

COMPTES RENDUS

HEBDOMADAIRES

DES SÉANCES

DE L'ACADÉMIE DES SCIENCES

PUBLIÉS

CONFORMÉMENT A UNE DÉCISION DE L'ACADÉMIE

EN DATE DU 13 JUILLET 1835

PAR MM. LES SECRÉTAIRES PERPÉTUELS

TOME DEUX CENT QUATRE-VINGT-SIXIÈME

SÉRIE D : SCIENCES NATURELLES

PREMIÈRE PARTIE : JANVIER-FÉVRIER 1978

PARIS

GAUTHIER-VILLARS ÉDITEUR

1978

MYCOLOGIE. — *Aspect particulier des hyphes de Boletus edulis Fr. ex Bull. et de leur paroi après action des filtrats de culture du mycoparasite Hypomyces chlorinus Tul.* Note (*) de **Jane-Marie Touzé-Soulet, Jacques Rami, Robert Dargent et Charles Montant**, transmise par M. Roger Buvat.

Les parois des hyphes de *B. edulis* soumis *in vivo*, grâce à un dispositif de culture particulier, à l'action des filtrats de culture du mycoparasite *H. chlorinus*, présentent des éléments structuraux spiralés, vraisemblablement démasqués par lyse enzymatique. La disposition spiralée de ces polymères pariétaux amène à se demander si leur dépôt à l'apex a lieu suivant une modalité particulière ou/et si les hyphes ont un mode de croissance spiralé.

When B. edulis hyphae are submitted, in special culture flasks, to a culture medium of the mycoparasite H. chlorinus, the hyphal cell walls exhibit a spiral feature probably unmasked by enzymatic hydrolysis.

This particular arrangement of cell wall polymers raises the question of whether the hyphal growth and/or polymer deposit at the hyphal apex occurs in a spiral manner.

Hypomyces chlorinus Tul. (Ascomycète, Nectriacée) est un parasite relativement spécifique des carpophores de *Boletus edulis* Fr. ex Bull. (Basidiomycète) (1).

Dans le cadre de recherches concernant le mycoparasitisme nous étudions la lyse enzymatique exercée par les filtrats de culture de cet *Hypomyces* sur les parois des hyphes mycéliens et des cellules des carpophores de *B. edulis*.

Nous effectuons parallèlement :

— l'analyse des produits de dégradation des parois isolées soumises à l'action des filtrats de culture du parasite utilisés comme source d'enzymes extracellulaires (résultats non publiés);

— l'observation, en microscopie à contraste de phase, du mycélium de l'hôte lorsqu'il est soumis *in vivo* à l'action des produits du métabolisme du parasite. En vue de ces observations, que nous rapportons dans cette Note, le dispositif de culture décrit, ci-après, est utilisé.

MATÉRIEL ET MÉTHODES. — Le dispositif de culture utilisé est le suivant :

Deux erlenmeyers de 250 ml sont jumelés par une tubulure latérale de 25 mm de diamètre, à bords rodés, située à leur base. Le contenu des deux erlenmeyers est séparé par un filtre « Millipore » maintenu entre les rodages à l'aide d'une pince. Le diamètre des pores (0,22 μ) ne permet pas le passage des hyphes.

Le milieu de culture utilisé est le milieu expérimental de Ferry et Neela Das (2). *B. edulis* (souche provenant du Central Bureau Voor Schimmel Culture à Baarn) est ensemencé dans l'un des erlenmeyers. Lorsque la colonie a atteint un bon développement (2 mois environ), le parasite *H. chlorinus* (souche isolée à partir de carpophores de Bolet parasités) est ensemencée dans l'erlenmeyer attenant. Des témoins sont ensemencés aux mêmes dates dans des erlenmeyers séparés. Le développement a lieu en étuve obscure à 24°C.

RÉSULTATS ET DISCUSSION. — Lorsque, dans les erlenmeyers jumelés, le parasite a formé un voile mycélien immergé occupant la presque totalité du récipient (10 à 12 jours environ), des prélèvements sont effectués au niveau des colonies de *B. edulis*. Les préparations sont montées dans du bleu coton C4B au lactophénol et observées en microscopie à contraste de phase. On constate :

— un accroissement du diamètre des hyphes par rapport à ceux du témoin (4 à 6 μ au lieu de 2,5 à 3 μ);

— la présence très fréquente d'hyphes qui s'enroulent sur eux-mêmes formant des torsades (*fig.* 1 et 2).

Dans les erlenmeyers jumelés où la culture est prolongée, ou si des fragments de colonies de *B. edulis* sont mis à incuber dans du filtrat de culture du parasite (filtrat de 5 ou 9 jours, température 24°C), on observe que la paroi de certains hyphes présente une structure particulière : celle-ci, visible essentiellement sur les hyphes les plus élargis, consiste en des épais-sissements pariétaux formant une spirale le long de l'hyphe comme le montrent les figures 4, 5 et 6.

Les résultats concernant la dégradation enzymatique des parois *in vivo* que nous obtenons par ailleurs, nous amènent à penser que le complexe enzymatique extracellulaire du parasite lyse certains constituants de la paroi de l'hôte, faisant apparaître des polymères structuraux disposés de façon régulièrement spiralée. Cette attaque enzymatique ferait perdre à la paroi une partie de sa rigidité entraînant un élargissement du diamètre des hyphes comme on peut l'observer sur la figure 4, et la persistance des seuls éléments structuraux spiralés expliquerait le phénomène physique d'enroulement des hyphes sur eux-mêmes (*fig.* 1 et 2). Des enroulements analogues, bien que présentés par des cordons protoplasmiques de *Physarum polycephalum* (donc en l'absence de paroi), ont été décrits⁽³⁾, comparés par les auteurs aux formes prises par un morceau de ficelle lorsqu'il est tordu et attribués à des torsions s'établissant dans la matière vivante.

Signalons que le démasquage de ces structures pariétales spiralées, chez le Bolet, résulte d'une action enzymatique d'origine parasitaire qui paraît assez spécifique : en effet, si l'onensemence dans l'erlenmeyer jumelé au lieu de l'*H. chlorinus*, l'*H. chrysospermus* Tul. dont le développement dans la nature est souvent saprophytique et la gamme d'hôtes plus large (diverses espèces de Bolétales et de Gastérales), on n'observe pas les morphoses décrites.

Par ailleurs, nous constatons, contre la partie interne de la paroi, à l'ultime apex de la plupart des filaments, l'existence d'un corpuscule arrondi (*fig.* 3) dont la nature et le rôle restent à déterminer.

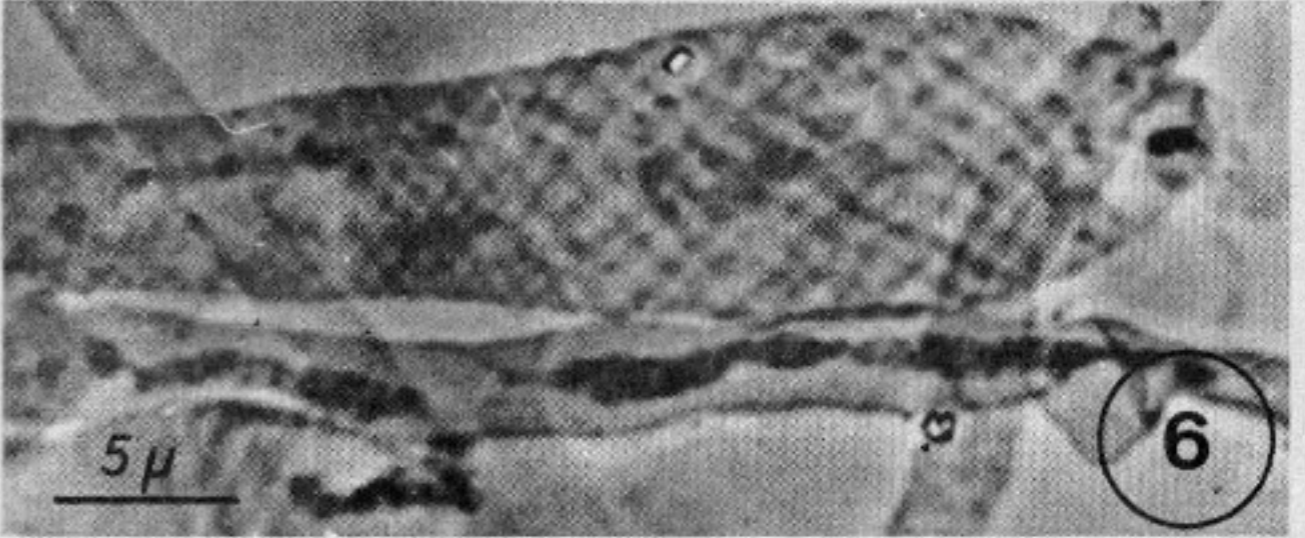
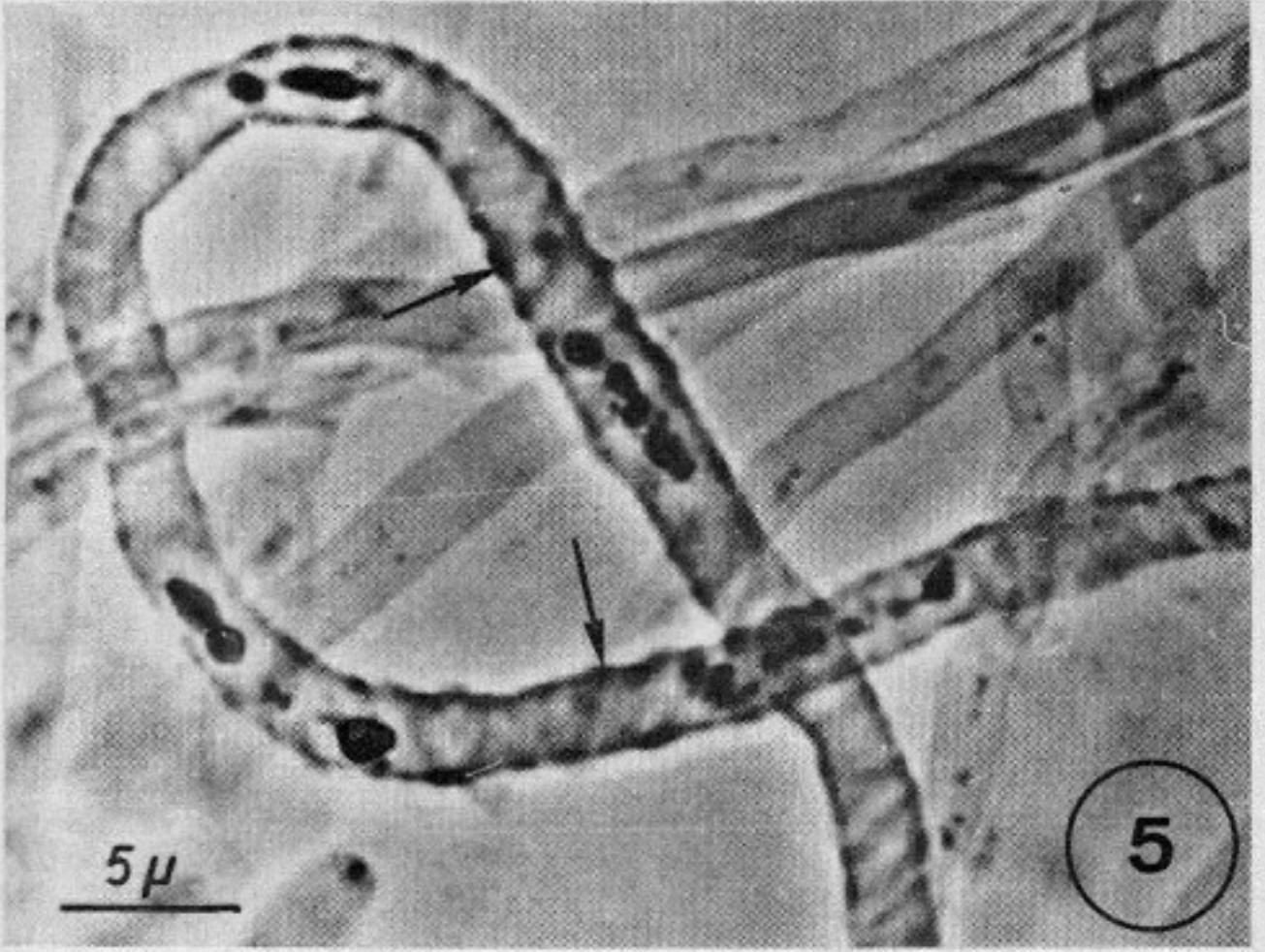
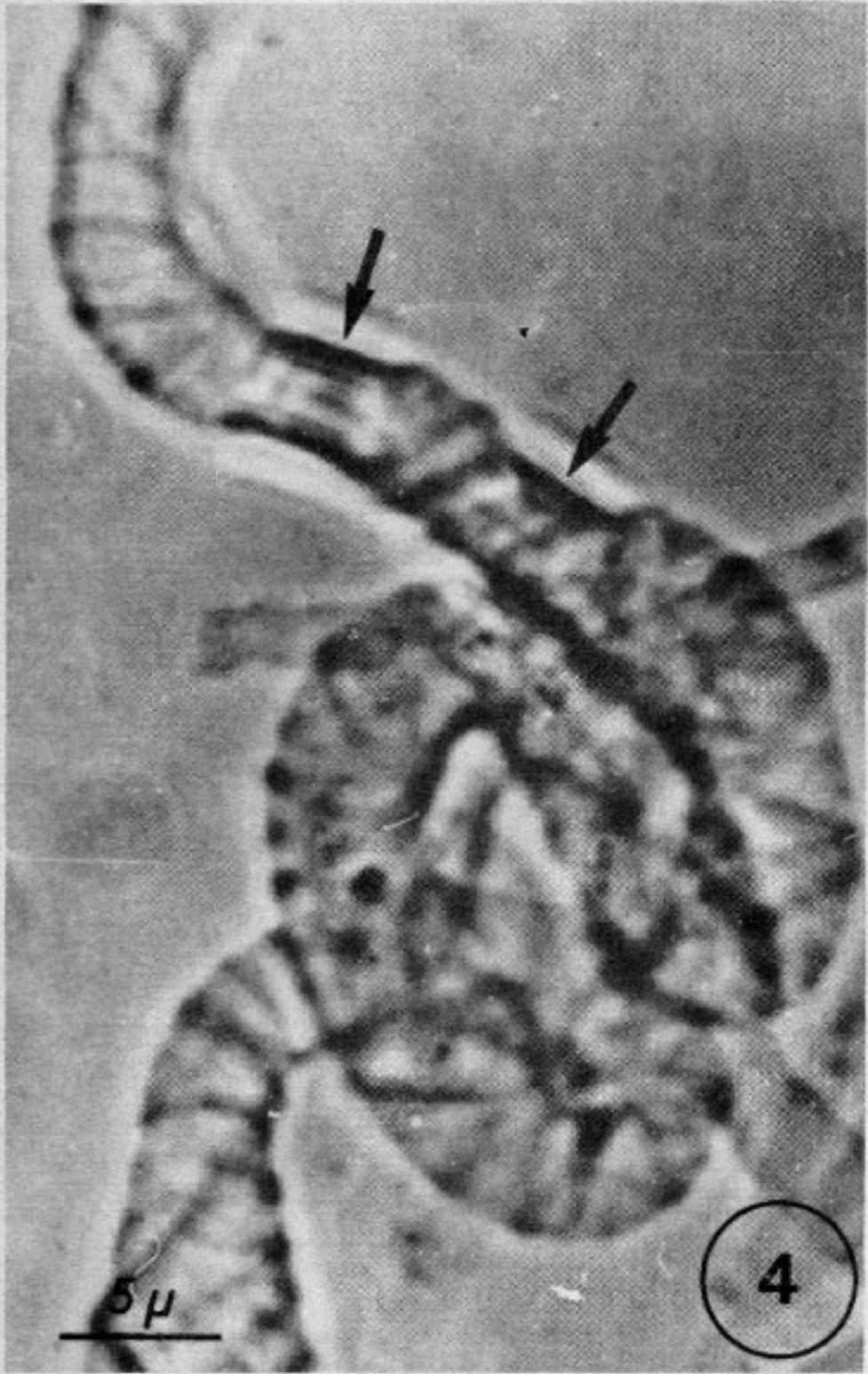
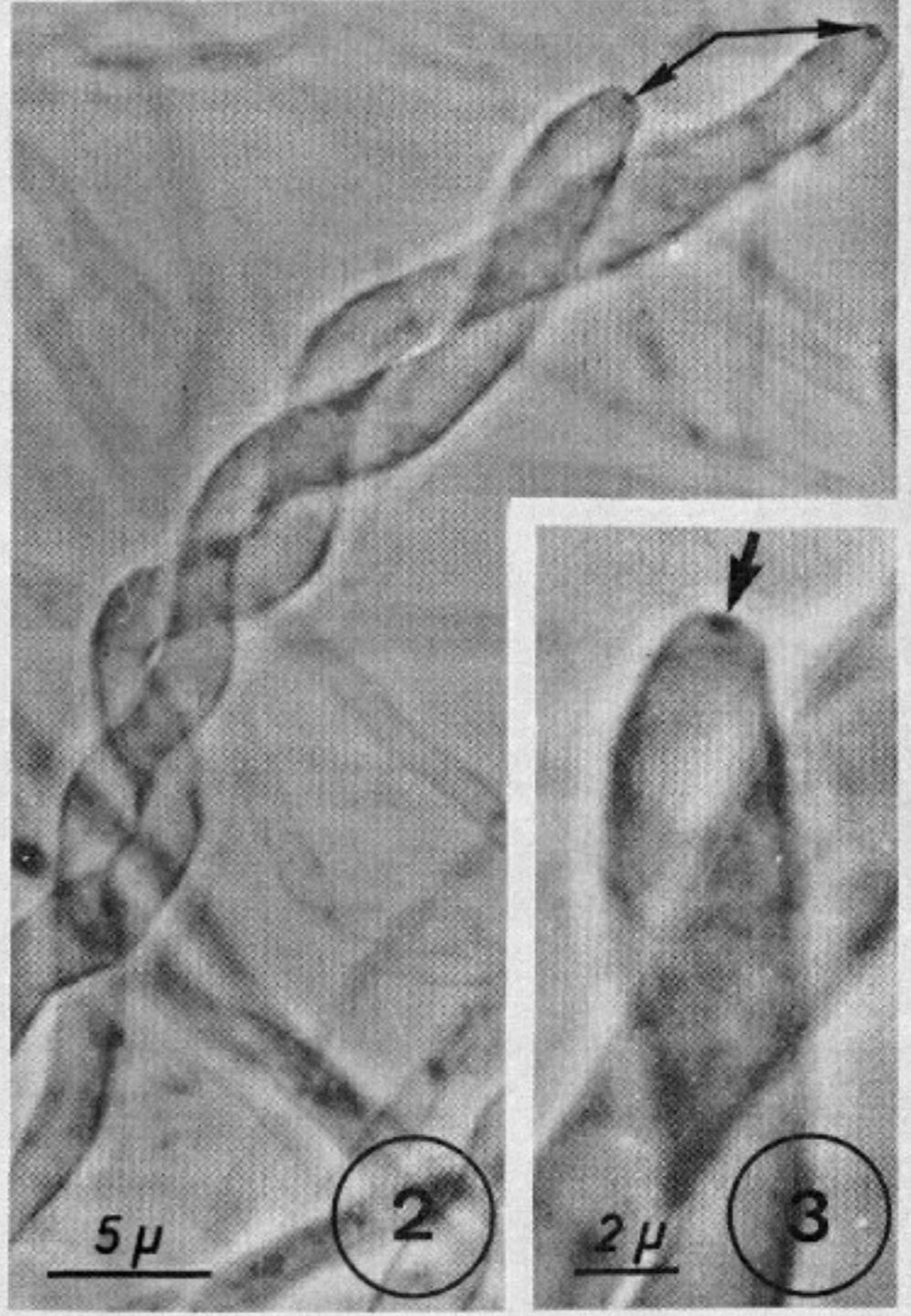
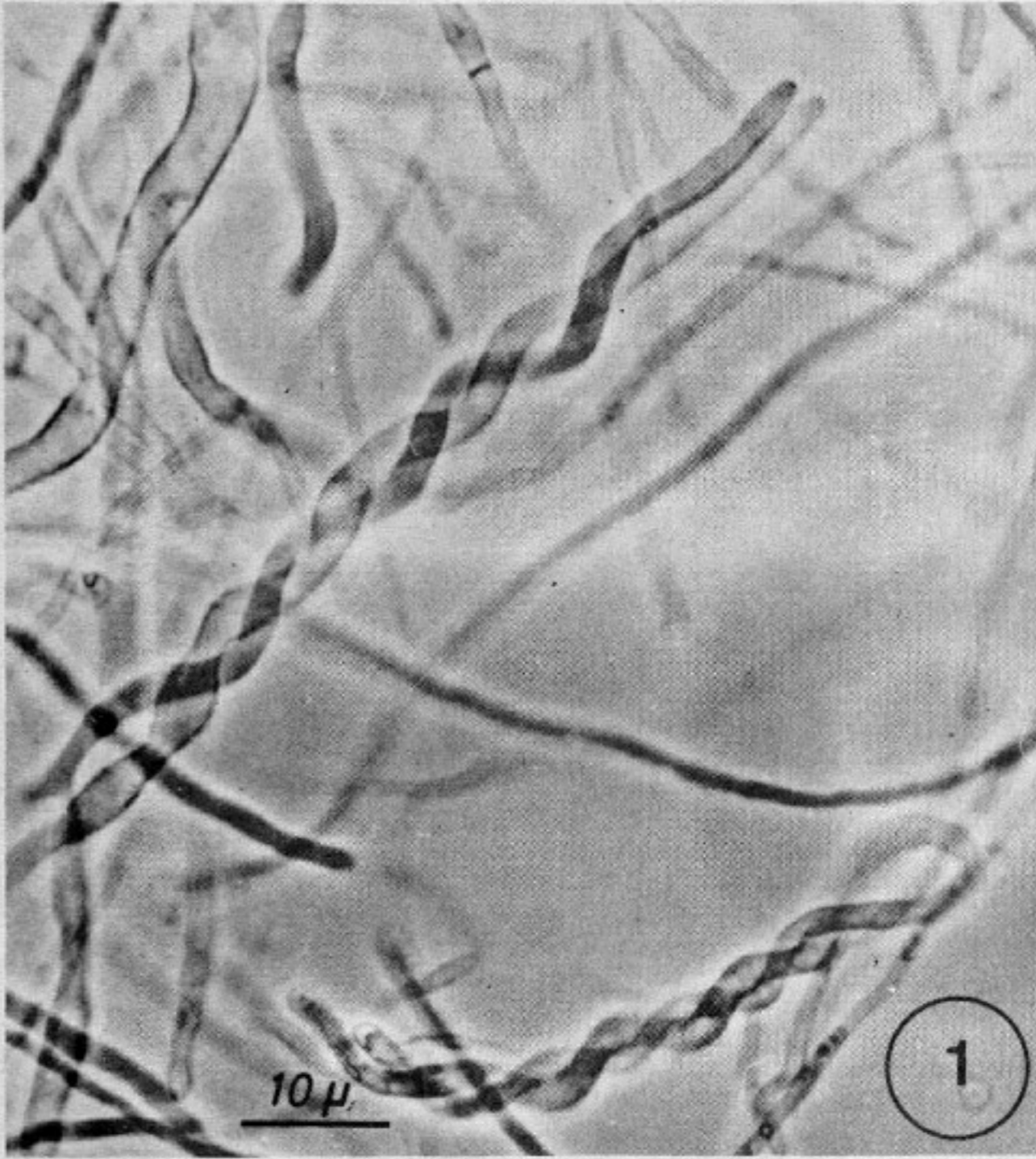
Ces observations posent le problème du mode de formation de la paroi hyphale chez *B. edulis* au cours de la croissance apicale des hyphes : la disposition spiralée des structures démasquées par hydrolyse enzymatique peut laisser supposer que le dépôt de ces polymères pariétaux à l'apex pourrait s'effectuer selon une spire très serrée qui serait déroulée par suite de la croissance en longueur de l'hyphe⁽⁴⁾, ou bien l'allongement s'accompagnerait d'un mouvement de rotation des hyphes sur eux-mêmes : il s'agirait alors d'un mode de croissance « spirale » comme cela a été montré chez les sporangiophores de *Phycomyces*⁽⁵⁾ et certains filaments d'Algues [(6), (7)]. On ne peut exclure non plus l'hypothèse selon laquelle ces deux phénomènes se produiraient simultanément.

EXPLICATION DE LA PLANCHE

Fig. 1. — Formes en « torsades » prises par les hyphes de *B. edulis* cultivé en erlenmeyers jumelés (*voir* texte), observables fréquemment à la périphérie des colonies (âgées de 2 mois environ) après que le mycoparasite *H. chlorinus* ait été cultivé durant 8 à 10 jours dans l'erlenmeyer attendant.

Fig. 2 et 3. — Présence d'un corpuscule (flèches) à l'apex de la plupart des hyphes de *B. edulis*.

Fig. 4, 5 et 6. — Aspect de certains hyphes de *B. edulis* après action du filtrat de culture d'*H. chlorinus*. Des structures pariétales hélicoïdales sont visibles, formant des épais-sissements ponctuels au niveau de la paroi (*fig.* 5, flèches). Sur la figure 4 on peut observer certaines portions de l'hyphe (flèches) ayant conservé leur rigidité, ce qui fait ressortir le gonflement de celui-ci dans les parties attenantes.



Des recherches en cours tant du point de vue enzymatique qu'ultrastructural devraient permettre d'apporter des précisions et une explication aux observations préliminaires que nous rapportons ici. Des expériences semblables dans lesquelles d'autres espèces de Basidiomycètes sont soumises à des actions analogues sont également effectuées.

(*) Séance du 14 novembre 1977.

(¹) J. M. TOUZE-SOULET, *Thèse Doctorat* n° 224, Toulouse, 1964.

(²) B. W. FERRY et NEELA DAS, *Trans. Brit. Mycol. Soc.*, 5, 1968, p. 795-798.

(³) N. KAMIYA et W. SEIFRIZ, *Exptl. Cell Res.*, 6, 1954, p. 1-16.

(⁴) N. F. ROBERTSON, in *The Fungi. The Fungal Cell.*, 1, Academic Press, 1, 1965, p. 613-615.

(⁵) J. K. E. ORTEGA, J. F. HARRIS et R. I. GAMOW, *Plant Physiol.*, 53, 1974, p. 485-490.

(⁶) T. OHIWA, M. TAZAWA et N. KAMIYA, *Bot. Mag. Tokyo.*, 89, 1976, p. 267-275.

(⁷) R. D. PRESTON, In *Physical biology of plant cell walls*, Chapman et Hall, London, 1974.

*Laboratoire de Cryptogamie,
Université Paul-Sabatier,
118, route de Narbonne,
31077 Toulouse Cedex.*