



**HAL**  
open science

## Utilisation du microscope en mycologie pour l'observation de l'autofluorescence.

Patrice Baumgart, André Laurent

► **To cite this version:**

Patrice Baumgart, André Laurent. Utilisation du microscope en mycologie pour l'observation de l'autofluorescence.. Bulletin de la Société Mycologique de France, 2017, 133 (1-2), pp.143-157. hal-04556137

**HAL Id: hal-04556137**

**<https://hal.univ-lorraine.fr/hal-04556137>**

Submitted on 23 Apr 2024

**HAL** is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

## UTILISATION DU MICROSCOPE EN MYCOLOGIE POUR L'OBSERVATION DE L'AUTOFLUORESCENCE

Patrice BAUMGART\* et André LAURENT\*\*

### Résumé

L'utilisation du microscope à fluorescence pour observer les champignons permet de mettre en évidence une fluorescence des éléments habituels que l'on peut y rencontrer, comme les basides, les cystides, les asques, etc. Ces observations montrent les couleurs particulières prises par ces éléments dans ces conditions d'observation et surtout permettent de les situer exactement sur les préparations. Il s'agit d'une fluorescence d'excitation par la lumière ultraviolette, sans ajout de fluorochrome : la lumière collectée vient de la fluorescence émise en retour par l'échantillon. Cette technique est aussi appelée autofluorescence ou épifluorescence. Ce mode d'observation pourrait permettre de mieux observer l'activité des cellules en cours de division ou encore leurs fonctions enzymatiques et métaboliques, qui ont été peu observées *in vivo* jusqu'à présent, afin d'aboutir à une explication de ces phénomènes.

**Mots-clés :** autofluorescence, fluorophores, cystides, chrysocystides, gliocystides, basides, asques, osmotrophe, spores, trame.

### Abstract

The use of the fluorescence microscope to observe fungi makes it possible to highlight a fluorescence of the usual elements that can be found there, such as basidia, cystidia, asci, etc. These observations show the particular colours taken by these elements under these observation conditions and above all make it possible to locate them exactly on the preparations. It is an excitation fluorescence by ultraviolet light, without adding fluorochrome: the collected light comes from the fluorescence emitted in return by the sample. This technique is also called autofluorescence or epifluorescence. This observation method could make it possible to better observe the activity of cells during division or their enzymatic and metabolic functions, which have been poorly observed *in vivo* until now, in order to explain these phenomena.



### INTRODUCTION

JOSSEYRAND & NETIEN (1938) ont observé 175 espèces de champignons en lumière ultraviolette. Il n'est pas question de refaire ce travail, mais il se poursuit ici afin d'étudier de beaucoup plus près l'autofluorescence en mycologie. Ce type d'observation permet de mieux comprendre quels sont les éléments précis qui la provoquent et de bien les localiser dans les tissus.

### La fluorescence : bref rappel historique

L'Irlandais G. G. Stokes, professeur de mathématiques à l'université de Cambridge (Royaume-Uni), expliqua pour la première fois le phénomène de

\* 9, chemin des Échalandes, 88160 Le Thillot (France). [patrice.baumgart-myc@orange.fr](mailto:patrice.baumgart-myc@orange.fr)

\*\* 65, boulevard Valonnière, 54600 Villers-lès-Nancy. [andrelj.laurent@free.fr](mailto:andrelj.laurent@free.fr)

fluorescence en constatant que certains matériaux, tels la fluorine et l'ouraline, émettent de la lumière visible lorsqu'ils sont exposés à un rayonnement ultraviolet dont la longueur d'onde est inférieure à celles des couleurs du spectre visible (STOKES, 1852). Cette augmentation de la longueur d'onde est connue sous le nom de déplacement de Stokes.

Considéré comme le père de la fluorescence, Aleksander JABŁOŃSKI (1930) poursuivit ensuite des recherches qui le conduisirent à présenter le diagramme énergétique de la fluorescence (fig. 1).

Le temps relativement court entre l'absorption, de l'ordre de la femtoseconde ( $10^{-15}$  s), et l'émission de photons dure généralement moins d'une microseconde. Il permet de faire la différence avec la phosphorescence où l'émission est beaucoup plus longue et persiste après l'excitation. L'absorption d'un photon permet le passage d'un électron à un état excité. Son retour à l'état fondamental se traduit par l'émission fluorescente. Les molécules qui fluorescent, sont en général de structure cyclique, avec des doubles liaisons ou des électrons conjugués en grand nombre, une symétrie élevée, et une certaine rigidité.

#### MATÉRIEL

Le microscope Laborlux 11 de Leitz (fig. 2) a été utilisé avec une lampe à vapeur de mercure à arc court (lampe HBO). Elle émet une lumière de longueur d'onde allant de l'ultraviolet (300 nm) jusqu'à l'infrarouge (900 nm). Un filtre permet de récupérer la fluorescence de la préparation du vert jusqu'au rouge. Les caractéristiques du filtre utilisé sont :

- un cube « I 2/3 » pour la fluorescence (modèle 513604) ;
- une gamme excitante : bleu (FITC, fluorescéine isothiocyanate) ;
- un filtre d'excitation : bande passante de 450–490 nm ;
- un miroir diviseur de faisceau dichroïque : RKP 510 nm ;
- un filtre d'émission dont la bande passante se situe au-delà de 515 nm.

Le microscope possède une tourelle circulaire (indiquée par une flèche sur la fig. 2 ci-contre) en dessous du bloc des oculaires. Il contient les cubes optiques qui permettent de filtrer la lumière de la lampe source à vapeur de mercure pour ne récupérer que les longueurs d'ondes souhaitées. Le parcours lumineux dans le cube est schématisé sur la figure 3 (LE RU, 2014 ; LOCQUET, 2014).

Le schéma de l'excitation est illustré par la figure 4. Les courbes respectives en bleu et en vert sont obtenues après passage par les filtres et le miroir dichroïque. Les domaines de longueurs d'ondes de l'excitation et de la bande passante sont respectivement 450–490 nm et 515–750 nm.

#### MÉTHODE

Dans un premier temps, il faut repérer les espèces susceptibles de produire une fluorescence. Une lampe de Wood peut être utilisée pour les identifier. Il faut diriger

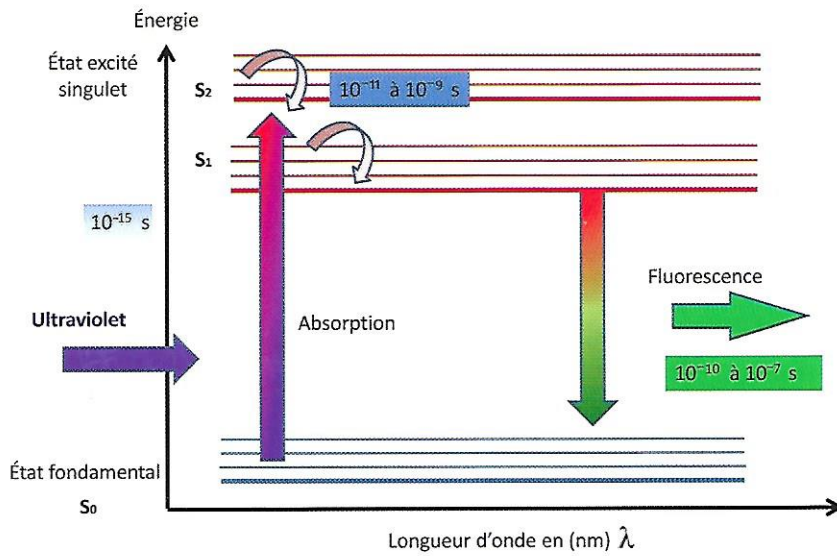


Fig. 1. — Diagramme de la fluorescence selon JABLONSKI.

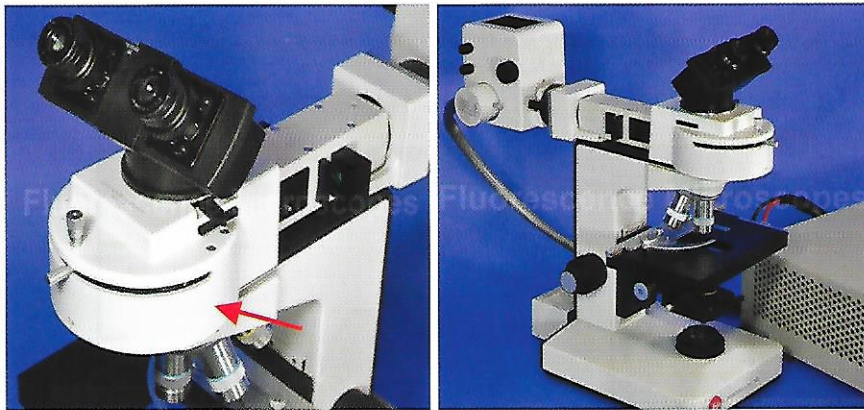


Fig. 2. — Exemple d'équipement pour l'observation en autofluorescence (microscope Laborlux 12 de Leitz).

la lumière de la lampe sur les différentes parties du carpophore afin de détecter leur fluorescence éventuelle, en gardant présent à l'esprit que chez certaines espèces la fluorescence peut ne se manifester qu'au microscope (fig. 5 et 6).

Avec la lampe de Wood, nous pouvons déjà constater que les lames sont fluorescentes (fig. 5). Sur la figure 6, il apparaît de nombreux petits points plus brillants sur l'arête et quelques-uns sur les faces. Selon les espèces, les couleurs peuvent aller du vert bleuâtre au jaune, jusqu'au jaune orangé.

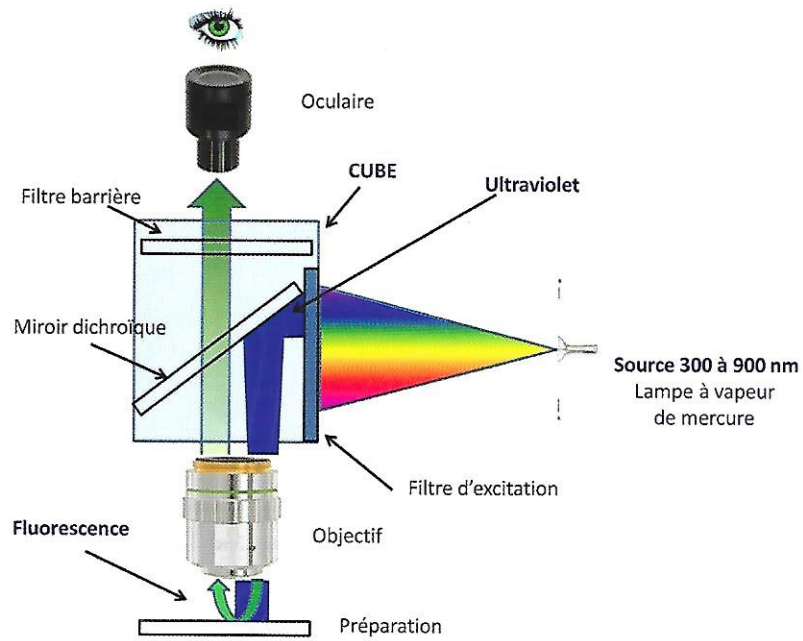


Fig. 3. — Schéma du filtrage par le « cube » d'un microscope à fluorescence (pour plus de précisions on pourra consulter NIKON, 2018).

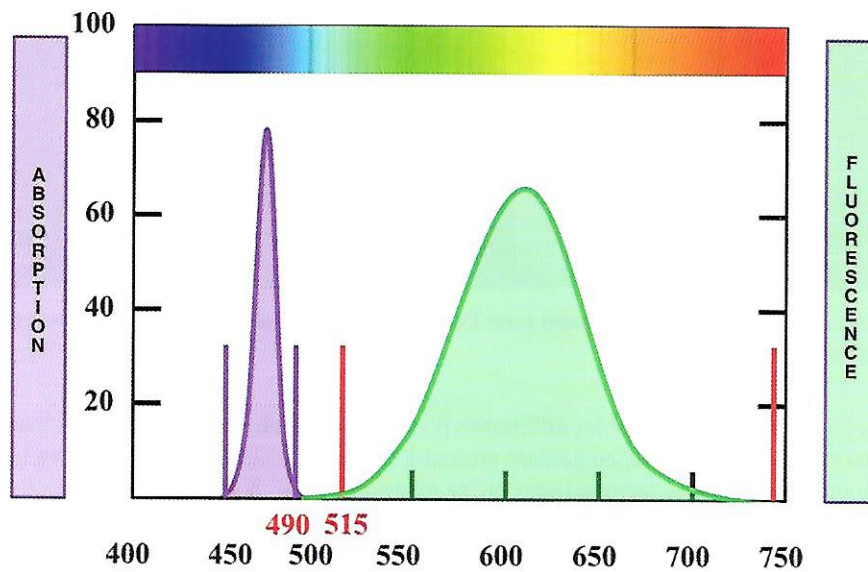
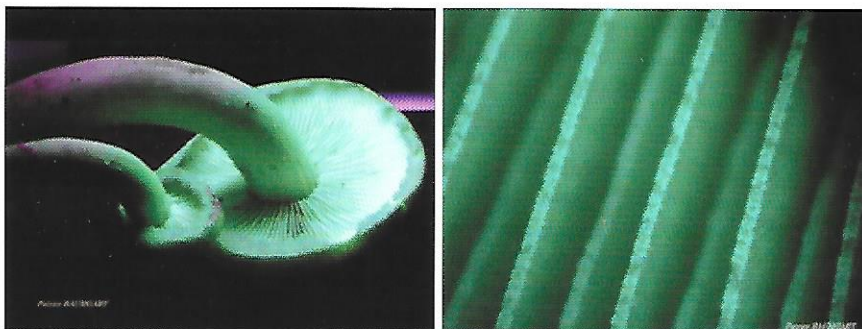


Fig. 4. — Schéma de l'excitation et de la bande passante (longueurs d'ondes en nanomètres). Excitation : 450 à 490 nm ; bande passante : 515 à 750 nm.



**Fig. 5.** — Hyménophore d'*Hypholoma fasciculare* sous la lampe de Wood (grandeur nature). **Fig. 6.** — Même cliché, grossi dix fois. La fluorescence est essentiellement concentrée sur l'arête.

Dans un deuxième temps, pour observer en autofluorescence la partie du carpophore qui nous intéresse, il faut faire une préparation entre lame et lamelle que l'on placera sous l'objectif du microscope à fluorescence. La préparation ne nécessite aucune coloration ni aucun traitement préliminaire spécial (donc aucune adjonction de fluorophore). Elle est montée simplement dans de l'eau distillée, glycérinée ou non (il faut toujours travailler sur du matériel frais). Pour terminer, on passe à l'observation en lumière ultraviolette.

Nous avons donc procédé à des essais chez les basidiomycètes et chez les ascomycètes sur différentes parties du carpophore. Il est important de préciser qu'à tout moment on peut, en occultant le faisceau de la lampe à vapeur de mercure, revenir en microscopie en lumière transmise ordinaire pour confirmer la nature des éléments fluorescents observés (les photographies sont de P. Baumgart).

### Résultats chez quelques basidiomycètes

Une sélection de photographies obtenues en fluorescence montrant des éléments d'un champignon habituellement observés en microscopie en lumière transmise ordinaire permet de se faire une idée de ce qu'apporte l'observation en autofluorescence. On notera que les photographies en fluorescence ne peuvent pas être aussi nettes que celles obtenues en microscopie classique, car il y a toujours une diffusion de la fluorescence dans les tissus environnants.

#### Face des lames

La figure 7 de la planche I montre les chrysocystides<sup>1</sup> faciales de *Stropharia caerulea* après montage d'un petit morceau de lame dissocié dans l'eau. On constate que seules les chrysocystides sont fluorescentes et l'on peut distinguer leur forme et leur emplacement dans l'hyménium. Les autres éléments sont comme « éteints ».

<sup>1</sup> Les termes de mycologie utilisés dans le texte sont ceux admis dans JOSSELAND (1983).

Dans certaines chrysocystides, on peut distinguer une masse jaune ressemblant à un cristal très fluorescent entouré par la paroi de la cellule. En lumière transmise ordinaire cette masse se colore fortement en jaune par la potasse, ce qui s'explique par le fait que cet exemplaire est relativement âgé (CLÉMENÇON, 1997, p. 516-523).

La figure 8 montre les chrysocystides d'*Hypholoma capnoides*. Un fragment de lame a été dissocié dans l'eau distillée par de petits chocs sur le couvre-objet pour mieux séparer les chrysocystides : elles se montrent étirées au sommet et leur paroi est bien visible. Sur la figure 9, on voit que la paroi est nettement plus fluorescente que l'intérieur de la chrysocystide, laquelle contient une vacuole sans masse réfringente : l'exemplaire préparé est certainement plus jeune que celui utilisé dans la figure 8. On peut aussi observer la cloison transversale qui sépare la chrysocystide de l'hyphe génératrice (entourée d'un cercle sur la photographie).

Sur la figure 10, on observe les basides sur la face d'une lame de *Russula praetervisa*. Ces basides montrent une fluorescence verte d'intensité variable ou orangée, suivant leur âge ou leur activité. Leur répartition est assez régulière et l'hyménophore est comme éteint. La figure 11 montre une baside de *Russula rosea* après dissociation du fragment de lame observé. On distingue nettement une jeune baside fluorescente avec différentes zones qui sont en activité, notamment dans et vers le sommet des stérigmates. Sur la figure 12 (*Russula ochroleuca*), on distingue nettement trois zones d'activité dans la baside. Il est possible qu'elle soit en méiose et nous assistons peut-être là à la formation des spores. La figure 13 montre un fragment de lame de *Russula rosea* dissocié où l'on voit des basides. En bas de la photographie, la flèche indique une gliocystide peu fluorescente. La figure 15 correspond à la figure 14 (*Russula rosea*), mais l'observation a lieu en lumière transmise ordinaire, sans coloration. On y trouve les mêmes éléments au même endroit. La lumière ultraviolette permet de mettre en évidence quelques basides actives et une légère fluorescence des gliocystides (indiqué par les flèches).

La figure 16 montre des cystides faciales de *Pholiota lenta*.

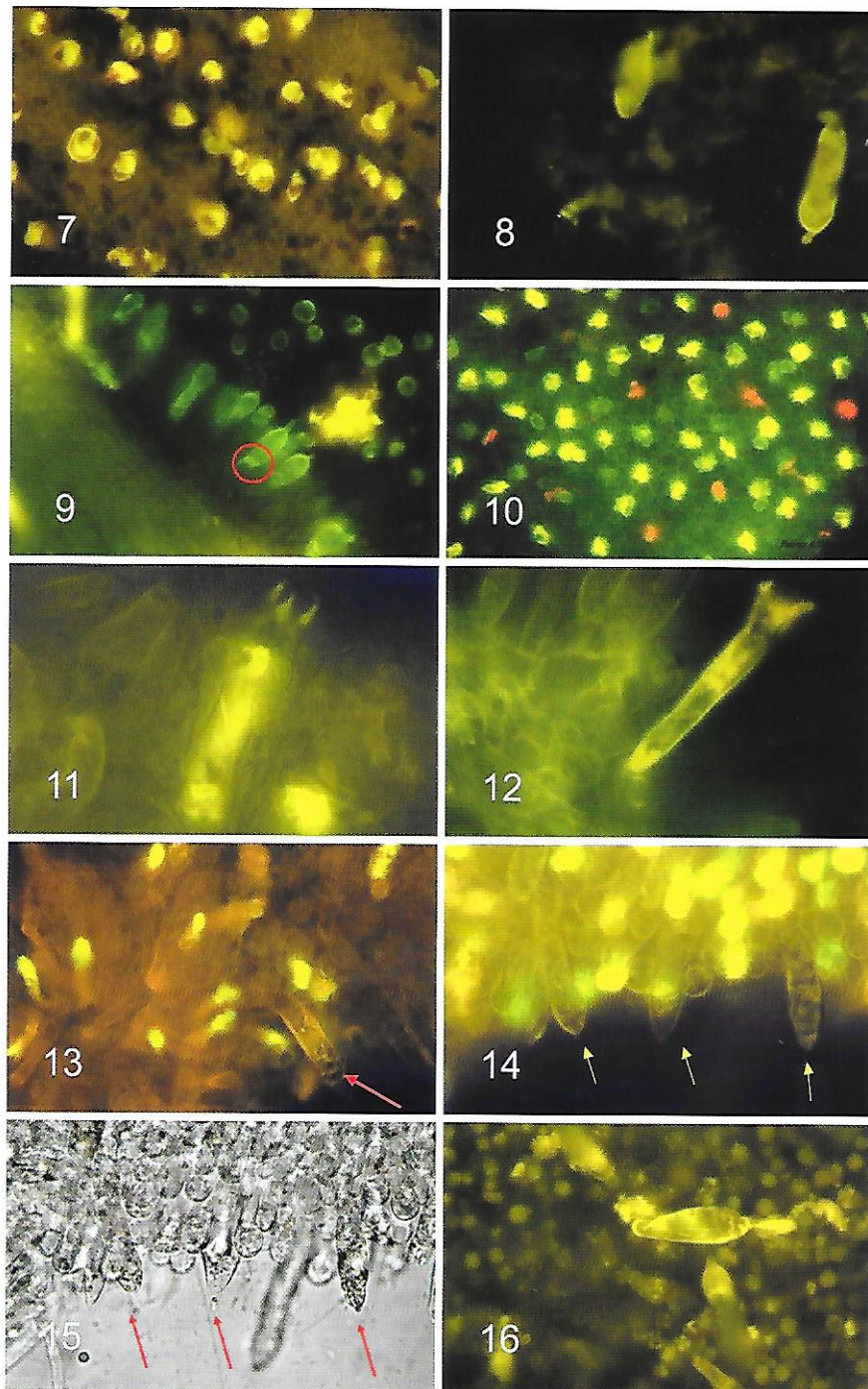
### Chair

Sur la planche II, figure 17, dans la couche sous-cuticulaire de *Russula praetervisa*, la paroi des sphérocytes montre une fluorescence jaune soutenue (× 500).

---

**Planche I.** — 7. Chrysocystides faciales de *Stropharia caerulea* (× 500). — 8. Chrysocystides d'*Hypholoma capnoides* sur fragment de lame dissocié (× 500). — 9. Chrysocystides d'*Hypholoma capnoides* observées sur coupe transversale d'une lame (× 500). — 10. Lame de *Russula praetervisa* vue de face (× 500). — 11. Baside de *Russula rosea* (× 1000). — 12. Baside de *Russula ochroleuca* (× 1000). — 13. Fragment de lame de *Russula rosea* dissocié montrant des basides (× 500). — 14. Lame de *Russula rosea* (× 1000) observée en fluorescence. — 15. Même portion de la préparation que sur la fig. 14, mais en lumière transmise ordinaire (× 1000). — 16. Cystides faciales de *Pholiota lenta* (× 1000).

PLANCHE I





### Coupes de lames

L'observation d'une coupe transversale mince dans une lame d'*Hypholoma lateritium*, obtenue au microtome après inclusion dans le polyéthylène glycol (PEG) et montée dans l'eau entre lame et lamelle, montre que les chrysocystides sont réparties régulièrement à la surface des lames et qu'elles ont leur origine dans la trame (fig. 18).

### Voile

On distingue une fluorescence hétérogène à l'intérieur des articles terminaux des hyphes du voile partiel d'*Hypholoma lateritium* (fig. 19).

### Revêtement piléique

Dans le revêtement piléique d'*Hypholoma* sp. (fig. 20), les noyaux des hyphes se montrent fluorescents et sont rejetés sur les côtés, contre la membrane qui, elle aussi, est fluorescente (MARKOVITSI et coll., 2010 ; VAYA et coll., 2010).

En résumé, la fluorescence observée en lumière ultraviolette est donc celle des éléments que nous observons au microscope, dans les exemples présentés des basides, de la paroi des sphérocytes chez les russules, des chrysocystides, de l'intérieur des hyphes du voile, de la paroi des hyphes chez les hypholomes et les strophaires.

### Spores

Spores jeunes de *Macrolepiota procera* provenant d'une sporée (× 500). On distingue la fluorescence jaune verdâtre de l'endospore et de l'exospore, ainsi que les guttules (fig. 21).

Spores de *Macrolepiota procera* (× 1000). Très belle fluorescence jaune de la membrane qui pourrait indiquer des spores mûres. Sur certaines, on peut aussi distinguer l'endospore (indiqué par une flèche sur la fig. 22).

### Hyphes

Sur la figure 23 (*Russula paludosa*), on observe nettement la cloison séparant deux articles (× 1000). Dans les hyphes du revêtement piléique d'*Hygrophoropsis*

---

**Planche II.** — 17. Couche sous-cuticulaire de *Russula praetervisa* (× 500). — 18. *Hypholoma lateritium*, trame (coupe mince, × 500). — 19. Articles terminaux du voile partiel d'*Hypholoma lateritium* (× 500). — 20. Revêtement piléique (subcutis) d'*Hypholoma* sp. (× 500). — 21. *Macrolepiota procera*. Spores jeunes provenant d'une sporée (× 500). — 22. Spores de *Macrolepiota procera* (× 1000). — 23. Hyphe de *Russula paludosa*. On observe nettement la cloison séparant deux articles de l'hyphe (× 1000). — 24. Cutis d'*Hygrophoropsis aurantiaca*. Hyphes avec pigmentations cytoplasmiques fluorescentes, et grandes vacuoles sombres. × 500. — 25. *Aleuria aurantia* (× 500). En autofluorescence, la paroi des asques est souvent verte, mais les spores prennent des couleurs jaune orangé. On peut aussi distinguer l'ornementation sporale qui prend les mêmes couleurs. Les paraphyses sont peu visibles. — 26. *Aleuria aurantia* (× 500) après coloration au bleu de crésyle.

PLANCHE II

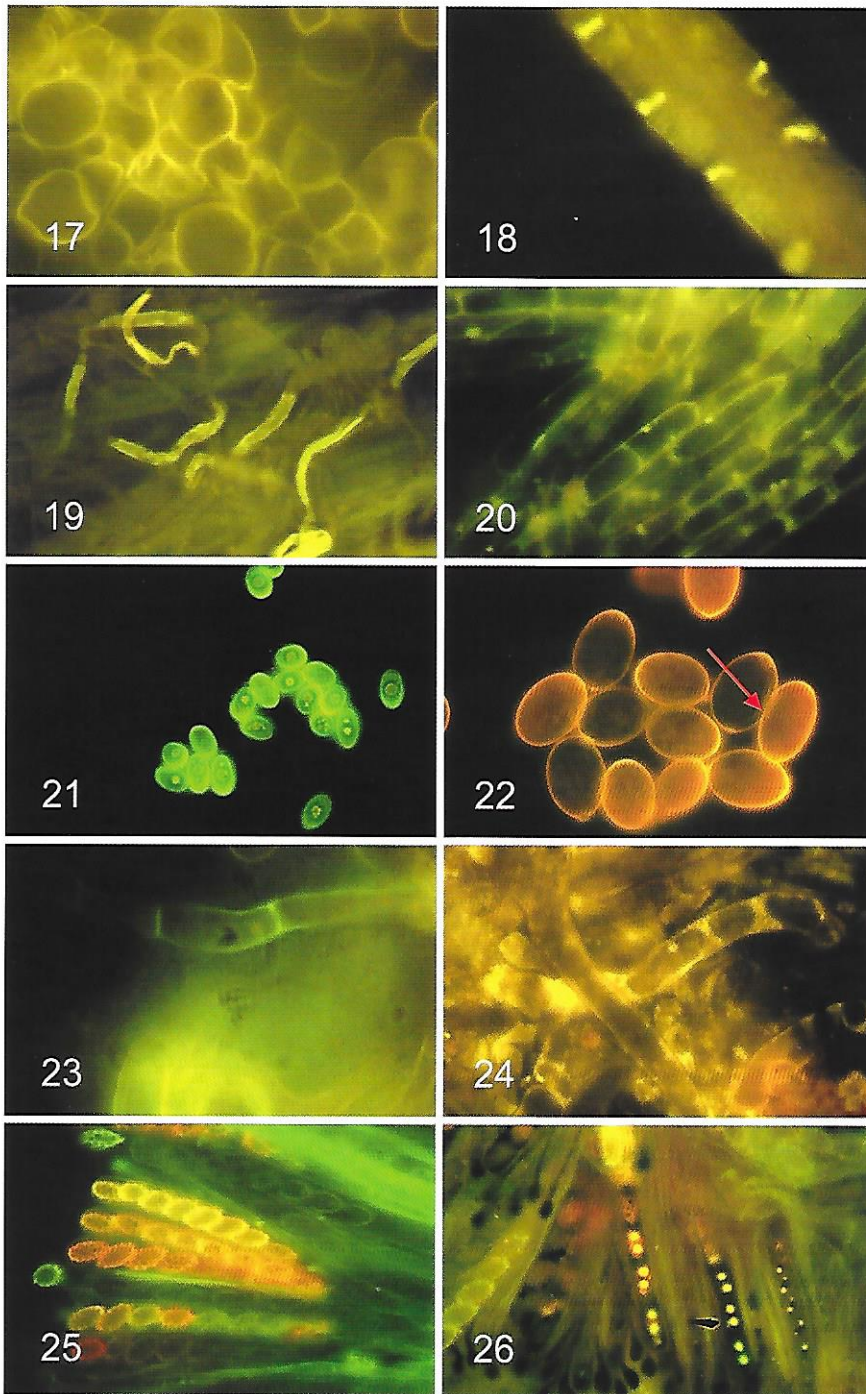
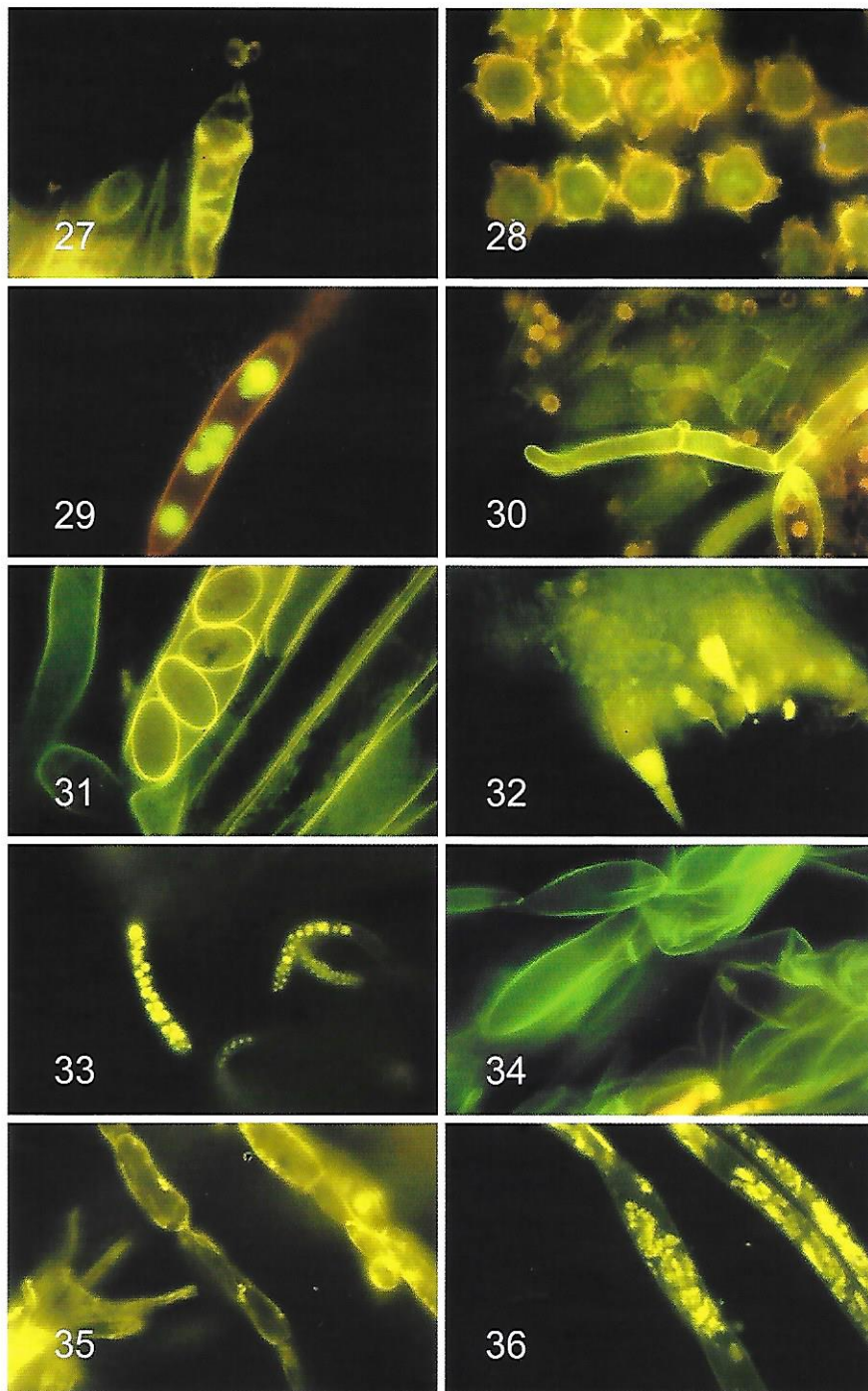


PLANCHE SUPPLÉMENTAIRE



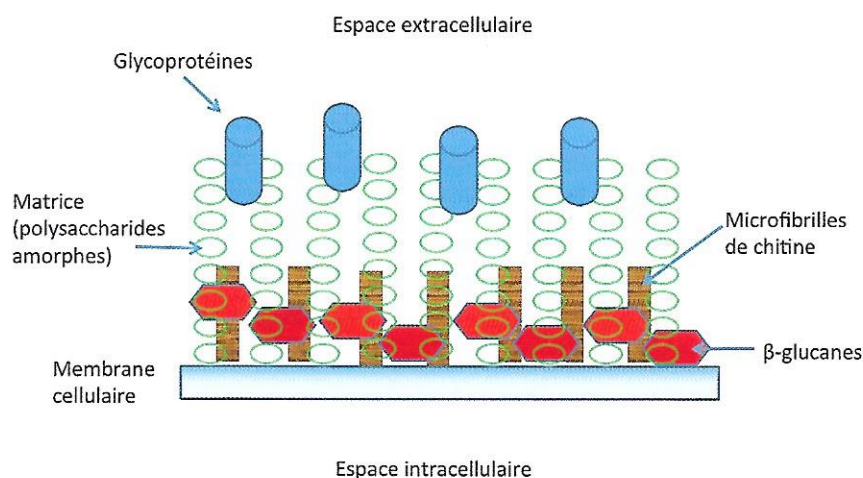


FIG. 37. — Schéma de la paroi de l'hyphe.

*aurantiaca* ( $\times 500$ ), la pigmentation cytoplasmique est fluorescente et l'on peut observer de grandes vacuoles sombres (fig. 24).

### Résultats pour un ascomycète (*Aleuria aurantia*)

#### Hyménium

Chez les ascomycètes, la fluorescence est souvent très faible, mais, au microscope, en autofluorescence, on découvre les couleurs d'excitation des asques et des spores (fig. 25). La paroi des asques est alors souvent verte, mais les spores prennent des couleurs jaune orangé. On peut aussi distinguer l'ornementation sporale qui prend les mêmes couleurs. Les paraphyses sont peu visibles.

Pour observer les paraphyses, avec leur extrémité un peu en massue, il faut colorer la préparation avec le bleu de crésyle avant d'observer en fluorescence (fig. 26). Elles apparaissent alors colorées en bleu et, de plus, les guttules des

---

**Planche supplémentaire.** — 27. Baside fluorescente de *Russula cavipes*, avec deux jeunes spores ( $\times 1000$ ). — 28. Chlamydospores d'*Asterophora lycoperdoides*. La paroi est jaune et le centre des spores montre des reflets verts ( $\times 1000$ ). — 29. Cutis de *Tubaria hiemalis*. Hyphes avec des grosses vacuoles fluorescentes ( $\times 1000$ ). — 30. Boucle chez *Crepidotus* sp., cuticule ( $\times 1000$ ). — 31. Spores jeunes de *Peziza vesiculosa*. Fluorescence de la membrane. — 32. Cystides marginales de *Macrocystidia cucumis* ( $\times 400$ ). Fluorescence apicale. — 33. Paraphyses d'*Otidea onotica* avec fluorescence des vacuoles aux extrémités. — 34. *Inocybe rimosa*, cutis avec membrane fluorescente ( $\times 500$ ). — 35. *Hypholoma fasciculare*. Cutis avec des inclusions cytoplasmiques fluorescentes et des vacuoles éteintes ( $\times 500$ ). — 36. Contenu fluorescent à l'intérieur des hyphes d'*Hypholoma fasciculare* ( $\times 500$ ).

jeunes spores se colorent en jaune verdâtre vif. Sur la figure 25, en l'absence de bleu de crésyle, ces guttules n'apparaissent pas. Cela peut être dû à la variation du pH. Cette technique n'est qu'une adaptation pour voir les paraphyses. Le sous-hyménium ou le plectenchyme peuvent aussi être fluorescents<sup>2</sup>.

Comme nous l'avons observé, c'est souvent la paroi des hyphes et d'autres éléments qui sont fluorescents, ce qui nous amène maintenant à en préciser la structure.

### Structure de la paroi des hyphes des champignons

Le microscope électronique montre que la paroi des hyphes est constituée de quatre membranes très intriquées, de la manière suivante (DECLERCK, 2016) :

- un réseau de microfibrilles de chitine est localisé dans la partie la plus interne de la paroi, directement en contact avec la membrane cellulaire ;
- des filaments de  $\beta$ -glucanes s'installent par-dessus la couche de chitine ;
- des polysaccharides amorphes (sous forme de matrice de gel) font la liaison entre les microfibrilles renforçant la structure ;
- une couche externe composée de nanoprotéines constitue une matrice autour de la paroi où des glycoprotéines ancrées dans cette couche jouent un rôle dans l'interaction entre cellules.

La figure 37 schématise cette structure.

Cette structure de la paroi doit contenir des molécules fluorescentes ou, peut-être, des microorganismes, comme des bactéries *Pseudomonas fluorescens* (pyoverdine) qui adhèrent à cette paroi. De nombreuses autres espèces de bactéries, telles *Pseudomonas aeruginosa*, *pudica* et des *Xanthomonas* adhèrent sous forme de biofilms (MIQUEL-GUENNOG, 2017).

### Réflexions et tentatives d'explications

Il faut bien comprendre que les observations microscopiques faites après certaines colorations très souvent utilisées en mycologie ne reflètent pas l'activité naturelle des éléments étudiés. La coloration détruit presque toujours la vitalité des hyphes et des autres cellules. Dans certaines conditions, on peut dire que l'absorption d'un colorant ou d'un produit révélateur peut s'expliquer par la présence de cristaux ou de substances métaboliques. Remarquons aussi que certains organites des articles des hyphes sont difficilement colorables par les réactifs usuels, notamment les noyaux, sauf si l'on utilise des colorants spécifiques qui ne sont pas employés dans les travaux de routine (coloration de May-Grünwald Giemsa). L'observation en fluorescence pourrait peut-être aller

---

<sup>2</sup> Une planche de photographies supplémentaire (fig. 27-36, p. 152) vient préciser les éléments observables sur les figures des planches I et II documentées plus haut.

plus loin en permettant d'étudier les cellules vivantes. Elle rendrait donc mieux compte de leur statut physiologique, morphologique et métabolique.

### **Hyphes**

Les hyphes et autres cellules fongiques deviennent donc fluorescentes avec une lumière ultraviolette de longueur d'onde appropriée. Cette fluorescence pourrait être due à des éléments endogènes, surtout aux mitochondries, aux nucléoles et aux lysosomes, mais aussi à des substances comme les pigments, souvent lipidiques, le NADPH (nicotinamide adénine dinucléotide phosphate), les flavines et certainement beaucoup d'autres (LATOUCHE, 2000). Les champignons contiennent aussi des anthraquinones, des éthanol-cyanines, des riboflavines fluorescentes, etc. (MICHON, 2018).

Comme nous pouvons l'observer sur les photographies précédentes, la fluorescence des chrysocystides, des basides, des spores, etc., montre que ces éléments sont le siège de réactions métaboliques complexes (NASRAOUI, 2015).

### **Absorption des substances humiques**

Les composés organiques présents dans le sol, comme ceux de l'humus, montrent une fluorescence mesurable (COELHO, 2009). Ces substances humiques, riches en fluorophores, sont absorbées par le mycélium des champignons grâce à un mécanisme osmotrophe et pourraient donc produire une fluorescence de leurs tissus avant ou après leur métabolisation. Nombre d'espèces se nourrissent de bois mort ou de feuilles mortes et recyclent donc ces éléments. Les champignons ont un rôle crucial dans l'humidification des sols : ce sont des décomposeurs de la cellulose, un composé fluorescent comme ses produits de dégradation (JAMES et coll., 1930).

La chlorophylle, elle aussi, est fluorescente.

Citons encore le deutéroplasme qui est l'ensemble des protéines emmagasinées dans le cytoplasme des hyphes en tant que substances de réserve, matières grasses et similaires. Il se présente souvent sous forme de gouttelettes qui s'accumulent et peuvent devenir assez nombreuses (CLEMENÇON, 2012).

### **Éléments à vérifier**

Nous avons mis en évidence plusieurs pistes à vérifier. Nous espérons que des mycologues qui ont accès à des techniques plus élaborées pourront explorer et expliquer la fluorescence naturelle de nombreux éléments chez les champignons, par exemple expliquer pourquoi la fluorescence des spores semble varier avec l'âge.

### **Autres réflexions**

Dans ce travail, nous avons pu visualiser des cellules, comme les basides, qui sont en activité sur les lames des russules : elles sont réparties d'une façon assez

régulière et géométrique à leur surface. Nous pouvons donc observer qu'une dynamique existe bien dans la formation des spores. Quand le carpophore grandit, l'hyménophore et l'hyménium grandissent aussi, et il est probable que les hyphes génératrices s'allongent et viennent à la surface des lames pour pousser les jeunes basides, lesquelles vont alors s'activer, donnant lieu à la fusion des noyaux et à la méiose qui aboutiront à la production de quatre basidiospores (fig. 10, 11, 12). Il en irait de même pour les chrysocystides qui sont régulièrement réparties sur les lames et viennent puiser des produits du métabolisme dans la trame (fig. 18).

#### CONCLUSION

L'objectif premier était d'expliquer l'origine de la fluorescence observée par JOSSERAND & NETIEN (1938). Mais, compte tenu de la diversité des éléments observés, nous avons cru bon d'essayer de les décrire et de proposer quelques explications possibles sans nous montrer catégorique. Il y a certainement encore beaucoup d'espèces à étudier en autofluorescence, comme les bolets, les polypores et les corticiés. Nous devons donc poursuivre le travail que nous avons entrepris.

#### BIBLIOGRAPHIE

- CLÉMENÇON, H. 1997. — *Anatomie der Hymenomyceten*. Kommissionsverlag. F. Flück-Wirth, Teufen (Suisse). 996 p., 842 fig.
- CLÉMENÇON, H. 2012. — Großpilze im Mikroskop. *Beiheft zur Zeitschrift für Mykologie*, Band 12. Deutsche Gesellschaft für Mykologie.
- COELHO, C. 2009. — *Fluorescence et propriétés photochimiques des matières organiques naturelles*. Thèse de l'université Blaise-Pascal, Clermont-Ferrand II-U.F.R. Sciences et Technologies. École doctorale des sciences fondamentales n° 624, 144 p. et dix-sept annexes.
- DECLERCK, M. 2016. — *Morphologie et physiologie des Mycètes*. Cours MOODLE LBIO, 256 pages. Université de Louvain (Belgique).
- JABLOŃSKI, A. 1930. — *De l'influence de la longueur d'onde d'excitation sur le spectre de fluorescence*. Thèse de l'université de Varsovie (Pologne).
- JAMES, G., J. C. McNALLY & W. VANSELOW. 1930. — Measurements of the fluorescence of cellulose acetate, cellulose nitrate and gelatin in ultraviolet light. *Journ. Amer. Chem. Soc.*, 52 (10), p. 3846-3856. DOI :10.1021/ja01373a013.
- JOSSERAND, M. 1983. — *La description des champignons supérieurs*. 2<sup>e</sup> éd. entièrement refondue. Lechevalier, Paris, 238 p.
- JOSSERAND, M., & G. NÉTIEN. 1938. — Observations sur la fluorescence de 175 espèces de champignons charnus en lumière de Wood. *Bull. Soc. linn. Lyon*, 10, p. 283-292.
- LATOUCHE, G. 2000. — *Fluorescence bleu-vert variable des végétaux. Variations photo-induites de la fluorescence du NADPH chloroplastique*. Thèse de l'université Pierre-et-Marie-Curie (Paris VI).

- LE RU, A. 2014. — *Bases de la fluorescence*. Fédération de recherche agrobiosciences, interactions et biodiversité. Laboratoire de recherche en sciences végétales (LRSV). Plateau d'imagerie cellulaire, université de Toulouse-III.
- LOCQUET, N. 2014. — Les principes de la fluorescence : de la théorie à la pratique. Dans *15<sup>e</sup> rencontres internationales Héliospir*, 14 octobre 2014, Agropolis International, Montpellier.
- MARKOVITSI, D., T. GUSTAVSSON & I. VAYÁ. 2010. — Fluorescence of DNA duplexes: From model helices to natural DNA. *Journ. Phys. Chem. Letters, American Chemical Society*, 1 (22), p. 3271-3276.
- MICHON, E. 2018. — La fluorescence pour la détermination des champignons. *Bulletin mycologique et botanique Dauphiné-Savoie*, n° 228, p. 21-25.
- MIQUEL-GUENNOG, C. 2017. — *Étude de l'interaction physique entre le champignon ectomycorhizien Laccaria bicolor S238N et la bactérie auxiliaire de la mycorhization Pseudomonas fluorescens BBc6*. Thèse de biologie végétale et forestière, Université de Lorraine et INRA.
- NASRAOUI, B. 2015. — *Cours de mycologie appliquée à la pathologie végétale. Morphologie et structure*. Ministère de l'Enseignement supérieur, de la Recherche scientifique et de la Technologie. Université virtuelle de Tunis.
- NIKON. 2018. — *Introduction to fluorescence microscopy*. Accessible à : <https://www.microscopyu.com/techniques/fluorescence/introduction-to-fluorescence-microscopy>
- STOKES, G. G. 1852. — On the change of refrangibility of light. *Philosophical Transactions of the Royal Society*, 142, p. 463-562.
- VAYÁ, I., T. GUSTAVSSON, A. MIANNAY, T. DOUKI & D. MARKOVITSI. 2010. — Fluorescence of natural DNA: From the femtosecond to the nanosecond times scales. *Journal of the American Chemical Society*, 132 (34), p.11834-11835.

#### Bibliographie complémentaire

- BERNEX, R. 2016. — *Étude photodynamique de nanoparticules de BODIPY et développements méthodologiques pour l'imagerie de fluorescence super-résolue*. Thèse de l'université de Lille-1.
- FIGURE-DONNO, A. M. 2001. — *Étude de biodiversité microbiologique forestière : variations annuelles et spatiales de la structuration génétique d'espèces choisies de champignons ectomycorhiziens*. Thèse en cotutelle des universités de Nancy (France) et de Lausanne (Confédération helvétique).
- BRUSADIN, M. 2010. — *La microscopia in fluorescenza*. Appunti ad uso dei microscopisti dilettanti. 2<sup>e</sup> éd. Rome (license « Creative Commons »). Accessible à : [https://http://www.funsci.com/fun3\\_it/brusadin/fluorescenza.pdf](https://http://www.funsci.com/fun3_it/brusadin/fluorescenza.pdf)