanc-crème, à arête lisse et concolore. *Pied* cylindrique, central, avec ou sans anneau, charnu-fibreux, devenant parfois creux-fistuleux et fragile, avec mycélium basal ou système élaboré de rhizomorphes noirs à la base et dans le substrat (ligneux). *Contexte* charnu ou mince, pâle, immuable. *Goût* souvent amer. *Odeur* fongique. *Sporée* blanche ou presque blanche, jamais rose ou brune. *Spores* ovoïdes à ellipsoïdes, hyalines, à paroi lisse ou rarement ridée, mince ou épaissie, sans pore germinatif, inamyloïdes (parfois pseudoamyloïdes). *Cheilocystides* présentes, parfois rares. *Pleurocystides* généralement absentes ou très rares et peu différenciées. *Système d'hyphes* monomitique à paroi mince. *Boucles* présentes ou absentes. *Revêtement piléique* composé d'éléments parallèles, formant un cutis ou ixocutis sur lequel reposent les squames. *Trame* des lamelles bilatérale, devenant parfois régulière avec l'âge.

***Armillaria heimii* Pegler, s.l.**

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

SYNONYMES:

***Clitocybe elegans* R. Heim**, *Revue Mycol., Paris* 28(2): 94 (1963); ***Armillariella elegans* (R. Heim) J.B. Taylor, J.E. Hawkins & McLaren**, *Orchard. N. Z.* 47(2): 56 (1974).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Heim (1963d), *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; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 90, Figs 66 & 67.

**Description (Fig. 41)** – Sporophores 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 vélaireux blancs en dessous; anneau fugace, ascendant, fixe, attaché dans le ¼ supérieur du pied. *Lamelles* adnées et décurrentes par une dent, 0,3 cm large, denses (L+l = 20/cm), blanches puis à reflets rosés (6B3); lamellules fréquentes (7/lamelle), régulières, en trois séries;



**Fig. 41.** *Armillaria heimii* s.l. (Rwanda, JD1312).

arête concolore. *Chair* mince, blanc crème à reflets incarnats dans le chapeau et dans le pied, immuable. *Goût* amer; *odeur* assez forte. *Sporée* blanche. *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). *Basides* 24–35 × 6,2–10,8 µm, sub-clavées, 4-spores. *Cheilocystides* clavées à fusoïdes, 22–36 × 8–9 µm, hyalines. *Boucles* non observées.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 12)** – Saprotrophe, sur bois mort, mentionné également comme parasite sur caféier, théier, cacaoyer, *Hevea* et diverses essences forestières (Mohammed & Guillaumin 1994; Gezahgne *et al.* 2004). Du fait de la présence de formes différentes (Pérez-Sierra *et al.* 2004) et de confusions possibles avec des sosies, sa distribution en Afrique de l'Ouest n'est toujours pas bien connue. Il a néanmoins été signalé avec certitude en Côte d'Ivoire (Heim 1963d, *ut Armillaria elegans*; Mohammed & Guillaumin 1994; Eyi Ndong *et al.* 2011) et au Libéria (Mohammed & Guillaumin 1994).

*Armillaria mellea*, une espèce proche, a été signalée en Côte d'Ivoire (Roger 1951), au Ghana (Dade 1940; Roger 1951; Leather 1959; Piening 1962; Holden 1970; Turner 1971), en Guinée (Chevaugéon & Merny 1956), au Nigeria (Zoberi 1979; Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004), en Sierra Leone (Deighton 1936a,b; Deighton 1956) et au Togo (Roger 1951). Il pourrait s'agir de *Armillaria heimii* s.l., ce qui élargirait considérablement la distribution de cette espèce.

*Armillaria heimii* semble plus commun dans les forêts denses humides et les forêts de montagne, et ceci à travers toute l'Afrique tropicale (Eyi Ndong *et al.* 2011). Il serait absent de la région soudanienne et de la zone de transition guinéo-soudanienne caractérisées par des forêts claires et des savanes boisées plus sèches.

**Comestibilité et appréciation** – Aucune donnée attestant de sa consommation n'est disponible pour l'Afrique de l'Ouest.

**Taxonomie** – *Armillaria heimii* Pegler est considéré ici au sens large. Les résultats préliminaires d'analyses moléculaires de notre matériel africain montrent que ce qu'on appelle *A. heimii* est en fait un complexe d'espèces morphologiquement proches. Au sein de ce complexe figure du matériel identifié comme *Armillaria mellea* (Vahl.) P. Kumm. dont *A. heimii* diffère par la taille nettement inférieure des sporophores (4–15 cm diam. chez *A. mellea*), par sa couleur plus orangée (jaune miel chez *A. mellea*), par des spores plus petites (7–12 × 5–7,5 µm chez *A. mellea*) et par l'absence de rhizomorphes.

### ***Auricularia* Bull.**

*Herb. Fr.* (Paris) 3: tab. 290 (1780)

Genre (Fam. Auriculariaceae) presque cosmopolite qui comporte une quinzaine d'espèces dont trois relativement communes à travers toute l'Afrique tropicale. Sporophores résupinés, résupinés-récurvés ou pilés et alors en forme d'oreille,

1–10 cm diam. Surface supérieure des formes piléées (auriculariformes), convexe, ondulée, à revêtement tomenteux (poils microscopiques à paroi épaisse) ou presque lisse, sec, brun vif à terne, brun noirâtre ou exceptionnellement blanc. *Hyménophore* lisse, veiné, ridé ou réticulé, brunâtre, grisâtre, généralement à reflets violet-pourpre, immuable ou brunâtre au froissement. *Contexte* assez coriace, gélatineux et élastique, cassant à l'état sec (en herbier). *Sporée* blanche. *Spores* allantoïdes, hyalines, lisses, à paroi mince, non cloisonnées, inamyloïdes. *Basides* très longues, clavées ou cylindriques, à 3 septes transversaux; phragmobasides à 4 stérigmates, 1 par compartiment. *Cystides* nulles. *Système d'hyphes* monomitique. *Boucles* présentes.

Espèces saprotrophes de bois mort (généralement sur feuillus), causant une pourriture blanche. Quelques espèces sont des parasites de faiblesse. En Asie, plusieurs espèces sont cultivées, parfois à grande échelle, non seulement utilisées comme aliment mais aussi à des fins médicinales (Boa 2004)

### ***Auricularia cornea* Ehrenb.**

*Horae Phys. Berol.*: 91 (1820)

SYNONYMES:

***Exidia cornea* (Ehrenb.) Fr.**, *Syst. Mycol.* (Lundae) 2(1): 222 (1822); ***Hirneola cornea* (Ehrenb.) Fr.**, *K. svenska Vetensk-Akad. Handl.*, ser. 3 69: 147 (1849) [1848].

***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; De Kesel *et al.* (2017) *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 67, Fig. 27; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 93, Figs 68–70; Gryzenhout (2010) (*ut Auricularia* sp.), *Mushrooms of South Centr. Africa*: 118 + fig.; Härkönen *et al.* (2003) (*ut A. polytricha*), *Tanzanian mushrooms*: 180, Figs 198 & 199; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 190, Fig. 263; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 276, Fig. a–c.; Ryvarden *et al.* (1994) (*ut A. polytricha*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 61 + fig.; Sharp (2014), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 43 + fig

**Description (Fig. 42)** – Sporophores poussant souvent en groupes sur bois mort. *Chapeau* conchoïde ou en forme d'oreille, –10 cm diam., de consistance élastique et cartilagineuse, fixé par le sommet ou latéralement au substrat. Surface



Fig. 42. *Auricularia cornea* (Bénin, BAA0728).

piléique ondulée-ridulée, toujours finement à grossièrement pubescente et non-zonée, d'abord brune (5–6DE5–7) puis plus claire (5B–C3), finalement blanchâtre sale; marge lisse, égale, parfois enroulée ou récurvée selon le développement, parfois un peu plus claire ou foncée que le reste de la surface piléique. *Surface hyméniale* (surface inférieure), toujours presque lisse ou rarement partiellement sub-veinée, luisante au début, parfois poudrée de blanc (spores) avec l'âge, brun-pourpre à brun-rougeâtre (8DF4–6) (couleur chair de foie). *Pied* absent ou très court, n'excédant pas 2–4 mm diam. et 2–4 mm de projection, concolore au chapeau, fermement attaché au substrat. *Chair* élastique et tenace, noire et cassante à l'état sec, 1–3 mm épaisseur, macroscopiquement composée de deux couches séparables. *Goût* faiblement fongique à insignifiant; *odeur* presque nulle. *Spores* réniformes à allantoïdes ou sub-allantoïdes (courbées), lisses, hyalines, 10–12,7–15 × 4,3–5,0–6,3 μm, Q = 2–2,5–3,1. *Basides* cloisonnées, à 4 cellules. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 13)** – *Auricularia cornea* est une espèce saprotrophe pantropicale, très commune à travers toute l'Afrique tropicale. Elle pousse surtout sur les troncs d'arbres morts d'assez gros diamètre. Elle est abondante durant presque toute la saison pluvieuse. Vu qu'elle ne supporte pas le feu, elle est plus commune dans les zones non soumises à son passage. Comme *Schizophyllum commune*, l'espèce est reviviscente, ce qui signifie que les sporophores qui ont séché pendant plusieurs semaines peuvent reprendre leur consistance initiale après réhydratation et recommencer ainsi à sporuler.

En Afrique de l'Ouest, *Auricularia cornea* a été signalée au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014, *ut Auricularia auricula-judae*; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Burkina Faso (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023), en Côte d'Ivoire (Roberts 2001; De Kesel *et al.* 2002; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014, *ut A. auricula-judae*; EFTA 2023, *ut A. auricula-judae*), en Gambie (Penney 2009, 2012, *ut Auricularia* sp.), au Ghana (Dade 1940, *ut A. auricula-judae*; Hughes 1953, *ut A. auricula-judae*; Piening 1962, *ut A. polytricha*; Roberts 2001; De Kesel *et al.* 2002; Osemwegie *et al.* 2014, *ut A. auricula-judae*), au Mali (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023), au Libéria (Manvell 2020), au Niger (Kwadjo *et al.* 2023), au Nigeria (Masse 1901, *ut Laschia tremellosa*; Zoberi 1973, *ut A. auricula*; Oso 1975, *ut A. auricula*; Oso 1975, *ut A. polytricha*; Zoberi 1979, *ut A. polytricha*; Rammeloo & Walley 1993, *ut A. auricula-judae*; Roberts 2001; De Kesel *et al.* 2002; Akpaja *et al.* 2003, *ut A. auricula-judae*; Boa 2004, *ut A. auricula-judae*; Akpaja *et al.* 2005, *ut A. auricula-judae*; Gbolagade & Fasidi 2005, *ut A. polytricha*; Gbolagade *et al.* 2006, *ut A. polytricha*; Osemwegie *et al.* 2006, *ut A. auricula-judae*; Osemwegie & Okhuoya 2009, *ut A. auricula-judae*; Okhuoya *et al.* 2010, *ut A. auricula-judae*; Osemwegie *et al.* 2010a, *ut A. auricula-judae*; Ayodele *et al.* 2011, *ut A. auricula-judae*; Osemwegie & Okhuoya 2011, *ut A. auricula-judae*; Oyetayo 2011, *ut A. auricula-judae*; Osemwegie *et al.* 2014, *ut A. auricula-judae*), au Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013, *ut A. auricula-judae*), en Sierra Leone (Deighton 1936b, *ut Hirneola auricula-judae*; Turner 1971, *ut Laschia* sp.; Roberts 2001) et au Togo (De Kesel *et al.* 2002; Osemwegie *et al.* 2014, *ut A. auricula-judae*; Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – *Auricularia cornea* est connu de longue date comme étant consommé en Afrique tropicale (Hennings 1897; Eichelbaum 1906), en particulier au Cameroun (van Dijk *et al.* 2003; Njouonkou *et al.* 2016), au Gabon (Eyi Ndong *et al.* 2011), au Malawi (Morris 1987; Morris 1990; Williamson 1975), en Tanzanie (Härkönen *et al.* 2003), en Zambie (Härkönen *et al.* 2015), en R.D. Congo (Gillet & Pâque 1910; Musibono *et al.* 1991) et en R. Afrique du Sud (Levin *et al.* 1985; Gorter & Eicker 1988). En Afrique de l'Ouest, l'espèce est consommée au Nigeria (Zoberi 1979) mais ne l'est ni au Bénin (De Kesel *et al.* 2002) ni dans les pays voisins.

*Auricularia cornea* est apprécié car sa durée de conservation peut facilement excéder un à deux ans, à condition que les sporophores soient secs (séchés au soleil) et stockés dans des bocaux fermés hermétiquement. A l'état sec, les sporophores deviennent très foncés, coriaces et cassants et bien qu'ils aient peu de goût à l'état frais, celui-ci est un peu plus prononcé après séchage. Vu que les exigences climatiques de cette espèce correspondent à celles des régions caractérisées par une saison sèche, nous pensons que les conditions pour la culture d'*Auricularia cornea* sont réunies dans beaucoup de pays ouest-africains et qu'il pourrait faire l'objet d'une culture, comme c'est le cas dans certains pays asiatiques (Oei 1993, 1996).



Fig. 43. *Auricularia delicata* (R.D. Congo, ADK5583).

**Taxonomie** – *Auricularia cornea* est facilement reconnaissable à sa forme, à son hyménium lisse et à son revêtement piléique hirsute et non-zoné. Auparavant, *Auricularia cornea* était séparé de *A. polytricha* et de *A. tenuis* sur base de la morphologie du sporophore et de la longueur des poils piléiques (Lowy 1952). Wong & Wells (1987) ont démontré que ces trois espèces étaient inter-fertiles et par conséquent synonymes.

Signalons aussi *Auricularia delicata* (Fr.) P. Henn. (*Bot. Jahrb. Syst.* 17: 492, 1893), une espèce voisine, également pantropicale, qui se distingue de *A. cornea* par une surface hyméniale nettement poroïde et des sporophores plus charnus (Fig. 43). Les deux espèces sont parfois trouvées côte à côte sur le même substrat. *Auricularia delicata* est illustré dans De Kesel *et al.* (2017) (p. 65, Fig. 26) et dans Niemelä *et al.* (2021) (p. 277, Fig. a–c). *Auricularia delicata* est consommé au Cameroun (Roberts 2001), au Malawi (Morris 1990) et en R.D. Congo (Musibono *et al.* 1991) et est utilisé comme laxatif en Chine (Ying 1987). Sa distribution en Afrique de l'Ouest est large puisqu'il est signalé au Bénin (EFTA 2023), en Côte d'Ivoire (Roberts 2001; EFTA 2023), au Ghana (Dade 1940; Hughes 1953; Piening 1962; Roberts 2001), en Guinée (Fries 1838, *ut Laschia delicata*), au Libéria (Meise Botanic Garden 2023), au Nigeria (Roberts 2001), au Sénégal (Meise Botanic Garden 2023), en Sierra Leone (Fries 1830, *ut Laschia delicata*; Fries 1851, *ut Laschia delicata*; Roberts 2001) et au Togo (Roberts 2001).



## **Calvatia Fr.**

*Summa veg. Scand.*, Sectio Post. (Stockholm): 442 (1849)

Le genre *Calvatia* regroupe des champignons gastéroïdes et était jadis classé dans l'ordre des Lycoperdales. Suite à une restructuration de la systématique des champignons, cet ordre est devenu obsolète et le genre *Calvatia* est désormais placé dans la famille des Agaricaceae (ordre des Agaricales). Mis à part quelques espèces, la plupart des représentants du genre *Calvatia* sont comestibles lorsqu'ils sont jeunes. Deux espèces sont couramment signalées en Afrique de l'Ouest.

### **Calvatia subtomentosa Dissing & M. Lange**

*Bull. Jard. bot. État, Brux.* 32: 357 (1962)

RÉFÉRENCE ILLUSTRÉE: Dissing & Lange (1962), *Bull. Jard. bot. État, Brux.* 32: 357, Fig. 52, pl. 40, Fig. 2a–c.

**Description (Fig. 44)** – *Sporophore* courtement pyriforme à déprimé-subglobuleux, 4–8(–9) cm large, 4–7 cm haut, souvent un peu plissé-sillonné surtout vers la base qui est généralement atténuée simulant un stipe; cordons mycéliens courts, blancs, fréquents. *Exopériidium* environ 1 mm épaisseur, mat, subtilement velouté, surtout vers la base, formant des flocons apprimés, brun clair ou ocracé, plus pâle à la base, puis brun olive clair. *Endopériidium* se déchirant dans le haut, en morceaux irréguliers entraînant l'exopériidium. *Gléba* tendre et spongieuse, d'abord blanche puis jaunâtre, brun olivacé à maturité, assez persistante, non pulvérulente; diaphragme absent; base stérile assez densément spongieuse, légèrement plus pâle que la gléba. *Spores* globuleuses, échinulées, hyalines, (4,3–)4,2–4,5–4,8(–4,8) × (4–)3,9–4,3–4,7(–4,8) µm, Q = (1–)0,98–1,04–1,1(–1,1) (ADK4861), sans pédicelle. *Capillitium* pâle, septé, ramifié, 3,5–5,9 µm diam., à parois assez épaisses et extrémités pointues.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 14)** – *Calvatia subtomentosa* est une espèce des zones herbeuses (parcs, pâturages, jardins, lisières forestières, bordures de pistes) et des plantations. Son identification est rendue difficile par la nécessité de mesurer ses spores, sa distribution est dès lors encore mal connue. En Afrique, elle est signalée avec certitude au Bénin (Boa 2004; Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023), au Nigeria (Zoberi 1972) et au Togo (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023) mais sa distribution est sans doute bien plus large.

**Comestibilité et appréciation** – L'espèce est consommée au Nigeria (Zoberi 1972). *Calvatia subtomentosa* et *C. cyathiformis* (Bosc) Morgan (voir ci-dessous) sont toutes deux comestibles à l'état jeune quand la masse interne (gléba) n'est pas encore colorée de brun ou de pourpre.

**Taxonomie** – *Calvatia cyathiformis* est une espèce comestible très proche de *C. subtomentosa* mais aux fructifications plus grandes (–20 cm) et aux spores pourpres de plus grande taille (5–5,6–6,2 µm diam.). Sur le terrain et à l'état jeune,



Fig. 44. *Calvatia subtomentosa* (Togo, ADK4861).

les deux taxons sont difficilement séparables. La distinction se fait par la mesure des spores (inférieures à 5  $\mu\text{m}$  pour *C. subtomentosa*). Avec certaines réserves, *Calvatia cyathiformis* a été signalé au Bénin (Osemwegie *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Osemwegie *et al.* 2014), au Ghana (Dade 1940; Piening 1962; Dring 1964; Kreisel 2001; Osemwegie *et al.* 2014), au Libéria (Ramirez *et al.* 2023, GBIF 2023), au Nigeria (Dring 1964; Zoberi 1973; Oso 1975; Oso 1977a; Ogundana 1979; Zoberi 1979; Rammeloo & Walley 1993; Kreisel 2001, *ut C. fragilis*; Boa 2004; Osemwegie & Okhuoya 2009; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010b; Osemwegie & Okhuoya 2011; Oyetayo 2011; Osemwegie *et al.* 2014) et au Sénégal (Osemwegie *et al.* 2014).

Signalons que les observations de *Lycoperdon excipuliforme* (Scop.) Pers., une espèce de climat nord-tempéré, au Nigeria (Masse 1901) et au Ghana (Boa 2004, *ut Calvatia excipuliformis* (Scop.) Perdeck), correspondent probablement à *C. subtomentosa* ou *C. cyathiformis*.

### ***Candolleomyces* D. Wächt. & A. Melzer** *Mycol. Progr.* 19(11): 1228 (2020)

Le genre *Candolleomyces* a récemment été séparé du genre *Psathyrella* (Fam. Psathyrellaceae) (Wächter & Melzer 2020). Ce dernier est cosmopolite et comptait jadis environ 500 espèces (van Waveren 1985; Vašutová *et al.* 2008; Örstadius *et al.* 2015) qui sont maintenant accommodées dans plus d'une dizaine de genres

(Wächter & Melzer 2020). La majorité des espèces proviennent des régions tempérées, subboréales à subtropicales de l'hémisphère Nord. Un nombre réduit est signalé en Afrique tropicale (Pegler 1977).

*Sporophores* petits à grands, solitaires à cespiteux, généralement fragiles, avec et parfois sans restes de voiles. *Chapeau* convexe, conique, peu charnu, dans la majorité des espèces de couleur brune, beige à fauve et hygrophane, généralement muni de voile floconneux. *Hyménophore* à lamelles non-déliquescentes, adnées à sub-libres, jamais libres, pâles, devenant brunes à noirâtres à maturité; arête stérile, souvent de couleur distincte (blanche, rougeâtre). *Pied* central, élancé, lisse ou floconneux, parfois avec anneau. *Contexte* généralement mince et immuable. *Voile* probablement toujours présent, souvent très fugace, fibrill ux, squameux ou granuleux, constitué de sphaerocystes et de chaînes de cellules subcylindriques, partiellement à parois légèrement épaissies et pigmentées de brun. *Sporée* brune à noire. *Spores* ovoïdes à phaséoliformes, pâles à moyennement foncées, brunes, pore germinatif présent, souvent invisible. *Basides* clavées, pédicellées, 4-spores. *Cheilocystides* toujours présentes, utrifformes, sub-utrifformes, sub-cylindriques, parfois ou rarement lagéniformes, clavées ou sphaeropédonculées. *Pleurocystides* absentes. *Système d'hyphes* monomitique, à hyphes génératrices avec boucles dans la majorité des espèces. *Revêtement piléique* généralement de type hyméniderme/épithèle. *Trame* des lamelles régulière.

Les *Candolleomyces* et *Psathyrella* sont des saprotrophes poussant sur le sol, dans la litière, à proximité ou sur souches ou débris ligneux, enterrés ou non. Quelques espèces sont coprophiles.

Dans le contexte de cet ouvrage, *Candolleomyces tuberculatus* est la seule espèce ouest-africaine présentant un intérêt.

### ***Candolleomyces tuberculatus* (Pat.) D. Wächt. & A. Melzer**

*Mycol. Progr.* 19(11): 1234 (2020)

SYNONYMES:

***Hypholoma tuberculatum* Pat.**, *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 15: 196 (1899); ***Stropharia tuberculata* (Pat.) Morgan**, *J. Mycol.* 14(2): 70 (1908); ***Psathyrella tuberculata* (Pat.) A.H. Sm.**

RÉFÉRENCE ILLUSTRÉE: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 211, photos 58 & 59 (*ut Psathyrella tuberculata*).

**Description (Figs 14, 45)** – Sporophores cespiteux, rarement isolés. *Chapeau* 1–4 cm diam., mince, sub-globuleux à ovoïde puis convexe, surmonté d'un umbo large et continu avec le profil du chapeau; marge infléchie puis incurvée, irrégulièrement ondulée, striée; revêtement sec, hygrophane, brun à l'état humide, blanc à blanchâtre sali à la marge, crème à brun clair vers le centre (jamais brun-noir), finalement glabre à l'exception de fines écailles blanches granuleuses. *Pied*

3–6 × 0,3–0,4 cm, central, droit ou courbé à la base, creux, sub-soyeux, blanc; anneau simple, fixe, mince, fragile, blanc, à marge sub-dentée souvent salie de brun, persistant. *Lamelles* adnées, serrées, blanches puis brun rougeâtre; lamellules inégales; arête lisse, concolore. *Chair* très mince, blanche à brune sous le revêtement du chapeau, immuable. *Goût* prononcé, fongique, agréable; *odeur* agréable. *Sporée* brun foncé. *Spores* lisses, ovoïdes à ellipsoïdes, brunes, (5,8–)5,7–6,6–7,5(–7,8) × (4–)3,9–4,3–4,8(–4,7) μm, Q = (1,35–)1,35–1,51–1,67 (–1,7), cheilocystides abondantes, pleurocystides nulles ou très rares. *Basides* 4-spores.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 15)** – On rencontre *Candolleomyces tuberculatus* aussi bien dans les forêts intactes que dans les milieux dégradés mais toujours dans les endroits relativement humides et non, ou peu, exposés au soleil. L'espèce est saprotrophe et pousse sur le bois mort, toujours dans un état de putréfaction avancé, de baobab, d'*Anogeissus* ou de certaines essences plantées. Sur les troncs de gros diamètre, *Candolleomyces tuberculatus* pousse parfois par centaines d'exemplaires et en plusieurs volées, ce qui permet de l'observer durant toute la saison pluvieuse au même endroit. L'espèce est très commune en Afrique de l'Ouest et signalée (sous le nom *Psathyrella tuberculata*) au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Burkina-



Fig. 45. *Candolleomyces tuberculatus* (Bénin, BAA0870).

Faso (Guissou *et al.* 2008; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Yorou *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019; EFTA 2023), au Mali (EFTA 2023), au Nigeria (Vasar *et al.* 2022, GBIF 2023) et au Togo (Guissou *et al.* 2008; Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – Malgré sa taille réduite, *Candolleomyces tuberculatus* est très apprécié et recherché par les populations locales, notamment au Bénin. Sa présence et son abondance durant toute la saison pluvieuse fait qu'il est fréquemment consommé. Du fait de sa chair très mince, ce champignon est le plus souvent cueilli à l'état jeune alors que son chapeau n'est pas encore épanoui. Il est couramment utilisé pour enrichir et améliorer le goût des sauces (De Kesel *et al.* 2002).

**Taxonomie** – Cette espèce est facilement différenciée des autres *Candolleomyces* et *Psathyrella* africains par la présence d'un anneau (fragile mais assez persistant) et par son chapeau entièrement couvert de fines écailles à l'état jeune. A l'état mature, elle peut être confondue avec *Candolleomyces candolleanus*, une espèce très commune sur sols riches et connue d'Afrique tropicale (Tanzanie, Sierra Leone, Ouganda) (Pegler 1977), mais aussi d'Europe, d'Asie et d'Amérique. *Psathyrella vesterholtii* Örstadius & E. Larss. (Örstadius *et al.* 2015) et *Psathyrella sphagnicola* (Maire) J. Favre sont des espèces similaires mais qui poussent parmi les mousses et sphaignes sous climat tempéré en Europe. *Psathyrella atroumbonata* Pegler est un comestible morphologiquement proche de *Candolleomyces tuberculatus* mais dépourvu d'anneau et muni d'un chapeau à centre brun-noir très foncé. Cette espèce africaine a été signalée au Bénin (Boa 2004), au Nigeria (Zoberi 1972; Oso 1975; Adewusi *et al.* 1993; Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994; Alope *et al.* 1996; Boa 2004; Gbolagade *et al.* 2006; Ayodele & Okhuoya 2007; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010a; Ayodele *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014) et au Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013; Kane *et al.* 2013).

### ***Cantharellus* Adans. ex Fr.** ***Syst. mycol.* (Lundae) 1: 316 (1821)**

Genre (Fam. Hydnaceae, Ordre Cantharellales) d'environ 155 espèces, présent sur tous les continents sauf en Antarctique. De tous les continents, la diversité spécifique est la plus importante en Afrique tropicale avec une cinquantaine d'espèces (Buyck *et al.* 2013; Buyck 2014; De Kesel *et al.* 2016; Buyck 2016; Buyck *et al.* 2018, 2019). La taxonomie des chanterelles est assez complexe et de nouvelles espèces sont régulièrement découvertes et décrites d'Afrique. Pas mal d'espèces montrent une variabilité morphologique qui complique parfois leur identification. Certaines espèces africaines, macroscopiquement proches, ne sont identifiables que par analyse moléculaire ou via une étude microscopique très approfondie. La présence ou l'absence de boucles, ainsi que la morphologie des spores et des extrémités des hyphes du revêtement piléique constituent



**Fig. 46.** *Cantharellus defibulatus* (Togo, ADK4467).



**Fig. 47.** *Cantharellus violaceoflavescens* (Togo, ADK4802) – crédit photo: L. Parra.

d'importants caractères pour délimiter les espèces (Buyck *et al.* 2013; De Kesel *et al.* 2016).

Sporophores charnus, solitaires ou grégaires, à pied et à chapeau, sans anneau ni voile. *Chapeau* convexe à plan, devenant infundibuliforme, lisse ou squameux, sec, généralement de couleur jaune-orange, mais certaines espèces sont rouges, violacées, noires, ocracées ou blanchâtres. *Hyménophore* lamellaire, plissé, veiné-anastomosé, rugueux ou lisse (uniquement chez *Cantharellus sublaevis* Buyck & Eyssart. et *C. solidus* De Kesel, Yorou & Buyck), devenant plus épais avec l'âge, fortement décurrent, jaune-orange, rouge, violacé, rosâtre ou blanchâtre, immuable ou rougissant-brunissant ou noircissant au toucher. *Pied* souvent un peu atténué vers le bas, charnu, sans volve ni anneau. *Contexte* compact, blanc-blanchâtre ou jaune-jaunâtre, immuable ou devenant jaune, brun rougeâtre, violet ou noirâtre. *Sporée* blanche, crème à jaunâtre pâle. *Spores* ellipsoïdes à globuleuses, lisses à paroi mince, sans pore germinatif distinct, inamyloïdes. *Basides* longuement clavées à cylindriques, à croissance intercalaire, 2–5(–8)-spores. *Cystides* absentes. *Système d'hyphes* monomitique, à paroi mince ou légèrement épaissie. *Pileipellis* de type cutis à éléments terminaux de forme parfois spécifique, avec ou sans paroi épaissie. *Trame* des plis non différenciée. *Boucles* présentes ou absentes.

Les espèces poussent généralement sur le sol. Elles sont toutes ectomycorrhiziennes et s'associent à une ou plusieurs espèces d'arbres-hôtes (feuillus ou résineux). En Afrique tropicale, on trouvera les chanterelles dans presque tous les grands écosystèmes qui abritent des arbres appartenant aux familles des Caesalpiniaceae, Dipterocarpaceae ou Phyllanthaceae.

Le genre *Cantharellus* ne comprend pas d'espèces toxiques et il est facile à reconnaître sur le terrain. La confusion reste néanmoins possible avec *Omphalotus olearius*, une espèce toxique et saprotrophe qui pousse sur le bois mort.

Champignons ectomycorrhiziens et donc obligatoirement associés aux arbres vivants, les chanterelles ne peuvent être cultivées. Avec un import-export mondial (surtout d'Europe et d'Amérique du Nord) de dizaines de milliers de tonnes par an, les chanterelles sont sans doute les champignons sauvages les plus connus, exportés et commercialisés au monde (Pilz *et al.* 2003). Les revenus générés par le commerce des chanterelles sont gigantesques et la demande mondiale n'a cessé d'augmenter ces vingt dernières années. La cueillette, seul moyen de se procurer des chanterelles, est une activité majeure et génératrice de revenus dans presque toute leur aire de distribution, aussi bien en Europe (Pologne, Lituanie, Lettonie, Suède, Finlande, Ecosse, Allemagne, France, Italie...) qu'en Amérique ou en Afrique tropicale. Comparée à la région zambézienne (Zambie, Burundi, Tanzanie, Zimbabwe, Malawi, R.D. Congo), la cueillette/vente de chanterelles est une activité plutôt marginale en Afrique de l'Ouest. Bien qu'une douzaine d'espèces de chanterelles y ont été répertoriées, la majorité sont peu productives, de petite taille ou plutôt rares. Une étude écologique des chanterelles béninoises (8 espèces des 12 connues d'Afrique

de l'Ouest) a récemment été effectuée (Dramani *et al.* 2022). La distribution des espèces est régie par la distribution de l'hôte, elle-même liée principalement à une humidité du sol et une évapotranspiration potentielle élevées, définissant ainsi uniquement les forêts galeries comme l'habitat le plus approprié pour les chanterelles dans les écozones soudano-guinéenne et soudanaise du Bénin. Sur base des critères de l'UICN et des résultats obtenus, Dramani *et al.* (2022) classent 7 espèces dans la catégorie « En danger (EN) ». Dans ce contexte, nous déconseillons de cueillir les espèces peu fréquentes.

En Afrique de l'Ouest, l'identité de certaines chanterelles n'a pas encore pu être confirmée sur base de spécimens d'herbier et/ou de séquençage. Il s'agit de *Cantharellus conspicuus* Eyssart., Buyck & Verbeken, connue du Bénin (Yorou & De Kesel 2011; Dramani *et al.* 2022) mais dont les séquences ne correspondent pas avec celles du spécimen-type originaire du Zimbabwe. Le matériel de *Cantharellus miniatescens* Heinem. du Nigeria (Nicholson 2000), de *Cantharellus pseudocibarius* Henn. du Togo (Kamou *et al.* 2017a) et de *Cantharellus pseudofriesii* Heinem. du Burkina-Faso (Sanon *et al.* 1997; Bâ *et al.* 2012), de Côte d'Ivoire (Yorou *et al.* 2014), de Guinée (Thoen & Ducouso 1989; Bâ *et al.* 2012) et du Sénégal (Thoen & Bâ 1989; Boa 2004; Bâ *et al.* 2012; Kane & Courtecuisse 2013) devrait également être vérifié



**Fig. 48.** *Cantharellus solidus* (Bénin, FC-22-335) – crédit photo F. Hampe.





Fig. 49. *Cantharellus splendens* (Bénin, ADK6482).

Plusieurs espèces comestibles intéressantes, mais peu communes ou très rares, ont pu être vérifiées sur base de spécimens de référence. Il s'agit de deux espèces trouvées uniquement au Togo, à savoir *Cantharellus defibulatus* (Heinem.) Eyssart. & Buyck (De Kesel *et al.* 2016; Kamou *et al.* 2017a) (Fig. 46) et *Cantharellus violaceoflavescens* De Kesel, Guelly, L.A. Parra & Buyck (Buyck *et al.* 2020) (Fig. 47) et de *Cantharellus solidus* De Kesel, Yorou & Buyck (De Kesel *et al.* 2011; Dramani *et al.* 2022) (Fig. 48), uniquement connue du Bénin. Signalons enfin *Cantharellus splendens*, une espèce récemment trouvée au Bénin (Dramani *et al.* 2022; Meise Botanic Garden 2023) (Fig. 49), qui appartient selon Zhang *et al.* (2023) à un complexe d'espèces avec des représentants en Afrique et en Asie.

Les quatre chanterelles les plus communes en Afrique de l'Ouest sont *Cantharellus addaiensis*, *C. congolensis*, *C. guineensis* et *C. platyphyllus*. La première est une petite espèce qui est rarement consommée. Mentionnons que les récoltes de *Cantharellus floridulus* Heinem. en provenance des forêts claires et savanes boisées ouest-africaines appartiennent probablement aussi à *C. addaiensis* (Buyck *et al.* 2013). En effet, *Cantharellus floridulus* est une espèce strictement inféodée aux forêts denses humides du type congolien (Buyck *et al.* 2016). Sa présence n'est cependant pas exclue dans les systèmes forestiers denses humides du type guinéen de Côte d'Ivoire, du Libéria ou encore de Sierra-Leone.



**Fig. 50.** *Cantharellus addaiensis* (Bénin, Okpara sept 2022, SYN s.n.).

## ***Cantharellus addaiensis* Henn.**

*Hedwigia* 37: 286 (1898)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 75, Fig. 31; Dramani *et al.* (2022), *Fungal Ecol.* 60: 3, Fig. 1G; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 127, Fig. 135 (*ut C. cf. floridula*); Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 150, Fig. 209; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 52, Fig. a–c.

**Description (Fig. 50)** – *Chapeau* 1–3,5 cm diam., convexe jeune mais très vite infundibuliforme, à chair très mince; marge d’abord incurvée ensuite étalée et légèrement cannelée; revêtement piléique non séparable, faiblement tomenteux puis lisse, mat, sec, rouge vif (9A–B8) surtout au centre, devenant plus rouge orange (8A8) avec l’âge. *Pied* central ou rarement sub-central, grêle, 2–3 × 0,2–0,3 cm, droit ou légèrement courbé à la base, cylindrique, creux, sec, mat, rouge vif comme le chapeau à l’état jeune, devenant plus terne et blanchâtre à la base. *Hyménophore* décurrent, formé de plis peu épais, serrés, à peine 1 mm large, la plupart fourchus, rouge pâle (7A3) puis rouge-orangés ou rouges (7–8A5–6), souvent poudrés de blanc, à arête entière et concolore. *Chair* mince, rouge vif dans le chapeau, plus terne ou rosâtre dans le pied. *Goût* fort et piquant; *odeur* faible. *Sporée* blanche. *Spores* 6,5–8,2 × 4,3–5,2 µm, Q = 1,46–1,60–1,74 (ADK2835), lisses, ellipsoïdes. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 16)** – *Cantharellus addaiensis* est sans doute la chanterelle la plus fréquente en Afrique tropicale, souvent observée dans les forêts claires d’Afrique de l’Ouest, notamment au Bénin (Yorou *et al.* 2001, *ut Cantharellus floridulus*; Yorou & De Kesel 2001, *ut C. floridulus*; De Kesel *et al.* 2002, *ut C. floridulus*; Boa 2004, *ut C. floridulus*; Yorou 2010, *ut C. floridulus*; Yorou *et al.* 2014; Osemwegie *et al.* 2014, *ut C. floridulus*; Boni & Yorou 2015; Dramani *et al.* 2022), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008, *ut C. floridulus*; Yorou *et al.* 2014), en Côte d’Ivoire (Ducousso *et al.* 2003, *ut C. floridulus*; Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), au Ghana (Ducousso *et al.* 2003, *ut C. floridulus*; Boa 2004, *ut C. floridulus*), en Guinée (Abarenkov 2023, GBIF 2023), au Nigeria (Osemwegie *et al.* 2014, *ut C. floridulus*) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015; De Kesel *et al.* 2016; Kamou *et al.* 2017a,b).

**Comestibilité et appréciation** – *Cantharellus addaiensis* est rarement récolté, même dans les pays africains où il fructifie en masse (Zambie, Tanzanie et Zimbabwe), probablement négligé à cause de sa petite taille et de son goût légèrement piquant et le fait qu’après une pluie les petits sporophores sont souvent souillés de sable. Il est cependant consommé en R.D. Congo (Heinemann 1959; Degreef *et al.* 1997) et en Zambie (Pegler & Pearce 1980) et est parfois séché au soleil (Pegler & Pearce 1980). La valeur nutritive de *Cantharellus addaiensis* a été analysée par Degreef *et al.* (1997).

**Taxonomie** – *Cantharellus addaiensis* est souvent confondu avec *Cantharellus floridulus* Heinemann, qui est inféodé à la forêt dense humide.

La synonymie de *C. addaiensis* avec *Arrhenia auriscalpium* (Fr.) Fr., *Summa veg. Scand.*, Sectio Post. (Stockholm): 312 (1849) (voir MycoBank, Indexfungorum, Piepenbring *et al.* 2020) est incorrecte (Buyck 2012, *Cryptogam. Mycol.* 33(1): 15).

### ***Cantharellus congolensis* Beeli, s.l.**

*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; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 79, Fig. 33; Dramani *et al.* (2022), *Fungal Ecol.* 60 : 3, Fig. 1A; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 98, Figs 72 & 73; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 127, Fig. 134; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 54; Ryvarde *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 113 + fig.; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 50 + fig.; Yorou & De Kesel (2011), *Liste Rouge champ. sup. Bénin*: 53, Fig. 5.3.



**Fig. 51.** *Cantharellus congolensis* (Bénin, SYN s.n.).

**Description (Fig. 51)** – *Chapeau* 4–7 cm diam., charnu, convexe à centre déprimé puis concave; marge d’abord arrondie ou même légèrement enroulée puis droite et grossièrement lobée; revêtement piléique non séparable, rugueux, légèrement tomenteux, sec, faiblement zoné, au début brun clair à grisâtre (5D4), devenant noir avec l’âge et au froissement. *Pied* central ou rarement sub-central, 5 × 1 cm, droit ou légèrement courbé, cylindrique, souvent atténué vers la base, sec, mat, légèrement tomenteux, jaune pâle (4A2) à l’état jeune, devenant noir avec l’âge. *Hyménophore* longuement décurrent, formé de plis serrés, bifurqués ou irrégulièrement ramifiés, fortement interveinés et formant une zone poroïde au niveau supérieur du pied, d’abord de couleur grisâtre avec des nuances rouges (7B2) puis noircissant entièrement. *Chair* plutôt ferme dans le pied, pâle, devenant rapidement rosée, puis noire à l’état adulte ou à la coupe. *Goût* fort et agréable; *odeur* agréable, fruitée. *Sporée* claire. *Spores* 5,8–8,0 × 4,0–5,0 µm, Q = 1,31–1,55–1,78 (ADK4560), ellipsoïdes. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 17)** – *Cantharellus congolensis* est une espèce ectomycorrhizienne qui semble avoir une large distribution en Afrique tropicale. *Cantharellus congolensis* (au sens large) a été signalé dans plusieurs pays ouest-africains, notamment au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou & De Kesel 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Dramani *et al.* 2022), en Côte d’Ivoire (Osemwegie *et al.* 2014), au Ghana (Osemwegie *et al.* 2014), en Guinée (Abarenkov 2023, GBIF 2023), au Nigeria (Osemwegie *et al.* 2014), au Sénégal (Thoen & Bâ 1989; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Bâ *et al.* 2012; Kane & Courtecuisse 2013; Osemwegie *et al.* 2014) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a,b).

**Comestibilité et appréciation** – Bien que de couleur nettement moins attirante que les autres chanterelles, *Cantharellus congolensis* est consommé à travers toute la région zambézienne. Nous l’avons récolté au Bénin et au Togo où les populations locales ne l’utilisent pas. La valeur nutritive de cette espèce a été analysée par Degreef *et al.* (1997).

**Taxonomie** – Nous utilisons ici *Cantharellus congolensis sensu lato* car les résultats préliminaires des études moléculaires que nous avons entreprises montrent qu’il s’agirait d’un complexe d’espèces composé de taxons comestibles morphologiquement très similaires mais génétiquement différents.

## ***Cantharellus guineensis* De Kesel & Yorou**

*Cryptogam. Mycol.* 37(3): 300 (2016)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Dramani *et al.* (2022), *Fungal Ecol.* 60: 3, Fig. 1B; Eyi Ndong *et al.* (2011) (*ut Cantharellus rufopunctatus*), *Champignons comestibles des forêts denses d’Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: couverture & 112, Figs 82 & 83; Yorou & De Kesel (2011) (*ut Cantharellus rufopunctatus*), *Liste Rouge champ. sup. Bénin*: 53, Fig. 5.3.

**Description (Fig. 52)** – Sporophores solitaires ou grégaires. *Chapeau* 6–8(–9) cm diam., –10 cm haut, épais au centre, convexe puis déprimé à infundibuliforme, marge enroulée puis infléchie, finalement droite et aiguë; revêtement jaune orangé (4A5) avec un léger reflet verdâtre (4B4–5), devenant plus pâle (3A2), ponctué de petites squamules concolores ou plus foncées, denses au centre, graduellement éparses ou absentes vers la marge. *Pied* 4–6 × 1–1,8 cm, plein, cylindrique, droit, souvent atténué vers la base, plus pâle ou concolore au chapeau, ponctué de petites squamules orange foncé plus abondantes vers le haut; mycélium basal blanchâtre. *Hyménophore* longuement décurrent, facilement détaché du contexte, plis étroits, peu serrés (à la marge 4–6/cm), jaune orangé (4A8–4A5), plus vifs que le chapeau, inégaux, rarement fourchus, peu interveinés, anastomosés près du pied. *Chair* ferme, uniformément jaune-orange (3A3–5), plus pâle dans le pied. *Goût* doux, agréable, non piquant; *odeur* forte, agréable, fruitée. *Basides* longuement claviformes, 4-spores, 53–80 × 7,5–10 µm. *Spores* hyalines, courtement ellipsoïdes, 7,1–8–8,8(–9,1) × 5,1–5,7–6,3(–6,4) µm, Q = 1,25–1,4–1,55(–1,58) (ADK3005, spécimen-type). *Boucles* présentes dans tous les tissus.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 18)** – *Cantharellus guineensis* est présent dans les forêts galeries à *Berlinia grandiflora* (Dramani *et al.* 2022). Nous connaissons cette espèce du Bénin (Yorou *et al.* 2001, *ut* *Cantharellus rufopunctatus*; Eyi Ndong *et al.* 2011, *ut* *C. rufopunctatus*; Yorou & De Kesel 2011, *ut* *C. rufopunctatus*; Yorou *et al.* 2014, *ut* *C. rufopunctatus*; De Kesel *et al.* 2016; Dramani *et al.* 2022) et, avec quelques réserves, de Côte d'Ivoire



**Fig. 52.** *Cantharellus guineensis* (Bénin, ADK3005).

(Yorou *et al.* 2014, *ut C. rufopunctatus*), de Guinée (Thoen & Ducouso 1989, *ut C. rufopunctatus*; Bâ *et al.* 2012, *ut C. rufopunctatus*) et du Togo (Kamou *et al.* 2017a, *ut C. rufopunctatus*). Une identification plus précise est nécessaire lorsque les spécimens poussent sous *Gilbertiodendron dewevrei* (voir taxonomie ci-dessous).

**Comestibilité et appréciation** – L'espèce est consommée à Bassila (Bénin) mais vu sa grande taille et son goût agréable, elle est probablement également consommée ailleurs en Afrique de l'Ouest.

**Taxonomie** – *Cantharellus guineensis* est une des quelques grandes espèces de chanterelles jaunes présentes en Afrique de l'Ouest. Elle ressemble à *Cantharellus rufopunctatus* (Beeli) Heinem., une espèce inféodée à *Gilbertiodendron dewevrei* (Caesalpiniaceae) mais est dépourvue de boucles, a un contexte blanchâtre, un hyménophore très interveiné, des spores beaucoup plus allongées (6,8–)7,0–8,0–8,9(–9,1) × (3,6–)3,7–4,2–4,7(–5,1) μm, Q = 1,7–1,91–2,15(–2,2) (ADK5949, épitype) et les éléments terminaux du revêtement piléique plus larges (De Kesel *et al.* 2016).

Cette espèce peut éventuellement aussi être confondue avec *Cantharellus defibulatus* (Heinem.) Eyssart. & Buyck (Fig. 46) (De Kesel *et al.* 2017), une espèce souvent multipiléée, dépourvue de squames sur le chapeau, à contexte blanc et sans boucles. *Cantharellus defibulatus* est surtout connu d'Afrique de l'Est, souvent sous *Marquesia macroura* (Dipterocarpaceae) mais nous l'avons trouvée au Togo dans des forêts claires à *Uapaca togoensis* (Phyllanthaceae) et *Monotes kerstingii* Gilg. (Dipterocarpaceae) (De Kesel *et al.* 2016).

### ***Cantharellus platyphyllus* Heinem.**

*Bull. Jard. bot. État, Brux.* 36: 342 (1966)

SYNONYMES:

***Afrocantharellus platyphyllus* (Heinem.) Tibuhwa f. *platyphyllus*, IMA Fungus** 3(1): 34 (2012).

***Cantharellus cyanescens* Buyck, *Ubwoba: Les Champignons Comestibles de l'Ouest du Burundi*: 112 (1994); *Cantharellus platyphyllus* f. *cyanescens* (Buyck) Eyssart. & Buyck, *Belg. J. Bot.* 131(2): 146 (1999) [1998]; ***Afrocantharellus platyphyllus* f. *cyanescens* (Buyck) Tibuhwa, IMA Fungus** 3(1): 34 (2012).**

***Cantharellus platyphyllus* subsp. *bojeriensis* Eyssart. & Buyck, *Mycotaxon*** 70: 208 (1999).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Buyck (1994a) (*ut Cantharellus cyanescens*), *Ubwoba*: 92, Figs 68 & 69; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 130, photo 19; De Kesel *et al.* (2017) *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*,

*AbcTaxa* 17: 95, Fig. 45; Dramani *et al.* (2022), *Fungal Ecol.* 60: 3, Fig. 1D; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 25, Figs 8 & 10 A,B; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 130, Fig. 137; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 153, Fig. 212; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 60, Fig. a–b; Ryvarden *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 115 + Fig. (*ut C. longisporus*); 117 + Fig. (*ut C. pseudocibarius*); Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 26 + fig.; Yorou & De Kesel (2011), *Liste Rouge champ. sup. Bénin*: 53, Fig. 5.4.

**Description (Figs 53, 54)** – Sporophores isolés ou grégaires. *Chapeau* 2,5–8 (–9) cm diam., convexe puis aplati, rarement infundibuliforme à l'état adulte, souvent plus charnu au centre; marge fortement incurvée, longtemps arrondie, souvent sinueuse, parfois sillonnée, finalement étalée, relevée, aiguë; revêtement piléique non-séparable, lisse à finement rugueux, légèrement graisseux par temps humide sinon sec, mat, d'abord rouge (8BCD5–6 à 9–10CD6–7), puis graduellement rosâtre (8A3–5) depuis le centre. *Pied* 3–5 × 0,7–1,8 cm, droit ou légèrement courbé, cylindrique, parfois creux, souvent atténué vers la base, sec, mat, rouge ou rose pâle (6–7A2–4), blanchâtre à la base, parfois à zone rouge orange (7A3–5) dans sa partie supérieure. *Hyménophore* décurrent, formé de larges plis espacés, (4–)5–10/cm (marge), fragiles, parfois bifurqués, anastomosés, souvent nettement veinés au fond, jaune-orange (4A5–7) uniforme, parfois à reflets rosâtres; arête entière et concolore. *Chair* blanche, souvent partiellement et subtilement teintée de bleu grisâtre, immuable. *Goût* doux et agréable; *odeur* agréable, fruitée. *Sporée* presque blanche. *Spores* 7,3–11,0 × 5,2–7,3 µm, Q = 1,13–1,41–1,60 (ADK2341), lisses, largement ellipsoïdes à sub-globuleuses. *Basides* 4–5(–6)-spores, 55–65 × (8–)9–10 µm, longues, cylindriques, clavées. *Cystides* absentes. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 19)** – *Cantharellus platyphyllus* est relativement commune en Afrique de l'Ouest, préférant les forêts galeries et les forêts de transition vers la forêt claire (De Kesel *et al.* 2002). Dans les forêts claires de la région zambézienne, *Cantharellus platyphyllus* produit en moyenne entre 7 et 14 kg/ha.an (tous miombos confondus). En Afrique de l'Ouest, l'espèce n'est pas aussi productive mais elle est présente dans au moins quatre pays, à savoir au Bénin (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou & De Kesel 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Dramani *et al.* 2022), en Côte d'Ivoire (Osemwegie *et al.* 2014; Vanié-Léabo *et al.* 2017), au Nigeria (Osemwegie *et al.* 2014) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a,b).

**Comestibilité et appréciation** – En région zambézienne, *Cantharellus platyphyllus* est très apprécié et fréquemment vendu le long des grands axes routiers menant vers les marchés de la ville. En Afrique de l'Ouest, il est consommé localement mais quasiment absent des marchés locaux.





**Fig. 53.** *Cantharellus platyphyllus* (Togo, ADK4841) – crédit photo: L. Parra.



**Fig. 54.** *Cantharellus platyphyllus* (Bénin, NYS s.n.).

**Taxonomie** – *Cantharellus platyphyllus* appartient au sous-genre *Afrocantharellus* (Eyssartier & Buyck 2001) qui, en 2012, a été élevé au rang de genre par Tibuhwa *et al.* (2012). Sur base de plusieurs études moléculaires plus approfondies (Buyck *et al.* 2013; Buyck 2014; De Kesel *et al.* 2016; Zhang *et al.* 2023), *Afrocantharellus* a été rétabli au niveau de sous-genre. Les espèces de ce sous-genre sont caractérisées par une proportion élevée de basides tétrasporiques, l'absence de boucles et des parois minces au niveau des hyphes terminaux du revêtement piléique (Buyck *et al.* 2013). Plusieurs espèces africaines, mais aussi chinoises, appartiennent à ce sous-genre (Zhang *et al.* 2023).

En Afrique de l'Ouest, *Cantharellus platyphyllus* peut être confondu avec *C. splendens* Buyck (Fig. 49) et *C. symoensii* Heinem. Les spores de ce dernier sont nettement plus allongées ( $Q = 1,78$ ) que celles de *C. platyphyllus* ( $Q = 1,40$ ). *Cantharellus splendens* Buyck est une espèce très similaire, mais plus grande, avec un revêtement piléique entièrement rouge-orangé vif (7–8AB8) qui ne devient pas rose grisâtre, vineux ou teinté de jaunâtre comme *C. platyphyllus*. En Afrique de l'Ouest, *Cantharellus splendens* n'a été signalé qu'au Bénin.

### ***Chlorophyllum* Masee** *Bull. Misc. Inf.*, Kew: 136 (1898)

Genre (Fam. Agaricaceae) connu de tous les continents avec une vingtaine d'espèces, la plupart tropicales. Initialement monospécifique (*Chlorophyllum molybdites* et ses quelques variétés), les études phylogénétiques (Vellinga 2003a,b; Ge *et al.* 2018) ont démontré que certains *Macrolepiota* (voir plus loin) et *Leucoagaricus* sont en fait des *Chlorophyllum*. Du fait de ces recombinaisons, la sporée verte, caractère autrefois typique du genre, n'est plus un caractère distinctif au niveau générique.

Sporophores à chapeau et pied central, avec ou sans voile, à hyménophore lamellé libre à l'exception d'une espèce séquestrée (*Chlorophyllum agaricoides*). *Chapeau* moyen à grand, convexe, plan ou largement umboné, lisse ou radialement fibrilleux, couvert de squames, sec, blanchâtre, brunâtre à brun grisâtre, la marge souvent striée. *Hyménophore* à lamelles libres, blanches ou devenant jaunâtres, verdâtres ou franchement vertes. *Pied* cylindrique, souvent bulbeux à la base, avec anneau simple ou double (sauf l'espèce séquestrée), coulissant. *Contexte* mou, fragile, fibrilleux dans le pied, souvent rosissant-rougissant à la coupe. *Sporée* blanc-jaunâtre à reflets verdâtres ou verte. *Spores* globuleuses à ellipsoïdes, lisses, à paroi épaisse, avec ou sans pore apical/germinatif net, tronquées ou non, inamyloïdes. *Basides* clavées, 2(–4)-spores. *Cheilocystides* abondantes, à paroi mince, hyalines ou non, de formes diverses. *Pleurocystides* absentes. *Système d'hyphes* monomitique, à paroi mince, avec ou sans boucles (fausses boucles). *Revêtement piléique* de type trichoderme ou hyméniderme. *Trame* des lamelles sub-régulière, puis trabéculaire (Cléménçon 2012).

Les espèces sont saprotrophes et préfèrent les milieux riches en matière organique. Les *Chlorophyllum* sont assez communs dans les jardins, les parcs, plantations, champs, jachères et dans toutes les forêts claires et savanes boisées où paît le bétail.

D'après la littérature, *Chlorophyllum molybdites* (G. Mey.) Masee est une espèce commune en Afrique tropicale. Crue ou préparée, cette espèce cause des troubles intestinaux sévères (diarrhée, crampes, vomissements), souvent moins de 2–3 heures après ingestion et durant parfois plus de 24 heures. Un excellent compte rendu des symptômes d'empoisonnements causés par *Chlorophyllum molybdites* en Amérique latine est donné par de Meijer *et al.* (2007). Les références d'intoxications en Afrique sont reprises dans Walley & Rammeloo (1994). Signalons qu'il existe pas mal de confusions par rapport à la toxicité de cette espèce. La susceptibilité personnelle aux toxines est avancée (Heinemann 1968) mais également les problèmes liés à sa synonymie, son identification et l'utilisation incorrecte du nom *Chlorophyllum molybdites* (p.ex. par Heim 1978). Par ailleurs, certaines références mentionnent que la toxine contenue dans *Chlorophyllum molybdites* serait thermolabile et que les spécimens deviendraient comestibles après une cuisson prolongée (p. ex. 30 min selon Bijeesh *et al.* 2017). En Afrique de l'Ouest, notamment au Bénin, les populations consomment une espèce très similaire, souvent mentionnée sous *Chlorophyllum aff. molybdites* (De Kesel *et al.* 2002). Récemment, Ge *et al.* (2018) ont décrit quelques nouvelles espèces dans le genre *Chlorophyllum*, dont certaines très communes dans la région d'étude. Les résultats de ce travail nous ont indirectement éclairés sur la question de la consommation de « *Ch. molybdites* » par les populations d'Afrique de l'Ouest. Les champignons consommés appartiennent en fait à deux autres espèces: *Chlorophyllum globosum* (Mossebo) Vellinga trouvée au Bénin (Piepenbring *et al.* 2020) et au Nigeria (Ge *et al.* 2018; Piepenbring *et al.* 2020), et *Chlorophyllum palaeotropicum* Z.W. Ge & A. Jacobs.

### ***Chlorophyllum palaeotropicum* Z.W. Ge & A. Jacobs**

*MycKeys* 33: 77 (2018)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 194, photos 47 & 48; Ge *et al.* (2018) *MycKeys* 32: 75, Fig. 3D.

**Description (Figs 55, 56)** – Sporophores solitaires ou grégaires. *Chapeau* 7–10 cm diam., charnu au centre, jeune hémisphérique à convexe, puis plano-convexe, non-mamelonné; revêtement brun-orange (6C3) au début, excepté le centre se rompant en petites squamules, arrangées plus ou moins concentriquement sur fond blanchâtre. *Lamelles* libres, serrées, –1 cm large, blanches, blanc-verdâtre (26A2) à maturité; arête entièrement ponctuée de brun (touffes de cheilocystides colorées). *Pied* 80–90 × 3–10 mm, sub-cylindrique, sub-bulbeux à la base, surface blanche, brunissant au toucher, creux-moelleux; anneau plutôt large, blanc, à marge brunâtre. *Chair* blanche, rougissant puis brunissant. *Goût* doux; *odeur* forte de champignon. *Sporée* blanc-verdâtre. *Spores* rondes à largement ellipsoïdes,

lisses à paroi épaisse, sans pore germinatif, non-tronquées, (7,7–)7,8–8,6–9,4(–9,3) × (6,3–)6,2–6,9–7,6(–7,7) μm, Q = (1,16–)1,13–1,24–1,35(–1,42) (ADK1973). *Basides* clavées, 4-spores, 29–33 × 10–12 μm. *Cheilocystides* abondantes, clavées, 20–55 × 10–15(–18) μm, colorées de brun, parfois septées. *Revêtement pileïque* de type trichoderme. *Boucles* rares, présentes à la base des jeunes basides et dans le tissu de l’anneau, absentes ailleurs.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 20)** – Souvent proche de végétaux en décomposition (compost, fumier, sciure) dans les jardins, pelouses, champs, jachères et prairies. L’espèce semble préférer les endroits chauds et ensoleillés. En Afrique de l’Ouest, elle est signalée avec certitude au Bénin (Yorou *et al.* 2001, *ut Chlorophyllum molybdites*; Boni & Yorou 2015, *ut C. molybdites*; Ge *et al.* 2018), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008, 2015, *ut C. molybdites*; Meise Botanic Garden 2023) et au Mali (EFTA 2023). Du matériel supplémentaire devrait être vérifié et permettrait sans doute d’élargir sa distribution à la Côte d’Ivoire (Kouassi *et al.* 2007; Osemwegie *et al.* 2014), au Ghana (Holden 1970; Walley & Rammeloo 1994), au Nigeria (Zoberi 1973; Zoberi 1979; Adewusi *et al.* 1993; Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994; Fasidi & Kadir 1995; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2014), au Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013), à la Sierra-Leone (Pegler & Rayner 1969) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a).



**Fig. 55.** *Chlorophyllum palaeotropicum* (Burkina Faso, EM22) – credit photo: E. Maes.



**Fig. 56.** *Chlorophyllum palaeotropicum* (Burkina Faso, EM22) – credit photo: E. Maes.



**Fig. 57.** *Chlorophyllum globosum* (Bénin, ADK2550).

**Comestibilité et appréciation** – *Chlorophyllum palaeotropicum* et son sosie *C. globosum* (Mossebo) Vellinga sont fortement appréciés et consommés à travers toute l'Afrique de l'Ouest.

**Taxonomie** – *Chlorophyllum palaeotropicum* peut facilement être confondu avec *C. globosum* et *C. molybdites*, principalement du fait de la taille des sporophores et de leurs décolorations brunâtres à rougeâtres au froissement. Néanmoins, *Chlorophyllum molybdites* se distingue facilement par ses lamelles et ses spores vert foncé à maturité. Par ailleurs, sous le microscope, ses spores apparaissent clairement tronquées à l'apex (pore germinatif marqué).

Chez *Chlorophyllum globosum* (Fig. 57), espèce régulièrement récoltée en Afrique de l'Ouest, la face et l'arête des lamelles sont concolores (jaune-verdâtre pâle) alors que chez *C. palaeotropicum* l'arête est nettement ponctuée de minuscules touffes brunes (bien visibles à la loupe !). Les spores de *Chlorophyllum globosum* sont tronquées et un peu plus allongées (8,7–)8,7–9,6–10,5(–10,6) × (6,2–)6,2–6,7–7,2(–7,3) μm, Q = (1,32–)1,31–1,43–1,55(–1,56) (ADK2550) que celles de *C. palaeotropicum*.

Les spécimens mentionnés comme *Chlorophyllum rhacodes* (Vittad.) Vellinga, espèce de climat tempéré, au Bénin (Yorou *et al.* 2014, *ut cf. Macrolepiota rhacodes*), au Burkina-Faso (Yorou *et al.* 2014, *ut cf. Macrolepiota rhacodes*) et en Sierra Leone (Beeli 1938, *ut Lepiota rhacodes*) appartiennent probablement aussi à *C. palaeotropicum* ou à *C. globosum*.

## **Cookeina Kuntze**

*Revis. Gen. Pl.* (Leipzig) 2: 849 (1891)

Le genre *Cookeina* (Fam. Sarcoscyphaceae) appartient aux Pezizomycètes qui forment des asques operculés et ont des sporophores de type apothécie, stipités-cupulés, souvent de couleurs vives, dont l'excipulum est muni de poils fasciculés. Les paraphyses sont ramifiées, les asques sont cylindriques, effilées à la base et munies d'un opercule excentrique au sommet. Les ascospores sont ellipsoïdes à fusiformes, hyalines ou sub-hyalines, lisses ou ornementées de fines côtes (Iturriaga & Pfister 2006)

Les espèces de *Cookeina* sont répandues, particulièrement fréquentes dans les régions tropicales et subtropicales. Elles sont toutes saprotrophes, poussant soit sur matériel végétal mort (bois, litière) ou directement sur le sol (Douanla-Meli & Langer 2005; Ekanayaka *et al.* 2016). La phylogénie a été étudiée par Weinstein *et al.* (2002).

## ***Cookeina sulcipes* (Berk.) Kuntze**

Revis. Gen. Pl. (Leipzig) 2: 849 (1891)

SYNONYME:

***Cookeina sulcipes* var. *fusca* Alas.**, *Nova Hedwigia* 23(4): 771 (1973) [1972].

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Alasoadura (1972), *Nova Hedwigia* 23(4): 771, pl. 2b & 5a; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 138, photo 15; Le Gal (1960), *Fl. Icon. Champ. Congo* 9: 175, pl. 30, Fig. 5.

**Description (Fig. 58)** – Sporophores grégaires. *Chapeau* en forme d'apothécie, 0,5–2 cm diam., 2 cm haut, cupulé, stipité, ferme, élastique; revêtement lisse à furfuracé, blanchâtre à la base, graduellement orange rosé (6A3–7A3) ou brun fauve vers le haut; zone sub-marginale ornée de 2 à 3 rangées concentriques de poils courts (–0,5 mm), blancs puis brun foncé; marge concolore entièrement garnie de poils blancs puis brun foncé plus longs (0,5–1 mm). *Pied* 1–1,5 × 0,2 cm, court, cylindrique, élastique, coriace, solidement fixé au substrat. *Hyménium* lisse, brillant, blanchâtre. *Chair* mince, coriace, élastique, blanche à concolore au revêtement. *Goût* faible; *odeur* faible. *Asques* non amyloïdes, cylindriques, brusquement atténuées à la base, apex arrondi, opercule latéro-apical, 8-spores, 300–350 × 18–23 µm. *Spores* non amyloïdes, hyalines, bi-guttulées, non-septées, striées longitudinalement, enveloppées dans une masse mucilagineuse hyaline,

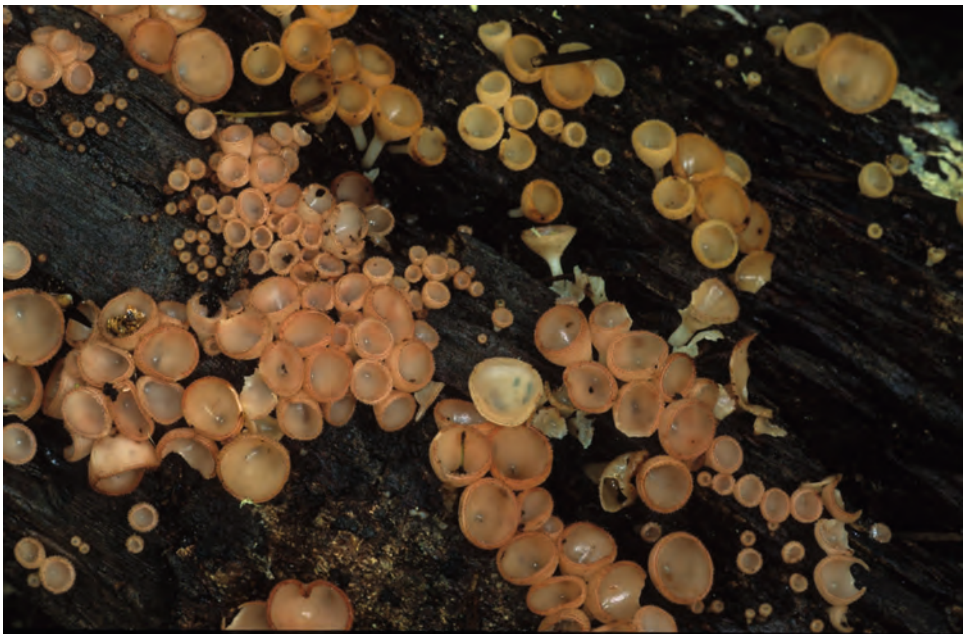


Fig. 58. *Cookeina sulcipes* (Bénin, ADK2554).

ellipsoïdes à fusiformes, à extrémités coniques, 28,5–33 × 14–18 µm, Q = 1,72–1,93–2,14 (ADK2554).

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 21)** – Espèce pantropicale, saprotrophe, sur le sol ou plus fréquemment sur bois mort, en forêt dense humide, forêt marécageuse, forêt galerie, plutôt rare en forêt claire. En Afrique de l’Ouest, présente au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Yorou *et al.* 2014), en Côte d’Ivoire (Yian *et al.* 2018), au Ghana (Dade 1940; Hughes 1952; Piening 1962), au Libéria (Iturriaga & Pfister 2006), au Nigeria (Wakefield 1917; Alasoadura 1972, *ut C. sulcipes* var. *fusca*; Osemwegie *et al.* 2006; Lockwood 2007; Osemwegie & Okhuoya 2009; Osemwegie *et al.* 2010b; Osemwegie & Okhuoya 2011), en Sierra Leone (Deighton 1936b ; Dennis 1955) et au Togo (Yorou *et al.* 2014 ; Kamou *et al.* 2017a). Ailleurs en Afrique tropicale, il est aussi signalé au Cameroun (Berthet & Boidin 1966; van Dijk *et al.* 2003; Douanla-Meli 2007), en R.D. Congo (Le Gal 1960) et à Madagascar (Le Gal 1953).

**Comestibilité et appréciation** – *Cookeina sulcipes* est consommé dans la région de Budjala en R.D. Congo (Le Gal 1960) et en Amérique latine (Iturriaga & Pfister 2006). La comestibilité de cette petite espèce, pourtant abondante, est ignorée en Afrique de l’Ouest. Elle a pourtant fait l’objet d’essais de culture (Iturriaga & Pfister 2006) dont les résultats pourraient être transposés en Afrique tropicale.

**Taxonomie** – Un gradient assez large de coloration des cupules (du blanchâtre à l’orange vif, en passant par le brun clair à reflets violets) est observé au sein de cette espèce. En considérant des cupules au même stade de développement, la couleur semble indépendante de la distribution géographique.

*Cookeina sulcipes* ressemble et appartient au complexe formé autour de *Cookeina speciosa* (Fr.) Dennis (Zeng *et al.* 2023). Dans le genre, *Cookeina sulcipes* est la seule espèce qui possède une couche mucilagineuse autour de ses ascospores (Iturriaga & Pfister 2006; Ekanayaka *et al.* 2016), ce qui rend sa détermination microscopique aisée. Alasoadura (1972) distingue une variété brune (*Cookeina sulcipes* (Berk.) Kuntze var. *fusca* Alas.) qui, selon Ekanayaka *et al.* (2016), constitue une variation normale de l’espèce.

### ***Dacryopinax* G.W. Martin** *Lloydia* 11: 116 (1948)

Genre (Fam. Dacrymycetaceae) pantropical comptant environ une vingtaine d’espèces. Une seule, *Dacryopinax spathularia*, semble être commune en Afrique tropicale.

*Chapeau* spatuliforme, foliolé ou cupulé, ramifié, 1–5 cm haut, lisse ou tomenteux, de consistance élastique, souvent stipité, jaune-orange ou brun, grégaire. *Spores* hyalines, lisses, 1–15 ou sans cloisons. *Basides* fourchues. *Conidies* présentes. *Système d’hyphes* monomitique, gélatineux, hyphes avec ou sans boucles.



***Dacryopinax spathularia* (Schwein.) G.W. Martin**

*Lloydia* 11: 116 (1948)

SYNONYMES:

***Cantharellus spathularius* (Schwein.) Schwein.**, *Trans. Am. phil. Soc.*, New Ser. 4(2): 153 (1832) [1834]; ***Guepinia spathularia* (Schwein.) Fr.**, *Elench. fung.* (Greifswald) 2: 32 (1828); ***Guepiniopsis spathularia* (Schwein.) Pat.**, *Essai Tax. Hyménomyc.* (Lons-le-Saunier): 30 (1900); ***Masseola spathulata* (Schwein.) Kuntze**, *Revis. Gen. Pl.* (Leipzig) 2: 859 (1891); ***Merulius spathularia* Schwein.**, *Schr. naturf. Ges. Leipzig* 1: 92 [66 of repr.] (1822).

***Dacryopinax spathularia* f. *agariciformis* (Lloyd) D.A. Reid**, *J. S. Afr. Bot.* 39(2): 178 (1973); ***Guepinia agariciformis* Lloyd**, *Ann. Univ. Stellenbosch*, Reeks A 1(1): 4 (1923).

***Guepinia spathularia* f. *alba* G.W. Martin**, *Proc. Iowa Acad. Sci.* 50: 165 (1944).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 115, Fig. 56; Gryzenhout (2010), *Mushrooms of South Centr. Africa*: 120 + fig.; Ryvarden *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 62 + fig.; Sharp (2011), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 36 + fig

**Description (Fig. 59)** – Sporophores en groupes sur bois mort. *Chapeau* spatuliforme, rarement ramifié, 1–1,5(–2) cm haut, 0,5–8 mm large, lisse, luisant, de consistance élastique, orange vif (4A4–8) à l'état jeune, devenant dur et un peu plus rouge-orange (5–6B5–7) avec l'âge ou au séchage. *Pied* court, légèrement aplati, lisse, un peu plus brun que le chapeau (4A5–7). *Goût* peu prononcé; *odeur* peu prononcée. *Sporée* blanche. *Spores* hyalines, lisses, longuement ellipsoïdes, (8,3–)8,4–9,6–10,9(–11) × (3,7–)3,7–4,2–4,7(–5) µm, Q = (1,87–)1,87–2,3–2,73 (–2,82), 1–3 cloisons. *Basides* fourchues, 24–30 × 4–5 µm.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 22)** – *Dacryopinax spathularia* est une espèce pantropicale qui est aussi présente au sud des régions tempérées d'Europe et d'Asie. En Afrique de l'Ouest, elle est signalée au Bénin (Meise Botanic Garden 2023), en Gambie (Penney 2009, 2012), au Ghana (Roberts 2001), au Nigeria (Wakefield 1912, *ut Guepinia spathularia*; Roberts 2001), au Sénégal (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023) et en Sierra Leone (Deighton 1936b, *ut Guepinia spathularia*; Roberts 2001). Ailleurs en Afrique tropicale, elle est connue de R. Afrique du Sud (Gryzenhout 2010), du Rwanda (Degreef *et al.* 2016a), de R.D. Congo (De Kesel *et al.* 2017) et du Zimbabwe (Ryvarden *et al.* 1994; Sharp 2014). On la trouve aussi bien en forêt dense humide qu'en forêt de montagne, dans les forêts claires, les forêts galeries et les miombos. L'espèce semble avoir une large amplitude écologique. Elle est saprotrophe du bois mort et fructifie pendant toute la saison pluvieuse. Souvent les sporophores se développent à partir des fissures et crevasses dans de gros troncs abattus, écorcés ou non



Fig. 59. *Dacryopinax spathularia* (Togo, SYN s.n.).

**Comestibilité et appréciation** – Il n'est pas certain que *Dacryopinax spathularia* soit consommé en Afrique tropicale. L'espèce est relativement petite et sa récolte est sans doute fastidieuse. En Chine, l'espèce est utilisée comme aliment (Boa 2004) et c'est la raison pour laquelle nous la mentionnons ici. En raison de son écologie, elle est potentiellement cultivable sur bois mort, sans doute dans des conditions similaires à celles utilisées pour la culture des *Auricularia*.

Les glycolipides de *Dacryopinax spathularia* ont une forte activité antimicrobienne (Hyde *et al.* 2019) et sont d'une grande utilité dans les industries alimentaires et cosmétiques car non toxiques pour l'homme (EFSA 2021), persistants et même efficaces contre les germes ayant développé une résistance aux produits de conservation couramment utilisés (Bitzer *et al.* 2018).

***Echinochaete* D.A. Reid**  
*Kew Bull.* 17(2): 283 (1963)

Genre (Fam. Polyporaceae) pantropical de 5 espèces, dont 4 en Afrique tropicale (Ryvarden & Johansen 1980), notamment *Echinochaete brachypora*, comestible et assez fréquente.

Sporophores annuels, plus ou moins stipités, flabelliformes ou spatuliformes. *Chapeau* velouté, avec ou sans squames, lisse avec l'âge, blanc rosâtre puis brun rougeâtre, brunâtre. *Pores* anguleux, hexagonaux. *Système d'hyphe*s dimitique, hyphes avec boucles (génératives), hyphes connectives jaunâtres et éléments sétoides épineux dans le revêtement piléique, l'hyménium et les pores. *Sporée* blanche. *Spores* ellipsoïdes à cylindriques. Toutes les espèces sont saprotrophes sur bois pourri.

### ***Echinochaete brachypora* (Mont.) Ryv., s.l.**

*Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 48: 101 (1978)

SYNONYMES:

***Polyporus brachyporus* Mont.**, *Ann. Sci. Nat.*, ser. 4, 1:131 (1854).

***Polyporus megaloporus* Mont.**, *Ann. Sci. Nat.*, ser. 4, 1: 124 (1854, *nom. inv.*; non *P. megaloporus* Pers. 1825).

***Hexagonia patouillardii* Beeli**, *Bull. Soc. Bot. Belg.* 59: 160 (1927).

***Leucoporus megaloporus* var. *incarnatus* Beeli**, *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 59: 163 (1927).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 117, Fig. 57; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 205; Ryvar den *et al.* (1994) (*ut Echinochaete brachyporus*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 139 + fig

**Description (Figs 60, 61)** – Sporophores solitaires ou grégaires. *Chapeau* –12 cm diam., sessile à semi-stipité, latéral, charnu et élastique à l'état frais, devenant cassant à l'état sec, flabelliforme à semi-circulaire ou dimidié, aplati; marge sinueuse, lobée; revêtement blanchâtre à l'état jeune, puis brunâtre, non zoné, fibreux, couvert de squames brunâtres, parfois dressées. *Pied* bien différencié, latéral, court, –1 cm haut et large, tomenteux dans sa partie supérieure, brun, souvent plus foncé que le chapeau. *Pores* anguleux, hexagonaux, 1–2/mm, devenant radialement allongés et alors 1–2 mm long, peu profonds (2–4 mm), décourants, rose-blanchâtres au début, puis brun rouille. *Chair* –3 mm d'épaisseur, blanchâtre à brun clair, immuable. *Goût* doux; *odeur* faible. *Spores* hyalines, lisses, cylindriques, inamyloïdes, 9,5–11,4–13 × 3,5–4,1–5,5 µm, Q = 2,6–2,8. *Sétules* abondantes dans l'hyménium, moins dans le revêtement piléique, vésiculées, jaunes à aiguillons bruns. *Système d'hyphe*s monomitique, dimitique dans les tubes. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 23)** – Saprotrophe pantropical de bois mort. Fréquent en forêt dense humide, forêt de montagne, forêt claire, plantation, souvent sur les branches et troncs de diamètre supérieur à 5 cm.



**Fig. 60.** *Echinochaete brachypora* s.l. (Togo, ADK4253).



**Fig. 61.** *Echinochaete brachypora* s.l., détail des pores (Togo, ADK4253).

En Afrique de l'Ouest, l'espèce est signalée au Bénin (Olou *et al.* 2023), Togo (ADK4253), en Côte d'Ivoire (Soro *et al.* 2019; EFTA 2023) et au Sénégal (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023). Ailleurs en Afrique tropicale, elle est connue du Burundi (Ryvarden *et al.* 1994), du Cameroun (Douanla-Meli 2007), de R.D. Congo (De Kesel *et al.* 2017), du Kenya (Ryvarden *et al.* 1994), du Malawi (Ryvarden *et al.* 1994), d'Ouganda (Ryvarden *et al.* 1994) et de Tanzanie (Ryvarden *et al.* 1994). En raison de son écologie, il serait intéressant de tenter de mettre cette espèce en culture.

**Comestibilité et appréciation** – Bien qu'assez courante à travers l'Afrique tropicale, l'espèce est seulement consommée à Diobo-Akuba en R.D. Congo (Beeli 1927b, *ut Leucoporus megaloporus* var. *incarnatus*).

**Taxonomie** – Les grands pores hexagonaux, la coloration changeante du chapeau, du rose au brun rouille et la présence de sétules visibles à la loupe à l'intérieur des pores, sont de bons caractères diagnostiques de cette espèce. Une confusion avec *Echinochaete ruficeps* (Berk. & Broome) Ryvarden est possible mais cette dernière est plus petite et de couleur rouge-rouille. Signalons que les résultats préliminaires d'études moléculaires du matériel africain identifié comme *Echinochaete brachypora* montrent qu'il s'agit probablement d'un complexe d'espèces (Amalfi, comm. pers.). Dans ce contexte nous utilisons ici *Echinochaete brachypora* au sens large.

### ***Favolus* P. Beauv.** ***Fl. Oware* 1: 1 (1805)**

Genre (Fam. Polyporaceae) principalement pantropical comptant une vingtaine d'espèces dont deux sont très communes en Afrique tropicale. Nous utilisons ici les limites du genre telles que redéfinies par Sotome *et al.* (2013).

Sporophores à chapeau et pied excentrique ou réduit, sans voile universel. *Chapeau* spatuliforme, dimidié, glabre à radialement fibrilleux, tomenteux, sec, de couleur variable, généralement blanc, beige, parfois brun à brunâtre, gris brunâtre, coriace à l'état frais, dur à l'état sec. *Hyménophore* composé d'une couche de tubes non séparables; pores variables, généralement anguleux, petits ou grands, blancs ou crème, immuables. *Pied* excentrique, court ou réduit, sans voile ni anneau, surface lisse à tomenteuse, concolore au chapeau. *Contexte* coriace et dur. *Sporée* blanche à crème. *Spores* cylindriques à naviculaires, lisses, sans pore germinatif, inamyloïdes. *Basides* clavées, généralement 4-spores. *Cystides* nulles. *Système d'hyphes* dimitique, hyphes génératrices minces, avec ou sans boucles, hyphes connectives arboriformes. *Revêtement piléique* peu différencié, de type rectocutis. *Boucles* présentes ou absentes.

Les *Favolus* sont des saprotrophes lignicoles dont les sporophores se développent généralement sur le bois, rarement sur la litière.

Tout comme les *Echinochaete* et les *Lentinus*, les *Favolus* ont un système d'hyphes dimitique caractérisé par la présence d'hyphes squelettiques (Polyporaceae). Cette particularité explique pourquoi les sporophores sont souvent assez durs et peu appréciés des consommateurs. Peu de *Favolus* sont consommés dans le monde (Boa 2004) et la culture ou la vente sur les marchés est quasiment inexistante. En Afrique tropicale, deux espèces comestibles ont été répertoriées: *Favolus spatulatus* et *F. tenuiculus* (De Kesel *et al.* 2017; Niemelä *et al.* 2021), cette dernière étant présente en Afrique de l'Ouest.

### ***Favolus tenuiculus* Beauv., s.l.**

*Fl. Oware* 1(8): 74 (1806)

SYNONYMES:

***Polyporus tenuiculus* (P. Beauv.) Fr.**, *Syst. Mycol.* (Lundae) 1: 344 (1821).

***Favolus brasiliensis* (Fr.) Fr.**, *Linnaea* 5: 511 (1830).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 120, Fig. 59; Eyi Ndong *et al.* (2011) (*ut Polyporus tenuiculus*), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 176, Fig. 125; Härkönen *et al.* (2003) (*ut P. tenuiculus*), *Tanzanian mushrooms*: 165, Fig. 179; Härkönen *et al.* (2015) (*ut P. tenuiculus*), *Zambian mushrooms and mycology*: 184, Fig. 255; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 211, Fig. a–b (*ut Favolus tenuicaulus*); Ryvarde *et al.* (1994) (*ut P. tenuiculus*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 153 + fig.; Sharp (2014), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 80 + fig

**Description (Fig. 62)** – Sporophores grégaires. *Chapeau* 3–10 cm diam., latéral, mince, coriace, réniforme à flabelliforme, aplati; marge aiguë, sinueuse, lobée à finement fimbriée; revêtement blanchâtre, translucide à l'état frais, facilement putrescible. *Pied* 0,5–1 × 0,3–0,5 cm, court, latéral, élargi à la base et apprimé au substrat, mat, blanc. *Pores* anguleux, radialement allongés, 1–2 mm diam. à maturité, alignés, souvent dentés, blanchâtres puis crème à jaunâtres. *Chair* mince, coriace, blanchâtre, immuable. *Goût* légèrement amer; *odeur* caractéristique de champignon. *Sporée* blanche à crème pâle. *Spores* hyalines, étroitement sub-cylindriques à naviculaires, 8,2–9,4–10,9 × 2,6–3,3–3,8 µm, Q = 2,36–2,84–3,76, lisses, inamyloïdes. *Cystides* absentes. *Basides* claviformes, 4-spores, 22–24 × 5–6 µm. *Système d'hyphes* dimitique. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 24)** – Saprotrophe du bois mort, aussi bien en forêts denses humides, qu'en forêts claires ou plantations. Espèce sans doute pantropicale et connue en Afrique de l'Ouest, notamment au Bénin (ADK3360), au Burkina Faso (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023), en Côte d'Ivoire (EFTA 2023), au Ghana (Massee 1901, *ut Favolus tessellatus*; Dade 1940, *ut F. tessellatus*; Piening 1962, *ut F. brasiliensis*), au Libéria (Pärtel 2023, GBIF

2023), au Mali (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023), au Nigeria (Palisot de Beauvois 1804; Fries 1838), au Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013, *ut Polyporus tenuiculus*; Kane *et al.* 2013, *ut P. tenuiculus*), en Sierra Leone (CABI 2023, GBIF 2023) et au Togo (ADK4275; Hennings 1893a, *ut F. brasiliensis*).

**Comestibilité et appréciation** – *Favolus tenuiculus* est consommé sur plusieurs continents (Boa 2004) et sans doute à travers toute l’Afrique tropicale, surtout dans la région des forêts denses humides (Eyi Ndong *et al.* 2011) et en région zambézienne (Morris 1987; Härkönen *et al.* 2003; De Kesel *et al.* 2017).

**Taxonomie** – *Favolus tenuiculus* ressemble à *Favolus spatulatus* (Jungh.) Lév. (*ut 'spathulatus'*, *Annls Sci. Nat., Bot.*, sér. 3 2: 203 (1844)) qui a néanmoins l’hyménophore moins profond, les pores nettement moins longs (3–4/mm) et les spores un peu plus petites (5,6–6,6–8 × 2,4–2,7–3,2 µm, Q = 2,4). L’espèce est illustrée dans De Kesel *et al.* (2017) (p. 118, Fig. 58) et dans Niemelä *et al.* (2021) (p. 210, Fig. a–b).

Le type de *Favolus tenuiculus* a été décrit à partir de matériel en provenance du Nigeria. Sa description originale est malheureusement minimaliste et le type serait introuvable (Sotome *et al.* 2013). La synonymie est considérable et le doute sur l’identité de *Favolus tenuiculus* l’est aussi. Pour cette raison, le nom *Favolus tenuiculus* pourrait être considéré comme un ‘*nomen ambiguum*’ (Sotome *et al.*



**Fig. 62.** *Favolus tenuiculus* s.l. (Burkina Faso, EMB80) – credit photo: E. Maes.

2013), ce qui n'interdit néanmoins pas de l'utiliser. Ryvarden (1991) considère *Favolus tenuiculus* comme synonyme de *F. brasiliensis* (Fr.) Fr. En l'absence d'une étude du spécimen-type de *Favolus tenuiculus*, nous préférons utiliser ce nom. Signalons que Niemelä *et al.* (2021) utilisent le nom *Favolus tenuicaulus*, qui selon Thorn *et al.* (2000) serait la seule version orthographique correcte pour ce taxon mais qui, jusqu'à présent n'est pas confirmée par Indexfungorum

### ***Gymnopilus* P. Karst.**

*Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk* 32: 400 (1879)

Genre (Fam. Hymenogastraceae) (Matheny *et al.* 2006) comptant plus de 200 espèces dont moins d'une dizaine en Afrique tropicale (Pegler 1977). Les espèces sont saprotrophes, à l'origine d'une pourriture blanche (fibreuse) généralement sur bois mort (souches, troncs, parfois copeaux de bois) d'arbres divers. La famille des Hymenogastraceae comporte un certain nombre d'espèces hallucinogènes, dont les *Psilocybe* qui sont utilisés comme stupéfiants en Europe et en Amérique du Nord et du Sud (Heim 1978, entre autres). Signalons que 14 espèces de *Gymnopilus* contiennent de la psilocybine et que l'une d'elles, *G. junonius*, est connue d'Afrique tropicale. Elle a été signalée en Tanzanie (Pegler 1977; Härkönen *et al.* 2003) sur des troncs de *Grevillea* et d'*Eucalyptus*. Nous n'avons aucune indication que les *Gymnopilus* africains soient utilisés dans un but récréatif. Au moins une espèce est utilisée comme aliment en R.D. Congo (Musibono *et al.* 1991; Eyi Ndong *et al.* 2011). L'utilisation des *Gymnopilus* comme aliment n'est pas sans danger. La confusion est possible avec les *Galerina* qui ont un habitus et un milieu de croissance similaires et dont certains sont connus d'Afrique tropicale (Pegler 1977). Signalons que plusieurs représentants du genre *Galerina* sont des toxiques mortels qui contiennent de l'alfa-amanitine et de l'amatoxine. Sur le terrain, ils se distinguent des *Gymnopilus* par leurs chapeaux lisses et hygrophanes, mais seule une vérification microscopique permet de les distinguer avec certitude.

Sporophores à chapeau et pied central, sans voile. *Chapeau* convexe à plan, généralement radialement fibrilleux à squameux, ou lisse, tomenteux, sec ou légèrement gluant, jaune, orange jaunâtre pâle, brun vif à brun terne, plusieurs espèces teintées de bleu ou de pourpre, surtout à l'état jeune. *Hyménophore* à lamelles sinuées, émarginées, décurrentes par une dent, jaunes à jaune-orange pâle, brun vif, tachées de rouille à maturité. *Pied* cylindrique, connecté ou non, avec ou sans voile partiel, anneau fixe ou rarement absent. *Contexte* mou, immuable. *Sporée* brune à brun rouille. *Spores* ellipsoïdes, amygdaliformes, papillées, à paroi double, surface ponctuée à verruqueuse, sans pore germinatif distinct, inamyloïdes. *Basides* clavées, généralement 4-spores. *Cheilocystides* et *pleurocystides* présentes. *Système d'hyphes* monomitique. *Revêtement* piléique de type cutis ou trichoderme. *Trame* des lamelles régulière. *Boucles* présentes.



## ***Gymnopilus zenkeri* (Henn.) Singer**

*Lilloa* 22: 561 (1951)

SYNONYMES:

***Flammula zenkeri* Henn.**, *Engl. Bot. Jahrb.* 23: 553 (1897); ***Pholiota zenkeri* Henn.**, *Bot. Jb.* 30: 53 (1901).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2017) *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 123 & 125, Figs 60–61; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 126, Fig. 91; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 495, Fig. 110/3.

**Description (Fig. 63)** – Sporophores grégaires et souvent connés à la base. *Chapeau* 2–8 cm diam., épais, convexe à aplati, légèrement hygrophane; marge droite, subtilement striée; revêtement glabrescent vers la marge, rouille à ocracé orange vif (6B7–8), couvert de squamules fibrilleuses dressées et abondantes au centre mais apprimées et éparses vers la marge, brun foncé à rougeâtres (8E6–8). *Pied* 2–7,5 × 0,3–1 cm, plein, farci, fibreux, anneau fugace, rarement présent, revêtement pâle ocracé, couvert de squamules brun orange (6C8), détériorés. *Lamelles* adnées à sub-décourrentes, épaisses, espacées (L+l: 12/cm), brun orangé (5BC–6C7) à rouille; arête concolore, pruinéuse. *Chair* ferme dans le chapeau, fibreuse dans le pied, jaune, plus brune avec l'âge. *Goût* amer; *odeur* forte. *Sporée* jaune-rouille. *Spores* sub-globuleuses à courtement ellipsoïdes,



**Fig. 63.** *Gymnopilus zenkeri* (Togo, ADK s.n.).

verruqueuses, 7,1–8,1–8,8 × 4,8–5,4–6,1 µm, Q = 1,34–1,5–1,65. *Basides* clavées, 25–28 × 6–7 µm, 4-spores. *Cheilocystides* lagéniformes à utriformes; *pleurocystides* présentes, clavées à sub-fusifformes, peu visibles, parois brunes avec l'âge. *Boucles* très fréquentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 25)** – Saprotrophe de bois mort et sur souches de diverses espèces (palmier, cocotier, *Brachystegia*...). En Afrique de l'Ouest, *Gymnopilus zenkeri* a été signalé au Bénin (ADK3218), en Côte d'Ivoire (EFTA 2023), au Ghana (Pegler 1968; Holden 1970) et au Libéria (UM Herbarium Data Group 2023, GBIF 2023). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce est aussi connue au Cameroun (Pegler 1977), au Gabon (Eyi Ndong 2009, 2011), au Malawi (Morris 1990), en Ouganda (Pegler 1977), en R.D. Congo (De Kesel *et al.* 2017), en Tanzanie (Pegler 1977) et à Zanzibar (Pegler 1977). Elle est très courante dans les forêts denses humides et les plantations (Eyi Ndong *et al.* 2011).

**Comestibilité et appréciation** – Bien qu'assez commune, nous n'avons pas trouvé d'indices que l'espèce soit consommée en Afrique de l'Ouest. Nous la mentionnons ici car, en R.D. Congo, elle est vendue toute l'année sur les marchés de Kikwit, Imbongo et Kinshasa (Musibono *et al.* 1991). Toujours en R.D. Congo, à Yangambi (Tshopo), les populations consomment *Gymnopilus zenkeri* mais informent qu'une surconsommation de cette espèce peut causer des maux de tête (De Kesel *et al.* 2017). L'espèce n'est néanmoins pas très appréciée en raison de son goût très amer.

**Taxonomie** – Mis à part l'absence d'anneau ou de zone annulaire, l'appartenance de cette espèce au genre *Gymnopilus* est évidente mais attention aux confusions avec les *Galerina*.

### ***Lactarius* Pers.**

*Tent. disp. meth. fung.* (Lipsiae): 63 (1797)

### ***Lactifluus* (Pers.) Roussel**

*Fl. Calvados*, Ed. 2: 66 (1806)

Les deux genres (Fam. Russulaceae) combinent plus de 680 espèces avec des représentants sur tous les continents, à l'exception de l'Antarctique. Plusieurs études phylogénétiques ont mené à la recombinaison d'un grand nombre d'espèces du genre *Lactarius* dans *Lactifluus* (Verbeken *et al.* 2011, 2012; Stubbe *et al.* 2012; De Crop *et al.* 2017). Au niveau mondial, 226 espèces de lactaires sont devenues des *Lactifluus* (De Crop *et al.* 2021). En Afrique tropicale, le rapport du nombre d'espèces de *Lactarius/Lactifluus* est actuellement de 35/76, ce qui fait du genre *Lactifluus* le plus diversifié en Afrique tropicale. Sur base d'études moléculaires de matériel obtenu des quatre continents, on constate que toutes les espèces africaines sont endémiques, mais que les sous-genres auxquels ils appartiennent (pour *Lactifluus*: *Lactariopsis*, *Pseudogymnocarpi*, *Gymnocarpi*) ne le sont pas (De Crop *et al.* 2017, 2021). Les deux genres,

*Lactarius* et *Lactifluus*, sont génétiquement bien distingués, mais aucun caractère synapomorphique n'a été trouvé qui permettrait de les séparer. A l'heure actuelle, la distinction morphologique est basée sur des tendances (De Crop *et al.* 2021). Les exceptions étant nombreuses, l'attribution générique, surtout en ce qui concerne les nouvelles espèces, nécessite une analyse phylogénétique. Il est impératif de poursuivre les collectes de lactaires car de nouveaux taxons sont régulièrement découverts en Afrique de l'Ouest (Maba *et al.* 2015a,b; De Crop *et al.* 2017) et un quart des *Lactarius/Lactifluus* n'y sont connus que de leur localité-type. Sur base d'analyse d'ADN environnemental (NGS sur échantillons de sol) (Tederloo *et al.* 2014), on sait qu'une proportion importante des lactaires africains (probablement plusieurs dizaines d'espèces) reste encore à découvrir et à être décrite (De Crop *et al.* 2021).

Les lactaires poussent généralement sur le sol, rarement sur la litière ou à la base d'arbres vivants. Ils sont obligatoirement ectomycorrhiziens et montrent un degré de spécificité variable par rapport à leur hôte. Certaines espèces semblent très spécifiques, alors que d'autres sont plutôt généralistes. En Afrique tropicale, on trouve les *Lactarius* et *Lactifluus* sous Caesalpiniaceae, Dipterocarpaceae et/ou Phyllanthaceae. Les espèces ne sont pas pionnières et n'apparaissent généralement que dans les milieux peu perturbés. La composition d'espèces est différente dans les systèmes forestiers soudano-guinéen, guinéo-congolais et zambézien mais plusieurs espèces sont présentes à travers toute l'Afrique tropicale (Verbeke & Walley 2010). Selon nos observations, aucune espèce ne semble avoir été introduite avec des essences exotiques.

Partout au monde, les lactaires sont consommés. En Afrique tropicale, le nombre total d'espèces consommées et vendues sur les marchés s'élève à plus de 30. Des enquêtes ethnomycologiques en révèlent régulièrement de nouvelles. Les lactaires ne posent quasiment jamais de problèmes d'intoxication. Une seule espèce de climat tempéré est mutagène (Suortti *et al.* 1983) et plusieurs autres ont une saveur (chair, latex) fortement poivrée ou même brûlante qui les rend impropres à la consommation (Arora 1986), du moins à l'état cru. Pour pallier ce problème, les espèces piquantes ou amères sont bouillies/blanchies avant consommation dans plusieurs régions d'Afrique tropicale (De Kesel *et al.* 2002; Härkönen *et al.* 2003). La majorité des espèces étant relativement faciles à reconnaître et sans risque d'intoxication/confusion, les lactaires charnus sont presque tous appréciés et mis en valeur sur les marchés et le long des routes par la plupart des ethnies mycophiles, surtout de la région zambézienne, moins en Afrique de l'Ouest.

Sporophores à chapeau et pied plus ou moins central, sans voile universel, quelques espèces gastéroïdes (angiocarpes). *Chapeau* convexe, plan à infundibuliforme, lisse, rarement radialement fibrilleux, tomenteux, rugueux, craquelé ou subtilement écaillé, sec, collant ou sub-mucilagineux, blanc, jaune, orange, beige, rouge, rosâtre, bleuté, verdâtre, brun, brun grisâtre à noirâtre. *Hyménophore* parfois séquestré mais plus généralement à lamelles adnées à décourantes, cassantes, espacées à très serrées, blanches, jaunes, orange,

beige à brun foncé; arête concolore ou non. *Pied* cylindrique ou réduit; voile partiel absent ou présent; anneau absent ou présent. *Contexte* mou et cassant, généralement exsudant un latex transparent à blanc, immuable ou non, et alors devenant jaune, rose, orange, rougeâtre, violet, turquoise, bleu ou noirâtre. *Sporée* généralement pâle, blanche, crème à jaunâtre, exceptionnellement brune pour une espèce africaine. *Spores* globuleuses à sub-globuleuses, rarement ellipsoïdes ou allongées, généralement ornementées de pustules, verrues, épines, côtes ou crêtes, reliées ou non par un réseau bas, amyloïdes, avec ou sans plage et sans pore germinatif distinct. *Basides* clavées à cylindriques, généralement 4-spores. *Cheilocystides* et *pleurocystides* présentes, de formes variables. *Système d'hyphes* monomitique. *Revêtement piléique* très complexe et diversifié selon les espèces de type rectocutis, ixorectocutis, trichoderme, ixotrichoderme, tomentum, ixtomentum, palissadique, avec ou sans éléments à paroi épaisse (lampropalissade). *Trame* des lamelles à sphérocytes et hyphes lactifères d'où naissent les pseudopleurocystides et pseudocheilocystides, essentielles pour séparer les *Lactarius* et *Lactifluus* des *Russula*. *Boucles* toujours absentes.

Cinq *Lactarius* (abréviation *L.* ci-après) comestibles ont été répertoriés en Afrique de l'Ouest. *Lactarius tenellus* (Figs 12 & 64) est la seule espèce intéressante (voir plus loin). Plusieurs autres *Lactarius* sont d'importance négligeable, car d'identité douteuse ou très rares et seulement consommés en dehors de la sous-région. C'est le cas de *Lactarius acutus* R. Heim, connu de Guinée (Heim 1955b; Verbeken & Walley 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011) et seulement consommé par certaines populations Pygmées au Gabon (Degreef, comm. pers.). La présence de *Lactarius kabansus* Pegler & Pearce dans la sous-région (Piepenbring *et al.* 2020) n'est pas certaine (voir commentaires sous *L. tenellus*). *Lactarius trivialis* (Fr.) Fr. a été rapporté du Nigeria (Adejumo & Awosanya 2005; Okhuoya *et al.* 2010) mais, selon Verbeken & Walley (2010), il s'agirait d'une erreur d'identification. Signalons encore *Lactarius baliophaeus* Pegler, une espèce noircissante connue de plusieurs pays, notamment du Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; van Rooij *et al.* 2003; Boa 2004; Verbeken & Walley 2010; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), du Ghana (Pegler 1969; Holden 1970; van Rooij *et al.* 2003; Verbeken & Walley 2010), du Sénégal (van Rooij *et al.* 2003; Verbeken & Walley 2010) et du Togo (Kamou *et al.* 2017a). Il existe une espèce très similaire, *Lactarius subbaliophaeus* Maba & Yorou, signalée au Bénin (ADK3601) et au Togo (Maba *et al.* 2014a, 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a). Leur importance comme espèces comestibles semble marginale comparée à celle de certains *Lactifluus*.

Le genre *Lactifluus* (abréviation *Lf.* ci-après) est, en effet, non seulement bien représenté en Afrique de l'Ouest, mais regroupe aussi plus d'une dizaine d'espèces comestibles. Plusieurs des espèces décrites récemment du Togo sont malheureusement insuffisamment documentées et ne peuvent être traitées ici en détail. Il s'agit de *Lactifluus annulatolongisporus* Maba (*nom. inval.*), *Lf. flavellus* Maba & Guelly, *Lf. pectinatus* Maba & Yorou et *Lf. sudanicus* Maba, Yorou & Guelly (Yorou *et al.* 2014; Maba *et al.* 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a,b). Plusieurs autres espèces comestibles ont une distribution très réduite dans la sous-région, à savoir *Lactifluus brunnescens* (Verbeken) Verbeken connu uniquement de Guinée

(Riviere *et al.* 2007, *ut Lactarius brunnescens*; Bâ *et al.* 2012, *ut L. brunnescens*), de *Lactifluus denigricans* (Verbeken & Karhula) Verbeken signalé au Bénin (van Rooij *et al.* 2003, *ut Lactarius denigricans*; Buyck *et al.* 2007, *ut L. denigricans*; Verbeken & Walley 2010, *ut L. denigricans*; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015, *ut L. denigricans*; Maba *et al.* 2015b) et de *Lactifluus sesemotani* (Beeli) Buyck connu seulement de Côte d'Ivoire (Verbeken & Walley 2010, *ut Lactarius sesemotani*; Eyi Ndong *et al.* 2011, *ut L. sesemotani*). *Lactifluus densifolius* (Verbeken & Karhula) Verbeken a souvent été signalé au Bénin (Yorou *et al.* 2001, *ut Lactarius densifolius*; Yorou & De Kesel 2001, *ut L. densifolius*; De Kesel *et al.* 2002; van Rooij *et al.* 2003, *ut L. densifolius*; Boa 2004, *ut L. densifolius*; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015, *ut L. densifolius*), mais selon Verbeken & Walley (2010) ce matériel appartiendrait à une autre espèce. Sa présence au Togo (Maba *et al.* 2014a, 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a) doit aussi être confirmée. *Lactifluus inversus* (Gooss.-Font. & R. Heim) Verbeken et *Lf. pelliculatus* (Beeli) Buyck sont connus d'Afrique de l'Ouest, mais sans y être consommés. *Lactifluus inversus* est connu de Guinée (Buyck *et al.* 2007, *ut Lactarius inversus*; Buyck *et al.* 2008, *ut L. inversus*; Verbeken & Walley 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011, *ut L. inversus*; Maba *et al.* 2014a, 2015b) et du Togo (Eyi Ndong *et al.* 2011, *ut L. inversus*; Kamou *et al.* 2017a), alors que *Lactifluus pelliculatus* est signalé en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017), en Guinée (Verbeken & Walley 2010, *ut Lactarius pelliculatus*; Eyi Ndong *et al.* 2011, *ut L. pelliculatus*; Bâ *et al.* 2012, *ut L. pelliculatus*), au Sénégal (Bâ *et al.* 2012, *ut L. pelliculatus*) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a). Ces deux espèces sont traitées en détail par Eyi Ndong *et al.* (2011). Signalons enfin *Lactifluus heimii* (Verbeken) Verbeken, une espèce très piquante mais néanmoins consommée en Tanzanie (Karhula *et al.* 1998) et présente en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017, *ut Lactarius heimii*; Soro *et al.* 2019) et au Togo (Maba *et al.* 2015a,b; EFTA 2023), sans pour autant y être consommée.

### ***Lactarius tenellus* Verbeken & Walley**

*Persoonia* 17(3): 392 (2000)

SYNONYME:

***Lactarius kabansus* var. *pallidus* Verbeken**, *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 65(1–2): 202 (1996).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 164 (2002); De Kesel *et al.* (2017) *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 133, Fig. 66; Verbeken & Walley (2010), *Fungus Fl. Trop. Afr.* 2: 132, Pl. 51. Fig. 86a–b.

**Description (Figs 12, 64)** – Sporophores solitaires ou grégaires et alors parfois par dizaines. *Chapeau* 15–30 mm diam., plano-convexe à plan, puis largement infundibuliforme; marge d'abord un peu enroulée, puis incurvée, à maturité toujours crénelée, ondulée; revêtement séparable, lisse, sec, sub-tomenteux, devenant parfois un peu craquelé, gris brunâtre (5–6CD3–4), uniforme ou



**Fig. 64.** *Lactarius tenellus* (Bénin, ADK s.n.).



**Fig. 65.** *Lactarius saponaceus* (Bénin, SYN5033).

zoné concentriquement. *Lamelles* décurrentes, souvent par une dent, inégales, en trois séries sub-régulières, très serrées, minces et fines, blanchâtres à faiblement jaunâtres (4–5A2–4); arête entière, concolore. *Pied* 17–28 × 4–9 mm, généralement cylindrique, devenant fistuleux, concolore au chapeau, blanchâtre à la base, lisse ou sub-tomenteux. *Chair* mince, blanche à crème, immuable. *Goût* doux, agréable; *odeur* faible. *Latex* aqueux, blanc, immuable. *Sporée* blanche. *Spores* ellipsoïdes, (7,6–)7,6–8,7–9,9(–10) × (5,7–)5,8–6,7–7,6(–7,6) µm, Q = (1,2–)1,16–1,3–1,44(–1,47), à crêtes et verrues amyloïdes formant un réseau dense. *Basides* clavées, 30–40 × 9–11 µm, 4-spores. *Pleurocystides* absentes. *Cheilocystides* nombreuses, clavées, septées, pigmentées. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 26)** – En Afrique de l’Ouest, *Lactarius tenellus* a été signalé au Bénin (Yorou *et al.* 2001, *ut L. kabansus*; Yorou & De Kesel 2001, *ut L. kabansus*; De Kesel *et al.* 2002, *ut L. kabansus*; Verbeken & Buyck 2002, *ut L. kabansus*; van Rooij *et al.* 2003; Boa 2004; Verbeken & Walley 2010; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), en Côte d’Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017), au Niger (Ibrahim *et al.* 2017; Hama *et al.* 2020), et au Togo (Verbeken & Walley 2010; Maba *et al.* 2014a; Yorou *et al.* 2014; Maba *et al.* 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a). Ailleurs, il est connu des forêts claires zambéziennes (R.D. Congo, Burundi, Kenya, Malawi, Tanzanie, Zambie, Zimbabwe). L’espèce est ectomycorrhizienne et s’associe avec les représentants des genres *Isoberlinia*, *Brachystegia*, *Julbernardia* et *Uapaca* (Verbeken & Walley 2010).

**Comestibilité et appréciation** – *Lactarius tenellus* est consommé à travers toute son aire de distribution (De Kesel *et al.* 2017).

**Taxonomie** – *Lactarius tenellus* ressemble à *L. kabansus*, une espèce comestible dont elle fut une variété (sous *L. kabansus* var. *pallidus*, mais le nom *Lactarius pallidus* étant déjà occupé, l’épithète *tenellus* fut choisie). Les sporophores de *Lactarius tenellus* sont de taille inférieure et la marge du chapeau est fortement crénelée. Le caractère le plus évident sur le terrain est la teinte orange de la base du pied chez *Lactarius kabansus* (Verbeken & Walley 2010). Les deux espèces se côtoient en Afrique de l’Est, principalement dans les miombos zambéziens. Verbeken & Walley (2010) donnent une distribution exclusivement zambézienne pour *Lactarius kabansus*. Dans ce contexte, le matériel béninois de *Lactarius kabansus* (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Verbeken & Buyck 2002) a été vérifié et appartient bien à *L. tenellus*. Le matériel togolais (Maba *et al.* 2014a, 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a) n’a pas été vérifié mais il pourrait s’agir aussi de *Lactarius tenellus*. La présence de *Lactarius kabansus* en Afrique de l’Ouest reste donc à confirmer.

*Lactarius tenellus* et *L. kabansus* appartiennent à la section *Plinthogali* (Verbeken & Walley 2010) à laquelle appartient aussi *L. saponaceus* Verbeken, une espèce morphologiquement proche (Fig. 65) mais dont l’arête des lamelles est très foncée (à l’état jeune) et dont la comestibilité est douteuse du fait de son goût savonneux-astringent désagréable. En Afrique de l’Ouest, *Lactarius saponaceus* a été signalé dans des forêts claires au Bénin (Yorou *et al.* 2001;

Yorou & De Kesel 2001; van Rooij *et al.* 2003; Boa 2004; Verbeken & Walley 2010; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Burkina Faso (Meise Botanic Garden 2023), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), en Guinée (Maba *et al.* 2015b), au Mali (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023), au Niger (Hama *et al.* 2019) et au Togo (Verbeken & Walley 2010; Maba *et al.* 2014a, 2015b; Kamou *et al.* 2017a).

### ***Lactifluus edulis* (Verbeken & Buyck) Buyck**

*Mycotaxon* 118: 448 (2011)

SYNONYME:

***Lactarius edulis* Verbeken & Buyck**, *Ubwoba*, Publication Agricole no. 34 (Brussels): 103 (1994).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Buyck (1994a) (*ut Lactarius edulis*), *Ubwoba*: 103, Fig. 78; De Kesel *et al.* (2002) (*ut L. edulis*), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 163, Fig. 29; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 139, Fig. 69; Härkönen *et al.* (1995) (*ut L. edulis*), *Karstenia* 35, Suppl.: Fig. 73; Härkönen *et al.* (2003) (*ut L. edulis*), *Tanzanian mushrooms*: 84, Fig. 89; Härkönen *et al.* (2015) (*ut L. edulis*), *Zambian Mushrooms and Mycology*: 112, Figs 153–154; Karhula *et al.* (1998) (*ut L. edulis*), *Karstenia* 38: 63, Fig. 20; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrlinia* 36: 88, Fig. a; Verbeken & Walley (2010) (*ut L. edulis*), *Fungus Fl. Trop. Afr.* 2: 59, Pl. 14.23.

**Description (Fig. 66)** – Sporophores isolés, rarement en groupe. *Chapeau* 50–150 mm diam., charnu, convexe, puis plano-convexe à dépression centrale plutôt large, finalement étalé et déprimé; revêtement sec, mat, sub-velouté puis lisse, craquelé avec l'âge, d'abord jaunâtre, jaune pâle (4–5A2–3) puis orange pâle à roussâtre-brun clair (5A3–B4, 6C4–D5); marge enroulée, finalement incurvée, lobée à droite. *Pied* central, trapu, 30–50 × 15–20(–25) mm, droit, cylindrique ou un peu atténué vers le bas, sec, prumineux, puis lisse, plein, dur et ferme, sans anneau, presque blanc au sommet, vers la base concolore au chapeau ou beige-brun. *Lamelles* espacées, adnées à faiblement décurrentes, inégales, parfois bifurquées ou sub-veinées à la marge, épaisses, cassantes, 4–6 mm large, crème à jaune clair (3–4A2–3); lamellules 1–3/lamelle, en séries sub-régulières; arête lisse (entière) et concolore. *Contexte* cassant, dur, épais dans le chapeau, blanc, jaune clair dans le pied (3A2), immuable, gris-noir en pourrissant. *Goût* doux et agréable, de noix; *odeur* fruitée. *Latex* abondant, blanc, doux. *Sporée* blanchâtre. *Spores* ellipsoïdes, 6,8–7,7–8,3 × 5,6–6,3–7 µm, Q = 1,11–1,21–1,28, ornées de verrues amyloïdes, interconnectées, formant un réseau incomplet. *Basides* cylindriques, relativement longues, 60–80 × 9–11 µm, 4-spores. *Pleurocystides* nulles. *Cheilocystides* abondantes, cylindriques, sub-clavées à fusiformes. *Revêtement piléique* de type trichopallisade (idem pour le pied). *Boucles* absentes.





**Fig. 66.** *Lactifluus edulis*, une récolte en vente sur le marché (R.D. Congo, ADK s.n.).

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 27)** – L'espèce est rare en région soudano-guinéenne (De Kesel *et al.* 2002) mais semble bien plus commune dans toute la région zambézienne (Verbeken & Walley 2010; De Kesel *et al.* 2017) où elle est signalée au Burundi, en R.D. Congo, au Malawi, en Tanzanie, en Zambie et au Zimbabwe. En Afrique de l'Ouest, elle a été signalée au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; van Rooij *et al.* 2003, *ut Lactarius edulis*; Boa 2004, *ut L. edulis*; Verbeken & Walley 2010, *ut L. edulis*; Yorou & De Kesel 2011, *ut L. edulis*; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Niger (Ibrahim *et al.* 2017; Hama *et al.* 2020), au Nigeria (Osemwegie *et al.* 2010a, *ut L. edulis*) et au Togo (Maba *et al.* 2014a; Yorou *et al.* 2014; Maba *et al.* 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a). Son spectre d'hôtes semble large. En région zambézienne, il pousse sous *Brachystegia* et *Julbernardia* (Caesalpiniaceae), *Uapaca* (Phyllanthaceae) mais aussi *Marquesia* (Dipterocarpaceae). En Afrique de l'Ouest, il est présent dans les forêts claires et savanes arbustives, souvent sous *Isoberlina doka* (Caesalpiniaceae) mais aussi sous *Uapaca togoensis* (Phyllanthaceae) et *Monotes kerstingii* (Dipterocarpaceae).

**Comestibilité et appréciation** – En Afrique de l'Ouest, l'espèce n'est consommée qu'au Bénin alors qu'elle est appréciée dans l'ensemble de la région zambézienne (De Kesel *et al.* 2002).

**Taxonomie** – *Lactifluus edulis* peut être confondu avec *Lf. densifolius*, également comestible. Cette espèce a des lamelles bien plus serrées et aurait une distribution zambézienne (Verbeken & Walley 2010). Des illustrations sont disponibles dans De Kesel *et al.* (2017) (p. 137, Fig. 68) et Niemelä *et al.* (2021) (p. 87, Fig. b).

## ***Lactifluus flammans* (Verbeken) Verbeken**

*Mycotaxon* 120: 445 (2012)

SYNONYME:

***Lactarius flammans* Verbeken**, *Mycotaxon* 55: 539 (1995).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002) (*ut Lactarius flammans*), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 163, Fig. 30; Verbeken & Walley (2010) (*ut L. flammans*), *Fungus Fl. Trop. Afr.* 2: 90, Pl. 30.47.

**Description (Figs 67, 68)** – Sporophores grégaires ou isolés. *Chapeau* 40–90 mm diam., convexe, puis plano-convexe à étalé, déprimé, parfois sub-infundibuliforme; revêtement sec, mat, sub-velouté à sub-lisse, entièrement orange vif (6B5–7), puis plus clair (5AB4–6), couleur crème vers la marge; marge longtemps incurvée, puis infléchie et lobée, dès le début irrégulièrement rimuleuse, munie de petites craquelures. *Pied* central, relativement court, 20–40 × 15–20 mm, droit, cylindrique à atténué vers le bas, sec, entièrement velouté, plein, ferme, sans anneau, blanc-jaunâtre (4A2–4) dans le haut, le reste jaune-orange (4A2–4, 5A2–4), presque concolore au chapeau. *Lamelles* sub-espacées (5 L+l/cm), adnées



Fig. 67. *Lactifluus flammans* (Bénin, BAA0860).



Fig. 68. *Lactifluus flammans* (Bénin, SYN3692).

et subdécourantes, inégales, non-bifurquées, minces, cassantes, 3–4 mm large, presque blanches ou jaune-blanchâtre (3–2A2 ou plus clair); lamellules 1–2/lamelle, en 1–2 séries régulières; arête lisse (entière), concolore. *Contexte* cassant, relativement dur, ferme, presque blanc, immuable ou grisonnant. *Goût* doux, agréable, de noisette; *odeur* faible. *Latex* blanc, abondant (frais), immuable, doux. *Sporée* blanchâtre. *Spores* sub-globuleuses à ellipsoïdes, 7–7,8–9,3 × 5–5,6–6,5 µm, Q = 1,19–1,30–1,41, à ornementation amyloïde, composée d'un réseau incomplet et de verrues isolées. *Basides* clavées, 50–65 × 8–10 µm, 4-spores. *Pleurocystides* absentes, pleuroseudocystides abondantes. *Cheilocystides* cylindriques, obtuses, parfois septées, arête stérile. *Revêtement piléique* de type lampropallisade. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 28)** – *Lactifluus flammans* a été trouvé au Bénin (Yorou *et al.* 2001, *ut L. flammans*; Yorou & De Kesel 2001, *ut L. flammans*; De Kesel *et al.* 2002, *ut L. flammans*; van Rooij *et al.* 2003, *ut L. flammans*; Boa 2004, *ut L. flammans*; Verbeken & Walley 2010, *ut L. flammans*; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Maba *et al.* 2015b), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), au Niger (Hama *et al.* 2019) et au Togo (Maba *et al.* 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a,b). L'espèce est ectomycorrhizienne et relativement commune dans les forêts claires et savanes boisées à *Isobertia doka* et *I. tomentosa* (Caesalpiniaceae) mais aussi signalée sous *Azelia africana*, ou dans des galeries forestières avec *Berlinia grandiflora* (Caesalpiniaceae) et *Uapaca guineensis* (Phyllanthaceae). L'association avec une espèce ligneuse particulière n'a pas été constatée et le spectre d'hôtes de *Lactifluus flammans* est probablement assez large. L'espèce peut être observée durant toute la saison pluvieuse mais semble avoir son optimum au début de celle-ci (De Kesel *et al.* 2002).

**Comestibilité et appréciation** – L'espèce est consommée au Bénin (De Kesel *et al.* 2002). Du fait de sa forte ressemblance avec plusieurs autres espèces comestibles d'Afrique tropicale, peu de données précises existent sur la région et les pays où elle est consommée (voir taxonomie ci-dessous).

**Taxonomie** – *Lactifluus flammans* peut être confondu avec *Lf. volemoides* (Karhula) Verbeken (Fig. 69) qui a été rapporté du Bénin (van Rooij *et al.* 2003, *ut Lactarius volemoides*; Boa 2004, *ut L. volemoides*; Verbeken & Walley 2010, *ut L. volemoides*; Maba *et al.* 2015b), de Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019) et du Togo (Kamou *et al.* 2017a). *Lactifluus volemoides* est orange vif et laisse s'écouler un latex blanc devenant rouge pâle à brunâtre après séchage, et non pas immuable comme chez *Lf. flammans*, ou brun foncé comme chez *Lf. gymnocarpus* (voir plus loin).

A la même section *Pseudogymnocarpi* (Verbeken & Walley 2010) appartient aussi *Lactifluus luteopus* (Verbeken) Verbeken, une petite espèce comestible et facilement reconnaissable à ses sporophores entièrement jaune vif (Fig. 70). *Lactifluus luteopus* est consommé au Bénin (Yorou *et al.* 2001, *ut Lactarius luteopus*; Yorou & De Kesel 2001, *ut L. luteopus*; De Kesel *et al.* 2002; van Rooij *et al.* 2003, *ut L. luteopus*; Verbeken & Walley 2010, *ut L. luteopus*; Yorou *et al.*



**Fig. 69.** *Lactifluus volemoides* (Zimbabwe, ADK2395).



**Fig. 70.** *Lactifluus luteopus* (Bénin, BAA0559).

2014; Boni & Yorou 2015) et signalé au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008, *ut L. luteopus*; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), en Guinée (EBI 2023, GBIF 2023) et au Togo (Guissou *et al.* 2008, *ut L. luteopus*; Yorou *et al.* 2014; Maba *et al.* 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a,b). *Lactifluus flammans* peut éventuellement aussi être confondu avec *Lf. gymnocarpoides* et, surtout, *Lf. gymnocarpus*, tous deux traités ci-dessous.

## ***Lactifluus gymnocarpoides* (Verbeken) Verbeken**

*Mycotaxon* 120: 447 (2012)

SYNONYME:

***Lactarius gymnocarpoides* Verbeken**, *Mycotaxon* 55: 530 (1995).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002) (*ut Lactarius gymnocarpoides*), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 164, Fig. 31; De Kesel *et al.* (2017) *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 141, Figs 70–71; Härkönen *et al.* (2003) (*ut L. gymnocarpoides*), *Tanzanian mushrooms*: 85, Figs 31 & 90; Härkönen *et al.* (2015) (*ut L. gymnocarpoides*), *Zambian Mushrooms and Mycology*: 113, Figs 155–156; Karhula *et al.* (1998) (*ut L. gymnocarpoides*), *Karstenia* 38: Fig. 5; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrlinia* 36: 89, Fig. a–b; Sharp (2014), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 25 + fig.; Verbeken & Walley (2010) (*ut L. gymnocarpoides*), *Fungus Fl. Trop. Afr.* 2: 73, Pl. 21.34.

**Description (Figs 20, 71)** – Sporophores grégaires ou isolés. *Chapeau* 40–90 mm diam., convexe, puis plano-convexe à étalé, déprimé, parfois sub-infundibuliforme; revêtement sec, mat, au centre finement velouté à lisse, rimuleux vers la marge, entièrement orange (5–6A4–5) puis plus clair (5–6A2); marge incurvée à infléchie, concentriquement rimuleuse, rarement fissurée. *Pied* central, 30–60 × 10–22 mm, droit, cylindrique à atténué vers le bas, sec, sub-velouté, puis lisse, plein, parfois fistuleux-caverneux avec l'âge, sans anneau, blanc-jaunâtre (4A2–4) ou plus orange (5A2–4). *Lamelles* espacées (5–8 L+l/cm), décurrentes, inégales, parfois bifurquées, relativement épaisses, cassantes, 3–5(–6) mm large, devenant sub-veinées avec l'âge, blanc-jaunâtre (3–4A2–3), souvent concolores ou un peu plus claires que le pied; lamellules 1–3 par lamelle, en séries plus ou moins régulières; arête entière, concolore. *Contexte* ferme, presque blanc, immuable. *Goût* amer, de résine; *odeur* fongique forte. *Latex* blanc, abondant (frais), amer, immuable. *Sporée* blanche. *Spores* sub-globuleuses à ellipsoïdes, 7,2–8,4–9,6 × 5,6–6,5–7,3 µm, Q = 1,11–1,29–1,41, à ornementation amyloïde, composée d'un réseau assez dense, presque complet et à faibles crêtes. *Basides* clavées, 45–65 × 7–10 µm, 4-spores. *Pleurocystides* abondantes, à paroi épaissie (pleurolamprocystides), pleuropseudocystides présentes. *Cheilocystides* rares, arête fertile. *Revêtement piléique* de type lampropallisade, éléments terminaux à paroi épaissie, ne dépassant guère 60–70 µm de longueur. *Boucles* absentes.



Fig. 71. *Lactifluus gymnocarpoides* (Bénin, BAA0911).

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 29)** – *Lactifluus gymnocarpoides* est une espèce ectomycorrhizienne à amplitude écologique assez large, capable d'association avec des arbres des familles des Caesalpiniaceae et Phyllanthaceae, aussi bien en région soudano-guinéenne (*Isobertinia*, *Berlinia*, *Uapaca*) que zambézienne (*Brachystegia*, *Julbernardia*, *Uapaca*). En Afrique de l'Ouest, *Lactifluus gymnocarpoides* est connu du Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; Verbeken & Buyck 2002; van Rooij *et al.* 2003; Verbeken & Walley 2010; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Maba *et al.* 2015a,b), du Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008; Yorou *et al.* 2014), de Côte d'Ivoire (Yorou *et al.* 2014; Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), de Guinée (Verbeken 1995; van Rooij *et al.* 2003; Verbeken & Walley 2010), du Mali (EFTA 2023), du Niger (Ibrahim *et al.* 2017; Hama *et al.* 2020), du Sénégal (Verbeken 1995; van Rooij *et al.* 2003; Verbeken & Walley 2010) et du Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a,b). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce a été signalée au Burundi, en R.D. Congo, à Madagascar, au Malawi, en Tanzanie, en Zambie et au Zimbabwe (Verbeken & Walley 2010).

En Afrique de l'Ouest, l'espèce est connue pour sa production assez importante dans les forêts claires à *Isobertinia* (entre 115 et 121 kg de matière fraîche/ha.an) (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2002). Ces résultats sont supérieurs à ceux obtenus au Katanga (R.D. Congo) où la production de *Lactifluus gymnocarpoides* est maximale sous *Julbernardia paniculata* (15–23 kg de matière fraîche/ha.an) et diminue environ de moitié dans les formations à *J. globiflora* ou *Marquesia macroura* (4–11 kg de matière fraîche/ha.an) (De Kesel *et al.* 2017). Cette espèce



**Fig. 72.** *Lactifluus longisporus* (Bénin, BAA0784).



**Fig. 73.** *Lactifluus medusae* (04EM188, Burkina Faso) – crédit photo: E. Maes.



produit ses sporophores durant presque toute la saison pluvieuse, avec une distribution unimodale et une pointe de production en milieu de saison des pluies.

**Comestibilité et appréciation** – *Lactifluus gymnocarpoides* est consommé dans plusieurs pays africains, couvrant presque toute son aire de distribution. L'espèce a un goût amer et, dans beaucoup de pays, les populations locales utilisent des techniques diverses pour éliminer cette amertume (Karhula *et al.* 1998; De Kesel *et al.* 2002; Niemelä *et al.* 2021). La raison principale pour laquelle *Lactifluus gymnocarpoides* est fortement apprécié des populations locales est liée à la taille conséquente de ses sporophores et à sa capacité de produire une biomasse importante pendant une assez longue période. L'espèce produit effectivement beaucoup de biomasse mais cette impression est encore amplifiée auprès des cueilleurs qui ne distinguent pas les sosies de *Lactifluus gymnocarpoides* (voir taxonomie ci-dessous).

**Taxonomie** – *Lactifluus gymnocarpoides* ressemble à *Lf. gymnocarpus* (espèce traitée ci-dessous). Dans son aire de distribution et selon les formations végétales, *Lactifluus gymnocarpoides* côtoie deux espèces voisines, également comestibles: *Lf. longisporus* (Verbeken) Verbeken (Fig. 72) qui est de plus petite taille et à pied entièrement blanc, et *Lf. pumilus* (Verbeken) Verbeken, aussi à pied blanc et encore plus petit (ne dépassant guère 30 mm diam.). *Lactifluus longisporus* est connu uniquement du Bénin (van Rooij *et al.* 2003; Verbeken & Walley 2010) alors que *Lf. pumilus* a été trouvé au Bénin (van Rooij *et al.* 2003; Verbeken & Walley 2010), au Niger (Ibrahim *et al.* 2017; Hama *et al.* 2020), au Sénégal (van Rooij *et al.* 2003; Verbeken & Walley 2010) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a). Signalons aussi *Lactifluus medusae* (Verbeken) Verbeken (Fig. 73), une espèce moins fréquente mais souvent confondue avec *Lf. gymnocarpoides*. Elle se distingue de *Lactifluus gymnocarpoides* par l'arête colorée de ses lamelles et par les éléments terminaux de son revêtement piléique qui dépassent 100–120 µm long. *Lactifluus medusae* est rapporté du Burkina Faso (Meise Botanic Garden 2023), de Guinée (Riviere *et al.* 2007, *ut Lactarius medusae*; Bâ *et al.* 2012, *ut L. medusae*), du Mali (EFTA 2023) et du Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015; Maba *et al.* 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a,b).

### ***Lactifluus gymnocarpus* (R. Heim ex Singer) Verbeken**

*Mycotaxon* 120: 445 (2012)

SYNONYME:

***Lactarius gymnocarpus* R. Heim ex Singer, *Pap. Mich. Acad. Sci.* 32: 107 (1948) [1946].**

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 143, Fig. 72; Eyi Ndong *et al.* (2011) (*ut Lactarius gymnocarpus*), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 132, Fig. 94; Heim (1955) (*ut L. gymnocarpus*), *Bull.*

*Jard. Bot. Etat* 25, pl. 2: Fig. 1b; Pegler (1977) (*ut L. gymnocarpus*), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 571, Fig. 127/1; Thoen & Bâ (1989) (*ut L. gymnocarpus*), *New Phytol.* 113, pl. 1: Fig. 2e; Verbeken & Walley (2010) (*ut L. gymnocarpus*), *Fungus Fl. Trop. Afr.* 2: 88, Pl. 30.46; Yorou *et al.* (2014): 250, Fig. 2b.

**Description (Figs 74, 75)** – Sporophores sur le sol, souvent isolés ou par 2–3. *Chapeau* 6–10 cm diam., charnu, d’abord convexe, puis plano-convexe, à centre déprimé ou largement infundibuliforme à maturité; marge ruguleuse, souvent assez aiguë; revêtement non séparable, sec, mat, sub-tomenteux, parfois subtilement veiné-anastomosé, orange jaunâtre à jaune d’or (5B7–4A7), puis ocracé (5CD7) à brun orange (6–7D7). *Pied* 4–5 × 0,8–1,5 cm, cylindrique, parfois atténué vers le bas, sec, sub-tomenteux, concolore au chapeau mais blanchâtre à la base, plein à fistuleux. *Lamelles* décurrentes, prolongées longitudinalement sur le haut du pied, inégales; lamellules de longueurs différentes, bien espacées, larges –6 mm, épaisses, blanc jaunâtre à jaune pâle (3A3), tachées de brun à maturité; arête concolore. *Chair* ferme, cassante, granuleuse, blanche, brunissant irrégulièrement. *Goût* doux et succulent de noisette; *odeur* peu agréable. *Latex* abondant à l’état jeune, aqueux, d’abord blanc, puis lentement brun ocracé (après 30 min par dessiccation). *Sporée* blanche. *Spores* ellipsoïdes, 6,9–7,7–8,8 × 5,4–6,1–7,2 µm, Q = 1,14–1,25–1,43 à réseau amyloïde incomplet composé de verrues irrégulières connectées par de fines lignes. *Basides* 40–50 × 7–9 µm, cylindriques à clavées, 4-spores. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 30)** – Espèce ectomycorrhizienne à amplitude écologique assez large, capable d’association avec des arbres de forêt dense humide, de forêt dense sèche, de forêt galerie, de forêt claire et de miombo. L’hôte qui permet une telle distribution est *Uapaca guineensis*, arbre très répandu en Afrique tropicale et dont la symbiose avec *Lactifluus gymnocarpus* a été démontrée par Thoen & Bâ (1989). L’espèce serait également mycorrhizienne de *Afzelia africana*, de *Anthonotha crassifolia* (Thoen & Ducouso 1989) et de *Marquesia macroura* (De Kesel *et al.* 2017).

En Afrique de l’Ouest, *Lactifluus gymnocarpus* est connu du Bénin (Yorou *et al.* 2014), du Burkina-Faso (Sanon *et al.* 1997; Verbeken & Walley 2010; Bâ *et al.* 2012), de Côte d’Ivoire (Heim 1943; Singer 1948; Heim 1955b; Thoen & Bâ 1989; Thoen & Ducouso 1989; Verbeken 1995; Verbeken & Walley 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Bâ *et al.* 2012; Yorou *et al.* 2014), de Guinée (Heim 1943, 1955; Singer 1948; Thoen & Bâ 1989; Thoen & Ducouso 1989; Verbeken 1995; Riviere *et al.* 2007; Verbeken & Walley 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Bâ *et al.* 2012), du Libéria (Singer 1948a; Verbeken 1995; Verbeken & Walley 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011), du Sénégal (Thoen & Bâ 1989; Thoen & Ducouso 1989; Verbeken 1995; Boa 2004; Verbeken & Walley 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Kane & Courtecuisse 2013) et du Togo (Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou *et al.* 2014; Maba *et al.* 2015a,b; Kamou *et al.* 2017a). Ailleurs en Afrique tropicale, l’espèce a été signalée au Cameroun (Heim 1955a; Verbeken 1995; Verbeken & Walley 1999, 2010; Onguene 2000; van Dijk *et al.* 2003), en R.D. Congo (Heim 1955a,b; Verbeken 1995; Verbeken & Walley 1999, 2010; De Kesel *et al.* 2017), au Gabon (Eyi



Fig. 74. *Lactifluus gymnocarpus* (Togo, ADK4471).



Fig. 75. *Lactifluus gymnocarpus* (Bénin, SYN s.n.).

Ndong 2009; Verbeke & Walley 2010), au Malawi (Morris 1990) et en Zambie (Pegler & Pearce 1980).

**Comestibilité et appréciation** – *Lactifluus gymnocarpus* est consommé dans plusieurs pays africains (Heim 1955b; Van Dijk *et al.* 2003; Yorou *et al.* 2014). L'espèce est bien connue comme aliment au Haut-Katanga (R.D. Congo) (De Kesel *et al.* 2017), mais ne semble pas consommée dans certains pays est-africains (Niemelä *et al.* 2021) comme la Tanzanie (Härkönen *et al.* 2003) ou la Zambie (Härkönen *et al.* 2015). Vu que cette espèce est souvent confondue ou mélangée à d'autres espèces, il est difficile de savoir à quel point elle est appréciée des populations locales.

**Taxonomie** – *Lactifluus gymnocarpus* ressemble à *Lf. gymnocarpoides*, mais s'en distingue par ses lamelles larges, espacées, longuement décurrentes, blanchâtres et quasiment toujours tachées de brun. La couleur de la zone de transition entre l'hyménophore (blanchâtre) et le pied (orange à brun orange) est très nette chez *Lactifluus gymnocarpus* et le latex blanc devient lentement brun ocracé. À l'inverse, chez *Lactifluus gymnocarpoides*, le haut du pied et les lamelles sont presque concolores et le latex est immuable. *Lactifluus pseudogymnocarpus* (Verbeke) Verbeke ressemble à *Lf. gymnocarpus* et à *Lf. flammans* (voir plus haut). *Lactifluus pseudogymnocarpus* est comestible et a été rapporté du Bénin (Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; van Rooij *et al.* 2003; Verbeke & Walley 2010; Yorou *et al.* 2014) et du Togo (Yorou *et al.* 2014). *Lactifluus pseudogymnocarpus* a le pied plus clair et plus jaunâtre que le chapeau et se distingue de *Lf. gymnocarpus* par la présence de vraies cystides, de spores plus longues et plus larges (8,4–9,1 x 6,7–7 µm), ainsi que d'éléments piléiques différents (Verbeke & Walley 2010). *Lactifluus pseudogymnocarpus* est connu des forêts denses sèches guinéo-congolaises et des forêts humides de basse altitude en R.D. Congo et en Tanzanie (Verbeke 1995).

### ***Lentinus* Fr.**

***Syst. orb. veg.* (Lundae) 1: 77 (1825)**

Le genre *Lentinus* (Fam. Polyporaceae) est cosmopolite et rassemble des espèces assez variables à l'origine d'une synonymie très complexe. Il existe actuellement, au sein du genre *Lentinus*, plus de 600 noms dont seulement 60 sont acceptés. Le genre est présent sur tous les continents à l'exception de l'Antarctique, mais la majorité des espèces ont une distribution tropicale. Pegler (1971, 1972) dénombre une quinzaine d'espèces africaines mais une révision semble plus que nécessaire (Njouonkou 2011). Plusieurs lentins sont consommés en Afrique, la plupart provenant des régions à forêts denses humides (Eyi Ndong *et al.* 2011). La chair des *Lentinus* est généralement dimitique et, de ce fait, très coriace. Les sporophores des espèces consommées sont souvent cueillis au stade jeune, c'est-à-dire au moment où le développement des hyphes squelettiques n'a pas atteint son maximum. Malgré cela, les sporophores doivent être bouillis pendant plusieurs heures pour être ramollis et rendus consommables. En Afrique

de l'Ouest, le nombre d'espèces du genre *Lentinus* qui sont consommées est très réduit. Certaines espèces, signalées comme consommées en Côte d'Ivoire, notamment *Lentinus* aff. *atrobrunneus* Pegler (Pegler 1983; Koné *et al.* 2010; Yorou *et al.* 2014) et *L.* aff. *brunneofloccosus* Pegler (Koné *et al.* 2010; Yorou *et al.* 2014) devraient être confirmées et formellement identifiées. Cette dernière est présente au Ghana (Pegler 1983; Eyi Ndong *et al.* 2011) mais on ignore si elle y est effectivement consommée. La même remarque vaut pour *Lentinus crinitus* (L.) Fr., une espèce très hirsute et coriace, signalée au Ghana (Pegler & Rayner 1969, *ut Panus crinitus*; Holden 1970, *ut P. crinitus*) et en Sierra Leone (Pegler & Rayner 1969, *ut P. crinitus*). Deux espèces, *Lentinus squarrosulus* et *L. cladopus*, sont consommées dans plusieurs pays ouest-africains.

Sporophores à chapeau et pied central ou excentrique, sans voile universel, assez tenace et persistant. *Chapeau* déprimé, ombiliqué ou infundibuliforme, radialement fibrilleux, squameux, strigieux, poilu, tomenteux, rarement lisse, sec, blanc, brunâtre à brun grisâtre, parfois à teinte pourpre ou violacée; marge mince, enroulée à l'état jeune. *Hyménophore* lamellé, à lamelles décurrentes, fourchues ou non, avec ou sans cloisons transversales (aspect sub-poroïde), assez coriaces, blanches, crème ou beige; arête aiguë, entière ou fortement dentée-érodée. *Pied* plein, coriace à dur, long ou court, central ou excentrique, rarement latéral; voile partiel généralement absent, fibrilleux, quelques espèces avec « anneau » fixe. *Contexte* coriace à dur, immuable ou jaunissant faiblement. *Sporée* blanche à crème. *Spores* cylindriques à ellipsoïdes, généralement petites, inamyloïdes, lisses, sans pore germinatif, à paroi mince, hyalines. *Basides* clavées, (2–)4-spores. *Pleurocystides* absentes; *cheilocystides* présentes, variées, parois normales. *Système d'hyphes* dimitique composé d'hyphes squelettiques et génératrices. *Revêtement piléique* de type epicutis ou rectocutis. *Trame* des lamelles irrégulière. *Boucles* fréquentes.

Les lentins sont des champignons saprotrophes lignicoles qui ont une écologie similaire à celle des *Pleurotus*. Jusqu'ici, aucun lentin n'a fait l'objet de culture commerciale mais les travaux de Njouonkou *et al.* (2020) montrent que certains lentins peuvent améliorer la gestion des déchets agricoles et contribuer à assurer la sécurité alimentaire, entre autres grâce à la possibilité de produire ces champignons pendant la saison sèche. Njouonkou *et al.* (2020) montrent aussi que la colonisation des substrats de culture, comme les épis de maïs, les parches de café ou les pailles de riz, est optimale si les déchets agricoles sont mélangés avec une fraction importante de sciure de bois. Le substrat est envahi après 30 jours et les premières fructifications apparaissent environ 3 mois après inoculation. La meilleure efficacité biologique a été obtenue sur épis de maïs et sciure de bois respectivement pour *Lentinus sajor-caju* et *L. squarrosulus* (Njouonkou *et al.* 2020).



**Fig. 76.** *Lentinus cladopus* (Bénin, BAA0802).

### ***Lentinus cladopus* Lév.**

*Ann. Sci. Nat., Bot., Sér. 3, 2: 174 (1844)*

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 101; Pegler (1972), *Fl. Ill. Champ. Afr. Cent.* 1: 18, pl. 6, Fig. 2; Ryvarde *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 145 + fig.; Sharp (2014), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 75 + fig

**Description (Figs 76, 77)** – Sporophores en touffe, leurs stipes partant de la même base. *Chapeau* (3–)4–10(–12) cm diam., convexe puis ombiliqué à infundibuliforme, charnu, élastique; marge légèrement involutée puis droite, finalement striée à fendillée; revêtement presque blanc, glabre. *Pied* 3–8 × 0,3–1 cm, central, parfois aplati au sommet, cylindrique, plein, blanc, glabre. *Lamelles* décurrentes, arquées, serrées, peu profondes; lamellules en séries sub-régulières (3–4/lamelle), blanches; arête régulière puis denticulée, concolore. *Chair* blanche. *Goût* doux, fade; *odeur* faible, agréable. *Sporée* blanche. *Spores* ellipsoïdes à subcylindriques, à paroi mince, inamyloïdes, hyalines, 5,6–6,2–7 × 2,4–2,7–3 μm, Q = 2,2–2,3. Arête des lamelles stérile. *Cheilocystides* très nombreuses, sinueuses, cylindriques à filiformes, parfois noduleuses. *Faisceaux d'hyphes* nombreux, s'élevant –35 μm au-dessus des basides. *Contexte* dimittique. *Boucles* présentes.



**Fig. 77.** *Lentinus cladopus* (Burkina Faso, EM98) – crédit photo: E. Maes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 31)** – *Lentinus cladopus* est une espèce saprotrophe du bois mort signalée en forêt dense humide, forêt de montagne, forêt claire et zones anthropisées (parcs). L'espèce est pantropicale, commune en Afrique tropicale et présente en Afrique de l'Ouest, notamment au Bénin (herbier BAA0802 à UNIPAR), au Burkina Faso (herbier 04EM255 à BR), en Côte d'Ivoire (Pegler 1983) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – *Lentinus cladopus* est consommé en Zambie et au Malawi (Pearce 1981; Pegler 1983; Boa 2004) mais en Afrique de l'Ouest, peu de données existent. Au vu de sa très forte ressemblance avec *Lentinus squarrosulus*, nous supposons qu'il doit être apprécié dans tous les pays où l'on consomme cette dernière.

Sur base des résultats des travaux de Atri & Lata (2013) sur la mise en culture de souches sauvages de *Lentinus cladopus* collectées en Inde, il serait également intéressant d'essayer de cultiver des souches ouest-africaines de cette espèce.

**Taxonomie** – Les spécimens de *Lentinus cladopus* ressemblent à ceux de *L. squarrosulus* lavés par la pluie (Corner 1981) mais en diffèrent par un chapeau très fin et membraneux, l'absence de squamules, un pied généralement bifurqué et des spores un peu plus larges (en moyenne 2,7 µm large au lieu de 2,3 µm chez *L. squarrosulus* (Pegler 1983).

### ***Lentinus squarrosulus* Mont.**

*Ann. Sci. Nat., Bot., Sér. 2*, 18: 21 (1842)

SYNONYMES:

***Pleurotus squarrosulus* (Mont.) Singer**, *Sydowia* 15: 45 (1962); ***Pleurotus squarrosulus* (Mont.) Singer ex Pegler**, *Kew Bull.* 23: 235 (1969).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 196, photo 50; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 161, Figs 80 & 81; Eyi Ndong *et al.* (2011) (*ut Pleurotus squarrosulus*), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 148, fig 105; Pegler (1969), *Kew Bull.* 23: 235, Fig. 5/2; Pegler (1972), *Fl. Ill. Champ. Afr. Cent.* 1: 13, pl. 3, Fig. 2 & pl. 4, Fig. 4; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*, *Kew Bull., Add. Ser.* 6: 34, fig 6; Pegler (1983), *The genus Lentinus*, *Kew Bull., Add. Ser.* 10: 69, Fig. 18; Zoberi (1972) (*ut P. squarrosulus*), *Tropical macrofungi*: 57, Fig. 5; Ryvarden *et al.* (1994) (*ut L. cladopus*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 144 + fig.; Sharp (2014), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 75 + fig.; Zoberi (1973) (*ut P. squarrosulus*), *Niger. Field* 38: 86, pl. 2c.

**Description (Figs 78, 79)** – Sporophores en touffes sur bois mort. *Chapeau* 2–9(–10) cm diam., d'abord convexe et étroitement déprimé au centre, puis





**Fig. 78.** *Lentinus squarrosulus* (Burkina Faso, EM81) – crédit photo: E. Maes.



**Fig. 79.** *Lentinus squarrosulus*, détail (Burkina Faso, EM81) – crédit photo : E. Maes.

infundibuliforme, charnu, flexible, coriace avec l'âge, cassant à l'état sec; marge entière, incurvée puis infléchie, droite et lobée, aiguë, devenant érodée déchiquetée, sans voile; revêtement blanc crème ou fauve, parfois ocracé, brun clair, sec, radialement strié, squameux à squarreux, squames innées à décollées, concentriques, concolores ou brunâtres, parfois entièrement lavées par la pluie. *Pied* 1–6(–7) × (0,2–)0,5–1,2 cm, central, excentrique ou sub-latéral, groupé à la base, cylindrique, atténué vers le bas, courbé, plein, blanc, parfois taché de brun à la base, irrégulièrement squarreux à l'état jeune, rarement glabre ou sub-lisse, sans anneau. *Lamelles* décurrentes, arquées, serrées, inégales, minces, étroites (2–3 mm haut), rarement fourchues, légèrement interveinées à la base, parfois anastomosées dans le haut du pied; lamellules en séries sub-régulières (3–4/lamelle), blanches puis blanchâtre-crème; arête irrégulièrement denticulée, concolore. *Chair* fibreuse, élastique dans le chapeau, coriace et dure dans le pied, blanche à crème. *Goût* doux, agréable, parfois légèrement piquant; *odeur* relativement forte, agréable. *Sporée* blanc-crème à blanc jaunâtre. *Spores* cylindriques, hyalines, 5,6–6,2–7,5 × 1,7–2,3–2,8 µm, Q = 2,6–2,7. *Basides* 15–20(–25) × 4–5(–7) µm, clavées, 4-spores. Arête des lamelles stérile, parfois à hyphes squelettiques noduleux émergents. *Cheilocystides* sinueuses, cylindriques-clavées. *Système d'hyphes* monomitique à l'état jeune puis dimitique. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 32)** – Espèce paléotropicale, saprotrophe et très commune sur bois mort. Fréquente dans divers habitats, notamment en forêt dense humide, en forêt claire, dans les miombos, les savanes et les plantations, l'espèce affectionne les endroits fortement ensoleillés. Corner (1981) mentionne que *Lentinus squarrosulus* est une espèce à croissance rapide et que ses sporophores pourrissent vite. De toutes les espèces traitées dans ce livre et dans la zone d'étude, *Lentinus squarrosulus* est la plus répandue et la plus commune.

En Afrique de l'Ouest, l'espèce a été signalée au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Codjia & Yorou 2014; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Olou *et al.* 2023), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008; Kane *et al.* 2013), en Côte d'Ivoire (Pegler 1969, *ut Pleurotus squarrosulus*; Zoberi 1972, *ut P. squarrosulus*; Pegler 1983; Koné *et al.* 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014, *ut Lentinus subnudus*; Yorou *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019; EFTA 2023), au Ghana (Pegler 1969, *ut P. squarrosulus*; Holden 1970, *ut P. squarrosulus*; Zoberi 1972, *ut P. squarrosulus*; Pegler 1983; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014), au Libéria (Vasar *et al.* 2022, GBIF 2023), au Mali (EFTA 2023), au Nigeria (Alasoadura 1967b, *ut P. squarrosulus*; Pegler 1969, *ut P. squarrosulus*; Zoberi 1972, *ut P. squarrosulus*; Zoberi 1973, *ut P. squarrosulus*; Oso 1975, *ut P. squarrosulus*; Ogundana 1979, *ut P. squarrosulus*; Zoberi 1979, *ut P. squarrosulus*; Pegler 1983; Rammeloo & Walley 1993; Fasidi & Kadiri 1995, *ut L. subnudus*; Alofe *et al.* 1996, *ut L. subnudus*; Akpaja *et al.* 2003; Boa 2004, *ut L. subnudus*; Boa 2004, *ut P. squarrosulus*; Adekunle & Ajao 2005, *ut P. squarrosulus*; Akpaja *et al.* 2005; Osagualekhor & Okhuoya 2005; Gbolagade 2006; Gbolagade *et al.*

2006, *ut L. subnudus*; Osemwegie *et al.* 2006, *ut P. squarrosulus*; Osemwegie & Okhuoya 2009, *ut P. squarrosulus*; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010a, *ut P. squarrosulus*; Ayodele *et al.* 2011; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie & Okhuoya 2011, *ut P. squarrosulus*; Oyetayo 2011, *ut L. subnudus*; Osemwegie *et al.* 2014, *ut L. subnudus*), au Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013; Kane *et al.* 2013), en Sierra Leone (Pegler 1983) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce est signalée à Annobón (Pegler 1969, *ut P. squarrosulus*), au Cameroun (van Dijk *et al.* 2003; Douanla-Meli 2007; Njouonkou 2011), en R. Centrafricaine (Pegler 1983; Malaisse *et al.* 2008), en R.D. Congo (Pegler 1972, 1977, 1983; Malaisse 1997; De Kesel & Malaisse 2010; Dibaluka Mpulusu *et al.* 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; De Kesel *et al.* 2017), en Ethiopie (Pegler 1983), au Gabon (Eyi Ndong 2009; Eyi Ndong & Degreef 2010), au Kenya (Pegler 1977; 1983), à Madagascar (Pegler 1983), au Malawi (Morris 1990; Pegler 1983), en Somalie (Pegler 1983), en Tanzanie (Pegler 1977, 1983) et en Zambie (Pegler 1983).

**Comestibilité et appréciation** – Dans beaucoup de pays africains, les jeunes sporophores de *Lentinus squarrosulus* sont consommés, souvent après une longue cuisson (Boa 2004; Rammeloo & Walley 1993). Dans la zone d'étude, l'espèce est consommée dans la plupart des pays (Bénin, Nigeria, Mali et Togo).



**Fig. 80.** *Lentinus sajor-caju* (Rwanda, JD1274).

**Taxonomie** – Sur le terrain, *Lentinus squarrosulus* peut être confondu avec *L. cladopus* (voir comparaison sous taxonomie de *L. cladopus*) mais aussi avec *L. tigrinus* (Bull.) Fr., également sosie de cette espèce. Bien qu'on trouve ce taxon dans des conditions écologiques similaires, sur bois mort et sur souches, *Lentinus tigrinus* est inféodé aux régions à climat tempéré. Sous les tropiques, *Lentinus squarrosulus* occupe cette niche écologique et, par conséquent, les spécimens de *L. tigrinus* observés au Ghana (Holden 1970, *ut Panus tigrinus*; Pegler 1983) et au Nigeria (Pegler 1983; Adejumo & Awosanya 2005), appartiennent probablement à *L. squarrosulus*. *Lentinus sajor-caju* (Fr.) Fr. (Fig. 80) est une espèce proche, mais moins commune que *L. squarrosulus*. Elle lui ressemble mais s'en distingue facilement par la présence d'une zone annulaire sur le pied. De bonnes illustrations sont fournies par Niemelä *et al.* (2021, p. 102, Fig. a–b) et Eyi Ndong *et al.* (2011, p. 147, Fig. 104). En Afrique de l'Ouest, *Lentinus sajor-caju* a été signalé en Côte d'Ivoire (Pegler 1983) et au Nigeria (Pegler 1969, *ut Pleurotus sajor-caju*; Pegler 1983; Afiukwa *et al.* 2013).

### ***Macrocybe* Pegler & Lodge** *Mycologia* 90(3): 496 (1998)

Au niveau mondial, le genre *Macrocybe* compte huit espèces saprotrophes à distribution tropicale ou subtropicale. Elles forment toutes de grands sporophores blancs qui jadis furent considérés comme des *Tricholoma*, pourtant ectomycorrhiziens. Les analyses moléculaires démontrent que les *Macrocybe* forment un groupe monophylétique qui est maintenant classé dans les Callistosporiaceae (Vizzini *et al.* 2020).

Les sporophores des *Macrocybe* sont habituellement grands à très grands et poussent en touffes sur du bois mort souterrain ou sur des bouses. Chez certaines espèces, la biomasse d'une seule touffe de sporophores peut atteindre des dizaines de kg.

*Chapeau* convexe, 10–60 cm diam., blanc ou crème, grisâtre, très charnu, à marge souvent enroulée à l'état jeune. *Lamelles* serrées, blanches, sinueuses. *Pied* blanc, souvent gonflé à la base; anneau et voile absents. *Chair* blanche et immuable. *Sporée* blanche. *Spores* globuleuses à ellipsoïdes, lisses, hyalines, à paroi mince, –10 µm long.

La plupart des espèces sont lignicoles, mais deux espèces asiatiques poussent sur du fumier. La première (*Macrocybe gigantea*) est fréquente sur la bouse d'éléphant, l'autre (*M. crassa*) est cultivée en Thaïlande sur du fumier de cheval (Pegler *et al.* 1998). Plusieurs espèces sauvages sont comestibles et consommées localement en Afrique, en Asie et en Amérique latine (Guyana) (Henkel *et al.* 2004). Bien que comestibles, certaines espèces contiennent des traces de cyanides qui peuvent en principe être éliminées par la cuisson. En Afrique de l'Ouest, une seule espèce comestible lignicole a été répertoriée, *Macrocybe lobayensis*.

## ***Macrocybe lobayensis* (R. Heim) Pegler & Lodge**

*Mycologia* 90(3): 498 (1998)

SYNONYME:

***Tricholoma lobayense* R. Heim**, *Revue Mycol.*, Paris 34(4): 346 (1970) [1969].

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 215, 216, photos 54–55; Gryzenhout (2010), *Mushrooms of South Africa*: 49 + fig

**Description (Figs 81, 82)** – Sporophores grands et massifs, isolés ou par 2–4(–5) sur sol nu ou herbeux ou sur bois enterré. *Chapeau* jeune convexe-hémisphérique, puis convexe à pulviné, –20–25(–30) cm diam., ferme et charnu; revêtement blanc, puis brun-orange pâle (4A2–5A2–5B3), sec, lisse ou velouté, mat, presque entièrement séparable, lentement et faiblement jaunissant à brunissant au froissement; marge enroulée et le restant, lobée, lisse, non-striée. *Lamelles* étroitement émarginées à échancrées, sinueuses, sub-ventrues, plutôt serrées, –10 mm large, inégales, blanches, puis jaune clair à incarnat (3–4–5A2), facilement séparables de la chair du chapeau; arête lisse, concolore; lamellules nombreuses, de longueurs différentes; –5/lamelle. *Pied* 6–18 × 3–4 cm, central, sub-cylindrique à base renflée ou obclavée, puissant, blanc, brun-sale par manipulation (5–6D4), plein puis fistuleux, non-séparable du chapeau, sans anneau, formé à partir d'un pseudosclérote souterrain; revêtement lisse-fibrilleux et mat, légèrement pruineux en haut. *Chair* blanche, immuable, 2–3 cm épaisseur dans le chapeau et continue avec celle du pied. *Goût* farineux; *odeur* faible. *Sporée* blanchâtre à rose-incarnat clair. *Spores* hyalines, à paroi mince, ovoïdes à largement ellipsoïdes, lisses, uniguttulées, (5,3–)5,1–6,1–7,1(–7,3) × (3,7–)3,8–4,6–5,4(–5,3) µm, Q = (1,23–)1,2–1,34–1,48(–1,57).

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 33)** – *Macrocybe lobayensis* est une espèce saprotrophe qui pousse souvent à proximité de bois mort (souches et racines mortes). L'espèce est connue des savanes mais on la rencontre aussi dans des endroits herbeux et rudéraux (parcs, jardins). En Afrique tropicale, elle semble avoir une distribution majoritairement ouest-africaine et a été signalée au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (De Kesel *et al.* 2002), au Ghana (De Kesel *et al.* 2002), au Niger (Kwadjo *et al.* 2023), au Nigeria (Zoberi 1973, *ut Tricholoma lobayense*; Ogundana 1979, *ut T. lobayense*; Zoberi 1979, *ut T. lobayense*; Adewusi *et al.* 1993, *ut T. lobayense*; Rammeloo & Walley 1993, *ut T. lobayense*; Walley & Rammeloo 1994, *ut T. lobayense*; Fasidi & Kadiri 1995, *ut T. lobayense*; Nicholson 2000, *ut T. lobayense*; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Adekunle & Ajao 2005, *ut T. lobayense*; Gbolagade & Fasidi 2005, *ut T. lobayense*; Gbolagade *et al.* 2006, *ut T. lobayense*; Okhuoya *et al.* 2010, *ut T. lobayense*; Osemwegie *et al.* 2010a, *ut T. lobayense*), au Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a).



**Fig. 81.** *Macrocybe lobayensis* (Bénin, BAA0879).



**Fig. 82.** *Macrocybe lobayensis* (Bénin, FC-22-1344) – crédit photo: C. Manz.

**Comestibilité et appréciation** – Comestible et apprécié par la population des villages du nord du Bénin (De Kesel *et al.* 2002). *Macrocybe lobayensis* est une des plus grandes espèces comestibles d'Afrique de l'Ouest.

**Taxonomie** – L'espèce ressemble à *Macrocybe (Tricholoma) spectabilis* (Peerally & Sutra) Pegler & Lodge, associé à la canne à sucre et formant des touffes de plusieurs dizaines de sporophores sur l'île Maurice où il est consommé (Peerally & Sutra 1972 ; Peerally 1979). Bien que proche de *Macrocybe lobayensis*, cette espèce est toxique à l'état cru car elle contient de la cyanide (Peerally 1979) mais est excellente après préparation (Peerally & Sutra 1972).

### ***Macrolepiota* Singer**

*Pap. Mich. Acad. Sci.* 32: 141 (1948) [1946]

Les *Macrolepiota* sont mondialement reconnus comme de bons comestibles mais les confusions avec certains *Chlorophyllum* toxiques ne sont pas rares en Afrique (Pegler & Rayner 1969; Zoberi 1979; Rammeloo & Walley 1993). Le genre (Fam. Agaricaceae) est cosmopolite et compte une quarantaine d'espèces dont les taxons africains ont été revus par Heinemann (1970) et dont quelques espèces ont récemment été recombinaisonnées dans *Chlorophyllum* (voir commentaires sous ce genre). En éliminant les synonymes et les citations erronées, *Macrolepiota* compte une espèce commune en Afrique de l'Ouest: *Macrolepiota dolichaula* (Berk. & Br.) Pegler & Rayner. L'espèce est saprotrophe terricole ou humicole.

Sporophores à chapeau et pied central, présence à confirmer d'un voile universel sur du matériel jeune. *Chapeau* grand et charnu, convexe, plan, lisse ou radialement fibrilleux, couvert de rangées concentriques de squames ou de granules, sec, blanchâtre, beige, brunâtre à brun grisâtre, à marge non striée. *Hyménophore* à lamelles libres, blanches, blanchâtre crème, ou à nuances rosâtres. *Pied* cylindrique, typiquement très élancé, bien plus long que le diamètre du chapeau, souvent bulbeux à la base, surface souvent chinée en partie; voile partiel présent, membraneux, anneau simple ou double, complexe et coulissant. *Contexte* mou, fragile, ferme et parfois cassant dans le pied, généralement immuable ou à peine rosissant à la coupe. *Sporée* blanchâtre à subtilement rosâtre. *Spores* ellipsoïdes, amygdaliformes, lisses, à paroi épaisse, avec pore germinatif net, coiffé d'un bouchon hyalin, inamyloïdes. *Basides* clavées, généralement 4-spores. *Cheilocystides* présentes, à paroi mince, clavées, hyalines ou non; *pleurocystides* nulles. *Système d'hyphes* monomitique à paroi mince. *Revêtement piléique* de type trichoderme à hyméniderme (palissade). *Trame* des lamelles régulière, trabéculaire (Clémenton 2012). *Boucles* présentes (mais parfois très rares).

***Macrolepiota dolichaula* (Berk. & Broome) Pegler & R.W. Rayner**

*Kew Bull.* 23(3): 365 (1969)

SYNONYMES:

***Agaricus dolichaulus*** Berk. & Broome, *Trans. Linn. Soc. London* 27: 150 (1870); ***Lepiota dolichaula* (Berk. & Broome) Sacc.**, *Syll. Fung.* (Abellini) 5: 32 (1887) [1886]; ***Mastocephalus dolichaulus* (Berk. & Broome) Kuntze**, *Revis. Gen. Pl.* (Leipzig) 2: 860 (1891); ***Leucocoprinus dolichaulus* (Berk. & Broome) Boedijn**, *Sydowia* 5(3–6): 221 (1951).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 167 & 171, Figs 84 & 86; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 153, Figs 108–109; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 94, Fig. 99; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 123, Fig. 170; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 109, Fig. a–b; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 312, Fig. 67/2; Pegler & Rayner (1969), *Kew Bull.* 23(3): 365, Fig. 3/3; Ryvarden *et al.* (1994) (*ut* *Macrolepiota procera*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 68 + fig.; Sharp (2011), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 67 + fig



Fig. 83. *Macrolepiota dolichaula* (Bénin, OAB1098).



**Description (Fig. 83)** – Sporophores solitaires. *Chapeau* 10–15(–20) cm diam., peu charnu, sub-globuleux puis convexe, devenant plan, à mamelon central bien marqué; revêtement sec, d’abord uniformément brun cannelle, ensuite restant entier et vélu-tineux au centre, se craquelant graduellement vers la marge en nombreuses petites écailles coniques concentriques sur fond blanchâtre, détersiles par temps de pluie; marge droite, appendiculée. *Pied* 16–30(–40) × 1–2 cm, séparable, central, cylindrique, droit, à base bulbeuse bien délimitée, fibreux, fistuleux; revêtement lisse, glabre, blanc à fauve ocracé pâle, blessures parfois rougeâtres; anneau coulissant, pendant, membraneux, complexe, à marge blanche et finement érodée. *Lamelles* libres, écartées du pied, serrées, blanches à jaune ocracé pâle, larges (–1.5 cm haut); lamellules en séries sub-régulières (4–5/lamelle), concolores. *Chair* épaisse (–1 cm au disque), blanche, faiblement rougissante. *Goût* doux; *odeur* agréable, d’arachide. *Sporée* blanche à rose pâle. *Spores* lisses, ellipsoïdes, 12–13,7–16,9 × 8–9,4–10,7 µm, Q = 1,27–1,45–1,68, hyalines, à paroi épaisse, pore germinatif distinct. *Basides* 30–40 × 10–13 µm, pyriformes, 4-spores. *Cheilocystides* pyriformes à clavées. *Boucles* présentes, abondantes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 34)** – *Macrolepiota dolichaula* est une espèce saprotrophe précoce (De Kesel *et al.* 2017) des forêts denses humides, forêts galeries, forêts claires, miombos, jachères et plantations. Elle est assez commune à travers toute l’Afrique tropicale, notamment signalée en R.D. Congo (De Kesel *et al.* 2017), au Gabon (Eyi Ndong *et al.* 2011), au Kenya (Pegler 1969, 1977), au Malawi (Morris 1990), en Ouganda (Pegler 1977), au Rwanda (Degreef *et al.* 2016a), en Tanzanie (Pegler 1977; Härkönen *et al.* 2003), en Zambie (Pierce 1981; Härkönen *et al.* 2015) et au Zimbabwe (Ryvarden *et al.* 1994; Sharp 2011). En Afrique de l’Ouest, elle est plus rare et signalée seulement au Bénin et en Côte d’Ivoire (Eyi Ndong *et al.* 2011; Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023), au Niger (Kwadjo *et al.* 2023, GBIF 2023) et au Nigeria (Zoberi 1979, *ut Lepiota dolichaula*; Rammeloo & Walley 1993).

**Comestibilité et appréciation** – Peu de données existent sur la consommation de *Macrolepiota dolichaula*. L’espèce est néanmoins consommée au Nigeria (Zoberi 1979).

**Taxonomie** – Cette espèce est proche de *Macrolepiota africana*, mais en diffère néanmoins par ses squames minuscules sur le chapeau à revêtement généralement blanc et par son pied lisse, alors qu’il est brun foncé et moiré/chiné chez *M. africana*.

### ***Marasmiellus* Murrill**

*N. Amer. Fl.* (New York) 9(4): 243 (1915)

Les espèces du genre *Marasmiellus* (Fam. Omphalotaceae) sont réparties autour des zones forestières tropicales et subtropicales du monde entier, où elles jouent un rôle écologique important en tant que saprotrophes dégradant la litière. Les études phylogénétiques récentes montrent que le genre est polyphylétique. Plusieurs

auteurs ont ainsi créé de nouveaux genres, espèces et combinaisons (Oliveira *et al.* 2019; Petersen & Hughes 2021; Antonín *et al.* 2022). La circonscription morphologique du genre est en cours de transition et se révèle instable au fur et à mesure que de nouvelles séquences s'ajoutent à la phylogénie.

Dans le contexte de cet ouvrage, une seule espèce ouest-africaine est traitée: *Marasmiellus inoderma*.

### ***Marasmiellus inoderma* (Berk.) Singer ex Furneaux**

*Index Fungorum* 453: 1 (2020)

#### SYNONYMES:

***Chamaeceras inodermus* (Berk.) Kuntze**, *Revis. gen. pl.* (Leipzig) 3(3): 456 (1898); ***Marasmiellus inoderma* (Berk.) Singer**, *Sydowia* 9(1–6): 385 (1955); ***Marasmius inoderma* Berk.**, *Hooker's J. Bot. Kew Gard.*, Misc. 3: 15 (1851).

***Gerronema beninense* De Kesel, Codjia & Yourou** (*ut* *Gerronema beninensis*), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 82 (2002).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 82, photos 7–8 (*ut* *Gerronema beninensis*); Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 159, Figs 111–112.

**Description (Figs 84, 85)** – Sporophores sub-cartilagineux, poussant en touffes sur bois mort, sur raffles d'*Elaeis guineensis* et sur débris de monocotylédones. *Chapeau* 10–25(–30) mm diam., d'abord convexe à centre ombiliqué, puis étalé et creusé-déprimé, parfois papillé (centre); revêtement feutré à sub-velouté, devenant lisse, mat, entièrement blanc, sub-hygrophane, finalement un peu jaunâtre (4A2); marge incurvée, puis droite à sub-révoluée, aiguë, nettement striée-crênelée jusqu'au centre, flexueuse. *Lamelles* 1–2(–2,5) mm large, minces, espacées, sub-interveinées, horizontales, sub-libres et pseudocollariées, élastiques, inégales, simples, parfois fourchues; lamellules 2–3(–4)/lamelle, d'abord blanches puis jaunâtres (4A2); arête entière, concolore, lisse. *Pied* relativement court, cylindrique, 4–15(–20) × 1–2 mm, droit à faiblement courbé, souvent latéralement comprimé, plein, fibreux; surface entièrement poudreuse, blanche, fibreuse dans sa longueur, puis partiellement lisse, la base du pied formant toujours un tomentum rosâtre (8C4). *Mycélium* basal blanc. *Chair* mince, compacte à sub-cartilagineuse, fibreuse dans le pied. *Goût* fort et agréable, doux; *odeur* fortement fongique, agréable. *Sporée* probablement presque blanche. *Spores* ellipsoïdes (6,8–)6,9–8,8–10,6(–10,7) × (4,2–)4,2–4,9–5,7(–6) µm, Q = (1,53–)1,52–1,77–2,02(–2,05), lisses, hyalines, souvent bivacuolées, à paroi mince, lisse, non-amyloïde. *Basides* clavées, 20–30 × 7–8 µm, 4-spores, bouclées. *Cheilocystides* clavées à ventrues, à sommet digité. *Pleurocystides* absentes. *Revêtement* de type cutis (et pas du type Ramealis), à hyphes filamenteuses munies de petits diverticules qui lâchent



**Fig. 84.** *Marasmiellus inoderma* (Côte d'Ivoire, YIAN175) – crédit photo: C. Yian Gouvé.



Fig. 85. *Marasmiellus inoderma* (Bénin, BAA 0964).

facilement, donnant un aspect poudreux au chapeau. *Boucles* présentes dans tous les tissus.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 35)** – Cette espèce saprotrophe est typiquement observée sur les déchets de rafles de palmiers et autres débris végétaux. Elle fait son apparition dès les premières pluies et est fréquente durant toute la saison pluvieuse.

On la trouve fréquemment dans les palmeraies, les milieux anthropisés et humides. Elle se raréfie aux abords de la zone soudanienne où elle pousse parfois à la base de grandes touffes de graminées du genre *Andropogon*. En Afrique de l'Ouest, elle a été signalée au Bénin (De Kesel *et al.* 2002, *ut Gerronema beninensis* (*nom. inval.*); Boa 2004, *ut Gerronema* sp.; De Kesel *et al.* 2008; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Soro *et al.* 2019; EFTA 2023), au Ghana (Pegler 1968; Holden 1970; Zoberi 1972; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Nigeria (Zoberi 1972; Eyi Ndong *et al.* 2011) et au Togo (De Kesel *et al.* 2008; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – *Marasmiellus inoderma* est consommé au sud Bénin où il a aussi été mis en culture sur déchets de rafles de palmiers (De Kesel *et al.* 2002).

**Taxonomie** – *Marasmiellus inoderma* ressemble à *Marasmiellus palmivorus* (Sharples) Desjardin (Wilson & Desjardin 2005; Desjardin & Perry 2017), nom invalidé (basionyme de *Marasmius palmivorus* Sharples) qui, sur base de données moléculaires, a été recombinié en *Paramarasmius palmivorus* (Sharples) Antonín & Kolařík. Ce genre est intégré aux Marasmiaceae (Antonín *et al.* 2022) et non pas aux Omphalotaceae. Ecologiquement, *Paramarasmius palmivorus* diffère de *Marasmiellus inoderma* en raison de sa nature pathogène. *Paramarasmius palmivorus* pousse en effet en saprotrophe sur les rafles de palmier et les troncs morts de bananiers, comme *Marasmiellus inoderma*, mais est aussi capable d'attaquer les palmiers vivants (*Elaeis guineensis*) (Maizatul-Suriza *et al.* 2021). Aucune séquence d'ADN n'est jusqu'ici disponible pour *Marasmiellus inoderma* et, par conséquent, sa position dans les Omphalotaceae n'est pas confirmée. Vu l'écologie similaire et l'absence d'un pileipellis du type Ramealis, il est possible que notre matériel identifié comme *Marasmiellus inoderma* appartienne aussi au genre *Paramarasmius*.

### ***Marasmius* Fr.**

*Fl. Scan.*: 339 (1836)

Genre (Fam. Marasmiaceae) cosmopolite comptant plus de 500 espèces décrites dont la majorité sont tropicales et un peu plus d'une centaine connues d'Afrique tropicale (Antonín 2007). Les *Marasmius* d'Afrique ont été revus par Antonín (2007) qui estime que leur nombre sur le continent pourrait encore doubler voire tripler (environ 200 à 300 spp.). Comme pour le genre *Marasmiellus* (voir ci-dessus), la définition du genre est actuellement en cours d'évolution

Les *Marasmius* sont des champignons saprotrophes humicoles, foliicoles ou lignicoles qui peuvent être très abondants dans les milieux riches en matière organique. La plupart des espèces ne semblent pas avoir de préférence pour un substrat spécifique

La plupart des espèces consommées sont assez grandes, en comparaison des autres taxons du genre, et poussent dans les régions à forêts denses humides (Eyi Ndong *et al.* 2011). En Afrique de l'Ouest, mais souvent très localement, quelques espèces relativement grandes sont aussi récoltées.

Sporophores à chapeau et pied central, excentrique ou latéral réduit, sans voile universel. *Chapeau* petit à moyen, convexe, plan, parfois umboné ou radialement strié, lisse, sec, blanc, jaune, orange, beige, brun, brun-grisâtre. *Hyménophore* varié, lisse, ridé, rugueux, veiné ou généralement lamellé et alors à lamelles adnées, échanquées, libres ou rattachées par un collarium, blanches, jaunâtres ou grisâtres. *Pied* central, excentrique ou latéral réduit, cylindrique épais ou filiforme court ou très long, sans voile partiel ni anneau. *Contexte* généralement coriace, reviviscent. *Sporée* blanche à crème. *Spores* ellipsoïdes, aciculaires (pointues), cylindriques, amygdaliformes, citriformes à larmiformes, lisses, hyalines, sans pore germinatif, inamyloïdes. *Basides* clavées, (1–)4-spores. *Cheilocystides*

généralement présentes, clavées, lobées ou en brosse. *Pleurocystides* présentes ou absentes. *Système d'hyphes* monomitique à hyphes génératrices avec ou sans boucles. *Revêtement piléique* de type hyméniderme, avec ou sans cystides (pilécystides), souvent aussi en brosse. *Trame* des lamelles régulière ou irrégulière.

### ***Marasmius buzungolo* Singer**

*Bull. Jard. Bot. État, Brux.* 34: 371 (1964)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Antonín (2007), *Fungus Fl. Trop. Afr.* 1: 88, Fig. 65, pl. 10/61; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 167, Figs 11–118; Singer (1965), *Fl. Icon. Champ. Congo* 14: 273, pl. 45, Fig. 5.

**Description (Figs 86, 87)** – Sporophores en petit groupe. *Chapeau* 3–4 cm diam., campanulé, puis étalé, umboné; marge rugueuse; revêtement subtilement rugueux sauf au centre, parfois craquelé avec l'âge, brun roux devenant rose chair, parfois tacheté de blanchâtre, à centre plus foncé. *Pied* 4–7 × 0,2–0,4 cm, cylindrique, creux, légèrement torsadé, parfois courbé, finement pruneux, blanc; mycélium basal blanc, abondant. *Lamelles* serrées, adnées puis légèrement décurrentes, étroites à assez larges; lamellules nombreuses, blanches à crème; arête entière, concolore. *Chair* blanche. *Goût* acerbe (tardif); *odeur* forte. *Spores* ellipsoïdes à cylindrico-ellipsoïdes, hyalines, à paroi mince (4,7–)4,8–5,9–6,9(–7,4) × (2,7–)2,6–3,1–3,5(–3,4) µm, Q = (1,64–)1,60–1,92–2,24(–2,27). *Basides* 10–24 × 3,3–6 µm, clavées, (3–)4-spores. *Cheilocystides* clavées, souvent irrégulières, lisses, lobées ou à projections apicales, hyalines, à paroi mince. *Revêtement piléique* à cellules lisses, clavées, (sub-)pyriformes à sub-cylindriques, mélangées à des cellules en brosse de type *Siccus* clavées à sub-cylindriques munies de 3–10 projections obtuses (10 × 3 µm). *Boucles* abondantes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 37)** – Saprotrophe, sur feuilles mortes et détritiques en forêt dense humide, forêt galerie et savane boisée. *Marasmius buzungolo* est signalé en R.D. Congo (Singer 1964, 1965; Antonín 2007) et au Gabon (Eyi Ndong 2009). En Afrique de l'Ouest, il est connu du Bénin (Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004, *ut* *Gymnopus luxurians* (Peck) Murrill; Antonín 2013) et du Burkina Faso (Meise Botanic Garden 2023), mais sa distribution y est sans doute plus large.

**Comestibilité et appréciation** – *Marasmius buzungolo* est une espèce fréquemment consommée en Afrique centrale (Eyi Ndong *et al.* 2011) alors qu'elle ne l'est apparemment pas en Afrique de l'Ouest.

**Taxonomie** – La microscopie de cette espèce est remarquable par la combinaison de basidiospores de petite taille, de cheilocystides lisses ainsi que de cellules lisses et d'autres en brosse se côtoyant dans le revêtement piléique.



Fig. 86. *Marasmius buzungolo* (Burkina Faso, 04EM152) – crédit photo: E. Maes.



Fig. 87. *Marasmius buzungolo*, détail (Burkina Faso, 04EM152) – crédit photo: E. Maes.

## ***Marasmius bekolacongoli* Beeli**

*Bull. Soc. R. Bot. Belg.* 60(2): 157 (1928)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Antonín (2007), *Fungus Fl. Trop. Afr.* 1: 64, Fig. 46, pl. 6/42; Beeli (1928), *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 157, pl. 3, Fig. 12; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 175, Fig. 88; Eyi Ndong *et al.* (2011), *AbcTaxa* 10: 163, Figs 115–116; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 95, Fig. 100; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 112, Fig. a–b; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 171, Fig. 33/3; Ryvarden *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 97 + fig.; Sharp (2014), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 55 + fig.; Singer (1964), *Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 34: 346, Fig. 20d–e; Singer (1965), *Fl. Icon. Champ. Congo* 14: 263, pl. 44, Fig. 6.

**Description (Fig. 88)** – Sporophores solitaires. *Chapeau* (1–)3–7(–9) cm diam., campanulé puis plan convexe à centre déprimé; revêtement fortement sulqué, strié par transparence, glabre, jamais ruguleux, crénelé à la marge, brun violacé (11EF5–6), rouge terne ou rouge grisâtre au centre et sur les stries (11C3–E4), blanc jaunâtre à jaune grisâtre (4A2–B3) ou jaune citron ailleurs. *Pied* 5–15 × 0,25–0,6(–1) cm, cylindrique, creux, glabre, lisse, subtilement sillonné longitudinalement à maturité, jaune pâle (4A3) puis jaune grisâtre (4B3) au sommet, parfois teinté de lilas à l'état jeune puis brun clair (5D4–5) à brun (7D6). *Mycélium* basal blanc à jaunâtre, tomenteux, parfois formant une couche feutrée sur le substrat. *Lamelles* distantes à très distantes, adnées à presque libres, relativement larges, non interveinées, souvent ruguleuses entre les lamelles, blanc jaunâtre ou jaune citron pâle (2A2–3); arête blanchâtre. *Chair* très mince, lilas pâle à brun. *Goût* doux; *odeur* fongique. *Sporée* blanche. *Spores* très allongées, clavées, sub-cylindriques à légèrement courbées, à paroi mince et hyaline, (16,7–)16,6–19–21,5(–20,9) × (4,1–)3,9–4,9–5,9(–5,9) µm, Q = (3,25–)3,11–3,93–4,75(–4,72). *Basides* 30–40 × 8–10 µm, clavées, 4-spores. *Cheilocystides* clavées à sub-fusoïdes, à paroi mince ou un peu épaissie. *Revêtement pileïque* à cellules clavées à vésiculeuses, 10–20 µm diam., lisses. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 36)** – Saprotrophe, sur le sol ou sur feuilles en décomposition, très commun dans les régions à forêt dense humide (Eyi Ndong *et al.* 2011). En Afrique de l'Ouest, signalé au Bénin (Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Antonín 2013), au Nigeria (Nicholson 2000; Antonín 2007; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Sénégal (Meise Botanic Garden 2023) et au Togo (Eyi Ndong *et al.* 2011).

Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce est connue du Burundi (Antonín 2007; Degreef *et al.* 2016a), du Cameroun (Antonín 2007), de R. Centrafricaine (Malaisse *et al.* 2008), de R.D. Congo (Beeli 1928; Singer 1964, 1965; Antonín 2007; De Kesel *et al.* 2017), du Gabon (Eyi Ndong 2009), du Kenya (Pegler 1977; Antonín 2007), du Malawi (Morris 1990; Antonín 2007), d'Ouganda (Pegler 1977; Antonín 2007), du Rwanda (Degreef *et al.* 2016a), de Tanzanie (Pegler 1977; Härkönen





**Fig. 88.** *Marasmius bekolacongoli* (Bénin, OAB1098).



**Fig. 89.** *Marasmius heinemannianus* (Bénin, ADK3233).

et al. 2003; Antonín 2007; Niemelä et al. 2021), de Zambie (Niemelä et al. 2021) et du Zimbabwe (Antonín 2007).

**Comestibilité et appréciation** – L'espèce n'est consommée qu'au Gabon (Eyi Ndong et al. 2011), en R. Centrafricaine (Malaisse et al. 2008), au Rwanda (Degreef et al. 2016a) et au Burundi (Degreef et al. 2016a). En Afrique de l'Ouest, nous n'avons trouvé aucun indice de sa consommation.

**Taxonomie** – Cette espèce est assez facile à reconnaître bien que des confusions soient possibles avec *Marasmius zenkeri* Henn. et *M. staudtii* Henn. (Eyi Ndong et al. 2011; Niemelä et al. 2021).

### ***Marasmius heinemannianus* Antonín**

*Belg. J. Bot.* 131(2): 127 (1999) [1998]

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Antonín (2007), *Fungus Fl. Trop. Afr.* 1: 71, pl. 9/50; De Kesel et al. (2002), *Guide des champignons comestibles du Bénin*: 216, photo 56; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 31 + fig

**Description (Fig. 89)** – Sporophores isolés ou grégaires. *Chapeau* 6–8 cm diam., hémisphérique-conique puis convexe à centre umboné obtus peu prononcé; revêtement hygrophane, très finement tomenteux-pruineux puis glabre, lisse puis finement ruguleux, rouge brun (8BE8–9D7) au centre, rouge brunâtre vers la marge, plus foncé (9E7) au centre, distinctement jaunâtre (5–6A6–7) ou jaune rougeâtre (4–5A4–5) à la marge; marge infléchie puis plus ou moins droite. *Pied* 3–6 × 0,4–1,2 cm, souvent courbé, cylindrique ou légèrement clavé, légèrement élargi au sommet et rétréci à la base, lisse puis strié longitudinalement, finement tomenteux, blanc à crème ou crème orangé puis orange à brunâtre plus foncé (5A3–4, 6–7AC6), presque blanc au sommet. *Rhizoïdes* blanchâtres à rougeâtres à la base. *Lamelles* espacées, émarginées, assez épaisses, horizontales puis ventruées, non interveinées sauf à l'état mature, presque blanches puis jaune pâle (3–4A2–3); arête concolore, entière. *Chair* mince et cartilagineuse dans le chapeau, élastique dans le pied, concolore avec les revêtements. *Goût* doux; *odeur* fongique, un peu désagréable. *Sporée* blanc jaunâtre pâle. *Spores* ellipsoïdes ou sub-fusoïdes, à paroi mince, lisses, hyalines, 10,8–14,5 × (4,2–)4,6–6(–6,6) µm, Q = 2,1–2,5(–2,9). *Basides* 25–38,5 × 8,1–11 µm, clavées, 4-spores. *Cheilocystides* de forme très variable, cylindriques à clavées ou fusoïdes, à paroi mince. *Revêtement pileïque* à cellules clavées à sub-fusoïdes, lisses. *Boucles* abondantes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 38)** – Espèce peu récoltée mais à distribution potentiellement large, avec quelques localités en région guinéo-soudanienne et en région zambézienne notamment au Zimbabwe (Sharp 2014). Saprotophe, sur le sol, souvent dans des prairies humides et pâturages. En Afrique de l'Ouest, il est signalé uniquement au Bénin (Antonín 1998; De Kesel et al. 2002; Boa 2004; Antonín 2007, 2013; Yorou et al. 2014).

**Comestibilité et appréciation** – *Marasmius heinemannianus* n'est consommé que très localement dans le nord du Bénin (prov. Atacora) où il est parfois vendu sur les marchés de Boukombé (De Kesel *et al.* 2002).

**Taxonomie** – *Marasmius heinemannianus* se caractérise par ses sporophores charnus de grande taille et de couleur brun orangé à rougeâtre. Son habitus rappelle *Marasmius oreades*, une espèce européenne comestible poussant également dans les milieux herbacés ouverts.

### ***Neonothopanus* R.H. Petersen & Krisai** *Persoonia* 17(2): 210 (1999)

Genre (Fam. Omphalotaceae) comprenant trois espèces connues des zones tropicales et subtropicales du monde, dont une, *Neonothopanus hygrophanus*, très commune à travers toute l'Afrique tropicale (Eyi Ndong *et al.* 2011).

Sporophores à chapeau et pied excentrique, sans voile. *Chapeau* sec, glabre ou radialement fibrilleux, généralement pâle ou blanchâtre, parfois taché de brun-violet. *Hyménophore* à lamelles adnées ou décurrentes, blanches et tachées avec l'âge, denses à espacées, généralement ni anastomosées ni veinées. *Pied* généralement latéral, rarement central, court et peu développé ou absent, solide, blanc ou blanc-jaunâtre, sans anneau. *Contexte* charnu et mou, plutôt coriace vers le pied, blanc, immuable, non amyloïde. *Sporée* blanche. *Spores* ellipsoïdes à sub-cylindriques, lisses, à paroi mince, sans pore germinatif, non-amyloïdes. *Basides* clavées. *Cystides* absentes. *Système d'hyphes* monomitique à parois minces ou épaissies, inamyloïdes. *Revêtement piléique* de type épicutis peu différencié. *Boucles* présentes.

Espèces saprotrophes sur divers types de bois pourri. Deux espèces sont bioluminescentes dont le type du genre, *Neonothopanus nambi* (Speg.) R.H. Petersen & Krisai, qui est absent d'Afrique tropicale et serait toxique. Le mécanisme génétique et moléculaire qui gère sa bioluminescence a été utilisé pour créer des plants de tabac bioluminescents (Mitiouchkina *et al.* 2020). La seule espèce africaine, *Neonothopanus hygrophanus*, est comestible et il n'existe actuellement aucune preuve qu'elle soit bioluminescente.

### ***Neonothopanus hygrophanus* (Mont.) De Kesel & Degreef** *AbcTaxa* 10: 168 (2011)

SYNONYMES:

***Panus hygrophanus* Mont.**, *Annls Sci. Nat.*, Bot., sér. 4 1: 122 (1854); ***Lentinus hygrophanus* (Mont.) Henn.** *Nat. Pflanzenfam.*, Teil. 1 (Leipzig) 1: 224 (1898) [1900]; ***Pocillaria hygrophana* (Mont.) Kuntze**, *Revis. gen. pl.* (Leipzig) 3(2): 506 (1898); ***Pleurotus hygrophanus* (Mont.) Dennis**, *Kew Bull.* 8(1):

36 (1953); *Nothopanus hygrophanus* (Mont.) Singer, *Kew Bull.* 23(4): 247 (1969).

*Lentinus verae-crucis* Berk., *J. Linn. Soc., Bot.* 10(45): 303 (1868) [1869]; *Pocillaria verae-crucis* (Berk.) Kuntze (*ut Pocillaria veraecrucis*), *Revis. gen. pl.* (Leipzig) 2: 866 (1891).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Beeli (1928) (*ut Panus piperatus*), *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 164, pl. 4, Fig. 37; De Kesel *et al.* (2017) *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 177, Fig. 89; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 168, Fig. 119; Pegler (1972) (*ut Nothopanus hygrophanus*), *Fl. Ill. Champ. Afr. Cent.* 1: 25, pl. 5, Fig. 6; Pegler (1977) (*ut N. hygrophanus*), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 111, Fig. 20/4.

**Description (Fig. 90)** – Sporophores en groupe. *Chapeau* 1–5(–8) cm diam., membraneux, coriace, pleurotoïde, réniforme à flabelliforme, convexe puis aplani et déprimé vers la base; marge mince, sinueuse, striée, parfois lobée, fimbriée avec l'âge; revêtement radialement fibrilleux, glabre, sec, fortement hygrophane, d'abord blanc, vite parsemé de taches brunâtres à rougeâtres, finalement noirâtres. *Pied* court, 0,8–1,5 × 0,1–0,7 cm, latéral, plein, glabre, blanc. *Lamelles* décurrentes, larges, assez épaisses, espacées (L+l: 19/cm), légèrement interveinées, concolores et souvent tachées comme le chapeau. *Chair* très mince, ferme, fibreuse, blanche se tachant de brun. *Goût* amer; *odeur* faible. *Sporée* blanchâtre. *Spores* ellipsoïdes, hyalines, (4–)3,9–4,9–5,9(–6,1) × (2,8–)2,5–3,1–3,7(–3,7) µm, Q = (1,36–)1,28–1,59–1,9(–1,99), à paroi mince, inamyloïdes. *Basides* 14–19 × 4–6 µm, étroitement claviformes, cylindracées, 4-spores. *Cystides* absentes. *Système d'hyphes* monomitique. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 39)** – *Neonothopanus hygrophanus* est une espèce tropicale, saprotrophe de bois mort, généralement pourri, qui semble peu spécifique et présente donc une distribution très large en Afrique tropicale (Eyi Ndong *et al.* 2011). En Afrique de l'Ouest, l'espèce a été signalée au Bénin (Boa 2004, *ut Nothopanus hygrophanus*; Eyi Ndong *et al.* 2011, Olou *et al.* 2023), au Burkina-Faso (Eyi Ndong *et al.* 2011), en Côte d'Ivoire (Yian *et al.* 2023, GBIF 2023), au Ghana (Pegler 1969, *ut N. hygrophanus*; Holden 1970, *ut N. hygrophanus*; Zoberi 1972, *ut N. hygrophanus*; Eyi Ndong *et al.* 2011), en Guinée (Zoberi 1972, *ut N. hygrophanus*; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Mali (Meise Botanic Garden 2023), au Niger (Eyi Ndong *et al.* 2011), au Nigeria (Osemwegie *et al.* 2006, *ut Nothopanus* sp.), au Sénégal (Meise Botanic Garden 2023), en Sierra Leone (Pegler 1969, *ut N. hygrophanus*; Zoberi 1972, *ut N. hygrophanus*; Eyi Ndong *et al.* 2011) et au Togo (Osemwegie *et al.* 2006, *ut Nothopanus* sp.; Eyi Ndong *et al.* 2011; Kamou *et al.* 2015, 2017a, *ut N. hygrophanus*; Kamou *et al.* 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – L'espèce est assez amère mais, selon Pegler (1972), elle est consommée en R.D. Congo. Bien qu'elle soit présente dans la



Fig. 90. *Neonothopanus hygrophanus* (Bénin, ADK s.n.).

majorité des pays d'Afrique de l'Ouest, nous ne disposons d'aucune donnée à propos de sa consommation.

**Taxonomie** – *Neonothopanus hygrophanus* est caractérisé par ses sporophores pleurotoïdes, de goût amer et de couleur blanchâtre parsemés de taches brunâtres à rougeâtres. Vu sa taille, l'espèce ne peut être confondue qu'avec certains *Pleurotus*, mais ceux-ci ont le contexte plus charnu, un goût doux et des spores beaucoup plus grandes.

### ***Phlebopus* (R. Heim) Singer** *Annls mycol.* 34(4/5): 326 (1936)

Genre (Fam. Boletinellaceae) regroupant une douzaine d'espèces de bolets subtropicaux et tropicaux de grande taille et qui compte plusieurs espèces africaines (Heinemann & Rammeloo 1982; Watling & Turnbull 1992).

Sporophores à pied central et chapeau massif, sans voiles. *Chapeau* généralement grand, convexe, pulviné à plan, tomenteux, devenant lisse, sec ou grasieux par temps humide, parfois craquelé, beige à brun, brun-foncé, brun olivâtre à noirâtre. *Hyménophore* tubulé, couche des tubes adnée-sinuée, tubes longs, pores petits, ronds, de taille uniforme, jaune pâle à jaune orangé, jaune verdâtre. *Pied* massif, ventru, fortement et graduellement enflé vers le bas, concolore au chapeau ou un peu plus foncé, tomenteux à lisse, sans réseau. *Contexte* mou, fragile, bleuissant ou non à la coupe. *Sporée* jaune brunâtre, toujours de teinte olivâtre. *Spores* ellipsoïdes à ovoïdes, sans dépression supra-hilaire, lisses, à paroi épaissie, sans pore germinatif, inamyloïdes. *Basides* clavées, 4-spores. *Cheilocystides* et *pleurocystides* présentes, peu différenciées. *Système d'hyphe* monomitique. *Revêtement piléique* de type cutis ou trichoderme, souvent collapsé à maturité. *Trame* des tubes sub-régulière à médiostrate prononcée. *Boucles* présentes.

Les *Phlebopus* sont des bolets saprotrophes, facultativement ectomycorrhiziens. Ils poussent sur le sol ou sur la litière. L'écologie des *Phlebopus* n'est pas encore entièrement appréhendée. Des études récentes indiquent que *Phlebopus portentosus*, identifié à l'aide de marqueurs moléculaires, forme des galles sur les racines de certaines plantes (*Delonix regia*, *Coffea* ou *Citrus*), lesquelles hébergent des Pseudococcidae (Zhang *et al.* 2015). La même espèce est capable de former des ectomycorrhizes sur les racines de *Pinus kesiya* (Kumla *et al.* 2016), alors qu'en milieu artificiel elle produit des sporophores matures avec ou sans la présence d'une plante-hôte vivante (Ji *et al.* 2016). Cette dernière découverte a permis la mise en culture industrielle de *Phlebopus portentosus*, une espèce consommée en Asie (Thaïlande, Chine). Quelques espèces produisent des sporophores dont le chapeau dépasse 50–75 cm diam., soit les plus grands bolets du monde (Heinemann & Rammeloo 1982).

Le genre *Phlebopus* contient plusieurs espèces consommées en Amérique latine, en Asie et en Afrique. Les bolets ne sont généralement pas appréciés en Afrique

tropicale (Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994). Dans certains pays africains, les *Phlebopus* sont par ailleurs considérés comme toxiques, mais ceci est probablement causé par la surconsommation et/ou une préparation inappropriée. Il est en effet avéré que, s'ils sont consommés crus, les *Phlebopus* sont toxiques. *Phlebopus sudanicus* est consommé dans plusieurs pays dont la R. Congo (Hariot & Patouillard 1909; Heim 1936b), le Ghana (Heim 1936b), le Malawi (Williamson 1975; Morris 1990), le Bénin (De Kesel *et al.* 2002) et le Burkina Faso (Heim 1936a,b; Guissou *et al.* 2005, 2008) ainsi qu'au Haut-Katanga en R.D. Congo (Heinemann & Rammeloo 1980; De Kesel *et al.* 2017).

Pas moins de cinq espèces de *Phlebopus* ont été rapportées d'Afrique de l'Ouest. Les espèces sont difficiles à identifier, surtout sur le terrain. Plusieurs d'entre elles, comme *Phlebopus sudanicus*, *P. colossus* et *P. portentosus*, sont séparées sur base de la couleur des revêtements, ce qui rend l'identification assez subjective et sujette à caution. La présence de certaines espèces en Afrique tropicale, comme *Phlebopus portentosus* (Berk. & Broome) Boedijn, cité du Nigeria (Zoberi 1972, *ut Phaeogyroporus portentosus*) et de Sierra Leone (Pegler & Rayner 1969, *ut P. portentosus*; Zoberi 1972, *ut P. portentosus*; Pegler 1977, *ut P. portentosus*) est douteuse (Heinemann & Rammeloo 1982). Les données ethnomycologiques manquent à propos des deux espèces citées du Libéria, à savoir *Phlebopus harleyi* Heinem. & Rammeloo (Singer 1945, *ut Phaeogyroporus braunii*); Watling & Turnbull 1992) et *Phlebopus tropicus* (Rick) Heinem. & Rammeloo (Singer 1944, 1945, *ut Phaeogyroporus tropicus*). *Phlebopus colossus* (R. Heim) Singer est connu du Ghana (Walley & Rammeloo 1994; Boa 2004), mais souvent considéré comme indigeste. L'espèce la plus commune, *Phlebopus sudanicus*, qui est aussi celle consommée avec certitude, est traitée ci-dessous.

### ***Phlebopus sudanicus* (Har. & Pat.) Heinem.**

*Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 24: 113 (1954)

SYNONYMES:

***Boletus sudanicus* Har. & Pat.**, *Bull. Mus. Hist. Nat.*, Paris 15: 87 (1909);  
***Phaeogyroporus sudanicus* (Har. & Pat.) Singer**, *Agaric. mod. Tax.*, Edn 2 (Weinheim): 712 (1962).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 141, photo 23; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 187, Fig. 93; Guissou *et al.* (2015), *Journ. appl. Biosciences* 85: 7786, Fig. 2; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 163, Figs 229–230; Heinemann & Rammeloo (1980), *Fl. III. Champ. Afr. Centr.* Fasc. 7 : 129, pl. 21, Fig. 3; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrlinia* 36: 187, Fig. a–b, 307.

**Description (Fig. 91)** – Sporophores isolés ou grégaires. *Chapeau* 20–30 (–35) cm diam., massif, d'abord convexe puis convexe-pulviné, lobé, déprimé;

revêtement non-séparable, finement feutré, puis glabre, brun foncé (6D4–F5) au centre, vers la marge teintée de jaune-olivâtre (5E5, 4C4, 4BC7, 3B7), se tachant de rouge-brun (6F4) au froissement à l'état jeune; marge d'abord sub-enroulée, puis infléchie, débordant de 0,5–2 mm, rouge-brun (7E7). *Pied* 9–13 × 7–8(–9) cm, charnu, massif, d'abord ventru, ensuite largement clavé, plein, sub-excentrique; revêtement mat, sec, lisse à tomenteux, parfois ponctué, sub-scrobiculé, zone supérieure (5 mm) orange-jaune vif (4A6–8), vers le bas jaune clair (4A4) mélangé à des teintes variant de jaune doré à kaki (4B6–D5) et taché de teintes brunes (7E7–8); mycélium basal blanc-jaunâtre, agglomérant les particules du sol et donnant au pied un aspect radicant. *Pores* ronds à ovales, réguliers à irréguliers, étroits, 2–3/mm, jeunes jaune-olivâtre (4C4–D5), brun-orange (5C4) par froissement, finalement brun clair (6D6), plus jaune vif le long de la marge. *Tubes* à maturité 20–24 mm long, très courts près du pied et vers la marge, jaune cire à faibles teintes olivâtres (3B5), bleuissant, adnés, facilement séparables de la chair du chapeau et alors montrant une chair piléique orange (4B7). *Chair* du chapeau d'abord ferme, puis molle, 3 cm épaisseur à mi-rayon, jaune-blanchâtre (2A3), à la coupe très faiblement bleuissant-verdissant par endroits, finalement jaune clair (4A2–4). *Chair* du pied molle au centre, graduellement plus ferme vers l'extérieur, concolore à la chair du chapeau sauf les taches brunâtres dans sa base et sous le revêtement du pied. *Goût* doux-aqueux et acidulé, puis lentement (après 2 min.) évoquant *Lentinula edodes*, fort et complexe, agréable; *odeur* de caramel-noisettes grillées, finalement fongique et complexe. *Sporée* olivâtre,



Fig. 91. *Phlebopus sudanicus* (Bénin, OAB1139).



jaunâtre brun, brun-moutarde (fraîche 5E6–4F6, sèche 4E5). Spores 6,9–8–9,4 × 5,1–5,7–6,3 µm, Q = 1,27–1,41–1,59, ellipsoïdes, ovoïdes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 40)** – Espèce ectomycorrhizienne solitaire ou en petit groupe, le plus souvent dans les plantations d'*Acacia auricularifolia*, *Casuarina*, *Paspalum*, *Erythrina* ou *Citrus*. *Phlebopus sudanicus* est une espèce relativement commune à travers toute l'Afrique tropicale. En Afrique de l'Ouest, il est signalé au Bénin (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Burkina-Faso (Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004; Guissou *et al.* 2005, 2008; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014; Guissou *et al.* 2015), en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2010; Yorou *et al.* 2014), en Gambie (Penney 2009, 2012), au Niger et au Nigeria (Meise Botanic Garden 2023), au Sénégal (Heinemann 1954; Ducouso *et al.* 2003; Boa 2004; Bâ *et al.* 2011; Kane & Courtecuisse 2013, *ut Phaeogyroporus sudanicus*), en Sierra Leone (Heinemann 1954) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – *Phlebopus sudanicus* est parfois considéré comme toxique (Pegler & Rayner 1969; Morris 1990; Niemelä *et al.* 2021), parfois comme comestible, notamment au Mozambique (Niemelä *et al.* 2021), au Bénin (De Kesel *et al.* 2002), au Burkina Faso (Heim 1936a,b; Guissou *et al.* 2005) et au Sénégal (Ducouso *et al.* 2003). Notons que la mauvaise digestibilité des espèces du genre *Phlebopus* oblige les consommateurs à les faire bouillir. Une simple indigestion, causée par la consommation excessive ou l'ingestion de spécimens vieux ou mal préparés, est souvent considérée par les populations locales comme un empoisonnement. Presque partout où l'espèce est appréciée, les spécimens sont bouillis, ou séchés puis bouillis avant consommation (Hariat & Patouillard 1909; Heim 1936a,b; Williamson 1975; Morris 1990; Guissou *et al.* 2005). Au Burkina Faso, les villageois limitent les quantités qu'ils consomment afin d'éviter tout risque d'indigestion (Guissou *et al.* 2005).

### ***Pleurotus* (Fr.) P. Kumm.** *Führ. Pilzk. (Zerbst): 24 (1871)*

Genre (Fam. Pleurotaceae) cosmopolite comptant plus de 50 espèces, dont une dizaine en Afrique tropicale.

Sporophores à chapeau et pied latéral court ou réduit, avec ou sans voile universel. *Chapeau* convexe, ombiliqué à infundibuliforme, flabelliforme, dimidié, lisse, glabre, radialement fibrilleux ou subtilement squameux, sec, gluant ou glutineux, blanc, beige à gris bleuâtre, rose ou jaune. *Hyménophore* à lamelles profondément décourbées sur le pied, parfois anastomosées, interveinées, blanches à crème, roses ou jaunâtres; arête généralement entière. *Pied* présent et alors court ou fortement réduit (rarement absent), latéral ou excentrique, rarement central, plein, avec ou sans voile partiel; anneau généralement absent sinon fixe, membraneux et fugace. *Contexte* blanchâtre, immuable, mou à fibreux, coriace dans le pied.



**Fig. 92.** *Pleurotus flabellatus* (Bénin, BAA0965).

*Sclérote* présent ou absent. *Sporée* blanchâtre à crème, jaunâtre ou rosâtre, à teinte violette. *Spores* ellipsoïdes, généralement cylindriques, lisses, sans pore germinatif, inamyloïdes. *Basides* clavées, généralement 4-spores. *Cheilocystides* et *pleurocystides* présentes, à paroi mince. *Système d'hyphes* monomitique, avec ou sans boucles. *Revêtement piléique* de type cutis (rectocutis, epicutis). *Trame* des lamelles irrégulière.

Les *Pleurotus* sont des espèces saprotrophes lignicoles, mais aussi prédatrices en raison de leur nématophagie. Les sporophores se développent sur du bois, généralement dur. Plusieurs espèces de *Pleurotus* ont un stade anamorphe (ressemblant à certains *Leotia*), classé sous *Antromycopsis*. La classification sub-générique des *Pleurotus* est difficile car pas mal d'espèces sont phénotypiquement variables et la confusion est possible avec des genres voisins (Njouonkou 2011). *Pleurotus* est morphologiquement proche de *Lentinus* (voir commentaires sous *Lentinus*). Les *Pleurotus* ont en commun qu'ils sont nématophages, c'est-à-dire qu'ils piègent ou paralysent des nématodes avec des hyphes spécialisés ou à l'aide de toxines (Thorn *et al.* 2000). Ils forment aussi des corémies, petites structures produisant des spores asexuées, sur le mycélium et/ou à la base du pied. *Neonothopanus* se distingue de *Pleurotus* par son goût amer et *Hohenbuehelia* par ses cystides métuloïdes (paroi épaisse) en forme de harpon. *Pleurocybella porrigens* est un sosie dangereux des *Pleurotus* qui cause de graves intoxications et de l'encéphalopathie (Saviuc & Danel 2006). Il se distingue des *Pleurotus* par une chair très mince rendant le chapeau translucide, des spores globuleuses et par le fait qu'il pousse sur résineux (plantations de *Pinus*).

La majorité des espèces de *Pleurotus* sont utilisées dans au moins 35 pays de par le monde (Boa 2004) et plusieurs espèces (dont *P. ostreatus*) sont cultivées à l'échelle industrielle. La vente d'espèces sauvages est rare comparée à celle d'espèces obtenues de culture. La culture des pleurotes, sur base de souches sauvages ou importées, est pratiquée à travers toute l'Afrique tropicale. Inspirée des techniques publiées par Oei (1993, 1996), la culture des *Pleurotus* en Afrique de l'Ouest a notamment été réalisée au Nigeria, au Ghana et au Bénin (De Kesel *et al.* 2002). La culture des pleurotes n'est cependant pas encore développée dans la plupart des pays ouest-africains alors qu'elle pourrait représenter un potentiel économique important.

Six espèces de *Pleurotus* ont été rapportées d'Afrique de l'Ouest, dont quatre peu documentées ou prêtes à confusion, mais toutes sont intéressantes pour la mise en culture. *Pleurotus flabellatus* (Berk. & Br.) Sacc. (Fig. 92) et *Pleurotus fuscosquamulosus* D.A. Reid, Eicker & Decock sont signalés de Côte d'Ivoire (EFTA 2023). *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. a été trouvé au Ghana (Holden 1970; Osemwegie *et al.* 2014) et au Nigeria (Okhuoya *et al.* 2010). *Pleurotus cystidiosus* O.K. Mill. a été signalé au Mali (EFTA 2023) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a). Signalons que plusieurs taxons sont difficiles à distinguer et qu'en l'absence de matériel d'herbier, leur identité et leur distribution restent

sujettes à caution. Deux espèces, *Pleurotus pulmonarius* et *P. tuber-regium* sont traitées ci-dessous.

### ***Pleurotus pulmonarius* (Fr.) Quél.**

*Mém. Soc. Émul. Montbéliard*, Sér. 2 5: 11 (1872)

#### SYNONYMES:

***Agaricus pulmonarius* Fr.**, *Syst. mycol.* (Lundae) 1: 187 (1821); ***Agaricus pulmonarius* Fr.**, *Syst. mycol.* (Lundae) 1: 187 (1821) **subsp. *pulmonarius***; ***Pleurotus pulmonarius* (Fr.) Quél.**, *Mém. Soc. Émul. Montbéliard*, Sér. 2 5: 11 (1872) **var. *pulmonarius***; ***Dendrosarcus pulmonarius* (Fr.) Kuntze**, *Revis. gen. pl.* (Leipzig) 3(2): 464 (1898); ***Pleurotus ostreatus* f. *pulmonarius* (Fr.) Pilát**, *Bull. trimest. Soc. mycol. Fr.* 49(3–4): 281 (1934) [1933].

***Agaricus pulmonarius* subsp. *juglandis* Fr.**, *Icon. Sel. Hymenomyc.* 1: tab. 87 (1867); ***Pleurotus pulmonarius* var. *juglandis* (Fr.) Sacc.**, *Syll. fung.* (Abellini) 5: 362 (1887).

***Pleurotus araucariicola* Singer**, *Lilloa* 26: 141 (1954) [1953].

***Pleurotus pulmonarius* var. *lapponicus* E. Ludw.**, *Pilzkompendium* (Eching) 1(2): 570 (2001).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 217, photo 57 (*ut Pleurotus cystidiosus*); De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 191, Fig. 95.

**Description (Fig. 93)** – Sporophores grégaires, fasciculés, imbriqués sur bois pourri. *Chapeau* d'abord convexe, puis flabelliforme à spatuliforme, parfois réniforme, dimidié, –12 cm large, charnu; revêtement lisse, glabre ou un peu tomenteux, blanc au fond, sec, blanchâtre-beige à pâle brun grisâtre (5C2); marge lisse, puis ondulée, flexueuse, finement striée par endroits, immuable. *Pied* très court ou rudimentaire, 0,5–1 × 0,8–1,2 cm, latéral, blanchâtre, lisse, relativement dur, plein, sans anneau. *Lamelles* inégales, assez serrées, très minces, non bifurquées, parfois anastomosées au niveau du pied, décourantes, blanches devenant blanchâtres à beige; lamellules fréquentes, 4–6/lamelle; arête entière, concolore. *Chair* blanche, mince, peu fibreuse sauf dans le pied, immuable. *Goût* doux et agréable; *odeur* faible. *Sporée* blanchâtre. *Spores* (11,5–)12–13,6–15,1(–14,8) × (3,8–)3,6–4,5–5,3(–5,5) µm, Q = (2,24–)2,44–3,06–3,68(–3,61), longuement ellipsoïdes à cylindriques, guttulées, lisses, à paroi mince, hyalines. *Basides* 22–30 × 6–8 µm, clavées, (2–)4-spores. *Cheilocystides* nombreuses, clavées à fusoïdes ou lagéniformes. *Pleurocystides* non observées. *Système d'hyphes* monomitique. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 41)** – *Pleurotus pulmonarius* est une espèce saprotrophe de bois mort, causant une pourriture blanche. Bien que cosmopolite, il a une préférence pour les climats chauds. En région tempérée, il ne fructifie qu'en plein été et les expériences de culture montrent un optimum



**Fig. 93.** *Pleurotus pulmonarius* (Bénin, ADK s.n.).

de croissance à une température élevée (Oei & Nieuwenhuijzen 2005). En Afrique tropicale, il est très mal connu et souvent confondu avec *Pleurotus cystidiosus* et *P. ostreatus*. L'espèce est signalée au Bénin (De Kesel *et al.* 2002, *ut Pleurotus cystidiosus*), au Nigeria (Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2014), au Togo et au Cameroun (Njouonkou 2011; Njouonkou *et al.* 2016). Vu la confusion possible avec *Pleurotus ostreatus* et *P. cystidiosus*, sa distribution en Afrique de l'Ouest pourrait s'étendre au Ghana (Holden 1970; Osemwegie *et al.* 2014, *ut P. ostreatus*), au Mali (EFTA 2023, *ut P. cystidiosus*) et au Nigeria (Okhuoya *et al.* 2010, *ut P. ostreatus*).

**Comestibilité et appréciation** – Les pleurotes les plus cultivés au monde sont des variétés de *Pleurotus pulmonarius*. En raison de sa préférence pour les climats chauds, cette espèce est idéale pour la mise en culture dans la région d'étude.

**Taxonomie** – *Pleurotus pulmonarius* ressemble fortement à *P. cystidiosus*, mentionné au Burundi (Buyck 1994a). Les deux taxons ont une écologie très similaire mais *Pleurotus cystidiosus* se distingue de *P. pulmonarius* par ses spores nettement plus longues (11–)15–20 × (4–)5–6(–6,5) µm et plus allongées (Q = 2,8–3,25).

## ***Pleurotus tuber-regium* (Fr.) Singer**

*Lilloa* 22: 271 (1951)

### SYNONYMES:

***Agaricus tuber-regium* Fr.**, *Syst. Mycol.* (Lundae) 1: 174 (1821); ***Lentinus tuber-regium* (Fr.) Fr.**, *Syn. Generis Lentinus* 3 (1836).

***Lentinus descendens* Afzel. ex Fr.**, *Adami Afzelii fungi Guineenses*: 8 (1837).

***Lentinus flavidus* Masee**, *Bull. Misc. Inf.*, Kew: 163 (1901).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Buyck (1994) (*ut Lentinus tuberregium*), *Ubwoba*: 55, Fig. 29; De Kesel *et al.* (2002) (*ut L. tuberregium*), *Guide champ. com. Bénin*: 198, photo 51; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 193, Fig. 96; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 173, Figs 122–124; Härkönen *et al.* (2003) (*ut L. tuber-regium*), *Tanzanian mushrooms*: 124, Fig. 131; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 158, Fig. 221; Heim (1935) (*ut L. tuber-regium*), *Arch. Mus. Nat. Hist. Nat.*, sér. 6, 12: 553; Oso (1977b), *Mycologia* 69: Figs 1–6; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrlinia* 36: 119, Fig. a–b; Pegler (1972) (*ut L. tuber-regium*), *Flore III. Champ. Afr. Cent.* 1: 15, pl. 3, Fig. 1 & pl. 4, Fig. 3; Pegler (1977) (*ut L. tuber-regium*), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 35, Fig. 6; Pegler (1983) (*ut L. tuber-regium*), *The genus Lentinus*, *Kew Bull.*, Add. Ser. 10: 193, Fig. 53; Ryvarden *et al.* (1994) (*ut L. tuber-regium*), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 145 + fig.; Zoberi (1972), *Tropical macrofungi*: 57, Fig. 6; Zoberi (1973), *Niger. Field* 38: 88, pl. 2b.

**Description (Fig. 94)** – Sporophores solitaires ou grégaires, naissant d'un sclérote souterrain. *Chapeau* 3–25 cm diam., infundibuliforme, déprimé au centre, charnu, flexible, coriace avec l'âge; marge entière, aiguë, incurvée puis infléchie, à l'état jeune subtilement garnie de restes de voile détersiles, avec l'âge incisée à laciniée; revêtement sec, d'abord muni d'un tomentum floconneux détersile, puis lisse, mat, gris blanchâtre, rarement brun clair à ocracé, à petites squamules innées, apprimées, concentriques, concolores ou plus foncées (6D4) au centre. *Pied* 3–15 × 0,7–3,5 cm, central parfois excentrique, épais, robuste, cylindrique, modérément élargi à la base, plein, concolore au chapeau, furfuracé à tomenteux ou sub-squamuleux à vilieux-tamenteux à la partie naissant du sclérote. *Sclérote* souterrain, volumineux, de forme variable, le plus souvent globuleux 5–25 (–30) cm diam., plein, à croûte gris-brun à brun foncé à l'extérieur; chair blanche à l'intérieur, granuleuse. *Lamelles* profondément décurrentes, sub-linéaires à très étroites (0,4–1,5 mm haut), très serrées (L+l: 17/cm), irrégulièrement bifurquées, parfois interveinées près du pied, blanchâtres à crème (4A4) puis concolores au chapeau; lamellules nombreuses en séries régulières (6/lamelle); arête entière, concolore, devenant plus foncée avec l'âge. *Chair* ferme, fibreuse dans le pied, épaisse au centre du chapeau, beaucoup plus mince et coriace vers la marge, blanchâtre. *Goût* doux, agréable; *odeur* relativement forte, acidulée. *Sporée*



**Fig. 94.** *Pleurotus tuber-regium* et son sclérote (R.D. Congo, EMB6-37) – crédit photo: E. Mugoli.

blanche. *Spores* hyalines, cylindriques,  $6,9-8,1-9,4(-9,7) \times (3-)3,3-3,7-4,1 \mu\text{m}$ ,  $Q = (1,88-)1,82-2,2-2,58(-2,71)$ . *Basides*  $28-36 \times 7-8 \mu\text{m}$ , clavées, 4-spores. *Cheilocystides* nombreuses, clavées à fusoides, souvent noduleuses, peu émergentes. *Faisceaux d'hyphes* absents. *Système d'hyphes* monomitique devenant dimitique. *Boucles* présentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 42)** – Espèce paléotropicale saprotrophe, sur le sol dans des endroits humides et riches en matière organique, tels que souches décomposées, lisières de cultures, parcs et jardins, mais aussi en forêt dense humide, forêt claire et plantations. En Afrique de l’Ouest, elle est signalée dans la plupart des pays couverts dans cet ouvrage, notamment au Bénin (Boa 2004, *ut Lentinus tuber-regium*; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014, *ut L. tuber-regium*; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015, *ut L. tuber-regium*), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008, *ut L. tuber-regium*; Yorou *et al.* 2014), en Côte d’Ivoire (Pegler 1983, *ut L. tuber-regium*; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014, *ut L. tuber-regium*; Yorou *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019, *ut L. tuber-regium*; EFTA 2023), au Ghana (Dade 1940, *ut L. tuber-regium*; Piening 1962, *ut L. tuber-regium*; Holden 1970; Pegler 1983, *ut L. tuber-regium*; Boa 2004, *ut L. tuber-regium*; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014, *ut L. tuber-regium*), en Guinée (Eyi Dong *et al.* 2011), au Libéria (Pegler 1983, *ut L. tuber-regium*; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Nigeria (Massee 1901, *ut Lentinus flavidus*; Wakefield 1912, *ut L. flavidus*; Wakefield 1914, *ut L. tuber-regium*; Zoberi 1973; Oso 1975, 1977b; Pegler 1977, *ut L. tuber-regium*; Ogundana 1979; Zoberi 1979; Ogundana & Fagade 1982; Pegler 1983, *ut L. tuber-regium*; Rammeloo & Walley 1993, *ut L. tuber-regium*; Walley & Rammeloo 1994, *ut L. tuber-regium*; Fasidi & Kadiri 1995; Osemwegie *et al.* 2002; Akpaja *et al.* 2003; Boa 2004, *ut L. tuber-regium*; Adekunle & Ajao 2005; Akpaja *et al.* 2005; Osagualekhor & Okhuoya 2005; Gbolagade 2006; Gbolagade *et al.* 2006; Osemwegie *et al.* 2006; Osemwegie & Okhuoya 2009; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010a; Ayodele *et al.* 2011; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie & Okhuoya 2011; Oyetayo 2011; Osemwegie *et al.* 2014, *ut L. tuber-regium*), au Sénégal (Osemwegie *et al.* 2014, *ut L. tuber-regium*), en Sierra Leone (Fries & Nyman 1837, *ut L. descendens*; Fries 1838, *ut L. descendens*; Fries 1851, *ut L. descendens*; Afzelius & Fries 1860, *ut L. descendens*; Deighton 1936b, *ut L. tuber-regium*; Pegler 1983, *ut L. tuber-regium*; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a, *ut L. tuber-regium*). Ailleurs en Afrique tropicale, il est signalé au Burundi (Buyck 1994a), au Cameroun (Pegler 1977; van Dijk *et al.* 2003; Douanla-Meli 2007; Njouonkou *et al.* 2016), en R. Congo (Pegler 1983), en R.D. Congo (Pegler 1972, 1983; De Kesel *et al.* 2017), au Gabon (Eyi Ndong 2009; Eyi Ndong & Degreef 2010), au Kenya (Pegler 1968, 1983; Pegler & Rayner 1969), à Madagascar (Heim 1935; Pegler 1983), en Ouganda (Pegler 1977, 1983), au Tchad (Pegler 1983), en Tanzanie (Pegler 1983; Härkönen *et al.* 2003; Niemelä *et al.* 2021), en Zambie (Pegler 1983; Niemelä *et al.* 2021), à Zanzibar (Pegler 1977, 1983) et au Zimbabwe (Pegler 1983).

**Comestibilité et appréciation** – Outre les qualités alimentaires du sporophore, la poudre du sclérote est utilisée en médecine traditionnelle dans de nombreux pays d’Afrique, notamment pour traiter l’anémie, les maux d’estomac et l’hypertension. Un compte rendu ethnographique est fourni par Baeke (2005). Au Nigeria, l’utilisation de cette espèce est très bien documentée (Oso 1977a,b) et des tests de culture ont été effectués en conditions contrôlées (Isikhuemhen & Okhuoya 1995, 1996; Isikhuemhen *et al.* 1999, 2000a,b; Okhuoya *et al.* 1998). En R.D. Congo, Mwinyi *et al.* (2022) ont développé une méthode qui permet de produire du blanc ainsi que



des sporophores de *Pleurotus tuber-regium* (et de *Lentinus squarrosulus*) dans des conditions locales, à un prix défiant toute concurrence

**Taxonomie** – *Pleurotus tuber-regium* est très facilement reconnaissable à ses grands sporophores à pied distinctement tomenteux, toujours émergents d'un sclérote souterrain, globuleux et de grande taille. Alagbaoso *et al.* (2015) soulignent ses propriétés pharmacologiques, notamment comme antiviral. Le rattachement de cette espèce au genre *Pleurotus* (Singer 1961) a été confirmé par les études moléculaires de Hitoshi & Takao (1995) et de Njouonkou (2011).

### ***Russula* Pers.**

*Observ. mycol. (Lipsiae) 1: 100 (1796)*

Le genre *Russula* (Fam. Russulaceae) compte plus de 750 espèces réparties sur tous les continents à l'exception de l'Antarctique. Environ 200 espèces sont décrites d'Afrique tropicale, toutes strictement endémiques. Les espèces d'Afrique centrale ont été revues par Buyck (1993, 1994, 1997). Depuis, plusieurs contributions, souvent au niveau national, sont apparues: Tanzanie, Zambie et Burundi (Buyck 1995, 1999, 2004, 2005; Härkönen *et al.* 1993), Madagascar (Buyck 1999, 2004, 2008), Zimbabwe (Buyck & Sharp 2007), Cameroun (Douanla-Meli & Langer 2009) et récemment Burkina-Faso (Sanon *et al.* 2014).

Sporophores à chapeau et pied plus ou moins central, sans voile universel, quelques espèces gastéroïdes (encore dans *Cystangium*). *Chapeau* convexe, plan, creusé ou légèrement infundibuliforme, lisse ou radialement fibrilleux ponctué, craquelé ou fissuré, sec, collant à mucilagineux, blanc, jaune, orange, rouge, rose, vert, bleu, brun, brun grisâtre ou presque noir. *Hyménophore* à lamelles adnées, très cassantes, espacées à serrées; lamellules très rares, blanches, jaunes, beige, grisâtres; arête généralement concolore. *Pied* cylindrique, central, plein, creux ou caverneux; voile partiel absent ou présent; anneau absent ou présent. *Contexte* mou et fragile, cassant comme de la craie, immuable ou devenant jaune, rose, orange, rougeâtre, grisâtre ou noirâtre. *Sporée* généralement pâle, blanche, crème à jaunâtre. *Spores* globuleuses à sub-globuleuses, ellipsoïdes, ornementées de pustules, verrues, épines, côtes ou crêtes, reliées ou non par un réseau bas, toujours amyloïdes, avec ou sans plage et sans pore germinatif distinct. *Basides* clavées à cylindriques, généralement 4-spores. *Cheilocystides* et *pleurocystides* présentes, de formes variables. *Système d'hyphes* monomitique. *Revêtement pileïque* à séparabilité spécifique, à dermatocystides, de type rectocutis, ixorectocutis, trichoderme, ixotrichoderme, tomentum, ixtomentum. *Trame* des lamelles à sphérocytes, sans hyphes laticifères. *Boucles* absentes.

Les russules poussent généralement sur le sol, moins souvent sur la litière, exceptionnellement sur du bois, notamment en forêt dense humide. Elles sont strictement ectomycorhiziennes et spécifiques par rapport à un ou plusieurs hôtes. Buyck (2008) signale la présence de russules endémiques malgaches

sous des *Eucalyptus* introduits, mais en général on trouve les russules africaines sous Caesalpinaceae, Dipterocarpaceae et/ou Phyllanthaceae. La majorité des espèces africaines semblent inféodées aux régions zambézienne et guinéenne, mais ceci est probablement dû à un manque d'inventaire dans la zone soudano-guinéenne, travail récemment entrepris par Sanon *et al.* (2014).

Les russules sont consommées partout dans le monde (Boa 2004). En comparaison avec les *Lactarius/Lactifluus* africains, dont 25% des espèces sont consommées, les russules semblent moins populaires. Au total, une vingtaine d'espèces sont comestibles, soit seulement 10% des effectifs africains. Contrairement aux lactaires, beaucoup de russules sont fragiles et ne peuvent être transportées sans être réduites en miettes.

Les russules ne posent quasiment pas de problèmes d'intoxication, bien que des espèces toxiques existent, en Chine par exemple (Boa 2004). En Afrique tropicale, aucun empoisonnement n'est recensé (Walley & Rammeloo 1994) mais les espèces piquantes doivent être évitées au risque de provoquer des vomissements. Une clé d'identification assez pratique des russules de la zone zambézienne (Tanzanie en particulier) est donnée par Härkönen *et al.* (1993).

Bien que les russules comestibles soient nombreuses en Afrique tropicale, des spécimens d'herbier font défaut pour certaines espèces ouest-africaines, ce qui empêche la vérification taxonomique et le séquençage. La plupart des espèces citées ne sont connues que d'un seul pays, parfois avec une identité incertaine et ne sont consommées que très localement. Citons *Russula cellulata* Buyck au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou & De Kesel 2011; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), en Guinée (Riviere *et al.* 2007; Bâ *et al.* 2012) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a; EFTA 2023); *R. ciliata* Buyck au Bénin (EFTA 2023) et en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017); *R. aff. grisea* Fr. uniquement au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Boa 2004) et en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019); *R. hiemisilvae* Buyck au Sénégal (Härkönen *et al.* 1993); *R. meleagris* Buyck au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004) et en Guinée (Riviere *et al.* 2007; Bâ *et al.* 2012); *R. ochrocephala* Buyck (Fig. 95) au Sénégal (Buyck 1997) et au Bénin; *R. phaeocephala* Buyck (Fig. 96) au Togo (Kamou *et al.* 2017a; Pondikpa Nadjombe *et al.* 2022); *R. pruinata* R. Heim en Guinée (Riviere *et al.* 2007; Bâ *et al.* 2012); *R. pseudopurpurea* Buyck au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004); *R. roseovelata* Buyck et *R. roseoviolacea* Buyck au Togo (Kamou *et al.* 2017a); *R. sesenagula* au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; Yorou *et al.* 2014 *ut* *R. aff. rubroalba*), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), au Sénégal (Guissou *et al.* 2008) et au Togo (Yorou *et al.* 2014 *ut* *R. aff. rubroalba*); *R. testacea* Buyck au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a). Les espèces les plus répandues et consommées en Afrique de l'Ouest sont traitées ci-dessous.



**Fig. 95.** *Russula ochrocephala* (Bénin, BAA0876).



**Fig. 96.** *Russula phaeocephala* (Togo, ADK4826) – crédit photo: L. Parra.

## ***Russula congoana* Pat.**

*Bull. Soc. mycol. Fr.* 30(3): 336 (1914)

### SYNONYMES:

***Russula congoana* Pat.**, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 30(3): 336 (1914) **var. congoana**;  
***Russula congoana* var. djongoensis** Buyck, *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 58(3–4): 474 (1988).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 146, photo 25; De Kesel *et al.* (2017) *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 203, Fig. 102; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 100, Fig. 106; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 128, Fig. 178; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 130, Fig. a–b; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 576, Fig. 128/1; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 21 + fig

**Description (Fig. 97)** – Sporophores isolés ou grégaires. *Chapeau* 2–4 cm diam., d’abord convexe à plano-convexe, puis étalé, largement déprimé au centre; revêtement luisant, lisse, un peu gluant à l’état humide, séparable jusqu’à 1 cm du bord du chapeau, entièrement rouge vif (10CD8) au début, présentant parfois des zones plus claires de forme irrégulière; marge d’abord infléchie, puis droite, légèrement striée. *Pied* central, 3–4(–5) × 0,8–1,4 cm, droit, sub-cylindrique, typiquement rouge à rougeâtre (9A2–5) à mi-hauteur, blanc à la base et au sommet, plein, devenant spongieux, finalement creux, sans anneau; revêtement lisse, sec, immuable. *Lamelles* assez serrées, adnées, parfois sub-décourrentes, égales, presque horizontales, rarement fourchues près du pied, très faiblement interveinées, cassantes, 3–4 mm large, d’abord blanches puis jaune-crème (4A2–3); arête entière, souvent un peu plus claire, parfois rougeâtre près de la marge. *Chair* peu compacte, cassante, non-fibreuse, assez mince dans le chapeau (–3 mm), blanche et rougeâtre sous le revêtement piléique, immuable. *Goût* agréable, neutre, doux ou légèrement piquant; *odeur* fongique, fraîche. *Sporée* pâle, jaunâtre. *Spores* (7,5–)7,5–8,4–9,4(–9,3) × (6–)6,3–7,1–7,9(–7,7) µm, Q = (1,1–)1,09–1,18–1,27(–1,33), ellipsoïdes, ornementation composée de crêtes épaisses et finement connectées et de verrues arrondies, isolées, –1 µm haut, à surface entièrement amyloïde; plage supra-hilaire 3 µm large, fortement amyloïde. *Basides* clavées, 4-spores. *Cystides* 40–60 × 9–15 µm, cylindrées, clavées, très fréquemment finement capitées. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 43)** – Espèce ectomycorrhizienne connue à travers toute la zone des forêts claires, savanes boisées et miombos d’Afrique tropicale. En Afrique de l’Ouest, *Russula congoana* est signalé au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015; Maba *et al.* 2015b), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008; Yorou *et al.* 2014), en Côte d’Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), en Guinée (Riviere *et al.* 2007; Bâ *et al.* 2012) et au Togo (Maba



**Fig. 97.** *Russula congoana* (Bénin, CM-21-022) – crédit photo: F. Hampe.



**Fig. 98.** *Russula compressa* (Bénin, BAA0701).

*et al.* 2014a; Yorou *et al.* 2014; Maba *et al.* 2015b; Kamou *et al.* 2017a,b). Dans les forêts claires à *Isoberlinia* et *Uapaca* du Bénin, sa production moyenne atteint jusqu'à 4 kg/ha.an (De Kesel *et al.* 2002), ce qui est comparable à celle mesurée dans les formations du type miombo au Haut-Katanga (R.D. Congo) où elle atteint en moyenne 3,8 kg/ha.an (De Kesel *et al.* 2017).

**Comestibilité et appréciation** – Consommé dans plusieurs pays ouest-africains, notamment au Bénin et au Togo, mais aussi en Zambie, au Mozambique et en Tanzanie, ainsi que dans d'autres pays de la région zambézienne (Härkönen *et al.* 2015; Niemelä *et al.* 2021).

**Taxonomie** – Plusieurs autres russules rouges ressemblent macroscopiquement à *Russula congoana*, la plus proche étant *R. compressa* Buyck (Fig. 98) qui pousse souvent dans le même milieu. En Afrique de l'Ouest, *Russula compressa* est signalé au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Maba *et al.* 2014a, 2015b) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a,b). Il diffère de *Russula congoana* par sa plus grande taille, son pied entièrement blanc, sans teinte rouge ou rose, mais faiblement jaunissant avec l'âge. L'espèce est consommée en Afrique de l'Est (De Kesel *et al.* 2017; Niemelä *et al.* 2021).

### ***Russula oleifera* Buyck**

*Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 60(1–2): 207 (1990)

SYNONYMES:

***Russula oleifera* Buyck**, *Revision du Genre Russula Persoon en Afrique Centrale*, II Partie descriptive [partim a] (Gent): 294 (1989); ***Russula oleifera* var. *levecqii* Buyck**, *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 60(1–2): 208 (1990).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Buyck 1993, *Flore Illustrée des Champignons d'Afrique Centrale* 16: 428, Fig. 269, pl. 68/2; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 157, photo 26; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 138; Sharp (2014), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 60 + fig

**Description (Fig. 99)** – *Sporophores* grégaires, en nombre parfois important. *Chapeau* 8–12 cm diam., d'abord globuleux, puis convexe, finalement étalé et plan, à centre non déprimé; revêtement cireux-graisseux, sub-luisant, lisse, brun orange à chamois (4–5BC4–5) au centre, plus clair vers la marge et se fissurant du bord jusque presque au centre en plaques irrégulières, montrant la chair blanc-jaunâtre sous-jacente; marge d'abord infléchie, puis droite et profondément striée, souvent déchirée radialement, sans plaques du revêtement piléique. *Pied* central, 5–8 × 1,2–1,8 cm, cylindrique, droit ou faiblement courbé, légèrement aminci vers la base, plein, rapidement caverneux, aspect extérieur toujours bosselé en raison des cavernes internes; anneau absent; surface blanche, subtilement ridulée en longueur en haut, vers la base munie de fines petites plaques irrégulières et

concolores au revêtement du chapeau; cortex pédiculaire relativement dense et jaunissant (3–4A2) à la coupe, tissu axial blanc, lâche, spongieux puis absent (caverneux puis creux). *Lamelles* assez serrées, sub-libres, égales et parfois bifurquées au niveau du pied, sub-lardacées à cassantes, –4–5 mm large, sub-horizontales, crème (4A2); arête lisse, concolore. *Chair* cassante, non-fibreuse, compacte mais peu épaisse dans le chapeau, blanche dans tout le sporophore, jaunissant sitôt après la coupe et dans les morsures. *Goût* amer et sub-résineux, peu agréable; *odeur* forte, désagréable. *Sporée* crème. *Spores* 6–7,5 × 5–6 (–6.5)  $\mu\text{m}$ , Q = 1,2–1,25, ellipsoïdes; ornementation amyloïde, sub-réticulée, composée de verrues et crêtes très basses (–0,5  $\mu\text{m}$ ); plage peu différenciée, à peine amyloïde. *Basides* clavées-pédicellées, 4-spores. *Cystides* 60–100 × 9–15  $\mu\text{m}$ , cylindracées, clavées, boutonnées-capitées, naissant profondément dans la trame. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 44)** – Espèce particulièrement commune à travers les forêts claires de la zone soudano-guinéenne, surtout sous *Isoberlinia tomentosa* et *I. doka*, sur sols peu épais et autour des grandes termitières. Signalée en Afrique de l'Ouest, au Bénin (Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Burkina-Faso (Sanon *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017; Soro *et al.* 2019), au Mali (PlutoF 2023, GBIF 2023), au Ghana (iNaturalist 2023, GBIF 2023) et au Togo (Sanon *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a,b). Ailleurs en Afrique tropicale, connu du Burundi, de R.D. Congo (Buyck 1994a), de Tanzanie (Niemelä *et al.* 2021), de Zambie (Niemelä *et al.* 2021) et du Zimbabwe (Sharp 2014).



Fig. 99. *Russula oleifera* (Bénin, ADK2813).

**Comestibilité et appréciation** – Espèce à odeur et goût peu agréables qui, dans sa préparation, nécessite une phase de blanchiment dans de l'eau de potasse et de cendres (De Kesel *et al.* 2002).

**Taxonomie** – *Russula oleifera* est facilement reconnaissable à sa grande taille et à son chapeau brun orange, grossièrement craquelé au centre et profondément fissuré à la marge

### ***Schizophyllum* Fr.**

*Observ. mycol.* (Havniae) 1: 103 (1815)

Genre (Fam. Schizophyllaceae) cosmopolite comprenant environ 18 espèces, la majorité d'Amérique latine, rares et peu connues. Une seule semble très répandue et commune à travers toute l'Afrique tropicale.

Sporophores à chapeau à fixation dorsale ou latérale et excentré, pied généralement réduit ou absent, sans voile universel. *Chapeau* convexe, flabelliforme à plan, à marge incisée-érodée, tomenteux à fibrilleux, blanchâtre gris, beige ou brunâtre, grisâtre à l'état sec, reviviscent après une période sèche. *Hyménophore* généralement lamellé, lisse ou rugueux. *Lamelles* convergentes vers un point non central, blanches à grisâtres ou brunâtre pâle; arête double ou fendue, blanchâtre. *Pied* nul ou latéral et très rudimentaire, sans voile ni anneau. *Contexte* coriace, gélatineux par temps humide. *Sporée* blanche à crème, rosée à saumon ou brun grisâtre pâle. *Spores* cylindriques à réniformes, lisses, à paroi mince sans pore germinatif distinct, inamyloïdes. *Basides* clavées, 4-spores. *Cystides* généralement nulles. *Système d'hyphes* monomitique. *Revêtement pileïque* de type tomentum ou trichoderme. *Trame* des lamelles régulière. *Boucles* présentes.

Les *Schizophyllum* sont des saprotrophes de bois mort, très communs dans toutes les zones climatiques à l'exception de l'Antarctique où son substrat ligneux de prédilection fait défaut. Les espèces sont xéro-tolérantes, ce qui leur permet de pousser dans des endroits très ensoleillés et d'y survivre durant de longues périodes sèches (6 mois ou plus). L'âge des sporophores peut facilement dépasser un an et ils sporulent durant les périodes humides.

L'attrait pour les *Schizophyllum* est généralement faible en raison de leur contexte coriace. Au niveau mondial, les *Schizophyllum* sont surtout consommés en Afrique tropicale (Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994; Eyi Ndong *et al.* 2011). La culture en est possible sur différents substrats, mais semble marginale comparée à la cueillette des souches sauvages.



## ***Schizophyllum commune* Fr.**

*Syst. Mycol.* (Lundae) 1: 330 (1815) (ut '*Schizophyllum commune*')

### SYNONYMES:

***Daedalea commune* (Fr.) P. Kumm., *Führ. Pilzk.* (Zerbst): 53 (1871).**

***Agaricus alneus* L., *Fl. Suec.*: 1242 (1755); *Merulius alneus* (L.) J.F. Gmel., *Syst. Nat.*, Ed. 13 2(2): 1431 (1792); ***Schizophyllum alneus* (L.) Kuntze, *Revis. Gen. Pl.* (Leipzig) 3(2): 478 (1898).****

***Agaricus multifidus* Batsch, *Elench. Fung.* (Halle): 173 (1786); ***Schizophyllum multifidum* (Batsch) Fr., *J. Linn. Soc., Bot.* 14 (n°73): 46 (1875) [1873].****

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 132, photo 20; Fries (1821), *Syst. Mycol.* 1: 330; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 207, Figs 104–105; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 196, Fig. 135; Gryzenhout (2010), *Mushrooms of South Centr. Africa*: 69 + fig.; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 125, Figs 132–133; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 158, Fig. 221; Malaisse (1997), *Se nourrir en forêt claire africaine*: 41, Fig. 2.1.15; Malaisse *et al.* (2008), *Geo-Eco-Trop* 28: 4, pl. 3F; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrlinia* 36: 148–149, Fig. a–b; Pegler (1972), *Fl. Ill. Champ. Afr. Cent.* 1: 21, pl. 5, Fig. 7; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 13, Fig. 1; Ryvardeen *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 161 + fig.; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 71 + fig.; van der esthuizen & Eicker (1994), *Field Guide Mush. S. Afr.*: 70 + fig

**Description (Figs 100, 101)** – Sporophores en groupes, imbriqués, sur bois mort, persistants. *Chapeau* flabelliforme à réniforme, –2,5 cm large, 2–3 mm épaisseur, mince, élastique à l'état frais, plutôt dur et coriace à l'état sec; revêtement strigieux-feutré, poils souvent collés en mèches par temps humide, blanchâtre-grisâtre ou parfois tomenteux grisâtre-brunâtre; marge incurvée, fortement lobée. *Pied* très court ou sub-nul, solidement attaché au substrat, excentré. *Lamelles* (fausses) inégales, étroites, scissiles (fendues tout le long de l'arête), toujours bifurquées. *Chair* coriace, rosâtre, mince. *Goût* fort et agréable; *odeur* faible. *Sporée* blanche à orangée, claire. *Spores* 5,5–6,8–8(–8,2) × 2,2–2,8–3,3(–3,4) µm, Q = 2,13–2,4–2,73, cylindriques, légèrement arquées, lisses, inamyloïdes. *Basides* clavées, 42–58 × 7–10 µm, 4-spores, avec boucles. *Cheilo-* et *pleurocystides* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 45)** – Espèce cosmopolite, saprotrophe et lignicole, très commune dans presque tous les milieux (naturels ou urbains) sur bois frais. En Afrique de l'Ouest, on peut la trouver presque durant toute l'année. Elle a été signalée au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014, Olou *et al.* 2023), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008), en Côte d'Ivoire (Osemwegie *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019; EFTA 2023), au Ghana (Dade 1940;



Fig. 100. *Schizophyllum commune* (Bénin, BAA0732).



Fig. 101. *Schizophyllum commune* (Bénin, OAB1122).

Hughes 1953; Piening 1962; Holden 1970; Turner 1971; Boa 2004; Osemwegie *et al.* 2014), en Guinée (Patouillard 1907), au Libéria (Manvell 2020), au Mali (Chevaugéon 1952; EFTA 2023), au Nigeria (Wakefield 1912; Turner 1971; Zoberi 1973; Oso 1975; Ogundana 1979; Zoberi 1979; Rammeloo & Walley 1993; De Kesel *et al.* 2002; Akpaja *et al.* 2003; Boa 2004; Adekunle & Ajao 2005; Akpaja *et al.* 2005; Osagualekhor & Okhuoya 2005; Gbolagade *et al.* 2006; Osemwegie *et al.* 2006; Osemwegie & Okhuoya 2009; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010a, *ut Schizophyllum alneum*; Osemwegie & Okhuoya 2011; Oyetayo 2011; Osemwegie *et al.* 2014), au Sénégal (Patouillard & Hariot 1900, *ut S. alneum*; Chevaugéon 1952; Kane & Courtecuisse 2013; Osemwegie *et al.* 2014), en Sierra Leone (Deighton 1936b, 1956; Turner 1971; Eyi Ndong *et al.* 2011) et au Togo (Hennings 1897, *ut S. alneum*; Guissou *et al.* 2008; Kamou *et al.* 2017a).

*Schizophyllum commune* est un des premiers pionniers-colonisateurs de branches et de troncs d'arbres morts. Sur ce substrat, son développement semble optimal si l'endroit est exposé au soleil, comme dans les clairières forestières et le long des pistes. Ses sporophores sont parfaitement reviviscents et son mycélium est capable de se développer dans du bois relativement sec. Pendant les périodes sèches, la marge du sporophore s'enroule et protège l'hyménium. Le champignon résiste ainsi à une dessiccation prolongée de plusieurs semaines, voire de plusieurs mois. Les sporophores étant hygroscopiques, ils sont capables de se regonfler grâce à l'apport d'eau des premières pluies. Quelques jours seulement après la réhydratation, les sporophores recommencent à sporuler. *Schizophyllum commune* est peu spécifique et croît sur différentes espèces de bois mort, notamment d'arbres fruitiers, mais aussi sur palmiers et même sur la canne à sucre.

**Comestibilité et appréciation** – *Schizophyllum commune* est consommé abondamment sous les tropiques (Zoberi 1972). En Afrique de l'Ouest, au Libéria (Manvell 2020) et au Nigeria (Oso 1975; Zoberi 1979), mais aussi en R.D. Congo (Beeli 1928; Pegler 1972; Parent & Thoen 1977; Musibono *et al.* 1991; Degreef *et al.* 1997; De Kesel *et al.* 2017), en R. Centrafricaine (Heim 1963a), à Madagascar (Heim 1936a), au Malawi (Morris 1987), en R. Afrique du Sud (Levin *et al.* 1985), en Zambie (Pegler & Pearce 1980) et dans toute l'Asie tropicale. L'appétence mentionnée dans la littérature est néanmoins très variable. Il est souvent mastiqué cru (Rammeloo & Walley 1993) ou utilisé dans la sauce (Heim 1963a) à la manière d'un cube bouillon (Manvell 2021). Grâce à ses caractéristiques hygroscopiques, cette espèce peut se conserver facilement à l'état sec (Pegler & Pearce 1980; Morris 1987). Rammeloo & Walley (1993) signalent que les sporophores sont généralement cuits dans une solution basique (potasse) fabriquée à base de cendres de plantes brûlées (Heim 1936a; Parent & Thoen 1977; Pegler & Pearce 1980; Morris 1987), un traitement qui rendrait les sporophores plus tendres (Pegler & Pearce 1980). Après cuisson prolongée, arachides, huile, sel et piments rouges sont ajoutés pour obtenir un repas consistant et nutritif (Parent & Thoen 1977; Zoberi 1979).

*Schizophyllum commune* produit des sporophores faciles à conserver en raison de leur faible teneur en eau. On peut les sécher au soleil et les conserver pendant

plusieurs mois dans un récipient fermé. Niemelä *et al.* (2021) mentionnent qu'en Zambie, la vente d'un kg de *Schizophyllum commune* séché rapporte plus qu'un sac de charbon de bois. La culture de cette espèce est relativement facile mais la récolte à l'état sauvage semble plus rentable.

### ***Termitomyces* R. Heim**

*Arch. Mus. Hist. Nat. Paris*, ser. 6 18: 147 (1942)

Le genre *Termitomyces* (Fam. Lyophyllaceae) compte une soixantaine d'espèces à distribution paléotropicale (Paloi *et al.* 2023). Les études moléculaires de Aanen & Eggleton (2005) et de Nobré *et al.* (2011) démontrent que les *Termitomyces* trouvent leur origine dans les forêts denses humides d'Afrique tropicale. Une quarantaine d'espèces sont connues d'Afrique tropicale (Heim 1977; Mossebo *et al.* 2009; Paloi *et al.* 2023), alors qu'une minorité est exclusivement connue d'Asie ou d'ailleurs (Pegler & Vanhaecke 1994; Paloi *et al.* 2023). Mis à part les inventaires réalisés sur base de la littérature (Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004), il existe quelques recensements régionaux dans des pays ouest-africains, comme la Côte-d'Ivoire et le Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Koné *et al.* 2012a,b, 2018; Yorou *et al.* 2014). Ailleurs en Afrique tropicale, les *Termitomyces* ont été étudiés au Cameroun (Mossebo *et al.* 2002, 2009), au Gabon et dans la région des forêts denses humides (Eyi Ndong *et al.* 2011), en Zambie (Pegler & Pearce 1980; Härkönen *et al.* 2015; Niemelä *et al.* 2021), au Rwanda et au Burundi (Buyck 1993; Degreef *et al.* 2016a), au Malawi (Morris 1987), en Tanzanie (Härkönen *et al.* 1995; Niemelä *et al.* 2021) et en R. Afrique du Sud (van der Westhuizen & Eicker 1990). En R.D. Congo, les espèces des miombos ont été répertoriées par Parent & Thoen (1977), Degreef *et al.* (1997), Malaisse (1997), De Kesel & Malaisse (2010) et De Kesel *et al.* (2017).

Les *Termitomyces* sont saprotrophes, mais ils coexistent en symbiose avec des termites et leur relation est de nature mutualiste. Dans les chambres souterraines de leurs nids, les termites cultivent le mycélium sur un amas de matière organique appelé meule. Ils confectionnent cette pâte (Figs 102, 103) à base de salive et de matière organique recueillie aux alentours du nid. Le mycélium des *Termitomyces* dégrade la cellulose et transforme la meule en nourriture pour les termites. L'environnement créé par les termites étant optimal pour les *Termitomyces*, la compétition avec d'autres champignons saprotrophes est contrôlée. Ponctuellement et en fonction de l'espèce, des sporophores apparaissent à la surface des termitières, qui peuvent être hypogées ou épigées, ou directement sur les déchets de meules expulsés par les termites.

A ce jour, une révision moderne des *Termitomyces* d'Afrique fait toujours défaut. Un tel travail présenterait pourtant un grand intérêt en raison de la variabilité morphologique de certaines espèces et de la difficulté de les identifier sur le terrain. Par ailleurs, certains auteurs décrivent de nouvelles espèces, dans des lignées de *Termitomyces* qui ne semblent pas former de sporophores, donc uniquement sur base de séquences ITS de l'ADN obtenu du mycélium des meules de termites (van



**Fig. 102.** Meules et sporophores de *Termitomyces medius* (Togo, ADK4779).

de Peppel *et al.* 2020). Il ressort de ces travaux que les espèces qui ne fructifient pas sont associées à plusieurs espèces de termites présentes à travers une grande partie de l'Afrique tropicale (van de Peppel *et al.* 2020). Alors que l'absence d'un stade sexuel semble un inconvénient pour un organisme symbiotique, Hsieh *et al.* (2017) ont démontré que, chez les *Termitomyces*, ce n'est pas nécessairement le cas. Alors que, chez la plupart des Basidiomycètes, la variation génétique provient d'une méiose se produisant au niveau de la baside, il semble que chez les *Termitomyces* cette variation puisse être obtenue au stade somatique, c'est-à-dire au niveau des hyphes. Selon Hsieh *et al.* (2017), la recombinaison somatique de type méiotique confère aux *Termitomyces* la flexibilité et l'aptitude à faire face à la consommation des termites en maximisant la variabilité génétique.

Les *Termitomyces* sont comestibles et généralement très appréciés et recherchés par les populations locales (Rammeloo & Walley 1993). Dans plusieurs régions, l'impact socio-économique des *Termitomyces* sur le revenu des familles est important (Boa 2004; Koné *et al.* 2013). La valeur nutritionnelle des *Termitomyces* figure parmi les plus élevées des champignons comestibles sauvages (Parent & Thoen 1977; Degreef *et al.* 1997; Malaisse 1997; Boa 2004). Une révision récente de la littérature (Paloi *et al.* 2023) montre que certains *Termitomyces* possèdent des antioxydants bénéfiques ainsi que des propriétés antimicrobiennes. Le potentiel des *Termitomyces* comme source de composants bioactifs pour la santé de l'homme a été étudié par Paloi *et al.* (2023) qui mettent en évidence une efficacité dans la lutte contre certaines maladies telles que le cancer, l'hyperlipidémie, les maladies gastro-duodénales et la maladie d'Alzheimer. Les différents enzymes révélés par cette étude auraient aussi un potentiel en matière d'applications industrielles (Paloi *et al.* 2023). Signalons que certaines espèces contiendraient des toxines thermolabiles (testées sur des rats par Adewusi *et al.* 1993). La consommation des *Termitomyces* à l'état cru est donc déconseillée (Walley & Rammeloo 1994).

Sporophores à chapeau et pied central, généralement à pseudorhize, avec ou sans voile universel. *Chapeau* de taille petite à très grande (–1 m diam.), conico-convexe à pointu au début, plan à plano-convexe à maturité, généralement umboné ou à perforatorium marqué, strié radialement, tomenteux-granuleux ou lisse à sub-soyeux, quelques espèces avec des restes de voile floconneux ou en forme de plaques, sec, généralement blanchâtre, orange, brun ou grisâtre. *Hyménophore* à lamelles denses, libres ou décourantes par une dent, blanches à crème, finalement rosées, à arête souvent érodée. *Pied* central, partie épigée avec ou sans voile partiel; anneau nul ou fixe, membraneux, relativement court par rapport à la partie hypogée (pseudorhize), qui peut mesurer de 10 à 100 cm long, généralement simple, parfois fortement ramifiée. *Contexte* mou, charnu, fragile, blanc, immuable. *Sporée* crème rosâtre. *Spores* ovoïdes à ellipsoïdes, hyalines, lisses, à paroi épaisse, sans pore germinatif, inamyloïdes. *Basides* clavées, 4-spores. *Cheilo-* et *pleurocystides* présentes, souvent abondantes, parfois cloisonnées. *Système d'hyphes* monomitique, hyphes à boucles. *Revêtement piléique* de type epicutis, parfois fortement gélatinisé (ixocutis).



Fig. 103. Meule et mycotêtes de *Termitomyces* (Bénin, SYN s.n.).



Fig. 104. *Termitomyces singidensis* (Togo, ADK4835) – crédit photo: L. Parra.

En Afrique de l'Ouest, 18 espèces de *Termitomyces* ont été répertoriées. Sept espèces semblent peu fréquentes ou rares et ne sont rapportées que d'un seul ou deux pays. Il s'agit de *Termitomyces bulborhizus* T.Z. Wei, Y.J. Yao, B. Wang & Pegler (Fig. 13) trouvé au Niger (Daniels *et al.* 2015), *Termitomyces citriophyllus* R. Heim connu de Côte d'Ivoire (Heim 1977) et de Guinée (Heim 1942b, 1977), *Termitomyces congolensis* (Beeli) Singer du Libéria (Singer 1948), *Termitomyces mammiformis* R. Heim de Guinée (Heim 1942b, 1952, 1958, 1977; Eyi Ndong *et al.* 2011) et du Nigeria (Alasoadura 1967a; Zoberi 1973; Oso 1975; Zoberi 1979; Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004; Adejumo & Awosanya 2005; Okhuoya *et al.* 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011), *Termitomyces globulus* R. Heim & Gooss.-Font. du Nigeria (Alasoadura 1967a; Zoberi 1973; Oso 1975, 1977a; Ogundana 1979; Zoberi 1979; Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004; Gbolagade *et al.* 2006; Okhuoya *et al.* 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011) et du Togo (Kamou *et al.* 2017a) et *Termitomyces singidensis* Saarim. & Härk. du Togo (Kamou *et al.* 2017a) (Fig. 104).

### ***Termitomyces aurantiacus* (R. Heim) R. Heim**

*Termites et Champignons* (Paris): 56 (1977)

SYNONYMES:

***Termitomyces striatus* var. *aurantiacus* R. Heim**, *Denkschr. schweiz. naturf. Ges.* 80(1): 23 (1952).

***Termitomyces cylindricus* S.C. He**, *Acta Mycol. Sin.* 4(2): 104 (1985).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 213, Fig. 108; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 105, Fig. 112; Heim (1958) (*ut Termitomyces striatus* var. *aurantiacus*), *Fl. Icon. Champ. Congo Fasc.* 7: 145, pl. 23, Fig. 1; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa – A field guide*, *Norrlinia* 36: 150, Fig. a–b.

**Description (Fig. 105)** – Sporophores solitaires ou grégaires. *Chapeau* (5–)6–10 cm diam., ferme, relativement charnu au centre, sub-conique, devenant étalé, souvent déprimé autour du perforatorium; revêtement sub-luisant, sec, lisse, séparable jusqu'à la marge du perforatorium, radialement sillonné dans la partie moyenne jusqu'au bord, ocre blanchâtre, jaunâtre pâle (4A3–4) ou ocre brunâtre (5C6–7), plus clair vers la marge; perforatorium 1–1,3 cm large, peu démarqué, parfois aigu, un peu plus foncé que le reste du chapeau, brun ocre (5D4–6); marge souvent sillonnée, d'abord incurvée puis étalée, flexueuse, rarement sub-révoluée, à multiples déchirures radiales jusqu'à mi-rayon. *Lamelles* libres, très serrées, –0,5 cm large, inégales, blanchâtres à crème rosâtre; arête subtilement érodée, concolore; lamellules nombreuses, de longueurs différentes, 3–4/lamelle. *Pied* 6–12 × 0,8–1,5 cm, massif, souvent un peu comprimé latéralement, fibreux, à nombreuses fines mèches ascendantes retroussées au milieu, presque blanc pur, sans anneau; partie souterraine renflée à sub-bulbeuse, 1,5 cm diam., blanchâtre; pseudorhize blanche, 3–6 mm diam., parfois plus de 40 cm long, fibreuse



cassante. *Chair* fibreuse et ferme dans le pied, molle dans le chapeau, blanche, immuable. *Goût* fort, agréable; *odeur* forte, sub-farineuse, modérément agréable. *Meule* non observée. *Sporée* crème-rosâtre. *Spores* hyalines, à paroi mince, ovoïdes à elliptiques, non-amylodes, lisses, uni-guttulées, (5,7–)4,9–6,5–8,1 (–9) × (3,2–)2,9–4,1–5,2(–4,9) μm, Q = (1,33–)1,2–1,6–2(–1,93). *Basides* clavées, 4-spores, 20–24 × 6–8 μm. *Cheilo-* et *pleurocystides* similaires, nombreuses, clavées, pyriformes ou ovoïdes. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 46)** – *Termitomyces aurantiacus* pousse généralement à partir des meules de *Pseudacanthotermes militaris* (Heim 1977; Frøslev *et al.* 2003), alors qu'en Côte-d'Ivoire il est associé à *Odontotermes* sp. (Koné *et al.* 2018). Puisque les *Pseudoacanthotermes* n'érigent pas de termitières épigées, on trouvera parfois *Termitomyces aurantiacus* (ainsi que *T. striatus* et *T. medius*) associés à d'autres termites dans des lieux où on ne soupçonne pas la présence d'une termitière. L'espèce est fréquente dans divers systèmes forestiers (forêts claires, forêts denses sèches) mais parfois aussi dans les cultures, jardins ou le long des pistes. En Afrique de l'Ouest, elle est connue de la zone soudano-guinéenne où elle a été observée au Bénin (Boa 2004), au Burkina Faso (Meise Botanic Garden 2023), en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2018; Soro *et al.* 2019; Yian *et al.* 2023, GBIF 2023), au Ghana (Pegler 1969, *ut Termitomyces striatus* var. *aurantiacus*; Holden 1970, *ut T. striatus* var. *aurantiacus*), au Nigeria (EBI 2023), au Niger (Kwadjo *et al.* 2023, GBIF 2023) et en Sierra Leone (Heim 1952, *ut T. striatus* var. *aurantiacus*).



Fig. 105. *Termitomyces aurantiacus* (Bénin, OAB1113).

**Comestibilité et appréciation** – Cette espèce est fortement appréciée à travers toute son aire de distribution.

**Taxonomie** – Morphologiquement, *Termitomyces aurantiacus* est très proche de *T. striatus*, gris-brun sans teinte jaunâtre.

### ***Termitomyces clypeatus* Heim**

*Bull. Jard. Bot. État* 21: 207 (1951)

SYNONYME:

***Sinotermitomyces taiwanensis* M. Zang & C.M. Chen**, *Fungal Science*, Taipei 13(1,2): 25 (1998).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 218, photo 60; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 215, Fig. 109; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 198, Fig. 136; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 106, Fig. 113; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 135, Fig. 189; Heim (1951), *Bull. Jard. Bot. État, Brux.* 21: 207, pl. 5, Figs C1–8; Heim (1958), *Fl. Icon. Champ. Congo* 7: 146, pl. 23, Fig. 4; Heim (1963b), *Cah. Maboké* 1: 20, Fig. 1/4; Heim (1963c), *Sciences* 26: 32, Fig. 21e; Heim (1977), *Termites et champ.*: 95, Fig. 4/8, pl. 1, Fig. 2; Malaisse *et al.* (2008), *Geo-Eco-Trop* 32: 4, pl. 2C; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa – A field guide*, *Norrlinia* 36: 151, Fig. a–b; Pegler (1969), *Kew Bull.* 23: 222, Fig. 2/1; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 283, Fig. 59/2; Rammeloo & Walley (1993), *Scripta Bot. Belg.* 5: 50, Fig. 5c; Ryvarde *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 83 + fig.; van der Westhuizen & Eicker (1994), *Field Guide Mush. S. Afr.*: 76 + figs; Zoberi (1972), *Tropical macrofungi*: 93, Fig. 25; Zoberi (1973), *Niger. Field* 38: 82, pl. 1d.

**Description (Fig. 106)** – Sporophores solitaires ou grégaires. *Chapeau* (4–)5–8 cm diam., peu charnu, longtemps cylindro-conique à aigu, puis largement conique à plan à perforatorium pointu, non valléculé; revêtement sec, radialement fibrilleux-soyeux, entièrement séparable, jaunâtre-blanchâtre (4AB2) à brun grisâtre (5BC2–3) sauf le perforatorium qui reste plus foncé (5D4–6) à noirâtre (5F8); marge flexueuse, très finement striée, souvent à déchirures radiales. *Lamelles* libres, serrées, –6 mm large, inégales, blanc-rosâtre; arête entière, droite ou sub-ondulée, légèrement érodée, concolore; lamellules nombreuses, de longueurs différentes. *Pied* 5–8 × 0,8–1,2 cm, élancé, droit, plein, sillonné-strié, fibrilleux-soyeux, parfois à déchirures retroussées, gris-blanchâtre, sans anneau; pseudorhize 4–5 mm diam., 15 cm long ou plus, blanc-grisâtre à noir, souvent fortement ramifiée sur la meule. *Chair* fibreuse et ferme dans le pied, plus molle et très mince dans le chapeau, blanche, immuable. *Goût* fort, de noisette; *odeur* agréable. *Sporée* crème-rosâtre. *Spores* lisses, hyalines, ellipsoïdes,



Fig. 106. *Termitomyces clypeatus* (R.D. Congo, JD1043).



Fig. 107. *Termitomyces eurrhizus* (Togo) – crédit photo: L. Parra.

(6–)6–7,1–8,2(–8) × (4–)4–4,7–5,4(–5,2) µm, Q = (1,33–)1,32–1,5–1,68(–1,63), uni-guttulées. *Basides* clavées 22–27 × 7–10 µm, 4-spores. *Cheilo-* et *pleurocystides* nombreuses, globuleuses à pyriformes, parfois clavées. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 47)** – *Termitomyces clypeatus* est associé aux termites du genre *Odontotermes* (Frøslev *et al.* 2003). En Afrique de l'Ouest, il est signalé dans divers systèmes forestiers de type soudano-guinéen (forêts claires et forêts galeries) au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou & De Kesel 2011; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008), en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2018, *ut Termitomyces cf. clypeatus*; Yian *et al.* 2023), au Ghana (Pegler 1969; Holden 1970; Zoberi 1972; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Libéria (Manvell 2020), au Nigeria (Alasoadura 1967a; Pegler 1969; Zoberi 1972, 1973; Oso 1975; Ogundana 1979; Zoberi 1979; Ogundana & Fagade 1982; van der Westhuizen & Eicker 1990; Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994; Lockwood 2007; Okhuoya *et al.* 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Oyetao 2011), au Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013; Kane *et al.* 2013) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce est connue de R. Afrique du Sud (van der Westhuizen & Eicker 1994), du Cameroun (van Dijk *et al.* 2003; Douanla-Meli 2007; Njouonkou *et al.* 2016), de R. Centrafricaine (Heim 1963a,b,c; Malaisse *et al.* 2008), de R.D. Congo (Heim 1951, 1958; Zoberi 1972, De Kesel *et al.* 2017), du Kenya (Pegler 1969, 1977; Zoberi 1972), du Malawi (Morris 1990), du Nigeria (Pegler 1969; Zoberi 1972, 1973; Oso 1975), du Mozambique (Niemelä *et al.* 2021), d'Ouganda (Pegler 1977), de Tanzanie (Pegler 1977, Härkönen *et al.* 2003; Niemelä *et al.* 2021) et de Zambie (Pegler & Pearce 1980, Härkönen *et al.* 2015).

**Comestibilité et appréciation** – *Termitomyces clypeatus* est très apprécié et couramment consommé dans la majorité des pays africains (Heim 1958, 1963a; Morris 1987; Oso 1975; Williamson 1975; Ogundana 1979; Zoberi 1979; Pegler & Pearce 1980; Pearce 1981; De Kesel *et al.* 2002). Le nombre très élevé de noms vernaculaires associés à cette espèce démontre l'intérêt qui lui est porté (De Kesel *et al.* 2017; Niemelä *et al.* 2021).

**Taxonomie** – *Termitomyces clypeatus* n'est pas toujours bien distingué de *T. eurrhizus* (Fig. 107). Les deux espèces ont en effet un perforatorium pointu, mais celui de *Termitomyces eurrhizus* est moins acuminé et ses sporophores plus vigoureux ont un pied et une pseudorhize plus robustes.

## ***Termitomyces fuliginosus* Heim**

*Arch. Mus. Hist. Nat. Paris*, Sér. 6, 18: 147 (1942)

SYNONYME:

***Termitomyces robustus* var. *fuliginosus* Heim**, *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 21: 210 (1951).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 200, Fig. 137; Heim (1942a), *Arch. Mus. Hist. Nat.*, sér. 6, 18: 118, Figs 9–14, pl. 9, Fig. A, pl. 10, Figs 2–3; Heim (1942b), *Extr. Rev. Scient.* 3205: Figs 17, 17bis; Heim (1951), *Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 21: 214, pl. 5, Figs B1, 2 (*ut Termitomyces robustus* var. *fuliginosus*); Heim (1958), *Fl. Icon. Champ. Congo* 7: 148, pl. 24, Fig. 2 (*ut T. robustus* var. *fuliginosus*); Heim (1977), *Termites et champ.*: 83, Figs 2–3, 4/1, 24–26, pl. 4, Fig. 1; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa – A field guide*, *Norrinia* 36: 154, Fig. a–b.

**Description (Fig. 108)** – Sporophores solitaires. *Chapeau* 8–20 cm diam., d'abord en cloche à perforatorium conique et pointu, puis étalé et gardant un perforatorium régulièrement acéré; marge incurvée, finalement infléchie fissile; revêtement séparable, fuligineux ocracé (6D4), plus foncé au centre, radialement déchiré superficiellement, montrant des taches blanchâtres sub-régulières, sillonné radialement. *Pied* 6–11 × 0,6–1,2 cm, robuste, élancé, cylindrique, droit, plein, fibreux, ocracé fuligineux, plus pâle vers la base et au collet, finement squamuleux-ponctué, velouté dans la partie moyenne et inférieure qui s'épaissit au collet (–24 mm diam.), puis s'amincit graduellement en longue pseudorhize noirâtre terminée en disque basal épais et sclérifié en contact avec la meule. *Lamelles* libres, assez étroites et de hauteur constante (–3 mm), serrées (L+l: 28/cm), crème; arête irrégulière, légèrement échancrée, crénelée, concolore. *Chair* tendre et mince dans le chapeau, fibreuse dans le pied. *Goût* agréable; *odeur* fongique, agréable. *Sporée* blanchâtre à crème. *Spores* ellipsoïdes, lisses, hyalines, (5,7–)6,1–7,3–8,5(–8,5) × (3,9–)3,7–4,5–5,3(–5,6) µm, Q = (1,38–)1,38–1,61–1,84(–2,03). *Basides* faiblement clavées, (3–)4-spores, 25–35 × 8,5–9,5 µm. *Cheilo-* et *pleurocystides* similaires, sub-globuleuses. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 48)** – Espèce associée aux termites *Acanthotermes acanthothorax* (Heim 1977) ou du genre *Odontotermes* (Koné *et al.* 2018), croissant sur termitière épigée, en forêt dense humide guinéenne ou soudano-guinéenne. En Afrique de l'Ouest, l'espèce a été signalée au Bénin (Houndonougbo *et al.* 2019, GBIF 2023), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2013, 2018, *ut Termitomyces* cf. *fuliginosus*; Yorou *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019), en Guinée (Heim 1942b; Heim 1951; Heim 1952, 1958, *ut T. robustus* var. *fuliginosus*; Pegler 1969, *ut T. robustus* var. *fuliginosus*; Heim 1977; Eyi Ndong *et al.* 2011),



**Fig. 108.** *Termitomyces fuliginosus* (Bénin, OAB1129).



**Fig. 109.** *Termitomyces reticulatus* (Togo, ADK4384).

en Sierra Leone (Pegler 1969, *ut T. robustus* var. *fuliginosus*; Eyi Ndong *et al.* 2011) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a).

**Taxonomie** – Certains auteurs considéraient jadis ce taxon comme une variété de *Termitomyces robustus*. Il s'en distingue pourtant nettement par son perforatorium conique, le revêtement glabre et sillonné/vergeté de son chapeau et par la présence d'un disque basal, épais et sclérifié, évoquant un « pied d'éléphant », à l'extrémité de sa pseudorhize. Ce disque basal s'observe aussi chez *Termitomyces reticulatus* (Fig. 109) mais cette espèce a le chapeau mat, blanc, concentriquement orné de taches composées de particules de terre agglutinées, progressivement moins abondantes vers la marge (De Kesel *et al.* 2017, p. 210, Fig. 106). Signalons que le spécimen erronément identifié comme *Termitomyces fuliginosus* et illustré dans De Kesel *et al.* (2002, p. 223, Fig. 61) présente un chapeau de couleur pâle et un anneau, ces caractères le rattachant à *T. reticulatus*.

### ***Termitomyces le-testui* (Pat.) R. Heim**

*Arch. Mus. Nat. Hist. Nat. Paris* Sér. VI, 18: 109 (1942)

SYNONYMES:

***Lepiota le-testui* Pat.**, *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 32: 61 (1916).

***Lepiota congolensis* Beeli**, *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 59: 109 (1927).

***Termitomyces le-testui* f. *lactifluus* R. Heim**, *Termites et Champignons* (Paris): 77 (1977).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Beeli (1927a) (*ut Lepiota congolensis*), *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 59: 109, pl. 2, Fig. 25; Beeli (1936b) (*ut L. congolensis*), *Fl. Icon. Champ. Congo* 2: 41, pl. 8, Fig. 2; Buyck (1994a), *Ubwoba*: 40, Figs 9, 16–17; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 222, photos 62–63; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 217, Fig. 110; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 204, Figs 139 & 140; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 108, Figs 18, 19, 55, 115–117; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 137, Figs 191–193; Heim (1942a), *Arch. Mus. Nat. Hist. Nat. Paris*, sér. 6, 18: 109, Figs 1–7, pl. 9, Figs B–C, pl. 10, Fig. 4; Heim (1942b), *Extr. Rev. Scient.* 32: Figs 16, 16bis & 22; Heim (1951), *Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 21: 209, pl. 6, Fig. B; Heim (1952), *Mém. Soc. Helv. Sc. Nat.* 80: 16, pl. 7, Figs g & h; Heim (1958), *Fl. Icon. Champ. Congo* 7: 150, pl. 25, Figs 2–3; Heim (1963b), *Cah. Maboké* 1: 22, Fig. 1/2; Heim (1963c), *Sciences* 26: 32, Fig. 21b; Heim (1977), *Termites et champ.*: 70, Figs 18–21, pl. 3, Fig. 1; Malaisse (1997), *Se nourrir en forêt claire africaine*: 41, Fig. 2.1.4; Malaisse *et al.* (2008), *Geo-Eco-Trop* 32: 4, pl. 2B; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 156–157, Fig. a–b; Parent & Thoen (1977), *Econ. Bot.* 31: 440, Figs 3, 4 & 7; Patouillard (1916), *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 32: 59, pl. 1; Pegler (1969),

*Kew Bull.* 23: 222, Fig. 2/2; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 286, Fig. 62/1; Ryvarden *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 83 + fig.; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 59 + fig

**Description (Figs 110, 111)** – Sporophores souvent grégaires, à proximité ou sur hautes termitières. *Chapeau* (8–)10–35 cm diam., charnu, jeune conico-hémisphérique, puis plano-convexe à étalé, sec, mat; revêtement non séparable, tomenteux, brun clair (6C3–E4), plus clair à blanchâtre vers la marge, craquelé-fissur radialement avec l'âge, montrant le fond blanchâtre à beige; perforatorium brun foncé à noirâtre, finalement 0,8–1,2 cm diam., cylindrico-convexe, non pointu, très marqué, valléculé, brun foncé (6E8), craquelé dans sa périphérie; marge du chapeau lisse, parfois légèrement fimbriée, non-striée. *Lamelles* libres, parfois sub-émarginées à uncinées, serrées, –1 cm large, inégales, blanchâtres; arête lisse, sub-sinueuse, concolore; lamellules nombreuses, de longueurs variables, 2–3(–4)/lamelle. *Pied* 7–15 × 1,5–2 cm, ferme, élancé, lisse, blanc, plein ou sub-médulleux, séparable du chapeau, graduellement s'amincissant vers la pseudorhize; pseudorhize atténuée vers le bas, fibreuse, cassante à l'état frais, blanche, –50 cm long, parfois ramifiée sur la meule; anneau large, épais, fixe, double, blanc, composé d'un tissu feutré-fibreux strié au-dessus, marge coiffée de petits flocons brun foncé. *Chair* blanche, immuable. *Goût* plutôt neutre parfois légèrement piquant; *odeur* fongique. *Meule* cérébriforme. *Sporée* blanchâtre, à teinte rosée. *Spores* ellipsoïdes, lisses, hyalines, (5,5–)5,6–6,6 –7,5(–7,3) × (3,7–)3,7–4,2–4,7(–4,5) µm, Q = (1,48–)1,46–1,57–1,68(–1,63). *Basides* clavées, 4-spores, 22–28 × 8–9 µm. *Cheilo-* et *pleurocystides* similaires, clavées. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 49)** – *Termitomyces le-testui* est commun dans toute l'Afrique tropicale. En Afrique de l'Ouest, il est connu du Bénin (Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou & De Kesel 2011; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), de Côte d'Ivoire (Heim 1958, 1977, *ut Termitomyces le-testui f. lactifluus*; Rammeloo & Walley 1993; De Kesel *et al.* 2002; Mossebo *et al.* 2002; Koné *et al.* 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Koné *et al.* 2013; Yorou *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019), du Ghana (Pegler 1969; Holden 1970; Rammeloo & Walley 1993; De Kesel *et al.* 2002; Eyi Ndong *et al.* 2011), de Guinée (Heim 1952, 1958, 1977; Mossebo *et al.* 2002; Eyi Ndong *et al.* 2011), du Niger (Kwadjo *et al.* 2023), du Nigeria (Ayodele *et al.* 2011) et du Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a). La forme *Termitomyces le-testui f. incertus* (Pat.) R. Heim a été trouvée en Guinée (Heim 1942b, 1951). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce est rapportée au Burundi (Buyck 1994), au Cameroun (Heim 1942a, 1952, 1958, 1977; Pegler 1969; Njouonkou *et al.* 2016), en R. Centrafricaine (Heim 1963b,c; Malaisse *et al.* 2008), en R. Congo (Patouillard 1916, *ut Lepiota letestui*; Heim 1936a, *ut Lepiota letestui*, 1958, 1977), en R.D. Congo (Beeli 1927a, *ut L. congolensis*; Heim 1951, 1958; Thoen *et al.* 1973; Parent & Thoen 1977; Degreef *et al.* 1997; Malaisse 1997; De Kesel & Malaisse 2010; De Kesel *et al.* 2017), au Kenya (Pegler 1977), en Tanzanie (Härkönen *et al.* 2003, Niemelä *et al.* 2021) et en Zambie (Pierce 1981; Härkönen *et al.* 2015). Il s'agit d'une espèce précoce (Koné *et al.* 2018) qui, selon la littérature, est associée à des termites formant des termitières souterraines (Eyi Ndong *et al.* 2011). Le termite-hôte appartiendrait au





**Fig. 110.** *Termitomyces le-testui*. Détail (gauche); in situ avec meule (droite) (Bénin, ADK2053).



**Fig. 111.** *Termitomyces le-testui*, détail du perforatorium (Bénin, SYN s.n.).

genre *Odontotermes* (Frøslev *et al.* 2003) ou pourrait être *Pseudacanthotermes militaris* (Koné *et al.* 2018).

**Comestibilité et appréciation** – *Termitomyces le-testui* est une des espèces comestibles les plus appréciées en Afrique tropicale, et en particulier en Afrique de l'Est où elle semble produire des sporophores en quantités considérables (Thoen *et al.* 1973; De Kesel *et al.* 2017). Elle est aussi largement consommée en Zambie (Härkönen *et al.* 2015; Niemelä *et al.* 2021), ainsi qu'en Côte d'Ivoire (Heim 1936a; Yorou *et al.* 2014), au Ghana (Holden 1970), au Togo (Yorou *et al.* 2014) et au Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Yorou *et al.* 2014).

### ***Termitomyces medius* R. Heim & Grassé**

*Rev. sci.* 88: 8 (1950)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 225, photo 64; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 219, Fig. 111; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 139, Fig. 194; Heim (1977), *Termites & Champignons*: 128; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa – A field guide*, *Norrinia* 36: 159, Fig. a–b.

**Description (Figs 102, 112)** – *Chapeau* 2–3(4) cm diam., ferme, d'abord conique, puis étalé, parfois concave, déprimé autour du perforatorium, séparable du pied; revêtement légèrement luisant à soyeux, sec, séparable jusqu'au bord du perforatorium, radialement fissuré-sillonné à la marge, blanc sale à gris-brunâtre (5B1–3), graduellement plus clair vers la marge; perforatorium plus foncé, légèrement pointu, 3–5 mm large, 1–3 mm haut, continu avec le profil du chapeau, assez dur, gris-brun à brun-beige (5D3–6E3); marge d'abord incurvée, puis étalée, parfois révoluée, munie de fissures-déchirures radiales, parfois jusqu'à la marge du perforatorium. *Lamelles* libres, serrées, ~3 mm large, inégales, non ou rarement fourchues, blanchâtre-incarnat; arête sinueuse, denticulée ou sub-érodée, concolore; lamellules nombreuses, de longueurs différentes, 1–3(–4)/lamelle. *Pied* droit dans sa partie épigée, cylindrique, 2–4(–5) cm long, soyeux, strié longitudinalement, fréquemment torsadé, rarement méchuleux par déchirement, presque blanc pur, sans anneau; partie souterraine courte, 1–2 cm long, légèrement renflée à sub-bulbeuse et alors 0,7–0,8 cm diam., blanchâtre; pseudorhize très fine et fragile, cassante, blanche, 1–2 mm diam., environ 10 cm long. *Chair* fibreuse et ferme dans le pied, mince et fibreuse dans le chapeau, blanche, immuable, souvent piquée de larves. *Goût* et *odeur* prononcés, rappelant la rave. *Sporée* crème-incarnat. *Spores* lisses, hyalines, à paroi mince, ovoïdes-ellipsoïdes, 5,8–6,7–7,5(–7,7) × (3,8–)3,7–4,2–4,7 µm, Q = 1,32–1,59–1,86(–1,95). *Basides* clavées, 4-spores, 18–22 × 7–9 µm. *Cheilocystides* ovoïdes à lagéniformes. *Pleurocystides* similaires mais moins fréquentes. *Boucles* absentes.



**Fig. 112.** *Termitomyces medius*, pièce de 50 frCFA (22 mm) comme référence (Burkina Faso, EM19) – crédit photo: E. Maes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 50)** – *Termitomyces medius* est associé aux termites des genres *Microtermes*, *Ancistrotermes* et *Synacanthotermes* (Frøslev *et al.* 2003; Koné *et al.* 2018). Les spécimens poussent en petits groupes dans les stations ombragées, relativement humides et sur sols profonds. En Afrique de l'Ouest, l'espèce est très fréquente et apparaît le plus souvent sur des termitières hypogées. Elle fructifie pendant toute la saison pluvieuse mais surtout en milieu de saison en R.D. Congo (De Kesel *et al.* 2017) et en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2018). *Termitomyces medius* a été signalé au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; Yorou *et al.* 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), au Burkina Faso (Meise Botanic Garden 2023), en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2010, 2013, 2018; Yorou *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019), au Ghana (PlutoF 2023, GBIF 2023), en Guinée (PlutoF 2023, GBIF 2023), au Nigeria (Mossebo *et al.* 2017), au Sénégal (Mossebo *et al.* 2017) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – Bien que très commun en Afrique de l'Ouest, *Termitomyces medius* y est relativement peu consommé. Le fait que les sporophores pourrissent vite pourrait expliquer ce manque d'intérêt (De Kesel *et al.* 2002).



**Fig. 113.** *Termitomyces mbuzi*. In situ (gauche); détail des sporophores (droite) (Togo, ADK4419).

**Taxonomie** – L'espèce est assez variable (De Kesel *et al.* 2002) et les spécimens de grande taille peuvent être confondus avec de petits *Termitomyces striatus*. Les plus petits spécimens peuvent aussi être confondus avec *Termitomyces microcarpus*, mais celui-ci est plus pâle, ne produit pas de pseudorhize et pousse souvent par centaines.

L'espèce dont *Termitomyces medius* se rapproche le plus est *Termitomyces mbuzi* Härkönen & Niemelä (Fig. 113), récemment décrite de Tanzanie (Niemelä *et al.* 2021) et trouvée au Bénin et au Togo où elle est récoltée pour la consommation. Elle se distingue de *Termitomyces medius* par son chapeau presque entièrement blanc, un perforatorium plus pointu, et les pieds connés à la base se prolongeant en de multiples fines pseudorhizes qui se ramifient vers la meul

### ***Termitomyces microcarpus* (Berk. & Br.) Heim**

*Arch. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Sér. VI 18: 128 (1942); *Mém. Acad. Roy. Sci. Inst. France* 64: 72 (1941 = *nom. inval.*)

SYNONYMES:

***Agaricus microcarpus* Berk. & Br.**, *J. Linn. Soc.*, London 11: 537 (1871);  
***Entoloma microcarpum* (Berk. & Br.) Sacc.**, *Syll. Fung.* (Abellini) 5: 687 (1887); ***Collybia microcarpa* (Berk. & Br.) Höhn.**, *Sber. Akad. Wiss. Wien* 1

117: 993 (1908); *Mycena microcarpa* (Berk. & Br.) Pat., *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 29: 210 (1913); *Gymnopus microcarpus* (Berk. & Br.) Overeem, *De nuttige planten van Nederlandsch Indië* 1: 76 (1927); *Podabrella microcarpa* (Berk. & Br.) Singer, *Lloydia* 8(3): 143 (1945).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Buyck (1994a), *Ubwoba*: 47, Figs 13, 25 & 26; De Kesel & Malaisse (2010), *How to live and survive in Zambezian open forest*: 40 + fig.; De Kesel et al. (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 223, Fig. 113; Eyi Ndong et al. (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 209, Figs 142–143; Gryzenhout (2010), *Mushrooms of South Centr. Africa*: 62 + fig.; Härkönen et al. (2003), *Tanzanian mushrooms*: 110, Fig. 118; Härkönen et al. (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 139, Figs 195–197; Heim (1942a), *Arch. Mus. Nat. Hist. Nat.*, sér. 6, 18: 128, Figs 16–19, pl. 9, Fig. E, pl. 12, Figs 1–5; Heim (1942b), *Extr. Rev. Scient.* 3205: Fig. 22; Heim (1958), *Fl. Icon. Champ. Congo* 7: 142, pl. 23, Fig. 3; Heim (1963b), *Cah. Maboké* 1: 22, Fig. 1/5; Heim (1963c), *Sciences* 26: 32, Fig. 21f; Malaisse (1997), *Se nourrir en forêt claire africaine*: 41, Figs 2.1.3, 2.1.7 & 2.1.13; Malaisse et al. (2008), *Geo-Eco-Trop* 32: 4, pl. 2A; Mossebo et al. (2002), *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 118(3): 235, Fig. 12, pl. 11D; Niemelä et al. (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa – A field guide*, *Norrlinia* 36: 160–161, Figs a,b,c; Parent & Thoen (1977), *Econ. Bot.* 31: 440, Fig. 1, 7, 24; Pegler (1969), *Kew Bull.* 23: 223, Fig. 2/3; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 280, Fig. 59/1; Rammeloo & Walley (1993), *Scripta Bot. Belg.* 5: 51, Fig. 5a; Ryvarden et al. (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 85 + fig.; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 72 + fig.; van der Westhuizen & Eicker (1994), *Field Guide Mush. S. Afr.*: 76 + figs; Yorou & De Kesel (2011), *Liste Rouge champ. Sup. Bénin*: 58, Fig. 5.14; Zoberi (1972), *Tropical macrofungi*: 90, Fig. 22; Zoberi (1973), *Niger. Field* 38: 84, pl. 1f.

**Description (Fig. 114)** – Sporophores grégaires, toujours très nombreux. *Chapeau* petit, 1–1,5 cm diam., d'abord conique, puis convexe largement umboné; revêtement sec, un peu glutineux par temps humide, lisse, radialement sillonné jusqu'à mi-rayon, blanc pur à blanc crème ou brunâtre pâle; perforatorium arrondi, 2–3 mm large, non marqué, continu avec le profil du chapeau, grisâtre, un peu plus foncé que le reste du chapeau; marge d'abord fortement incurvée, puis droite, lobulée-crênelée, devenant radialement fissurée-déchirée jusqu'à mi-rayon. *Lamelles* libres, peu serrées, 1–2 mm large, inégales, blanches à faible reflet incarnat; arête entière, concolore; lamellules peu nombreuses. *Pied* plein, droit, cylindrique, 10–30 × 1–2 mm, soyeux, longitudinalement fibreux, un peu torsadé, blanc pur, sans anneau, sans pseudorhize. *Chair* fibreuse, très mince, blanche, immuable. *Goût* agréable; *odeur* faible. *Sporée* claire à teinte rosâtre. *Spores* ellipsoïdes à ovoïdes, 6,5–7,4–8,4(–8,6) × 4,1–4,8–5,4(–5,5) µm, Q = (1,39–)1,32–1,57–1,82(–1,9), hyalines, lisses, à paroi mince. *Basides* clavées, 4-spores, 19–22 × 7–9(10) µm. *Cheilo-* et *pleurocystides* peu nombreuses, clavées à pédonculées. *Boucles* absentes.



**Fig. 114.** *Termitomyces microcarpus* (R.D. Congo, JD1042).



**Fig. 115.** *Termitomyces tylerianus* (Bénin, ADK2777).

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 51)** – *Termitomyces microcarpus* est associé aux termites des genres *Protermes* et *Odontotermes* (Frøslev *et al.* 2003; Koné *et al.* 2018). En comparaison avec les autres *Termitomyces*, c'est la seule espèce dont les sporophores sont formés à l'extérieur du nid, c'est-à-dire à partir de déchets de meules rejetés par les termites. Durant la saison pluvieuse, les sporophores s'y développent par centaines voire par milliers. L'espèce est très fréquente en Afrique centrale et de l'Est où elle est signalée en R. Afrique du Sud (Heim 1958; Watt & Breyer-Brandwijk 1962; Louwrens 1964; Levin *et al.* 1985; Gorter & Eicker 1988; van der Westhuizen & Eicker 1994), au Burundi (Buyck 1994), au Cameroun (Heim 1942a; Mossebo *et al.* 2002), en R. Centrafricaine (Heim 1963b,c; Malaisse *et al.* 2008), en R. Congo (Ndolo Ebika *et al.* 2018), en R.D. Congo (Heim 1958; Parent & Thoen 1977; Degreef *et al.* 1997; Malaisse 1997; De Kesel & Malaisse 2010; De Kesel *et al.* 2017), au Gabon (Eyi Ndong 2009; Eyi Ndong & Degreef 2010), au Kenya (Pegler 1968, 1969, 1977; Pegler & Rayner 1969; Zoberi 1972), au Malawi (Williamson 1975; Morris 1984, 1990), en Ouganda (Mukiibi 1973; Pegler 1977), en Tanzanie (Pegler 1969, 1977; Zoberi 1972; Härkönen *et al.* 2003; Niemelä *et al.* 2021) et en Zambie (Pegler & Pearce 1980; Pearce 1981; Härkönen *et al.* 2015; Niemelä *et al.* 2021). En Afrique de l'Ouest, elle a été signalée au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou & De Kesel 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014), au Burkina-Faso (Holden 1970), en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2014; Koné *et al.* 2018; Soro *et al.* 2019), au Ghana (Osemwegie *et al.* 2014), en Guinée (Heim 1942b, *ut Termitomyces microcarpus* f. *elongatus*; Mossebo *et al.* 2002), au Niger (Kwadjo *et al.* 2023), au Libéria (Manvell 2020), au Nigeria (Alasoadura 1967a; Pegler 1969; Zoberi 1972, 1973; Oso 1975, 1977a; Ogundana 1979; Zoberi 1979; van der Westhuizen & Eicker 1990; Rammeloo & Walley 1993; Mossebo *et al.* 2002; Boa 2004; Gbolagade *et al.* 2006; Lockwood 2007; Okhuoya *et al.* 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Oyetayo 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Mossebo *et al.* 2017), au Sénégal (Osemwegie *et al.* 2014), en Sierra Leone (Heim 1942, *ut T. microcarpus* f. *elongatus*; Pegler 1969; Zoberi 1972; Eyi Ndong *et al.* 2011) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – Malgré sa petite taille et sa tendance à pourrir rapidement, *Termitomyces microcarpus* est fortement apprécié à travers toute l'Afrique tropicale. L'espèce contient un enzyme protéolytique (Parent & Skelton 1977) thermostable et capable de dégrader la caséine (protéine principale du lait). Au Haut-Katanga en R.D. Congo, *Termitomyces microcarpus* est souvent vendu sur les marchés locaux et le long des grands axes routiers (De Kesel *et al.* 2017).

**Taxonomie** – Frøslev *et al.* (2003) indiquent que les séquences d'ADN obtenues du spécimen-type de *Termitomyces microcarpus*, collecté au Sri Lanka (Heim 1977), sont différentes de celles du matériel africain. Dans ce contexte, nous utilisons le nom de *Termitomyces microcarpus* en émettant des réserves. Une analyse phylogénétique des spécimens africains de « *T. microcarpus* » est nécessaire pour confirmer leur position

*Termitomyces tylerianus* Otieno (Fig. 115) est une petite espèce qui ressemble à *T. microcarpus*. Elle s'en distingue par son chapeau brun à perforatorium très pointu. L'espèce a été signalée au Bénin et jadis mal identifiée (De Kesel *et al.* 2002: 233, photo 65, *ut T. microcarpus*).

### ***Termitomyces reticulatus* Van der Westh. & Eicker**

*Mycol. Res.* 94(7): 928 (1990)

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 223, photo 61 (*ut Termitomyces fuliginosus*); De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 224, Figs 106, 107 & 114; Gryzenhout (2010), *Mushrooms of South Centr. Africa*: 63 + fig.; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 141, Fig. 198; Koné *et al.* (2018), p. 2, Fig. 1a (*ut T. fuliginosus*); Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 162, Fig. a–b; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 73 + fig.; van der Westhuizen & Eicker (1990), *Mycol. Res.* 94(7): Figs 20–27.

**Description (Figs 109, 116)** – Sporophores grégaires, poussant sur termitières épigées. *Chapeau* 7–12(–15) cm diam., d'abord ovoïde, puis conico-hémisphérique, finalement étalé, relativement charnu au centre; perforatorium relativement haut et large au début, les flancs garnis d'un fin réseau réticulé, souvent incrusté de terre, ensuite large et presque plat, brun orange (5BCD4–5, 6E6–8) à brun foncé; revêtement, sec, mat, blanc, concentriquement orné de taches composées de particules de terre agglutinées, progressivement moins abondantes vers la marge; marge longtemps incurvée (infléchie), entière. *Lamelles* libres, serrées, 0,7–0,8(–1) cm large, inégales, blanchâtres à crème ou même rosâtres; arête sub-crênelée, sub-érodée, concolore; lamellules nombreuses, de longueurs différentes, 2–3(–4)/lamelle. *Pied* relativement solide, rapidement creux, non séparable du chapeau; partie épigée, cylindrique, 4–6(–8) cm long, 1,3–1,5 cm diam. au milieu, avec anneau, blanc et lisse au-dessus de l'anneau, chiné-réticulé de brun-jaunâtre (5D5) sur fond blanc en dessous; anneau persistant, blanc, comme une crête 1–2 mm haut; pseudorhize cylindrique, 20–60 cm long, 2 cm large, souvent creuse, blanc jaunâtre, lisse et couverte de terre, base élargie en forme de pied d'éléphant, munie d'un disque basal, bordé de mycélium blanc, concave et sclérifié, reposant sur la meule et raccordé à celle-ci par un rhizomorphe court, blanc et élastique. *Chair* fibreuse ferme, rapidement molle (creuse) dans le pied, très épaisse sous le perforatorium, blanche, immuable. *Goût* fort, agréable; *odeur* agréable, fongique. *Meule* grande et cérébriforme. *Sporée* rose brunâtre. *Spores* (6,3–)6,4–7,1–7,8(–8,1) × (3,7–)4–4,5–5,1(–4,9) µm, Q = (1,41–)1,3–1,57–1,84(–2,17), ellipsoïdes, lisses, hyalines. *Basides* clavées, 4-spores, 20–30 × 7–10 µm. *Cheilo-* et *pleurocystides* abondantes, similaires, clavées à pyriformes. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 52)** – *Termitomyces reticulatus* a été signalé au Togo et au Bénin (Yorou *et al.* 2001, *ut T. fuliginosus*; Yorou &





**Fig. 116.** *Termitomyces reticulatus* (R.D. Congo, JD1092).



**Fig. 117.** *Termitomyces reticulatus*, base de pseudorhize élargie (Togo, ADK4384).

De Kesel 2001, 2011, *ut T. fuliginosus*; De Kesel *et al.* 2002, *ut T. fuliginosus*) et en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2018, *ut T. fuliginosus*). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce est commune dans la partie nord de la R. Afrique du Sud (Van der Westhuizen & Eicker 1990), en Zambie et en Tanzanie (Härkönen *et al.* 2015; Niemelä *et al.* 2021). Au Haut-Katanga, elle est plutôt commune, surtout en pleine saison des pluies, à proximité ou sur les hautes termitières en forêt. Le termito-hôte du spécimen-type appartient au genre *Odontotermes* (van der Westhuizen & Eicker 1990) mais on observe aussi *Termitomyces reticulatus* sur des termitières occupées par *Macrotermes falciger*, *M. bellicosus* ou *M. subhyalinus* (Erens *et al.* 2015) et dans lesquelles cohabitent des *Odontotermes* sp. (Goffinet 1976; Malaisse 1978; Mujinya *et al.* 2014). Aanen *et al.* (2002) ont démontré que le passage d'une espèce de *Termitomyces* d'un hôte à un autre est fréquent et que le nid d'une seule espèce de termite peut héberger plusieurs symbiotes.

**Comestibilité et appréciation** – *Termitomyces reticulatus* est fortement apprécié dans tous les pays où il est signalé (R. Afrique du Sud, R.D. Congo, Togo, Zambie, probablement aussi Ghana).

**Taxonomie** – *Termitomyces reticulatus* et *T. fuliginosus* ont la base de la pseudorhize identique, à savoir en forme de pied d'éléphant (Fig. 117). La base est munie d'un disque sclérifié qui porte un rhizomorphe élastique central le mettant en contact avec la meule. Des analyses moléculaires seront nécessaires pour mieux connaître la parenté entre ces deux taxons, ainsi que la position taxonomique du matériel trouvé au Togo et au Bénin (De Kesel *et al.* 2002), qui montre un perforatorium peu surélevé comparé au matériel de la région zambézienne.

### ***Termitomyces robustus* (Beeli) R. Heim**

*Bull. Jard. bot. État, Brux.* 21: 210 (1951)

SYNONYMES:

***Schulzeria robusta* Beeli**, *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 75 (1927); ***Termitomyces robustus* var. *robustus* (Beeli) Heim**, *Bull. Jard. Bot. État, Brux.* 21: 210 (1951).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Beeli (1927b), *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 75, pl. 1, Fig. 2 (*ut Schulzeria robusta*); Buyck (1994a), *Ubwoba*: 41, Figs 18–19; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 229, photo 66; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale, AbcTaxa* 10: 212, fig. 145; Heim (1951), *Bull. Jard. Bot. État, Brux.* 21: 210, Figs 44–46, pl. 5, Fig. A; Heim (1952), *Mém. Soc. Helv. Sc. Nat.* 80: 13, Fig. 5, pl. 4, pl. 7, Fig. d, pl. 9, Fig. b; Heim (1958), *Fl. Icon. Champ. Congo* 7: 147, pl. 24, Figs 1 & 3; Heim (1963c), *Sciences* 26: 32, Fig. 21a; Heim (1977), *Termites et champ*: 79, Figs 22–23, pl. 3, Fig. 2c, d; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide, Norrlinia* 36: 163 + fig.; Rammeloo & Walley (1993), *Scripta Bot. Belg.* 5: 51, Fig. 5b; Zoberi (1972), *Tropical macrofungi*: 88, Fig. 21; Zoberi (1973), *Niger. Field* 38: 82, pl. 1c.

**Description (Figs 118, 119) – Chapeau** 8–11(–20) cm diam., ferme, charnu, conique puis plano-convexe à plan, à perforatorium faiblement démarqué, 1–1,5 cm large; marge d’abord incurvée puis révoluée, souvent finement striée, finalement à déchirures radiales –2 cm; revêtement entièrement séparable, légèrement visqueux et luisant par temps humide, sinon sec, sub-soyeux, mat, radialement sillonné, muni de multiples bourrelets et sillons concentriques vers la marge, de brun foncé à brun clair (6C–E4, 5C4–5), progressivement plus clair vers la marge, perforatorium brun noirâtre (6F5) plus foncé que le chapeau. *Pied* 10–23 × 1,5–3 cm, central, massif, cylindrique, lisse, crème à brun ocracé pâle, s’épaississant graduellement pour atteindre 3 cm au collet, se prolongeant ensuite en longue pseudorhize cylindrique (–40 cm), brun foncé en haut, graduellement blanche vers l’extrémité. *Lamelles* libres, serrées, –1 cm large, inégales, blanchâtres à crème incarnat; lamellules nombreuses, de longueur variable; arête irrégulière, érodée, concolore. *Chair* peu épaisse et molle dans le chapeau, fibreuse et ferme dans le pied, blanche, immuable. *Goût* fort de noisette; *odeur* fongique, agréable. *Sporée* crème incarnat. *Spores* sub-globuleuses à ellipsoïdes, hyalines, lisses, (6,4–)6,4–7,6–8,8(–8,7) × 3,9–4,5–5,2(–5,4) µm, Q = (1,47–)1,4–1,67–1,89(–2,02). *Basides* clavées, 4-spores, 13,5–24 × 4,7–8,7 µm. *Cheilocystides* très abondantes, clavées, septées à petites cellules basales. *Pleurocystides* très abondantes, largement clavées. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 53)** – Espèce connue des forêts denses humides, des forêts de montagne, mais aussi des forêts claires, savanes et plantations. Elle est relativement commune en Afrique de l’Ouest et rapportée du Bénin (De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou & De Kesel 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014), de Côte d’Ivoire (Osemwegie *et al.* 2014), du Ghana (Apetorgbor *et al.* 2006; Osemwegie *et al.* 2014), de Guinée (Zoberi 1972; Turnbull & Watling 1999; Eyi Ndong *et al.* 2011), du Nigeria (Alasoadura 1967a; Zoberi 1972, 1973; Oso 1975, 1977a; Ogundana 1979; Zoberi 1979; Ogundana & Fagade 1982; Adewusi *et al.* 1993; Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994; Fasidi & Kadiri 1995; Akpaja *et al.* 2003; Adekunle & Ajao 2005; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010a; Ayodele *et al.* 2011; Eyi Ndong *et al.* 2011; Oyetayo 2011; Osemwegie *et al.* 2014), du Sénégal (Osemwegie *et al.* 2014), de Sierra Leone (Zoberi 1972; Eyi Ndong *et al.* 2011) et du Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a). Ailleurs en Afrique tropicale, elle est signalée au Burundi (Buyck 1994a; Degreef *et al.* 2016a), au Cameroun (Berthet & Boidin 1966), en R. Centrafricaine (Heim 1963b), en R. Congo (Heim 1951, 1952, 1977), en R.D. Congo (Beeli 1927b *ut* *Schulzeria robusta*; De Kesel & Malaisse 2010; Heim 1951, 1958, 1977; Malaisse 1997), au Gabon (Eyi Ndong 2009; Eyi Ndong & Degreef 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Malawi (Morris 1990), en Ouganda (Pegler 1969, 1977; Zoberi 1972) et en Tanzanie (Niemelä *et al.* 2021).

**Comestibilité et appréciation** – *Termitomyces robustus* est fortement apprécié dans tous les pays où il est signalé. Au Togo (région forestière des Plateaux), sa production est très importante et permet aux populations locales de le récolter chaque année dans les mêmes stations.



Fig. 118. *Termitomyces robustus* (Togo, ADK4198).



Fig. 119. *Termitomyces robustus* (Togo, ADK4198).

**Taxonomie** – Macroscopiquement, *Termitomyces robustus* ressemble à *T. eurrhizus* (Berk.) R. Heim (Fig. 107), une espèce génétiquement proche de *T. striatus* (Frøslev *et al.* 2003) et signalée au Bénin (Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2013; Yorou *et al.* 2014), au Nigeria (Mossebo *et al.* 2017) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a). *Termitomyces eurrhizus* est plus commun en Afrique de l'Est (Paloi *et al.* 2023), surtout en altitude (Niemelä *et al.* 2021) et se distingue de *T. robustus* par son perforatorium plus pointu, la quasi absence de bourrelets et de sillons concentriques sur le chapeau et ses spores un peu plus grandes (7–)7,5–8,31–9,2(–9,6) × 4,1–4,85–5,2(–5,5) µm, Q = 1,72 (Niemelä *et al.* 2021).

*Termitomyces robustus* peut aussi être confondu avec *T. fuliginosus* (Pegler 1977) mais s'en distingue par son revêtement piléique bosselé, veiné et sillonné et par l'absence de disque basal à l'extrémité de sa pseudorhize. Il diffère de *Termitomyces mammiformis* par son perforatorium lisse et en continuité avec le profil du chapeau.

### ***Termitomyces schimperi* (Pat.) R. Heim**

*Arch. Mus. natl. Hist. nat.*, Sér. VI 18:114 (1942)

SYNONYME:

***Lepiota schimperi* Pat.**, *Rev. Mycol.* 13: 135 (1891).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 231, photos 67–68; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 227–228, Figs 115–116; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 214, Figs 146–147; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 143, Figs 199–200; Heim (1942a), *Arch. Mus. Nat. Hist. Nat.*, sér. 6, 18: 114, pl. 9, Fig. D; Heim (1952), *Mém. Soc. Helv. Sc. Nat.* 80: 17, Figs 6–7, pl. 5, pl. 9, Fig. C, pl. 10, Figs 10–17; Heim (1963c), *Sciences* 26: 33, photo; Heim (1977), *Termites et champ*: 66, Figs 15–17; Malaisse *et al.* (2008), *Geo-Eco-Trop* 32: 4, pl. 2D–E; Mossebo *et al.* (2002), *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 118(3): 220, Fig. 8, pl. 6; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrlinia* 36: 164–165, Fig. a–b; Pegler (1969), *Kew Bull.* 23: 225, Fig. 2/5; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 287, Fig. 63/1; Ryvarden *et al.* (1994), *Introd. Larger Fungi S. Centr. Afr.*: 85 + fig.; Sharp (2011), *A Pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 1: 74 + fig.; van der Westhuizen & Eicker (1991), *S. Afr. J. Bot.* 57(1): 67–70, Figs 1–7; Yorou & De Kesel (2011), *Liste Rouge champ. sup. Bénin*: 58, Fig. 5.11; Yorou *et al.* (2014), *Ectomycorrhizal symbiosis in tropical and neotropical forests*: 254, fig 5c

**Description (Fig. 120)** – *Chapeau* 8–25 cm diam., charnu, ferme et massif, d'abord globuleux noirâtre, puis plano-convexe à étalé, couvert d'écailles grossières, à perforatorium peu marqué; marge d'abord infléchie et appendiculée, puis droite, lisse, non striée; revêtement sec, souvent soyeux, blanc, presque entièrement



Fig. 120. *Termitomyces schimperi* (Togo, ADK4946).

séparable, surmonté d'écaillés semi-retroussées persistantes, centre craquelé et formant de gros blocs polyédriques foncés (5–6D4), plus petits et arrangés de façon concentrique vers l'extérieur. *Pied* massif, 6–15 × 2–4 cm, central, cylindrique, atténué vers le bas, blanc, lisse ou sub-squamuleux au-dessus de l'anneau, entièrement squameux en dessous et couvert de grossières écaillés foncées (5–6D4) et retroussées, graduellement plus subtiles vers le bas; pseudorhize –50 cm long, blanche, atténuée, fibreuse, cassante, à petites écaillés; anneau simple, large et épais, fixe, blanc, ascendant, bord courbé vers le bas. *Lamelles* libres ou sub-échançrées, serrées, –1,2 cm large, inégales, blanches ou subtilement rosâtres; lamellules nombreuses, de longueurs différentes; arête lisse, concolore. *Chair* épaisse dans le chapeau, blanche, immuable. *Goût* et *odeur* faibles. *Sporée* rose incarnat. *Spores* ellipsoïdes, hyalines, lisses, (5,7–)5,7–6,9–8,2(–8,9) × (3,5–)3,7–4,6–5,5(–6,3) µm, Q = (1,28–)1,27–1,51–1,75(–1,94). *Basides* clavées, 4-spores, 24–30 × 6–8 µm. *Cheilo-* et *pleurocystides* similaires, très abondantes, cylindriques à lagéniformes ou fusiformes, 2–3-cloisonnées transversalement. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 54)** – *Termitomyces schimperi* est associé aux termites du genre *Odontotermes* (Frøslev *et al.* 2003), notamment *O. patruus* et *O. latericius* (Pearce 1987; Frøslev *et al.* 2003), qui attaquent le bois mort. En Afrique de l'Ouest, *Termitomyces schimperi* semble aussi être associé à *Macrotermes subhyalinus* (Koné *et al.* 2018), une espèce qui construit de grands nids épigés. Il semble avoir une préférence pour les sols profonds, sableux ou non, et les stations souvent exposées au soleil, bien qu'il soit également présent en forêt claire sous couvert végétal. En Afrique de l'Ouest, l'espèce a été signalée au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou & De Kesel 2011; Yorou *et al.* 2014; Boni & Yorou 2015), en Côte d'Ivoire (Heim 1952, 1958, 1977; Mossebo *et al.* 2002; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou *et al.* 2014, Koné *et al.* 2018; Soro *et al.* 2019), au Ghana (Apetorgbor *et al.* 2005), en Guinée (Heim 1952, 1958, 1977; Mossebo *et al.* 2002; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Nigeria (van der Westhuizen & Eicker 1990), au Sénégal (Kane & Courtecuisse 2013; Kane *et al.* 2013) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a). La forme *Termitomyces schimperi* f. *lactifluus* R. Heim est connue uniquement de Côte d'Ivoire (Heim 1942b). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce est également connue au Cameroun (Heim 1952, 1958, 1977; Mossebo *et al.* 2009; Njouonkou *et al.* 2016), en R. Centrafricaine (Heim 1963b,c, 1977; Malaisse *et al.* 2008), en R.D. Congo (Heim 1952, 1958, 1977; Degreef *et al.* 1997; Malaisse 1997; De Kesel & Malaisse 2010; De Kesel *et al.* 2017), en Ethiopie (Heim 1952, 1958, 1977; Pegler 1969, 1977), au Malawi (Morris 1990), au Mozambique (Niemelä *et al.* 2021), en Namibie (van der Westhuizen & Eicker 1991), en Tanzanie (Pegler 1969, 1977; Niemelä *et al.* 2021) et en Zambie (Pegler & Pearce 1980; Härkönen *et al.* 2015).

**Comestibilité et appréciation** – *Termitomyces schimperi* est consommé à travers toute son aire de distribution, notamment au Bénin (De Kesel *et al.* 2002), en R. Centrafricaine (Rammeloo & Walley 1993), en R.D. Congo (Degreef *et al.* 1997; De Kesel *et al.* 2017), au Gabon (Eyi Ndong *et al.* 2011), au Ghana (Apetorgbor

*et al.* 2005), au Malawi (Williamson 1975; Morris 1987, 1990), au Mozambique (Härkönen *et al.* 2015; Niemelä *et al.* 2021), en Namibie (Van der Westhuizen & Eicker 1991) et en Zambie (Pegler & Pearce 1980; Härkönen *et al.* 2015).

**Taxonomie** – *Termitomyces schimperi* est une espèce très facile à identifier par ses sporophores massifs, la présence d'un anneau et le revêtement piléique blanc, d'abord entièrement couvert de squames épaisses, brunâtres et détachables.

### ***Termitomyces striatus* (Beeli) Heim, s.l.**

*Mém. Acad. Roy. Sci. Inst. France* 64:47 (1941)

SYNONYME:

***Schulzeria striata* Beeli**, *Bull. Jard. Bot. État, Brux.* 15(1): 29 (1938).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: Beeli (1938), *Bull. Jard. Bot. État, Brux.* 15(1): 29, pl. 1, Fig. 6 (*ut Schulzeria striata*); Buyck (1994a), *Ubwoba*: 43, Figs 20–21; De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 235, photo 69; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 230, Figs 117–118; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 217, Figs 148–149; Härkönen *et al.* (2015), *Zambian mushrooms and mycology*: 134, Fig. 187; 144, Figs 201–202; Heim (1942b), *Extr. Rev. Scient.* 3205: Fig. 22; Heim (1958) (*ut T. striatus* var. *aurantiacus*), *Fl. Icon. Champ. Congo* 7: 144, 145, pl. 23, Fig. 1; Heim (1963b), *Cah. Maboké* 1: 22, Figs 1/1, 3 & 4; Heim (1977), *Termites et champ.*: 51, Figs 7–9, pl. 1, Fig. 1a–b; Malaisse *et al.* (2008), *Geo-Eco-Trop* 32: 4, pl. 1C–F; Mossebo *et al.* (2002) (*ut T. striatus* var. *bibasidiatus*), *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 118(3): 207, pl. 4, Fig. 4, 15d; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrinia* 36: 168, Fig. a–b; Pegler (1969), *Kew Bull.* 23: 225, Fig. 2/6; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 291, Fig. 64; Zoberi (1972), *Tropical macrofungi*: 87, Fig. 20; Zoberi (1973), *Niger. Field* 38: 84, pl. 1.

**Description (Fig. 121)** – *Chapeau* 4–12 cm diam., modérément charnu et ferme, largement conique puis presque plan, faiblement ou non déprimé autour du perforatorium, celui-ci assez aigu, 1–1,5 cm large; marge souvent sillonnée, d'abord incurvée puis étalée, flexueuse, finalement parfois sub-révoluée, à multiples déchirures radiales jusqu'à mi-rayon; revêtement séparable jusqu'au bord du perforatorium, sub-luisant, sec, lisse, sillonné au moins de sa partie moyenne jusqu'au bord, ocre blanchâtre à ocre jaunâtre, le plus souvent grisâtre à ocre brunâtre (5C3–7), perforatorium toujours plus sombre ou plus foncé que le chapeau (5D3–7). *Pied* 6–12 × 0,8–1,5 cm, central, massif, sans anneau, presque cylindrique, parfois un peu comprimé, lisse, fibreux, presque blanc pur à crème, à peine renflé au collet, se prolongeant de façon continue en pseudorhize cylindrique (–40 cm), blanche. *Lamelles* libres, très serrées, –0,6 cm large, inégales, blanchâtres à crème incarnat; lamellules nombreuses, de longueur variable; arête sub-régulière, concolore. *Chair* molle dans le chapeau, fibreuse





Fig. 121. *Termitomyces striatus* (Bénin, ADK2773).

et ferme ailleurs, blanche, immuable. *Goût* fort, agréable; *odeur* forte, légèrement farineuse. *Sporée* crème incarnat. *Spores* sub-ovoïdes à ellipsoïdes, hyalines, lisses,  $(6,1-6,3-7,5-8,7(-8,7) \times (3,8-3,7-4,6-5,6(-6,4) \mu\text{m}$ ,  $Q = (1,26-1,31-1,62-1,93(-2,01)$ . *Basides* clavées, 4-spores,  $18-26 \times 6,3-7,1 \mu\text{m}$ . *Cheilo-* et *pleurocystides* abondantes, clavées à pyriformes. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 55)** – *Termitomyces striatus* est l'une des espèces du genre les plus communes et les plus répandues en Afrique tropicale. On la trouve le plus souvent sur termitières épigées et son hôte serait *Odontotermes latericius* (Frøslev *et al.* 2003). En Côte d'Ivoire, il est associé à *Ancistrotermes cavithorax* (Koné *et al.* 2018). L'espèce fructifie dans la première moitié de la saison des pluies mais n'apparaît pas chaque année au même endroit, ce qui pourrait être expliqué par l'épuisement local du substrat (bois mort) utilisé par son hôte. En Afrique de l'Ouest, *Termitomyces striatus* a été signalé au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Yorou & De Kesel 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014), en Côte d'Ivoire (Heim 1941, 1942, 1952, 1958; Zoberi 1972; Heim 1977; Turnbull & Watling 1999; Boa 2004; Koné *et al.* 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014; Koné *et al.* 2018; Soro *et al.* 2019 *ut T. cf. striatus*), au Ghana (Pegler 1969, *ut T. striatus* f. *griseus*; Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014), en Guinée (Heim 1941, 1942, 1952, 1958; Zoberi 1972; Heim 1977; Turnbull & Watling 1999; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Mali (EFTA 2023), au Niger (Hama *et al.* 2008, 2009; Daniels *et al.* 2015), au Nigeria (Alasoadura 1967a; Zoberi 1972, 1973, 1979; van der Westhuizen & Eicker

1990; Adewusi *et al.* 1993; Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994; Alofe *et al.* 1996; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004; Adekunle & Ajao 2005; Osemwegie *et al.* 2014), au Sénégal (Osemwegie *et al.* 2014), en Sierra Leone (Beeli 1938, *ut* *Schulzeria striata*; Heim 1941, 1942, 1952, 1958; Pegler 1969; Zoberi 1972; Heim 1977; Pegler 1977; Turnbull & Watling 1999; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011) et au Togo (Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2015, 2017a). Ailleurs en Afrique tropicale, l'espèce (ou certaines de ses formes) est connue du Burundi (Buyck 1994), du Cameroun (Zoberi 1972; Mossebo *et al.* 2002, *ut* *Termitomyces striatus* var. *bibasidiatus*; Njouonkou *et al.* 2016), de R. Congo (Zoberi 1972; Ndolo Ebika *et al.* 2018), de R. Centrafricaine (Heim 1963b; Malaisse *et al.* 2008), de R.D. Congo (Beeli 1928; Degreef *et al.* 1997; De Kesel *et al.* 2017), du Gabon (Eyi Ndong 2009; Eyi Ndong & Degreef 2010; Eyi Ndong *et al.* 2011), du Kenya (Pegler 1977), du Malawi (Williamson 1975; Morris 1987, 1990), d'Ouganda (Pegler 1969, *ut* *T. striatus* f. *griseus*, 1977), du Togo (Yorou *et al.* 2014) et de Zambie (Härkönen *et al.* 2015; Niemelä *et al.* 2021).

**Comestibilité et appréciation** – Partout en Afrique tropicale, *Termitomyces striatus* est un aliment fort recherché et fréquemment vendu sur les marchés locaux. L'espèce est consommée dans la plupart des pays mentionnés.

**Taxonomie** – *Termitomyces striatus* est une espèce assez variable (Heim 1977; Mossebo *et al.* 2009). En l'absence d'une étude phylogénétique incluant des taxons proches de *Termitomyces striatus*, nous utilisons ici ce nom au sens large. Mentionnons que *Termitomyces striatus* a plusieurs formes dans la sous-région, il s'agit de *T. striatus* f. *griseus* R. Heim au Ghana (Pegler 1969; Holden 1970) et de *T. striatus* var. *annulatus* R. Heim en Guinée (Heim 1942b) et en Sierra Leone (Pegler 1969).

### ***Volvariella* Speg.**

*Anal. Mus. nac. Hist. nat. B. Aires* 6: 119 (1898) [1899]

Genre (Agaricales, à position taxonomique incertaine) cosmopolite comptant environ une cinquantaine d'espèces dont 14 sont connues d'Afrique tropicale (Heinemann 1975, 1978; Pegler 1977). Bien que le genre soit classé dans les Pluteaceae, il est polyphylétique et la majorité de ses espèces sont plus apparentées à *Camarophyllus* et *Cantharocybe* (Hygrophoraceae) qu'à *Pluteus* (Justo *et al.* 2011a). Dans ce contexte, deux espèces africaines proches de *Pluteus*, *Volvariella gloiocephala* (= *V. speciosa*) et *Volvariella earlei*, ont été recombinaées dans le nouveau genre *Volvopluteus* Vizzini, Contu & Justo. Les autres espèces africaines sont maintenues dans *Volvariella*.

Sporophores à chapeau et pied central, voile universel présent. *Chapeau* convexe à plano-convexe, umboné ou non, radialement fibrilleux à lisse ou tomenteux, sec, non glutineux, blanc, beige, brun à brun grisâtre. *Hyménophore* à lamelles serrées, libres, ventrues, blanchâtres, puis roses à rose-brunâtre incarnat. *Pied* central, cylindrique, sortant d'une volve membraneuse en sac (Fig. 122), voile partiel ou

anneau absent. *Contexte* mou et fragile. *Sporée* rose-incarnat à saumon-beige ou brun grisâtre pâle. *Spores* ellipsoïdes, lisses, à paroi assez épaisse, sans pore germinatif. *Basides* clavées, 4-spores. *Cheilocystides* présentes, clavées, fusiformes, lagéniformes, utriformes ou rostrées. *Pleurocystides* présentes, moins variables. *Système d'hyphes* monomitique. *Revêtement pileïque* de type rectocutis ou trichoderme, non-gélifié (gélifié chez *Volvopluteus*). *Trame* des lamelles typiquement inversée. *Boucles* absentes.

Les *Volvariella* sont généralement saprotrophes et poussent sur le sol mais aussi et surtout sur bois mort, compost ou paille. Une espèce, *Volvariella surrecta* (Knapp) Singer, parasite les sporophores d'autres champignons (en Afrique, sur *Leucopaxillus*).

Les volvaires ressemblent à certaines amanites. Plusieurs cas d'intoxications mortelles sont dus à la confusion de volvaires avec *Amanita phalloides* (Boa 2004). Les volvaires, principalement *Volvariella volvacea*, sont cultivés en Asie à l'échelle industrielle. Un excellent manuel pour la culture est fourni par Oei (1993). Rammeloo & Walley (1993) détaillent la situation en Afrique tropicale. En Afrique de l'Ouest, *Volvariella volvacea* est la seule espèce importante du genre en matière de vente locale et consommation (Fig. 123).

## ***Volvariella volvacea* (Bull.) Singer**

*Lilloa* 22: 401 (1951)

SYNONYMES:

***Agaricus volvaceus* Bull.**, *Herb. Fr.* (Paris) 6: tab. 262 (1786); ***Volvaria volvacea* (Bull.) P. Kumm.**, *Führ. Pilzk.* (Zerbst): 99 (1871); ***Volvariopsis volvacea* (Bull.) Murrill**, *N. Amer. Fl.* (New York) 10(2): 144 (1917).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 238, photo 71; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 241, Fig. 125; Eyi Ndong *et al.* (2011), *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale*, *AbcTaxa* 10: 222, Figs 151, 152 et 12, Fig. 3A; Härkönen *et al.* (2003), *Tanzanian mushrooms*: 113, Fig. 121; Niemelä *et al.* (2021), *Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide*, *Norrlinia* 36: 176, Fig. a–b; Pegler (1977), *A preliminary agaric flora of East Africa*: 260, Fig. 53/2; Sharp (2014), *A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe*, Vol. 2: 70 + fig

**Description (Figs 122–124)** – Sporophores isolés ou groupés. *Chapeau* 5–6 (–7) cm diam., peu charnu, convexe-parabolique (ovoïde), puis convexe à sub-umboné; revêtement sec, lisse, radialement fibrilleux-soyeux, à fibrilles apprimées, immuable, gris vers la marge, presque noir au centre (disque); marge d'abord légèrement incurvée, puis droite, radialement déchirée et montrant alors la chair blanche sous-jacente. *Pied* central, 40–60(–70) × 5–9 mm, droit à légèrement courbé, cylindrique, sub-bulbeux à la base, sec, mat ou soyeux, fibrilleux, blanc



**Fig. 122.** *Volvariella volvacea* (Burkina Faso, 04EM200) – crédit photo: E. Maes.



**Fig. 123.** *Volvariella volvacea* en vente sur un marché (Côte d'Ivoire).



**Fig. 124.** *Volvariella volvacea* (Bénin, BAA0968).



**Fig. 125.** *Volvopluteus earlei* (Togo, ADK4339).

à blanchâtre, plein, puis brun-clair et fistuleux, immuable, sans anneau. *Volve* en forme de sac, assez grande, 0,5–1 mm épaisseur, irrégulièrement lobée, non-apprimée; surface externe tomenteuse-veloutée, mate, jaunâtre sali de brun, finalement gris-brun foncé. *Lamelles* entièrement libres, inégales, denses mais non-serrées, ventruées, 4–6 mm large, minces, blanches, puis roses à rosâtres (7AB3); lamellules de différentes longueurs, 1–3/lamelle; arête entière à sinueuse, plus pâle, puis concolore. *Chair* mince dans le chapeau, fibrilleuse dans le pied, blanche, immuable. *Goût* fort; *odeur* faible. *Sporée* rose. *Spores* ellipsoïdes, lisses, (5,5–)5,5–6,9–8,3(–8,2) × (4,1–)4–5–5,9(–5,9) μm, Q = (1,15–)1,16–1,39–1,62(–1,66). *Basides* clavées, 31–36 × 7,2–8,5 μm, 4-spores. *Pleurocystides* en forme de ballon. *Cheilocystides* abondantes, ventruées, souvent à apex effilé. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 56)** – Espèce commune à travers toute l’Afrique tropicale, *Volvariella volvacea* pousse souvent sur les troncs d’arbres morts, mais parfois aussi sur terre nue à proximité de bois fortement pourri. Il présente une amplitude écologique large et est capable de pousser sur différents substrats (palmiers, arbres fruitiers). *Volvariella volvacea* intervient tardivement dans le processus de décomposition du bois mort, à l’inverse d’espèces pionnières comme *Schizophyllum commune*. En Afrique de l’Ouest, il est commun dans les forêts denses humides perturbées, les palmeraies et les endroits humides sur déchets de bois, notamment au Bénin (Yorou & De Kesel 2001; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Codjia & Yorou 2014; Osemwegie *et al.* 2014, *ut Volvariella esculenta*; Yorou *et al.* 2014), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008), en Côte d’Ivoire (Koné *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2014, *ut V. esculenta*; Yorou *et al.* 2014; Soro *et al.* 2019; EFTA 2023), au Ghana (Dade 1940; Piening 1962, *ut V. esculenta*; Holden 1970, *ut V. esculenta*; Turner 1971; Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004; Eyi Ndong *et al.* 2011; Codjia & Yorou 2014; Osemwegie *et al.* 2014), au Libéria (Manvell 2020), au Niger (Kwadjo *et al.* 2023), au Nigeria (Massee 1908, *ut V. esculenta*; Holland 1922, *ut V. esculenta*; Turner 1971; Zoberi 1973, *ut V. esculenta*; Oso 1975, *ut V. esculenta*; Ogundana 1979, *ut V. esculenta*; Zoberi 1979, *ut V. esculenta*; Adewusi *et al.* 1993, *ut V. esculenta*; Rammeloo & Walley 1993; Walley & Rammeloo 1994; Fasidi & Kadiri 1995, *ut V. esculenta*; Akpaja *et al.* 2003; Boa 2004, *ut V. esculenta*; Adekunle & Ajao 2005; Akpaja *et al.* 2005; Gbolagade *et al.* 2006, *ut V. esculenta*; Osemwegie *et al.* 2006; Osemwegie & Okhuoya 2009; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010a; Ayodele *et al.* 2011; Eyi Ndong *et al.* 2011; Oyetao 2011; Osemwegie *et al.* 2014), au Sénégal (Osemwegie *et al.* 2014, *ut V. esculenta*) et au Togo (Eyi Ndong *et al.* 2011; Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014; Kamou *et al.* 2017a).

**Comestibilité et appréciation** – *Volvariella volvacea* est consommé à travers la quasi-totalité de son aire de distribution en Afrique. En Asie, l’espèce est cultivée et commercialisée à l’échelle industrielle, avec une production de 300.000 tonnes par an en Chine (Bao *et al.* 2013). En Afrique de l’Ouest, la récolte des spécimens se fait surtout sur de vieux stipes pourris d’*Elaeis guineensis* qui ont servi à la fabrication du vin de palme (Dade 1940; De Kesel *et al.* 2002). Au Nigeria, par contre, l’espèce est cultivée sur des rafles de palmier (Zoberi 1979). A Madagascar, sa

culture est réalisée sur des débris de manioc et de la paille de riz (Peerally & Sutra 1972; Peerally 1979), tandis qu'à Zanzibar et à La Réunion ce sont les déchets de bananier et de caféier qui servent de substrat (Peerally & Sutra 1972). Les déchets de cultures ne faisant pas défaut dans la région, la culture de *Volvariella volvacea* est envisageable à travers toute l'Afrique de l'Ouest. Les techniques de culture de cette espèce sont largement détaillées dans Oei (1996). Quelques études récentes mentionnent que l'espèce craint le froid et doit être cultivée à des températures avoisinant 30°C (Bao *et al.* 2013).

**Taxonomie** – *Volvariella volvacea* peut être confondu avec *Volvopluteus earlei*, également comestible, et avec lequel il a en commun la volve et les lamelles rosâtres. *Volvopluteus earlei* a cependant le chapeau presque blanc, lisse à glutineux et ses sporophores se développent généralement sur le sol nu, souvent le long des pistes et dans les champs récemment labourés.

### ***Volvopluteus* Vizzini, Contu & Justo** *Fungal Biology* 115(1): 15 (2011)

Ce genre (Fam. Pluteaceae), proche de *Pluteus*, a été instauré pour regrouper certaines espèces précédemment classées dans les genres *Volvariella* et *Pluteus*. Il compte actuellement quatre espèces, morphologiquement similaires, mais bien séparables sur base de caractères microscopiques, particulièrement d'après la forme et la dimension de leurs cystides (Justo *et al.* 2011b).

Sporophores à chapeau et pied central, voile universel présent. *Chapeau* convexe à plano-convexe, umboné ou non, lisse, glutineux, blanc ou très pâle. *Hyménophore* à lamelles serrées, libres, ventruées, blanchâtres, puis roses à rose-brunâtre incarnat. *Pied* central, cylindrique, sortant d'une volve membraneuse en sac, voile partiel ou anneau absent. *Contexte* mou et fragile. *Sporée* rose-incarnat à saumon-beige ou brun grisâtre pâle. *Spores* ellipsoïdes, grandes (> 11 µm), lisses, à paroi assez épaisse, sans pore germinatif. *Basides* clavées, 4-spores. *Cheilo-* et *pleurocystides* présentes, clavées, fusiformes, lagéniformes, utrifformes ou rostrées. *Système d'hyphes* monomitique. *Revêtement piléique* de type rectocutis gélififié. *Trame* des lamelles typiquement inversée. *Boucles* absentes.

Les *Volvopluteus* sont des saprotrophes qui poussent sur le sol. Une seule espèce est consommée en Afrique de l'Ouest.

## ***Volvopluteus earlei* (Murrill) Vizzini, Contu & Justo**

*Fungal Biology* 115(1): 15 (2011)

### SYNONYMES:

***Volvaria earlei* (Murrill) Murrill**, *Mycologia* 4(6): 332 (1912); ***Volvariella earlei* (Murrill) Shaffer**, *Mycologia* 49(4): 550 (1957); ***Volvariopsis earlei* Murrill**, *Mycologia* 3(6): 282 (1911).

***Volvariella cookei* Contu**, *Micol. Ital.* 27(3): 38 (1998).

RÉFÉRENCES ILLUSTRÉES: De Kesel *et al.* (2002), *Guide champ. com. Bénin*: 241, photo 70, *ut* *Volvariella earlei*; De Kesel *et al.* (2017), *Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo)*, *AbcTaxa* 17: 241, Fig. 125.

**Description (Figs 125, 126)** – Sporophores isolés ou groupés. *Chapeau* 3–7 (–8) cm diam., convexe-parabolique, puis convexe-sub-umboné, finalement plan ou déprimé; revêtement visqueux à l'état jeune, ensuite sec, lisse, soyeux, sub-hygrophane, blanc à blanc-crème, blanc-jaunâtre au centre, parfois souillé de particules de substrat; marge d'abord légèrement incurvée, puis droite, parfois radialement déchirée, cannelée, légèrement striée par transparence. *Pied* central, 50–70 × 7–9 mm, droit, cylindrique, parfois sub-bulbeux ou progressivement élargi à la base, sec, mat ou soyeux, parfois subtilement poudreux, parfois torsadé, blanc à blanchâtre, plein mais rapidement creux, immuable; anneau absent; volve en forme de sac, très friable, petite, mince à membraneuse, apprimée, surface interne et externe blanche, glabre, mate. *Lamelles* entièrement libres, inégales, serrées, ventruées à maturité, 3–6 mm large, minces, blanches, puis roses à rosâtres ou rouge pastel (7–8AB4); lamellules peu fréquentes, de longueurs différentes, 1–2/lamelle; arête entière, concolore. *Chair* mince dans le chapeau, blanche, immuable. *Goût* doux, agréable; *odeur* faible. *Sporée* rose. *Spores* ellipsoïdes, lisses, (11,5–)11,1–13,4–15,7(–17,5) × (7,2–)7,5–8,7–9,9(–10,5) µm, Q = (1,29–)1,33–1,54–1,75(–1,74). *Basides* clavées, 30–35 × 7–8,3 µm, 4-spores. *Cheilocystides* abondantes, ventruées, de forme variable mais très fréquemment effilées à l'apex. *Pleurocystides* rares ou absentes. *Revêtement piléique* de type ixocutis. *Boucles* absentes.

**Distribution, habitat et écologie (annexe - carte 57)** – En Afrique de l'Ouest, *Volvopluteus earlei* a été signalé au Bénin (Yorou & De Kesel 2001, *ut* *Volvariella earlei*; De Kesel *et al.* 2002, *ut* *V. earlei*; Boa 2004, *ut* *V. earlei*; Yorou *et al.* 2014, *ut* *V. earlei*; Boni & Yorou 2015, *ut* *V. earlei*), en Côte d'Ivoire (Koné *et al.* 2010; Yorou *et al.* 2014, *ut* *V. acystidiata*; Yorou *et al.* 2014, *ut* *V. earlei*; Soro *et al.* 2019; EFTA 2023), au Mali (Meise Botanic Garden 2023, GBIF 2023) et au Togo (Yorou *et al.* 2014, *ut* *V. earlei*; Kamou *et al.* 2015, 2017a, *ut* *V. earlei*). *Volvopluteus earlei* pousse souvent sur sol nu dans les jachères et champs fraîchement labourés, sur les bords de pistes fraîchement raclés et les tas de sable et de compost dans et autour des villages, parcs et jardins. En raison de ce type d'habitat assez large, cette espèce est probablement commune à travers toute l'Afrique de l'Ouest.





Fig. 126. *Volvopluteus earlei* (Bénin, OAB1107).

**Comestibilité et appréciation** – *Volvopluteus earlei* est consommé au Bénin (De Kesel *et al.* 2002) mais sans doute aussi ailleurs dans la région d'étude. L'espèce est parfois confondue avec *Agaricus goossensiae*, qui pousse aussi sur sol nu, et auquel est attribué le même nom vernaculaire.

**Taxonomie** – Justo *et al.* (2011a) mentionnent une forme sans cystides qu'ils nomment *Volvopluteus earlei* f. *acystidiatus* (N.C. Pathak) Vizzini, Contu & Justo (= *Volvariella acystidiata* N.C. Pathak, *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 45(1–2): 195 (1975)). Les représentants du genre *Volvopluteus* peuvent être confondus avec certains *Agaricus*, mais ceux-ci ont un anneau, pas de volve en sac, et leurs spores et lamelles sont brun-foncé (à maturité !). *Volvopluteus* peut aussi être confondu avec des espèces d'*Amanita*, mais celles-ci ont des lamelles qui ne rosissent jamais à maturité. *Volvopluteus* peut enfin être confondu avec *Volvariella volvacea* mais cette dernière a un revêtement piléique très différent (voir description sous *V. volvacea*). *Volvopluteus gloiocephalus* (DC.) Vizzini, Contu & Justo est une espèce de climat tempéré, un peu plus grande mais ressemblant fortement à *V. earlei*. Nous pensons que les *Volvopluteus gloiocephalus* signalés au Ghana (Pegler 1969, *ut Volvariella speciosa*; Holden 1970, *ut V. speciosa*) et au Nigeria (Fasola *et al.* 2007, *ut V. speciosa*) appartiennent probablement à *Volvopluteus earlei*.

## 10. Espèces peu consommées, douteuses ou encore mal connues

Les 23 espèces suivantes sont mentionnées ici parce qu'elles ont été trouvées dans la région d'étude, mais elles y sont peu ou pas consommées, d'identité incertaine (genre et/ou espèce), encore mal connues, ou hors de leur aire de distribution habituelle.

**“*Boletus pseudoloosii* De Kesel, Codjia & Yorou”** est un nom provisoire et invalide (art. 39.1a du code Shenzhen). Ce nom a été attribué à un bolet qui est consommé localement au Bénin (Yorou *et al.* 2001; Yorou & De Kesel 2001; De Kesel *et al.* 2002; Boa 2004) et en Côte d'Ivoire (Soro *et al.* 2019). Une description formelle et une analyse moléculaire sont nécessaires pour valider ce taxon et déterminer sa position générique au sein des Boletaceae. L'espèce est ectomycorrhizienne et probablement associée à *Isoperlinia doka*.

***Coprinopsis africana* (Pegler) Redhead, Vilgalys & Moncalvo** est signalé au Burkina-Faso (Osemwegie *et al.* 2014, *ut Coprinus africanus*), en Côte d'Ivoire (Osemwegie *et al.* 2014, *ut C. africanus*; EFTA 2023), au Nigeria (Zoberi 1972, *ut C. africanus*; Oso 1975, *ut C. africanus*; Ogundana 1979, *ut C. africanus*; Morris 1990, *ut C. africanus*; Walley & Rammeloo 1994, *ut C. africanus*; Boa 2004, *ut C. africanus*; Osemwegie *et al.* 2014, *ut C. africanus*; EFTA 2023). L'espèce est consommée au Nigeria où son nom local « Ajeimutin », qui signifie « mange sans consommer d'alcool », atteste des vomissements que sa consommation provoque en combinaison avec celle de boissons alcoolisées.

***Craterellus cornucopioides* (L.) Pers.** est signalé au Bénin par Boa (2004) mais l'identité de ce matériel, en petite quantité et en mauvais état, n'a pu être vérifiée et sa présence n'est dès lors pas confirmée dans ce pays

***Flammulina velutipes* (Curtis) Singer** est signalé au Nigeria (Osemwegie *et al.* 2006). Cette espèce lignicole est comestible mais probablement absente d'Afrique de l'Ouest en raison de sa préférence pour les climats tempérés. Elle y fructifie pendant la saison froide, souvent à des températures proches des gelées.

***Hygrophoropsis mangelotii* Locq.** est une espèce comestible des forêts denses humides de Côte d'Ivoire (Locquin 1954; Rammeloo & Walley 1993; Boa 2004; Koné *et al.* 2010, *ut* *Hygrophoropsis mangepasii*; Osemwegie *et al.* 2014; Yian & Tiébré 2018).

***Imleria badia* (Fr.) Vizzini** est signalé au Togo (Kamou *et al.* 2017a). Cette espèce ectomycorrhizienne est comestible. Elle est associée aux arbres poussant uniquement dans les régions à climat tempéré. Sa présence en Afrique de l'Ouest est dès lors improbable.

***Inosperma macrocarpa* Aïgnon & Yorou** (Fig. 127) (syn. *Inocybe gbadji* De Kesel, *in* Boa (2004) *nom. inval.*, art. 39.1a) est consommé et signalé seulement du Bénin. Beaucoup d'*Inocybaceae* sont toxiques car ils contiennent de la muscarine. Les analyses de Aïgnon *et al.* (2023) ont démontré que *Inosperma macrocarpa* est exempt de muscarine. L'espèce est ectomycorrhizienne et probablement associée à *Isobertinia doka* (Caesalpinaceae). Vu la large distribution de cet arbre en Afrique de l'Ouest, il est vraisemblable que la distribution actuellement connue de *Inosperma macrocarpa* soit largement sous-estimée.

***Lepiota grassei* R. Heim** est une espèce saprotrophe comestible mal connue et uniquement signalée de Guinée (Heim 1942a, 1977; Walley & Rammeloo 1994; Boa 2004). Signalons que beaucoup de lépiotes sont toxiques en raison de la présence d'amatoxines, les cyclopeptides les plus dangereux qu'on puisse trouver dans des champignons.

***Leucoagaricus americanus* (Peck) Vellinga** est une espèce saprotrophe de bois mort (copeaux et sciure) à large distribution. En Afrique de l'Ouest, l'espèce est localement signalée, notamment au Bénin où elle est fortement appréciée (De Kesel *et al.* 2002, *ut* *Leucoagaricus bresadolae*; Yorou *et al.* 2014, *ut cf.* *L. bresadolae*). De Kesel *et al.* (2002) signalent le risque de confusion avec *Leucoagaricus badhamii* (Berk & Broome) Singer, une espèce plutôt humicole mais très toxique. Sysouphanthong *et al.* (2011) mentionnent la présence de *Leucoagaricus americanus* en Asie et soulignent qu'elle est comestible ou toxique en fonction de la région où elle est collectée. Dans ce contexte, il n'est pas facile de trancher s'il s'agit de la même espèce, si les espèces ont été bien identifiées et/ou si elles ont des propriétés différentes selon leur endroit de croissance.

***Leucocoprinus cretaceus* (Bull.) Locq.** est une espèce saprotrophe, fragile, de couleur blanche, qui pousse le plus souvent sur du bois pourri. Selon Levin *et al.* (1985), il est consommé en R. Afrique du Sud. Bien que signalé au Bénin (De Kesel *et al.* 2002, *ut Leucocoprinus cretatus*; Yorou *et al.* 2014, *ut L. cretatus*), au Burkina-Faso (Guissou *et al.* 2008, *ut L. cretatus*; Yorou *et al.* 2014, *ut L. cretatus*), en Côte d'Ivoire (EFTA 2023), au Ghana (Pegler 1968), au Nigeria (Pegler 1968), en Sierra Leone (Pegler 1968) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a, *ut L. cretatus*), il n'est pas consommé en Afrique de l'Ouest.

***Mackintoshia persica* Pacioni & C. Sharp** est une espèce de Boletaceae semi-hypogée (Pacioni & Sharp 2000) que nous signalons ici du Bénin et du Togo. L'espèce est consommée en Afrique de l'Est (De Kesel *et al.* 2017) mais pas en Afrique de l'Ouest. *Mackintoshia persica* ressemble fortement à *Mycoamaranthus congolensis* (Dissing & M. Lange) Castellano & Walleyne qui a des spores échinulées alors que celles de *Mackintoshia persica* sont lisses.

***Macrolepiota africana* (Heim) Heinem.** est une espèce saprotrophe humicole des forêts denses humides et des miombos mais qui est aussi présente dans d'autres types de forêts. Elle est connue de R. Centrafricaine (Heim 1967, 1968; Heinemann 1970), du Cameroun (Heim 1967, 1968; Heinemann 1970), de R.D. Congo (Heinemann 1969, 1970; De Kesel *et al.* 2017), du Gabon (Eyi Ndong *et al.* 2011), du Kenya (Pegler 1977), de Tanzanie (Härkönen *et al.* 2003; Pegler 1977) et de Zambie (Härkönen *et al.* 2015). Etrangement, *Macrolepiota africana* n'a jamais été signalé en Afrique de l'Ouest alors que *M. procera* (Scop.) Singer, espèce très similaire inféodée aux régions à climat tempéré, a été signalée au Ghana (Dade 1940; Holden 1970; Rammeloo & Walleyne 1993; Boa 2004), en Guinée (Osemwegie *et al.* 2014) et au Nigeria (Osemwegie *et al.* 2010a, 2014). La présence de *Macrolepiota procera* en Afrique tropicale est possible, notamment dans les plantations d'altitude, mais nous semble douteuse en milieu naturel. En l'absence de matériel de référence, nous pensons que les mentions de *Macrolepiota procera* dans les milieux naturels ouest-africains correspondent à *M. africana*, une espèce assez courante partout ailleurs en Afrique tropicale. En Afrique de l'Est, *Macrolepiota africana* est fort apprécié (Härkönen *et al.* 2015; De Kesel *et al.* 2017; Niemelä *et al.* 2021).

***Marasmius arborescens* (Henn.) Beeli** est signalé au Ghana (Holden 1970; Antonin 2007; Eyi Ndong *et al.* 2011), au Nigeria (Pegler 1966; Nicholson 2000; Antonin 2007; Eyi Ndong *et al.* 2011) et au Togo (Eyi Ndong *et al.* 2011; Antonin 2013; Kamou *et al.* 2017a). L'espèce est comestible mais elle n'est pas consommée en Afrique de l'Ouest.

***Mycoamaranthus congolensis* (Dissing & M. Lange) Castellano & Walleyne** est une espèce de Boletaceae comestible, semi-hypogée et connue d'Afrique de l'Est. L'espèce a été signalée par Kamou *et al.* (2017a) au Togo.



**Fig. 127.** *Inosperma macrocarpa* (Bénin, HLA0930).



**Fig. 128.** *Tricholomopsis aurea* (Rwanda, JD1392).

***Oudemansiella canarii* (Jungh.) Höhn.** a été rapporté de Côte d'Ivoire (Yian & Tiébré 2018; EFTA 2023) et du Nigeria (Lockwood 2007). L'espèce semble assez commune en Afrique tropicale (Pegler 1977; De Kesel *et al.* 2017) mais elle n'est consommée qu'en R.D. Congo (Walley & Rammeloo 1994).

***Phillipsia domingensis* Berk.** est une espèce pantropicale, saprotrophe du bois mort qui a été signalée au Nigeria (Alasoadura 1972) et en Sierra Leone (Dennis 1955). L'espèce n'est pas consommée en Afrique de l'Ouest alors qu'elle l'est au Mexique, souvent en mélange avec *Cookeina sulcipes* et *C. tricholoma* (Jiménez-Zártegui *et al.* 2020).

***Sporisorium reilianum* (J.G. Kühn) Langdon & Full** (Fig. 16) est une espèce parasite qui appartient au groupe des charbons (Ustilaginales, Basidiomycota) et qui s'attaque au sorgho. L'espèce se développe sur les inflorescences et peut causer d'importantes pertes. L'espèce est signalée au Bénin et au Togo (Denchev *et al.* 2003). A l'état jeune les fructifications y sont consommées (Yorou, obs. pers.).

***Suillus granulatus* (L.) Roussel** est une espèce de bolet comestible et ectomycorrhizienne exclusivement associée aux essences de résineux introduites (*Pinus* spp.). En Afrique de l'Ouest, l'espèce n'est connue que de plantations de résineux en Guinée (Thoen & Ducouso 1989; Ducouso *et al.* 2003; Bâ *et al.* 2011).

***Tremella fuciformis* Berk.** appartient à la famille des Tremellaceae. L'espèce est comestible et parasitaire de *Hypoxylon* spp. (Ascomycota) saprotrophes de bois mort. Les sporophores blancs, élastiques, assez grands, poussent en forme de fronde. Il est surtout connu des tropiques et, en Afrique de l'Ouest, a été signalé au Bénin, en Côte d'Ivoire (Roberts 2001; EFTA 2023), au Ghana (Massee 1901; Dade 1940; Piening 1962; Roberts 2001), en Guinée (Patouillard 1907), au Nigeria (Roberts 2001; Osemwegie & Okhuoya 2009; Okhuoya *et al.* 2010; Osemwegie *et al.* 2010b; Osemwegie & Okhuoya 2011), en Sierra Leone (Roberts 2001) et au Togo (Hennings 1893b; Roberts 2001).

***Tricholomopsis aurea* (Beeli) Desjardin & B.A. Perry** (Fig. 128) est une espèce jaune à jaune moutarde, saprotrophe et qui pousse en petites touffes sur du bois pourri. Sa distribution est tropicale et il préfère les forêts denses humides. En Afrique de l'Ouest, il a été signalé en Côte d'Ivoire (Yian & Tiébré 2018, *ut Collybia aurea*; EFTA 2023), au Nigeria (Nicholson 2000, *ut C. aurea*) et au Togo (EFTA 2023). L'espèce n'est pas consommée en Afrique de l'Ouest mais l'est au Rwanda (Degreef *et al.* 2016a) et à Madagascar (Buyck 2008).

***Trogia infundibuliformis* Berk. & Broome** (Fig. 129) est une espèce lignicole signalée au Bénin et au Nigeria (Nicholson 2000). Il n'est pas consommé en Afrique de l'Ouest et sa comestibilité semble d'ailleurs douteuse. Pegler (1972) signale en effet qu'il est consommé en R.D. Congo alors que Chipompha (1985) mentionne qu'il est considéré comme toxique au Malawi.



Fig. 129. *Trogia infundibuliformis* (Bénin, OAB1140).

***Tubosaeta brunneosetosa* (Singer) E. Horak** est un bolet présent au Bénin (EFTA 2023), au Burkina-Faso (Sanon *et al.* 1997; Bâ *et al.* 2012), en Côte d'Ivoire (Osemwegie *et al.* 2014; Yorou *et al.* 2014; Yian & Tiébré 2018), en Guinée (Thoen & Ducouso 1989; Riviere *et al.* 2007; Bâ *et al.* 2012), au Libéria (Singer 1944, *ut Boletochaete brunneosetosa*; Thoen & Ducouso 1989; Bâ *et al.* 2012), au Sénégal (Thoen & Bâ 1989; Thoen & Ducouso 1989; Boa 2004; Bâ *et al.* 2012; Kane & Courtecuisse 2013) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a). Cette espèce ectomycorrhizienne n'est pas consommée en Afrique de l'Ouest mais l'est au Malawi (Williamson 1975).

***Xerocomus subspinulosus* Heinem.** est un bolet signalé au Bénin (EFTA 2023), au Burkina-Faso (Sanon *et al.* 1997; Bâ *et al.* 2012), en Côte d'Ivoire (Vanié-Léabo *et al.* 2017), en Guinée (Thoen & Ducouso 1989; Bâ *et al.* 2012), au Sénégal (Thoen & Bâ 1989; Bâ *et al.* 2012; Kane & Courtecuisse 2013) et au Togo (Kamou *et al.* 2017a; EFTA 2023). Nzigidahera (2007) et Degreef *et al.* (2016a) signalent que cette espèce est consommée à l'est du Burundi. Jusqu'à présent, aucune donnée ne permet d'affirmer que l'espèce soit consommée en Afrique de l'Ouest, elle est d'ailleurs rejetée par les populations Nagot du Bénin (De Kesel *et al.* 2002).

## 11. Glossaire

Ce glossaire rassemble le vocabulaire mycologique le plus couramment utilisé pour les descriptions micro- et macroscopiques des champignons. Il est repris du glossaire publié dans De Kesel *et al.* (2017) et est particulièrement utile en combinaison avec la fiche de description publiée dans Eyi Ndong *et al.* (2011) et disponible en téléchargement gratuit sur [www.efta-online.org/tools-1/](http://www.efta-online.org/tools-1/).

**acerbe:** (goût) (= âpre, astringent, styptique) et séparable du chapeau, avec volve et râpeux sur la langue (peau de banane).  
anneau.

**acide:** (goût) (= aigre, acidulé) rappelant le citron, le vinaigre dilué. **amarescent:** cf. amer

**acidulé:** cf. acide

**amer:** (goût) (= amarescent) rappelant la quinine ou l'intérieur de la peau d'une orange.

**âcre:** (goût) (= piquant) rappelant le poivre.

**aculé:** cf. échiné

**amorphe:** (hyménophore) sans forme particulière, enfermé dans le sporophore (*Scleroderma* et espèces sécotioides).

**acuminé:** (cystide) (= cuspidé) terminé en pointe allongée.

**ampullacé:** (cystide) en forme d'ampoule.

**adné:** (lamelle) entièrement et largement attaché au pied.

**amygdaliforme:** (spore) en forme d'amande.

**aigre:** cf. acide

**amyloïde:** (paroi cellulaire) se colorant en gris-noir au contact d'une solution iodée (p. ex. du réactif de Melzer).

**aigu:** (cystide) pointu.

**anastomosé:** (lamelle) formant un réseau issu de la fusion multiple de lamelles voisines.

**aiguillon:** élément de l'hyménophore en forme de pointe.

**aiguillonné:** (hyménophore) composé d'aiguillons.

**anguleux:** (pore) constitué d'angles et de côtés (5 ou 6) de longueur constante; (spore) en forme de polygone.

**allantoïde:** (spore) en forme de saucisse (*Auricularia*).

**alliagé:** (odeur) rappelant l'ail.

**anneau:** restes du voile partiel reliant le pied au chapeau, puis subsistant le plus souvent sur le pied, parfois à la marge (dite appendiculée).

**alvéolé:** (spore) à paroi garnie d'alvéoles.

**(d') amande amère:** (odeur) rappelant le pain de seigle.

**anse d'anastomose:** (= boucle) excroissance latérale au niveau des cloisons des hyphes.

**amanitoïde:** (habitus) sporophore à lamelles libres ou sub-libres, stipe central

**apical:** (pore, voile partiel) situé au sommet.



**apicule:** appendice sporique des basidiospores à la partie inférieure duquel aboutit le stérigmate.

**appendiculé:** (cystide) muni d'un ou deux appendices; (marge) prolongé par une frange irrégulière provenant des débris du voile universel.

**âpre:** cf. acerbe

**arachnoïde:** (pileipellis, stipitipellis) couvert de poils fins, longs, entrecroisés ou parallèles.

**aréolé:** cf. guttulé

**arête:** bord des lamelles.

**armillarioïde:** (habitus) sporophore à lamelles attachées (non libres à sub-libres), stipe central ou faiblement excentrique, charnu (chair fibreuse ou cassante) et non séparable du chapeau, sans volve, avec anneau.

**arqué:** (lamelle) courbé comme un arc, légèrement concave.

**arrondi:** (sommets de cystide) à profil courbe.

**ascendant:** (anneau) (= d'origine infère) remontant à partir de son point d'attache sur le pied.

**Ascomycètes:** classe de champignons dont les spores sont produites dans des ascus.

**asque:** cellule de l'hyménium des Ascomycètes à l'intérieur de laquelle sont produites 8 (plus rarement 2, 4 ou un multiple de 8) ascospores.

**astringent:** cf. acerbe

**atténué:** (pied) rétréci vers le bas ou vers le haut; (sommets ou base de cystide) rétréci progressivement.

**basal:** (voile partiel) situé à la base.

**baside:** cellule de l'hyménium des Basidiomycètes sur laquelle sont produites 4 (plus rarement 2 ou 3) basidiospores.

**Basidiomycètes:** classe de champignons dont les spores sont produites sur des basides.

**bifurqué:** (cystide) divisé en deux branches.

**bisporique:** (baside) à 2 stérigmates.

**bolétoïde:** (habitus) sporophore à hyménophore tubulé, contexte putrescible et mou, stipe central, sans anneau ni volve.

**boucle:** cf. anse d'anastomose

**bourrelet:** anneau à aspect de fine dentelle simple et membraneuse.

**boutonné:** (sommets de cystide) muni d'un bouton sommital.

**(en) brosse:** (cystide, hyphe) hérissé de diverticules.

**bulbeux:** (pied) à base élargie; (cystide) renflé à la base

**bulbilleux:** (pied) à base en forme de bulbe de petite taille.

**campanulé:** (chapeau) en forme de cloche.

**cannelé:** cf. strié

**cantharelloïde:** (habitus) sporophore à hyménophore fortement décurrent, rugueux-veineux ou avec des plis à arêtes arrondies, stipe central ou faiblement excentrique, charnu, non séparable du chapeau, sans volve ni anneau.

**capité:** (cystide) terminé par un brusque renflement arrondi

**carpophore:** cf. fructificatio

**cartilagineux:** (contexte) ferme, tenace mais très souple, élastique et flexible

- cassant:** cf. fragile
- caulocystide:** cystide localisée à la surface du pied.
- caverneux:** (pied) (= lacuneux) à partie centrale creusée de cavités irrégulières.
- celluleux:** (trame) composé d'hyphes à cellules arrondies et sphérocytes.
- central:** (chapeau) dont le pied est attaché au milieu du chapeau.
- céracé:** (aiguillon, lamelle, pileipellis, stiptipellis, tube) à consistance de cire.
- cespiteux:** (mode de croissance) en touffe avec les bases des pieds courtement connectées.
- chair:** (chapeau, pied) (= contexte, trame) tissu constituant le chapeau et le pied.
- chapeau:** (= pileus) structure portant l'hyménium du champignon.
- charnu:** (chair, tube) (= mou, spongieux) épais, mou et putrescible.
- cheilocystide:** cystide localisée à l'arête des lamelles.
- chiné:** (pied) garni de zonations horizontales et irrégulières d'aspect zébré.
- circulaire:** (pied) (= téréte) à section ronde.
- circumsessile:** (volve) fin, étroitement serré à la base du pied, formant un petit bourrelet au sommet de la partie bulbeuse du pied.
- clavé:** cf. claviforme
- claviforme:** (baside, cystide, pied) (= clavé) en forme de massue.
- clitocyboïde:** (habitus) sporophore à lamelles décurrentes (subdécurrentes à profondément décurrentes), stipe central ou faiblement excentrique, charnu (chair fibreuse ou cassante) et non séparable du chapeau, sans volve ni anneau.
- clivé:** cf. fissur
- cloison:** (baside, cystide, hyphe, spore) (= septum) paroi transversale délimitant les cellules.
- cloisonné:** (baside, cystide, hyphe, spore) divisé par une ou plusieurs cloisons.
- collarié:** (lamelle) soudée en forme de bourrelet annulaire entourant le sommet du pied.
- collybioïde:** (habitus) sporophore fin à lamelles attachées non décurrentes, chapeau convexe, marge incurvée (enroulée au début), stipe central, fin, fibreux à cartilagineux, non séparable du chapeau, sans volve, généralement sans anneau.
- composé:** (pore) caractérisé par la présence de cloisons.
- comprimé:** (pied) à section elliptique, aplati.
- concave:** (chapeau) en forme de coupe; (lame, spore) à courbure rentrante.
- concolore:** de la même couleur.
- conique:** (chapeau, sommet de cystide) en forme de cône.
- conné:** cf. fasciculé
- contexte:** cf. chair
- convexe:** (chapeau) bombé; (spore) à courbure sortante.
- coralloïde:** (cystide) de forme irrégulière rappelant le corail.
- coriace:** (contexte, tube) tenace, résistant, solide comme du cuir et peu putrescible.
- cortinarioïde:** (habitus) sporophore à lamelles attachées (non libres à sub-libres), stipe central ou faiblement excentrique et

non séparable du chapeau, sans volve, avec voile partiel fibrilleux lâche

**cortine:** restes du voile subsistant sur le pied sous forme de fibrilles lâches, espacées ou apprimées d'aspect parfois arachnoïde.

**costé:** (chapeau, lamelle ou pli, marge, pied, spore) couvert de côtes, de saillies linéaires.

**courbé:** (pied) cintré.

**craquelé:** cf. rimeux

**crénélé:** (arête, marge) bordé de dentelures obtuses arrondies.

**crénulé:** (arête, marge) finement crénelé

**creux:** (pied) comportant une cavité centrale continue, parfois remplie de liquide.

**crevassé:** cf. rimeux

**cuspidé:** cf. acuminé

**cuticule:** pellicule superficielle recouvrant le chapeau.

**cylindrique:** (baside, cystide, pied, spore) droit, circulaire et de diamètre constant sur presque toute sa longueur.

**cystide:** cellule stérile de l'hyménium, parfois observée aussi à la surface du chapeau ou du pied.

**déchiré:** cf. lacéré

**décurent:** (lamelle) adhérent au pied et se prolongeant le long de celui-ci.

**délicat:** cf. filiform

**déliquescent:** (contexte, lamelle) se liquéfiant durant le développement

**denticulé:** cf. serrulé

**déprimé:** (chapeau) à dépression centrale modérée et progressive.

**dermatocystide:** cf. pilocystide

**descendant:** (anneau) (= pendant, d'origine supère) descendant à partir de son point d'attache sur le pied.

**dextrinoïde:** (spore, hyphe) réagissant au réactif de Melzer par une coloration rouge ou brun-rouge.

**digité:** (cystide) muni de nombreux appendices en forme de doigts.

**dilaté:** (cystide) élargi sur une partie de sa longueur.

**dimitique:** (tissu) constitué d'hyphes squelettiques (à paroi épaisse) et d'hyphes génératifs (à paroi mince).

**divergent:** (trame) composé d'hyphes parallèles au centre, d'hyphes divergents vers les côtés.

**diverticulé:** (hyphe, cystide) muni de nombreux appendices de forme irrégulière.

**doux:** (goût) agréable, sucré.

**droit:** (pied) non courbé; (marge) ni infléchi, ni réfléchi

**dur:** (aiguillon, contexte, lamelle, tube) (= ligneux) rappelant le bois, non putrescible.

**duveteux:** cf. pubescent

**écailleux:** (volve) constitué de plaques; (pileipellis, stipitipellis) orné de plaques, plaquettes régulières d'origine superficielle

**échancré:** cf. émarginé

**échiné:** (pileipellis, spore, stipitipellis, voile universel, volve) (= épineux, aculé) garni d'épines ou de flocons en forme de pointes.

**échinulé:** (anneau, pileipellis, stipitipellis, voile universel, volve) (= spinuleux) hérissé de petites pointes, finement échiné

**effiloché:** cf. lacinié

- élançé:** (baside, cystide) de forme très allongée.
- ellipsoïde:** (cystide, spore) en forme d'ellipse.
- émarginé:** (lamelle) (= échancré) non entièrement attaché au pied du fait de la présence d'une encoche.
- émergente:** (cystide) sortant de l'hyménium.
- enroulé:** (marge) (= involuté) roulé en dedans.
- encapuchonné:** (spore) enrobé de mucilage.
- entier:** cf. lisse
- épais:** (anneau, volve) dont le tissu est consistant et charnu.
- éperonné:** (spore) muni d'un éperon basal.
- épigé:** formant un sporophore à la surface du sol.
- épineux:** cf. échiné
- érodé:** (arête, pore, volve) (= irrégulier) garni d'incisions irrégulières donnant un aspect rongé, effiloché ou déchiré
- étalé:** (connexion au substrat) entièrement appliqué sur le substrat; cf. plan
- étalé-réfléchi:** (connexion au substrat) résupiné à bords redressés.
- étranglé:** (cystide) présentant localement un resserrement.
- étroit:** (cystide) de largeur réduite; (lamelle) à profil régulier et de hauteur réduite et constante.
- évanescent:** cf. fugace
- excédant:** (pileipellis) débordant de la marge et présentant un bourrelet parfois d'aspect appendiculé ou engaînant le pied du sporophore à l'état jeune.
- excentrique:** (chapeau) attachement du pied décalé par rapport au centre du chapeau.
- farci:** (pied) plein, mais à chair de consistance moins compacte, cotonneuse au centre.
- fasciculé:** (mode de croissance) (= conné) en touffe avec les bases des pieds longuement connectées.
- fascié:** cf. rayé
- fendillé:** cf. fissur
- fendu:** (arête) subtilement découpé.
- feutre:** cf. tomentum
- feutré:** (anneau, pileipellis, stipitipellis, volve) densément couvert de fibrilles courtes, entremêlées et compactes rendant la surface mate et sub-glabre.
- fibreux:** (anneau, chair, volve) formé de fibres longitudinales ou radiales
- fibrilleux:** (pileipellis, stipitipellis, voile universel, volve) (= filamenteux couvert de fibrilles couchées plus ou moins parallèles
- filamenteux:** cf. fibrilleu
- filiforme:** (cystide, pied) (= ténu, délicat) fin et de diamètre constant sur toute sa longueur.
- fimbrié:** cf. lacinié
- fissuré:** (arête, chapeau, marge, pied, volve) (= clivé, découpé, fendillé, incisé) garni de fissures, de fentes, d'incisions
- fistuleux:** (pied) (= tubulé) à chair creusée d'une étroite cavité au centre.
- fixe:** (anneau) ne couissant pas le long du pied.

**flexible:** (aiguillon, lamelle) (= souple) reprenant sa position initiale après ploiment.

**flexueux:** (cystide) ondulé, sinueux.

**floconneux:** (anneau, pileipellis, stipitipellis, volve) couvert de très longs poils fins formant des flocons.

**flocon:** (voile universel) amas individualisé et léger.

**fongique:** (odeur, goût) caractéristique du champignon de Paris (*Agaricus bisporus*).

**fourchu:** (cystide, hyphe, lamelle) divisé à son extrémité en deux (ou davantage) branches.

**fovéolé:** cf. scrobiculé

**fragile:** (aiguillon, contexte, lamelle, pied, voile partiel, voile universel) (= cassant) non flexible et se brisant aisément au ploiment.

**froncé:** cf. pliciforme

**fructification:** (= carpophore, sporophore) structure plus ou moins complexe produisant des spores.

**fugace:** (voile partiel, voile universel) (= évanescent) non persistant, disparaissant rapidement au cours du développement.

**furfuracé:** (pileipellis, stipitipellis) couvert de petites écailles plates.

**fusiforme:** (cystide, pied, spore) en forme de fuseau.

**galérinoïde:** (habitus) sporophore fin à lamelles attachées, décourantes à subdécourantes, chapeau convexe, conique à campanulé, stipe central, fin, fragile ou cartilagineux et non séparable du chapeau, sans volve, avec anneau.

**gibbeux:** (spore) à profil bosselé

**glabre:** (pileipellis, stipitipellis) dépourvu de poils ou de toute autre ornementation.

**globuleux:** (chapeau, spore) sphérique.

**granuleux:** (spore, voile universel) composé ou présentant de petits grains.

**gras:** (pileipellis, stipitipellis) d'aspect huileux et onctueux.

**grégaire:** (mode de croissance) en groupe mais sans connexion entre les spécimens.

**grêle:** (cystide, pied) étroit et allongé.

**guttulé:** (spore, pileipellis, stipitipellis) (= aréolé) présentant des taches plus ou moins rondes et régulières, évoquant des gouttes.

**habitus:** aspect macroscopique général d'un champignon basé sur la combinaison de caractères tels que présence ou absence d'anneau ou de cortine, présence ou absence de volve, consistance du contexte du pied, attachement du pied au chapeau, attachement des lamelles, forme du chapeau, forme de la marge du chapeau, présence ou absence de lamelles cireuses mais sans tenir compte de la couleur de la sporée.

**hérissé:** (mycélium, pileipellis, stipitipellis) (= strigueux) couvert de poils raides et dressés, pas nécessairement perpendiculaires à la surface.

**hirsute:** (pileipellis, stipitipellis) couvert de poils raides et dressés, perpendiculaires à la surface.

**humique:** (odeur) évoquant la terre et l'humus.

**hyalin:** (spore) rappelant l'aspect du verre, incolore, homogène et translucide.

**hygrophane:** (pileipellis) s'opacifiant et s'éclaircissant à la dessiccation, souvent révélé par une zonation au centre ou à la marge du chapeau.

**hygrophoroïde:** (habitus) sporophore à lamelles épaisses et cireuses, attachées (non libres-sublibres), stipe central ou faiblement excentrique, charnu et non séparable du chapeau, sans volve, avec ou sans voile partiel.

**hyménium:** tissu du chapeau portant des cellules fertiles produisant les spores (basides ou asques) et des cellules stériles (cystides).

**hyménophore:** structure portant l'hyménium (plis, dents, lamelles, tubes).

**hyphe:** filament constituant les tissus des champignons.

**hypogé:** formant un sporophore sous la surface du sol.

**imbriqué:** (connexion au substrat) formant plusieurs chapeaux sessiles se recouvrant partiellement comme les tuiles d'un toit.

**inamyloïde:** opposé d'amyloïde (voir amyloïde)

**incisé:** cf. fissur

**incrusté:** (cystide) dont la paroi présente des amas amorphes ou cristallins.

**incurvé:** cf. infléchi

**(d'origine) infère:** cf. ascendant

**infléchi:** (marge) (= incurvé) courbé vers l'intérieur.

**infundibuliforme:** (chapeau) en forme d'entonnoir.

**inséré:** (connexion au substrat) directement fixé au substrat sans hyphes visibles à la base.

**in situ:** sur place.

**intercellulaire:** (pigment) disposé entre les cellules ou les hyphes, à l'extérieur des parois.

**intermédiaire:** (anneau) combinant l'aspect ascendant et descendant.

**interveiné:** (lamelle) présentant une veination se prolongeant dans le sinus interlamellaire.

**intracellulaire:** (pigment) disposé à l'intérieur des cellules ou des hyphes.

**inverse:** (trame) composé d'hyphes convergeant vers le centre.

**involuté:** cf. enroulé

**irrégulier:** (arête) cf. érodé; (trame) composé d'hyphes emmêlés.

**labyrinthiforme:** (pore) tortueux, contourné et interconnecté.

**lacéré:** (arête) (= déchiré) irrégulièrement découpé, déchiré, déchiqueté.

**lacié:** (anneau, arête, volve) (= fimbrié, effiloché) divisé en lanières, en lambeaux étroits.

**lacrymoïde:** (spore) en forme de larme, de goutte d'eau.

**lacuneux:** cf. caverneux

**lagéniforme:** (cystide) en forme de bouteille.

**laineux:** (anneau, arête, pileipellis, pore, stipitipellis, volve) (= lanugineux) couvert de poils fins, souples, très longs, entremêlés et peu compactés.

**lamelle:** élément de l'organisation de l'hyménophore chez la plupart des Basidiomycètes, souvent à trame différenciée.

**lamellé:** (hyménophore) organisé en lamelles radiales.

**lamellule:** lamelle n'atteignant pas le pied.

**lamprocystide:** cystide à paroi épaisse et réfringente.

**lancéolé:** (cystide) en forme de fer de lance acuminé.

**lanugineux:** cf. laineux

**large:** (lamelle) (= sub-ventru) à arête légèrement convexe.

**latéral:** (pied) attachement du pied au bord ou sur le côté du chapeau.

**latex:** suc ou liquide laiteux s'écoulant d'un sporophore coupé, blessé ou froissé.

**lécythiforme:** (cystide) en forme de quille.

**lépiotoïde:** (habitus) sporophore à lamelles libres ou sub-libres, stipe central et séparable du chapeau, sans volve, avec anneau.

**leptocystide:** cystide à paroi mince.

**libre:** (lamelle) non attaché au pied.

**liégeux:** cf. subéreux

**ligneux:** cf. dur

**limbus internis:** bord ou margelle située à l'intérieur de la volve.

**lisse:** (anneau, arête, lamelle, pore, volve) (= entier) sans ondulations, ni incisions, ni fentes, ni encoches, ni aspérités, ni rugosités.

**lobé:** (marge, volve) présentant des parties arrondies, séparées par des sillons ou des sinus plus ou moins profonds.

**losangique:** (spore) (= rhomboïdal) en forme de losange à sommets arrondis.

**macrocystide:** cystide de grande taille provenant des profondeurs de la trame et à contenu pailleté.

**mamelonné:** (chapeau) orné d'une protubérance centrale en forme de mamelon.

**marbré:** (contexte, lamelle, pileipellis, stipitipellis) présentant des taches irrégulières et partiellement contiguës rappelant le marbre.

**marge:** bord du chapeau.

**marginé:** (pied) à base élargie abruptement formant une marge bien marquée.

**médiostrate:** tissu central de la trame.

**Melzer:** test de, effectué sur des spores. Provoque une réaction sur la paroi des spores. Noircissement = spore amyloïde, brunissement = spore dextrinoïde; aucun changement = spore inamyloïde.

**membraneux:** (anneau, chair, volve) mince et peu charnu.

**métuloïde:** (cystide) (= muriqué) à paroi épaisse, souvent ornée au sommet d'une masse cristalline.

**micacé:** (voile universel) poudré de très petits grains brillants.

**mobile:** (anneau) coulissant librement le long du pied.

**moniliforme:** (cystide) à multiple renflements et étranglements successifs

**monomitique:** (tissu) constitué uniquement d'hyphes génératifs (à paroi mince), mous et souvent très putrescibles.

**mou:** cf. charnu

**mucilagineux:** (pileipellis, stipitipellis) (= muqueux, visqueux) recouvert d'une couche de mucus, souvent fugace.

**mucroné:** (sommet de cystide) brusquement terminé par une courte pointe obtuse.

**muqueux:** cf. mucilagineux

**muriqué:** cf. métuloïde

**mycélium:** ensemble des hyphes constituant la partie végétative d'un champignon.

**mycénoïde:** (habitus) sporophore fin à lamelles attachées non décurrentes, chapeau conique à campanulé, marge pendante au début, stipe central, fin, fibreux à cartilagineux et non séparable du chapeau, sans volve ni anneau.

**mycorhize:** cf. mycorrhize

**mycorrhize:** (= mycorhize) association symbiotique des hyphes de champignons avec les racelles de végétaux supérieurs permettant des échanges réciproques de substances.

**naucorioïde:** (habitus) sporophore à lamelles adnées ou émarginées (attachées, mais non sinuées ou décurrentes), stipe central ou faiblement excentrique, charnu (chair fibreuse ou cassante) et non séparable du chapeau, sans volve ni anneau.

**noduleux:** (cystide) présentant des nodules, des bosses ou des dilatations irrégulières.

**obclavé:** (cystide) clavé à rebours.

**obèse:** cf. ventru

**obovoïde:** (cystide, spore) en forme d'œuf renversé.

**obpiriforme:** (cystide) en forme de poire renversée, attaché par sa base élargie.

**obtus:** (chapeau, cystide) à sommet arrondi.

**oléifère:** (hyphe, spore) à contenu d'apparence huileuse.

**ombiliqué:** (chapeau) à dépression centrale nette et brusque évoquant un nombril.

**omphalinoïde:** cf. omphaloïde

**omphaloïde:** (habitus) sporophore fin, à lamelles subdécurrentes à décurrentes, chapeau plan-convexe à plan, souvent ombiliqué, stipe central, fin, fibreux à cartilagineux et non séparable du chapeau, sans volve ni anneau.

**ondulé:** (arête, chapeau, marge) présentant des ondulations, des sinuosités.

**ornementation:** ensemble des ornements de la surface d'un organe (verrues, aiguillons, crêtes, ...).

**ovoïde:** (spore) en forme d'œuf.

**papillé:** (chapeau, spore) orné d'une saillie, d'une petite protubérance centrale semblable à un étirement.

**papyracé:** (chair) à structure évoquant le papier et se déchirant facilement.

**parabolique:** (chapeau) en forme de parabole étroite.

**pectiné:** (marge) régulièrement et fortement strié-cannelé.

**pédonculé:** (cystide) à base atténuée en forme de pied grêle.

**pelucheux:** cf. poilu

**pendant:** (marge) orienté vers le bas.

**perforatorium:** (chapeau) structure pointue souvent dure située au centre du chapeau des *Termitomyces*.

**persistant:** (voile partiel, voile universel) subsistant longtemps en l'état, ni délicat, ni facilement endommagé.

**phaséoliforme:** (spore) en forme de haricot.

**phragmobaside:** baside cloisonnée longitudinalement ou transversalement, formée de 2 à 4 cellules.



- Phragmobasidiomycètes:** (= Hétérobasidiomycètes) Basidiomycètes à basides cloisonnées (*Auricularia*).
- pli:** (hyménophore) saillie irrégulière en forme de veine atrophiée et rudimentaire, sans trame différenciée.
- plieforme:** (chapeau, marge) (= plié, froncé, ridé-plissé) irrégulièrement plissé; (hyménophore) costé-veiné.
- plié:** cf. plieforme
- plissé:** cf. plieforme
- plutéoïde:** (habitus) sporophore à lamelles libres ou sub-libres, stipe central et séparable du chapeau, sans volve ni anneau.
- poilu:** (pileipellis, stipitipellis) (= vilieux, velu, pelucheux) pubescent, garni de poils longs et entremêlés.
- polyporoïde:** (habitus) sporophore à contexte dur ou subéreux, imputrescible, tubes courts non séparables, stipe excentrique, latéral ou absent, sans anneau ni volve.
- ponctué:** (anneau, spore) marqué de nombreuses ponctuations.
- pore:** extrémité libre du tube de l'hyménophore chez les bolets et les polypores.
- pore germinatif:** zone à paroi amincie, claire et parfois aplatie située au sommet d'une spore à l'opposé de l'apicule et d'où émerge un hyphes lors de la germination.
- poudreux:** (arête) à aspect de poudre; (volve) à consistance de poudre.
- pruineux:** (pileipellis, pore, stipitipellis) (= pulvérulent) recouvert d'une couche poudreuse très fine s'enlevant par frottement.
- pseudocystide:** extrémité de laticifère venant des profondeurs de la trame et dressée dans l'hyménium.
- pseudorhize:** (= pseudorrhize) prolongement radiciforme du pied.
- Phragmobasidiomycètes:** (= Hétérobasidiomycètes) Basidiomycètes à basides cloisonnées (*Auricularia*).
- pli:** (hyménophore) saillie irrégulière en forme de veine atrophiée et rudimentaire, sans trame différenciée.
- plieforme:** (chapeau, marge) (= plié, froncé, ridé-plissé) irrégulièrement plissé; (hyménophore) costé-veiné.
- plié:** cf. plieforme
- plissé:** cf. plieforme
- plutéoïde:** (habitus) sporophore à lamelles libres ou sub-libres, stipe central et séparable du chapeau, sans volve ni anneau.
- poilu:** (pileipellis, stipitipellis) (= vilieux, velu, pelucheux) pubescent, garni de poils longs et entremêlés.
- polyporoïde:** (habitus) sporophore à contexte dur ou subéreux, imputrescible, tubes courts non séparables, stipe excentrique, latéral ou absent, sans anneau ni volve.
- ponctué:** (anneau, spore) marqué de nombreuses ponctuations.
- pore:** extrémité libre du tube de l'hyménophore chez les bolets et les polypores.
- pore germinatif:** zone à paroi amincie, claire et parfois aplatie située au sommet d'une spore à l'opposé de l'apicule et d'où émerge un hyphes lors de la germination.
- poudreux:** (arête) à aspect de poudre; (volve) à consistance de poudre.
- pruineux:** (pileipellis, pore, stipitipellis) (= pulvérulent) recouvert d'une couche poudreuse très fine s'enlevant par frottement.
- pseudocystide:** extrémité de laticifère venant des profondeurs de la trame et dressée dans l'hyménium.
- pseudorhize:** (= pseudorrhize) prolongement radiciforme du pied.
- pileipellis:** (= revêtement du chapeau) couche externe recouvrant la surface du chapeau.
- pileus:** cf. chapeau
- pileforme:** (cystide) en forme de poil allongé très grêle.
- pileocystide:** (= dermatocystide) cystide localisée à la surface du chapeau.
- piquant:** cf. âcre
- piriforme:** (cystide) en forme de poire, attaché par son sommet atténué.
- plage supra-apiculaire:** (spore) portion circulaire ou elliptique située au-dessus de l'apicule et parfois différenciée.
- plan:** (chapeau) (= étalé, plat) dont la surface est plate.
- plat:** cf. plan
- plan-convexe:** (chapeau) plan à légèrement convexe.
- plaques:** (voile universel) flocons individualisés, plats et apprimés.
- plein:** (pied) à chair homogène sur toute sa longueur, sans vide ni fistule
- pleurocystide:** cystide localisée sur la face des lamelles.
- pleurotoïde:** (habitus) sporophore à lamelles attachées, stipe excentrique, latéral ou absent. Groupe hétérogène regroupant *Schizophyllum*, *Pleurotus*, *Paxillus* spp.

**pseudorrhize:** cf. pseudorhize

**pubérulent:** cf. pubescent

**pubescent:** (pileipellis, stipitipellis) (= pubérulent, duveteux) couvert de poils fins, courts et souples.

**pulvérulent:** (pileipellis, stipitipellis) recouvert d'une couche poudreuse.

**pulviné:** (chapeau) bombé, en forme de coussin.

**pustuleux:** (chapeau, marge, pied, spore) orné de pustules ou de petites verrues arrondies.

**radial:** (pore) alignement régulier du centre vers l'extérieur, souvent plus prononcé autour du pied qu'à la marge du chapeau.

**radicant:** (pied) atténué à sa base et pénétrant dans le substrat.

**ramifié:** (cystide) présentant des ramifications

**rance:** (odeur) de vieux beurre.

**râpeux:** cf. scabre

**rayé:** (contexte, pileipellis, stipitipellis) (= vergeté, fascié) orné de traits ou de décolorations longitudinales.

**recourbé:** cf. réfléchi

**récurvé:** cf. réfléchi

**réfléchi:** (marge) (= recourbé, récurvé) courbé vers l'extérieur, retroussé.

**régulier:** (trame) composé d'hyphes parallèles.

**renflé:** (cystide, pied) élargi sur une portion quelconque de sa longueur.

**reniforme:** (spore) en forme de rein.

**résupiné:** (connexion au substrat) sessile, adhérent et plaqué à son support.

**réticulé:** (spore, stipitipellis) orné d'un réseau.

**revêtement:** ensemble des couches cellulaires externes du chapeau ou du pied.

**révoluté:** (marge) enroulé en dehors et vers le haut.

**rhizoïde:** filament radicelliforme à la base du pied.

**rhizomorphe:** mycélium organisé en pseudo-radicelle, en cordon ou en faisceau d'hyphes différenciés.

**rhomboïdal:** cf. losangique

**ridé:** cf. rugueux

**ridé-plissé:** cf. pliciforme

**ridulé:** cf. rugueux

**rimeux:** (marge, pied) (= crevassé, craquelé) à surface fendillée en toutes directions; (chapeau) griffé par des fissures radiales laissant apparaître la chair.

**rimeux aréolé:** (chapeau, marge) divisé en petites surfaces délimitées par des crevasses.

**rivuleux:** (chapeau, marge) creusé de sillons longitudinaux ou radiaux et bifurqués comme le delta d'un fleuve

**rond de sorcière:** (mode de croissance) sporophores d'un seul mycélium disposés en cercle.

**rostré:** (sommet de cystide) brusquement terminé par une pointe obtuse assez longue.

**rugueux:** (chapeau, hyménophore, marge, pied, spore) (= ridé) à surface non lisse, raboteuse.

**rugueux:** (chapeau, marge, pied) (= ridulé) couvert de fines rides

**(en) sac apprimé:** (volve) restes du voile universel engaïnants, déchirés uniquement au sommet et adhérent au pied sur toute sa longueur à l'exception de sa partie apicale.

**(en) sac attaché:** (volve) (= épais) restes du voile universel relativement épais, libres et fermement attachés à la base du pied.

**(en) sac libre:** (volve) (= fin) restes du voile universel membraneux, libres et quasiment pas attachés à la base du pied.

**scabre:** (chapeau, marge, pied) (= râpeux) rude au toucher.

**Schaeffer:** test de. Effectué sur les sporophores des *Agaricus*. Le test est positif si à l'intersection d'une ligne d'aniline et d'acide nitrique, le tissu du champignon se colore en orange vif.

**sclérote:** organe de survie souterrain formé par une condensation de mycélium, de consistance dure et à écorce souvent foncée.

**scrobiculé:** (chapeau, marge, pied) (= fovéolé) orné de petites dépressions ou de fossettes.

**séparabilité:** (pileipellis, hyménophore) propriété à se dissocier de la chair du chapeau; (pied) propriété à se détacher du chapeau.

**septé:** (cystide, hyphes, spore) cloisonné.

**septum:** cf. cloison

**serrulé:** (arête, marge) (= denticulé) dentelé régulièrement comme une lame de scie.

**sessile:** (connexion au substrat) dépourvu de pied.

**sétacé:** cf. sétiforme

**sète:** cf. sétule

**sétiforme:** (cystide) (= sétacé) de la forme d'un poil raide ou dressé.

**sétule:** (= sète) soie minuscule, souvent colorée et dressée à l'intérieur de l'hyménium ou à la surface des revêtements.

**sillonné:** cf. strié

**sinué:** (lamelle) caractérisé par une profondeur augmentant graduellement du pied vers la marge du chapeau.

**sinueux:** (cystide) ondulé.

**solitaire:** (mode de croissance) isolé.

**souple:** cf. flexibl

**soyeux:** (pileipellis, stipitipellis, volve) couvert de très fines fibrilles couchées et luisantes d'aspect satiné.

**spermatique:** (odeur) de sperme.

**sphérocyste:** cellule globuleuse du contexte ou de la trame.

**sphéropédonculé:** (cystide) globuleux à base mince et allongé.

**spinuleux:** cf. échinulé

**spongieux:** (contexte) mou et très aéré comme une éponge.

**spore:** cellule reproductrice chez les cryptogames.

**sporée:** amas de spores tombées de l'hyménium d'un sporophore mûr.

**sporophore:** cf. fructificatio

**squameux:** (pileipellis, stipitipellis) garni de fibrilles rompues et convergentes formant des squames couchées.

**squamuleux:** (pileipellis, stipitipellis) (= loqueteux, méchuleux, subsquameux) garni de minuscules squames apprimées, finement squameux

**squarreux:** (pileipellis, stipitipellis) hérissé de fibrilles rompues et convergentes formant des écailles grossières ou des squames dressées.

**squarruleux:** (pileipellis, stipitipellis) garni de minuscules squames dressées, finement squarreux.

**stellé:** (spore) en forme d'étoile.

**stérigmate:** excroissance digitée d'une baside à l'extrémité de laquelle se forme une spore.

**stipe:** cf. pied

**stipité:** (connexion au substrat) pourvu d'un pied.

**strié:** (anneau, chapeau, marge, pied, spore, volve) (= cannelé, sillonné) orné de rainures assez profondes.

**strigieux:** cf. hérissé

**strobilacé:** (chapeau, volve) semblable à la surface d'un cône de *Pinus* ou d'*Encephalartos*.

**styptique:** cf. acerbe

**sub-adné:** cf. sub-libre

**sub-clavé:** (pied) légèrement en forme de massue.

**sub-décurrent:** (lamelle) entièrement attaché et légèrement descendant le long du pied.

**sub-déprimé:** (chapeau) plan mais pourvu d'une légère dépression centrale.

**subéreux:** (chair, tube) (= liégeux) solide, sec, de consistance dure-élastique.

**sub-globuleux:** (chapeau, spore) presque sphérique.

**sub-libre:** (lamelle) (= sub-adné) étroitement attaché au pied, sans zone libre autour de celui-ci.

**sub-poroïde:** (hyménophore) intermédiaire entre tubulé et lamellé.

**sub-stipité:** (connexion au substrat) pourvu d'un pied très court.

**sub-umboné:** (chapeau) pourvu d'une protubérance centrale peu marquée.

**sub-ventru:** cf. large

**(d'origine) supère:** cf. descendant

**tenace:** (pileipellis) résistant à la rupture, non élastique ni déchirable.

**ténu:** cf. filiform

**tératologique:** forme aberrante.

**térète:** cf. circulaire

**tétrasporique:** (baside) à 4 stérigmates.

**tibiiforme:** (cystide) renflé brièvement aux deux extrémités, en forme d'os.

**tomenteux:** (pileipellis, stipitipellis, volve) densément couvert de minuscules fibrilles entremêlées.

**tomentum:** (= feutre) structure d'un champignon résupiné feutrée-veloutée recouvrant le chapeau ou la face adhérente au substrat.

**topographie:** (chapeau, pied) relief, élévations ou inégalités de la surface.

**torsadé:** (pied) caractérisé par des hyphes longitudinaux s'enroulant autour de son axe.

**trame:** cf. chair

**triangulaire:** (lamelle) profondément adnée et à arête droite.

**tricholomatoïde:** (habitus) sporophore à lamelles sinuées ou émargonnées (attachées), stipe central ou faiblement excentrique, charnu (chair fibreuse ou cassante) et non séparable du chapeau, sans volve ni anneau.

**trimitique:** (tissu) constitué d'hyphes génératifs (à paroi mince), conjonctifs et squelettiques (à paroi épaisse).

**tronqué:** (pied) à base abruptement élargie; (cystide, spore) à apex aplati.

**tube:** (hyménophore) structure fertile de l'hyménium chez les bolets et les polypores.

**tubulé:** (hyménophore) constitué de tubes; (pied) cf. fistuleux

**umbonné:** (chapeau) orné d'une protubérance centrale large.

**uniforme:** (chapeau, marge, pied, pore) sans élévation ni dépression, ni crevasse, ni veine, ni trou; (pied) à base régulière.

**utriforme:** (cystide) élargi au centre à sommet obtus délimité par une constriction plus ou moins nette.

**vaginatoïde:** (habitus) sporophore à lamelles libres ou sub-libres, stipe central et séparable du chapeau, sans anneau, avec volve.

**veiné:** (chapeau, hyménophore, lamelle, marge, pied) orné d'élévations en forme de veines.

**velouté:** (pileipellis, stipitipellis, volve) densément couvert de minuscules et courtes fibrilles dressées

**velu:** cf. poilu

**ventru:** (pied) (= obèse) particulièrement gros et souvent en forme de poire; (baside, cystide, hyménophore) élargi dans sa partie centrale.

**vergeté:** cf. rayé

**verrues:** (voile universel) flocons irréguliers, individualisés et élevés.

**verruqueux:** (chapeau, cystide, marge, pied, spore) orné de verrues.

**villeux:** cf. poilu

**visqueux:** cf. mucilagineux

**voile partiel:** structure s'étendant à l'état jeune entre la marge du chapeau et le pied, se déchirant durant l'épanouissement du sporophore et dont les restes subsistent sur le pied sous la forme d'un anneau ou de cortine.

**voile universel:** structure entourant totalement ou partiellement le sporophore à l'état jeune et dont les restes subsistent sous forme d'anneau, de volve, de flocons ou de membranes à la marge de chapeau.

**volve:** structure membraneuse ou poudreuse issue du voile universel, disposée à la base du pied et généralement en forme de sac.

**zébré:** (spore) couvert de côtes, de saillies linéaires et parallèles.

**zoné:** (pileipellis, stipitipellis, volve) (= zonulé) à motif concentrique alternant deux teintes.

**zonulé:** cf. zoné

## 12. Bibliographie

- AANEN, D.K. & EGGLETON, P. 2005. Fungus-growing termites originated in African rain forest. *Curr. Biol.* 15: 851-855. doi: 10.1016/j.cub.2005.03.043.
- AANEN, D.K., EGGLETON, P., ROULAND-LEFÈVRE, C., GULDBERG-FRØSLEV, T., ROSENDAHL, S. & BOOMSMA, J.J. 2002. The evolution of fungus-growing termites and their mutualistic fungal symbionts. *Proc. Nat. Acad. Sc. USA* 99(23): 14887-14892. doi: 10.1073/pnas.222313099.
- ABARENKOV, K. 2023. DNA and Environmental Sample Collections. University of Tartu, Natural History Museum and Botanical Garden. Occurrence dataset. doi: 10.15468/ed3ukm (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).
- ADEJUMO, T.O. & AWOSANYA, O.B. 2005. Proximate and mineral composition of four edible mushroom species from South Western Nigeria. *Afr. J. Biotech.* 4(10): 1084-1088.
- ADEKUNLE, V.A.J. & AJAO, K. 2005. Contributions of edible mushroom (a non-timber forest product of tropical forest ecosystem) to rural livelihood in Oyo state, Nigeria. *Pakistan J. Biol. Sc.* 3: 809-812.
- ADEWUSI, S.R.A., ALOFE, F.V., ODEYEMI, O., AFOLABI, A. & OKE, O.L. 1993. Studies on some edible wild mushrooms from Nigeria: 1. Nutritional, teratogenic and toxic considerations. *Pl. Foods Hum. Nutr.* 43: 115–121. doi: 10.1007/BF01087916.
- AFIUKWA, C.A., UGWU OKECHUKWU, P.C., EBENYI, L.N., OSSAI, E.C. & NWAKA, A.C. 2013. Phytochemical analyses of three wild edible mushrooms, coral mushroom, *Agaricus bisporus* and *Lentinus sajor*, common in Ohaukwu Area of Ebonyi State, Nigeria. *Int. J. Pharm.* 3: 410-414.
- AFZELIUS, A. & FRIES, E. 1860. Reliquiae Afzelianae, sistens icones fungorum, quos in Guinea collegit et in aere incisas exudi curavit Adamus Afzelius. Interpretatur E. Fries. Folio 6 pp. + 12 engr. aquatint plates. Edquist, Uppsala.
- AÏGNON, H.L., FAN, Y.-G., DE KESEL, A., BAHAM, M., RYBERG, M. & YOROU, N.S. 2023. A new species of *Inosperma*, and first record of *I. afromeliolens* (Inocybaceae, Fungi) from West Africa. *PlosOne* 18(10): e0290894. doi: 10.1371/journal.pone.0290894
- AKPAJA, E.O., ISIKHUEMHEN, O.S. & OKHUOYA, J.A. 2003. Ethnomycology and usage of edible and medicinal mushrooms among the Igbo people of Nigeria. *Int. J. Med. Mush.* 5: 313-319.
- AKPAJA, E.O., OKHUOYA, J.A. & EHWERHEFERERE, B.A. 2005. Ethnomycology and indigenous uses of mushrooms among the Bini-speaking people of Nigeria: A case study of Aihuobabekun community near Benin City, Nigeria. *Int. J. Med. Mush.* 7: 373-374.
- ALAGBAOSO, C.A., OSUBOR, C.C. & ISIKHUEMHEN, O.S. 2015. Protective effects of extract from sclerotium of the King Tuber medicinal mushroom, *Pleurotus tuberregium* (higher Basidiomycetes) on carbon tetrachloride-induced hepatotoxicity in Wistar albino rats. *Int. J. Med. Mush.* 17: 1025-1045.

- ALASOADURA, S.O. 1966. Studies in the higher fungi of Nigeria. II. Macrofungi associated with termite nests. *Nova Hedwigia* 11: 387-393.
- ALASOADURA, S.O. 1967a. Studies in the higher fungi of Nigeria. I. The genus *Termitomyces* Heim. *J. West Afr. Sc. Assoc.* 12: 139-148.
- ALASOADURA, S.O. 1967b. Studies in the higher fungi of Nigeria III. Fruiting in *Pleurotus squarrosulus* (Mont.) Sing. *Nova Hedwigia* 14: 327-337, pl. 101-107.
- ALASOADURA, S.O. 1972. Studies in the higher fungi of Nigeria IV. Some operculate Discomycetes. *Nova Hedwigia* 23: 767-780.
- ALEXANDER, S.J., PILZ, D., WEBER, N.S., BROWN, E. & ROCKWELL, V. 2002. Value estimates of commercial mushrooms and timber in the Pacific Northwest. *Env. Manag.* 30(1): 129-141.
- ALOFÉ, F.V., ODEYEMI, O. & OKE, O.L. 1996. Three edible wild mushrooms from Nigeria: Their proximate and mineral composition. *Pl. Foods Hum. Nutr.* 49: 63-73.
- ANTONIN, V. 1998. *Marasmius heinemannianus*, a new edible species from Benin, West Africa. *Belg. J. Bot.* 131: 127-132.
- ANTONIN, V. 2007. Monograph of *Marasmius*, *Gloiocephala*, *Palaeocephala* and *Setulipes* in tropical Africa. *Fungus flora of tropical Africa*, Volume 1. National Botanic Garden (Belgium), Meise.
- ANTONIN, V. 2013. Supplements to the monograph of tropical African species of *Marasmius* (Basidiomycota, Marasmiaceae). *Cryptogam. Mycol.* 34: 113-135.
- ANTONIN, V., HOSAKA, K. & KOLAŘIK, M. 2022. Taxonomy and phylogeny of *Paramarasmius* gen. nov. and *Paramarasmius mesosporus*, a worldwide distributed fungus with a strict ecological niche, *Plant Biosystems*. doi: 10.1080/11263504.2022.2100503.
- APERTORGBOR, M.M., APETORGBOR, A.K & OBODAI, M. 2006. Indigenous knowledge and utilization of edible mushrooms in parts of Southern Ghana. *Ghana J. For.* 19-20: 20-34.
- ARNOLDS, E. 1995. Conservation and management of natural populations of edible fungi. *Can. J. Bot.* 73(1): 987-998.
- ARORA, D. 1986. *Mushrooms Demystified*. California, USA: Ten Speed Press. 679 pp.
- ATRI, N.S. & LATA 2013. Studies for culturing and cultivation of *Lentinus cladopus* Lév. *Mycosphere* 4(4): 675-682. doi: 10.5943/mycosphere/4/4/3.
- AYODELE, S.M. & OKHUOYA, J.A. 2007. Cultivation studies on *Psathyrella atroumbonata* Pegler. A Nigerian edible mushroom on different agro-industrial wastes. *Int. J. Bot.* 3: 394-397.
- AYODELE, S.M., AKPAJA, E.O. & ADAMU, Y. 2011. Some edible and medicinal mushrooms of Igala Land in Nigeria, their sociocultural and ethnomycological uses. *Int. J. Sc. Nat.* 2: 473-476.

- BÂ, A.M., DUPONNOIS, R., DIABATÉ, M. & DREYFUS, B. 2011. Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'Ouest: Méthodes d'étude, diversité, écologie, utilisation en foresterie et comestibilité. Collection Didactiques. IRD éd., Marseille.
- BÂ, A.M., DUPONNOIS, R., MOYERSON, B. & DIÉDHIOU, A.G. 2012. Ectomycorrhizal symbiosis of tropical African trees. *Mycorrhiza* 22: 1-29. doi: 10.1007/s00572-011-0415-x.
- BADOU, S.A., DE KESEL, A., RASPÉ, O., RYBERG, M.K., GUELLY, A.K. & YOROU, N.S. 2018. Two new African siblings of *Pulveroboletus ravenelii* (Boletaceae). *MycKeys* 43: 115-130. doi: 10.3897/mycokeys.43.30776.
- BADOU, S.A., HOUDANON, R.D., TCHAN, K.I., OLOU, B.A. & YOROU, N.S. 2021. Effects of microclimate on bolete species richness and biomass in a Northern Benin woodland. *Afr. J. Ecol.* 60: 648-657. doi: 10.1111/aje.12948.
- BADOU, S.A., FURNEAUX, B., DE KESEL, A., KHAN, F.K., HOUDANON, R.D., RYBERG, M. & YOROU, N.S. 2022. *Paxilloboletus* gen. nov., a new lamellate bolete genus from tropical Africa. *Mycol. Progr.* 21: 243-256. doi: 10.1007/s11557-021-01756-y.
- BAEKE, V. 2005. *Pleurotus tuberregium* ou l'excrément surnaturel (Wuli, Mfumte du Cameroun occidental). Essai interdisciplinaire: ethnographie et botanique. *Rev. Cercle Mycol. Brux.* 5: 19-42.
- BAHUCHET, S. 1985. Les Pygmées Aka et Baka. Contribution de l'ethnolinguistique à l'histoire des populations forestières de l'Afrique centrale. Thèse de doctorat. Université Descartes, Paris V.
- BAO, D., GONG, M., ZHENG, H., CHEN, M., ZHANG, L., WANG, H., *et al.* 2013. Sequencing and comparative analysis of the straw mushroom (*Volvariella volvacea*) genome. *Plos One* 8:e58294. doi: 10.1371/journal.pone.0058294.
- BAS, C. 1969. Morphology and subdivision of *Amanita* and a monograph of its section *Lepidella*. *Persoonia* 5(4): 285-579.
- BASTOS, C., LIBERAL, Â., MOLDÃO, M., CATARINO, L. & BARROS, L. 2023. Ethnomycological prospect of wild edible and medicinal mushrooms from Central and Southern Africa. A review. *Food Frontiers* 1-27. doi: 10.1002/fft2.215.
- BEELI, M. 1927a. Contribution à l'étude de la flore mycologique du Congo 2. *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 59: 101-112.
- BEELI, M. 1927b. Contribution à l'étude de la flore mycologique du Congo 4. *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 75-87.
- BEELI, M. 1928. Contribution à l'étude de la flore mycologique du Congo. Champignons récoltés par Mme Goossens et déterminés par M. Beeli. *Fungi Goossensiani* 5. *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 153-174.
- BEELI, M. 1931. Contribution à l'étude de la flore mycologique du Congo. *Fungi Goossensiani*. VIII. Genre *Amanita* Fr. *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 63: 100-109, pl. 7-9.
- BEELI, M. 1935. *Amanita-Amanitopsis*. *Fl. Icon. Champ. Congo* 1: 1-27, pl. 1-4.



- BEELI, M. 1936a. Contribution à l'étude de la flore mycologique du Congo XI. *Fungi Goossensiani. Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 14(1): 83-91.
- BEELI, M. 1936b. *Lepiota. Fl. Icon. Champ. Congo* 2: 29-45, pl. 5-8.
- BEELI, M. 1938. Étude de la flore mycologique africaine. Note sur des Basidiomycètes recoltés à Sierra Leone par F.C. Deighton. *Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 15: 25-53. doi: 10.2307/3666575.
- BERTHET, P. & BODIN, J. 1966. Observations sur quelques Hyménomycètes récoltés en République Camerounaise. *Cahiers Maboké* 4: 27-54.
- BIJESH, C., VRINDA, K.B. & PRADEEP, C.K. 2017. Mushroom poisoning by *Chlorophyllum molybdites* in Kerala. *J. Mycopathol. Res.* 54(4): 477-483.
- BITZER, J., HENKEL, T., NIKIFOROV, A.I., RIHNER, M.O. & HERBERTH, M.T. 2018. Developmental and reproduction toxicity studies of glycolipids from *Dacryopinax spathularia*. *Food Chem. Toxicol.* 120: 430-438.
- BOA, E.R. 2004. Wild Edible Fungi. A Global Overview of Their Use and Importance to People. Non-wood Forest Products Series 17. Rome, FAO: 157 pp.
- BOA, E.R. 2006. Champignons comestibles sauvages: vue d'ensemble sur leur utilisation et leur importance pour les populations. Produits forestiers non ligneux 17. Rome, FAO: 157 pp.
- BONI, S. & YOROU, N.S. 2015. Diversité et variabilité inter-ethniques dans la consommation de champignons sauvages de la région de N'Dali au Bénin. *Tropicultura* 33: 266-276.
- BUYCK, B. 1993. *Russula* 1 (Russulaceae). *Fl. III. Champ. Afr. Centr.* 15: 337-407, pl. 55-68.
- BUYCK, B. 1994a. Ubobwa: les champignons comestibles de l'Ouest du Burundi. Administration Gén. Coop. Dév., Bruxelles, Publ. Agricole 34: 124 pp.
- BUYCK, B. 1994b. *Russula* 2 (Russulaceae). *Fl. III. Champ. Afr. Centr.* 16: 411-542, pl. 69-87.
- BUYCK, B. 1995. *Russula* subsection *Amoeninae* in tropical African miombo woodland. *Doc. Mycol.* 98-100: 103-112.
- BUYCK, B. 1997. *Russula* 3 (Russulaceae). *Fl. III. Champ. Afr. Centr.* 17: 545-598, pl. 89-93.
- BUYCK, B. 1999. Two new remarkable African *Russula* with reddening context. *Kew Bull.* 54: 663-673.
- BUYCK, B. 2004. Short diagnoses and descriptions for some exotic *Russula* (Basidiomycotina). *Cryptogam. Mycol.* 25(2): 127-128.
- BUYCK, B. 2008. The edible mushrooms of Madagascar: An evolving enigma. *Econ. Bot.* 62(3): 509-520.
- BUYCK, B. 2014. Exploring the diversity of "smooth chanterelles" (*Cantharellus*, Cantharellales). *Cryptogam. Mycol.* 35: 23-40. doi: 10.7872/crym.v35.iss1.2014.23

- BUYCK, B. 2016. Editorial Special Issue: *Cantharellus*. Towards completing the world inventory of *Cantharellus*. *Cryptogam. Mycol.* 37: 255-258.
- BUYCK, B. & SHARP, C. 2007. Two new species and first records for 12 other *Russula* (Russulales) from Zimbabwe. *Cryptogam. Mycol.* 28(1): 13-27.
- BUYCK, B., VERBEKEN, A. & EBERHARDT, U. 2007. The genus *Lactarius* in Madagascar. *Mycol. Res.* 111:787-798. doi: 10.1016/j.mycres.2007.04.006.
- BUYCK, B., HOFSTETTER, V., EBERHARDT, U., VERBEKEN, A. & KAUFF, F. 2008. Walking the thin line between *Russula* and *Lactarius*: the dilemma of *Russula* subsect. *Ochricompactae*. *Fungal Div.* 28: 15-40.
- BUYCK, B., KAUFF, F., CRUAUD, C. & HOFSTETTER, V. 2013. Molecular evidence for novel *Cantharellus* (Cantharellales, Basidiomycota) from tropical African miombo woodland and a key to all tropical African chanterelles. *Fungal Div.* 58: 281-298.
- BUYCK, B., DE CROP, E., VERBEKEN, A. & HOFSTETTER, V. 2016. Untangling the Central African *Cantharellus* sect. *Tenuis*: *Cantharellus minutissimus* sp. nov. and epitypification of *Cantharellus alboroseus*. *Cryptogam. Mycol.* 37(3): 327-343.
- BUYCK, B., HENKEL, T. & HOFSTETTER, V. 2018. The *Cantharellus isabellinus* species complex (Cantharellales, Hydnaceae) in tropical Africa. *Mycosphere* 9(6): 1209-1221. doi: 10.5943/mycosphere/9/6/10.
- BUYCK, B., HENKEL, T. & HOFSTETTER, V. 2019. Epitypification of the Central African *Cantharellus densifolius* and *C. luteopunctatus* allows for the recognition of two additional species. *MycKeys* 49: 49-72. doi: 10.3897/mycokeys.49.32034.
- BUYCK, B., NDOLO EBIKA, S.T., DE KESEL, A. & HOFSTETTER, V. 2020. Tropical African *Cantharellus* Adans.: Fr. (Hydnaceae, Cantharellales) with lilac-purplish tinges revisited. *Cryptogam. Mycol.* 41(10): 161-177. doi: 10.5252/cryptogamie-mycologie2020v41a10.
- CABI BIOSCIENCE FUNGUS COLLECTION. Occurrence dataset. doi: 10.15468/c9vdlf (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).
- CASTELLANO, M.A., VERBEKEN, A., WALLEYN, R. & THOEN, D. 2000. Some new or interesting sequestrate Basidiomycota from African woodlands. *Karstenia* 40: 11-21.
- CHEN, J., ZHAO, R., PARRA, L.A., GUELLY, A.K., DE KESEL, A., RAPIOR, S., HYDE, K.D., CHUKEATIROTE, E. & CALLAC, P. 2015. *Agaricus* section *Brunneopicti*: a phylogenetic reconstruction with descriptions of four new taxa. *Phytotaxa* 192(3): 145-168. doi: 10.11646/phytotaxa.192.3.2.
- CHEN, J., PARRA, L.A., DE KESEL, A., KHALID, A.N., QUASIM, T., ASHRAF, A., BAHKALI, A.H., HYDE, K.D., ZHAO, R.L. & CALLAC, P. 2016. Inter- and intra-specific diversity in *Agaricus endoxanthus* and allied species reveals a new taxon, *A. punjabensis*. *Phytotaxa* 252(1): 1-16. doi: 10.11646/phytotaxa.252.1.1.
- CHEN, J., CALLAC, P., PARRA, L.A., KARUNARATHNA, S.C., HE, M.-Q., MOINARD, M., DE KESEL, A., RASPÉ, O., WISITRASSAMEEWONG, K., HYDE, K.D. & ZHAO, R.-L. 2017. Study in *Agaricus* subgenus *Minores* and allied clades reveals a new American subgenus

and contrasting phylogenetic patterns in Europe and Greater Mekong Subregion. *Persoonia* 38: 170-196. doi: 10.3767/003158517X695521.

CHEVAUGEON, J. 1952. Maladies des plantes cultivées en moyenne-Casamance et dans le delta central nigérien. *Rev. Pathol. Vég. Entom. Agr. France* 31: 3-51.

CHEVAUGEON, J. & MERNY, G. 1956. Maladies des arbres à quinquina en Guinée Française. *J. Agric. Trad. Bot. Appl.* 3: 605-626. doi: 10.3406/jatba.1956.2340.

CHIPOMPHA, N.W.S. 1985. Some mushrooms of Malawi. Zomba, Forest Research Institute of Malawi Government 63: 54 pp.

CLÉMENÇON, H. 2012. Cytology and Plectology of the Hymenomycetes. *Bibl. Mycol.* 199: 488 pp.

CODJIA, J.E.I. & YOROU, N.S. 2014. Ethnicity and gender variability in the diversity, recognition and exploitation of wild useful fungi in Pobè region (Benin, West Africa). *J. Appl. Biosc.* 78: 6729-6742. doi: 10.4314/jab.v78i1.14.

CODJIA, J.E.I., CAI, Q., ZHOU, S.W., LUO, H., RYBERG, M., YOROU, N.S. & YANG, Z.L. 2020. Morphology, multilocus phylogeny, and toxin analysis reveal *Amanita albolimbata*, the first lethal *Amanita* species from Benin, West Africa. *Front. Microbiol.* 11: 599047. doi: 10.3389/fmicb.2020.599047.

CODJIA, J.E.I., WANG, P.M., RYBERG, M., YOROU, N.S. & YANG, Z.L. 2022. *Amanita* sect. *Phalloideae*: two interesting non-lethal species from West Africa. *Mycol. Progr.* 21: 39. doi: 10.1007/s11557-022-01778-0.

CODJIA, J.E.I., SARAWI, S., OLOU, B.A., PIEPENBRING, M., YANG, Z.L. & YOROU, N.S. 2023. *Amanita stubbosa*, a new non amatoxin nor phallotoxin-containing species within *Amanita* sect. *Phalloideae* (Amanitaceae, Agaricales), from West Africa. *Phytotaxa* 592(3): 267-278. doi: 10.11646/phytotaxa.592.3.5.

CORNER, E.J.H. 1981. The Agaric Genera *Lentinus*, *Panus* and *Pleurotus*, with particular reference to Malaysian species. *Nova Hedwigia*, Beih. 69, 169 pp (2 pl., 40 fig.). J. Cramer, Vaduz.

DADE, H.A. 1940. A revised list of Gold Coast fungi and plant diseases. *Bull. Misc. Inf.*, Kew: 205-247.

DANIÉLS, P.P., HAMA, O., JUSTO FERNÁNDEZ, A., GARCÍA-PANTALEÓN, F.I., BARAGÉ, M., IBRAHIM, D. & ROSAS ALCÁNTARA, M. 2015. First records of some Asian macromycetes in Africa. *Mycotaxon* 130:337-359. doi: 10.5248/130.337.

DE CROP, E., NUYTINCK, J., VAN DE PUTTE, K., WISITRASSAMEEWONG, K., HACKEL, J., STUBBE, D., HYDE, K.D. *et al.* 2017. A multi-gene phylogeny of *Lactifluus* (Basidiomycota, Russulales) translated into a new infrageneric classification of the genus. *Persoonia* 38: 58-80.

DE CROP, E., DELGAT, L., NUYTINCK, J., HALLING, R.E. & VERBEKEN, A. 2021. A short story of nearly everything in *Lactifluus* (Russulaceae). *Fung. Syst. Evol.* 7: 133-164. doi: 10.3114/fuse.2021.07.07.

DE KESEL, A. 2001. A mushroom dryer for the travelling mycologist. *Field Mycol.* 2(4): 131-133.

- DE KESEL, A. 2004. Réalisation d'un herbier mycologique. *Scripta Bot. Belg.* 31: 71-83.
- DE KESEL, A. & MALAISSE, F. 2010. Edible Wild Food: Fungi. In: MALAISSE, F. (ed.) How to live and survive in Zambesian Open Forest (Miombo Ecoregion): 41-56. Gembloux, Presses agronomiques. 422 pp. + CD rom.
- DE KESEL, A., CODJIA, J.T. & YOROU, N.S. 2002. Guide des champignons comestibles du Bénin. Cotonou, Jardin Botanique National de Belgique & Centre International d'Ecodéveloppement Intégré. 255 pp.
- DE KESEL, A., GUELLY, A.K., YOROU, N.S. & CODJIA, J.-C. 2008. Ethnomycological notes on *Marasmiellus inoderma* from Benin and Togo (West Africa). *Cryptogam. Mycol.* 29: 313-319.
- DE KESEL, A., YOROU, N.S. & BUYCK, B. 2011. *Cantharellus solidus*, a new species from Benin (West-Africa) with a smooth hymenium. *Cryptogam. Mycol.* 32: 277-283. doi: 10.7872/crym.v32.iss3.2011.277.
- DE KESEL, A., AMALFI, M., KASONGO WA NGOY, B., YOROU, N.S., RASPÉ, O., DEGREEF, J. & BUYCK, B. 2016. New and interesting *Cantharellus* from tropical Africa. *Cryptogam. Mycol.* 37: 283-327. doi: 10.7872/crym/v37.iss3.2016.283.
- DE KESEL, A., KASONGO WA NGOY, B. & DEGREEF, J. 2017. Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo). *AbcTaxa* 17. 290 pp.
- DE MEIJER, A.A.R., LOPES DE ALMEIDA AMAZONAS, M.A., GUIMARÃES RUBIO, G.B. & MARTINEZ CURIAL, R. 2007. Incidences of poisonings due to *Chlorophyllum molybdites* in the state of Paraná, Brazil. *Braz. Arch. Biol. Technol.* 50(3): 479-488.
- DEGREEF, J. (ED.) 2018. Fungus Flora of Tropical Africa ([www.FFTA-online.org](http://www.FFTA-online.org) – accessed October 2023).
- DEGREEF, J. & DE KESEL, A. 2017. The Edible Fungi of Tropical Africa annotated database ([www.EFTA-online.org](http://www.EFTA-online.org) – accessed October 2023).
- DEGREEF, J., MALAISSE, F., RAMMELOO, J. & BAUDART, E. 1997. Edible mushrooms of the Zambezian woodland area: a nutritional and ecological approach. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 1: 221-231.
- DEGREEF, J., DEMUYNCK L., MUKANDERA, A., NYIRANDAYAMBEJA,, G., NZIGIDAHERA B. & DE KESEL, A. 2016a. Wild edible mushrooms, a valuable resource for food security and rural development in Burundi and Rwanda. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* (20)4: 1-12.
- DEGREEF, J., DEMUYNCK, L., DIBALUKA, S., DIANSAMBU, I., KASONGO WA NGOY, B., MUKANDERA,, A., NZIGIDAHERA B., YOROU, S.N. & DE KESEL, A. 2016b. African mycodiversity: a huge potential for mushroom trade and industry. In: BAARS & SONNENBERG (eds) Science and cultivation of edible fungi. International Society of Mushroom Science.
- DEGREEF, J., KASONGO WA NGOY, B., NIYONGABO, E. & DE KESEL, A. 2020. Edible mushrooms, a vulnerable ecosystem service from African miombo woodlands. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 24(2): 70-80.

- DEIGHTON, F.C. 1936a. Preliminary list of fungi and diseases of plants in Sierra Leone. *Bull. Miscell. Inf.* 7: 397-424. doi: 10.2307/4111838.
- DEIGHTON, F.C. 1936b. List of fungi collected in Sierra Leone. *Bull. Miscell. Inf.* 7: 424-433.
- DEIGHTON, F.C. 1956. Diseases of cultivated and other economic plants in Sierra Leone. Government of Sierra Leone, London.
- DENCHEV T.T., SIPMAN H.J.M. & DENCHEV C.M. (2014) Contribution to the smut fungi (Ustilaginomycetes) of Togo and Benin. *Mycobiota* 4: 25-32. doi: 10.12664/mycobiota.2014.04.02.
- DENNIS, R.W.G. 1955. Fungi from Sierra Leone: Pezizales and Helotiales. *Kew Bull.* 10: 363-369.
- DESJARDIN, D.E. & PERRY, B.A. 2017. The gymnopoid fungi (Basidiomycota, Agaricales) from the Republic of São Tomé and Príncipe, West Africa. *Mycosphere* 8(9): 1317-1391. doi: 10.5943/mycosphere/8/9/5.
- DIBALUKA, M.S., LUKOKI, L.F., DE KESEL, A. & DEGREEF, J. 2010. Essais de culture de quelques champignons lignicoles comestibles de la région de Kinshasa (R.D. Congo) sur divers substrats lignocellulosiques. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 14(3): 417-422.
- DICKIE, I.A., KALUCKA, I., STASINSKA, M. & OLEKSYN, J. 2010. Plant host drives fungal phenology. *Fungal Ecol.* 3: 311-315.
- DIÉDHIU, A.G., SELOSSE, M.-A., GALIANA, A., DIABATÉ, M., DREYFUS, B., BÂ, A.M., DE FARIA, S.M. & BÉNA, G. 2010. Multi-host ectomycorrhizal fungi are predominant in a Guinean tropical rainforest and shared between canopy trees and seedlings. *Envir. Microbiol.* 12: 2219-2232. doi: 10.1111/j.1462-2920.2010.02183.x.
- DJOUÉ, A.A., KONÉ, N.A., N'GORAN, K.S.B., VANIÉ-LÉABO, L.L.P., SORO, B. & DOGBO, D.O. 2020. Macrofungi diversity in a National Botanical Garden in Southern Côte d'Ivoire. *J. Appl. Biosc.* 152: 15605-15620. doi: 10.35759/JABs.152.1.
- DOUANLA-MELI, C. 2007. Fungi of Cameroon. Ecological diversity with emphasis on the taxonomy of non-gilled Hymenomycetes from the Mbalmayo forest reserve. *Bibl. Mycol.* 202: 410 pp.
- DOUANLA-MELI, C. & LANGER, E. 2005. Notes on Discomycetes (Helotiales, Pezizales): new species and new records from Cameroon. *Mycotaxon* 92: 223-237.
- DOUANLA-MELI, C. & LANGER, E. 2009. Fungi of Cameroon II. Two new Russulales species. (Basidiomycota). *Nova Hedwigia* 88: 491-502.
- DRAMANI, R., GOUWAKINNOU, G., HOUDANON, R., DE KESEL A., MINTER, D. & YOROU, N.S. 2022. Ecological niche modelling of *Cantharellus* species in Benin, and revision of their conservation status. *Fungal Ecol.* 60: 101174. doi: 10.1016/j.funeco.2022.101174.
- DRING, D.M. 1964. Gasteromycetes of West tropical Africa. *Mycol. Papers* 98:1-60.

DUCOUSSO, M., BÂ, A.M. & THOEN, D. 2003. Les champignons ectomycorhiziens des forêts naturelles et des plantations d'Afrique de l'Ouest: une source de champignons comestibles. *Bois Forêts Trop.* 275: 51-63.

EBI (EUROPEAN BIOINFORMATICS INSTITUTE), GBIF HELPDESK 2023. INSDC Sequences. Version 1.24. European Nucleotide Archive (EMBL-EBI). Occurrence dataset. doi: 10.15468/sbmztx (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).

EFSA 2021. Scientific Opinion on the safety evaluation of long-chain glycolipids from *Dacryopinax spathularia*. *EFSA J.* 19(6): 6609, 28 pp. doi: 10.2903/j.efsa.2021.6609

EFTA 2023. Edible Fungi of Africa. (www.EFTA-online.org – accessed October 2023).

EGLI, S., PETER, M., BUSER, C., STAHEL, W. & AYER, F. 2006. Mushroom picking does not impair future harvests - results of a long-term study in Switzerland. *Biol. Cons.* 129: 271-276.

EICHELBAUM, F. 1906. Beiträge zur Kenntnis der Pflanzflora des Ostusambaragebirges. *Verh. Naturwiss. Vereins Hamburg* III, 14: 1-92.

EKANAYAKA, A.H., HYDE, K.D. & ZHAO, Q. 2016. The genus *Cookeina*. *Mycosphere* 7(9): 1399-1413. doi: 10.5943/mycosphere/7/9/13.

EKISSI, A.C., KOUAME, K.B., NIABA, K.P.V., BEUGRE, G.A.M. & KATI-COULIBALY, S. 2021. Physicochemical characterization of two species of wild edible mushrooms: *Lentinus brunneofloccosus* and *Auricularia auricularia-judae*. *Food Nutr. Sc.* 12: 319-331. doi: 10.4236/fns.2021.123025.

ERENS, H., BOUDIN, M., MEES, F., BAZIRAKE MUJINYA, B., BAERT, G., VAN STRYDONCK, M., BOECKX, P. & VAN RANST, E. 2015. The age of large termite mounds - radiocarbon dating of *Macrotermes falciger* mounds of the Miombo woodland of Katanga, DR Congo. *Palaeogeogr., Palaeoclim., Palaeoecol.* 435: 265-271.

EYI NDONG, H. 2009. Etude des champignons de la forêt dense humide consommés par les populations du nord du Gabon. PhD thesis, Université Libre de Bruxelles: 271 pp.

EYI NDONG, H. & DEGREEF, J. 2010. Diversité des espèces de *Cantharellus*, *Lentinus* et *Termitomyces* consommées par les Pygmées du Nord du Gabon. In: VAN DER BURGT, J., VAN DER MAESEN, J. & ONANA, J.-M. (eds). *Systématique et Conservation des Plantes africaines*. Kew, Royal Botanic Gardens: 133-141.

EYI NDONG, H., DEGREEF, J. & DE KESEL, A. 2011. Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique Centrale. Taxonomie et identification. *AbcTaxa* 10, 253 pp.

EYSSARTIER, G. & BUYCK, B. 2001. Novitates. Note nomenclaturale et systématique sur le genre *Cantharellus*. *Doc. Mycol.* 31(121): 55-56.

FADEYI, O.G., BADOU, S.A., AIGNON, H.L., CODJIA, J.E.I., MUTOUAMA, J.K. & YOROU, N.S. 2017. Ethnomycological studies and identification of wild edible fungi most consumed in the Monts-Kouffè region of Benin (West Africa). *Afr. Agron.* 29: 93-109.

- FADEYI, O.G., ASSOGBA, F.M., CHABI, D., YOROU, N.S. & GBENOU, J.D. 2019. Ethnomycology, myco-chemical analyzes and antioxidant activity of eleven species of the genus *Amanita* (Basidiomycota, fungi) from Benin (West Africa). *J. Pharmacogn. Phytochem.* 8: 335-341.
- FASIDI, I.O. & KADIRI, M. 1995. Toxicological screening of seven Nigerian mushrooms. *Food Chem.* 52: 419-422. doi: 10.1016/0308-8146(95)93293-Z.
- FASOLA, T.R., GBOLAGADE, J.S. & FASIDI, I.O. 2007. Nutritional requirements of *Volvariella speciosa* (Fr. ex. Fr.) Singer, a Nigerian edible mushroom. *Food Chem.* 100: 904-908. doi: 10.1016/j.foodchem.2005.10.061.
- FRAITURE, A., AMALFI, M., RASPÉ, O., KAYA, E., AKATA, I. & DEGREEF J. 2019. Two new species of *Amanita* sect. *Phalloideae* from Africa, one of which is devoid of amatoxins and phallotoxins. *MycKeys* 53: 93-125. doi: 10.3897/mycokeys.53.34560
- FRIES, E.M. 1821. *Systema mycologicum* 1: 1-520. Lundae.
- FRIES, E. 1830. *Ecologiae fungorum, praecique ex herbariis germanorum de scriptum ab Elia Fries. Linnaea* 5: 497-553.
- FRIES, E. 1836-1838. *Epicrisis systematis mycologici: seu synopsis Hymenomycetum. sumptibus auctoris, Upsaliae.*
- FRIES, E. 1851. *Novae symbolae mycologicae, in peregrinis terris a botanicis dancis collectae. Nova acta Regiae Societatis Scientiarum Upsaliensis Serie* 3: 17-136.
- FRIES, E. & NYMAN, C.M. 1837. *Adami Afzelii fungi guineenses: quos ad schedulas eet specimina inventoris, descriptos venia ampl. fac. phil. ups. Excudebant Regiae academia typographi, Upsaliae.*
- FRØSLEV, T.G., AANEN, D.K., LAESSØE, T. & ROSENDAHL, S. 2003. Phylogenetic relationships of *Termitomyces* and related taxa. *Mycol. Res.* 107: 1277-1286. doi: 10.1017/S0953756203008670.
- FURNEAUX, B.R. 2020. Fungal communities of West African ectomycorrhizal woodlands. PhD dissertation, Acta Universitatis Upsaliensis. Retrieved from <https://urn.kb.se/resolve?urn=urn:nbn:se:uu:diva-425732>.
- FURNEAUX, B.R., VELDMAN, S., RIGGI, L., BONI, S., SVANHOLM, A., RYBERG, M. & YOROU, N.S. 2020. Comparison of wild mushroom use by ethnic groups surrounding the Upper Ouémé Reserve Forest in Benin, West Africa. Retrieved from <https://urn.kb.se/resolve?urn=urn:nbn:se:uu:diva-425736>.
- GBESSO, F.H.G., TENTE, B.H.A., GOUWAKINNOU, G. & SINSIN, B.A. 2013. Influence des changements climatiques sur la distribution géographique de *Chrysophyllum albidum* G. Don (Sapotaceae) au Bénin. *Int. J. Brain Cognit. Sci.* 7(5): 2007-2018.
- GBIF 2023. GBIF Home Page. Available from: <https://www.gbif.org> (accessed November 2023).
- GBOLAGADE, J.S. 2006. Bacteria associated with compost used for cultivation of Nigerian edible mushrooms *Pleurotus tuber-regium* (Fr.) Singer, and *Lentinus squarrosulus* (Berk.). *Afr. J. Biotechnol.* 5: 338-342.

- GBOLAGADE, J.S. & FASIDI, I.O. 2005. Antimicrobial activities of some selected Nigerian mushrooms. *Afr. J. Biomed. Res.* 8: 83-87.
- GBOLAGADE, J.S., AJAYI, A., OKU, I. & WANKASI, D. 2006. Nutritive value of common wild edible mushrooms from Southern Nigeria. *Global J. Biotechnol. Biochem.* 1: 16-21.
- GE, Z.-W., JACOBS, A., VELLINGA, E.C., SYSOUPHANTHONG, P., VAN DER WALT, R., LAVORATO, C., AN, Y.-F. & YANG, Z.L. 2018. A multi-gene phylogeny of *Chlorophyllum* (Agaricaceae, Basidiomycota): new species, new combination and infrageneric classification. *Mycology* 32: 65-90. doi: 10.3897/mycokeys.32.23831.
- GEZAHGNE, A., COETZEE, M.P.A., WINGFIELD, B.D., WINGFIELD, M.J. & ROUX, J. 2004. Identification of the *Armillaria* root rot pathogen in Ethiopian plantations. *For. Path.* 34: 133-145.
- GILBERT, E.J. 1940-1941. Amanitaceae. *Iconogr. Mycol.* (Milan) 27, suppl. (1-3): i-xx, 1-427, 73 pl.
- GILLET, J. & PÂQUE, E. 1910. Plantes principales de la région de Kisanu, leur nom indigène, leur nom scientifique, leurs usages. *Ann. Mus. Congo, Sér. Bot.* 5(4): 1-120.
- GLOBAL FUNGAL RED LIST INITIATIVE ([https://redlist.info/iucn/species\\_list/](https://redlist.info/iucn/species_list/)) (accessed June 2023).
- GOFFINET, G. 1976. Ecologie édaphique des écosystèmes naturels du Haut-Shaba (Zaïre). Note III: Les peuplements en termites épigés au niveau des latosols. *Bull. Ecol.* 7: 335-352.
- GORTER, G.J.M.A. & EICKER, A. 1988. Gewone Afrikaanse en Engelse name vir die meer algemene Suid-Afrikaanse sampioene en andere makroswamme. *S. A. Tydsk. Natuur. & Tegn.* 7: 55-64.
- GUELLEY, K.A. 2006. Inventaire de quelques champignons comestibles du Plateau Akposso. Laboratoire de Botanique et Écologie Végétale, Univ. Lomé-Togo, 44 pp.
- GUISSOU, K.M.L., SANKARA, P. & GUINKO, S. 2005. *Phlebopus sudanicus* ou «la viande des Bobos», un champignon comestible dans le département de Satin au Burkina Faso. *Cryptogam. Mycol.* 26(3): 195-204.
- GUISSOU, K.M.L., LYKKE, A.M., SANKARA, P. & GUINKO, S. 2008. Declining wild mushroom recognition and usage in Burkina Faso. *Econ. Bot.* 62: 530-539. doi: 10.1007/s12231-008-9028-5.
- GUISSOU, K.M.L., SANON, E., SANKARA, P. & GUINKO, S. 2014. La mycothérapie au Burkina Faso : État des lieux et perspectives. *J. Appl. Biosc.* 79: 6896-6908.
- GUISSOU, K.M.L., YOROU, N.S., SANKARA, P. & GUINKO, S. 2015. Assessing the toxicity level of some useful mushrooms of Burkina Faso (West Africa). *J. Appl. Biosc.* 85: 7784-7793. doi: 10.4314/jab.v85i1.5.
- HAMA, O., BARAGÉ, M., IBRAHIM, D., ADAM, T. & SAADOU, M. 2008. Inventaire et caractérisation des macromycètes des rives du moyen Niger. *Ann. Univ. Abdou Moumouni* 9-A: 1-12.



- HAMA, O., BARAGÉ, M., MARAFA, D., ADAM, T. & SAADOU, M. 2009. Détermination de quelques constituants nutritionnels et anti-nutritionnels sur 6 espèces de macromycètes collectées sur les rives du moyen Niger. *Ann. Univ. Abdou Moumouni* 10-A: 45-52.
- HAMA, O., MAES, E., GUISSOU, M.-L., IBRAHIM, D., BARAGÉ, M., PARRA SÁNCHEZ, L.A., RASPÉ, O. & DE KESEL, A. 2010. *Agaricus subsaharianus*, une nouvelle espèce comestible et consommée au Niger, au Burkina Faso et en Tanzanie. *Cryptogam. Mycol.* 31: 221-234.
- HAMA, O., IBRAHIM, D., BARRAGE, M., ALHOU, B., DANIÉLS, P.P. & INFANTÉ, F. 2012. Utilisations de quelques espèces de macromycètes dans la pharmacopée traditionnelle au Niger occidental (Afrique de l'Ouest). *J. Appl. Biosc.* 57: 4159-4167.
- HAMA, O., DANIÉLS, P.P., BARAGÉ, M., IBRAHIM, D. & INFANTÉ, F. 2019. Diversité et connaissances ethnomycologiques des champignons supérieurs utiles au Sud-Ouest du Niger (Afrique de L'ouest). *Afrique Science* 15(1). (accessed 29/11/2023)).
- HAMA, O., IBRAHIM, D., BARRAGE, M. & INFANTÉ, F. 2020. Distribution de *Amanita subviscosa* Beeli, une espèce ectomycorhizienne mal connue dans le Parc National du W du Niger (Afrique de l'Ouest). *Eur. Sc. J.* 16(30): 172-186. doi: 10.19044/esj.2020.v16n30p172.
- HAO, T., GUILLERA-ARROITA, G., MAY, T.W., LAHOZ-MONFORT, J.J. & ELITH, J. 2020. Using species distribution models for fungi. *Fungal Biol. Rev.* 34(2): 74-88.
- HARIOT, P. & PATOUILLARD, N. 1909. Collections recueillies au Congo français par M.A. Chevalier. Les champignons de la région Chari-Tchad. *Bull. Mus. Hist. Nat. Paris* 1909: 84-91.
- HÄRKÖNEN, M., BUYCK, B., SAARIMÄKI, T. & MWASUMBI, L. 1993. Tanzanian mushrooms and their uses 1. *Russula. Karstenia* 33: 11-50. doi: 10.29203/ka.1993.297.
- HÄRKÖNEN, M., SAARIMÄKI, T. & MWASUMBI, L. 1995. Edible mushrooms of Tanzania. *Karstenia* 35: 1-92.
- HÄRKÖNEN, M., NIEMELÄ, T. & MWASUMBI, L. 2003. Tanzanian mushrooms - Edible, harmful and other fungi. *Norrinia* 10: 1-200.
- HÄRKÖNEN, M., NIEMELÄ, T., MBINDO, K., KOTIRANTA, H. & PEARCE, G. 2015. Zambian mushrooms and mycology. *Norrinia* 29: 1-208.
- HEIM, R. 1935. L'olatafa. *Arch. Mus. Nat. Hist. Nat.*, sér. 6, 12: 549-554.
- HEIM, R. 1936a. Aperçu sur les champignons toxiques et comestibles des colonies françaises. In CURASSON, G. *Pathol. Exot. Vétérin. Comp.* 3: 1-31.
- HEIM, R. 1936b. Observations sur la flore mycologique malgache. III. Trois bolets gigantesques d'Afrique et de Madagascar. *Rev. Mycol. (Paris)* 1: 1-18, pl. 1-4.
- HEIM, R. 1941. Études descriptives et expérimentales sur les agarics termitophiles d'Afrique tropicale. *Mém. Acad. Sc. Inst. France* 64: 1-74.
- HEIM, R. 1942a. Nouvelles études descriptives sur les agarics termitophiles d'Afrique tropicale. *Arch. Mus. Nat. Hist. Nat.*, série 6: 107-166.

- HEIM, R. 1942b. Les champignons des termitières. Nouveaux aspects d'un problème de biologie et de systématique générales. *Extr. Rev. Scient.* 3205: 69-86.
- HEIM, R. 1943. Remarques sur les formes primitives ou dégradées de lactario-russulés tropicaux. *Boissiera* 7: 266-280.
- HEIM, R. 1951. Les *Termitomyces* du Congo belge recueillis par Madame M. Goossens-Fontana. *Bull. J. Bot. État, Brux.* 21: 205. doi: 10.2307/3666672.
- HEIM, R. 1952. Les *Termitomyces* du Cameroun et du Congo français. *Mém. Soc. Helv. Sc. Nat.* 80: 1-41.
- HEIM, R. 1955a. Les lactaires d'Afrique intertropicale (Congo Belge et Afrique Noire Française). *Bull. J. Bot. État, Brux.* 25: 1-91. doi: 10.2307/3667100.
- HEIM, R. 1955b. *Lactarius*. *Fl. Icon. Champ. Congo* 4: 83-97, pl. 13-15.
- HEIM, R. 1958. *Termitomyces*. *Fl. Icon. Champ. Congo* 7: 139-151, pl. 23-25.
- HEIM, R. 1963a. La nomenclature mycologique des Lisongos. *Cahiers Maboké* 1: 77-85.
- HEIM, R. 1963b. Les *Termitomyces* de la République centrafricaine. *Cahiers Maboké* 1: 20-26.
- HEIM, R. 1963c. Signes imprévus de civilisation: les champignons des Lisongos. *Sciences & Enseign. Sci.* 26: 16-37.
- HEIM, R. 1963d. L'*Armillarielle elegans* Heim. *Rev. Mycol.* 28: 89-94.
- HEIM, R. 1967. Etudes de mycologie centrafricaine. 2. La grande coulemelle d'Afrique équatoriale. *Cahiers Maboké* 5: 63-66.
- HEIM, R. 1977. Termites et champignons: Les champignons termitophiles d'Afrique Noire et d'Asie méridionale. Faunes et flores actuelles. 20 pp., Boubée, Paris.
- HEIM, R. 1978. Les champignons toxiques et hallucinogènes (2ème ed.): 270 pp., 15 pl. Paris, Boubée.
- HEIM, R. & CAILLEUX, R. 1965. Culture industrielle d'une psalliote tropicale dans les régions chaudes. *Cahiers Maboké* 3: 109-113.
- HEIM, R. & PERREAU, J. 1964. Deux *Boletellus* nouveaux d'Afrique tropicale. *Cahiers Maboké* 2: 13-19.
- HEINEMANN, P. 1954. Notes sur les Boletineae africaines. *Bull. J. Bot. État, Brux.* 24: 113-120.
- HEINEMANN, P. 1956a. Champignons récoltés au Congo belge par Mme M. Goossens-Fontana 2. *Agaricus* Fries s.s. *Bull. J. Bot. État, Brux.* 26(1): 1-127.
- HEINEMANN, P. 1956b. *Agaricus* 1. *Fl. Icon. Champ. Congo* 5: 99-119, pl. 16-19.
- HEINEMANN, P. 1959. Cantharellineae. *Fl. Icon. Champ. Congo* 8: 153-165, pl. 26-28.
- HEINEMANN, P. 1968. Le genre *Chlorophyllum* Mass. (Leucocoprineae). Aperçu systématique et description des espèces congolaises. *Bull. J. Bot. Belg.* 38: 195-206.

- HEINEMANN, P. 1969. Le genre *Macrolepiota* Sing. (Leucocoprineae) au Congo-Kinshasa. *Bull. J. Bot. Nat. Belg.* 39: 201-226.
- HEINEMANN, P. 1970. *Macrolepiota*. *Fl. Icon. Champ. Congo* 17: 332-338, pl. 54-55.
- HEINEMANN, P. 1975. *Volvariella*. *Fl. Ill. Champ. Afr. Centr.* 4: 75-84, pl. 13-14.
- HEINEMANN, P. 1978. *Volvariella* (Pluteaceae). Compléments. *Fl. Ill. Champ. Afr. Centr.* 6: 119-120, pl. 19.
- HEINEMANN, P. & RAMMELOO, J. 1980. Gyrodontaceae p.p. (Boletineae). *Fl. Ill. Champ. Afr. Centr.* 7: 123-131, pl. 21-22.
- HEINEMANN, P. & RAMMELOO, J. 1982. Observations sur le genre *Phlebopus* (Boletineae). *Mycotaxon* 15: 384-404.
- HENKEL, T., AIME, M., CHIN, M., & ANDREW, C. 2004. Edible mushrooms from Guyana. *Mycologist* 18(3): 104-111. doi: 10.1017/S0269915X04003027.
- HENNINGS, P. 1893a. Fungi africani. *Bot. Jahrb. Syst., Pflanz. Pflanzengeog.* 14: 337-373.
- HENNINGS, P. 1893b. Fungi africani II. *Bot. Jahrb. Syst., Pflanz. Pflanzengeog.* 17: 1-42.
- HENNINGS, P. 1897. Fungi Camerunenses I. *Bot. Jahrb. Syst., Pflanz. Pflanzengeog.* 22: 72-111.
- HITOSHI, N. & TAKAO, O.N. 1995. Phylogenetic analysis of *Pleurotus* based on data from partial sequences of 18rDNA and ITS-1 regions. *Mushr. Sci.* 14: 161-168.
- HOLDEN, M. 1970. Notes on the agaric flora of Ghana. *J. West Afr. Sc. Assoc.* 15-16: 25-34.
- HOLLAND, J.H. 1922. The useful plants of Nigeria. Mushrooms. *Fungi. Bull. Miscell. Inf.* 9: 881.
- HOUDANON, R.D., TCHAN, I.K., LAOUROU, G.A., CODJIA, J.E.I., BADOU, S.A., AIGNON, L.H., BONI, S. & YOROU, N.S. 2019. Spatial structure of ectomycorrhizal trees in wooded savannas of Guineo-Soudanian ecozone in West Africa. *J. Trop. For. Sc.* 31(1): 1-11. doi: 10.26525/jtfs2019.31.1.001011.
- HOUNDONUGBO, A., WIDEDJI, J.B., KAKPO, S.B., KOURA, K. & GANGLO, J.C. 2019. Inventory of plant species through Benin (West Africa). ONG Rêve développement. Occurrence dataset. doi: 10.15468/kiwmh2 (accessed via GBIF.org on 2023-03-30).
- HSIEH, H.M., CHUNG, M.C., CHEN, P.Y. ET AL. 2017. A termite symbiotic mushroom maximizing sexual activity at growing tips of vegetative hyphae. *Bot. Stud.* 58: 39. doi: 10.1186/s40529-017-0191-9
- HUGHES, S.J. 1952. Fungi from the Gold Coast. I. *Mycol. Papers* 48: 1-91.
- HUGHES, S.J. 1953. Fungi from the Gold Coast. II. *Mycol. Papers* 50: 1-104.
- HYDE, K.D., XU, J., RAPIOR, S. ET AL. 2019. The amazing potential of fungi: 50 ways we can exploit fungi industrially. *Fung. Div.* 97: 1-136. doi: 10.1007/s13225-019-00430-9.

IBRAHIM,, D., HAMA O., DANIÉLS,, P.P., INOUSSA M., BARAGÉ, M., ADAM, T., ALCANTARA, M. & INFANTÉ, F. 2017. Diversité des champignons basidiomycètes à carpophores inféodés à certaines espèces de Caesalpiaceae du Parc National du W du Niger (Afrique de l'Ouest). *J. Appl. Biosc.* 116: 11566-11576. doi: 10.4314/jab.v116i1.5.

INATURALIST 2023. iNaturalist Research-grade Observations. iNaturalist.org. Occurrence dataset. doi: 10.15468/ab3s5x (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).

INDEX HERBARIORUM. <https://sweetgum.nybg.org/science/ih/> (accessed September 2023).

ISIKHUEMHEN, O.S. & OKHUOYA, J.A. 1995. A low cost technique for the cultivation of *Pleurotus tuberregium* (Fr.) Singer in developing tropical countries. *Mushr. Growers' Newslett.* 4(6): 2-4.

ISIKHUEMHEN, O.S. & OKHUOYA, J.A. 1996. Cultivation of *Pleurotus tuberregium* (Fr.) Singer for production of edible sclerotia on agricultural wastes. In: ROYSE, D.J. (ed.) *Mushroom biology and mushroom products*. Penn. State University, University Park: 429-436.

ISIKHUEMHEN, O.S., OKHUOYA, J.A., OGBOE, E.M. & AKPAJA, E. 1999. Effect of substrate supplementation with NPK fertilizer on sporophore yield in *Pleurotus tuberregium*. *Micol. neotrop. aplic.* 12: 9-21.

ISIKHUEMHEN, O.S., NERUD,, F. & VILGALYS R. 2000a. Cultivation studies on wild and selected hybrid strains of *Pleurotus tuberregium*. *World J. Microbiol. Technol.* 16: 431-435.

ISIKHUEMHEN, O.S., MONCALVO, J.-M., NERUD, F. & VILGALYS, R. 2000b. Mating compatibility and phylogeography in *Pleurotus tuberregium*. *Mycol. Res.* 104(6): 732-737.

ITURRIAGA, T. & PFISTER, D.H. 2006. A monograph of the genus *Cookeina* (Ascomycota, Pezizales, Sarcoscyphaceae). *Mycotaxon* 95: 137-180.

Ji, K.P., CAO, Y., ZHANG,, C.X., HE M.X., LIU,, J., WANG W.B. & WANG, Y. 2016. Cultivation of *Phlebopus portentosus* in southern China. *Mycol. Progress* 10(3): 293-300.

JIMÉNEZ-ZÁRATE, J., GARIBAY-ORIJEL. R., YAHIA, E.M., ESQUIVEL-NARANJO, E.U., ARELLANO-CARBAJAL, F. & LANDEROS, F. 2020. Primer registro de la comestibilidad de *Phillipsia domingensis* Berk. (Pezizales: Ascomycota): aspectos nutricionales y actividad biológica. *Scientia Fungorum* 50. e1254. doi: 10.33885/sf.2020.50.1254.

JUSTO, A., MINNIS, A.M., GHIGNONE, S. ET AL. 2011a. Species recognition in *Pluteus* and *Volvopluteus* (Pluteaceae, Agaricales): morphology, geography and phylogeny. *Mycol. Progress* 10: 453-479. doi: 10.1007/s11557-010-0716-z.

JUSTO, A., VIZZINI, A., MINNIS, A.M., MENOLLI JR., N., CAPELARI, M., RODRIGUEZ, O., MALYSHEVA, E., CONTU, M., GHIGNONE, S. & HIBBETT, D.S. 2011b. Phylogeny of the Pluteaceae (Agaricales, Basidiomycota). *Taxonomy and character evolution. Fung. Biol.* 115: 1-20.

KAMOU, H., NADJOMBE, P., GUELLY, A.K., YOROU, N.S., MABA, D.L. & AKPAGANA, K. 2015. Les champignons sauvages comestibles du Parc National Faza-

Malfakassa (PNFM) au Togo (Afrique de l'Ouest): diversité et connaissances ethnomycologiques. *Agron. Afr.* 27: 37-46.

KAMOU, H., GBOGBO, K.A., YOROU, N.S., NADJOMBE, P., ABALO-LOKO, A.G., VERBEKEN, A., DE KESEL, A., BATAWILA, K., AKPAGANA, K. & GUELLY, A.K. 2017a. Inventaire préliminaire des macromycètes du Parc National Fazao-Malfakassa du Togo, Afrique de l'Ouest. *Tropicultura* 35: 275-287.

KAMOU, H., NADJOMBE., GBOGBO, K.A., YOROU, N.S., BATAWILA, K., AKPAGANA, K. & GUELLY, A.K. 2017b. Les champignons ecto-mycorrhiziens consommés par les Bassar et les Kabyè, peuples riverains du Parc National Fazao-Malfakassa (PNFM) au Togo (Afrique de l'Ouest). *Rev. Mar. Sci. Agron. Vét.* 5(2): 154-162.

KANE, M. & COURTECUISSÉ, R. 2013. Liste préliminaire des Agaricomycotina (Basidiomycota, Fungi) du Sénégal. *Doc. Mycol.* 35: 29-45.

KANE, M., NOBA, K., MOREAU, P.-A. & COURTECUISSÉ, R. 2013. Note sur quelques espèces de macromycètes (Basidiomycota, Fungi) nouvelles pour la fonge du Sénégal. *Doc. Mycol.* 35: 3-28.

KARHULA, P., HÄRKÖNEN, M., SAARIMÄKI, T., VERBEKEN, A. & MWASUMBI L. 1998. Tanzanian mushrooms and their uses 6. *Lactarius. Karstenia* 38: 49-68.

KIYUKU, P., DIBALUKA, S. & DEGREEF, J. 2020. Cultiver des champignons dans la région des Grands Lacs africains – Guide pour vulgarisateurs et petits producteurs en milieu paysan. Meise, Jardin botanique: 56 pp. doi: 10.5281/zenodo.3941509.

KONÉ, N.A., KONÉ, D. & NICOT, P. 2010. State of knowledge of fungal diversity in Côte d'Ivoire. In: KONATE, S. & KAMPMANN, D. (eds) Atlas de la biodiversité de l'Afrique de l'Ouest, Tome III: Côte d'Ivoire. Goethe-Universität Frankfurt am Main, Frankfurt: 172-177.

KONÉ, N.A., KONATÉ, S. & LINSENMAYER, K.E. 2012a. Socio-economic importance of *Termitomyces* in Côte d'Ivoire. In: KONATÉ, S. & KAMPMANN, D. (eds). Biodiversity Atlas of West Africa, Tome III: 177-178.

KONÉ, N.A., KONÉ, D. & NICOT, P. 2012b. State of knowledge of fungal diversity in Côte d'Ivoire. In: KONATÉ, S. & KAMPMANN, D. (eds). Biodiversity Atlas of West Africa, Tome III: 172-177.

KONÉ N.A., YÉO K., KONATÉ, S. & LINSENMAYER, K.E. 2013. Socio-economical aspects of the exploitation of *Termitomyces* fruit bodies in central and southern Côte d'Ivoire: Raising awareness for their sustainable use. *J. Appl. Biosc.* 70: 5580-5590.

KONÉ, N.A., SORO, B., VANIÉ-LÉABO, L.P.L., KONATÉ, S., BAKAYOKO, A. & KONÉ, D. 2018. Diversity, phenology and distribution of *Termitomyces* species in Côte d'Ivoire. *Mycology* 9(4): 307-315. doi: 10.1080/21501203.2018.1500498.

KORNERUP, A. & WANSCHER, J.H. 1978. Methuen Handbook of Colour. London, Methuen & Co Ltd: 252 pp.

KOUMÉ, K.B., ANAUMA, K.C., MASSE, D., IBRAHIM, K. & NOGBOU, E.A. 2018. Caractérisation physicochimique de trois espèces de champignons sauvages comestibles couramment rencontrées dans la région du Haut-Sassandra (Côte d'Ivoire). *J. Appl. Biosc.* 121(1): 12110-12120.

KOUASSI, K.C. 2012. Taxinomie, écologie et ethnomycologie des champignons de Côte d'Ivoire: cas des macromycètes des forêts classées de Bouaflé, Bayota et Niégré. Thèse de de Doctorat, Université Félix Houphouët-Boigny, UFR biosciences, Abidjan, Côte d'Ivoire, 216 pp.

KOUASSI, K.C., N'TAKPE, K.M.B., DA, K.P. & TRAORE, D. 2007. Le genre *Chlorophyllum* Mass.: nouvelles espèces de Côte d'Ivoire. *Science et technique, Sciences et techniques appliquées* 1: 103-114.

KREISEL, H. 2001. Checklist of the gasteral and secotioid Basidiomycetes of Europe, Africa, and the Middle East. *Öster. Zeitsch. Pilzk.* 10: 213-313.

KUMAR, S. & STOHLGREN, T.J. 2009. Maxent modeling for predicting suitable habitat for threatened and endangered tree *Canacomyrica monticola* in New Caledonia. *J. Ecol. Nat. Environ.* 1(4): 94-98.

KUMLA, J., HOBBI, E.A., SUWANNARACH, N. & LUMYONG, S. 2016. The ectomycorrhizal status of a tropical black bolete, *Phlebopus portentosus*, assessed using mycorrhizal synthesis and isotopic analysis. *Mycorrhiza* 26(4): 333-343.

KWADJO, K.E., KODJO, A.T.T., BOLOU, B.I.E. & N'GORAN, K.S.B. 2023. Fungi occurrence data from seven west african countries. Centre National de Floristique. Occurrence dataset. doi: 10.15468/7azhpt (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).

LE GAL, M. 1953. Les Discomycètes de Madagascar. Prodrôme à une Flore mycologique de Madagascar et Dépendances 4. MNHN, Paris: 465 pp.

LE GAL, M. 1960. Discomycètes. *Fl. Icon. Champ. Congo* 9: 167-183, pl. 29-31.

LEATHER, R.I. 1959. Diseases of economic plants in Ghana other than cacao, Bulletin No.1. Ghana Ministry of Food and Agriculture, Accra, Ghana.

LEVIN, H., BRANCH, M., RAPPOPORT, S. & MITCHELL, D. 1985. A Field Guide to the Mushrooms of South Africa. Cape Town, C. Struik Ltd.

LING, Z.L., ZHOU, J.-L., PARRA, L.A., DE KESEL, A., CALLAC, P., CAO, B., HE, M.-Q. & ZHAO, R.-L. 2021. Four new species of *Agaricus* subgenus *Spissicaules* from China. *Mycologia* 113(2): 1-16. doi: 10.1080/00275514.2020.1852808

LOCKWOOD, T.F. 2007. Chasing the rain: My treasure hunt for the world's most beautiful mushrooms, 1st ed. Taylor F. Lockwood, Mendocino, Calif.

LOCQUIN, N. 1954. Une chanterelle comestible de la Côte d'Ivoire: *Hygrophoropsis mangentii* sp. nov. *J. Agr. Trop. Bot. Appl.* 1: 359-361.

LOWY, B. 1952. The genus *Auricularia*. *Mycologia* 44: 656-692.

LÜCKING, R., AIME, C., ROBBERTSE, B., MILLER, A.N., ARIYAWANSA, H.A. ET AL. 2020. Unambiguous identification of fungi: where do we stand and how accurate and precise is fungal DNA barcoding? *IMA Fungus* 11(4). doi: 10.1186/s43008-020-00033-z.

MABA, D.L., GUELLY, A.K., YOROU, N.S., DE KESEL, A., VERBEKEN, A. & AGERER, R. 2014a. The genus *Lactarius* s. str. (Basidiomycota, Russulales) in Togo (West Africa): phylogeny and a new species described. *IMA Fungus* 5: 39-49. doi: 10.5598/imafungus.2014.05.01.05.

- MABA, D.L., GUELLY, A.K., YOROU, N.S., VERBEKEN, A. & AGERER, R. 2014b. Two new *Lactifluus* species (Basidiomycota, Russulales) from Fazao Malfakassa National Park (Togo, West Africa). *Mycol. Progress* 13: 513-524. doi: 10.1007/s11557-013-0932-4.
- MABA, D.L., GUELLY, A.K., YOROU, N.S., VERBEKEN, A. & AGERER R. 2015a. Phylogenetic and microscopic studies in the genus *Lactifluus* (Basidiomycota, Russulales) in West Africa, including the description of four new species. *IMA Fungus* 6: 13-24. doi: 10.5598/imafungus.2015.06.01.02.
- MABA, D.L., GUELLY, A.K., YOROU, N.S. & AGERER, R. 2015b. Diversity of *Lactifluus* (Basidiomycota, Russulales) in West Africa: 5 new species described and some considerations regarding their distribution and ecology. *Mycosphere* 6: 737-759.
- MABOSSY-MOBOUNA, G., DE KESEL, A. & MALAISSE, F. 2021. Inventory of mushrooms eaten by the inhabitants of Brazzaville and data regarding their food value. *Geo-Eco-Trop* 45(2): 241-260.
- MAIZATUL-SURIZA, M., SUHANAH, J., MADIHAH, A.Z., IDRIS, A.S. & MOHIDIN, H. 2021. Phylogenetic and pathogenicity evaluation of the marasmioid fungus *Marasmius palmivorus* causing fruit bunch rot disease of oil palm. *Forest Path.* 51: e12660. doi: 10.1111/efp.12660.
- MALAISSÉ, F. 1997. Se nourrir en forêt claire africaine. Approche écologique et nutritionnelle. Gembloux, Les presses agronomiques & Wageningen, CTA: 384 pp.
- MALAISSÉ, F. 2010. How to live and survive in Zambezian Open Forest (Miombo Ecoregion). Gembloux, Presses agronomiques: 422 pp.
- MALAISSÉ, F., DE KESEL, A., N'GASSE, G. & LOGNAY, G. 2008. Diversité des champignons consommés par les pygmées Bofi de la Lobaye en République Centrafricaine. *Geo-Eco-Trop* 28: 1-11.
- MANVELL, A. 2020. Ethnomycological Notes from Liberia. <http://www.adammanvell.info/sites/default/files/pdfs/Manvell%20%282020%29%20Ethnomycological%20Notes%20from%20Liberia%20Ver%201.0.pdf>
- MASSEE, G.E. 1901. Fungi exotici, III. *Bull. Miscell. Inf.* 1901: 150-169. doi: 10.2307/4114928.
- MASSEE, G.E. 1908. Fungi exotici, VIII. *Bull. Miscell. Inf.* 1908: 216-219.
- MEISE BOTANIC GARDEN 2023. Meise Botanic Garden Herbarium (BR). Version 1.28. Occurrence dataset. doi: 10.15468/wrthhx (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).
- MIGHELL, K.S., HENKEL, T.W., KOCH, R.A., CHIN, M.L., BRANN, M.A. & AIME, C.M. 2020. *Amanita* in the Guineo-Congolian rainforest: Epitypes and new species from the Dja Biosphere Reserve, Cameroon. *Mycologia*: 168-190. doi: 10.1080/00275514.2020.1816386.
- MILENGE, K.H. & DE KESEL, A. 2020. Wild edible ectomycorrhizal fungi: an underutilized food resource from the rainforests of Tshopo province (Democratic Republic of the Congo). *J. Ethnobiol. Ethnomed.* 16: 8. doi: 10.1186/s13002-020-0357-5.

- MILENGE, K.H., NSHIMBA, S.M.H., MASUMBUKO, N.C., DEGREEF, J. & DE KESEL, A. 2018. Uses and importance of wild fungi: traditional knowledge from the Tshopo province in the Democratic Republic of the Congo. *J. Ethnobiol. Ethnomed.* 14: 13. doi: 10.1186/s13002-017-0203-6.
- MILENGE, K.H., SEYA, W.M.H.N., MASUMBUKO, N.C., NABAHUNGU, L.N., DEGREEF, J. & DE KESEL, A. 2019. Host plants and edaphic factors influence the distribution and diversity of ectomycorrhizal fungal fruiting bodies within rainforests from Tshopo, Democratic Republic of the Congo. *Afr. J. Ecol.* 57(1): 1-13. doi: 10.1111/aje.12595.
- MITIOUCHKINA, T., MISHIN, A.S., SOMERMEYER, L.G., MARKINA, N.M. *ET AL.* 2020. Plants with genetically encoded autoluminescence. *Nat. Biotechnol.* 38(8): 944-946. doi: 10.1038/s41587-020-0500-9. Epub 2020 Apr 27. Erratum in: *Nat. Biotechnol.* 2020 Jun 4; PMID: 32341562; PMCID: PMC7610436.
- MOHAMMED, C. & GUILLAUMIN, J.J. 1994. *Armillaria* in tropical Africa. In: ISAAC, S., FRANKLAND, J.C. & WATLING, R. (eds). *Aspects of Tropical Mycology*. Cambridge, Cambridge Univ. Press: 207-217.
- MORRIS, B. 1984. Macrofungi of Malawi: some ethnobotanical notes. *Bull. Brit. Mycol. Soc.* 18: 48-57.
- MORRIS, B. 1987. Common mushrooms of Malawi. Oslo, Fungiflora: 10 pp.
- MORRIS, B. 1990. An annotated check-list of the macrofungi of Malawi. *Kirkia* 13: 323-364.
- MOSSEBO, D.C., AMOUGOU, A. & ATANGANA, R.E. 2002. Contribution à l'étude du genre *Termitomyces* (Basidiomycètes) au Cameroun: écologie et systématique. *Bull. Soc. Mycol. France* 118: 195-249.
- MOSSEBO, D.C., NJOUNKOU, A.L., PIATEK, M., KENGNI AYISSI, B. & DJAMNDO, D.M. 2009. *Termitomyces striatus* f. *pileatus* f. nov. and f. *brunneus* f. nov. from Cameroon with a key to Central African species. *Mycotaxon* 107: 315-329.
- MOSSEBO, D.C., ESSOUMAN, E.P.F., MACHOUART, M.C. & GUEIDAN, C. 2017. Phylogenetic relationships, taxonomic revision and new taxa of *Termitomyces* (Lyophyllaceae, Basidiomycota) inferred from combined nLSU- and mtSSU-rDNA sequences. *Phytotaxa* 321: 71-102. doi: 10.11646/phytotaxa.321.1.3.
- MUJINYA, B.B., ADAM, M., MEES, F., BOGAERT J., VRANKEN I., ERENS, H., BAERT, G., NGONGO, M. & VAN RANST E. 2014. Spatial patterns and morphology of termite (*Macrotermes falciger*) mounds in the Upper Katanga, D.R. Congo. *Catena* 114: 97-106.
- MUKIIBI, J. 1973. The nutritional value of some Uganda mushrooms. *Acta Hort.* 33: 171-175.
- MUSIBONO, E.E., HABARI, M.H. & PAULUS, J.J. 1991. Essai de culture mycélienne de quelques champignons comestibles zaïrois sur milieu semi-synthétique. *Tropicultura* 9: 138-139.



- MWINYI, W.Y., MILENGE, K.H & NSHIMBA, S.W.M.H. 2022. Spawn production and cultivation of two local edible fungal species in Kisangani (DRC) (case of *Pleurotus tuber-regium* and *Lentinus squarrosulus*). *J. Microbiol. Exp.* 10(1): 45-48. doi: 10.15406/jmen.2022.10.00351.
- NDOLO EBIKA, N.S., CODJIA, J.E.I., YOUROU, N.S. & ATTIBAYEBA, A. 2018. Les champignons sauvages comestibles et connaissances endogènes des peuples autochtones Mbènzèlè et Ngombe de la République du Congo. *J. Appl. Biosci.* 126: 12675-12685. doi: 10.4314/jab.v126i1.5.
- N'DOUBA A.P., AKRE, D.S.T., KOFFI, N.B.C., BANZA K.M.-F., DOUIRA, A. & AYOLIE, K. 2022. Status of therapeutic macromycetes in traditional medicine in Daloa (Centre-West, Côte d'Ivoire). *GSC Biol. Pharm. Sc.* 21(1): 60-66. doi: 10.30574/gscbps.2022.21.1.0376.
- NICHOLSON, R.A. 2000. Mushroom from the forests of South East Nigeria. *Niger. Field* 65: 169-191.
- NIEMELÄ, T., HÄRKÖNEN, M. & PEARCE, G. 2021. Larger Fungi in eastern tropical Africa - A field guide. *Norrinia* 36: 1-336.
- NIKUZE, N., NZIGIDAHERA, B. & DEGREEF, J. 2020. Analyse socio-économique de la filière des champignons sauvages comestibles des forêts claires de Rumonge (sud-ouest du Burundi). *Tropicultura* 38(2): 1511. doi: 10.25518/2295-8010.1511.
- NJOUONKOU, A.L. 2011. Taxonomie, systématique et étude phylogénétique des genres *Lentinus* Fr. et *Pleurotus* (Fr.) Kramer au Cameroun basée sur la morphologie et les séquences des régions ITS de l'ADNr et identification des enzymes extracellulaires oxydases de quelques champignons lignivores. Thèse de Doctorat/Phd. Université de Yaoundé I. 198 pp.
- NJOUONKOU, A.L., DE CROP, E., MBENMOUN, A.M., KINGE, T.R., BIYÉ, E.H. & VERBEKEN, A. 2016. Diversity of edible and medicinal mushrooms used in the Noun Division of the West Region of Cameroon. *Int. J. Med. Mushr.* 18(5): 387-396.
- NJOUONKOU, A.L., NCHARE, P.I., SUH, C. & TSOPMBENG, G.N. 2020. Cultivation of *Lentinus squarrosulus* Mont. and *Lentinus sajor-caju* Fr. on agroforestry wastes under field conditions. *Int. J. Agric Sc. Veter. Med.* 8(2): 20-25.
- NOBRÉ, T., KONÉ, N.A., KONATÉ, S., LINSEMAIR, K.E. & AANEN, D.K. 2011. On the origin and co-diversification of fungus-growing termites and their fungal symbionts. *Mol. Ecol.* 20(12): 2619-2627.
- NZIGIDAHERA, B. 2007. Ressources biologiques sauvages du Burundi. Etat des connaissances traditionnelles. Bujumbura, INECN-CHM. 115 pp.
- OEI, P. 1993. La culture des champignons. Techniques, espèces et possibilités d'application commerciales dans les pays en développement. GRET, Paris & TOOL, Amsterdam. 319 pp.
- OEI, P. 1996. Mushrooms cultivation. With special emphasis on appropriate techniques for developing countries. Tool Publications Leiden, The Netherlands. 274 pp.

- OEI, P. & NIEUWENHUIJZEN, B.V. 2005. Small-scale Mushroom Cultivation: Oyster, Shiitake and Wood Ear Mushrooms. Agromisa Foundation & CTA, Wageningen.
- OGUNDANA, S.K. 1979. Nigeria and the mushrooms. *Mushr. Sc.* 10: 537-545.
- OGUNDANA, S.K. & FAGADE, O.E. 1982. Nutritive value of some Nigerian edible mushrooms. *Food Chem.* 8: 263-268. doi: 10.1016/0308-8146(82)90028-0.
- OKHUOYA, J.A. & AKPAJA, E.O. 2005. Mycomedicine and Ethnomycology: The Nigerian Experience. *Int. J. Medic. Mushr.* 7(3): 439-440.
- OKHUOYA, J.A., ISIKHUEMHEN, O.S. & EVUE, G.A. 1998. *Pleurotus tuberregium* (Fr.) Sing.: sclerotia and sporophore yield during cultivation on sawdust of different woody plants. *Int. J. Mushr. Sci.* 2(2): 41-46.
- OKHUOYA, J.A., AKPAJA, E.O., OSEMWEGIE, O.O., OGHENEKARO, A.O. & IHAYERE, C.A. 2010. Nigerian mushrooms: underutilized non-wood forest resources. *J. App. Sc. Envir. Manag.* 14: 43-54.
- OLIVEIRA, J.J.S., VARGAS-ISLA, R., CABRAL, T.S., RODRIGUES, D.P. & ISHIKAWA, N.K. 2019. Progress on the phylogeny of the Omphalotaceae: *Gymnopus* s. str., *Marasmiellus* s. str., *Paragymnopus* gen. nov. and *Pusillomyces* gen. nov. *Mycol. Progress* 18: 713-739. doi: 10.1007/s11557-019-01483-5.
- OLOU, B.A., YOROU, N.S., STRIEGEL, M., BÄSSLER, C. & KRAH, F.-S. 2019a. Effects of macroclimate and resource on the diversity of tropical wood-inhabiting fungi. *Forest Ecol. Manag.* 436: 79-87. doi: 10.1016/j.foreco.2019.01.016.
- OLOU, B.A., ORDYNETS, A. & LANGER, E. 2019b. First new species of *Fulvifomes* (Hymenochaetales, Basidiomycota) from tropical Africa. *Mycol. Progr.* 18: 1383-1393. doi: 10.1007/s11557-019-01536-9.
- OLOU, B.A., YOROU, N.S. & LANGER, E. 2021. New species and a new record of *Phylloporia* from Benin. *Scientific Reports* 11: 1–15.
- OLOU, B.A., LANGER, E., RYVARDEN, L., KRAH, F.-S., HOUNWANOU, G.B., PIEPENBRING, M. & YOROU, N.S. 2023. New records and barcode sequence data of wood-inhabiting polypores in Benin with notes on their phylogenetic placements and distribution. *Fungal Syst. Evol.* 11: 11-42. doi: 10.3114/fuse.2023.11.02.
- ONGUENE, N.A. 2000. Diversity and dynamics of mycorrhizal associations in tropical rain forests with different disturbance regimes in South Cameroun. *Tropenbos Cameroon, Ser. 3*: 167 pp.
- ÖRSTADIUS, L., RYBERG, M. & LARSSON, E. 2015. Molecular phylogenetics and taxonomy in Psathyrellaceae (Agaricales) with focus on psathyrelloid species: introduction of three new genera and 18 new species. *Mycol. Progress* 14: 25. doi: 10.1007/s11557-015-1047-x.
- OSAGUALEKHOR, D.O. & OKHUOYA, J.A. 2005. Sociocultural and ethnomycological uses of mushrooms among the Esan people of Nigeria. *Int. J. Med. Mushr.* 7: 442-445.
- OSEMWEGIE, O.O. & OKHUOYA, J.A. 2009. Diversity of macrofungi in oil palm agroforests of Edo State, Nigeria. *J. Biol. Sc.* 9: 584-593. doi: 10.3923/jbs.2009.584.593.

- OSEMWEGIE, O.O. & OKHUOYA, J.A. 2011. Diversity and abundance of macrofungi in rubber agroforests in southwestern Nigeria. *Nordic J. Bot.* 29: 119-128. doi: 10.1111/j.1756-1051.2010.00717.x.
- OSEMWEGIE, O.O., ISIKHUEMHEN, O.S., ONYOLU, O.J. & OKHUOYA, J.A. 2002. Cultivation of a selected sporophore-only-producing strain of edible and medicinal mushroom, *Pleurotus tuberregium* (Fr.) Singer (Agaricomycetidae) on waste paper and plantain peelings. *Int. J. Med. Mushr.* 4: 343-348.
- OSEMWEGIE, O.O., ERIYAMREMU, G.E. & ABDULMALIK, J. 2006. A survey of macrofungi in Edo/Delta region of Nigeria, their morphology and uses. *Global J. Pure Appl Sc.* 12: 149-157.
- OSEMWEGIE, O.O., OGHENEKARO, A.O., IHAYERE, C.A. & SULE, E. 2010a. Folk uses of mushrooms by the Akoko-Edo people in Nigeria. *Asian J. Microbiol. Biotechnol. Env. Sc.* 12: 709-714.
- OSEMWEGIE, O.O., OKHUOYA, J.A., OGHENEKARO, A.O. & EVUEH, G.A. 2010b. Macrofungi community in rubber plantations and a forest of Edo State, Nigeria. *J. Appl. Sc.* 10: 391-398.
- OSEMWEGIE, O.O., JOHN, O.A. & THEOPHILUS, D.A. 2014. Ethnomycological conspectus of West African mushrooms: an awareness document. *Adv. Microbiol.* 4: 39-54. doi: 10.4236/aim.2014.41008.
- Oso, B.A. 1975. Mushrooms and the Yoruba people of Nigeria. *Mycologia* 67: 311-319.
- Oso, B.A. 1977a. Mushrooms in Yoruba mythology and medicinal practices. *Econ. Bot.* 31: 367-371. doi: 10.1007/BF02866888.
- Oso, B.A. 1977b. *Pleurotus tuber-regium* from Nigeria. *Mycologia* 69: 271-279. doi: 10.2307/3758652.
- OYETAYO, O.V. 2011. Medicinal uses of mushrooms in Nigeria: Towards full and sustainable exploitation. *Afr. J. Trad. Compl. Altern. Med.* 8: 267-274.
- PACIONI, G. & SHARP, C. 2000. *Mackintoshia*, a new sequestrate Basidiomycete genus from Zimbabwe. *Mycotaxon* 75: 225-228.
- PALISOT DE BEAUVOIS, A.M.F.J. 1804. Flore d'Oware et de Bénin, en Afrique, Vol. I: 1-100. Fain Jeune, Paris.
- PALOI, S., KUMLA, J., PALOI, B.P., SRINUANPAN, S., HOIJANG S. ET AL. 2023. Termite Mushrooms (*Termitomyces*), a potential source of nutrients and bioactive compounds exhibiting human health benefits: a review. *J. Fungi* 9: 112. doi: 10.3390/jof9010112.
- PARENT, G. & SKELTON, G.S. 1977. *Termitomyces microcarpus*, champignon comestible et source d'une enzyme protéolytique. *Nat. Belg.* 58: 33-37.
- PARENT, G. & THOEN, D. 1977. Food value of edible mushrooms from Upper Shaba region. *Econ. Bot.* 31: 436-445.

- PARENT, G. & THOEN, D. 1979. Considérations sur la teneur en protéines et en acides gras de quelques espèces de champignons comestibles du Shaba (Zaïre). *Mushr. Sci.* 10: 689-694.
- PÄRTEL, K. 2023. Estonian University of Life Sciences Institute of Agricultural and Environmental Sciences Mycological Herbarium. Estonian University of Life Sciences. Occurrence dataset. doi: 10.15468/sztngd (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).
- PATOUILLARD, N. 1907. Quelques champignons de l'Afrique occidentale. *Bull. Soc. Mycol. France* 23: 80-85.
- PATOUILLARD, M.N. 1916. Une Lépiote africaine des nids de termites (*Lepiota Le Testui*). *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 32: 59-62.
- PATOUILLARD, N. & HARIOT, P. 1900. Enumération des champignons récoltés par M.A. Chevalier au Sénégal et dans le Soudan occidental. In: MOROT, L.M. (ed) *Journal de botanique*: 234-246. Bureau de journaux, Paris.
- PEERALLY, M.A. 1979. *Tricholoma spectabilis* Peerally & Sutra, an excellent giant edible mushroom from Mauritius. *Mushr. Sci.* 10(1): 817-828.
- PEERALLY, M.A. & SUTRA, G. 1972. Les champignons supérieurs de l'île Maurice. *Rev. Agr. Sucr. Ile Maurice* 51: 118-123.
- PEGLER, D.N. 1966. Tropical African Agaricales. *Persoonia* 4: 73-124.
- PEGLER, D.N. 1968. Studies on African Agaricales I. *Kew Bull.* 21: 499-533.
- PEGLER, D.N. 1969. Studies on African Agaricales II. *Kew Bull.* 21: 219-249.
- PEGLER, D.N. 1971. *Lentinus* Fr. and related genera from Congo-Kinshasa (Fungi). *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 41: 273-281.
- PEGLER, D.N. 1972. Lentineae (Polyporaceae), Schizophyllaceae et espèces lentinoïdes et pleurotoïdes des Tricholomataceae. *Fl. III. Champ. Afr. Centr.* 1: 5-26, pl. 1-6.
- PEGLER, D.N. 1977. A preliminary agaric Flora of East Africa. *Kew Bull. Add. Series* 6. HMSO, London.
- PEGLER, D.N. 1983. The genus *Lentinus*: A world monograph. *Kew Bull. Add. Series* 10. Royal Botanic Gardens Kew, Norwich.
- PEGLER, D.N. & RAYNER, R.W. 1969. A contribution to the agaric flora of Kenya. *Kew Bull.* 23: 347-412. doi: 10.2307/4117177.
- PEGLER, D.N. & PIEARCE, G.D. 1980. The edible mushrooms of Zambia. *Kew Bull.* 35: 475-491.
- PEGLER, D.N. & VANHAECKE, M. 1994. *Termitomyces* of Southeast Asia. *Kew Bull.* 49(4): 717-736.
- PEGLER, D.N., LODGE, D.J. & NAKASONE, K.K. 1998. The pantropical genus *Macrocybe* gen. nov. *Mycologia* 90(3): 494-504. doi: 10.2307/3761408.
- PENNEY, D. 1981. An introduction to Zambia's wild edible mushrooms and how to use them. Zambia, Forest Dept.: 28 pp.

- PENNEY, D. 2009. Field guide to wildlife of the Gambia: an introduction to common flower & animals. Siri Scientific Press, Mancheste .
- PENNEY, D. 2012. Field guide to wildlife of the Gambia: an introduction to common flower & animals. 786 colour photographs, 2nd edition. Siri Scientific Press, Manchester.
- PÉREZ-MORENO, J., GUERIN-LAGUETTE, A., RINALDI, A.C., YU, F., VERBEKEN, A., HERNÁNDEZ-SANTIAGO, F. & MARTÍNEZ-REYES M. 2021. Edible mycorrhizal fungi of the world: what is their role in forest sustainability, food security, biocultural conservation and climate change? *Plants, People, Planet*:1-20. doi: 10.1002/ppp3.10199.
- PÉREZ-SIERRA, A., GUILLAUMIN, J.J., SPOONER, B. & BRIDGE, P.D. 2004. Characterization of *Armillaria heimii* from Africa. *Plant Pathol.* 53: 220-230.
- PETERSEN, R.H. & HUGHES, K.W. 2021. *Collybiopsis* and its type species, *Co. ramealis*. *Mycotaxon* 136(2): 263-349. doi: 10.5248/136.263.
- PIEARCE, G.D. 1987. The genus *Termitomyces* in Zambia. *Mycologist* 1(3): 111-116. doi: 10.1016/S0269-915X(87)80080-0.
- PIENING, L.J. 1962. A checklist of fungi recorded from Ghana. *Ghana Min. Agric. Bull.* 2: 130 pp.
- PIEPENBRING, M., MACIÁ-VICENTE, J.G., CODJIA, J.E.I., GLATTHORN, C., KIRK, P., MESWAET, Y., MINTER, D., OLOU, BA, RESCHKE, K., SCHMIDT, M. & YOROU, N.S. 2020. Mapping mycological ignorance: checklists and diversity patterns of fungi known for West Africa. *IMA Fungus* 11(13). doi: 10.1186/s43008-020-00034-y.
- PILZ, D., NORVELL, L., DANELL, E. & MOLINA, R. 2003. Ecology and management of commercially harvested chanterelle mushrooms. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-576. Portland, OR: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Pacific Northwest Research Station: 83 pp. doi: 10.2737/PNW-GTR-576.
- PITTA, B.M.S., YIAN, G.C. & TIÉBRÉ, M.S. 2020a. Chapitre 16. Champignons sauvages comestibles et savoirs traditionnels du Sud-Ouest de la Côte d'Ivoire: 251-271. In: PROFIZI, J.P. *et al.* (eds) Biodiversité des écosystèmes intertropicaux. <http://books.openedition.org/irdeditions/41384>.
- PITTA, B.M.S., YIAN, G.C., ADJESSI, A.B.J.P.E. & TIÉBRÉ, M.S. 2020b. Développement de la culture des champignons sauvages comestibles en Côte d'Ivoire: production des semences et tests de croissance des carpophores sur quatre substrats organiques. *IOSR J. Agr. Veter. Sc.* 13(3): 8-14. doi: 10.9790/2380-1303020814.
- PLUTOF 2023. Global soil organisms. Occurrence dataset. doi: 10.15468/fdpeaw (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).
- RAMIREZ, J., WATSON, K., McMILLIN, L., GJIELI, E. & SESSA, E. 2023. The New York Botanical Garden Herbarium (NY). Version 1.60. The New York Botanical Garden. Occurrence dataset. doi: 10.15468/6e8nje (accessed via GBIF.org on 2023-03-30).
- RAMMELOO, J. & WALLEYN, R. 1993. The edible fungi of Africa south of the Sahara: a literature survey. *Scripta Bot. Belg.* 5: 1-62.

- REDEUILH, G. 2002. Introduction au vocabulaire nomenclatural. *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 118(4): 299-326.
- RIVIERE, T., DIÉDHIU, A.G., DIABATÉ, M., SENTHILARASU, G., NATARAJAN, K., VERBEKEN, A., BUYCK, B., DREYFUS, B., BÉNA, G. & BÂ, A.M. 2007. Genetic diversity of ectomycorrhizal Basidiomycetes from African and Indian tropical rain forests. *Mycorrhiza* 17: 415-428. doi: 10.1007/s00572-007-0117-6.
- ROBERTS, P. 2001. Heterobasidiomycetes from Korup National Park, Cameroon. *Kew Bull.* 56: 163-187.
- ROGER, L. 1951. Phytopathologie des pays chauds. Tome I. Encyclopédie Mycologique, XVII, Paris.
- ROULON-DOKO, P. 1998. Chasse, cueillette et cultures chez les Gbaya de Centrafrique. Paris, L'Harmattan: 540 pp.
- RYVARDEN, L. 1991. Genera of polypores, nomenclature and taxonomy. *Synopsis Fungorum* 5: 1-363.
- RYVARDEN, L., PIEARCE, G.D & MASUKA, A.J. 1994. An introduction to the larger fungi of South Central Africa. Harare, Baobab Books: 200 pp.
- SANON, K.B., BÂ, A.M. & DEXHEIMER, J. 1997. Mycorrhizal status of some fungi fruiting beneath indigenous trees in Burkina Faso. *Forest Ecol. Manag.* 98: 61-69. doi: 10.1016/S0378-1127(97)00089-3.
- SANON, E., GUISSOU, K.M.L., YOROU, N.S. & BUYCK, B. 2014. Le genre *Russula* au Burkina Faso (Afrique de l'Ouest): quelques espèces nouvelles de couleur brunâtre. *Cryptogam. Mycol.* 35: 377-397. doi: 10.7872/crym.v35.iss4.2014.377.
- SATO, H., MORIMOTO, S. & HATTORI, T. 2012. A thirty-year survey reveals that ecosystem function of fungi predicts phenology of mushroom fruiting. *PLOSOne* 7(11): e49777. doi: 10.1371/journal.pone.0049777.
- SAVIUC, P. & DANIEL, V. 2006. New syndromes in mushroom poisoning. *Toxicol. Rev.* 25(3): 199-209.
- SEKONGO, G.K., MALAN, D.F., KONÉ, N.A., SORO, B. & KOUGBO, M.D. 2022. Diversité et abondance des Macromycètes (champignons supérieurs) d'une forêt psammohygrophile: cas du Parc national du Banco, sud de la Côte d'Ivoire. *Afrique Sc.* 21(4): 120-137.
- SHARP, C. 2011. A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe. Volume 1: some common species. Harare, Bulawayo: 102 pp.
- SHARP, C. 2014. A pocket guide to mushrooms in Zimbabwe. Volume 2: some common species. Harare, Bulawayo: 102 pp.
- SILESHI, G.W., TIBUHWA, D.D. & MLAMBO, A. 2023. Underutilized wild edible fungi and their undervalued ecosystem services in Africa. *CABI Agric. Biosc.* 4: 3. doi: 10.1186/s43170-023-00145-7.
- SINGER, R. 1944. New genera of fungi. *Mycologia* 36: 358-368. doi: 10.2307/3754752.

- SINGER, R. 1945. The Boletineae of Florida with notes on extralimital species II: The Boletaceae (Gyroporoideae). *Farlowia* 2: 223-303.
- SINGER, R. 1948. New and interesting species of Basidiomycetes II. *Papers of the Michigan Acad Sc. Arts Lett.* 32: 103-150.
- SINGER, R. 1961. Type studies on Agarics. 4. *Sydowia* 15: 133-158.
- SINGER, R. 1964. *Marasmius* congolais recueillis par mme Goossens-Fontana et d'autres collecteurs belges. *Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 34: 317-388.
- SINGER, R. 1965. *Marasmius*. *Fl. Icon. Champ. Congo* 14: 253-278, pl. 44-46.
- SMITH, M.E., AMSES, K., ELLIOTT, T., AIME, M.C. & HENKEL, T.W. 2015. New sequestrate fungi from Guyana: *Jimtrappea guyanensis* gen. sp. nov., *Castellanea pakaraimophila* gen. sp. nov., and *Costatisporus cyanescens* gen. sp. nov (Boletaceae, Boletales). *IMA Fungus* 6: 263-283.
- SORO, B., KONÉ, N.A., VANIÉ-LÉABO, L.P.L., KONATÉ, S., BAKAYOKO, A. & KONÉ, D. 2019. Phytogeographical and sociolinguistical patterns of the diversity, distribution, and uses of wild mushrooms in Côte d'Ivoire, West Africa. *J. Ethnobiol. Ethnomed.* 15(5): 1-12. doi: 10.1186/s13002-019-0284-5.
- SOTOME, K., AKAGI, Y., LEE, S.S., ISHIKAWA, N.K. & HATTORI, T. 2013. Taxonomic study of *Favolus* and *Neofavolus* gen. nov. segregated from *Polyporus* (Basidiomycota, Polyporales). *Fung. Div.* 58: 245-266.
- STUBBE, D., VERBEKEN, A. & WANG, X.-H. 2012. New combinations in *Lactifluus*. 2. *L.* subgenus *Gerardii*. *Mycotaxon* 119: 483-485.
- SYSOUPHANTHONG, P., HYDE, K.D., CHUKEATIROTE, E. & VELLINGA, E.C. 2011. A review of genus *Lepiota* and its distribution in Asia. *Current Res. Environ. Appl. Mycol.* 1(2): 161-176. doi: 10.5943/cream/1/2/3.
- TEDERSOO, L., BAHRAM, M., PÖLME, S., KÖLJALG, U., YOROU, N.S. ET AL. 2014. Global diversity and geography of soil fungi. *Science* 346. doi: 10.1126/science.1256688.
- THAWTHONG, A., KARUNARATHNA, S.C., THONGKLANG, E., CHUKEATIROTE, E., KAKUMYAN, P. ET AL. 2014. Discovering and domesticating wild tropical cultivatable mushrooms. *Chiang Mai J. Sc.* 41(4): 731-764.
- THIERS, B. 2023, continuously updated. Index Herbariorum: a global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/ih/>
- THOEN, D. & BÂ, A.M. 1989. Ectomycorrhizas and putative ectomycorrhizal fungi of *Azelia africana* Sm. and *Uapaca guineensis* Mull. Arg. in southern Senegal. *New Phytol.* 113: 549-559.
- THOEN, D. & DUCOUSO, M. 1989. Champignons et ectomycorrhizes du Fouta Djallon. *Bois Forêts Trop.* 221: 45-63.
- THOEN, D., PARENT, G. & LUKUNGU, T. 1973. L'usage des champignons dans le Haut-Shaba (République du Zaïre). *Bull. Trim. Centr. Etudes Probl. Soc. Econ.* 100-101: 69-85.

- THORN, R.G., MONCALVO, J.-M., REDDY, C.A. & VILGALYS, R. 2000. Phylogenetic analyses and the distribution of nematophagy support a monophyletic Pleurotaceae within the polyphyletic pleurotoid-lentinoid fungi. *Mycologia* 92(2): 241-252.
- TIBUHWA, D.D., SAVIAE, S., TIBELL, L. & KIVAIISI, A.K. 2012. *Afrocantharellus* gen. stat. nov. is part of a rich diversity of African Cantharellaceae. *IMA Fungus* 3: 25-38. doi: 10.5598/imafungus.2012.03.01.04.
- TIÉBRÉ, M.S. 2001. Ethnomycologie dans la région de Sikensi en Côte d'Ivoire. Mémoire de DEA, Faculté Universitaire des Sciences Agronomiques de Gembloux, Belgique: 108 pp.
- TULLOSS, R.E. & YANG, Z.L. 2021. Studies in the Amanitaceae. <http://www.amanitaceae.org> (accessed 2023-05-30)
- TULLOSS, R.E., RODRÍGUEZ CAYCEDO, C., HUGHES, K.W., GEML, J., KUDZMA, L.V., WOLFE, B.E. & ARORA, D. 2015. Nomenclatural changes in *Amanita* II. *Amanitaceae* 1(2): 1-6.
- TURNBULL, E. & WATLING, R. 1999. Some records of *Termitomyces* from old world rainforests. *Kew Bull.* 54: 731-738.
- TURNER, P.D. 1971. Micro-organisms associated with oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.). *Phytopath. Papers* 14: 1-58.
- UM HERBARIUM DATA GROUP, IPT ADMIN L 2023. University of Michigan Herbarium. Version 1.43. Occurrence dataset. doi: 10.15468/nl8bvi (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).
- VAN DER WESTHUIZEN, G.C.A. & EICKER, A. 1990. Species of *Termitomyces* occurring in South Africa. *Mycol. Res.* 94: 923-937. doi: 10.1016/S0953-7562(09)81306-3.
- VAN DER WESTHUIZEN, G.C.A. & EICKER, A. 1991. The "Omajowa" or "Termitenpilz", a *Termitomyces* sp. (Agaricales) of Namibia. *S. Afr. J. Bot.* 57(1): 67-70.
- VAN DER WESTHUIZEN, G.C.A. & EICKER, A. 1994. Mushrooms of Southern Africa (field guide). Cape Town, Pippa Parker: 207 pp.
- VAN DIJK, H., ONGUENE, N.A. & KUYPER, T.W. 2003. Knowledge and utilization of edible mushrooms by local populations of the rain forest of South Cameroon. *Ambio* 32(1): 19-23.
- VAN ROOIJ, P., DE KESEL, A. & VERBEKEN, A. 2003. Studies in tropical African *Lactarius* species (Russulales, Basidiomycota) 11. Records from Benin. *Nova Hedwigia* 77: 221-251. doi: 10.1127/0029-5035/2003/0076-0221.
- VAN WAVEREN, K.E. 1985. The Dutch, French and British species of *Psathyrella*. *Persoonia* 2: 1-300.
- VANIÉ-LÉABO, L.P.L., YOROU, N.S., N'GOLO, A.K., FRANCOIS, N.G.K., DE KESEL, A. & DAOUA, K. 2017. Diversity of ectomycorrhizal fungal fruit bodies in Como National Park, a biosphere reserve and world heritage in Côte d'Ivoire (West Africa). *Int. J. Biodiv. Cons.* 9: 27-44. doi: 10.5897/IJBC2016.0999.
- VASAR, M., DAVISON, J., SEPP, S., MUCINA, L., OJA, J. ET AL. 2022. Global soil microbiomes: a new frontline of biome-ecology research. *Plutof.* Occurrence dataset. doi: 10.1111/geb.13487 (accessed via GBIF.org on 2023-03-29).



- VÁŠUTOVÁ, M., ANTONÍN, V. & URBAN, A. 2008. Phylogenetic studies in *Psathyrella* focusing on sections Pennatae and Spadiceae, new evidence for the paraphyly of the genus. *Mycol. Res.* 112(10): 1153-1164. doi: 10.1016/j.mycres.2008.04.005.
- VELLINGA, E.C. 2003a. Phylogeny and taxonomy of lepiotaceous fungi. Thesis, Ph.D., Universiteit Leiden, Leiden: 259 pp.
- VELLINGA, E.C. 2003b. *Chlorophyllum* and *Macrolepiota* (Agaricaceae) in Australia. *Austr. Syst. Bot.* 16: 361-370.
- VERBEKEN, A. 1995. Studies in tropical African *Lactarius* species 1: *Lactarius gymnocarpus* R. Heim ex Singer and allied species. *Mycotaxon* 55: 515-542.
- VERBEKEN, A. & WALLEYN, R. 1999. Studies in tropical African *Lactarius* species. 7. A synopsis of the section *Edule* and a review on the edible species. *Belg. J. Bot.* 132(2): 175-184.
- VERBEKEN, A. & BUYCK, B. 2002. Diversity and ecology of tropical ectomycorrhizal fungi in Africa. In: WATLING, R. (ed.) *Macromycetes*: 11-24. CABI Publ., Wallingford.
- VERBEKEN, A. & WALLEYN, R. 2010. Monograph of *Lactarius* in tropical Africa. Fungus flora of tropical Africa, vol 2. National Botanical Garden of Belgium, Meise.
- VERBEKEN, A., NUYTINCK, J. & BUYCK, B. 2011. New combinations in *Lactifluus*. 1. *L.* subgenera *Edules*, *Lactariopsis*, and *Russulopsis*. *Mycotaxon* 118: 447-453.
- VERBEKEN, A., VAN DE PUTTE, K. & DE CROP, E. 2012. New combinations in *Lactifluus*. 3. *L.* subgenera *Lactifluus* and *Piperati*. *Mycotaxon* 120: 443-450.
- VIZZINI, A., CONSIGLIO, G., MARCHETTI, M. ET AL. 2020. Insights into the Tricholomatineae (Agaricales, Agaricomycetes): a new arrangement of Biannulariaceae and *Callistosporium*, *Callistosporiaceae* fam. nov., *Xerophorus* stat. nov., and *Pleurocollybia* incorporated into *Callistosporium*. *Fungal Diversity* 101: 211-259. doi: 10.1007/s13225-020-00441-x.
- WA NGOY KASHIKI, B. K., DE KESEL, A., KABANGE MUKALA, E., BOSTOEN, K., & DEGREEF, J. 2021. Edible Fungi Consumed by the Lamba and Bemba People of Haut-Katanga (DR Congo). *Eur. J. Agric. Food Sc.* 3(3): 41-46. doi: 10.24018/ejfood.2021.3.3.289
- WÄCHTER, D. & MELZER, A. 2020. Proposal for a subdivision of the family Psathyrellaceae based on a taxon-rich phylogenetic analysis with iterative multigene guide tree. *Mycol. Progress* 19: 1151-1265. doi: 10.1007/s11557-020-01606-3.
- WAKEFIELD, E.M. 1912. Nigerian fungi. *Bull. Miscell. Inform.* 1912: 141-144.
- WAKEFIELD, E.M. 1914. Nigerian Fungi - II. *Bull. Miscell. Inform.* 1914: 253-261.
- WAKEFIELD, E.M. 1917. Nigerian fungi - III. *Bull. Miscell. Inform.* 1917: 105-111.
- WALLEYN, R. & RAMMELOO, J. 1994. The poisonous and useful fungi of Africa south of the Sahara. *Scripta Bot. Belg.* 10: 1-56.
- WALLEYN, R. & VERBEKEN, A. 1998. Notes on the genus *Amanita* in Sub-Saharan Africa. *Belg. J. Bot.* 131(2): 156-161.

- WATLING, R. & TURNBULL, E. 1992. Boletes from South and East Central Africa – I. *Edinburgh J. Bot.* 49: 343-361. doi: 10.1017/S0960428600000585.
- WATT, J.M. & BREYER-BRANDWIJK, M.G. 1962. Fungi. In: The medicinal and poisonous plants of Southern and Eastern Africa: 1094-1127. Edinburgh, Livingstone.
- WEINSTEIN, R.N., PFISTER, D.H. & ITURRIAGA, T. 2002. A phylogenetic study of the genus *Cookeina*. *Mycologia* 94: 673-682.
- WHITE, F. 1986. La végétation de l'Afrique. Paris, ORSTOM-UNESCO: 384 pp.
- WILLIAMSON, J. 1975. Fungi. Useful plants of Malawi: 312-336. Zomba, Univ. Malawi.
- WILSON, A.W. & DESJARDIN, D.E. 2005. Phylogenetic relationships in the gymnopoid and marasmioid fungi (Basidiomycetes, euagarics clade). *Mycologia* 97(3): 667-679. doi: 10.1080/15572536.2006.11832797.
- WOLFE, B.E., TULLOSS, R.E. & PRINGLE, A. 2012. The irreversible loss of a decomposition pathway marks the single origin of an ectomycorrhizal symbiosis. *PLoS ONE* 7(7): e39597. doi: 10.1371/journal.pone.0039597.
- WONG, G.J & WELLS, K. 1987. Comparative morphology, compatibility and interfertility of *Auricularia cornea*, *A. polytricha* and *A. tenuis*. *Mycologia* 79: 847-856.
- YAFETTO, L. & OSEI-BONSU, V. 2017. Ethnomycological survey of Cape Coast Metropolis, Ghana. *Current Research in Environmental & Applied Mycology (J. Fungal Biol.)* 7(4): 258-266. doi: 10.5943/cream/7/4/2.
- YIAN, G.C. & TIÉBRÉ, M.S. 2018. Wild edible fungi from the dense rainforests of Ivory Coast: an update and notes on *Agrocybe*. *Tropicicultura* 36(4): 631-640.
- YIAN, G.C., PITTA, B.M.S. & TIÉBRÉ, M.S. 2020. Champignons sauvages comestibles et pharmacopée traditionnelle en zone forestière de la Côte D'Ivoire. *IOSR J. Pharmacy Biol. Sc.* 15(2): 35-45. doi: 10.9790/3008-1502023545.
- YIAN, G.C., TIÉBRÉ, M.S. & N'GORAN, K.S.B. 2023. Données d'occurrence de quelques champignons comestibles de Côte d'Ivoire. Centre National de Floristique. Occurrence dataset. doi: 10.15468/eurdks accessed via GBIF.org (accessed on 2023-03-29).
- YOROU, N.S. 2010. Champignons: Champignons supérieurs. In: KONATE, S. & KAMPMANN, D. (eds) Atlas de la biodiversité de l'Afrique de l'Ouest, Tome III: Côte d'Ivoire: 324-335. Goethe-Universität Frankfurt am Main, Frankfurt.
- YOROU, S.N. & DE KESEL, A. 2001. Connaissances ethnomycologiques des peuples Nagot du centre du Bénin (Afrique de l'Ouest). In: ROBBRECHT, E., DEGREEF, J. & FRIIS, I. (eds). Plant systematics and phytogeography for the understanding of African biodiversity. Proceedings XVIth AETFAT Congress, Meise. *Syst. Geogr. Pl.* 71: 627-637.
- YOROU, N.S. & DE KESEL, A. 2011. Champignons supérieurs - Larger fungi. In: NEUENSCHWANDER, P., SINSIN, B. & GOERGEN, G. (eds) Protection de la Nature en Afrique de l'Ouest: une Liste Rouge pour le Bénin. Nature Conservation in West Africa: Red List for Benin: 47-60. International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria.

- YOROU, S.N., DE KESEL, A., SINSIN, B. & CODJIA, J.T.C. 2001. Diversité et productivité des champignons comestibles de la forêt classée de Wari Maro (Benin). In: ROBBRECHT, E., DEGREEF, J. & FRIIS, I. (eds). Plant systematics and phytogeography for the understanding of African biodiversity. Proceedings XVIth AETFAT Congress, Meise. *Syst. Geogr. Pl.* 71: 613-625. doi: 10.2307/3668706.
- YOROU, N.S., N'GOLO, A.K., GUISSOU, M.-L., GUELLEY, A.K., EKUÉ MARIUS, R.M. & DE KESEL, A. 2014. Biodiversity and sustainable use of wild edible fungi in the Sudanian centre of endemism: a plea for valorization. In: BÂ, A.M., MCGUIRE, K.L. & DIÉDHIU, A. (eds) Ectomycorrhizal symbiosis in tropical and Neotropical forests: 241-271. CRC Press, Francis & Taylor.
- YOROU, N.S., CODJIA, J.E.I., SANON, E. & TCHAN, K.I. 2017. Les champignons sauvages utiles: une mine d'or au sein des forêts béninoises. *Bulletin de la Recherche Agronomique du Bénin*, Numéro spécial Écologie Appliquée, Faune, Flore & Champignons: 31-45.
- ZENG, M., GENTEKAKI, E., HYDE, K.D., ZHAO, Q., MATOCEC, N. & KUŠAN, I. 2023. Phylogeny and morphology of novel species and new collections related to Sarcoscyphaceae (Pezizales, Ascomycota) from Southwestern China and Thailand. *Biology* 12: 130. doi: 10.3390/biology12010130.
- ZHANG, C.X., HE, M.X., CAO, Y., LIU, J., GAO, F., WANG, W.B., JI, K.P., SHAO, S.C. & WANG, Y. 2015. Fungus-insect gall of *Phlebopus portentosus*. *Mycologia* 107(1): 12-20.
- ZHANG, Y.Z., QIN, H.Z., CHEN, Z.H., LIN, W.F., LIANG, Z.Q., JIANG, S. & ZENG, N.K. 2023. Updated taxonomy of Chinese *Cantharellus* subgenera *Afrocantharellus* and *Magni* (Hydnaceae, Cantharellales): three new taxa and amended descriptions of one previous species. *Front. Microbiol.* 14: 1109831. doi: 10.3389/fmicb.2023.1109831.
- ZHAO, R., KARUNARATHNA, S.C., RASPÉ, O., PARRA, L.A., GUINBERTEAU, J., ET AL. 2011. Major clades in tropical *Agaricus*. *Fungal Diversity* 51: 279-296. doi: 10.1007/s13225-011-0136-7.
- ZOBERI, M.H. 1972. Tropical macrofungi. London, MacMillan Press: 158 pp.
- ZOBERI, M.H. 1973. Some edible mushrooms from Nigeria. *Nigerian Field* 38: 81-90.
- ZOBERI, M.H. 1979. Some edible mushrooms from the tropics. *Mushroom Science* 10(2): 519-536.

### 13. A propos des auteurs



André De Kesel (°1964) est chercheur en mycologie au Jardin botanique de Meise (Belgique), taxonomiste spécialisé en macromycètes ectomycorrhiziens d'Afrique tropicale, champignons parasites d'insectes et champignons des maisons. Il est co-auteur de nombreux travaux ethnomycologiques en Afrique tropicale. Il étudie, entre autres, les services écosystémiques des champignons comestibles sauvages dans le but d'une meilleure gestion, valorisation et conservation des écosystèmes forestiers africains. Il encadre régulièrement les recherches de jeunes mycologues africains.



Abdoul-Azize Boukary (°1993) est ingénieur agronome en Aménagement des forêts et des parcours naturels et assistant de recherche à l'unité de recherche en Mycologie Tropicale et Interactions Plantes-Champignons du Sol à la Faculté d'agronomie de l'Université de Parakou (Bénin) depuis 2015. Ses travaux de recherche portent sur la production naturelle et la valorisation des champignons comestibles sauvages. Il mène actuellement une thèse de doctorat à l'Université de Parakou visant à mettre au point des itinéraires techniques de production des champignons comestibles locaux.



Nourou S. Yorou (°1974) est ingénieur agronome forestier, professeur de mycologie à l'Université de Parakou (Bénin) et responsable de l'unité de recherche en Mycologie Tropicale et Interactions Plantes-Champignons du Sol. Il dirige le Centre de collections mycologiques de l'Université de Parakou (UNIPAR). Il a un intérêt particulier pour le suivi et la conservation des habitats face aux changements climatiques et la valorisation des productions naturelles de champignons sauvages comestibles par les populations locales. Il est titulaire de la médaille Ethel Mary Doidge et membre correspondant de la Société Royale des Sciences d'Outre-Mer (Belgique).



Jérôme Degreef (°1966) est Directeur scientifique à la Fédération Wallonie-Bruxelles et chercheur au Jardin botanique de Meise (Belgique). Ses recherches concernent la taxonomie des macromycètes et l'ethnomycologie en Afrique tropicale. Il y mène des travaux visant à valoriser les connaissances traditionnelles au profit des populations locales. Il est l'éditeur de *Fungus Flora of Tropical Africa* et co-créateur de la plateforme [www.efta-online.org](http://www.efta-online.org) dédiée à l'identification des champignons comestibles africains. Il est également un des éditeurs permanents de *AbcTaxa*.

## 14. Index des noms scientifiques

Les **noms acceptés** des espèces décrites dans ce travail sont figurés en gras. Les chiffres en gras indiquent les pages où les taxons sont décrits. Tous les autres taxons mentionnés dans le texte mais non décrits figurent également dans l'index ci-dessous.

### A

- Acacia* ..... 22, 193  
*Acacia auricularifolia* ..... 193  
*Acanthotermes acanthothorax* ..... 221  
**Afroboletus** ..... 33, 78, 79, 80, 311  
**Afroboletus luteolus** .... 33, 78, 79, 80, 311  
*Afrocantharellus* ..... 127, 130, 296, 299  
*Afrocantharellus platyphyllus* ..... 127  
*Afrocantharellus platyphyllus* f. *cyanescens* ..... 127  
**Afrocastellanoa** ..... 33, 38, 76, 81, 82, 83, 310  
**Afrocastellanoa ivoryana** .. 33, 38, 81, 82, 83, 311  
*Afrotrilepis pilosa* ..... 16  
*Afzelia africana* ..... 25, 156, 162, 295  
**Agaricus** ..... 33, 37, 38, 61, 67, 83, 84, 85, 87, 88, 89, 90, 91, 92, 176, 196, 198, 209, 228, 243, 250, 261, 267, 270, 274, 281, 282, 286, 299, 311  
**Agaricus arvensis** ..... 33, 61, 83, 84  
*Agaricus augustus* ..... 92  
*Agaricus aurantioviolaceus* ..... 83  
**Agaricus bingensis** .... 33, 38, 86, 88, 311  
**Agaricus bisporus** ... 33, 38, 84, 261, 270  
**Agaricus brunneopunctatus** .... 33, 88  
**Agaricus brunneovariabilis** .... 33, 84, 85  
**Agaricus bulbillosus** ..... 33, 84, 90  
**Agaricus campestris** ..... 33, 84  
*Agaricus dolichaulus* ..... 176  
**Agaricus goossensiae** ..... 33, 38, 61, 86, 88, 89, 90, 250, 311  
**Agaricus kivuensis** ..... 33, 84  
*Agaricus microcarpus* ..... 228  
*Agaricus multifidus* ..... 209  
**Agaricus ochrascens** ..... 33, 84  
*Agaricus pulmonarius* ..... 196  
*Agaricus pulmonarius* subsp. *juglandis* ..... 196  
**Agaricus robustulus** ..... 33, 37, 89, 90  
*Agaricus squamulifer* ..... 92  
*Agaricus squamuliferus* ..... 92  
**Agaricus subedulis** ..... 33, 84  
**Agaricus subsaharianus** ... 33, 38, 86, 91, 92, 281, 311  
*Agaricus trisulphuratus* ..... 86  
*Agaricus tuber-regium* ..... 198  
*Agaricus volvaceus* ..... 243  
**Agaricus volvatulus** ..... 33, 84, 85, 88  
**Agrocybe** ..... 31, 33, 38, 68, 72, 92, 93, 94, 95, 298, 311  
**Agrocybe broadwayi** ... 33, 38, 93, 94, 95, 311  
**Agrocybe elegantior** ..... 33, 95  
*Alstonia congensis* ..... 15  
**Amanita** ... 5, 26, 30, 33, 38, 52, 65, 67, 68, 95, 96, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 106, 243, 250, 272, 273, 275, 279, 281, 287, 296, 297, 312  
*Amanita* aff. *xanthogala* ..... 96  
**Amanita aurea** ..... 33, 96  
*Amanita ballerinoidea* ..... 95  
*Amanita bulbulosa* ..... 95  
**Amanita congolensis** .. 33, 38, 96, 97, 98, 312  
**Amanita crassiconus** nom. prov. .. 33, 38, 98, 99, 100, 312  
*Amanita hemibapha* ..... 103, 104  
**Amanita loosei** .... 33, 26, 52, 95, 99, 101, 102, 312  
**Amanita masasiensis** ..... 26, 33, 38,

102, 103, 312	
<i>Amanita miomboensis</i> .....	100
<i>Amanita muscaria</i> .....	96
<i>Amanita phalloides</i> .....	243
<i>Amanita rubescens</i> .....	96, 98
<i>Amanita rubescens</i> var. <i>congolensis</i> ...	96
<b><i>Amanita strobilaceovolvata</i></b> .....	33, 96
<i>Amanita stubbosa</i> .....	95, 275
<b><i>Amanita subviscosa</i></b> .....	33, 38, 104, 105, 106, 281, 312
<i>Amanita zambiana</i> .....	101
<i>Amanitopsis</i> .....	95, 273
<i>Ancistrotermes</i> .....	227, 241
<i>Ancistrotermes cavithorax</i> .....	241
<i>Andropogon chinensis</i> .....	18
<i>Andropogon gayanus</i> .....	18
<i>Andropogon tectorum</i> .....	18
<i>Anogeissus leiocarpus</i> .....	19
<i>Anthothena</i> .....	96
<i>Anthothena bella</i> .....	25
<i>Anthothena crassifolia</i> .....	82, 162
<i>Anthothena quanzensis</i> .....	25
<i>Antromycopsis</i> .....	195
<i>Aristida</i> .....	22
<b><i>Armillaria</i></b> 29, 33, 38, 68, 71, 106, 107, 108, 280, 288, 293, 312	
<b><i>Armillaria heimii</i> s.l.</b> .....	33, 38, 108, 312
<i>Armillaria mellea</i> .....	108
<i>Armillariella elegans</i> .....	107
<i>Arrhenia auriscalpium</i> .....	124
<i>Asproinocybe</i> .....	69
<b><i>Auricularia</i></b> .....	29, 33, 37, 38, 54, 73, 108, 109, 110, 111, 112, 138, 256, 265, 278, 298, 313
<i>Auricularia auricula-judae</i> .....	54, 111
<b><i>Auricularia cornea</i></b> .....	29, 33, 37, 38, 109, 110, 111, 112, 298, 313
<b><i>Auricularia delicata</i></b> .....	33, 38, 112
<i>Auricularia polytricha</i> .....	29, 109, 112
<i>Auricularia tenuis</i> .....	109, 112
<i>Avicennia germinans</i> .....	15
<b>B</b>	
<i>Balanites aegyptiaca</i> .....	22
<i>Berlinia</i> .....	96, 102, 159
<i>Berlinia grandiflora</i> 16, 19, 21, 25, 126, 156	
<i>Boletus</i> .....	30, 75, 191, 250
<i>Boletus pseudoloosii</i> .....	250
<i>Bombax costatum</i> .....	19
<i>Boscia senegalensis</i> .....	22
<i>Brachystegia</i> .....	26, 52, 82, 98, 100, 101, 102, 146, 151, 154, 159
<i>Brachystegia longifolia</i> .....	82
<i>Brachystegia spiciformis</i> .....	82
<i>Burkea africana</i> .....	19
<i>Butyrospermum paradoxum</i> .....	19
<b>C</b>	
<b><i>Calvatia</i></b> .....	33, 38, 75, 113, 114, 313
<b><i>Calvatia cyathiformis</i></b> .....	33, 38, 113, 114
<b><i>Calvatia excipuliformis</i></b> .....	114
<b><i>Calvatia fragilis</i></b> .....	114
<b><i>Calvatia subtomentosa</i></b> .....	113, 114, 313
<i>Camarophyllus</i> .....	70, 242
<b><i>Candolleomyces</i></b> .....	28, 29, 33, 37, 38, 69, 72, 114, 115, 116, 117, 313
<i>Candolleomyces candolleanus</i> .....	117
<b><i>Candolleomyces tuberculatus</i></b> .....	33, 38, 115, 116, 117, 313
<b><i>Cantharellus</i></b> .....	5, 30, 33, 37, 47, 51, 61, 65, 67, 70, 71, 77, 117, 118, 119, 120, 121, 122, 123, 124, 125, 126, 127, 128, 129, 130, 137, 273, 274, 276, 277, 278, 299, 313, 314
<b><i>Cantharellus addaiensis</i></b> .....	33, 38, 122, 123, 124, 313
<b><i>Cantharellus congolensis</i></b> .....	33, 38, 122, 124, 125, 313
<b><i>Cantharellus conspicuus</i></b> .....	33, 120
<i>Cantharellus cyanescens</i> .....	127
<b><i>Cantharellus defibulatus</i></b> .....	33, 37, 118, 122, 127
<b><i>Cantharellus floridulus</i></b> .....	33, 122, 123, 124
<b><i>Cantharellus guineensis</i></b> .....	33, 61, 122, 125, 126, 127, 313
<b><i>Cantharellus longisporus</i></b> .....	128
<b><i>Cantharellus miniatescens</i></b> .....	33, 120

- Cantharellus platyphyllus** ..... 33, 122, 127, 128, 129, 130, 314  
*Cantharellus platyphyllus* f. *cyanescens* ..... 127  
*Cantharellus platyphyllus* subsp. *bojeriensis* ..... 127  
**Cantharellus pseudocibarius** ..... 33, 120, 128  
**Cantharellus pseudofriesii** .... 33, 120  
*Cantharellus rufopunctatus*..... 125, 126  
**Cantharellus solidus** ..... 33, 67, 120, 122, 276  
*Cantharellus spathularius* ..... 137  
**Cantharellus splendens** ..... 33, 121, 122, 130  
*Cantharellus sublaevis* ..... 119  
**Cantharellus violaceoflavescens** ..... 33, 118, 122  
*Cantharocybe* ..... 242  
*Casuarina* ..... 193  
*Cenchrus biflorus*..... 22  
*Chalciporus*..... 75  
*Chamaeceras inodermus* ..... 178  
**Chlorophyllum** ..... 29, 33, 38, 49, 67, 68, 90, 130, 131, 132, 133, 134, 175, 273, 276, 280, 282, 286, 297, 314  
*Chlorophyllum agaricoides* ..... 130  
**Chlorophyllum globosum** ..... 33, 131, 133, 134  
*Chlorophyllum molybdites* .... 130, 131, 132, 134, 273, 276  
**Chlorophyllum palaeotropicum** ... 29, 33, 38, 131, 132, 133, 134, 314  
**Chlorophyllum rhacodes** ..... 33, 134  
*Citrus* ..... 190, 193  
*Clavaria* ..... 66  
*Clavulina* ..... 66  
*Clitocybe* ..... 71, 107  
*Clitocybe elegans* ..... 107  
*Clitopilus* ..... 71, 72, 74  
*Coffea* ..... 190  
*Cola laurifolia* ..... 16, 19  
*Collybia aurea* ..... 254  
*Collybia microcarpa* ..... 228  
*Combretum* ..... 19  
**Cookeina** .... 33, 38, 67, 134, 135, 136, 254, 278, 284, 298, 314  
*Cookeina speciosa* ..... 136  
**Cookeina sulcipes** ... 33, 38, 135, 136, 254, 314  
*Cookeina sulcipes* var. *fusca* ..... 136  
*Cookeina tricholoma* ..... 254  
**Coprinopsis africana** ..... 33, 250  
*Corditubera* ..... 76  
*Cotylidia* ..... 67  
*Craterellus* ..... 67, 70, 251  
*Craterellus cornucopioides* ..... 251  
*Cynometra megalophylla* ..... 16  
*Cynometra vogelii* ..... 19  
*Cystangium* ..... 201  
*Cystodermella* ..... 68
- D**  
**Dacryopinax** ..... 33, 38, 66, 73, 136, 137, 138, 273, 278, 314  
**Dacryopinax spathularia** ..... 33, 38, 136, 137, 138, 273, 278, 314  
*Dacryopinax spathularia* f. *agariciformis* ..... 137  
*Daedalea commune* ..... 209  
*Daniellia oliveri* ..... 19  
*Delonix regia* ..... 190  
*Dendrosarcus pulmonarius* ..... 196  
*Dialium guineense* ..... 15  
*Diheteropogon amplexans* ..... 18  
*Diospyros gracilis* ..... 15  
*Diospyros mespiliformis* ..... 16, 19
- E**  
**Echinochaete** ... 34, 73, 138, 139, 140, 141, 142, 314  
**Echinochaete brachypora** ..... 34, 138, 139, 140, 141, 314  
*Elaeis guineensis*.... 178, 181, 246, 296  
*Encephalartos barberi* ..... 16  
*Entandrophragma* ..... 15  
*Entandrophragma angolense* ..... 15  
*Entoloma microcarpum* ..... 228  
*Eragrostis tremula* ..... 22  
*Erythrina* ..... 193  
*Erythropheum africanum* ..... 19  
*Exidia cornea* ..... 109  
*Exidia polytricha* ..... 109



<b>F</b>	
<i>Favolaschia</i> .....	73
<b>Favolus</b> .....	34, 38, 73, 141, 142, 143, 295, 314
<i>Favolus brasiliensis</i> .....	142, 143
<i>Favolus tenuicaulus</i> .....	142
<b>Favolus tenuiculus</b> ....	33, 34, 38, 142, 143, 144, 314
<i>Favolus tessellatus</i> .....	142
<i>Flammula zenkeri</i> .....	145
<i>Flammulina velutipes</i> .....	251
<b>G</b>	
<i>Galerina</i> .....	92, 144, 146
<i>Garcinia livingstonei</i> .....	19
<i>Gerronema</i> .....	180
<i>Gerronema beninense</i> .....	178
<i>Gerronema beninensis</i> .....	178
<i>Gerronema hungo</i> .....	70, 71
<i>Gilbertiodendron dewevrei</i> ...	15, 17, 25, 127
<i>Gilletiodendron glandulosum</i> .....	19
<i>Gomphus</i> .....	70
<i>Guepinia agariciformis</i> .....	137
<i>Guepinia spathularia</i> .....	137
<i>Guepinia spathularia</i> f. <i>alba</i> .....	137
<i>Guepiniopsis spathularia</i> .....	137
<i>Guibourtia copallifera</i> .....	19
<i>Gymnocarpi</i> .....	146
<b>Gymnopilus</b> ..	34, 61, 68, 72, 144, 145, 146, 315
<i>Gymnopilus junonius</i> .....	144
<b>Gymnopilus zenkeri</b> .....	34, 61, 145, 146, 315
<i>Gymnopus</i> .....	72, 182, 229, 290
<i>Gymnopus luxurians</i> .....	182
<i>Gymnopus microcarpus</i> .....	229
<i>Gyroporus</i> .....	74
<b>H</b>	
<i>Hebeloma broadwayi</i> .....	93
<i>Hexagonia patouillardii</i> .....	139
<i>Hibiscus sabdariffa</i> .....	92
<i>Hildegardia barteri</i> .....	16
<i>Hirneola auricula-judae</i> .....	111
<i>Hirneola cornea</i> .....	109
<i>Hirneola nigra</i> .....	109
<i>Hohenbuehelia</i> .....	195
<b>Hygrophoropsis mangenotii</b> .....	34, 251, 286
<i>Hymenopellis</i> .....	66
<i>Hypholoma</i> .....	69, 115
<i>Hypholoma tuberculatum</i> .....	115
<b>I</b>	
<i>Imleria badia</i> .....	251
<i>Inocybe gbadjii</i> .....	251
<b>Inosperma macrocarpa</b> ..	34, 251, 253
<i>Isoberlinia</i> .....	80, 96, 102, 151, 159
<i>Isoberlinia doka</i> .....	16, 19, 20, 24, 30, 104, 154, 156, 207, 250, 251
<i>Isoberlinia tomentosa</i> ....	16, 19, 24, 30, 156, 207
<b>J</b>	
<i>Julbernardia</i> .....	26, 82, 98, 100, 101, 102, 151, 154, 159
<i>Julbernardia globiflora</i> .....	82
<i>Julbernardia paniculata</i> .....	159
<b>K</b>	
<i>Kaempferia aethiopica</i> .....	18
<i>Khaya</i> .....	15
<b>L</b>	
<i>Laccaria</i> .....	69
<b>Lactarius</b> ....	25, 26, 34, 38, 69, 146, 148, 149, 150, 151, 156, 202, 274, 282, 285, 286, 296, 297, 315
<b>Lactarius acutus</b> .....	34, 148
<b>Lactarius baliophaeus</b> .....	34, 148
<i>Lactarius edulis</i> .....	152, 154
<i>Lactarius flammans</i> .....	154
<i>Lactarius gymnocarpoides</i> .....	158
<i>Lactarius gymnocarpus</i> .....	297
<b>Lactarius kabansus</b> .....	34, 148, 149, 151
<i>Lactarius kabansus</i> var. <i>pallidus</i> ..	149, 151
<b>Lactarius saponaceus</b> .....	34, 38, 150, 151
<b>Lactarius tenellus</b> ....	25, 34, 148, 149, 150, 151, 315
<b>Lactifluus</b> ....	2, 26, 30, 34, 38, 52, 61,

69, 146, 148, 149, 152, 153, 154, 155, 156, 157, 158, 159, 160, 161, 162, 163, 164, 202, 275, 287, 295, 297, 315	<i>Lentinus descendens</i> .....200
<i>Lactifluus annulatolongisporus</i> ..... 148	<b><i>Lentinus sajor-caju</i></b> ..... 34, 68, 165, 171, 172, 289
<b><i>Lactifluus brunnescens</i></b> ..... 34, 148	<b><i>Lentinus squarrosulus</i></b> ..... 29, 34, 38, 54, 165, 168, 169, 170, 171, 172, 201, 279, 289, 316
<b><i>Lactifluus denigricans</i></b> ..... 34, 149	<i>Lentinus subnudus</i> ..... 170
<b><i>Lactifluus densifolius</i></b> ..... 34, 149, 154	<i>Lentinus tigrinus</i> ..... 172
<b><i>Lactifluus edulis</i></b> ..... 34, 152, 153, 315	<i>Lentinus tuber-regium</i> ..... 198
<b><i>Lactifluus flammans</i></b> ..2, 34, 154, 155, 156, 158, 164, 315	<i>Lentinus verae-crucis</i> ..... 188
<b><i>Lactifluus flavellus</i></b> ..... 34, 148	<i>Leotia</i> ..... 195
<b><i>Lactifluus gymnocarpoides</i></b> .... 34, 38, 52, 61, 158, 159, 161, 164, 315	<i>Lepiota congolensis</i> ..... 223, 224
<b><i>Lactifluus gymnocarpus</i></b> ..... 34, 38, 158, 161, 162, 163, 315	<i>Lepiota dolichaula</i> ..... 176, 177
<b><i>Lactifluus heimii</i></b> ..... 34, 149	<b><i>Lepiota grassei</i></b> ..... 34, 251
<b><i>Lactifluus inversus</i></b> ..... 34, 149	<i>Lepiota le-testui</i> ..... 22, 224
<b><i>Lactifluus longisporus</i></b> ... 34, 160, 161	<i>Lepiota rhacodes</i> ..... 134
<b><i>Lactifluus luteopus</i></b> .. 34, 38, 156, 157, 158	<i>Lepiota schimperi</i> ..... 237
<b><i>Lactifluus medusae</i></b> ..... 34, 160, 161	<i>Lepista</i> ..... 71
<b><i>Lactifluus pelliculatus</i></b> ..... 34, 149	<i>Leucoagaricus</i> ..... 130
<b><i>Lactifluus pseudogymnocarpus</i></b> ..34, 164	<b><i>Leucoagaricus americanus</i></b> ... 34, 251
<b><i>Lactifluus pumilus</i></b> ..... 34, 161	<i>Leucoagaricus badhamii</i> ..... 251
<b><i>Lactifluus sesemotani</i></b> ..... 34, 149	<i>Leucoagaricus bresadolae</i> ..... 251
<b><i>Lactifluus volemoides</i></b> ..... 157	<b><i>Leucocoprinus cretaceus</i></b> ..... 34, 38, 252
<i>Laetiporus</i> ..... 73	<i>Leucocoprinus dolichaulus</i> ..... 176
<i>Langermannia</i> ..... 75	<i>Leucopaxillus</i> ..... 71, 72, 243
<i>Lansea microcarpa</i> ..... 19	<i>Leucoporus megaloporus</i> ..... 139
<i>Laschia</i> ..... 111, 112	<i>Leucoporus megaloporus</i> var. <i>incarnatus</i> ..... 141
<i>Lentinula</i> ..... 74, 192	<i>Lophira lanceolata</i> ..... 15
<b><i>Lentinus</i></b> .... 29, 34, 38, 54, 68, 74, 142, 164, 165, 166, 167, 168, 169, 170, 171, 172, 187, 188, 195, 198, 200, 201, 270, 271, 275, 278, 279, 289, 292, 316	<i>Lycoperdon</i> ..... 75, 114
<b><i>Lentinus atrobrunneus</i></b> ..... 34, 165	<i>Lycoperdon excipuliforme</i> ..... 114
<b><i>Lentinus brunneofloccosus</i></b> ..... 34, 165, 278	
<b><i>Lentinus cladopus</i></b> ..... 34, 165, 166, 167, 168, 172, 271, 316	<b>M</b>
<i>Lentinus crinitus</i> ..... 34, 165	<b><i>Mackintoshia persica</i></b> ..... 34, 76, 252
<i>Lentinus descendens</i> ..... 198	<b><i>Macrocybe</i></b> .... 34, 38, 66, 71, 172, 174, 175, 292, 316
<i>Lentinus flavidus</i> ..... 198, 200	<i>Macrocybe crassa</i> ..... 172
<i>Lentinus hygrophanus</i> ..... 187	<i>Macrocybe gigantea</i> ..... 172
	<b><i>Macrocybe lobayensis</i></b> ..... 34, 38, 66, 71, 172, 173, 174, 316
	<b><i>Macrolepiota</i></b> .... 34, 68, 130, 134, 175, 176, 177, 252, 283, 297, 316
	<b><i>Macrolepiota africana</i></b> ..... 34, 177, 252
	<b><i>Macrolepiota dolichaula</i></b> ..... 34, 175, 176, 177, 315
	<i>Macrolepiota procera</i> ..... 176, 252

- Macrolepiota rhacodes* ..... 134  
*Macrotermes bellicosus* ..... 234  
*Macrotermes falciger* ..... 234, 278, 288  
*Macrotermes subhyalinus* ..... 239, 234  
**Marasmiellus** ..... 34, 38, 70, 177, 178, 179, 180, 181, 276, 290, 316  
**Marasmiellus inoderma** ..... 34, 38, 70, 178, 179, 180, 181, 276, 316  
*Marasmiellus palmivorus* ..... 181  
**Marasmius** ..... 34, 37, 70, 72, 178, 181, 182, 183, 184, 185, 186, 187, 252, 271, 287, 295, 316, 317  
**Marasmius arborescens** ..... 34, 252  
**Marasmius bekolacongoli** ..... 34, 184, 185, 316  
**Marasmius buzungolo** ..... 34, 37, 182, 183, 317  
**Marasmius heinemannianus** ..... 34, 185, 186, 187, 271, 317  
*Marasmius inoderma* ..... 178  
*Marasmius oreades* ..... 187  
*Marasmius palmivorus* ..... 287  
*Marasmius zenkeri* ..... 186  
*Marquesia macrourea* ..... 127, 159, 162  
*Masseola spathulata* ..... 137  
*Mastocephalus dolichaulus* ..... 176  
*Merulius alneus* ..... 209  
*Merulius spathularia* ..... 137  
*Microtermes* ..... 227  
*Milicia excelsa* ..... 15  
*Mitragyna inermis* ..... 15  
*Monotes* ..... 96  
*Monotes kerstingii* ..... 16, 19, 25, 127, 154  
*Morchella* ..... 66  
*Morganella* ..... 75  
*Mycena* ..... 70, 229  
*Mycena microcarpa* ..... 229  
*Neonothopanus hygrophanus* ... 29, 37, 189, 316  
*Mycenastrum* ..... 75  
**Mycoamaranthus congolensis** ..... 34, 76, 252
- N**  
*Nauclea diderrichii* ..... 16  
**Neonothopanus** ..... 29, 34, 37, 38, 74, 187, 189, 195, 317
- Neonothopanus hygrophanus** ..... 34, 38, 61, 187, 188, 190, 317  
*Neonothopanus nambi* ..... 187  
*Nothopanus hygrophanus* ..... 61, 188
- O**  
*Octaviania ivoryana* ..... 81, 82  
*Odontotermes* ..... 217, 220, 221, 226, 231, 234, 239, 241  
*Odontotermes latericius* ..... 239, 241  
*Odontotermes patruus* ..... 239  
*Omphalotus* ..... 65, 119  
*Omphalotus olearius* ..... 119  
**Oudemansiella canarii** ..... 34, 254
- P**  
*Panus crinitus* ..... 165  
*Panus hygrophanus* ..... 61, 187  
*Panus tigrinus* ..... 172  
*Paramacrolobium coeruleum* ..... 25  
*Paramarasmius palmivorus* ..... 181  
*Paraxerula* ..... 66  
*Parinari congensis* ..... 16  
*Parinari glabra* ..... 16  
*Parkia bicolor* ..... 16  
*Parkia biglobosa* ..... 92  
*Paspalum* ..... 193  
*Paxilloboletus* ..... 71, 272  
*Paxillus* ..... 71, 74, 265  
*Peziza* ..... 73  
*Phaeogyroporus braunii* ..... 191  
*Phaeogyroporus portentosus* ..... 191  
*Phaeogyroporus sudanicus* ... 191, 193  
*Phaeogyroporus tropicus* ..... 191  
*Phallus* ..... 75  
**Phillipsia domingensis** ... 34, 254, 284  
**Phlebopus** ..... 35, 38, 75, 190, 193, 280, 283, 284, 286, 299, 317  
**Phlebopus colossus** ..... 35, 191  
*Phlebopus harleyi* ..... 191  
**Phlebopus portentosus** ..... 35, 190, 191, 284, 286, 299  
**Phlebopus sudanicus** ..... 35, 38, 191, 192, 193, 280, 317  
*Phlebopus tropicus* ..... 191  
*Pholiota zenkeri* ..... 145  
*Phylloporus* ..... 71, 73

<i>Phyllotopsis</i> .....	74	<i>Pseudacanthotermes militaris</i> .....	217, 226
<i>Pinus kesiya</i> .....	190	<i>Pseudoacanthotermes</i> .....	217
<i>Pleurocybella</i> .....	65, 74, 195	<i>Pseudogymnocarpi</i> .....	146
<i>Pleurocybella porrigens</i> .....	74, 195	<i>Pterocarpus erinaceus</i> .....	19
<b>Pleurotus</b> .....	31, 35, 38, 55, 65, 66, 74, 165, 168, 170, 172, 187, 190, 193, 194, 195, 197, 199, 201, 265, 270, 271, 272, 275, 279, 283, 284, 289, 290, 291, 317	<b>R</b>	
<i>Pleurotus abalonus</i> .....	54	<i>Rhizophora racemosa</i> .....	15
<i>Pleurotus araucariicola</i> .....	196	<i>Rhodocybe</i> .....	71, 74
<b>Pleurotus cystidiosus</b> .....	35, 168, 170, 195, 197, 271	<i>Royoporus</i> .....	73
<b>Pleurotus flabellatus</b> .....	35, 194, 195	<b>Russula</b> .....	26, 30, 35, 38, 69, 201, 203, 204, 205, 207, 208, 273, 274, 281, 294, 318
<b>Pleurotus fuscosquamulosus</b> .....	35, 195	<b>Russula aff. grisea</b> .....	35, 202
<i>Pleurotus hygrophanus</i> .....	187	<b>Russula cellulata</b> .....	35, 202
<b>Pleurotus ostreatus</b> ..	35, 54, 195, 197	<b>Russula ciliata</b> .....	35, 202
<i>Pleurotus ostreatus f. pulmonarius</i> ..	196	<b>Russula compressa</b> .....	35, 206
<b>Pleurotus pulmonarius</b> ...	35, 38, 55, 196, 197, 317	<b>Russula congoana</b> ... 35, 38, 204, 205, 318	
<i>Pleurotus pulmonarius var. juglandis</i> ..	..... 196	<i>Russula congoana var. congoana</i> .....	204
<i>Pleurotus pulmonarius var. lapponicus</i> ..	..... 196	<i>Russula congoana var. djongoensis</i> .....	204
<i>Pleurotus sajor-caju</i> .....	172	<b>Russula hiemisilvae</b> .....	35, 202
<i>Pleurotus squarrosulus</i> ... 168, 170, 271		<b>Russula meleagris</b> .....	35, 202
<b>Pleurotus tuber-regium</b> .....	35, 38, 54, 55, 66, 197, 199, 279, 289, 291, 317	<b>Russula ochrocephala</b> ... 35, 202, 203	
<i>Pluteus</i> .....	69, 242, 247, 284	<b>Russula oleifera</b> .....	35, 38, 206, 207, 208, 318
<i>Pocillaria hygrophana</i> .....	187	<i>Russula oleifera var. levecqii</i> .....	206
<i>Pocillaria verae-crucis</i> .....	188	<b>Russula phaeocephala</b> ... 35, 202, 203	
<i>Podabrella microcarpa</i> .....	229	<b>Russula pruinata</b> .....	35, 202
<i>Podaxis pistillaris</i> .....	66	<b>Russula pseudopurpurea</b> .....	35, 202
<i>Polyporus brachyporus</i> .....	139	<b>Russula roseovelata</b> .....	35, 202
<i>Polyporus brasiliensis</i> .....	144	<b>Russula roseoviolacea</b> .....	35, 202
<i>Polyporus megaloporus</i> .....	139	<b>Russula sesenagula</b> .....	35, 38, 202
<i>Polyporus tenuiculus</i> .....	142, 143	<b>Russula testacea</b> .....	35, 202
<i>Protermes</i> .....	231	<b>S</b>	
<i>Psathyrella</i> .....	72, 114, 115, 117, 271, 296, 297	<i>Schizachyrium sanguineum</i> .....	18
<b>Psathyrella atroumbonata</b> ....	35, 117, 271	<b>Schizophyllum</b> .....	29, 35, 37, 38, 73, 110, 208, 209, 210, 211, 246, 265, 318
<i>Psathyrella sphagnicola</i> .....	117	<i>Schizophyllum alneus</i> .....	209
<i>Psathyrella tuberculata</i> .....	115, 116	<b>Schizophyllum commune</b> .....	29, 35, 37, 38, 110, 209, 211, 246, 317
<i>Psathyrella vesterholtii</i> .....	117	<i>Schizophyllum multifidum</i> .....	209
		<i>Schoenefeldia gracilis</i> .....	22

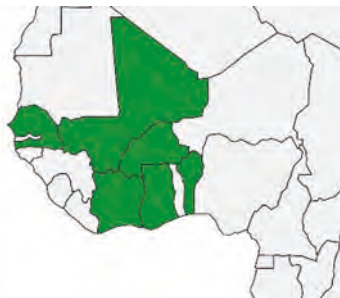
- Schulzeria robusta* ..... 234, 235  
*Schulzeria striata* ..... 240, 242  
*Scleroderma* ..... 83, 256  
*Sclerogaster* ..... 81  
*Sinotermitomyces taiwanensis* ..... 218  
***Sporisorium reilianum*** ..... 29, 30, 35, 73, 254  
*Strobilomyces luteolus* ..... 78, 80  
*Stropharia* ..... 69, 72, 115  
*Stropharia tuberculata* ..... 115  
***Suillus granulatus*** ..... 35, 254  
*Synacanthotermes* ..... 227
- T**
- Terminalia* ..... 19  
***Termitomyces*** ... 24, 26, 31, 35, 38, 37, 61, 66, 69, 212, 213, 215, 216, 217, 219, 220, 221, 222, 223, 224, 225, 227, 230, 231, 232, 233, 234, 237, 238, 239, 240, 241, 264, 271, 278, 279, 282, 285, 288, 291, 292, 293, 296, 318, 319, 320  
***Termitomyces aurantiacus*** ..... 35, 38, 216, 217, 218, 318  
***Termitomyces bulborhizus*** ..... 27, 35, 216  
***Termitomyces citriophyllus*** ... 35, 216  
***Termitomyces clypeatus*** ..... 35, 38, 218, 219, 220, 318  
***Termitomyces congolensis*** ... 35, 216  
*Termitomyces cylindricus* ..... 216  
***Termitomyces eurrhizus*** ..... 35, 219, 220, 237  
***Termitomyces fuliginosus*** ..... 35, 38, 221, 222, 223, 232, 234, 237, 318  
***Termitomyces globulus*** ..... 35, 216  
***Termitomyces le-testui*** ..... 24, 35, 38, 223, 224, 225, 226, 319  
*Termitomyces le-testui* f. *lactifluus* .....  
 ..... 223, 224  
***Termitomyces mammiformis*** ..... 35, 216, 237  
***Termitomyces mbuzi*** ..... 35, 228  
***Termitomyces medius*** ... 35, 38, 213, 217, 226, 228, 319  
***Termitomyces microcarpus*** ... 35, 37, 38, 69, 228, 230, 231, 291, 319  
*Termitomyces microcarpus* f. *elongatus* ..... 231  
***Termitomyces reticulatus*** ..... 35, 222, 223, 232, 233, 234, 319  
***Termitomyces robustus*** .. 35, 38, 221, 223, 234, 235, 236, 237, 319  
*Termitomyces robustus* var. *fuliginosus* ..... 221  
*Termitomyces robustus* var. *robustus* ..  
 ..... 234  
***Termitomyces schimperi*** ..... 35, 38, 237, 238, 239, 319  
***Termitomyces schimperi* f. *lactifluus***  
 ..... 35, 239  
***Termitomyces singidensis*** ... 35, 215, 216  
***Termitomyces striatus*** ..... 35, 38, 61, 216, 217, 218, 228, 237, 240, 241, 242, 288, 320  
***Termitomyces striatus* f. *griseus*** . 35, 241, 242  
***Termitomyces striatus* var. *annulatus*** ..... 35, 61, 242  
*Termitomyces striatus* var. *aurantiacus*  
 ..... 216, 217, 240  
*Termitomyces striatus* var.  
*bibasidiatus* ..... 240, 242  
***Termitomyces tylerianus*** ..... 35, 230, 232  
***Tremella fuciformis*** .... 29, 36, 38, 254  
*Tricholoma* ..... 72, 172, 173, 292  
*Tricholoma lobayense* ..... 173  
*Tricholoma spectabilis* ..... 292  
***Tricholomopsis aurea*** ..... 36, 61, 71, 253, 254  
***Trogia infundibuliformis*** ... 36, 61, 71, 254  
***Tubosaeta brunneosetosa*** ..... 36, 38, 255  
*Tylopilus* ..... 74
- U**
- Uapaca* ..... 78, 154, 159  
*Uapaca chevalieri* ..... 25  
*Uapaca esculenta* ..... 25  
*Uapaca guineensis* ..... 25, 80, 156, 162, 295

<i>Uapaca heudelotii</i> .....	25	<i>Volvariella surrecta</i> .....	243
<i>Uapaca kirkiana</i> .....	80	<b><i>Volvariella volvacea</i></b> .....	2, 29, 36, 38,
<i>Uapaca paludosa</i> .....	25	46, 55, 67, 69, 243, 244, 245, 246,	
<i>Uapaca pilosa</i> .....	82	247, 250, 272, 320	
<i>Uapaca togoensis</i> .....	19, 25, 30, 127,	<i>Volvariopsis earlei</i> .....	248
154		<i>Volvariopsis volvacea</i> .....	243
<b>V</b>		<b><i>Volvopluteus</i></b> .....	29, 36, 37, 38, 67, 69,
<i>Vascellum</i> .....	75	242, 247, 248, 249, 284, 320	
<i>Veloporphyrellus</i> .....	75	<b><i>Volvopluteus earlei</i></b> .....	29, 36, 37, 38,
<i>Vernonia colorata</i> .....	19	67, 245, 247, 248, 249, 250, 320	
<i>Volvaria earlei</i> .....	248	<i>Volvopluteus earlei</i> f. <i>acystidiatus</i> ..	250
<i>Volvaria volvacea</i> .....	243	<i>Volvopluteus gloiocephalus</i> .....	250
<b><i>Volvariella</i></b> ... 2, 29, 31, 36, 38, 46, 55,		<b>X</b>	
67, 69, 242, 245, 248, 272, 279,		<b><i>Xerocomus subspinulosus</i></b> .....	36, 38,
283, 320		255	
<i>Volvariella acystidiata</i> .....	248, 250	<i>Xerula</i> .....	66, 72
<i>Volvariella cookei</i> .....	248	<b>Z</b>	
<i>Volvariella earlei</i> .....	242	<i>Ziziphus mauritiana</i> .....	22
<i>Volvariella esculenta</i> .....	246	<i>Zyzygium guineense</i> .....	15
<i>Volvariella gloiocephala</i> .....	242		
<i>Volvariella speciosa</i> .....	250, 279		

**Annexe:** Cartes de distribution des espèces de champignons comestibles en Afrique de l'Ouest. Echelle 500 km.



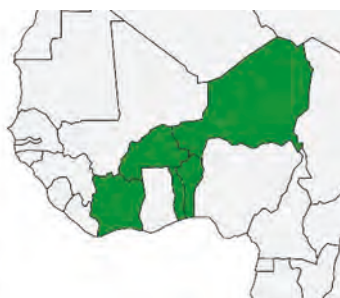
**Carte 1.** *Afroboletus luteolus*



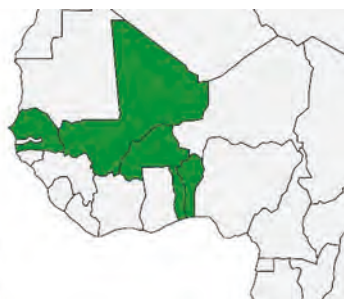
**Carte 4.** *Agaricus goossensiae*



**Carte 2.** *Afrocastellanoa ivoryana*



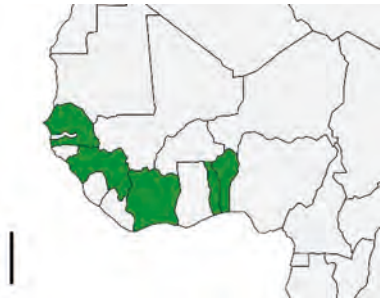
**Carte 5.** *Agaricus subsaharianus*



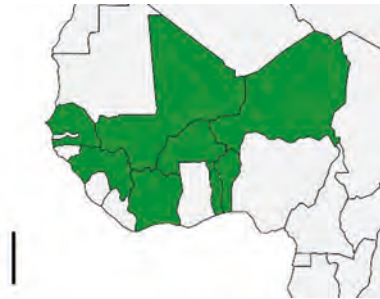
**Carte 3.** *Agaricus bingensis*



**Carte 6.** *Agrocybe broadwayi*



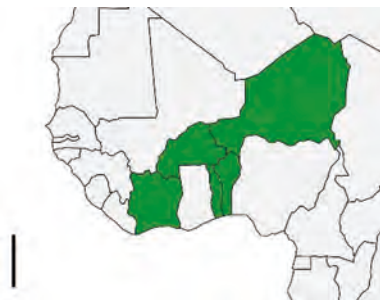
**Carte 7.** *Amanita congolensis*



**Carte 10.** *Amanita masasiensis*



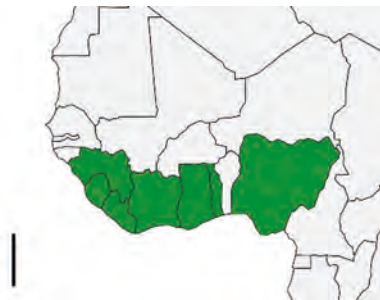
**Carte 8.** *Amanita crassiconus*



**Carte 11.** *Amanita subviscosa*



**Carte 9.** *Amanita loosei*



**Carte 12.** *Armillaria heimii*





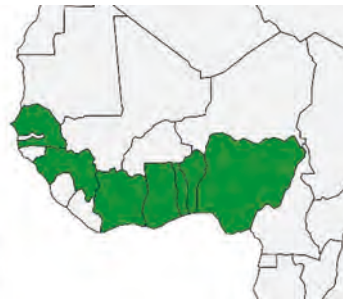
**Carte 13.** *Auricularia cornea*



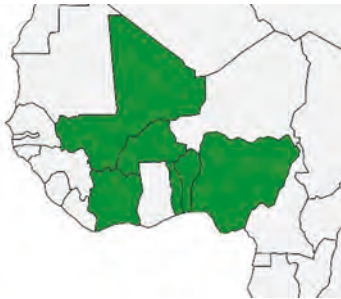
**Carte 16.** *Cantharellus addaiensis*



**Carte 14.** *Calvatia subtomentosa*



**Carte 17.** *Cantharellus congolensis*



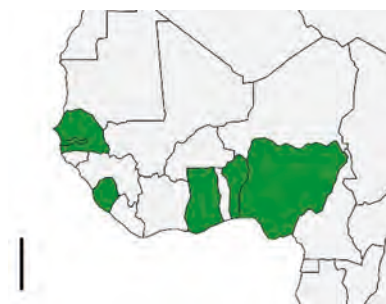
**Carte 15.** *Candolleomyces tuberculatus*



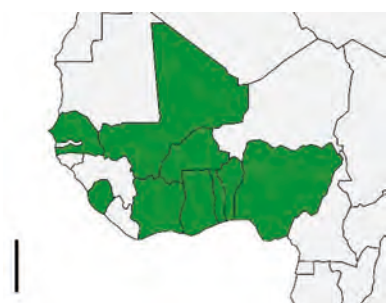
**Carte 18.** *Cantharellus guineensis*



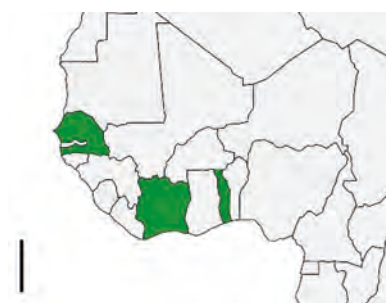
**Carte 19.** *Cantharellus platyphyllus*



**Carte 22.** *Dacryopinax spathularia*



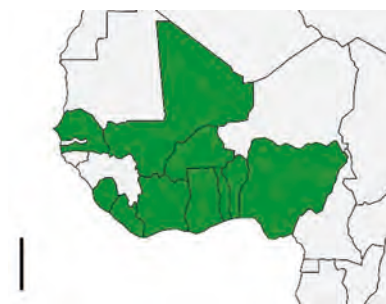
**Carte 20.** *Chlorophyllum palaeotropicum*



**Carte 23.** *Echinochaete brachypora*



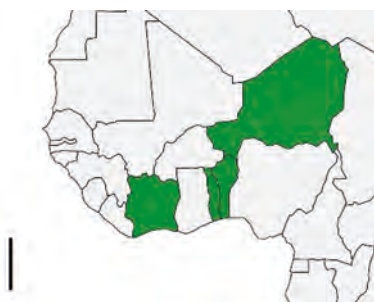
**Carte 21.** *Cookeina sulcipes*



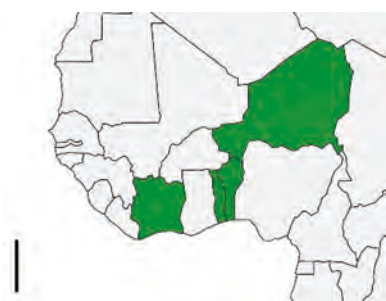
**Carte 24.** *Favolus tenuiculus* s.l.



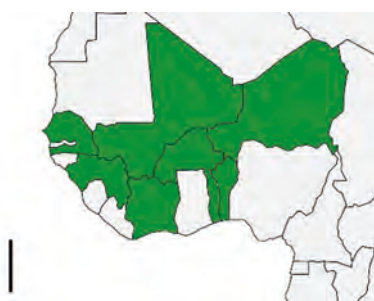
**Carte 25.** *Gymnopilus zenkeri*



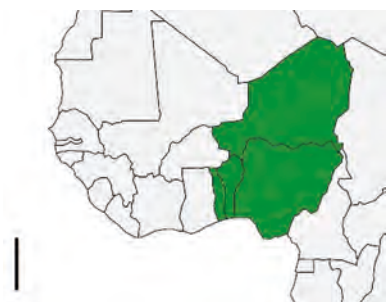
**Carte 28.** *Lactifluus flammans*



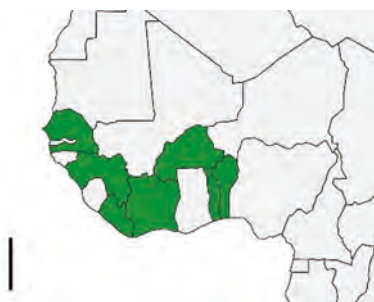
**Carte 26.** *Lactarius tenellus*



**Carte 29.** *Lactifluus gymnocarpoides*



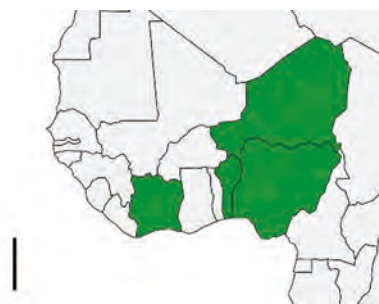
**Carte 27.** *Lactifluus edulis*



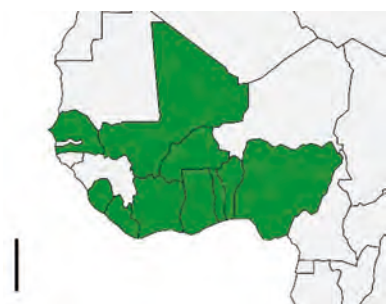
**Carte 30.** *Lactifluus gymnocarpus*



**Carte 31.** *Lentinus cladopus*



**Carte 34.** *Macrolepiota dolichaula*



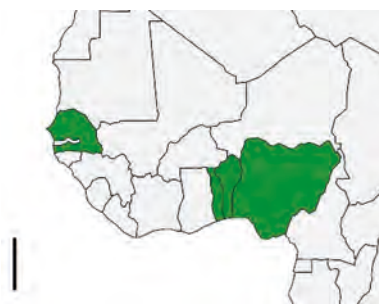
**Carte 32.** *Lentinus squarrosulus*



**Carte 35.** *Marasmiellus inoderma*



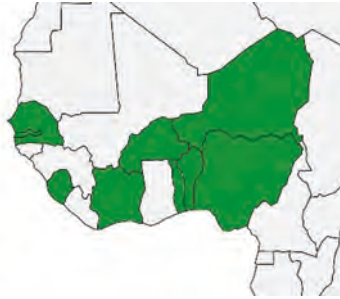
**Carte 33.** *Macrocybe lobayensis*



**Carte 36.** *Marasmius bekolacongoli*



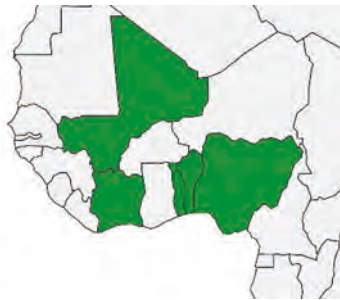
**Carte 37.** *Marasmius buzungolo*



**Carte 40.** *Phlebopus sudanicus*



**Carte 38.** *Marasmius heinemannianus*



**Carte 41.** *Pleurotus pulmonarius*



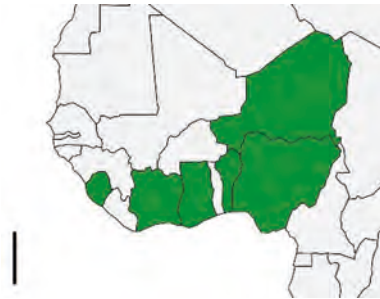
**Carte 39.** *Neonothopanus hygrophanus*



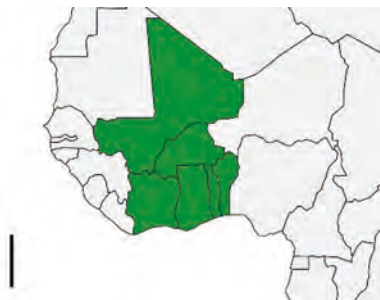
**Carte 42.** *Pleurotus tuber-regium*



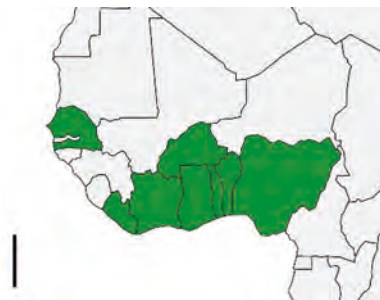
**Carte 43.** *Russula congoana*



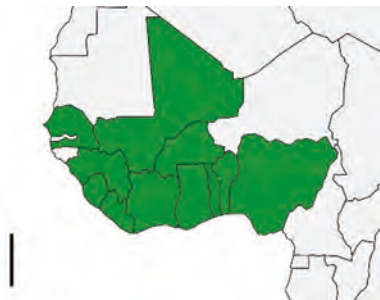
**Carte 46.** *Termitomyces aurantiacus*



**Carte 44.** *Russula oleifera*



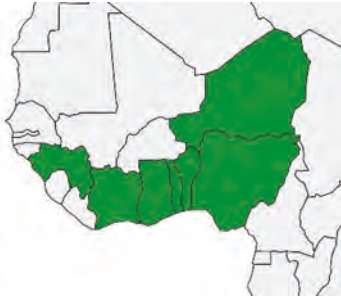
**Carte 47.** *Termitomyces clypeatus*



**Carte 45.** *Schizophyllum commune*



**Carte 48.** *Termitomyces fuliginosus*



**Carte 49.** *Termitomyces le-testui*



**Carte 52.** *Termitomyces reticulatus*



**Carte 50.** *Termitomyces medius*



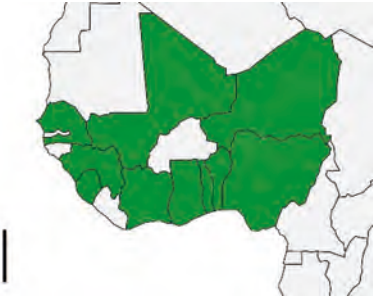
**Carte 53.** *Termitomyces robustus*



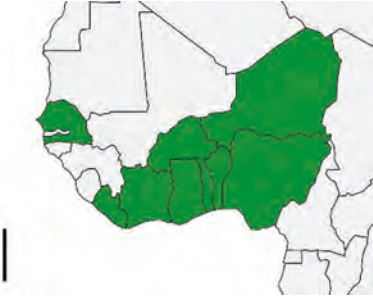
**Carte 51.** *Termitomyces microcarpus*



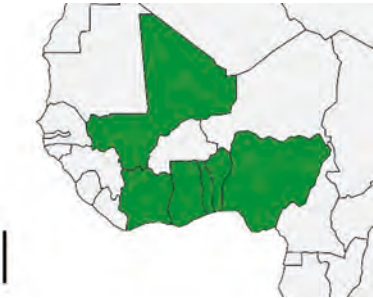
**Carte 54.** *Termitomyces schimperi*



**Carte 55.** *Termitomyces striatus*



**Carte 56.** *Volvariella volvacea*



**Carte 57.** *Volvopluteus earlei*



# Previous volumes of *Abc Taxa*

*Abc Taxa* is a series of peer-reviewed manuals dedicated to capacity building in zoological and botanical taxonomy, in collection management and in good practices in taxonomic and curatorial research. The entire collection can be downloaded on [www.abctaxa.be](http://www.abctaxa.be)



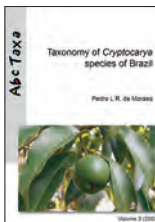
## Volume 1

SAMYN, Y., VANDENSPIEGEL, D. & MASSIN, C. 2006. Taxonomie des holothuries des Comores. *Abc Taxa* 1: 130 pp.



## Volume 2

DE PRINS, R. & ROUR, E. 2007. Détérioration des collections de coquilles causes, conséquences et traitement. *Abc Taxa* 2: 60 pp.



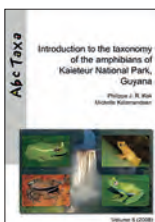
## Volume 3

DE MORAES, P.L.R. 2007. Taxonomy of *Cryptocarya* species of Brazil. *Abc Taxa* 3: 191 pp.



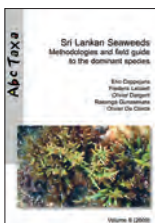
## Volume 4

DIAZ, L. & CADIZ, A. 2007. Guía taxonómica de los anfibios de Cuba. *Abc Taxa* 4: 294 pp.



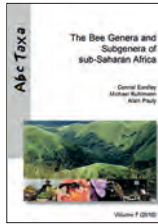
## Volume 5

KOK, P.J.R. & KALAMANDEEN, M. 2008. Introduction to the taxonomy of the amphibians of Kaieteur National Park, Guyana. *Abc Taxa* 5: 278 pp.



## Volume 6

COPPEJANS, E., LELIAERT, F., DARGENT, O., GUNASEKARA, R. & DE CLERCK, O. 2009. Sri Lankan Seaweeds – Methodologies and field guide to the dominant species. *Abc Taxa* 6: 265 pp.



### Volume 7

EARDLEY, C., KUHLMANN, M. & PAULY, A. 2010. The Bee Genera and Subgenera of sub-Saharan Africa. *Abc Taxa* 7: 138 pp.



### Volume 8

EYMAN, J., DEGREEF, J., HÄUSER, C., MONJE, J.C., SAMYN, Y. & VANDENSPIEGEL, D. 2010. Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories and Monitoring. *Abc Taxa* 8: part 1: 1-330; part 2: 331-635.



### Volume 9

EARDLEY, C., KUHLMANN, M. & PAULY, A. 2010. Les genres et sous-genres d'abeilles de l'Afrique subsaharienne. *Abc Taxa* 9: 143 pp.



### Volume 10

EYI NDONG, H., DEGREEF, J. & DE KESEL, A. 2011. Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale. Taxonomie et identification. *Abc Taxa* 10: 253 pp.



### Volume 11

WALTERS, M., FIGUEIREDO, E., CROUCH, N.R., WINTER, P.J.D., SMITH, G.F., ZIMMERMANN, H.G. & MASHOPE, B.K. 2011. Naturalised and invasive succulents of southern Africa. *Abc Taxa* 11: 370 pp.



### Volume 12

MARTIN, P. & BOUGHROUS, A.A. 2012. Guide taxonomique des oligochètes dulçaquicoles du Maghreb. *Abc Taxa* 12: 194 pp.



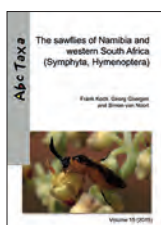
### Volume 13

ANDRÉ, H.M. & N'DRI, J.K. 2013. Bréviaire de taxonomie des acariens. *Abc Taxa* 13: 200 pp.



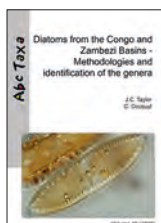
### Volume 14

FISCHER, E. 2013. Liverworts and Hornworts of Rwanda. *Abc Taxa* 14: 552 pp.



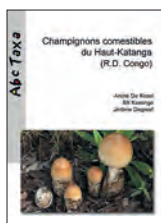
### Volume 15

KOCH, F., GOERGEN, G. & VAN NOORT, S. 2015. The sawflies of Namibia and western South Africa (Symphyta, Hymenoptera). *Abc Taxa* 15: 262 pp.



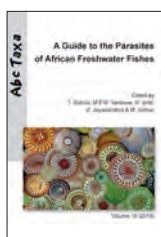
### Volume 16

TAYLOR, J.C. & COCQUYT, C. 2016. Diatoms from the Congo and Zambezi Basins – Methodologies and identification of the genera. *Abc Taxa* 16: 364 pp.



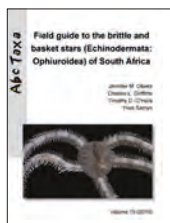
### Volume 17

DE KESEL, A., KASONGO, B. & DEGREEF, J. 2017. Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo). *Abc Taxa* 17: 296 pp.



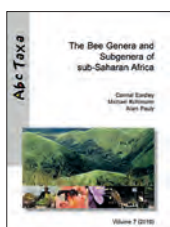
### Volume 18

SCHOLZ, T., VANHOVE, M.P.M., SMIT, N., JAYASUNDERA, Z. & GELNAR, M. 2018. A Guide to the Parasites of African Freshwater Fishes. *Abc Taxa* 18: 420 pp.



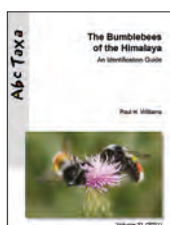
## Volume 19

OLBERS, J.M., GRIFFITHS, C.L., O'HARA, T.D. & SAMYN, Y. 2019. Field guide to the brittle and basket stars (Echinodermata: Ophiuroidea) of South Africa. *Abc Taxa* 19: 346 pp.



## Volume 20

HERMANN, E. TAEDOUMG. 2020. Taxonomie du genre *Craterispermum* Benth. (Gentianales – Rubiaceae) en Afrique continentale. Méthodologie de révision taxonomique chez les Angiospermes. *Abc Taxa* 20: 174pp.



## Volume 21

WILLIAMS, PAUL H. 2022. The Bumblebees of the Himalaya. An Identification Guide. *Abc Taxa* 21: 202 pp.



## Volume 22

WILLENZ, Ph. & HAJDU, E. 2022. Marine and Freshwater Sponges of Peru. Identification Guide. *Abc Taxa* 22: 346 pp.



## Volume 23

WILLENZ, Ph. & HAJDU, E. 2023. Esponjas marinas y de agua dulce del Perú. Guía de identificación. *Abc Taxa* 23: 354 pp.

# Champignons comestibles d'Afrique de l'Ouest

Nous vivons actuellement une période de défis, avec non seulement la crise climatique mais aussi une crise de la biodiversité, tout aussi importante. Deux espèces végétales sur cinq sont en effet menacées d'extinction. Pour le Règne des Fungi, nous ne disposons d'aucun chiffre mais il est particulièrement effrayant d'imaginer que, pour ce vaste groupe d'organismes, dont seule une très petite fraction est connue, des espèces disparaissent avant même que nous les ayons décrites et même découvertes.

Pour pouvoir protéger la diversité, nous devons l'inventorier aussi précisément que possible. Le besoin en mycotaxonomie est dès lors plus urgent que jamais. L'existence de zones sous-explorées, souvent des hotspots de biodiversité, est une des raisons pour lesquelles une grande partie des champignons sont encore inconnus. L'exploration mycologique de l'Afrique est nécessaire pour évaluer et conserver la biodiversité mais également pour des raisons culturelles et historiques car, dans de nombreux pays africains, le lien entre les populations et les champignons est fort ancien et très prégnant. Les études de la mycodiversité africaine se sont multipliées ces dernières décennies, aboutissant à la description de nombreuses nouvelles espèces, à la mise à jour des outils de classification, à un site web sur les champignons comestibles d'Afrique tropicale ([www.efta-online.org](http://www.efta-online.org)) et à plusieurs livres se concentrant sur les espèces comestibles de différentes régions africaines.

Ces résultats sont le fruit de la collaboration étroite entre les mycologues du Jardin botanique de Meise en Belgique et leurs collègues africains. Cette institution possède une expertise approfondie en mycotaxonomie africaine et joue un rôle moteur pour la discipline. L'Université de Parakou au Bénin est également un centre d'excellence pour la recherche mycologique. A travers la formation de jeunes mycologues ouest-africains, la collaboration avec les populations locales et les autorités gouvernementales, elle est le fer de lance de la recherche mycologique en Afrique de l'Ouest.

L'engouement pour cette thématique dans la sous-région ne se dément pas. En 2019 était en effet organisé au Bénin le premier Symposium de mycologie tropicale africaine. Cet événement a rassemblé plus de 80 mycologues de 24 pays, la plupart africains. En plus de la taxonomie, la préoccupation pour la sauvegarde des écosystèmes et leur gestion durable constituaient des thèmes omniprésents dans les communications scientifiques.

Je suis donc ravie d'introduire, par l'entremise de cet ouvrage, une nouvelle contribution importante à la mycologie africaine. Puisse ce livre devenir un outil d'aide à la reconnaissance et à la protection des champignons africains et de leurs habitats. Les forêts soudaniennes constituent des écosystèmes particulièrement vulnérables et la connaissance des champignons qu'elles abritent est indispensable pour les comprendre, les protéger et garantir une utilisation durable des produits forestiers non ligneux (dont les champignons comestibles mais aussi les fruits, les miels...) pour les populations rurales. C'est l'autre défi relevé par ce livre, constituer un outil pour la réalisation des objectifs de développement durable (Sustainable Development Goals) à l'horizon 2030 et en particulier le SDG2 (assurer la sécurité alimentaire) et le SDG15 (préserver et restaurer les écosystèmes terrestres).

Novembre 2023

Prof. Dr. Annemieke Verbeken  
Research Group Mycology  
Ghent University (Belgium)