

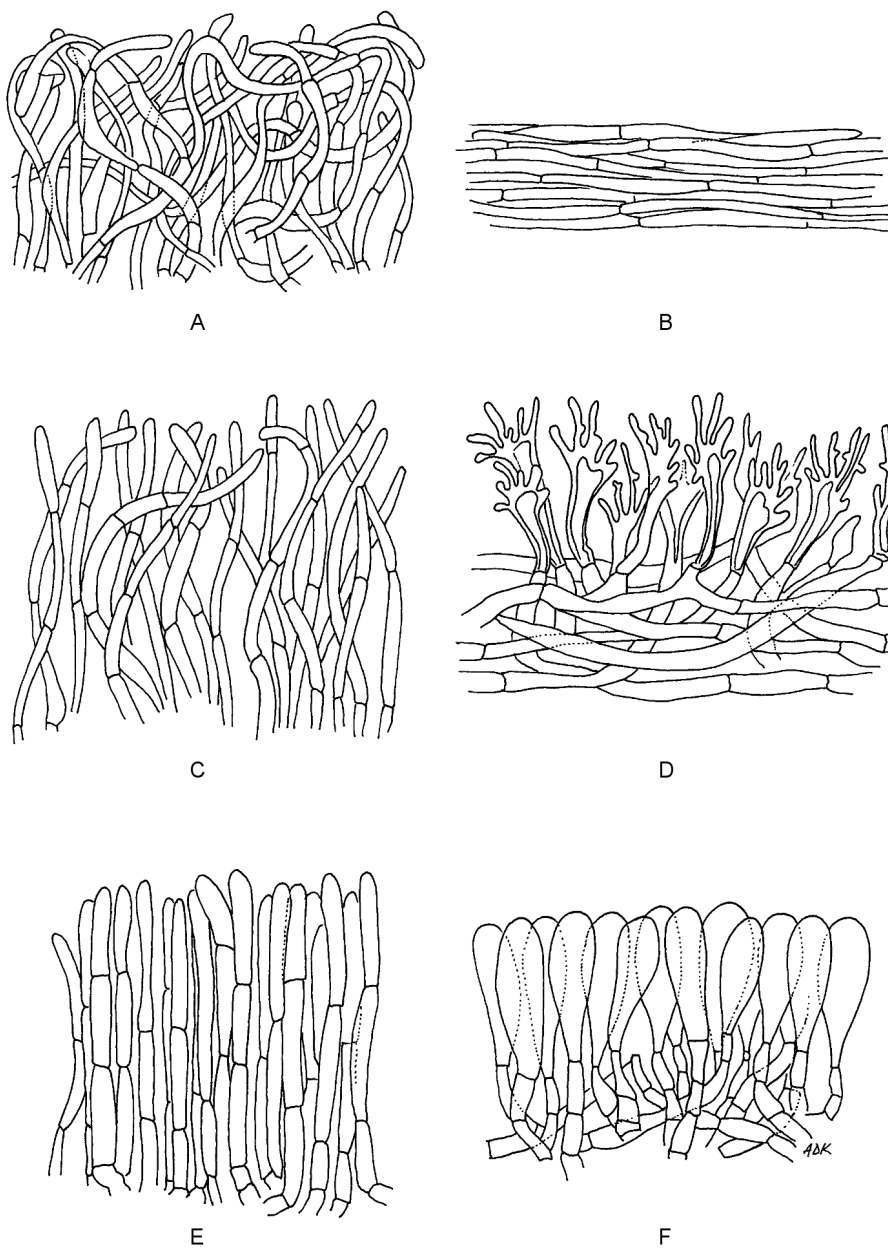
- **Revêtement piléique et voile universel** (Grossissement 250-500x)

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

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

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

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



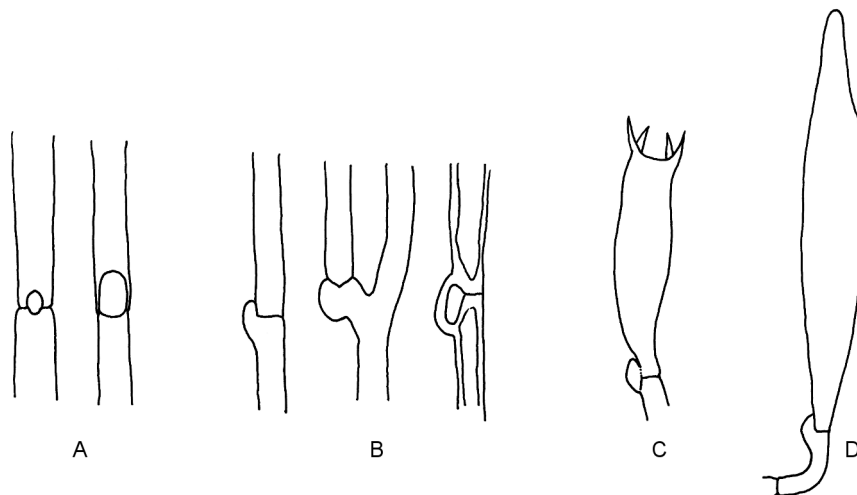
**Fig. 57.** Type de revêtement piléique. **A.** Tomentum; **B.** Cutis; **C.** Trichoderme; **D.** Hyméniderme avec cellules en brosse; **E.** Palissadoderme; **F.** Hyméniderme.



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

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

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



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

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

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

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

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

- **Pigments et cristaux**

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

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

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

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

## **7.6. Stockage des échantillons en vue d'analyses moléculaires**

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

## **8. Gestion d'un herbier mycologique**

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

### **8.1. Nécessité d'une base de données**

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

### **8.2. Classement des spécimens dans l'Herbier**

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

#### **Classement systématique**

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

## Classement alphabétique

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

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

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



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

### **Spécimens-types**

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

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

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

### **8.3. Consignes pour la manipulation des spécimens**

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

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

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

### **8.4. Gestion des prêts**

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

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

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

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

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

## **9. Recommandations au mycologue et au mycophage**

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

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

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

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

## **10. Fiches d'identification des champignons comestibles**

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

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

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

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



***Agaricus erythrotrichus* Heinem.**

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

SYNONYMES:

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

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

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

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

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

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

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

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

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



**Fig. 60.** *Agaricus erythrotrichus*. **A.** Spores; **B.** Cheilocystides; **C.** Basides.  
Echelle = 5  $\mu\text{m}$  (A), 10  $\mu\text{m}$  (B, C).

***Agaricus goossensiae* Heinem.**

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

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

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

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

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

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

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



**Fig. 61.** *Agaricus goossensiae*. **A.** Spores; **B.** Cheilocystides; **C.** Basides.  
Echelle = 5  $\mu\text{m}$  (A), 10  $\mu\text{m}$  (B, C).





Fig. 62. *Agaricus goossensiae*.



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

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

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

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

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

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

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

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

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



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





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

## ***Armillaria heimii* Pegler**

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

### SYNONYME:

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

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

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

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

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

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

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



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





**Fig. 67.** *Armillaria heimii*.



**Fig. 68.** *Auricularia cornea*.