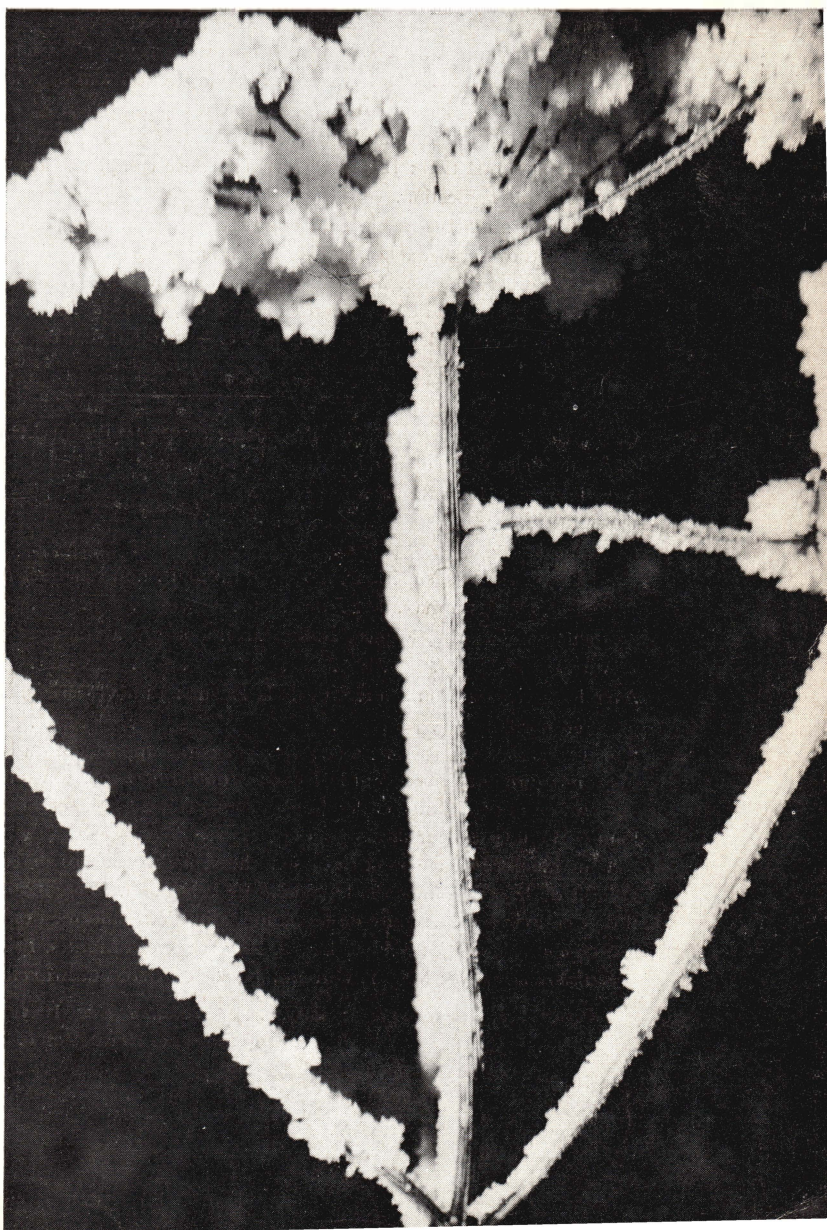


Les naturalistes belges

48-10
décembre
1967

Publication mensuelle
publiée
avec le concours
du Ministère de
l'Éducation nationale
et de la Fondation
universitaire



LES NATURALISTES BELGES

Association sans but lucratif, 65, Av. J. Dubrucq, Bruxelles 2.

Conseil d'administration :

Président : M. C. VANDEN BERGHEN, chargé de cours associé à l'Université de Louvain.

Vice-présidents : M. H. BRUGE, professeur ; M. J. DUVIGNEAUD, professeur ; M. R. RASMONT, professeur à l'Université de Bruxelles.

Secrétaire et organisateur des excursions : M. L. DELVOSALLE, docteur en médecine, 25, avenue des Mûres, Bruxelles 18. C.C.P. n° 24 02 97.

Trésorier : M. R. TOURNAY, assistant à l'Institut royal des sciences naturelles, détaché au Jardin botanique national de Belgique.

Bibliothécaire : M^{lle} M. DE RIDDER, inspectrice.

Organisation des conférences : M^{lle} G. ROOSE, professeur.

Administrateurs : M^{lle} P. VAN DEN BREEDE, professeur, et M. F. STOCKMANS, chef de travaux à l'Institut royal des sciences naturelles et professeur à l'Université libre de Bruxelles.

Rédaction de la Revue : M. C. VANDEN BERGHEN, 65, av. Jean Dubrucq, Bruxelles 2.

Protection de la Nature : M^{me} L. et M. P. SIMON.

Section des Jeunes : M. A. QUINTART, Institut royal des Sciences naturelles, 31, rue Vautier, Bruxelles 4. Les membres de la Section sont des élèves des enseignements moyen, technique ou normal ou sont des jeunes gens âgés de 15 à 18 ans. Les Juniors (cotisation : 50 F) reçoivent un ou deux numéros de la Revue. Les Étudiants (cotisation : 125 F) reçoivent la série complète. Tous participent aux activités de la Section.

Secrétariat et adresse pour la correspondance : M. Pierre VAN GANSEN, 20, av. De Roovere, Bruxelles 8, Tél. 23.23.40.

Local et bibliothèque, 31, rue Vautier, Bruxelles 4. — La bibliothèque est ouverte les deuxième et quatrième mercredi du mois, de 14 à 16 h ; les membres sont priés d'être porteurs de leur carte de membre. — **Bibliothécaires** : M^{lle} M. DE RIDDER et M^{lle} M. DE REU.

Cotisations des membres de l'Association pour 1968 (C.C.P. 2822.28 des Naturalistes Belges, 20, avenue De Roovere, Bruxelles 8) :

Avec le service de la Revue :

Belgique :

Adultes 175 F

Étudiants (ens. supérieur, moyen et normal), non rétribués ni subventionnés, âgés au max. de 26 ans 125 F

Allemagne fédérale, France, Italie, Luxembourg, Pays-Bas 175 F

Autres pays 200 F

Avec le service de 1 ou 2 numéros de la Revue : Juniors (enseignements moyen et normal) 50 F

Sans le service de la Revue : tous pays : personnes appartenant à la famille d'un membre adulte recevant la Revue et domiciliées sous son toit 25 F

Notes. — Les étudiants et les juniors sont priés de préciser l'établissement fréquenté, l'année d'études et leur âge.

Tout membre peut s'inscrire, à son choix, à l'une de nos deux sections spécialisées ; il suffit de le mentionner sur le coupon de versement. S'il s'inscrit *pour la première fois*, il doit en aviser le secrétaire de la section, afin d'être informé des activités de la section.

Section de malacologie : M^{me} S. LUCAS, 10, avenue des Mantes, Bruxelles 17.

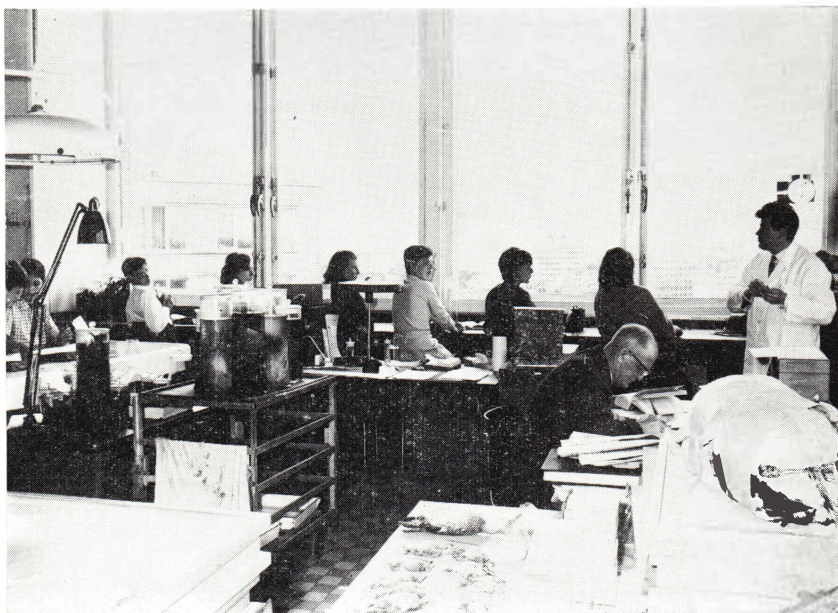
Section de mycologie : M^{me} Y. GIRARD, 34, rue du Berceau, Bruxelles 4.

Pour les versements : C.C.P. n° 2822.28 Les Naturalistes belges
20, av. De Roovere, Bruxelles 8.

LES NATURALISTES BELGES

SOMMAIRE

<i>Section des Jeunes</i>	473
MOUTSCHEN (J.). Quel est le rôle du rayonnement cosmique dans l'Évolution	475
CHARDEZ (D.). Histoire naturelle des Protozoaires Thécamoebiens	484
LUCAS (M.) et LUCAS (Mme). Malacologie en Charente-Maritime	577
<i>Table des matières</i> (Tome 48, 1967)	587



Section des Jeunes

A la fin de l'année scolaire précédente, la section des jeunes a repris ses activités. Une vingtaine de jeunes filles et de garçons — il fallut en refuser — se réunirent un mercredi après-midi pour réaliser individuellement la dissection d'une grenouille. Cette première réunion eut lieu dans le laboratoire d'ornithologie qui fut exceptionnellement mis à notre disposition par la Section des Vertébrés récents de l'Institut royal des Sciences naturelles de Belgique (photo ci-dessus).

Pour l'année scolaire actuelle, tout un programme d'activités a été dressé ; l'essentiel en a été publié au dos de la couverture du numéro d'octobre. Le but de la section est de permettre à quelques jeunes particulièrement intéressés par les Sciences naturelles de réaliser un certain nombre d'activités dans le plus de domaines possibles. Ce programme comporte surtout des dissections, des excursions et des visites de musée. Le rapport des premières réunions sera publié dans le numéro de février qui sera particulièrement destiné aux jeunes. Bornons-nous à dire que plus de 120 jeunes filles et jeunes gens font partie de la section.

Alain QUINTART,
Responsable de la Section des Jeunes.

Quel est le rôle du rayonnement cosmique dans l'Évolution?

par Dr. J. MOUTSCHEN

Dans ce bref article, il n'entre pas dans nos intentions d'entreprendre une longue digression sur l'Évolution des espèces. Qu'il nous soit seulement permis de tenter de susciter l'intérêt pour un problème qui, à la lumière de récents travaux, se présente sous un jour tout neuf.

La grande majorité des biologistes, même parmi les plus sceptiques, ont adopté quant à l'Évolution des espèces, une attitude résolument néo-darwinienne.

Au concept de sélection, longuement développé depuis « l'Origine des Espèces », ils ajoutent celui de mutations, ces « variations de l'information génétique » qui s'inscrivent définitivement dans le patrimoine héréditaire. La valeur exacte qui revient aux différents types de mutations dans l'Évolution est encore discutée par les spécialistes mais tous s'accordent pour considérer que de grands remaniements de la structure des chromosomes peuvent aboutir à des bouleversements de la morphologie des espèces.

Or, ces remaniements des chromosomes peuvent se produire spontanément. De plus, le biologiste possède un nombre, chaque jour croissant, d'« armes » lui permettant d'en produire artificiellement, parfois même, dans un sens prévisible.

Quels facteurs furent la cause de ces modifications au cours des âges ?

C'est là une question à laquelle nous ne pouvons répondre que de manière indirecte, c'est-à-dire par l'observation des phénomènes qui se déroulent actuellement sous nos yeux ou encore par la reconstitution, aussi fidèle que possible, de ce qu'ils auraient pu être à des époques lointaines. Beaucoup de facteurs sont actuellement reconnus comme ayant pu jouer un rôle dans l'Évolution. On peut les classer globalement sous les deux rubriques de facteurs extrinsèques et intrinsèques. Dans quelle mesure l'un ou l'autre groupe a-t-il pu jouer ? C'est là une question à laquelle il n'est pas possible de fournir une réponse. Il n'existe d'ailleurs peut-être pas de réponse universelle, certaines causes pouvant jouer un rôle plus pré-

pondérant chez certains organismes que chez d'autres. Un des agents extrinsèque qui a beaucoup intrigué les biologistes est incontestablement le rayonnement cosmique. Écoutons à ce sujet, le Professeur Leprince-Ringuet :

« Depuis une période reculée de l'histoire du monde, des particules d'une énergie extraordinaire, d'un pouvoir de pénétration dépassant ce que l'on pouvait naguère imaginer, tombent sur notre terre. Elles nous parviennent à la façon d'une grêle qui serait régulière, continue, d'une constance implacable, une grêle imperturbable, qui ne se soucie pas de l'heure, ni de la saison, ni de la position du soleil ou de la lune, ni même de celle de la voie lactée, une grêle qui enveloppe tout, qui traverse tout, qui traverse notre corps depuis notre naissance, à la cadence de quelques millions de corpuscules par jour, sans faire grand dégât en général mais provoquant, très rarement d'ailleurs, des phénomènes atomiques brusques et complexes ».

Que l'on ait pensé à un mystérieux effet des rayons cosmiques comme facteur de l'Évolution, même sans en connaître la nature, était une hypothèse des plus séduisante. Les progrès réalisés dans la connaissance de la nature même de ces rayonnements d'une part, ainsi que des effets biologiques des radiations d'autre part, devaient ramener l'estimation des effets à de plus justes proportions.

Au fur et à mesure de la découverte de causes de plus en plus variées des mutations, on a eu tendance à reléguer à l'arrière plan l'influence possible des rayons cosmiques.

Dans ce travail, nous avons voulu confronter quelques résultats récemment obtenus avec des données plus anciennes.

La grande difficulté d'apprécier le rôle exact des rayons cosmiques dans l'Évolution est de mesurer, avec quelque précision, la fréquence des mutations qui peuvent lui être imputées. Il existe trois manières d'envisager ce problème :

- 1) Par l'estimation des effets du flux cosmique au sol en comparaison avec les effets d'une dose connue de radiations ionisantes, de rayons X par exemple.
- 2) Par l'exposition du matériel biologique à un flux cosmique plus intense, en l'envoyant à haute altitude.
- 3) En utilisant des appareils qui produisent des radiations partiellement analogues au flux cosmique.

Le premier système est basé sur le principe suivant : On connaît la fréquence d'un type de mutation donné survenant pendant la

totalité de la vie d'une drosophile. On mesure d'autre part, la fréquence de ces mêmes mutations produites par une dose connue de rayons X.

On connaît en outre, le nombre de paires d'ions produits par la dose de rayons X utilisée ainsi que par le flux cosmique pendant la durée moyenne d'une vie de drosophile. On calcule ensuite le rapport entre les fréquences de mutations et le rapport entre le nombre de paires d'ions produites par le rayonnement.

La simple comparaison de ces rapports permet alors de conclure quant à l'efficacité du rayonnement cosmique. Les aléas de cette méthode sont évidents. Tout d'abord, elle est indirecte et ne concerne que certaines classes de mutations à l'exclusion d'autres. De plus, la dosimétrie du rayonnement cosmique au sol est un problème extrêmement difficile à résoudre. Enfin, elle introduit une comparaison entre les effets d'une dose aiguë de radiations (les rayons X) et une dose chronique de flux cosmique (donnée pendant toute la vie).

La seconde voie d'approche est plus directe. Elle consiste à exposer les organismes à un flux cosmique plus intense en les envoyant à haute altitude. On peut ensuite comparer les fréquences de mutations obtenues respectivement à haute et basse altitudes et en tirer des informations sur l'efficacité du flux. Cette méthode a été exploitée notamment par Jollos (1939). Elle le fût également par Timoféeff-Ressovsky (1931) qui transporta des drosophiles au sommet du Jungfraujoch. On peut rapprocher de ces essais, les plus récentes expériences américaines où des matériaux biologiques divers ont été placés dans des ballons ou dans des bio-satellites.

Un handicap de cette méthode réside dans la faible reproductibilité expérimentale ainsi que dans la difficulté de contrôle.

C'est la troisième voie d'approche du problème qui est incontestablement la plus précise et la plus scientifique. Il suffit de reproduire dans divers appareils, des conditions données par le flux cosmique primaire. Rares encore sont cependant les appareils qui accélèrent les particules de manière à leur donner des énergies de l'ordre de l'énergie cosmique. On peut citer en Europe, les accélérateurs du centre européen pour la recherche nucléaire (CERN) et aux États-Unis, les installations de l'Université de Californie à Berkeley ainsi que celles du Centre Atomique de Brookhaven (Long Island). Il n'est donc pas étonnant que de telles expériences, quoique de très grande importance, soient encore rares à l'heure actuelle.

Quelles conclusions peut-on tirer de ces expériences ? Celles de H. J. Muller et de ses collaborateurs semblent montrer que le flux

cosmique n'explique qu'une toute petite partie des mutations (le calcul théorique permettant de tirer cette conclusion est donné en note infra-paginale (*). Cette assertion est corroborée par les expériences de Olsson et Lewis (1928) ainsi que Thomas (1936).

Les résultats des expériences à haute altitude sont encore assez contradictoires.

Pour Timoféeff-Ressovsky, il n'y a pas de différence entre la fréquence des mutations de la drosophile à haute et à basse altitudes. Dans d'autres expériences cependant, on a trouvé une efficacité accrue du rayonnement cosmique en haute atmosphère, ce qui pose le problème des risques génétiques courrus par les Cosmonautes.

Les résultats expérimentaux obtenus avec des accélérateurs portent sur diverses composantes du flux. Les effets de certains protons (160 MeV) (**) sur les plantes ont été étudiés par Ehrenberg et Andersson (1954). Il ne s'agissait pas uniquement d'ailleurs des effets génétiques mais encore des effets physiologiques tels que l'inhibition de croissance ou de germination. Ces chercheurs concluent à un effet supérieur de ces particules comparativement aux effets théoriquement prévus.

En utilisant le maïs comme matériel et la fréquence de certaines mutations portant sur la synthèse de la chlorophylle comme critère d'action, Smith (1965) arrive à une conclusion identique pour des protons de très haute énergie (28 GeV) obtenus au moyen d'un énorme synchrotron à gradient alternatif.

Nous avons voulu reprendre cette expérience avec un nouveau matériel biologique et en utilisant un autre critère d'action. Il s'agit d'une petite plante de la famille des Renonculacées : *Nigella damascena* L. Après irradiation de la graine, on a estimé les fréquences des lésions chromosomiques induites.

(*) D'après MULLER (*loc. cit.*), on estime à 0,15 % la fréquence de mutations spontanées létales liées au sexe chez la drosophile. Pour produire cette fréquence de mutations, il serait nécessaire d'irradier les animaux par une dose de 80 röntgens (R) de rayons X. On estime qu'au niveau de la mer, l'intensité du flux cosmique ne dépasse pas 0,028R en 4 semaines (durée de vie d'une drosophile). Si l'on ajoute la radioactivité naturelle de la terre (on obtient 0,045R pour 4 semaines), on arrive à la conclusion que le flux cosmique et la radioactivité terrestre n'expliquent que $\frac{1}{1800}$ ème des mutations spontanées.

(**) L'électron volt (ev) est l'énergie acquise par un électron dans une chute de potentiel de 1 volt soit $1,602 \cdot 10^{-12}$ erg.

MeV = 1 million d'électron-volts, GeV = 1 billion d'électron volts.

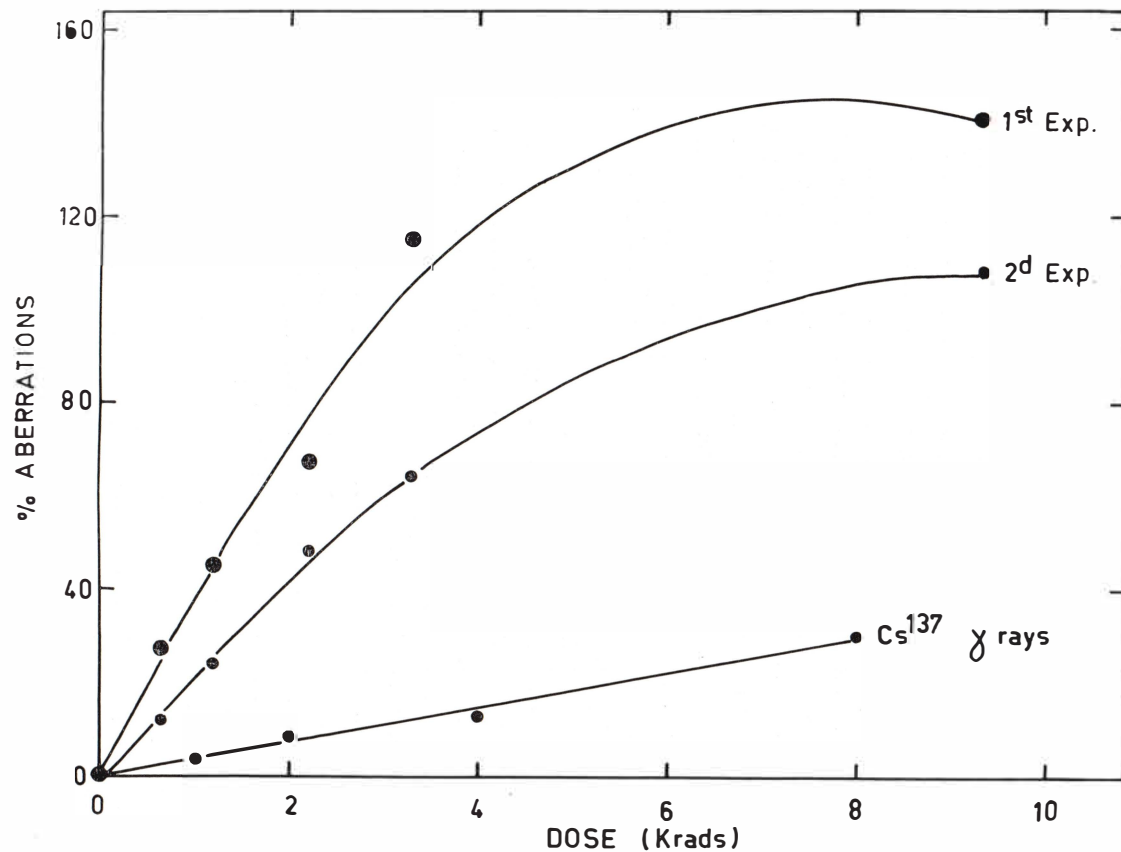


FIG. 1. — Comparaison entre les effets des protons (obtenus dans le Cosmotron de Brookhaven) et les rayons γ d'une source de césium, sur les chromosomes de nigelle.

Les deux courbes supérieures représentent les résultats de deux expériences successives différant légèrement par les conditions de germination des graines après irradiation par les protons.

Cette expérience a été réalisée au centre atomique de Brookhaven dans un accélérateur de particules du type Cosmotron, permettant d'atteindre des énergies de l'ordre de 3 GeV.

Nos conclusions sont en plein accord avec celles des chercheurs précédents. Que peut-on déduire de la Fig. 1 où nous avons résumé nos résultats généraux ? L'effet global des protons sur les chromosomes est comparé à l'effet des rayons gamma d'une source d'un radio-isotope du Césium (Cs ^{137}).

Pour des raisons théoriques que nous ne développerons pas ici, l'effet biologique des protons devrait se montrer à peine supérieur à celui des rayons γ . Les courbes de la Fig. 1 montrent qu'il n'en est pas ainsi. Deux expériences successives démontrent clairement un accroissement des effets. La différence entre les deux courbes peut s'expliquer par l'intervention de divers facteurs après irradiation. On remarque qu'à des doses relativement basses par comparaison avec les rayons γ , les courbes atteignent un plateau. Cela signifie donc qu'à partir d'un certain niveau, tout accroissement de dose n'entraîne plus d'accroissement d'effet significatif. Il est cependant peu probable que de tels flux soient atteints par le rayonnement cosmique primaire. Le problème posé par ces expériences, dont les détails ont été décrits ailleurs (J. Moutschen et al. 1967) est d'établir une corrélation entre les lésions chromosomiques observées et leur résultante génétique. En effet, on n'ignore pas que la majorité des lésions induites n'est pas viable et sera éliminée au cours du développement. Une très faible proportion correspondra effectivement au phénomène mutation et aura un impact réel sur l'Évolution.

Récemment, grâce à l'amélioration des techniques de production de particules de haute énergie, l'efficacité d'autres composantes du flux cosmique a pu être analysée par le groupe de Brookhaven (Curtis et al. 1963, Micke et al. 1964). Il s'agit des mésons μ (ou muons) et π^- .

Chez le maïs, alors que les mésons μ montrent 0,76 fois l'efficacité des rayons γ , les mésons π^- par contre, sont plus de 3 fois plus actifs que ces radiations. Bien qu'il ne soit pas aisé de comparer des matériaux biologiques possédant des radiosensibilités différentes, il semble que les conclusions tirées soient assez générales. Comment peut-on comprendre que le rayonnement cosmique produise plus d'effets que l'on pouvait prévoir ? Si nous simplifions fortement le problème, nous pouvons dire que les protons (notamment) peuvent entrer en collision avec divers atomes ce qui peut avoir deux conséquences :

- a) Tout d'abord, la transmutation de ces atomes avec toutes les implications de modification de fonction des molécules contenant ces atomes transmutés.
- b) Ensuite, l'émission de fragments d'atomes de masses et d'énergies différentes.

Ces émissions pourraient être comparées à de véritables « explosions miniatures » pouvant se produire à des endroits « stratégiques » des cellules comme par exemple, les chromosomes.

Puisque nous aboutissons à cette conclusion que le rayonnement cosmique a sur les chromosomes un effet certain, nous pouvons maintenant nous poser la question de savoir comment il a pu agir au cours de l'Évolution ?

Il existe deux manières de concevoir l'influence d'un tel facteur. La première que nous venons de développer suffisamment longuement, est son effet mutagène. Dans cette alternative, l'accroissement de la fréquence des mutations est le moteur de l'Évolution. Mais il existe une autre possibilité. C'est celle de l'élimination de certains groupes d'êtres vivants par un flux cosmique trop intense. Il agirait donc dans ce cas, comme facteur sélectif. Ces deux tendances ne sont pas mutuellement exclusives et peuvent même être jusqu'à un certain point complémentaires. On peut ainsi imaginer que certains mutants produits par le rayonnement cosmique donnent naissance à des groupes d'organismes plus sensibles aux radiations. Celles-ci agiraient donc simultanément comme force mutagène et comme force sélective, partiellement tout au moins.

D'un autre côté, il a souvent été suggéré qu'au cours de l'Évolution, le patrimoine héréditaire passe par des phases d'accroissement énorme de mutabilité. De manière hautement spéculative, on pourrait suggérer le mécanisme suivant :

Plus les organismes deviennent complexes, plus apparaissent entre les différents secteurs du patrimoine héréditaire, des relations d'interdépendance et des relations de subordination. C'est là un fait bien connu par l'étude des organismes supérieurs actuellement vivants, tels que mammifères ou phanérogames.

A la suite des brillantes recherches de B. McClintock chez le maïs (1956), il est devenu évident que certaines régions des chromosomes contrôlent l'activité d'un très grand nombre de gènes. On les a appelé les « éléments de contrôle ».

Il va de soi que tout changement survenant dans ces régions peut avoir une répercussion majeure sur la vie d'une espèce, voire d'un groupe d'organismes. Or, il est bien démontré que dans certains

cas, les éléments de contrôle peuvent avoir une sensibilité toute spéciale aux agents extrinsèques.

Alternativement, le rayonnement cosmique en tant qu'agent mutagène ou bien d'autres agents mutagènes physiques ou chimiques peuvent avoir causé soit l'élimination, soit l'accumulation d'éléments de contrôle. Ce phénomène apporterait une perturbation très profonde dans la régulation génétique à telle enseigne que divers chercheurs (tel que Pontecorvo par exemple, 1958) considèrent l'accumulation des éléments de contrôle comme une des causes les plus probables de l'extinction de grands groupes fossiles. Lorsque les mécanismes de contrôle du patrimoine héréditaire deviennent trop rigoureux, l'adaptabilité de l'organisme devient défectueuse. L'être vivant devient une proie facile pour la sélection éliminatrice. Il s'agit là d'une vue hautement spéculative qui, d'autre part, ne satisfait pas toujours.

Comment expliquer en effet, que certains groupes d'organismes soient particulièrement stables au cours de périodes très longues ainsi, par exemple, le cas du brachyopode *Lingula* ou de l'algue *Chara* ? Est-ce que dans ces cas, l'état d'équilibre au sein du patrimoine héréditaire est si rapidement atteint, qu'un avenir brillant du groupe sera continuellement sacrifié au profit d'un éternel présent ? Nous pensons qu'une voie d'approche du problème actuel réside précisément dans l'étude des effets des radiations chez ce genre d'organismes dont la stabilité fut telle au cours des âges qu'on pourrait presque les qualifier de « fossiles vivants ».

Ainsi, diverses recherches réalisées il y a une dizaine d'années dans notre laboratoire, nous ont montré que dans le patrimoine héréditaire des muscinées, il existe des régions qui contrôlent simultanément des caractères du gamétophyte et du sporophyte et qui, à ce titre, pourraient être comparées aux éléments de contrôle de McClintock.

Nous avons constaté le très étrange fait suivant : à la suite d'irradiations par les rayons du radium à très fortes doses, nous avons induit des types « mutants » dans lesquels resurgissent des caractères extrêmement lointains, voire des caractères d'autres classes de plantes. On peut se dire que, dans la Nature, aucun agent mutagène n'atteint jamais un niveau suffisamment élevé pour faire muter ce genre d'organisme.

On peut imaginer qu'à l'encontre de ces groupes, ceux qui évoluent beaucoup plus rapidement passent par des phases d'accroissement de mutabilité dues précisément à l'organisation des mécanismes de contrôle. Il est actuellement certain qu'il existe bien des

facteurs responsables des mutations et, partant, de l'Évolution. A la lumière des travaux récents néanmoins, il semble que le rôle du rayonnement cosmique ait été antérieurement sous-estimé.

Mais quelle que soit la part qui revient au rayonnement cosmique dans l'Évolution, mutabilité et sélectivité iront toujours de pair. Suivant la pensée de Bergson, formulée pour divers groupes d'animaux et de végétaux, « les plus grands succès ont été pour ceux qui ont accepté les plus gros risques ».

TRAVAUX CITÉS

- CURTIS, H. et SMITH, H. — 1963 — Corn seeds affected by heavy cosmic ray particles. *Science*, **141**, 158-160.
- EHRENBERG, L. et ANDERSSON, G. — 1954 — Probable side effects of nuclear reactions in the biological reaction of fast protons. *Nature*, **173**, 1086.
- JOLLOS, V. — 1939 — Further tests of the role of cosmic radiation in the production of mutations in *Drosophila melanogaster*. *Genetics*, **24**, 113-130.
- LEPRINCE-RINGUET, L. — 1945 — *Les rayons cosmiques. Les mésons*. Albin-Michelet, Paris.
- MCCINTOCK, B. — 1956 — Controlling elements and the gene. Cold spring Harbor Sym. Quant. Biol., **21**, 197-216.
- MICKE, A., SMITH, H., WOODLEY, R. et MASHKE, A. — 1964 — Relative cytogenetic efficiency of muons and π^- mesons in *Zea mays* (L.) and its modification by post-irradiation storage. *Radiation research*, **33**, 537-550.
- MOUTSCHEN-DAHMAN, J. et M., WOODLEY, R. et GILOT, J. — 1967 — The relative biological effectiveness of different kinds of radiations on chromosome aberrations in *Nigella damascena* seed (Sous presse).
- MULLER, H. J. — 1954 — Manner of producing mutations. Dans HOLLAENDER, A., *Radiation Biology*, t. I, part I, 581-584, McGraw-Hill Book Company, inc.
- OLSSON, A. et LEWIS, N. — 1928 — Natural radioactivity and the origin of species. *Nature*, **121**, 673-674.
- PONTECORVO, G. — 1958 — *Trends in genetic analysis*. New York. Columbia University Press.
- SMITH, H. H., WOODLEY, R., MASHKE, A. et COMBATTI, N. — 1965 — Relative cytogenetic efficiency of X-rays and 28 GeV protons in *Zea mays*. *Radiation research*, **25** (abstract).
- TIMOFÉEFF-RESSOVSKY, N. W. — 1931 — Die bisherigen Ergebnisse der Strahlen-genetik. *Ergeb. med. Strahlenforsch.* (Leipzig), **5**, 129-228.
- THOMAS, H. — 1936 — Cosmic rays and the origin of species. *Nature*, **137**, 51-53, 97-98, 358-358.

Histoire naturelle des Protozoaires Thecamoebiens

par Didier CHARDEZ (*)

PREMIÈRE PARTIE

LES THÉCAMOEBIENS, OBJET DE RECHERCHES BIOLOGIQUES ORIGINALES

Nos connaissances sur les Thécamoebiens se sont considérablement étendues ces dernières années. L'importance de ces micro-organismes est de jour en jour mieux reconnue ; ils deviennent aujourd'hui l'objet d'études très diverses.

Si GRASSE (1953) en arrive à dire qu'au point de vue morphologique les Protozoaires en général présentent une richesse de formes, de structures et de possibilités adaptatives aussi grande que celle de n'importe quel autre groupe, VAN OYE (1953) souligne que les protistes montrent une richesse de populations et de comportements synécologiques tout aussi grands que ceux de n'importe quelle entité de plantes ou d'animaux, ceci tant comme êtres individuels que comme composants d'une biocénose.

L'importance des Thécamoebiens au sein des protistes n'est plus à démontrer. Ils constituent un matériel de choix pour l'étude de l'hérédité, car leur thèque présente des caractères individuels raciaux spécifiques, phénotypiques ou génotypiques, très faciles à étudier parce que très apparents. En s'accumulant, les théques fournissent un matériel abondant permettant l'étude statistique des variations et des adaptations.

Présents en grand nombre dans tous les milieux, ils jouent un rôle certainement important, mais qui reste encore à préciser, dans les écosystèmes. Organismes primitivement aquatiques, ils possèdent de grands pouvoirs d'adaptation et, par leurs conformations et leurs possibilités, ils représentent un potentiel de vie exceptionnel.

Nous donnons dans le présent travail, outre l'exposé des caractères généraux, morphologiques, éthologiques et écologiques des

(*) Laboratoire de Zoologie Générale (Prof. J. LECLERCQ), Faculté des Sciences Agronomiques de l'État, Gembloux, et Centre National d'Écologie Générale.

Thécamoebiens, une table dichotomique aussi complète que possible pour la détermination jusqu'au niveau du genre, ainsi que la liste des espèces, variétés et formes existant à l'heure actuelle ; beaucoup d'entre elles sont représentées dans la série de planches.

Qu'il me soit permis de remercier ici Monsieur le Professeur J. LECLERCQ pour l'aide et les conseils qu'il a bien voulu me prodiguer.

Historique

Il existe actuellement un nombre considérable de travaux sur les Rhizopodes. Les premiers auteurs : EHRENBURG (1838), DUJARDIN (1852), CARTER (1856), GREEFF (1866), ARCHER (1872), SCHULZE (1874), CIENKOWSKY (1876), TARANEK (1882), FABRE-DOMERGE (1883), GRÜBER (1883), WALLICH (1890), BLANC (1892), SCHAUDIN (1895), RHÜMBLER (1896), LAUTERBORN (1899), ont publié des travaux de systématique pure qui ne traitent, presque tous, que d'un nombre assez restreint d'espèces. LEIDY (1879), en publiant son bel atlas, fit connaître, en quelque sorte, les Thécamoebiens. PENARD (1902) publia les premiers travaux d'ensemble, accordant une grande importance à la cellule. La systématique se précisa avec SCHOUTEDEN (1906) qui traduisit les tableaux dichotomiques du Professeur AWERINTZEW écrits en russe, DE SAEDELEER (1934) qui jeta les bases d'une systématique basée sur l'étude des pseudopodes et DEFLANDRE (1928-1936) qui fit les monographies des genres importants. Cet auteur, ainsi que MAGGY (1877), HARNISCH (1927) et BARTOS (1940) décelèrent les faunes des Muscinées. JUNG (1936), HOOGENRAAD et DE GROOT (1948), GROSPIETSCH (1954), ERTL (1954) ont étudié les tourbières. FRANCÉ (1912), CUNNIGAM (1914), SANDON (1924), VOLZ (1929), VARGA (1933), R. et L. GRANDORI (1934) attirèrent l'attention sur les faunes thécamoebiennes terricoles qui furent définitivement mises en évidence par les travaux de THOMAS (1958), BONNET (1958), CHARDEZ (1959) et SCHÖNBORN (1965).

L'étude de prélèvements provenant du continent africain par PENARD (1890), VAN OYE (1931), DECLOITRE (1947), GAUTHIER-LIÈVRE (1953), THOMAS (1958), BONNET (1960), GOLEMANSKY (1962), STEPANEK (1963), CHARDEZ (1964), augmenta considérablement le nombre des espèces.

Les travaux de HARNISCH (1927), BRADLEY (1931), FRENGUELLI (1933), HOOGENRAAD et DE GROOT (1942), DUBOIS (1933) DEFLANDRE (1953) montrent que les premiers Thécamoebiens remontent au moins au Tertiaire. BRADLEY (1931) décrit des espèces appartenant au genre *Diffflugia* dans l'Éocène moyen.

Il faut remarquer que toutes les formes micropaléontologiques du Quaternaire sont identiques aux formes actuelles (DEFLANDRE 1953).

POSITION SYSTÉMATIQUE ET CARACTÈRES DES THÉCAMOEBIENS

Généralités

Les Thécamoebiens sont des Protozoaires dont la position systématique, d'après la dernière classification (CORLISS 1964), est la suivante :

Phylum	<i>Protozoa</i> . GOLDFUSS 1818 emend. von SIEBOLD 1845
Sous-phylum	<i>Sarcomastigophora</i> . HÖNIGBERG et BALAMUTH 1963
Super-classe	<i>Sarcodina</i> . HERTWIG et LESSER 1874
Classe	<i>Rhizopodea</i> . VON SIEBOLD 1845

Ce sont des unicellulaires, qui ont la faculté de construire une coquille (thèque ou test). Cette theque délicate ou robuste, souvent ornée d'aiguilles, de cornes ou de denticules, est constituée, suivant les genres, soit d'éléments exogènes : plaquettes amorphes de silice, grains de sable, particules de boue, squelettes de diatomées, soit d'éléments endogènes : écailles siliceuses lenticulaires, de forme ovale, circulaire ou quadrangulaire.

Certaines espèces n'utilisent que le calcaire, d'autres uniquement des squelettes de Diatomées remaniées ou non. Ces divers matériaux sont cimentés les uns aux autres par un vernis de chitine d'origine cytoplasmique.

Au microscope électronique, R. THOMAS (1964) a découvert des structures de theques très particulières, notamment la présence de pores multiples, invisibles aux microscopes optiques.

La dimension des theques est comprise entre 10 et 650 μ . Elle varie suivant le milieu ; elle atteint son maximum dans les milieux caractérisés par une eau abondante et permanente ; elle est intermédiaire dans les faunes associées aux sphaignes et mousses ; elle est minimale dans les milieux endogés.

Il en est de même pour les appendices de toutes formes ; beaucoup plus fréquents dans les formes des milieux aquatiques, ils tendent à disparaître dans les biotopes à humidité faible et variable.

La teinte plus ou moins foncée des theques est également affectée

par le milieu ; l'examen d'une préparation permet très souvent de distinguer l'origine.

La taxonomie est basée sur l'étude comparée des thèques dont la forme et les proportions sont spécifiques. Les noyaux, bien qu'assez variables en apparence, possèdent des caractères fixes également utilisables.

DE SAEDELEER (1934) a divisé les Thécamoebiens en quatre groupes basés sur la forme des pseudopodes :

- 1) *Lobosa* : pseudopodes constitués d'une masse cytoplasmique arrondie au sommet.
- 2) *Filosa* : pseudopodes très effilés, très longs et ectoplasmiques.
- 3) *Granuloreticulosa* : pseudopodes qui ont la faculté de s'anastomoser et de digérer, alors que dans les autres groupes cette dernière fonction n'est réalisée qu'à l'intérieur de la thèque.
- 4) *Reticulosa* : pseudopodes digités, pointus mais non effilés ; ils peuvent également s'anastomoser.

Certains cas très particuliers observés par BONNET (1964) chez les Thécamoebiens endogés et nos propres observations dans ce domaine, tendent de plus en plus à démontrer qu'une classification basée sur la structure des pseudopodes, bien que naturelle, n'apporte plus les éclaircissements souhaités car BONNET a décrit l'émission de lames ventrales chez *Trinema enchelys* qui est un « *Filosa* » et nous avons observé le fait chez *Phryganella acropodia* qui est un « *Reticulosa* ». La silhouette du pseudopode varie suivant le milieu où il se déplace : dans un film liquide très mince, le protoplasme s'étale beaucoup et forme une mince lame cytoplasmique.

Les pseudopodes

Les pseudopodes, organes de locomotion ou de préhension, ont donc une structure différente suivant les catégories.

Chez les *Lobosa*, on distingue les exolobopodes qui sont constitués uniquement d'ectoplasme hyalin et les endolobopodes qui sont endoplasmiques et granuleux intérieurement.

Les pseudopodes des *Reticulosa* sont d'origine entièrement ectoplasmique, pointus, dépourvus de granules, hyalins et réfringents, plus visibles que les pseudopodes des *Filosa* essentiellement ectoplasmiques, très effilés, s'anastomosant facilement et doués de mouvements rapides.

Les pseudopodes des *Granuloreticulosa*, très différents des précé-

dents, sont linéaires et bifurquants. Ils s'anastomosent très facilement mais montrent un axe plus solide (stéréoplasme) ; ils sont extrêmement fins ; le rhéoplasme entourant le stéréoplasme est granuleux. Ils sont doués de facultés digestives ; moins répandus que les autres groupes de pseudopodes chez les Thécamoebiens, ils caractérisent surtout la classe des Foraminifères.

Les pseudopodes agissent comme organes spécialisés non seulement pour la captation mais aussi pour le choix de la nourriture et ils sont capables, dans certains cas, d'exécuter sur la proie des opérations complexes de percement par dissolution partielle (HOOGENRAAD et DE GROOT 1942 ; CHARDEZ 1964).

Les épipodes

La fixation de l'amibe à la coquille se fait très souvent chez les *Lobosa* et les *Filosa* par de fins pseudopodes caractéristiques nommés « épipodes ». Ceux-ci se présentent comme des filaments reliant l'animal à la coque, où ils sont fixés par un petit disque adhésif. PENARD (1902) signale qu'ils ne se colorent pas par le carmin de la même façon que le cytoplasme. Non seulement ils fixent l'animal à la coquille mais ils sont des organes à fonction « nerveuse », assurant le retrait parfois brusque de l'animal dans sa thèque lorsqu'il est touché par un corps étranger ou qu'il subit un choc ; ce phénomène est facile à provoquer expérimentalement en tapotant la lame porte-objet d'une préparation vivante.

Le nombre des épipodes est fort variable suivant les espèces : souvent nombreux chez les *Arcella*, deux ou trois seulement chez les *Euglypha*. Ils sont quelquefois absents ; nous avons cité (1960) des *Trinema* sans épipode, l'animal n'étant en contact avec la thèque que dans la région du pseudostome où il adhérerait totalement au tube buccal de celui-ci.

Le noyau

Le noyau est généralement volumineux et présente à première vue, chez tous les Thécamoebiens, le même type général. Toutefois, lorsqu'on l'examine attentivement, il y a dans sa morphologie et dans sa structure, des différences qui ont une réelle valeur de caractère spécifique.

On distingue les Thécamoebiens uninucléés, binucléés et multinucléés. Dans ce dernier cas, le nombre de noyaux est excessive-

ment variable suivant l'espèce et, généralement, leur taille est inversement proportionnelle à leur nombre.

Lorsqu'il est unique, le noyau est toujours logé dans la partie postérieure du corps de l'amibe, dans le fond de la thèque, presque toujours au voisinage des vésicules contractiles. Chez les *Arcella*, presque toutes binucléées, les noyaux se situent de part et d'autre du pseudostome.

Les différences morphologiques suivant les espèces portent sur :

- 1) la forme plus ou moins sphérique ou elliptique du noyau
- 2) l'épaisseur de la membrane nucléaire
- 3) la consistance du suc nucléaire
- 4) la nature des granulations intranucléaires
- 5) le nombre de caryosomes
- 6) la forme des caryosomes
- 7) la consistance de la matière chromatique
- 8) le nombre de vacuoles endochromatiques
- 9) la forme des nucléoles

GRÜBBER, GREEFF, RHUMBLER et PENARD ont toujours accordé une grande importance aux noyaux ; en 1963, nous avons consacré une étude sur la morphologie des noyaux de 37 espèces de Thécamoebiens.

Les vacuoles

Les grandes vacuoles sont de deux types :

1) Les *gastrioles* sont des vacuoles digestives ; certaines de ces vacuoles éclatent en surface et font office de cytoprocte. NIERENSTEIN (1905) puis METALNIKOW (1912) ont pu établir un schéma assez constant du parcours suivi par les vacuoles digestives dans l'intérieur du corps des Infusoires Ciliés. Chez les Thécamoebiens ce déplacement est extrêmement irrégulier et assez peu conséquent ; les bols alimentaires une fois constitués sont acheminés vers le milieu du corps de l'amibe, où ils ne bougent pratiquement plus pendant tout le temps de la digestion ; ils semblent seulement passivement déplacés par les mouvements cytoplasmiques.

2) Les *pulsoles* ou vacuoles pulsatiles, dont la fonction est la régulation osmotique, n'existent que chez les individus actifs. Contrairement aux vacuoles digestives, elles sont placées dans la partie postérieure de l'amibe ; leur nombre est fort variable ; elles se multiplient dans certaines conditions telle que la préparation à l'enkystement, la mitose ou un début d'asphyxie.

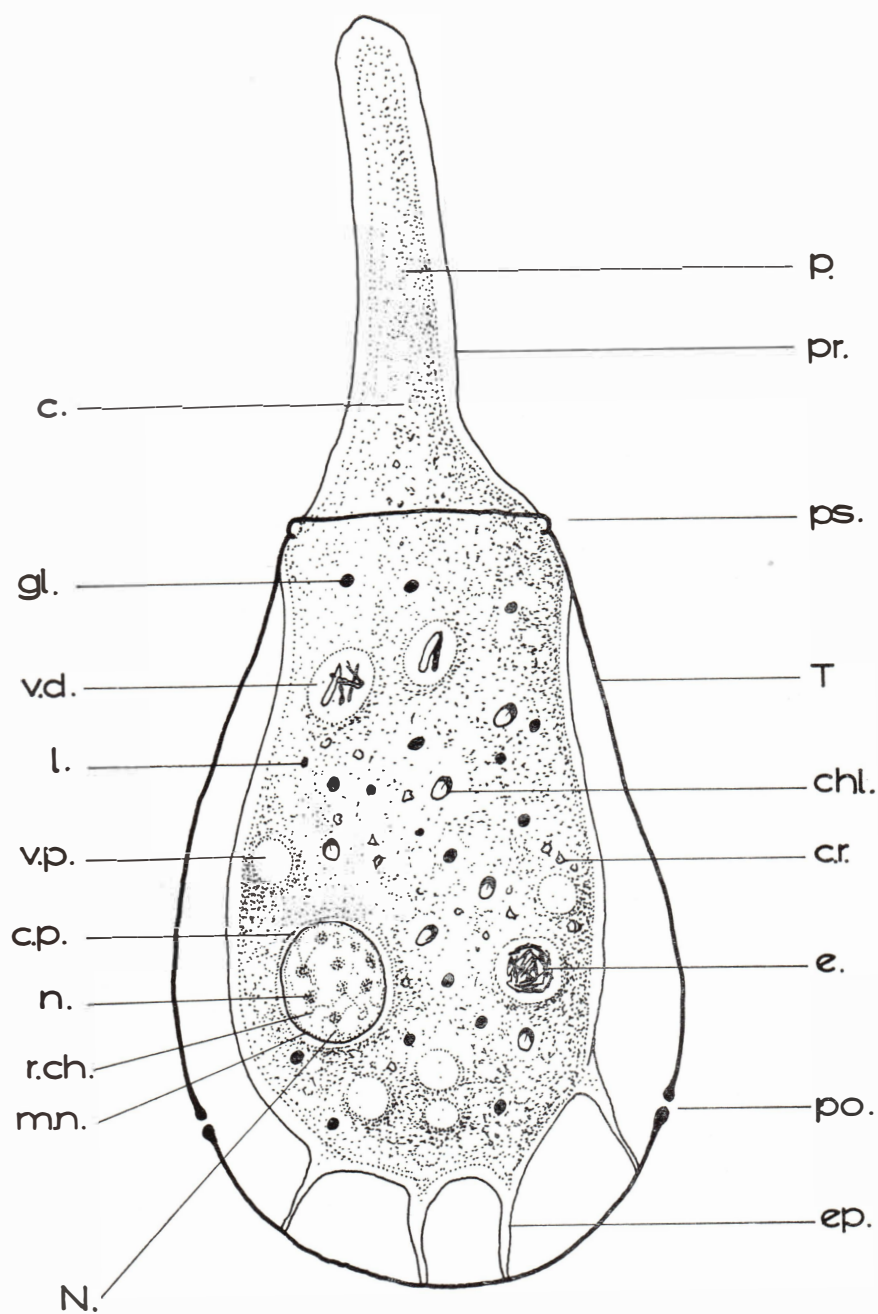


FIG. 1

Le rythme de pulsation varie en fonction de la concentration saline du milieu. En augmentant légèrement cette concentration par addition de chlorure de sodium au milieu de base, nous avons accéléré le rythme de pulsation ainsi que le diamètre de la vacuole à la diastole chez plusieurs *Euglypha*, *Hyalosphenia* et *Heleopera rosea*.

Inclusions cytoplasmiques

Le cytoplasme des Thécamoebiens renferme de nombreuses inclusions très diverses. Leur étude est très difficile par les moyens ordinaires en raison de la présence de la thèque souvent épaisse et opaque ou, chez certaines espèces, de nombreuses Zoochlorelles qui encombrant le cytoplasme. Le microscope électronique devrait apporter, dans ce domaine, bien des éclaircissements.

Outre les noyaux, les vacuoles et les Zoochlorelles nous citerons les proies en voie de digestion, des matériaux de réserve, des produits du métabolisme, des globules lipidiques bien visibles en contraste de phase, quelquefois fort nombreux et d'un diamètre de 2 à 4 μ .

HALL et LOEFFER (1930) ont décelé des mitochondries chez *Euglypha* à l'aide de la coloration au vert Janu.

CHARRET (1964) les a mises en évidence par la coloration à l'hématoxyline de Regaud chez *Hyalosphenia papilio* ; elle y signale également des sphérules de 5 μ de diamètre qui, après analyse, s'avèrent être du glycogène.

Il y a également des chromidies qui, d'après DEFLANDRE (1953), seraient des produits glycogéniques de composition variable.

Chez *Hyalosphenia papilio*, CHARRET (1964) affirme qu'il existe deux réseaux de granulations réagissant différemment aux colorants, l'un étant un réseau mitochondrial et l'autre de l'ergastoplasme.

On peut trouver aussi dans certains cytoplasmes des sphérules de pseudochitine, des phéosomes considérés par PENARD (1902) comme

Légende de la figure 1.

RECONSTITUTION SCHÉMATIQUE D'UN THÉCAMOEBIEN *Hyalosphenia papilio*
À PARTIR DE L'ÉTUDE CYTOLOGIQUE.

T = thèque ; ps = pseudostome ; po = pore de la thèque ; p = pseudopode ; ep = épipodes ; pr = protoplasme ; c = cytoplasme ; v. d. = vacuoles digestives (gastriole) ; v. p. = vacuoles pulsatiles (pulsole) ; e = excrétat (cytoprocte) ; g. l = glycogène ; l = corps lipidiques ; c. r. = corps réfringents ; chl. = chlorelles symbiotiques ; N = noyau ; c. p. = cytoplasme périnucléaire ; n = nucléoles ; r. ch. = réseaux chromatiques ; m. n. = membrane nucléaire.

des urates. Abondants chez les *Cyphoderia* et les *Campascus*, ce sont de petits éléments de forme cristalline bien définie. Chez quelques *Euglypha tuberculata*, *loewis* et *rotunda* nous avons observé des micro-cristaux dont le système cristallin était identique à celui de l'acide oxalique.

Constitution chimique des thèques

Comme nous l'avons dit plus haut, les thèques sont constituées de divers éléments endogènes ou exogènes : silice, quartz, calcaire, squelettes de diatomées sous forme d'éléments entiers ou remaniés, particules organiques diverses, cimentés par un « vernis chitinoïde » qui serait, d'après AWERINTZEW (1906), une substance voisine de la kératine avec une certaine quantité de soufre.

Étudiant les thèques de *Hyalosphenia papilio* qui ne sont formées que de vernis chitinoïde, CHARRET (1964), appliquant sur des coupes la réaction xanthoprotéique, démontre que ce vernis est une substance du groupe des mucoprotéines, un polysaccharide associé à une protéine.

JEUNIAUX (1963), analysant des thèques de *Plagiopyxis* et de *Centropyxis* par la méthode enzymatique pour le dosage et la mise en évidence de la chitine, prouve que ce vernis est bien de la chitine c'est à dire un homopolysaccharide (homoglycane de structure linéaire).

Pores de la thèque

Certaines espèces possèdent de petits pores en nombre variable, toujours présents chez les *Hyalosphenia* et chez certains *Nebela*. THOMAS (1963) utilisant le microscope électronique en a découvert chez les *Arcella* et chez certains *Centropyxis*.

Pour PENARD ces pores joueraient un rôle dans la sortie et l'entrée de l'eau lors de l'émission ou la rétraction des pseudopodes.

CHARRET (1964) suggère l'idée d'associer la présence de ces pores à l'activité des pulsoles qui, fonctionnant en milieu fermé, en modifieraient la pression osmotique. Cette hypothèse est très valable, toutefois il existe encore de nombreuses espèces chez qui ces pores n'ont pas encore été observés. En tout cas ils permettent un contact permanent avec le milieu extérieur même lorsque l'animal enkysté a obstrué l'ouverture du pseudostome.

Mentionnons également les pores périphériques, parfois très nombreux du pseudostome chez plusieurs *Arcella*, dont le rôle et l'utilité ne sont pas expliqués.

Nutrition

L'activité phagocytaire a été observée chez presque toutes les espèces de Thécamoebiens, phagocytose totale ou partielle (CHARDEZ 1964).

Les proies sont de nature végétale ou animale : bactéries, algues vertes (Protococcacées, Filamenteuses), algues bleues (Nostocacées), débris ligneux, fragments humiques, spores de champignons, autres Thécamoebiens, notamment chez *Nebela*, *Heleopera*, *Hyalosphenia* et *Paraquadrula*.

BONNET (1964) suggère même une certaine assimilation des substances protéiques de la solution du sol chez les Thécamoebiens endogés.

Comme chez les autres Protozoaires il y a formation de vacuoles digestives dans le cytoplasme ; les matières non digérées sont rejetées et matérialisent souvent les pistes suivies par le Thécamoebien.

PENARD signale que certains Rotifères sont parfois capturés et THOMAS (1958) a constaté la présence de fibres textiles ingérées par des *Diffugia oblonga* tenues en élevage. Cet auteur a également observé de nombreuses logettes de *Lagenophrys aselli*, Cilié ectoparasite des branchies de Crustacés, dans le cytoplasme de nombreux *Diffugia bidens*.

Nous avons aussi observé (original) l'ingestion de petits Ciliés Holotriches : *Glaucoma pyriformis* par *Diffugia oblonga* var. *nodosa*, et de Zooflagellés : *Oicomonas thermo* par *Diffugia lanceolata* et *D. smillion*.

Enkystement

Depuis longtemps observé, le phénomène d'enkystement est en réalité fort mal connu car il est très difficile à étudier totalement et les observations recueillies sont fragmentaires.

C'est un phénomène très important qui permet, non seulement la survivance des espèces, mais aussi leur dissémination et leur prolifération.

Certains Thécamoebiens ne semblent pas s'enkyster vraiment ; ils se contentent de se retirer simplement au fond de la coquille en obstruant quelquefois l'orifice au moyen, soit d'un bouchon de matières organiques, soit d'un épiphragme chitineux, et restent à l'état « prékystique » décrit par BONNET (1959-1964) chez certains *Plagiopyxis*.

Ce qui détermine le kyste vrai c'est le durcissement des couches

externes du cytoplasme qui en arrivent à former une véritable membrane protoplasmique bien différenciée et fort résistante.

L'enkystement s'observe en particulier chez les formes qui ne sont pas strictement aquatiques et semble atteindre son plus haut degré de perfectionnement chez les espèces dont l'habitat est sujet à de grandes variations hygrométriques, en particulier dans les mousses aériennes, subaériennes, les sphaignes et les terres.

Si le mécanisme général de l'enkystement est simple à première vue, le mode d'exécution semble varier quelque peu d'une espèce à l'autre.

Tout d'abord, il y a lieu de distinguer deux types de kystes dont la fonction et le destin sont totalement différents :

1) **Le kyste de reproduction** est produit au terme d'un phénomène sexuel, dont le prélude est un acte d'accouplement (conjugaison-plasmogamie) ; ce sont les kystes « cycliques ». THOMAS (1962) ramène la formation de ces kystes à trois modes :

- a) Mode individuel : l'animal se divise et forme une seconde thèque.
- b) Mode à deux individus qui copulent et forment une troisième thèque plus grande (cas observé par VALKANOV (1962) chez *Euglyphella delicatula*).
- c) Mode à deux individus qui copulent et restent dans une des deux théques. Observé par PENARD (1902) chez *Paraquadrula discoïdes* et (1922) chez *Euglypha scutigera*, par DEFLANDRE (1932) chez *Paraquadrula irregularis*, par THOMAS (1962) chez *Pseudodiffugia gracilis*, *Assulina seminulum* et *Cryptodiffugia compressa*, par CHARDEZ (1960) chez *Trinema enchelys*, par BONNET (1964) chez de nombreuses *Centropyxis*, *Cyclopyxis eurystoma*, *Nebela collaris*, *Nebela lageniformis*, *Plagiopyxis callida* et *Pseudodiffugia gracilis* var. *terricola* ainsi que chez la plupart des *Euglypha* endogés.

Dans ces trois cas le kyste est binucléé.

A ces trois modes de kystes on peut ajouter un quatrième où le kyste se résorbe en libérant des éléments reproducteurs (CHARDEZ (1965) chez *Nebela*, *Centropyxis* et *Cyclopyxis*).

2) **Le kyste de résistance**, encore appelé kyste de latence, de repos ou de défense, ou encore kyste « acyclique ».

Ici, il semble que les Thécamoebiens produisent un kyste différent suivant leur état au moment de l'enkystement qui s'applique en général à des communautés entières de Thécamoebiens d'une

façon intempestive provoquée par des conditions extérieures, le kyste de résistance étant ainsi un phénomène d'auto-protection.

Cet enkystement est assez facile à provoquer chez des populations tenues en élevage ; nous avons utilisé deux procédés qui correspondent à des types d'agression fréquents dans la nature :

- a) *La disette*. Les organismes sont placés dans de l'eau pure, à l'abri de la lumière pour éviter toute formation d'algues.
- b) *La pollution lente du milieu* obtenue en favorisant le développement de bactéries par décomposition d'un peu de peptone dans le milieu.

Nous obtenons par ces procédés deux aspects de kystes de résistance ; dans le premier cas (a) le Thécamoebien digère d'abord tous les produits de réserve de son cytoplasme, puis il forme un kyste clair, net, généralement petit avec un bouchon de matières organiques souvent méticuleusement fait. Quelquefois, entre le kyste et le bouchon, on distingue des produits d'excrétion. C'est dans cette catégorie que nous avons observé les « prékystes » (kystes à membrane non différenciée).

Dans le deuxième cas (b), nous obtenons des kystes plus gros, plus foncés, très souvent sans bouchon de matières organiques ; au pseudostome la membrane ectoplasmique est épaisse, nettement différenciée.

Dans tous les cas, la dimension des kystes est assez variable, quelquefois la masse granuleuse, l'endoplasme du kyste, est divisée en deux portions plus ou moins nettes.

Nous avons observé ce fait chez *Centropyxis discoides*.

Nous avons remarqué que les kystes foncés ne sont jamais des effets de la disette mais bien de la pollution momentanée du milieu.

Les kystes de résistance chez les *Euglypha* sont quelquefois entourés complètement d'un revêtement supplémentaire d'écailles ; il s'agit certainement de kystes à très longue durée.

DEFLANDRE (1953) cite le cas d'un kyste exogène édifié contre le pseudostome à l'extérieur de la thèque chez *Sphenoderia lenta*.

Dékystement

Le dékystement a été particulièrement bien étudié par BONNET (1959-1960-1964). Il se produit spontanément ou après le retour du milieu à des conditions normales de vie.

Nous l'avons provoqué expérimentalement par hypertonie du

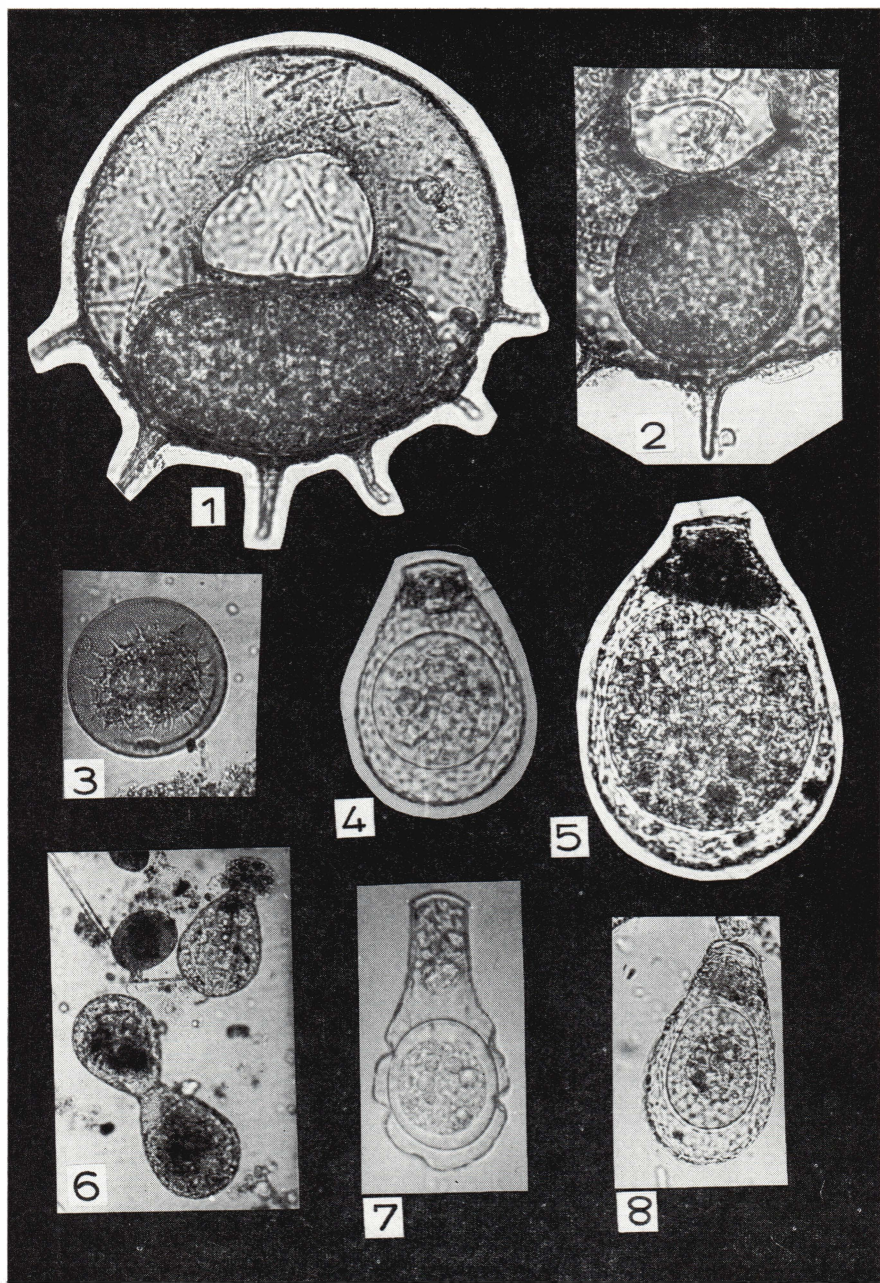


PLANCHE A.

milieu. Il dure généralement plusieurs heures pendant lesquelles on note une certaine activité endoplasmique ; puis, il y a résorption de la membrane kystique ; enfin, progressivement, émissions pseudopodiques.

La résorption de la membrane kystique a été observée et minutieusement décrite par CHARRET (1964) chez *Hyalosphenia papilio* qui signale que cette membrane est absorbée dans une vacuole et rejetée à l'extérieur avec l'éclatement de cette vacuole.

Épiphragmes

L'épiphragme est un système de protection qu'emploie le Thécamoebien enkysté ou retiré au fond de sa thèque ; il en existe deux sortes. La première consiste en un simple bouchon obstruant le pseudostome ; il s'agit d'une accumulation de matières organiques plus ou moins agglutinées dans une sécrétion muqueuse.

Ces débris sont entraînés par l'animal au moment de son retrait dans la coquille ou sont rejetés avant l'enkystement. BONNET (1964) a décrit des bouchons de matières organiques au niveau du diaphragme interne chez des Thécamoebiens endogés.

La deuxième sorte d'épiphragme est une membrane obturante formée par une matière colloïdale de même aspect qu'une membrane kystique qui, d'après BONNET (1964), incorpore parfois des débris humiques chez les Thécamoebiens endogés.

Les épiphragmes sont fréquents chez les *Euglypha* où nous en avons observés (1962) de particulièrement épais chez *Euglypha loevis*.

Exuviation

L'exuviation, c'est à dire l'évacuation par l'animal de sa coquille, est un phénomène peu observé et qui n'est pas encore parfaitement expliqué. L'animal construit une nouvelle thèque, en prend posses-

LÉGENDE DE LA PLANCHE A.

1. *Centropyxis discoides*, kyste à futurs éléments reproducteurs
2. *Centropyxis discoides*, kyste de résistance
3. *Arcella discoides*, in vivo montrant les épipodes
4. *Nebela tineta*, kyste de reproduction
5. *Nebela tineta*, prékyste et bouchon de matière organique au pseudostome
6. *Nebela collaris*, individus en conjugaison
7. *Hyalosphenia elegans*, kyste avec éléments reproducteurs
8. *Nebela militaris*, kyste de reproduction.

sion et abandonne l'ancienne. C'est ce qui a été observé principalement chez les *Arcella*, c'est ce que PENARD appelait « un changement de peau ». Mais, il est des cas plus rares, où l'animal abandonne sa coquille et se comporte un temps plus ou moins long comme un Gymnamoebien. PENARD (1902) signale ce fait chez *Microchlamys patella* et BONNET l'a cinémicrographié chez un *Plagiopyxis*.

Nous avons eu la chance de contrôler expérimentalement un motif d'exuviation chez *Diffflugia oblonga*. Ce volumineux Thécamoebien ayant eu sa thèque légèrement écrasée entre lame et lamelle à la suite de l'évaporation de l'eau, l'a immédiatement évacuée et s'est mis à progresser librement à la façon du Gymnamoebien *Vahlkampfia limax*. Nous avons ensuite refait l'expérience et le phénomène s'est répété chaque fois que la thèque était suffisamment fendue sans toutefois que l'animal ne soit blessé.

Une thèque inconfortable ou irréparable déterminerait donc l'exuviation ; PENARD (1902) a étudié certains cas où l'animal réparaît des dégâts minimes occasionnés à sa thèque, ce qui tendrait à démontrer que les Thécamoebiens font un choix dans leurs moyens de survie.

CHARRET (1962) a étudié l'exuviation chez *Hyalosphenia papilio* et signale que la nouvelle thèque est plus grande, moins colorée et moins rigide que l'ancienne, sa composition chimique n'étant pas définitivement acquise. Si la règle était absolue, si la coquille nouvellement construite était toujours plus grande que l'ancienne, il serait séduisant de croire à une espèce de croissance de l'animal. Ce n'est pas un cas général car le plus souvent les coquilles ont la même taille et quelquefois la nouvelle thèque est plus petite, ainsi que nous l'avons observé chez *Diffflugia curvicaulis* et chez *Diffflugia acuminata*.

Certains cas très particuliers d'exuviation ont été décrits par HEGNER (1919) chez des *Arcella dentata* rendues uninucléées par vivisection : le bourgeon et sa coque se forment par un début de mitose, mais cette nouvelle coque est abandonnée, et le noyau est retenu par la cellule mère qui redevient ainsi binucléée.

Cette formation de coques vides a été également observée chez des individus normaux binucléés et sans que le nombre des noyaux varie. Ceci serait à rapprocher du phénomène d'exuviation normal, mais avec la différence qu'ici c'est la jeune coque qui est abandonnée et non pas l'ancienne (DEFLANDRE 1928).

Conjugaison

On trouve très fréquemment, dans tous les milieux, des thèques accolées et soudées, pseudostome contre pseudostome : c'est le résultat d'un phénomène de conjugaison encore appelé copulation.

Ce phénomène commence généralement par la plasmogamie débutant par les pseudopodes. La conjugaison est généralement un acte sexuel souvent suivi d'enkystement simple, donnant deux kystes uninucléés, chacun dans leur coquille, ou un kyste binucléé dans une seule coquille.

La soudure des pseudostomes se fait quelquefois à l'aide d'un abondant verni chitineux ; nous l'avons signalé (1963) chez *Diffflugia acuminata*.

Chez les Thécamoebiens du type acrostome (*Diffflugia*, *Nebela*) la position des conjuguants est située suivant le même axe.

Chez les espèces dont le pseudostome s'ouvre sur un plan incliné, comme chez *Trinema* et *Wailesella*, cette position varie : les deux thèques se faisant face forment un angle plus ou moins aigu. Chez les espèces du type plagiostome (*Centropyxis*) et cryptostome (*Plagiopyxis*), la position est presque toujours tête-bêche.

Signalons qu'il nous est arrivé de trouver une énorme population de *Centropyxis aerophila* dans des mousses épiphytiques dont 60 % des individus étaient en conjugaison et avaient formé un seul kyste binucléé dans une des deux thèques.

Reproduction

a) *Mitose*

La forme primitive de la reproduction chez les protozoaires est sans aucun doute la division mitotique. Elle livre deux cellules filles absolument semblables à la cellule mère à la taille près, celle-ci étant sensiblement plus petite au début. Ces deux cellules sont normalement aptes à une vie autonome et immédiatement active.

Chez les Thécamoebiens, la division mitotique ordinaire est nécessairement compliquée par la présence d'une thèque. On y retrouve les trois variantes connues chez les Gymnamoebiens :

- 1) *La promitose* est caractérisée par la permanence de la membrane nucléaire et du caryosome jusqu'à l'anaphase. Elle a été décrite chez les *Arcella* par DANGEARD (1910), chez les *Chlamidophrys* par BELARD (1921) et chez *Diffflugia graminis* par PATEFF (1926) ; nous l'avons observée chez *Arcella vulgaris* (1964).

- 2) *La mésomitose* est caractérisée par le désintégrement complet du ou des caryosomes dès la prophase. Elle a été décrite chez *Diffflugia mammillaris* et *Diffflugia molesta* par PATEFF (1926).
- 3) *La métamitose* est caractérisée par la présence de centrosomes extranucléaires avec un aster net. Elle a été observée par SCHEWIAKOFF (1887) chez *Euglypha tuberculata* et par SCHAUDINN (1911) chez *Centropyxis aculeata*. DEFLANDRE (1953) dit que la métamitose semble plus rare que la mésomitose.

Dans tous ces cas, les phases nucléaires s'accompagnent ou sont suivies de la mitose cytoplasmique proprement dite. Une partie du corps de l'amibe subit une exuviation avec les matériaux de réserve destinés à la construction de la nouvelle thèque et accumulés dans ce but ; puis la migration nucléaire s'exécute et les deux thèques se séparent.

La diversité des types de division nucléaire chez les Rhizopodes de l'ordre des Amœbiens n'est égalée dans aucun autre groupe.

Chez les petites espèces de Gymnamœbiens ou de Thécamœbiens la membrane nucléaire est mal individualisée ; il n'y a aucune trace visible de substance périphérique ; cela ressemble à une surface de contact entre deux fluides de densités différentes.

Dans la planche B, nous avons d'une part (A) schématisé les trois types de mitose thécamœbienne dans les quatre phases de déroulement, et d'autre part (B) représenté la mitose complète

EXPLICATION DE LA PARTIE B DE LA PLANCHE B.

1. noyau au repos
2. étirement de la membrane nucléaire
3. apparition des chromosomes
4. étirement de la membrane nucléaire
5. prélude à la disparition du nucléole
6. rassemblement polaire des chromosomes
- 7 et 8. disparition du nucléole
9. des fibres fusoriaux s'élaborent vers le pôle
10. fibres fusoriaux bien visibles
11. apparition de la plaque équatoriale
12. disparition polaire de la membrane nucléaire
13. disparition complète de la membrane équatoriale
14. anaphase
15. fin de l'anaphase
16. début de télophase
17. télophase typique
18. reconstitution des noyaux fils
19. noyaux individualisés.

A		PROMITOSE	MESOMITOSE	METAMITOSE
NOYAU AU REPOS				
MITOSE	PROPHASE			
	METAPHASE			
	ANAPHASE			
	TELOPHASE			
NOYAUX INDIVIDUALISÉS		 	 	 

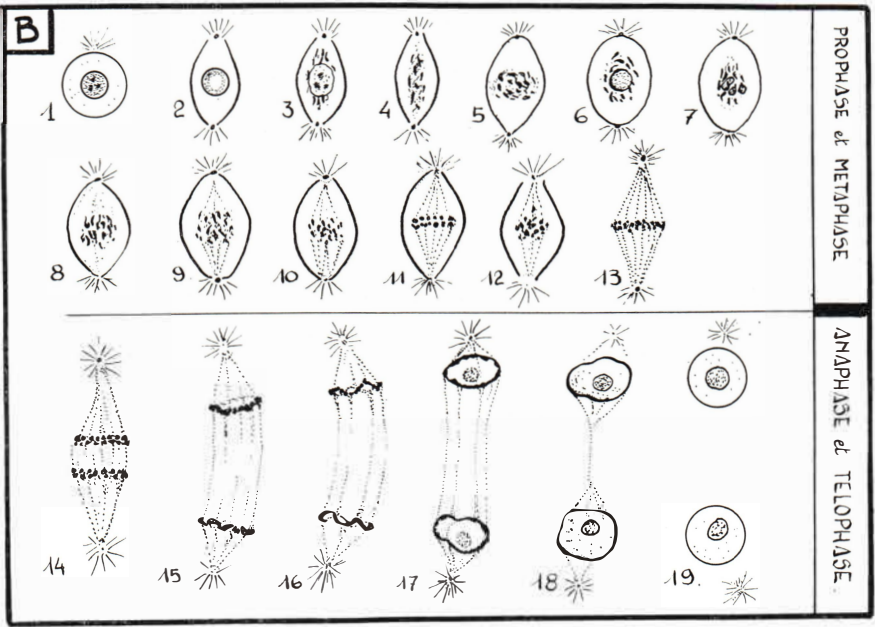


PLANCHE B.

d'un Gymnamoebien (*Acantamoeba comandoni* d'après les figures de PUSSARD 1964, qui ont été réalisées après fixation et coloration de FEULGEN). Il s'agit ici d'une orthomitose discentrique avec intervention d'un complexe centrosomien cytoplasmique. On a signalé des cas analogues chez d'autres Rhizopodes et chez les Thécamoebiens *Cochliopodium*, *Amphizonella* et *Gocevia*.

b) *Éléments reproducteurs, ou sporulation*

Il existe chez les Thécamoebiens un mode de reproduction tout différent et plus complexe. Il s'agit d'un type de kyste donnant des éléments reproducteurs en nombre variable, de deux à huit, qui passeront par un stade amiboïde plus ou moins long avant de reconstituer une thèque.

Ces phénomènes de sexualité, soupçonnés déjà par PROWAZEK (1900) dans le genre *Arcella*, par PENARD (1902) dans les genres *Arcella* et *Euglypha*, par BONNET (1960) chez les *Plagiopyxis*, par THOMAS (1962) et GOLEMANSKY (1963) chez les *Nebela*, ont été décrit depuis chez les Thécamoebiens endogés par BONNET (1964) et chez de nombreuses espèces aquatiques par CHARDEZ (1964).

Ce cycle de reproduction est schématisé dans la figure 2.

On part d'un kyste particulier, ovoïde, généralement plus gros, plus foncé qui, après un certain temps, s'éclaircit plus ou moins ; il se forme alors, à l'intérieur, des éléments sphéroïdes foncés, quelquefois irrégulièrement bosselés, en nombre variable : deux, quatre, six ou huit, rarement en nombre impair.

Le kyste s'éclaircit progressivement laissant de mieux en mieux apparaître ces éléments puis la membrane kystique se résorbe ; il n'est pas exclu, d'après nos observations, que les bactéries très souvent présentes en grande quantité à ce niveau jouent un rôle dans ce phénomène. Les spores sont alors libérées à l'intérieur de la thèque d'où elles peuvent sortir par l'effet du hasard.

Ces éléments reproducteurs vont se développer en passant par différents stades amiboïdes, augmenter considérablement de volume puis, après un temps très variable, prendre une forme globuleuse préenkystée à partir de laquelle se fera la nouvelle thèque ayant la forme définitive de l'espèce.

Hydrostatisme

Certaines espèces sont capables de sécréter une bulle gazeuse qui joue un rôle hydrostatique en leur permettant de flotter ou de re-

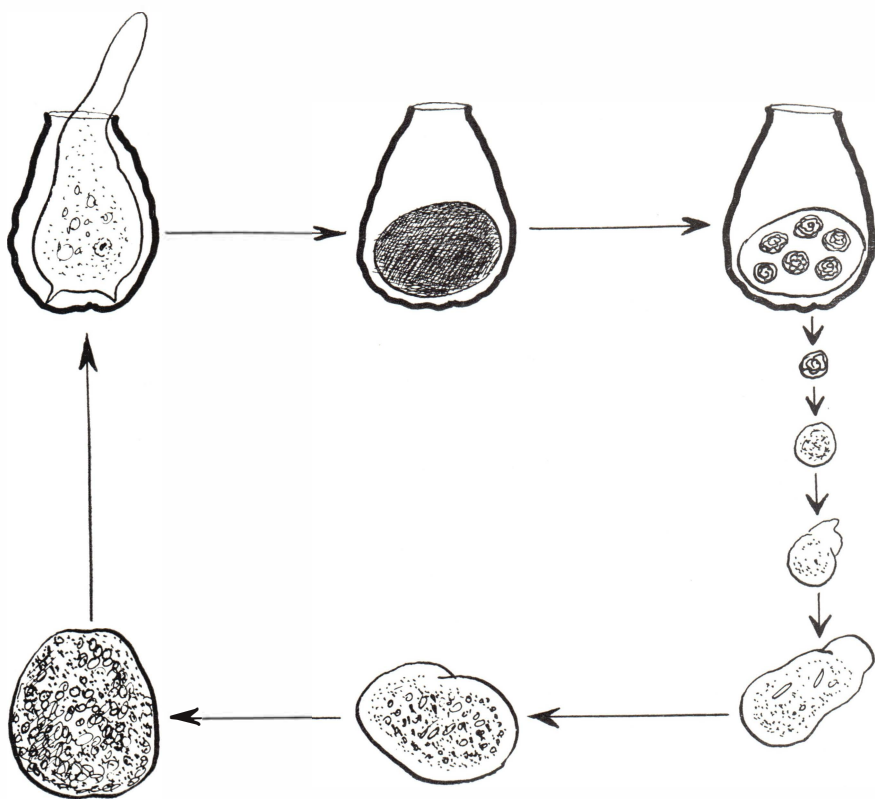


FIGURE 2.

monter rapidement en surface. PENARD (1902) a signalé le fait chez de nombreuses *Arcella*; THOMAS (1956) l'a décrit chez *Arcella dentata* et nous avons étudié (1960) ce phénomène chez *Diffflugia urceolata* qui maintient la bulle gazeuse entre ses pseudopodes.

BLES (1929) ayant étudié ce phénomène chez les *Arcella* conclut, après réaction au bleu de méthylène, que ce gaz est de l'oxygène qui serait produit et résorbé dans le cytoplasme par oxydase.

Nous avons (THOMAS et CHARDEZ 1958) étudié une autre possibilité hydrostatique chez deux espèces *Trinema galeata* et *Trinema penardi* qui possèdent une conformation particulière de la thèque consistant en une chambre visière étanche qui, jouant le rôle de ballast, remplit les mêmes fonctions. Ce pouvoir d'insubmersibilité est important pour les espèces qui ont besoin d'une bonne aération pour vivre.

Phototropisme

Certains Thécamoebiens recherchent incontestablement les milieux ombragés. Nous avons maintes fois constaté que les *Arcella* aquatiques fuient la lumière ; on les rencontre toujours en grand nombre sous les *Lemna*, la végétation compacte, la face inférieure des feuilles de plantes aquatiques. R. THOMAS (1956), par de patientes et minutieuses observations, a démontré que le déplacement des *Arcella* aquatiques est fonction du déplacement du soleil.

Observées au microscope en lumière vive, les *Arcella* s'empressent toujours de se dissimuler dans les dépôts opaques.

D'autres espèces montrent plutôt un phototropisme positif. En éclairant vivement un point d'une préparation à l'aide de l'éclairage de KÖLHER, nous avons vu des *Diffflugia oblonga*, *oblonga* v. *crassa*, *oblonga* v. *nodosa*, *lemanii* v. *palustris*, *urceolata*, *corona*, *oviformis*, *lobostoma* et *Centropyxis ecornis* se diriger et s'assembler dans le cercle de lumière vive.

Citons encore l'expérience suivante (original) : une récolte fraîche de sapropèle provenant d'une petite mare contenant une faune thécamoebienne formée de nombreuses espèces est placée dans un grand vase de Berlin d'un litre recouvert d'une housse en papier fort de couleur noire, dans laquelle nous avons pratiqué une petite fenêtre de 5 mm. Après 4 jours nous constatons que la majorité des *Diffflugia oblonga* présentes se sont rassemblées massivement au niveau de la fenêtre, tandis que les nombreuses *Diffflugia lanceolata*, *acuminata*, et *smilium* ne s'étaient pas déplacées vers la lumière. Il existe donc de nettes différences de phototropisme chez les Rhizopodes Testacés.

Notons que les espèces à Zoochlorelles symbiotiques se rangent toujours dans les espèces à phototropisme positif ce qui semble se justifier par le besoin de lumière qu'ont les algues vertes.

Vitesses de déplacement

Le déplacement des Thécamoebiens est extrêmement lent ; il se produit par reptation à l'aide des pseudopodes ou d'une simple sole ventrale cytoplasmique. Dans ce dernier cas, il n'y a pas d'émission pseudopodique. Dans la nature, au fond des mares et des étangs ainsi que dans les milieux interstitiels, il faut certainement des heures aux Thécamoebiens pour parcourir quelques millimètres.

Peu d'observations ont été faites ; les vitesses connues sont les suivantes :

51 à 90 μ /mn pour *Arcella vulgaris* (FAURE FREMIET et EPHRUSSI

1925), 60 μ /mn pour *Arcella gibbosa*, 30 μ /mn pour *Sexangularia polyedra*, 180 à 240 μ /mn pour *Lesquereusia spiralis* (DEFLANDRE 1929), 19,80 μ /mn pour *Cochliopodium clarum* (SCHAEFFER 1926), 15,60 à 49,20 μ /mn pour *Phryganella acropodia* (THOMAS 1961), 4 μ /mn pour *Plagiopyxis minuta* (NONNET 1964), 100 μ /mn pour *Hyalosphenia papilio* (CHARRET 1964), 30 μ /mn pour *Centropyxis aculeata*, 45 μ /mn pour *Centropyxis discoides* et 50 μ /mn pour *Diffflugia oviformis* (CHARDEZ, original).

Psychologie

PENARD disait « les Protozoaires savent ce qu'il font » et en 1938 il rapportait un phénomène d'habituation chez *Hyalosphenia punctata*. Pour lui, il y a chez les Protozoaires, les Rhizopodes en particulier, des facultés psychiques au moins rudimentaires. Quiconque a longuement observé ces organismes dans la construction de leur thèque verra autre chose qu'une réaction physico-chimique simple. L'arrangement des écailles et, en particulier, la disposition défensive des écailles buccales chez certaines espèces font plutôt penser à un acte « d'intelligence ».

De nombreuses observations curieuses, faites par plusieurs auteurs, ne sont explicables que si on porte en compte certaines facultés de « discernement ». Ainsi, par exemple, la sécrétion de vacuoles gazeuses qui permet aux *Arcella* placées sur le dos, de se retourner dans le bon sens ou de remonter en surface (PENARD 1902, DEFLANDRE et BLES 1929, THOMAS 1956, CHARDEZ 1964) ; la rétraction brusque de l'amibe au fond de la thèque provoquée par un stimulus physique ou chimique chez tous les Thécamoebiens ; la capture de proies après poursuite et surtout le choix de la nourriture déjà cité par PENARD et que nous avons souvent remarqué chez de nombreuses espèces. Certains Thécamoebiens ont le pouvoir de rendre leurs pseudopodes agglutinants à volonté, ce qui leur permet de ramener d'un tas de détritux ce qui convient à leur nutrition.

Nous avons maintes fois observé nous-mêmes des cas d'habituation caractérisés où des Thécamoebiens, chez qui nous avons provoqué la rétraction expérimentalement en choquant la préparation, ne se rétractaient plus après le troisième ou le quatrième choc.

Nous citerons également les observations de THOMAS (1957) sur une *Diffflugia oblonga* qui, devant un obstacle, effectue des mouvements compliqués et presque réfléchis pour se placer dans une position favorable à l'émission de ses pseudopodes.

De magnifiques expériences ont été faites par METALNIKOW (1912) sur les réflexes conditionnés chez les Paramécies. Ce savant appli-

quant à ces Infusoires les célèbres méthodes de PAVLOV, faisait apparaître des vacuoles digestives par excitation conditionnelle avec pour agents l'alcool ou la lumière rouge. De l'ensemble de ses observations, il put conclure que non seulement les Ciliés choisissent leur nourriture mais également qu'ils sont capables de réflexes conditionnés.

Symbiose

La symbiose alguale est très répandue chez les Thécamoebiens et l'algue symbiotique est normalement la *Chlorella vulgaris* ZACHARIAS. PENARD (1902) signale qu'exceptionnellement d'autres algues Protococcacées (*Protococcus*, *Scenedesmus*) peuvent exister dans le cytoplasme de certains Thécamoebiens. Une seule espèce, *Paulinella chromatophora* LAUTERBORN, est toujours porteuse de deux algues symbiotiques d'un genre différent ; il s'agit d'une Cyanophycée du genre *Synechococcus* qui d'après PASPER (1929) vit également à l'état libre.

SCHÖNBORN (1965) a montré que cette symbiose est nécessaire à *Hyalosphenia papilio*, *Heleopera sphagni*, et *Amphitrema flavum* (= *Ditrema*).

De nombreuses expériences (GRÜBER 1899, PENARD 1890, CHARDEZ 1966) démontrent qu'en cas de disette les algues symbiotiques peuvent faire office d'aliment de réserve.

Enfin, nous citerons chez *Bullinula indica* et *Trigonopyxis arcuata* la présence de « Xenosomes énigmatiques » de 6 à 10 μ signalés par HOOGENRAAD et DE GROOT (1952).

Parasitisme

Si la notion de symbiose est, dans ses grandes lignes, assez bien définie, les limites du parasitisme sont assez vagues et il n'est pas possible dans l'état actuel des connaissances d'établir une distinction nette entre le parasitisme, le mutualisme et le commensalisme.

Parmi les organismes les plus souvent cités dans les thèses au voisinage de l'Amibe, nous signalerons des petits Zooflagellés, des Ciliés, des Bactéries, des spores de Champignons.

Variations morphologiques

La variation morphologique peut, chez certaines espèces, atteindre une telle importance que l'on pourrait facilement croire à l'évolution vers une espèce différente.

En élevage, nous avons eu l'occasion de voir des *Centropyxis dis-coides* perdre complètement leurs cornes, s'arrondir dorsalement jusqu'à prendre l'aspect de *Centropyxis ecornis*. Devant ces formes rencontrées dans la nature, le taxonomiste aurait sûrement déterminé deux espèces différentes.

L'adaptation au milieu amène des déformations dont les aboutissements sont des phénotypes qui peuvent être considérés comme des variétés ou des formes, et en toutes circonstances il peut y avoir des formes tératologiques.

Ceci est important, car tout auteur trouvant isolément dans une préparation comportant de nombreuses espèces, un organisme de forme et de proportions différentes d'un type décrit, pense naturellement à une espèce nouvelle et en donne une description et un dessin. Il baptise cet organisme, en faisant une nouvelle forme, variété ou espèce suivant l'importance du caractère de différenciation. Cela alourdit forcément une nomenclature déjà fort encombrée.

Une étude plus complète démontrerait, dans beaucoup de cas, que cette forme particulière provient d'une filiation spécifique normale. Nous avons déjà signalé le danger de multiplier les variétés et les formes dans une étude (1956) sur *Diffflugia oblonga* var. *lacrustis* PENARD, *Arcella hemispherica* PERTY et *Trinema lineare* PENARD. Or, ces Thécamoebiens sont relativement communs et il est souvent possible d'observer des populations avec toutes les formes de passage. Mais, lorsqu'il s'agit d'une forme plus difficile, telle que *Diffflugia corona* var. *cashi* DEFLANDRE, les dangers de mauvaise interprétation sont encore plus grands.

Il y a lieu de ne tenir compte que des variétés et des formes parfaitement stables, observées en populations. Celles-ci sont alors particulièrement intéressantes parce qu'on peut y voir des phénomènes d'évolution en cours se prêtant à des études qui informent sur les mécanismes de la spéciation et de l'adaptation chez les Thécamoebiens.

Répartition et dissémination des Thécamoebiens

La comparaison et l'étude de prélèvements provenant de régions aussi diverses que le Spitzberg, la Scandinavie, l'Afrique centrale, l'Angola, l'Amérique du Sud, l'Australie, la Suisse, la Belgique, la France et la Russie nous montrent clairement l'existence de faunes identiques pour autant que les milieux écologiques soient comparables. Les Thécamoebiens caractérisent le milieu, non la

contrée. Toutefois certains auteurs ont cru déceler des cas d'endémisme pour quelques espèces ; des études plus nombreuses nous permettront de prendre position à ce sujet.

Comme on vient de le voir, le déplacement autonome des Thécamoebiens est dans l'ensemble faible et restreint. La dissémination se fait par le déplacement des masses aquatiques, les pluies, les vents emportant des tests entiers, des kystes ou des germes. PENARD a attiré l'attention sur les oiseaux migrateurs comme agent de transport et nous avons découvert (1960) des Thécamoebiens fixés sur des Acariens ; il est probable que d'autres animaux favorisent aussi la répartition des Thécamoebiens. Il faut aussi inclure la possibilité de dissémination sous forme de germes car elle est prodigieuse, même dans des milieux interstitiels tels que les sols.

Types morphologiques

BONNET (1964) ramène les diverses formes de tests existant dans l'ensemble des Thécamoebiens à un petit nombre de formes fondamentales ; il distingue :

- A — Le type arcella.
- B — Le type acrostome, ex. : *Diffflugia*, *Nebela*.
- C — Le type axial à sol, ex. : *Cyclopyxis*.
- D — Le type plagiostome, ex. : *Centropyxis plagiostoma* et *Trinema*.
- E — Le type plagiostome à visière, ex. : *Centropyxis aerophyla*.
- F — Le type cryptostome, ex. : *Plagiopyxis minuta*.
- G — Le type cryptostome à visière, ex. : *Plagiopyxis labiata*.

La proportion des types morphologiques n'est pas la même dans les différents milieux. La comparaison des % dans le tableau suivant correspondant à six milieux très représentatifs, depuis les milieux aquatiques jusqu'aux sols, montrent des différences intéressantes.

	A	B	C	D	E	F	G
Lacs (MORACZEWSKY 1961)	40	38	2	20	0	0	0
Étangs (CHARDEZ 1961)	18	69	1,5	10	1	0	0
Sphagnum (GROSPIETSCH 1954)	11	80	2,5	3	3	0	0
Mousses aériennes (BARTOS 1940)	4	39	30	13	9	4	0
Mousses épigées (THOMAS 1961)	1,5	44	12	23	9	4	5
Sols (BONNET 1960)	1	34	15	16	17	11	5

DEUXIÈME PARTIE

TABLEAUX DICHOTOMIQUES ET LISTES DES ESPÈCES CONNUES

Phylum PROTOZOA

Sous-phylum **Sarcomastigophora** HONIGBERG et BALAMUTH 1963

Super classe **Sarcodina** HERTWIG et LESSER 1875

Classe **Rhizopodea** VON SIEBOLD 1845

Dichotomie des Sous-Classes

1. Formes à lobopodes **Lobosia** CARPENTER 1861
2. Formes à filopodes **Filosia** LEIDY 1879
3. Formes à granuloréticulopodes
. **Granuloreticulosia** DE SAEDELEER 1934

Dichotomie des Ordres

LOBOSIA

- Amibes nues **Amoebaea** EHRENBERG 1830
- * Amibes logées dans une thèque
. **Testacealobosa** DE SAEDELEER 1934

FILOSIA

- Amibes nues **Aconchulina** DE SAEDELEER 1934
- * Amibes logées dans une thèque
. **Testaceafilosa** DE SAEDELEER 1934

GRANULORETICULOSIA

- Amibes nues **Athalamia** HAECKEL 1862
- * Amibes logées dans une thèque **Thalamia** HAECKEL 1862

Les trois Ordres marqués * forment l'ensemble des Thécamoebiens.

TESTACEALOBOSA

Clé des Sous-Ordres

- Pseudopodes non anastomosables **Eulobosa**
Pseudopodes anastomosables **Reticulobosa**

EULOBOSA

Clé des Familles

1. Thèque déformable 2
Thèque solide de forme variable 4
Thèque chitinoïde avec matériaux étrangers, à symétrie dorso-ventrale 5
Thèque à symétrie axiale, revêtement pierreux ou de Diatomées **Diffugiidae** AWERINTZEW 1906
Thèque chitinoïde avec matériaux endogènes ou remaniés, écailles ou plaquettes **Nebelidae** TARANEK 1882
 - a) Thèque dépourvue de calcaire
. Sous-Famille **Nebelinae** DEFLANDRE 1953
 - b) Thèque formée de calcaire
. Sous-Famille **Paraquadrulinae** DEFLANDRE 1953
2. Sans pseudostome défini . . . **Cochliopodiidae** DE SAED. 1934
3. Pseudostome diversement conformé délimité par une membrane souple et mince . . . **Microcoryciidae** DE SAEDELEER 1934
4. Thèque aréolée de forme circulaire sans matériaux étrangers ; pseudostome centré sur une face ventrale
. **Arcellidae** EHRENBURG 1830
5. Pseudostome plagiostomique
. **Centropyxidae** DEFLANDRE 1953
6. Pseudostome cryptostomique
. **Plagiopyxidae** BONNET 1950

Clé des Genres

DIFFLUGIIDAE

1. Thèque allongée ou globuleuse comprimée ou non, à revêtement pierreux ou de Diatomées 2
2. Pseudostome simple, circulaire, lobé ou crénelé

Difflugia LECLERC
 avec cornes . Section *Corniculae* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
 pyriforme . Section *Pyriformae* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
 globuleuse . Section *Globulae* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
 lobée . Section *Lobae* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
 urcéolée . Section *Urceolae* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
 comprimée . Section *Comprimae* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
 formes proches des *Cucurbitella*
 Section *Pseudocucurbitellae* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
3. Pseudostome avec un système de bride à l'intérieur du col
 **Pontigulasia** RHUMBLER
4. Pseudostome avec denticulations irrégulières internes
 **Pseudopontigulasia** VAN OYE
5. Pseudostome avec une ébauche de collerette au niveau du col
 **Protocucurbitella** GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
6. Pseudostome entouré d'une collerette nette à bords recourbés en dedans **Cucurbitella** PENARD
7. Intermédiaire entre Difflugia et Cucurbitella
 **Pseudocucurbitella** GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
8. Section de la thèque polygonale
 **Sexangularia** AWERINTZEW
9. Section transversale de thèque plus ou moins quadrangulaire ou pentagonale . **Pentagonia** GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
10. Section transversale de la thèque rendue quadrangulaire par des sortes de mamelonnements dirigés vers l'avant
 **Maghrebis** GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

LISTE DES ESPÈCES ET FORMES ACTUELLEMENT CONNUES

Genre *Diffflugia* LECLERC

Section *Corniculatae*

<i>Diffflugia acuminata</i> EHRENBERG	Fig. 1	pl. IV
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>magna</i> DEFLANDRE	Fig. 2	pl. IV
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>gigantea</i> CHARDEZ	Fig. 3	pl. IV
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>acaulis</i> PERTY	Fig. 11	pl. IV
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>brevicaulis</i> MABILLE et THOMAS	Fig. 12	pl. IV
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>curvata</i> CASH	Fig. 6	pl. IV
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>inflata</i> PENARD	Fig. 8	pl. IV
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>inflata</i> f. <i>bicornis</i> GL. et THOMAS.		
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>inflata</i> f. <i>stenostoma</i> DECLOÏTRE.		
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>inflata</i> f. <i>immanata</i> JUNG		
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>levanderi</i> PLAYFAIR		
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>umbilicata</i> PENARD	Fig. 4	pl. IV
<i>Diffflugia acuminata</i> v. <i>furcata</i> DADAY.		
<i>Diffflugia acutissima</i> DEFLANDRE	Fig. 15	pl. IV
<i>Diffflugia acutissima</i> v. <i>gigas</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia australis</i> (PLAYFAIR) GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia australis</i> v. <i>minor</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia bacilliarum</i> PERTY	Fig. 29	pl. IV
<i>Diffflugia bartosi</i> STEPANEK		
<i>Diffflugia bicurvis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia curvicaulis</i> PENARD	Fig. 5	pl. IV
<i>Diffflugia curvicaulis</i> v. <i>inflata</i> DECLOÏTRE	Fig. 9	pl. IV
<i>Diffflugia corniculata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	Fig. 10	pl. IV
<i>Diffflugia corniculata</i> v. <i>curvicornis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia congolensis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	Fig. 34	pl. IV
<i>Diffflugia corona</i> WALLICH	Fig. 3	pl. V
<i>Diffflugia corona</i> v. <i>cashi</i> DEFLANDRE	Fig. 6	pl. V
<i>Diffflugia corona</i> v. <i>poleyana</i> PLAYFAIR		
<i>Diffflugia corona</i> v. <i>crenulata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia corona</i> v. <i>ecornis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia delicatula</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia difficilis</i> THOMAS	Fig. 22	pl. IV
<i>Diffflugia difficilis</i> v. <i>ecornis</i> CHARDEZ	Fig. 23	pl. IV
<i>Diffflugia difficilis</i> v. <i>curvata</i> CHARDEZ	Fig. 24	pl. IV
<i>Diffflugia elegans</i> PENARD	Fig. 25	pl. IV
<i>Diffflugia elegans</i> v. <i>teres</i> PENARD	Fig. 26	pl. IV
<i>Diffflugia elegans</i> v. <i>angustata</i> DEFLANDRE		
<i>Diffflugia elegans</i> v. <i>bicornis</i> JUNG	Fig. 27	pl. IV
<i>Diffflugia elegans</i> f. <i>tricornis</i> JUNG	Fig. 28	pl. IV
<i>Diffflugia erinacea</i> JUNG	Fig. 30	pl. IV
<i>Diffflugia echinulata</i> PENARD	Fig. 35	pl. IV
<i>Diffflugia fragosa</i> HEMPEL	Fig. 36	pl. IV
<i>Diffflugia hoogenraadi</i> STEPANEK	Fig. 20	pl. IV
<i>Diffflugia irregularis</i> STEPANEK	Fig. 32	pl. IV
<i>Diffflugia kempnyi</i> (STEPANEK) GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		

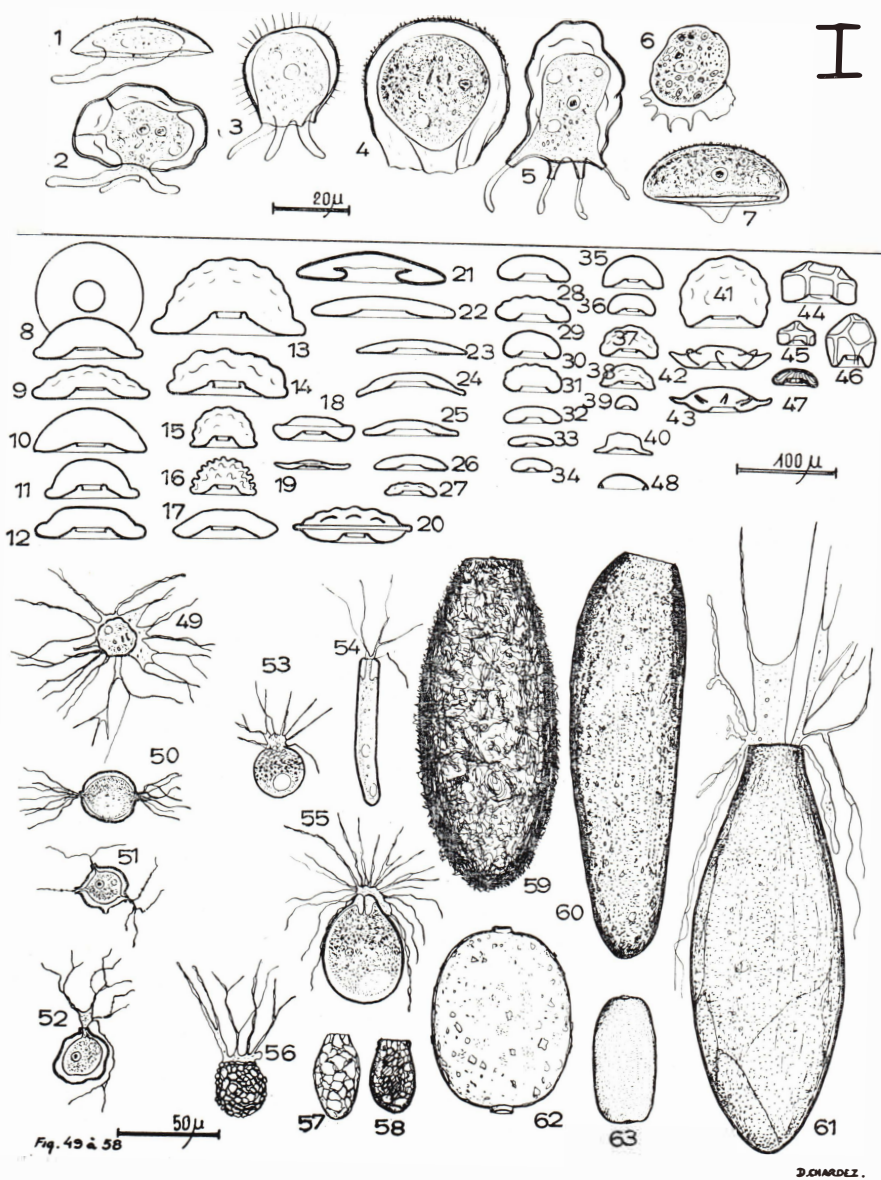


PLANCHE I.

<i>Diffflugia leidy</i> WAILES	Fig. 21	pl. IV
<i>Diffflugia proestans</i> PENARD		
<i>Diffflugia spinosa</i> STEPANEK	Fig. 33	pl. IV
<i>Diffflugia soudanensis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	Fig. 14	pl. IV
<i>Diffflugia sinuata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia sinuata</i> v. <i>gigas</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia varians</i> PENARD	Fig. 31	pl. IV
<i>Diffflugia ventricosa</i> DEFLANDRE	Fig. 7	pl. IV

Section Pyriformae

<i>Diffflugia asterisca</i> RUMBLER		
<i>Diffflugia ampla</i> RAMPI		
<i>Diffflugia bacillifera</i> PENARD	Fig. 30	pl. III
<i>Diffflugia bacillifera</i> v. <i>inflata</i> PENARD		
<i>Diffflugia binucleata</i> PENARD		
<i>Diffflugia bicuspidata</i> RHUMBLER		
<i>Diffflugia bombycina</i> GRANDORI		
<i>Diffflugia bryophila</i> (PENARD) JUNG	Fig. 16	pl. III
<i>Diffflugia capreolata</i> PENARD	Fig. 37	pl. III
<i>Diffflugia chauchonia</i> DECLOÏTRE	Fig. 22	pl. V
<i>Diffflugia concava</i> WANG et NIE		
<i>Diffflugia elongata</i> PENARD		
<i>Diffflugia glans</i> PENARD	Fig. 26	pl. III
<i>Diffflugia histrio</i> JUNG		
<i>Diffflugia lanceolata</i> PENARD	Fig. 17	pl. IV
<i>Diffflugia lebes</i> PENARD	Fig. 20	pl. V
<i>Diffflugia lebes</i> v. <i>elongata</i> PENARD		
<i>Diffflugia lemani</i> BLANC		
<i>Diffflugia lemani</i> v. <i>palustris</i> CHARDEZ	Fig. 27	pl. III
<i>Diffflugia linearis</i> (PENARD) GL. et THOMAS	Fig. 34	pl. III
<i>Diffflugia mama</i> GRASSOWSKY		
<i>Diffflugia manicata</i> PENARD	Fig. 23	pl. III
<i>Diffflugia masaruzii</i> VAN OYE		
<i>Diffflugia mica</i> FRENZEL		
<i>Diffflugia mica</i> v. <i>anulata</i> SCHÖNBORN		
<i>Diffflugia molesta</i> PENARD		
<i>Diffflugia nebeloides</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia nivalis</i> MEUNIER		
<i>Diffflugia oblonga</i> EHRENBERG	Fig. 1	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>gigantea</i> LEIDY	Fig. 4	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> f. <i>lata</i> JUNG	Fig. 2	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> f. <i>cyphodera</i> JUNG	Fig. 20	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>angusticaulis</i> STEPANEK	Fig. 10	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>atricolor</i> PENARD		
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>caudata</i> STEPANEK	Fig. 11	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>cornuta</i> LEIDY	Fig. 15	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>crassa</i> (CASH) CHARDEZ	Fig. 22	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>cylindrus</i> THOMAS	Fig. 17	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>claviformis</i> PENARD	Fig. 14	pl. III

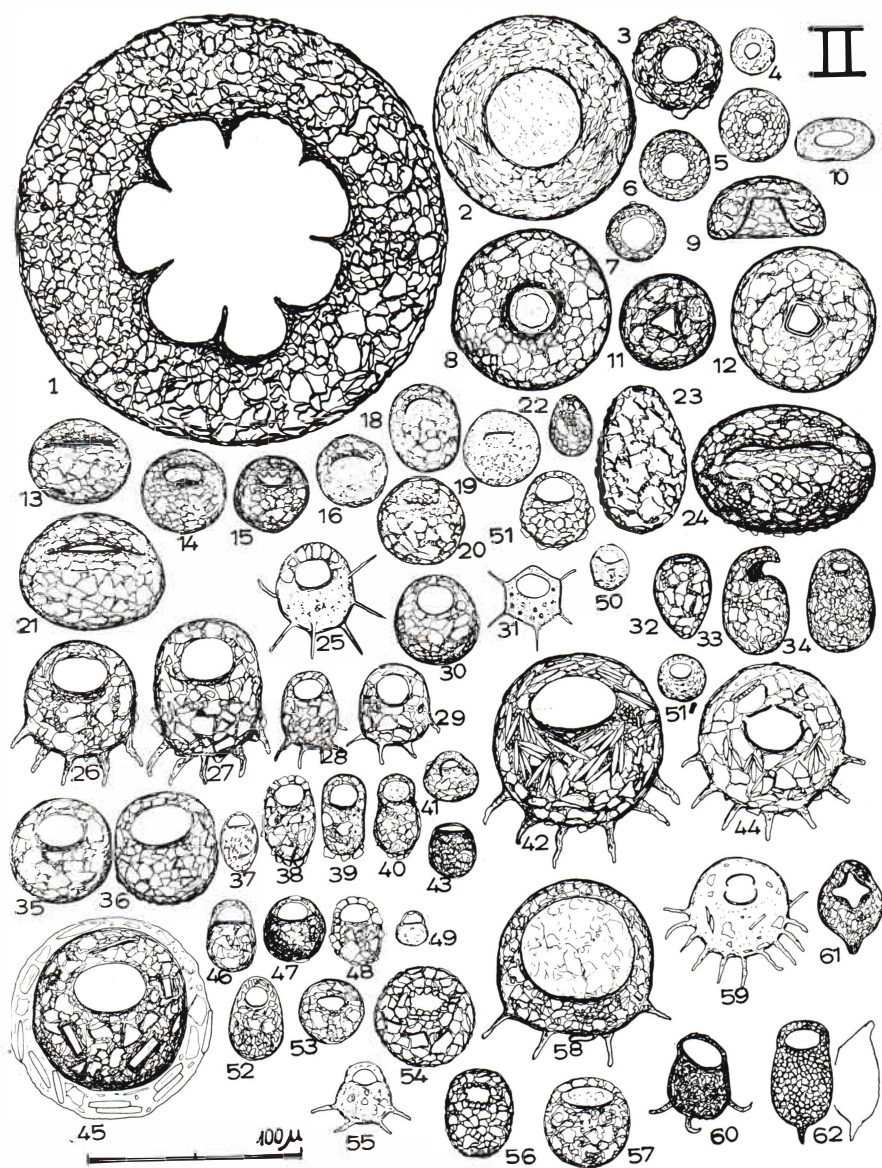


PLANCHE II.

<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>elongata</i> VAN OYE	Fig. 18	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>heali</i> STEPANEK		
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>incondita</i> GL. et THOMAS	Fig. 3	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>lacustris</i> PENARD	Fig. 7	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>lacustris</i> f. <i>mamrensis</i> MORACZ.	Fig. 8	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>longicollis</i> GRASSOWSKY	Fig. 9	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>brevicollis</i> GRASSOWSKY		
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>microclaviformis</i> KOUROV	Fig. 13	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>nodosa</i> LEIDY	Fig. 21	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>nodosa</i> f. <i>tricornis</i> STEPANEK		
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>parva</i> THOMAS	Fig. 5	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>rocki</i> STEPANEK		
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>schizocaulis</i> STEPANEK	Fig. 19	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>stepanski</i> (STEPANEK) DECLOÏTRE	Fig. 6	pl. III
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>tenuis</i> PENARD		
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>venusta</i> PENARD	Fig. 12	pl. III
<i>Diffflugia ovala</i> WANG et NIE		
<i>Diffflugia penardi</i> (PENARD) HOPKINSON	Fig. 29	pl. III
<i>Diffflugia penardi</i> v. <i>ogiwa</i> DEF LANDRE		
<i>Diffflugia pristis</i> PENARD	Fig. 28	pl. III
<i>Diffflugia pulex</i> PENARD	Fig. 35	pl. III
<i>Diffflugia polliciformis</i> VAN OYE	Fig. 25	pl. V
<i>Diffflugia rubescens</i> PENARD	Fig. 25	pl. III
<i>Diffflugia rubescens</i> f. <i>major</i> TARNOGRADSKY		
<i>Diffflugia rubescens</i> f. <i>minor</i> TARNOGRADSKY		
<i>Diffflugia rubescens</i> v. <i>brevicollis</i> SCHONBORN		
<i>Diffflugia sarissa</i> LI SUN TAI	Fig. 13	pl. IV
<i>Diffflugia sarissa</i> v. <i>minima</i> GOLEMANSKY		
<i>Diffflugia scalpellum</i> PENARD	Fig. 16	pl. IV
<i>Diffflugia smilion</i> THOMAS	Fig. 18	pl. IV
<i>Diffflugia smilion</i> v. <i>major</i> GL. et THOMAS	Fig. 19	pl. IV
<i>Diffflugia calcifera</i> BRADLEY		
<i>Diffflugia septentrionalis</i> AWERINTZEW		
<i>Diffflugia stechlinensis</i> SCHÖNBORN		
<i>Diffflugia solowetzki</i> MERESCHOVSKY	Fig. 26	pl. V
<i>Diffflugia symoensis</i> CHARDEZ	Fig. 38	pl. III

Section Globulæ

<i>Diffflugia brevicolla</i> CASH	Fig. 24	pl. V
<i>Diffflugia brevicolla</i> v. <i>major</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS		
<i>Diffflugia bulla</i> DECLOÏTRE		
<i>Diffflugia cyclotellina</i> GARBINI	Fig. 37	pl. IV
<i>Diffflugia dujardini</i> CHARDEZ	Fig. 43	pl. III
<i>Diffflugia globulosa</i> DUJARDIN	Fig. 40	pl. III
<i>Diffflugia globularis</i> WALLICH	Fig. 42	pl. III
<i>Diffflugia globularis</i> v. <i>microstoma</i> THOMAS		
<i>Diffflugia globularis</i> v. <i>sphaerica</i> CHARDEZ	Fig. 39	pl. III
<i>Diffflugia globulus</i> (EHRENBERG) HOPKINSON	Fig. 41	pl. III
<i>Diffflugia globulus</i> v. <i>cashii</i> PLAYFAIR		

Diffflugia lithophila (PENARD) GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Diffflugia minuta RAMPI

Diffflugia minuta v. *grandis* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Diffflugia olliiformis LAGERHEIM

Diffflugia sculpturata STEPANEK

Fig. 38 pl. IV

Section Lobae

Diffflugia angelica GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Fig. 44 pl. IV

Diffflugia angulostoma GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Diffflugia gramen PENARD

Fig. 40 pl. IV

Diffflugia gramen f. *globulosa* STEPANEK et JIRI

Fig. 41 pl. IV

Diffflugia gramen v. *achlora* PENARD

Diffflugia gramen v. *caudata* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Diffflugia helvetica (HEUSCHER) PLAYFAIR

Diffflugia helvetica v. *multilobata* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Diffflugia lobostoma LEIDY

Fig. 47 pl. IV

Diffflugia lobostoma f. *multilobata* GL. et THOMAS

Fig. 45 pl. IV

Diffflugia lobostoma v. *truncata* PLAYFAIR

Diffflugia lobostoma v. *globulus* PLAYFAIR

Diffflugia lobostoma v. *globulus* f. *multilobata* GL. et THOMAS

Diffflugia lobostoma v. *tuberosa* GL. et THOMAS

Diffflugia lobostoma v. *tuberosa* f. *multilobata* GL. et THOMAS

Diffflugia lobostoma v. *cornuta* THOMAS

Diffflugia limnetica (LEVANDER) PENARD

Diffflugia limnetica v. *tuberculata* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Diffflugia lithophilites PENARD

Diffflugia lismorensis PLAYFAIR

Diffflugia lismorensis v. *trilobulata* PLAYFAIR

Diffflugia lismorensis v. *crucifera* PLAYFAIR

Diffflugia lismorensis v. *quinculobata* THOMAS

Fig. 43 pl. IV

Diffflugia lismorensis v. *elongata* GL. et THOMAS

Diffflugia lithophora SCHMIT

Diffflugia muriculata GL. et THOMAS

Fig. 24 pl. III

Diffflugia muriformis GL. et THOMAS

Diffflugia muriformis f. *quinculobata* GL. et THOMAS

Diffflugia muriformis v. *crucilobata* GL. et THOMAS

Diffflugia oviformis CASH

Fig. 46 pl. IV

Diffflugia oviformis v. *mollis* PLAYFAIR

Diffflugia oviformis v. *subglobosa* PLAYFAIR

Diffflugia pentagostoma CHARDEZ

Fig. 39 pl. IV

Diffflugia pulcherrima (PLAYFAIR) GL. et THOMAS

Diffflugia pygmaea JUNG

Diffflugia schuurmani VAN OYE

Diffflugia tuberculata WALLICH

Fig. 42 pl. IV

Diffflugia tuberculata v. *minor* WAILES

Diffflugia tuberculata v. *lovis* PENARD

Diffflugia tuberculata v. *nodosa* PLAYFAIR

Diffflugia tuberculata v. *sphaerica* PLAYFAIR

Diffflugia tuberculata v. *corona* PLAYFAIR

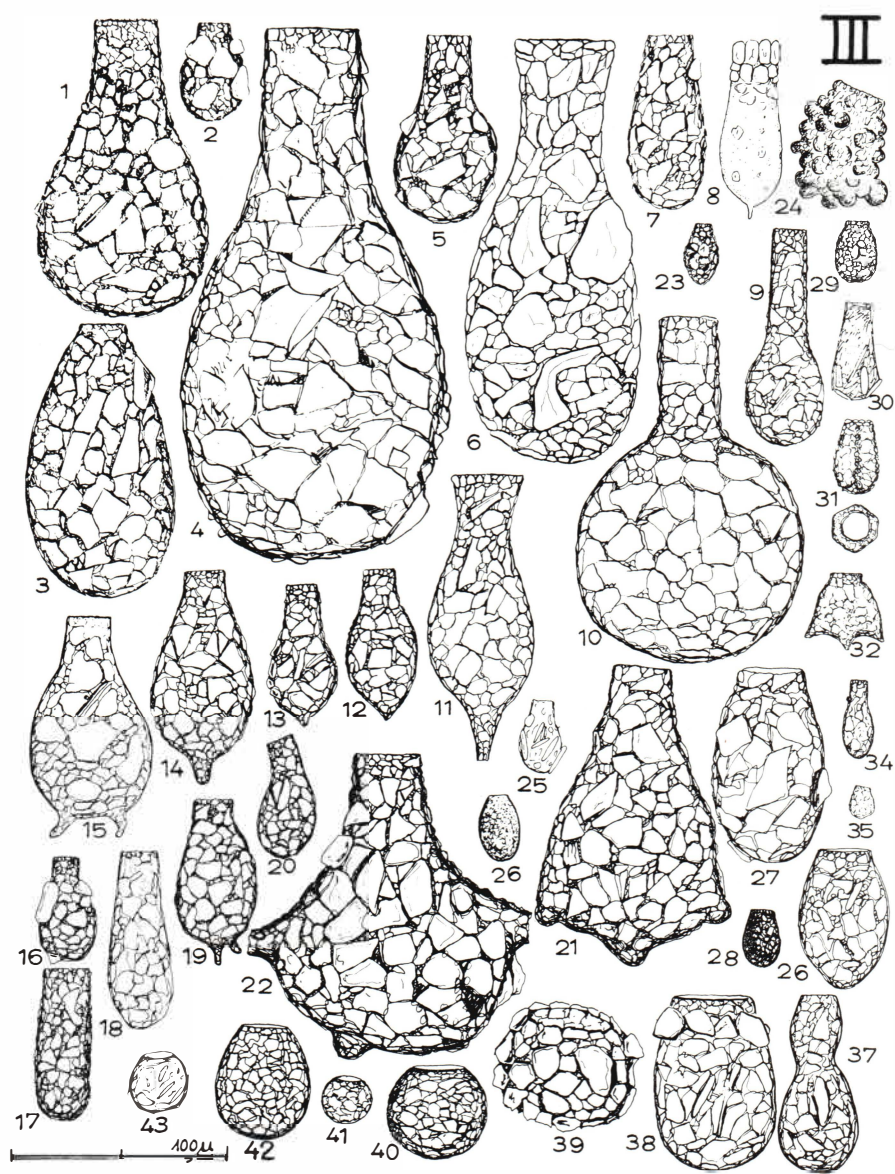


PLANCHE III.

Section Urceolae

- Diffflugia amphoralis* (LEIDY) HOPKINSON Fig. 5 pl. V
Diffflugia amphoralis v. *africana* VAN OYE
Diffflugia amphoralis v. *cornuta* GL. et THOMAS
Diffflugia amphoralis v. *globosa* GL. et THOMAS
Diffflugia ampullula PLAYFAIR
Diffflugia kabylica GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Diffflugia labiosa WAILES Fig. 4 pl. V
Diffflugia labiosa v. *acuta* DEFLANDRE
Diffflugia urceolata CARTER Fig. 7 pl. V
Diffflugia urceolata v. *minor* DEFLANDRE
Diffflugia urceolata v. *sphaerica* PLAYFAIR
Diffflugia urceolata v. *lageniformis* (WALLICH) GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Diffflugia urceolata v. *lageniformis* f. *minor* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Diffflugia urceolata v. *olla* PENARD Fig. 2 pl. V
Diffflugia urceolata v. *quadriata* DADAY

Section Comprimae

- Diffflugia avellana* PENARD
Diffflugia avellana v. *gigas* GL. et THOMAS Fig. 21 pl. V
Diffflugia biconcava ERTL
Diffflugia bidens PENARD
Diffflugia carinata VAN OYE
Diffflugia compressa (LEIDY) GL. et THOMAS
Diffflugia compressa v. *africana* GL. et THOMAS
Diffflugia gigas JUNG Fig. 16 pl. V
Diffflugia ivorensis GL. et THOMAS Fig. 8 pl. V
Diffflugia mammillaris PENARD Fig. 17 pl. V
Diffflugia mammillaris v. *oranensis* GL. et THOMAS Fig. 18 pl. V
Diffflugia longitheca CHARDEZ Fig. 1 pl. V
Diffflugia lucida PENARD Fig. 23 pl. V
Diffflugia levanderi JUNG
Diffflugia lingula PENARD Fig. 9 pl. V
Diffflugia lingula v. *regularis* GL. et THOMAS
Diffflugia orbicularis CASH
Diffflugia rectifrons GL. et THOMAS
Diffflugia sphincta JUNG

Section Pseudocucurbitellae

- Diffflugia papillomata* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Diffflugia subangelica GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Diffflugia obturata GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Diffflugia pseudogramen GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Genre *Pontigulasia* RHUMBLER

- Pontigulasia bigibbosa* PENARD
Pontigulasia bryophila PENARD Fig. 12 pl. V
Pontigulasia bryophila f. *elachys* JUNG Fig. 13 pl. V

<i>Pontigulasia compressa</i> (CARTER) CASH	Fig. 14 pl. V
<i>Pontigulasia compressoidea</i> JUNG	Fig. 10 pl. V
<i>Pontigulasia contusa</i> JUNG	
<i>Pontigulasia incisa</i> RHUMBLER	Fig. 19 pl. V
<i>Pontigulasia elisa</i> PENARD	
<i>Pontigulasia gessneri</i> VAN OYE	
<i>Pontigulasia spectabilis</i> PENARD	Fig. 11 pl. V
<i>Pontigulasia spiralis</i> RHUMBLER	
<i>Pontigulasia vas</i> (LEIDY) SCHOUTEDEN	

Genre **Pseudopontigulasia** VAN OYE

Pseudopontigulasia gessneri VAN OYE

Genre **Cucurbitella** PENARD

<i>Cucurbitella crateriformis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella dentata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella dentata</i> f. <i>quinelobata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella dentata</i> v. <i>elongata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella dentata</i> f. <i>quinelobata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella dentata</i> v. <i>simplex</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella dentata</i> v. <i>simplex</i> f. <i>quinelobata</i> GL. et THOMAS	
<i>Cucurbitella dentata</i> v. <i>simplex</i> f. <i>crucilobata</i> GL. et THOMAS	
<i>Cucurbitella dentata</i> v. <i>simplex</i> f. <i>trilobata</i> GL. et THOMAS	
<i>Cucurbitella longula</i> AWERINTZEW	
<i>Cucurbitella lunaris</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella madagascariensis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella megastoma</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella megastoma</i> f. <i>crucilobata</i> GL. et THOMAS	
<i>Cucurbitella megastoma</i> f. <i>multidentata</i> GL. et THOMAS	
<i>Cucurbitella mespiliformis</i> PENARD	Fig. 50 pl. IV
<i>Cucurbitella mespiliformis</i> v. <i>africana</i> GL. et THOMAS	
<i>Cucurbitella mespiliformis</i> v. <i>africana</i> f. <i>trilobata</i> GL. et THOMAS	
<i>Cucurbitella modesta</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella modesta</i> f. <i>trilobata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella minutissima</i> BONNET	
<i>Cucurbitella obturata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cucurbitella obturata</i> v. <i>curvidentata</i> GL. et THOMAS	Fig. 49 pl. IV

Genre **Protocucurbitella** GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

<i>Protocucurbitella coroniformis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Protocucurbitella coroniformis</i> f. <i>ecornis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Protocucurbitella coroniformis</i> v. <i>pusilla</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Protocucurbitella coroniformis</i> v. <i>pusilla</i> f. <i>ecornis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	

Genre **Sexangularia** AWERINTZEW

<i>Sexangularia minutissima</i> (PENARD) AWERINTZEW	
<i>Sexangularia parvula</i> AWERINTZEW	Fig. 31 pl. III
<i>Sexangularia polyedra</i> DEFLANDRE	
<i>Sexangularia tchadensis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	

Genre **Pentagonia** GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Pentagonia marocana GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Fig. 32 pl. III

Genre **Maghrebica** GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Maghrebica spatula GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS

Fig. 48 pl. IV

NEBELIDAE

a. NEBELINAE

1. Thèque entièrement chitineuse 2
Thèque incrustée de plaques aisément visibles 4
2. Comprimée **Hyalosphenia** STEIN
3. Non comprimée **Leptochlamys** WEST
4. Plaques quadrangulaires **Quadrulella** COCKERELL
5. Plaques arrondies, ellipsoïdales ou polymorphes à coins arrondis
. 6
6. Parois de la thèque s'épaississant vers le pseudostome, pas de
lèvre **Awerintzewia** SCHOUTEDEN
7. Pseudostome arrondi ou elliptique, généralement avec lèvres
plus ou moins prononcées **Nebela** LEIDY
8. Pseudostome recourbé en bourrelet **Physochila** JUNG
9. Pseudostome en fente avec lèvres bien visibles
. **Heleopera** LEIDY
10. Pseudostome garni de denticulations internes
. **Pseudonebela** GAUTHIER-LIÈVRE
11. Thèque très chitineuse **Paranebela** JUNG
12. Thèque formée de grandes plaques polymorphes anguleuses
de silice **Schonbornia** SCHÖNBORN DECLOÏTRE
13. Pseudostome seul garni de grands éléments siliceux bien rangés
. **Jungia** VAN OYE
14. Pseudostome étiré par deux commissures
. **Metaheleopera** BARTOS
15. Pseudostome très petit avec col chitineux évasé
. **Geamphorella** BONNET
16. Thèque enroulée en spirale, parfois garnie d'éléments exogènes
. **Lesquereusia** SCHLUMBERGER

LISTE DES ESPÈCES

Physochila corniculata JUNG

Physochila batekensis GAUTHIER-LIÈVRE

Physochila batekensis f. *ecornis* GAUTHIER-LIÈVRE

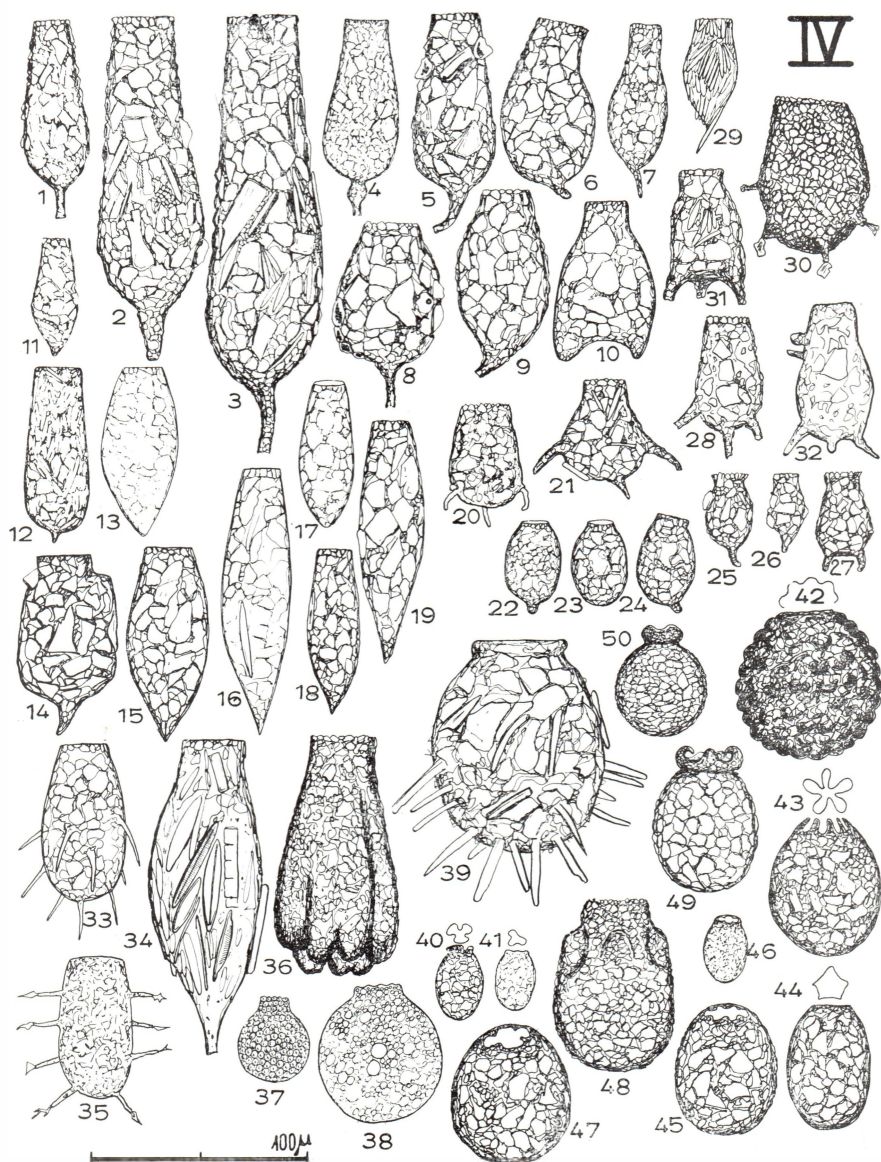


PLANCHE IV.

- Physochila cratera* (WAILES) JUNG
Physochila griseola (PENARD) JUNG Fig. 32 pl. VI
Physochila tenella (PENARD) JUNG
Physochila tenella f. *longicollis* JUNG
Physochila tenella f. *acollis* JUNG
Nebela barbata LEIDY Fig. 33 pl. VI
Nebela barbata f. *psilonota* JUNG
Nebela bipes (CARTER) MURRAY
Nebela caudata LEIDY
Nebela columbiana WAILES
Nebela columbiana v. *ivorensis* GAUTHIER-LIÈVRE
Nebela dentistoma PENARD Fig. 28 pl. VI
Nebela dentistoma v. *major* GROSPIETSCH
Nebela dentistoma v. *hesperia* WAILES
Nebela dentistoma v. *lacustris* WAILES Fig. 27 pl. VI
Nebela dentistoma v. *lageniformis* PLAYFAIR
Nebela dentistoma v. *loevis* HOPKINSON
Nebela dentistoma v. *oblonga* GAUTHIER-LIÈVRE
Nebela dentatula JUNG
Nebela dentatula f. *longula* JUNG
Nebela globulosa STEPANEK
Nebela kundulungui VAN OYE
Nebela rampii STEPANEK
Nebela schwabei JUNG
Nebela spicata WAILES
Nebela scotica BROWN
Nebela triangulata (LANG.) CASH
Nebela triangulata v. *senegalensis* GAUTHIER-LIÈVRE.
Nebela tylophora JUNG
Nebela teres JUNG
Nebela vitraea PENARD
Nebela vitraea v. *minor* WAILES
Nebela vitraea v. *sphagni* PENARD
Nebela vitraea v. *elongata* GAUTHIER-LIÈVRE Fig. 13 pl. VII
Nebela acuminata VAN OYE
Nebela acolla CASH
Nebela americana TARANEK
Nebela bohémica TARANEK
Nebela circulata BARTOS
Nebela collaris (EHRENBERG) LEIDY Fig. 19 pl. VI
Nebela collaris v. *galeata* DEFLANDRE
Nebela deflandrei DECLOÏTRE
Nebela d'Ydewallei VAN OYE
Nebela duttoni GERICKE
Nebela fagni CHARDEZ Fig. 18 pl. VI
Nebela flabellulum LEIDY Fig. 29 pl. VI
Nebela fabrei CARTER
Nebela guinensis GOLEMANSKY
Nebela gertrudeana JUNG
Nebela intermedia BARTOS

<i>Nebela longicollis</i> PENARD	
<i>Nebela militaris</i> PENARD	Fig. 26 pl. VI
<i>Nebela militaris</i> v. <i>bryophila</i> (VAN OYE) JUNG	
<i>Nebela parvula</i> CASH	
<i>Nebela penardiana</i> DEFLANDRE	
<i>Nebela penardiana</i> f. <i>elongata</i> GAUTHIER-LIÈVRE	
<i>Nebela penardiana</i> v. <i>minor</i> GAUTHIER-LIÈVRE	
<i>Nebela penardiana</i> v. <i>falcata</i> WAILES	
<i>Nebela penardiana</i> v. <i>suecica</i> GROSPIETSCH	
<i>Nebela kivuense</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Nebela retorta</i> (LEIDY) STEPANEK	Fig. 23 pl. VI
<i>Nebela repanda</i> JUNG	
<i>Nebela speciosa</i> DEFLANDRE	
<i>Nebela sinuosa</i> CASH	
<i>Nebela scutellata</i> WAILES	
<i>Nebela subsphaerica</i> VAN OYE	
<i>Nebela semimarginata</i> VAN OYE	
<i>Nebela sphagnophila</i> (STEINECKE) VAN OYE	
<i>Nebela tubulosa</i> PENARD	
<i>Nebela tincta</i> (LEIDY) AWERINTZEW	Fig. 37 pl. VI
<i>Nebela tincta</i> f. <i>stenostoma</i> JUNG	Fig. 38 pl. VI
<i>Nebela tincta</i> v. <i>rotunda</i> PENARD	
<i>Nebela tincta</i> v. <i>major</i> DEFLANDRE	
<i>Nebela cockhayni</i> (PENARD) WAILES	Fig. 31 pl. VI
<i>Nebela gauthier-lievrei</i> STEPANEK	
<i>Nebela lageniformis</i> PENARD	Fig. 23 pl. VI
<i>Nebela lageniformis</i> v. <i>cordiformis</i> HEINIS	
<i>Nebela lageniformis</i> v. <i>elegans</i> STEPANEK	
<i>Nebela longitubulata</i> GAUTHIER-LIÈVRE	
<i>Nebela nobilis</i> (CASH) DEFLANDRE	
<i>Nebela nobilis</i> v. <i>compressa</i> PLAYFAIR	
<i>Nebela tubulata</i> BROWN	Fig. 22 pl. VI
<i>Nebela tubulata</i> v. <i>magna</i> VAN OYE	
<i>Nebela tubulata</i> v. <i>spatha</i> THOMAS	
<i>Nebela vas</i> CARTER	Fig. 35 pl. VI
<i>Nebela vas</i> f. <i>recticollis</i> JUNG	
<i>Nebela wailesi</i> DEFLANDRE	
<i>Nebela wailesi</i> v. <i>magna</i> VAN OYE	
<i>Nebela wetekampi</i> JUNG	
<i>Nebela galeata</i> PENARD	Fig. 30 pl. VI
<i>Nebela galeata</i> f. <i>minor</i> HEINIS	
<i>Nebela galeata</i> v. <i>orbicularis</i> f. <i>minor</i> TARNOGRADSKY	
<i>Nebela gracilis</i> PENARD	
<i>Nebela pulcherrima</i> AWERINTZEW	
<i>Nebela ansata</i> LEIDY	
<i>Nebela carinata</i> (ARCHER) LEIDY	Fig. 24 pl. VI
<i>Nebela corimulata</i> JUNG	Fig. 36 pl. VI
<i>Nebela equicalceus</i> LEIDY	
<i>Nebela minor</i> PENARD	Fig. 20 pl. VI
<i>Nebela marginata</i> PENARD	

V

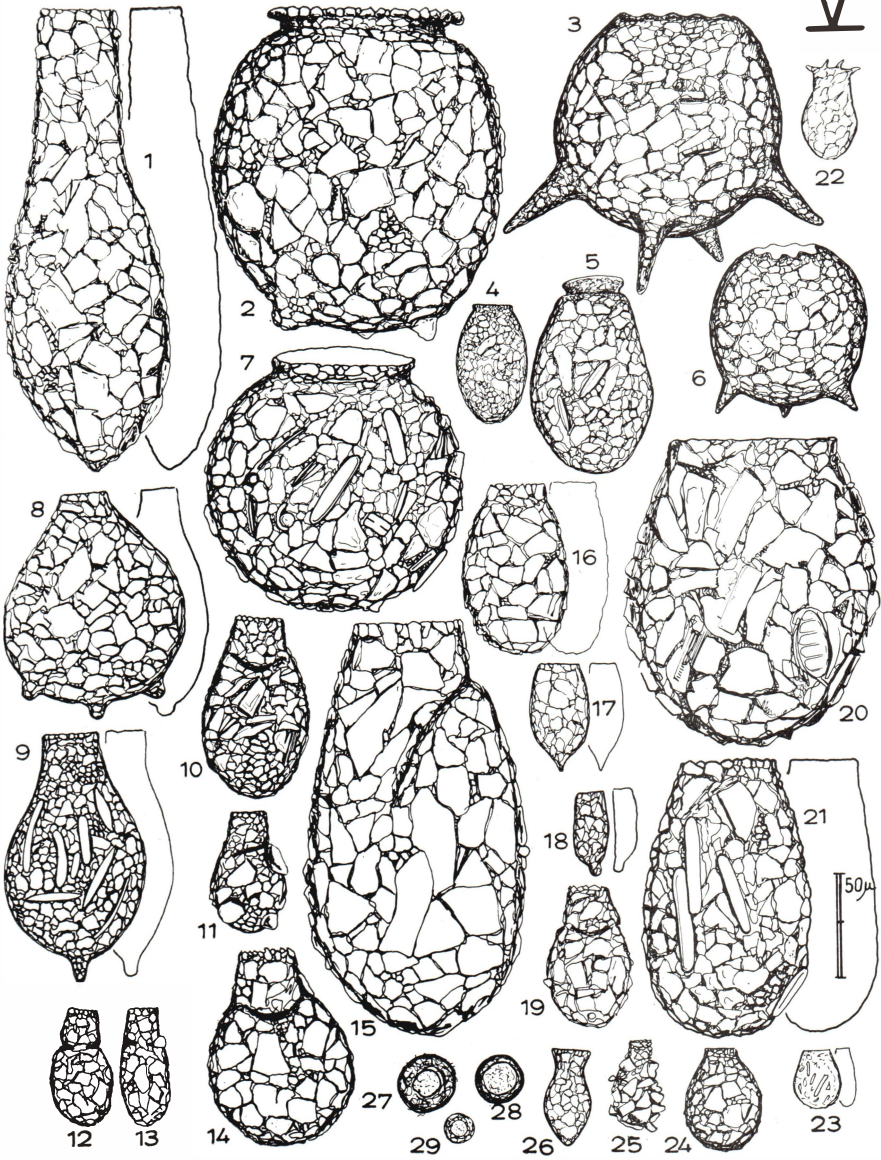


PLANCHE V.

<i>Nebela maxima</i> AWERINTZEW	
<i>Nebela saccifera</i> WAILES	
<i>Nebela spumosa</i> AWERINTZEW	
<i>Nebela bigibbosa</i> PENARD	Fig. 34 pl. VI
<i>Nebela certesi</i> PENARD	
<i>Nebela martialis</i> CARTER	
<i>Nebela murrayi</i> WAILES	
<i>Nebela bohémica</i> v. <i>adelia</i> DECLOÏTRE	
<i>Nebela militaris</i> v. <i>curvata</i> GOLEMANSKY	
<i>Nebela wellingtonia</i> DECLOÏTRE	
<i>Jungia sundanensis</i> VAN OYE	Fig. 57 pl. VI
<i>Jungia sundanensis</i> v. <i>ovoidalis</i> VAN OYE	
<i>Jungia intermedia</i> VAN OYE	
<i>Jungia nux</i> VAN OYE	
<i>Jungia magnifica</i> BARTOS	
<i>Geamphorella lucida</i> BONNET	Fig. 39 pl. VI
<i>Quadrulella acuminata</i> VAN OYE	
<i>Quadrulella alata</i> GAUTHIER-LIÈVRE	
<i>Quadrulella camerounensis</i> GAUTHIER-LIÈVRE	
<i>Quadrulella debonti</i> VAN OYE	
<i>Quadrulella elegans</i> GAUTHIER-LIÈVRE	Fig. 52 pl. VI
<i>Quadrulella elongata</i> VAN OYE	
<i>Quadrulella minuta</i> BRADLEY	
<i>Quadrulella lageniformis</i> VAN OYE	
<i>Quadrulella quadrigera</i> DEFLANDRE	
<i>Quadrulella quadrigera</i> v. <i>africana</i> GL. et THOMAS	
<i>Quadrulella scutellata</i> WAILES	
<i>Quadrulella subcarinata</i> GAUTHIER-LIÈVRE	Fig. 53 pl. VI
<i>Quadrulella symmetrica</i> WALLICH (SHULZ)	Fig. 48 pl. VI
<i>Quadrulella symmetrica</i> f. <i>minor</i> HOOG. et DE GROOT	
<i>Quadrulella symmetrica</i> f. <i>major</i> HOOG. et DE GROOT	
<i>Quadrulella symmetrica</i> v. <i>longicollis</i> TARANEK	Fig. 49 pl. VI
<i>Quadrulella symmetrica</i> v. <i>longicollis</i> f. <i>lanceolata</i> GL.	
<i>Quadrulella symmetrica</i> v. <i>irregularis</i> PENARD	
<i>Quadrulella symmetrica</i> v. <i>curvata</i> WAILES	
<i>Quadrulella symmetrica</i> v. <i>kivuensis</i> VAN OYE	Fig. 50 pl. VI
<i>Quadrulella tropica</i> WAILES	
<i>Quadrulella tubulata</i> GAUTHIER-LIÈVRE	Fig. 51 pl. VI
<i>Pseudonebela africana</i> GAUTHIER-LIÈVRE	Fig. 58 pl. VI
<i>Schoenbornia humicola</i> (SCHÖNBORN) DECLOÏTRE	
<i>Schoenbornia viscidula</i> SCHÖNBORN	Fig. 55 pl. VI
<i>Paranebela dentulata</i> JUNG	
<i>Paranebela dentulata</i> f. <i>ongula</i> JUNG	
<i>Hyalosphenia angulata</i> SCHOUTEDEN	
<i>Hyalosphenia cuneata</i> STEIN	
<i>Hyalosphenia elegans</i> LEIDY	Fig. 12 pl. VI
<i>Hyalosphenia elegans</i> v. <i>cylindracollis</i> CHARDEZ	Fig. 13 pl. VI
<i>Hyalosphenia inconspica</i> WEST	
<i>Hyalosphenia insecta</i> HARNISCH	Fig. 10 pl. VI
<i>Hyalosphenia minuta</i> CASH	

VI

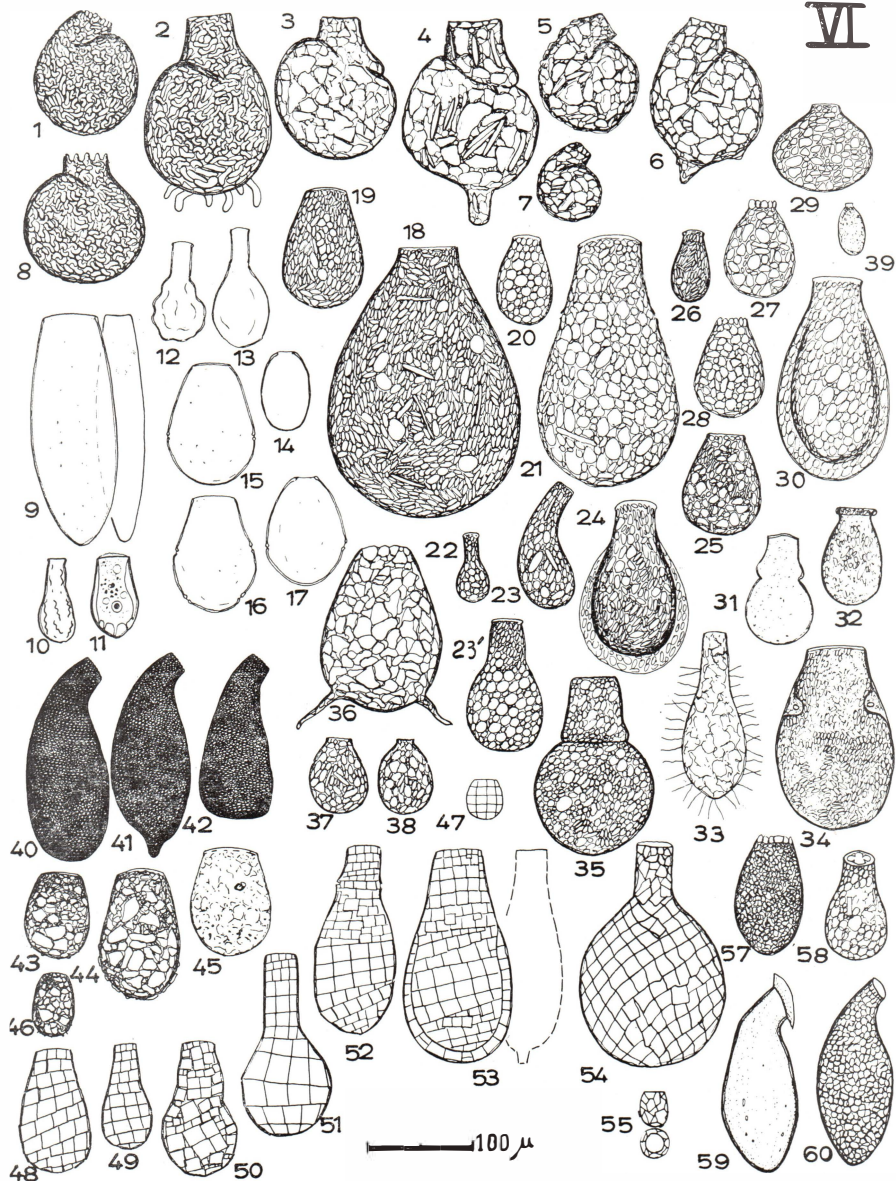


PLANCHE VI.

<i>Hyalosphenia ovalis</i> WAILES	
<i>Hyalosphenia papilio</i> LEIDY	Fig. 15 pl. VI
<i>Hyalosphenia papilio</i> f. <i>multiportifera</i> JUNG	Fig. 16 pl. VI
<i>Hyalosphenia papilio</i> v. <i>stenostoma</i> DEFLANDRE	Fig. 17 pl. VI
<i>Hyalosphenia punctata</i> PENARD	Fig. 11 pl. VI
<i>Hyalosphenia piroveci</i> STEPANEK	
<i>Hyalosphenia irregularis</i> DECLOÎTRE	
<i>Hyalosphenia rectangularis</i> DECLOÎTRE	
<i>Hyalosphenia elegans</i> v. <i>major</i> DECLOÎTRE	
<i>Hyalosphenia gigantea</i> DE GRAAF	Fig. 9 pl. VI
<i>Hyalosphenia plathystoma</i> WEST	
<i>Hyalosphenia schoutedenii</i> VAN OYE	
<i>Hyalosphenia schoutedenii</i> v. <i>minor</i> DECLOÎTRE	
<i>Hyalosphenia schoutedenii</i> v. <i>rotunda</i> VAN OYE	
<i>Hyalosphenia subflava</i> CASH	Fig. 14 pl. VI
<i>Heleopera amplicolla</i> JUNG	
<i>Heleopera hyalina</i> HARNISCH	
<i>Heleopera lata</i> CASH	
<i>Heleopera nodosa</i> WAILES	
<i>Heleopera penardi</i> THOMAS	
<i>Heleopera petricola</i> LEIDY	Fig. 43 pl. VI
<i>Heleopera petricola</i> f. <i>helvola</i> JUNG	
<i>Heleopera petricola</i> v. <i>amethystea</i> PENARD	
<i>Heleopera petricola</i> v. <i>nebola</i> JUNG	
<i>Heleopera petricola</i> v. <i>major</i> CASH	Fig. 44 pl. VI
<i>Heleopera petricola</i> v. <i>humicola</i> BONNET et THOMAS	
<i>Heleopera picta</i> LEIDY	
<i>Heleopera rosea</i> PENARD	Fig. 45 pl. VI
<i>Heleopera sphagni</i> LEIDY	
<i>Heleopera sphagni</i> v. <i>laevis</i> WAILES	
<i>Heleopera sordida</i> PENARD	
<i>Heleopera sabauda</i> PENARD	
<i>Heleopera sabauda</i> PENARD	
<i>Heleopera sylvatica</i> PENARD	Fig. 46 pl. VI
<i>Heleopera sylvatica</i> v. <i>inflata</i> SCHÖNBORN	
<i>Metaheleopera ovalistoma</i> BARTOS	
<i>Lesquereusia angulata</i> AWERINTZEW	
<i>Lesquereusia bispiralis</i> THOMAS et GAUTHIER-LIÈVRE	
<i>Lesquereusia carinata</i> PLAYFAIR	
<i>Lesquereusia epistomium</i> PENARD	
<i>Lesquereusia extranea</i> AWERINTZEW	
<i>Lesquereusia gibbosa</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	Fig. 3 pl. VI
<i>Lesquereusia gibbosa</i> v. <i>corniculata</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia gibbosa</i> v. <i>incisa</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia gibbosa</i> v. <i>nodosa</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia gibbosa</i> v. <i>mammillaris</i> CHARDEZ	Fig. 4 pl. VI
<i>Lesquereusia globulosa</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Lesquereusia mimetica</i> PENARD	Fig. 15 pl. VI
<i>Lesquereusia mimetica</i> v. <i>parva</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia minor</i> WALTON	

<i>Lesquereusia modesta</i> RHUMBLER	Fig. 5 pl. VI
<i>Lesquereusia modesta</i> f. <i>stepaneki</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia modesta</i> v. <i>caudata</i> (PLAYFAIR) VAN OYE	Fig. 6 pl. VI
<i>Lesquereusia modesta</i> v. <i>dentata</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia modesta</i> v. <i>inaequalis</i> (PLAY) DECLOÏTRE	
<i>Lesquereusia modesta</i> v. <i>minor</i> VAN OYE	Fig. 7 pl. VI
<i>Lesquereusia modesta</i> v. <i>truncata</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia ovalis</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Lesquereusia ovalis</i> v. <i>decloitrei</i> VAN OYE	
<i>Lesquereusia ovalis</i> v. <i>acuminata</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia ovalis</i> v. <i>mucronata</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia spiculosa</i> PLAYFAIR	
<i>Lesquereusia spiralis</i> (EHRENBERG) BÜTSCHLI	Fig. 1 pl. VI
<i>Lesquereusia spiralis</i> f. <i>arcuata</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>oyei</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>dentata</i> DECLOÏTRE	Fig. 8 pl. VI
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>hirsuta</i> GL. et THOMAS	Fig. 2 pl. VI
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>hoogenraadi</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>nodosa</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>inaequalis</i> (CASH) PLAYFAIR	
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>stenolepsis</i> DEFLANDRE	
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>villosa</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia spiralis</i> v. <i>penardi</i> GL. et THOMAS	
<i>Lesquereusia tuberculata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Lesquereusia pseudonebeloides</i> GOLEMANSKY	
<i>Awerintzewia cyclostoma</i> (PENARD) SCHOUTEDEN	
<i>Leptochlamys ampullacea</i> WEST	

b. PARAQUADRULINAE

1. Thèque arrondie, comprimée, formée de plaques quadrangulaires calcaires **Paraquadrula** DEFLANDRE

LISTE DES ESPÈCES

<i>Paraquadrulla discoides</i> (ARCHER) DEFLANDRE	Fig. 47 pl. VI
<i>Paraquadrulla globulosa</i> (PENARD) FERLAN	
<i>Paraquadrulla irregularis</i> ARCHER	
<i>Paraquadrulla pachylepis</i> BONNET	
<i>Paraquadrulla penardi</i> DEFLANDRE	
<i>Paraquadrulla madarica</i> VALKANOV	

COCHLILOPODIIDAE

1. Thèque membraneuse, souple, granuleuse, sans corps étrangers ; parfois des épines . . **Cochliopodium** HERTWIG et LESSER
2. Thèque membraneuse, non granuleuse, avec corps étrangers **Gocevia** VALKANOV

LISTE DES ESPÈCES

- Cochliopodium klitzkei* ARDN.
Cochliopodium actinophorum AUERBACH
Cochliopodium ambiguum PENARD
Cochliopodium asperum PLAYFAIR
Cochliopodium bilimbosum AUERBACH
Cochliopodium bilimbosum v. *putrinum* FAURÉ-FRÉMIET
Cochliopodium bilimbosum v. *putrinum* f. *alpha* FAURÉ-FRÉMIET
Cochliopodium bilimbosum v. *putrinum* f. *beta* FAURÉ-FRÉMIET
Cochliopodium crassiusculum PENARD
Cochliopodium digitatum GREEFF Fig. 5 pl. I
Cochliopodium echinatum KOROTNEEFF Fig. 3 pl. I
Cochliopodium erinaceum PENARD
Cochliopodium epinatum KOROTNEEFF
Cochliopodium granulatum PENARD
Cochliopodium longispinum WEST
Cochliopodium minutum WEST
Cochliopodium opalinum PENARD
Cochliopodium obscurum PENARD
Cochliopodium spumosum PENARD
Cochliopodium papyrus BOVEE
Cochliopodium sylvaticum VARGA
Cochliopodium vestitum ARCHER
Gocevia binucleata DE SAEDELEER
Gocevia obscura (PENARD) DE SAEDELEER
Gocevia pontica VALKANOFF
Gocevia fonbrunei PUSSARD Fig. 6 pl. I
Gocevia rd ARDN

MICROCORYCIIDAE

- | | |
|--|---------------------------------|
| 1. Thèque discoïde à hémisphérique, chitinoïde, membraneuse mince | 2 |
| Thèque membraneuse épaisse | 7 |
| Thèque homogène, irrégulièrement globuleuse ; pseudostome constitué d'une simple perforation | |
| | Penardochlamys DEFLANDRE |
| 2. Pseudostome bordé d'une frange mince, pouvant se refermer sur l'amibe | Microcorycia COCKERELL |
| 3. Pseudostome central irrégulier | Microchlamys COCKERELL |
| 4. Thèque avec une seconde enveloppe mucilagineuse | Amphizonella GREEFF |
| 5. Thèque avec une seconde enveloppe constituée d'un feutrage de matières minérales | Diplochlamys GREEFF |
| 6. Thèque colorée en violet | Zonomyxa NUSSLIN |
| 7. Pseudostome en fente | Parmulina PENARD |

LISTE DES ESPÈCES

<i>Microcorycia aculeata</i> (GREEFF)	AWERINTZEW	
<i>Microcorycia bartosi</i> (BARTOS)	DECLOÏTRE	
<i>Microcorycia corona</i>	PENARD	
<i>Microcorycia corona</i> v. <i>simplex</i>	PENARD	
<i>Microcorycia flava</i>	GREEFF	Fig. 4 pl. I
<i>Microcorycia physalis</i>	PENARD	
<i>Microcorycia radiata</i>	PENARD	
<i>Microcorycia suctorifera</i>	BARTOS	
<i>Microcorycia spiculata</i>	BARTOS	
<i>Microcorycia spinosa</i> (HEINIS)	DECLOÏTRE	
<i>Microcorycia tessellata</i>		
<i>Amphizonella flava</i>	GREEFF	
<i>Amphizonella minima</i>	KUFFERATH	
<i>Amphizonella violacea</i>	GREEFF	
<i>Zonomyxa violacea</i>	GREEFF	
<i>Diplochlamys fragilis</i>	PENARD	
<i>Diplochlamys gruberi</i>	PENARD	
<i>Diplochlamys leidyi</i>	GREEFF	
<i>Diplochlamys timida</i>	PENARD	
<i>Diplochlamys timida</i> v. <i>actinographa</i>	BARTOS	
<i>Diplochlamys vestita</i>	PENARD	
<i>Parmulina cyathus</i>	PENARD	Fig. 7 pl. I
<i>Parmulina oblecta</i>	GRUBER	
<i>Microchlamys patella</i>	CLAPAREDE et LACHMAN	Fig. 1 pl. I
<i>Penardochlamys arcelloides</i> (PENARD)	DECLOÏTRE	Fig. 2 pl. I

ARCELLIDAE

1. Thèque circulaire, aplatie à hémisphérique ou sphéroïdale ; pseudostome plus ou moins invaginé, avec ou sans tube buccal 2
Pas de tube buccal 4
2. Un seul noyau **Antarcella** DEFLANDRE
3. Plus de un noyau **Arcella** EHRENBURG
4. Pseudostome large, peu ou pas invaginé ; un seul noyau . . .
. **Pyxidicula** EHRENBURG

LISTE DES ESPÈCES

<i>Arcella bathystoma</i>	DEFLANDRE	
<i>Arcella bathystoma</i> v. <i>major</i>	GROSPIETSCH	
<i>Arcella bathystoma</i> v. <i>magna</i>	VAN OYE	
<i>Arcella crenata</i>	PLAYFAIR	
<i>Arcella corona</i>	VAN OYE	
<i>Arcella gibbosa</i>	PENARD	Fig. 13 pl. I
<i>Arcella gibbosa</i> v. <i>tuberosa</i>	CHARDEZ	Fig. 16 pl. I

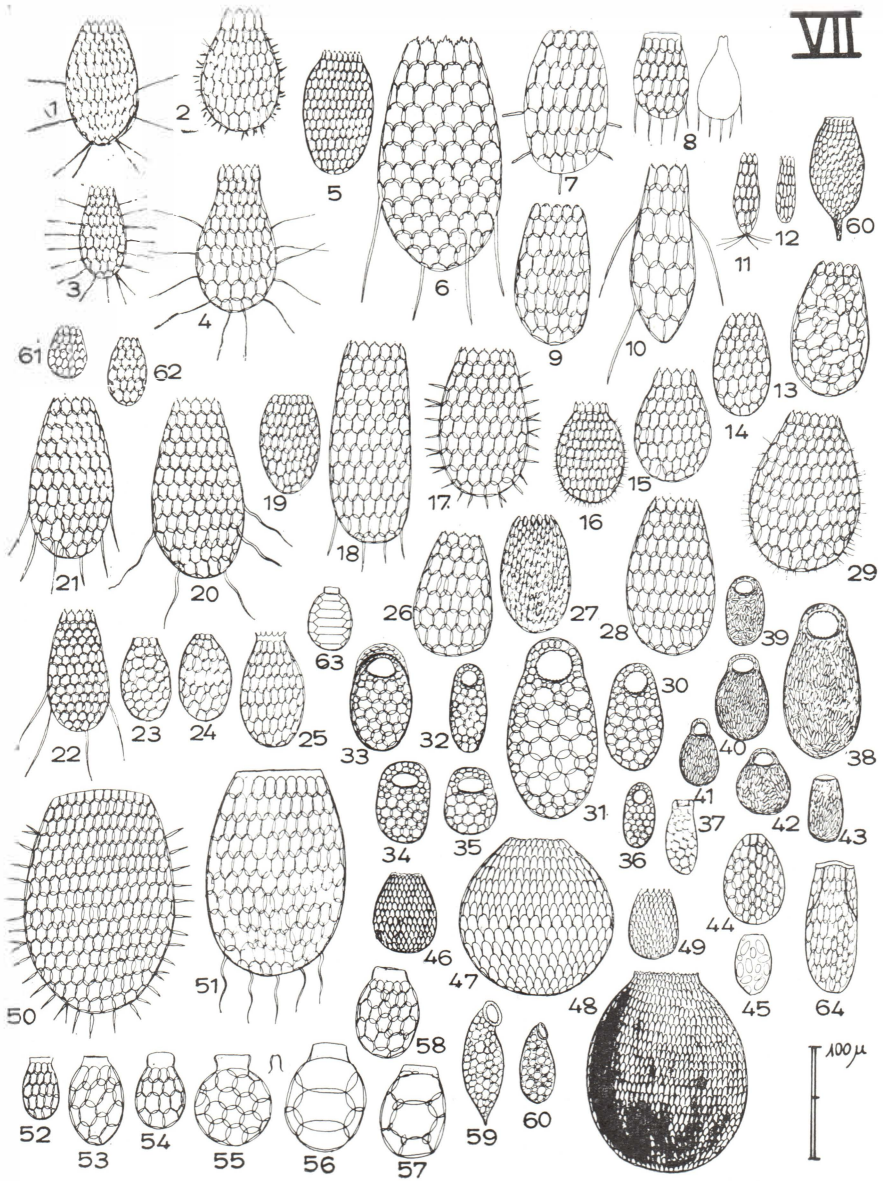


PLANCHE VII.

<i>Arcella gibbosa</i> v. <i>aplanata</i> VAN OYE	Fig. 14	pl. I
<i>Arcella gibbosa</i> v. <i>mitriformis</i> DEFLANDRE	Fig. 15	pl. I
<i>Arcella gibbosa</i> v. <i>levis</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella hemisphaerica</i> PERTY	Fig. 35	pl. I
<i>Arcella hemisphaerica</i> f. <i>minima</i> CHARDEZ	Fig. 39	pl. I
<i>Arcella hemisphaerica</i> f. <i>undulata</i> DEFLANDRE	Fig. 37	pl. I
<i>Arcella hemisphaerica</i> v. <i>angulata</i> SCHÖNBORN	Fig. 38	pl. I
<i>Arcella hemisphaerica</i> v. <i>depressa</i> PLAYFAIR	Fig. 36	pl. I
<i>Arcella hemisphaerica</i> v. <i>intermedia</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella hemisphaerica</i> v. <i>intermedia</i> f. <i>undulata</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella hemisphaerica</i> v. <i>gibba</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella hemisphaerica</i> v. <i>playfairiana</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella hemisphaerica</i> v. <i>tuberculata</i> STEPANEK		
<i>Arcella irregularis</i> MOTTI		
<i>Arcella lobostoma</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella pygmaea</i> BARTOS		
<i>Arcella papyracea</i> PLAYFAIR		
<i>Arcella rotundata</i> PLAYFAIR	Fig. 28	pl. I
<i>Arcella rotundata</i> f. <i>undulata</i> STEPANEK	Fig. 29	pl. I
<i>Arcella rotundata</i> v. <i>alta</i> PLAYFAIR	Fig. 30	pl. I
<i>Arcella rotundata</i> v. <i>alta</i> f. <i>undulata</i> STEPANEK	Fig. 31	pl. I
<i>Arcella rotundata</i> v. <i>scrobiculata</i> PLAYFAIR		
<i>Arcella rotundata</i> v. <i>stenostoma</i> DEFLANDRE	Fig. 34	pl. I
<i>Arcella rotundata</i> v. <i>stenostoma</i> f. <i>undulata</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella rotundata</i> v. <i>stenostoma</i> f. <i>aplanata</i> TARNOGRADSKY	Fig. 33	
<i>Arcella rotundata</i> v. <i>aplanata</i> DEFLANDRE	Fig. 32	pl. I
<i>Arcella rotundata</i> v. <i>aplanata</i> f. <i>elliptica</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella tuberosus</i> DECLOÎTRE		
<i>Arcella vulgaris</i> EHRENBERG	Fig. 8	pl. I
<i>Arcella vulgaris</i> f. <i>undulata</i> DEFLANDRE	Fig. 9	pl. I
<i>Arcella vulgaris</i> f. <i>regularis</i> DEFLANDRE	Fig. 10	pl. I
<i>Arcella vulgaris</i> f. <i>elegans</i> DEFLANDRE	Fig. 11	pl. I
<i>Arcella vulgaris</i> f. <i>polymorpha</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella vulgaris</i> v. <i>crenulata</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella vulgaris</i> v. <i>multinucleata</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella vulgaris</i> f. <i>wailesi</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella vulgaris</i> v. <i>depressa</i> VAN OYE	Fig. 12	pl. I
<i>Arcella vulgaris</i> v. <i>hemisphaerica</i> (PERTY) WAILES		
<i>Arcella vulgaris</i> v. <i>penardi</i> DEFLANDRE		
<i>Arcella angulata</i> (PLAYFAIR) DECLOÎTRE	Fig. 41	pl. I
<i>Arcella conica</i> (PLAYFAIR) DEFLANDRE	Fig. 44	pl. I
<i>Arcella costata</i> EHRENBERG	Fig. 45	pl. I
<i>Arcella costata</i> v. <i>angulata</i> (PERTY) PLAYFAIR		
<i>Arcella jurassica</i> OLIVIER		
<i>Arcella marginata</i> DADAY		
<i>Arcella brasiliensis</i> DA CUNHA		
<i>Arcella maggii</i> CHARDEZ	Fig. 40	pl. I
<i>Arcella arenaria</i> GREEFF	Fig. 18	pl. I
<i>Arcella arenaria</i> f. <i>compressa</i> CHARDEZ	Fig. 19	pl. I
<i>Arcella arenaria</i> v. <i>sphagnicola</i> DEFLANDRE		

<i>Arcella artocrea</i> LEIDY	Fig. 20 pl. I
<i>Arcella artocrea</i> v. <i>aplanata</i> GROSPIETSCH	
<i>Arcella artocrea</i> v. <i>pseudocatinus</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella artocrea</i> v. <i>pseudocatinus</i> f. <i>megastoma</i> VAN OYE	
<i>Arcella catinus</i> PENARD	Fig. 17 pl. I
<i>Arcella catinus</i> v. <i>sphaerocysta</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella catinus</i> v. <i>megastoma</i> VAN OYE	
<i>Arcella catinus</i> f. <i>undulata</i> SCHÖNBORN	
<i>Arcella dentata</i> EHRENBERG	Fig. 42 pl. I
<i>Arcella dentata</i> v. <i>trapezia</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella dentata</i> v. <i>cashiana</i> DEFLANDRE	Fig. 43 pl. I
<i>Arcella rota</i> DADAY	
<i>Arcella discoides</i> PENARD	Fig. 23 pl. I
<i>Arcella discoides</i> v. <i>scutelliformis</i> PLAYFAIR	Fig. 26 pl. I
<i>Arcella discoides</i> v. <i>pseudovulgaris</i> DEFLANDRE	Fig. 25 pl. I
<i>Arcella discoides</i> v. <i>pseudovulgaris</i> f. <i>arcuata</i> DEFLANDRE	Fig. 24 pl. I
<i>Arcella discoides</i> v. <i>pseudovulgaris</i> f. <i>undulata</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella discoides</i> v. <i>pseudovulgaris</i> f. <i>tubulata</i> DECLOÏTRE	
<i>Arcella discoides</i> v. <i>foveosa</i> PLAYFAIR	Fig. 27 pl. I
<i>Arcella discoides</i> v. <i>difficilis</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella excavata</i> CUNNINGHAM	
<i>Arcella grospietchi</i> STEPANEK	Fig. 21 pl. I
<i>Arcella oblonga</i> SCHAUDIN	
<i>Arcella oyei</i> STEPANEK	
<i>Arcella polypora</i> PENARD	
<i>Arcella polypora</i> f. <i>undulata</i> DECLOÏTRE	
<i>Arcella polypora</i> v. <i>curvata</i> (WAILES) DEFLANDRE	
<i>Arcella megastoma</i> PENARD	Fig. 22 pl. I
<i>Arcella megastoma</i> <i>congolensis</i> VAN OYE	
<i>Arcella megastoma</i> f. <i>arcuata</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella jeanneli</i> VIRIEUX	
<i>Arcella mitrata</i> LEIDY	
<i>Arcella mitrata</i> v. <i>spectabilis</i> DEFLANDRE	Fig. 46 pl. I
<i>Arcella mitrata</i> v. <i>pyriformis</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella mitrata</i> v. <i>gibbula</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella apicata</i> SCHAUDIN	
<i>Arcella amphora</i> VAN OYE	
<i>Arcella leidiana</i> DEFLANDRE	
<i>Arcella rukiensis</i> VAN OYE	
<i>Antarcella atava</i> COLLIN	
<i>Antarcella pseudarcella</i> PENARD	
<i>Pyxidicula operculata</i> EHRENBERG	
<i>Pyxidicula patens</i> CLAPARÈDE et LACHMAN	
<i>Pyxidicula cymbalum</i> PENARD	
<i>Pyxidicula invisitata</i> AWERINTZEW	Fig. 48 pl. I
<i>Pyxidicula stenostoma</i> BARTOS	
<i>Pyxidicula klossi</i> GACH	

CENTROPYXIDAE

1. Thèque chitinoïde, comprimée dorso-ventralement ou hémisphérique ponctuée, plus ou moins arénacée, agglutinant des matériaux exogènes 2
 Thèque allongée 11
 Thèque à symétrie axiale 13
2. Pseudostome excentrique avec ou sans brides internes
 **Centropyxis** STEIN
3. Pseudostome central circulaire
 **Cyclopyxis** DEFLANDRE
4. Pseudostome central elliptique
 **Ellipsopyxis** BONNET
5. Pseudostome central triangulaire ou anguleux
 **Trigonopyxis** PENARD
6. Pseudostome constitué d'une simple perforation sans bord
 **Geopyxella** BONNET et THOMAS
8. Pseudostome caché par une grande visière formant un compartiment **Paracentropyxis** BONNET
9. Pseudostome très allongé transversalement et étroit avec une visière ne formant pas compartiment
 **Protoplagiopyxis** BONNET
10. Pseudostome excentrique ovalaire transversal
 **Proplagiopyxis** SCHÖNBORN
11. Pseudostome caché par une grande visière formée par le prolongement de la face dorsale
 **Hoogenraadia** GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
12. Pseudostome étroit surmonté d'une visière plus petite que précédemment **Gillardella** STEPANEK
13. Pseudostome petit, un peu rentrant, situé légèrement sur le côté du pôle étroit de la thèque **Oopyxis** JUNG
14. Pseudostome très petit à bords nets, situé dans l'axe du pôle étroit de la thèque **Schwabia** JUNG
15. Thèque pyriforme ; pseudostome situé au pôle large de la thèque **Pseudawerintzewia** BONNET
16. Pseudostome allongé en 8 . **Bullinularia** (PENARD) DEFLANDRE

LISTE DES ESPÈCES

<i>Centropyxis aculeata</i> (EHRENBERG) STEIN	Fig. 26	pl. II
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>grandis</i> DEFLANDRE	Fig. 42	pl. II
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>minima</i> VAN OYE	Fig. 29	pl. II
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>intermedia</i> VAN OYE		
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>oblonga</i> DEFLANDRE	Fig. 27	pl. II

<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>oblonga</i> f. <i>minor</i> KUFFERATH	Fig. 28	pl. II
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>tropica</i> DEFLANDRE		
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>dentistoma</i> DECLOÎTRE		
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>gibba</i> (DEFLANDRE) JUNG		
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>lata</i> DECLOÎTRE		
<i>Centropyxis aculeata</i> v. <i>curvum</i> BROWN		
<i>Centropyxis aerophila</i> DEFLANDRE	Fig. 46	pl. II
<i>Centropyxis aerophila</i> v. <i>grandis</i> STEPANEK		
<i>Centropyxis aerophila</i> v. <i>minuta</i> CHARDEZ	Fig. 49	pl. II
<i>Centropyxis aerophila</i> v. <i>sphagnicola</i> DEFLANDRE	Fig. 47	pl. II
<i>Centropyxis aerophila</i> v. <i>cornata</i> DECLOÎTRE	Fig. 55	pl. II
<i>Centropyxis aerophila</i> v. <i>constricta</i> DECLOÎTRE		
<i>Centropyxis bacillifera</i> DECLOÎTRE		
<i>Centropyxis cashiana</i> DEFLANDRE		
<i>Centropyxis cassis</i> WALLICH	Fig. 48	pl. II
<i>Centropyxis cassis</i> v. <i>spinifera</i> (PLAYFAIR) DEFLANDRE		
<i>Centropyxis cassis</i> v. <i>minima</i> VAN OYE		
<i>Centropyxis chardezi</i> STEPANEK	Fig. 61	pl. II
<i>Centropyxis carinata</i> CHARDEZ	Fig. 45	pl. II
<i>Centropyxis cryptostoma</i> BONNET		
<i>Centropyxis constricta</i> (EHRENBERG) DEFLANDRE	Fig. 38	pl. II
<i>Centropyxis constricta</i> v. <i>minima</i> DECLOÎTRE	Fig. 37	pl. II
<i>Centropyxis compressa</i> VAN OYE		
<i>Centropyxis cornuta</i> DECLOÎTRE		
<i>Centropyxis decloïtri</i> STEPANEK		
<i>Centropyxis delicatula</i> PENARD		
<i>Centropyxis delicatula</i> f. <i>maior</i> JUNG		
<i>Centropyxis deflandrei</i> DECLOÎTRE		
<i>Centropyxis deflandriana</i> BONNET		
<i>Centropyxis deflandriana</i> v. <i>minima</i> BONNET		
<i>Centropyxis discoides</i> (PENARD) DEFLANDRE	Fig. 44	pl. II
<i>Centropyxis discoides</i> v. <i>solari</i> STEPANEK		
<i>Centropyxis ecornis</i> LEIDY		
<i>Centropyxis ecornis</i> v. <i>minuta</i> GOLEMANSKY		
<i>Centropyxis ecornis</i> v. <i>leidyi</i> THOMAS	Fig. 36	pl. II
<i>Centropyxis ecornis</i> v. <i>deflandrei</i> THOMAS		
<i>Centropyxis ecornis</i> v. <i>chardezi</i> THOMAS		
<i>Centropyxis ecornis</i> v. <i>cashiana</i> THOMAS		
<i>Centropyxis ecornis</i> v. <i>tubulata</i> THOMAS		
<i>Centropyxis ecornis</i> f. <i>paradoxa</i> JUNG		
<i>Centropyxis ecornis</i> v. <i>quadripannosa</i> SCHÖNBORN		
<i>Centropyxis elongata</i> (PENARD) THOMAS	Fig. 39	pl. II
<i>Centropyxis gauthieri</i> THOMAS	Fig. 41	pl. II
<i>Centropyxis globulosa</i> BONNET et THOMAS	Fig. 43	pl. II
<i>Centropyxis gibba</i> DEFLANDRE		
<i>Centropyxis gibba</i> v. <i>inermis</i> BARTOS		
<i>Centropyxis halophila</i> BONNET		
<i>Centropyxis halophila</i> v. <i>gigas</i> DECLOÎTRE		
<i>Centropyxis hemisphaerica</i> (BONNARD) WAILES		
<i>Centropyxis hirsuta</i> DEFLANDRE	Fig. 25	pl. II

<i>Centropyxis hirsuta</i> v. <i>tropica</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Centropyxis horrida</i> PENARD	
<i>Centropyxis irregularis</i> DECLOÎTRE	
<i>Centropyxis kolkwitzii</i> VAN OYE	
<i>Centropyxis minor</i> DECLOÎTRE	
<i>Centropyxis pseudoecornis</i> DECLOÎTRE	
<i>Centropyxis globulosa</i> v. <i>grandis</i> DECLOÎTRE	
<i>Centropyxis discoïdes</i> v. <i>grandistoma</i> CHARDEZ	Fig. 58 pl. II
<i>Centropyxis aerophila</i> v. <i>sphagnicola</i> f. <i>cryptostoma</i> SCHÖNBORN	
<i>Centropyxis kolkwitzii</i> v. <i>grandis</i> CHARDEZ	Fig. 30 pl. II
<i>Centropyxis lata</i> JUNG	
<i>Centropyxis loevigata</i> PENARD	
<i>Centropyxis loevigata</i> f. <i>lobostoma</i> JUNG-SPATZ	
<i>Centropyxis loevigata</i> v. <i>alta</i> DECLOÎTRE	
<i>Centropyxis labiata</i> PENARD	
<i>Centropyxis lapponica</i> GROSPIETSCH	
<i>Centropyxis longispina</i> DECLOÎTRE	
<i>Centropyxis linguaformis</i> BARTOS	
<i>Centropyxis latior</i> BARTOS	
<i>Centropyxis marsupiformis</i> (WALLICH) DEFLANDRE	Fig. 62 pl. II
<i>Centropyxis marsupiformis</i> v. <i>ecornis</i> VAN OYE	
<i>Centropyxis marsupiformis</i> v. <i>obesa</i> DEFLANDRE	
<i>Centropyxis minuta</i> DEFLANDRE	Fig. 51 pl. II
<i>Centropyxis mirabilis</i> BARTOS	
<i>Centropyxis notonyx</i> JUNG	Fig. 60 pl. II
<i>Centropyxis orbicularis</i> DEFLANDRE	
<i>Centropyxis ovata</i> BARTOS	
<i>Centropyxis orinokii</i> VAN OYE	
<i>Centropyxis ovuliformis</i> BONNET	
<i>Centropyxis platystoma</i> (PENARD) DEFLANDRE	Fig. 40 pl. II
<i>Centropyxis platystoma</i> v. <i>armata</i> DEFLANDRE	
<i>Centropyxis pontifera</i> BARTOS	
<i>Centropyxis protecta</i> BARTOS	
<i>Centropyxis plagiostoma</i> BONNET et THOMAS	Fig. 54 pl. II
<i>Centropyxis plagiostoma</i> v. <i>terricola</i> BONNET et THOMAS	Fig. 53 pl. II
<i>Centropyxis plagiostoma</i> v. <i>oblonga</i> CHARDEZ	Fig. 56 pl. II
<i>Centropyxis pyriformis</i> VAN OYE	
<i>Centropyxis reversa</i> BARTOS	
<i>Centropyxis sacciformis</i> HOOGENRAAD et DE GROOT	Fig. 52 pl. II
<i>Centropyxis serrahni</i> SCHÖNBORN	
<i>Centropyxis solari</i> STEPANEK	
<i>Centropyxis sexilatera</i> DECLOÎTRE	Fig. 31 pl. II
<i>Centropyxis sylvatica</i> (DEFLANDRE) THOMAS	Fig. 51 pl. II
<i>Centropyxis sylvatica</i> v. <i>minor</i> BONNET et THOMAS	Fig. 50 pl. II
<i>Centropyxis sylvatica</i> v. <i>globulosa</i> BONNET	
<i>Centropyxis sylvatica</i> v. <i>microstoma</i> BONNET	
<i>Centropyxis spinosa</i> (CASH) DEFLANDRE	Fig. 59 pl. II
<i>Centropyxis transversa</i> BARTOS	
<i>Centropyxis trigonostoma</i> BARTOS	
<i>Centropyxis ventricosa</i> BARTOS	

<i>Centropyxis vandeli</i> BONNET	
<i>Centropyxis vandeli</i> v. <i>globulosa</i> BONNET	
<i>Centropyxis vandeli</i> v. <i>sinuata</i> BONNET	
<i>Centropyxis villiersi</i> DECLOÎTRE	
<i>Paracentropyxis mimetica</i> BONNET	
<i>Cyclopyxis armata</i> VAN OYE	
<i>Cyclopyxis arcelloides</i> PENARD	Fig. 6 pl. II
<i>Cyclopyxis arcelloides</i> v. <i>grandis</i> GL. et THOMAS	
<i>Cyclopyxis arcelloides</i> v. <i>ghesquieri</i> KUFFERATH	
<i>Cyclopyxis arcelloides</i> v. <i>gibbosa</i> VAN OYE	
<i>Cyclopyxis ambigua</i> BONNET et THOMAS	Fig. 4 pl. II
<i>Cyclopyxis aplanata</i> DEFLANDRE	
<i>Cyclopyxis aplanata</i> v. <i>incondita</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Cyclopyxis bondia</i> VAN OYE	
<i>Cyclopyxis crucistoma</i> BARTOS	
<i>Cyclopyxis deflandrei</i> VAN OYE	
<i>Cyclopyxis eurystoma</i> DEFLANDRE	Fig. 7 pl. II
<i>Cyclopyxis eurystoma</i> f. <i>stenostoma</i> DECLOÎTRE	
<i>Cyclopyxis eurystoma</i> v. <i>gauthieriana</i> BONNET et THOMAS	
<i>Cyclopyxis eurystoma</i> v. <i>parvula</i> BONNET et THOMAS	
<i>Cyclopyxis gigantea</i> BARTOS	
<i>Cyclopyxis grospietschi</i> SCHÖNBORN	
<i>Cyclopyxis humilis</i> BONNET	
<i>Cyclopyxis bacillifera</i> CHARDEZ	
<i>Cyclopyxis platium</i> DECLOÎTRE	
<i>Cyclopyxis citrus</i> DECLOÎTRE	
<i>Cyclopyxis dispar</i> DECLOÎTRE	
<i>Cyclopyxis eurystoma</i> v. <i>aplanata</i> DECLOÎTRE	
<i>Cyclopyxis impressa</i> (DADAY) DA CUNHA	Fig. 1 pl. II
<i>Cyclopyxis kahli</i> DEFLANDRE	
<i>Cyclopyxis akhli</i> v. <i>cyclostoma</i> BONNET et THOMAS	
<i>Cyclopyxis kahli</i> f. <i>oblonga</i> TARNOGRADSKY	
<i>Cyclopyxis kahli</i> v. <i>crucigenia</i> STEPANEK	
<i>Cyclopyxis lobostoma</i> DECLOÎTRE	
<i>Cyclopyxis plana</i> BARTOS	
<i>Cyclopyxis pernana</i> BARTOS	
<i>Cyclopyxis profundistoma</i> BARTOS	
<i>Cyclopyxis puteus</i> THOMAS	Fig. 8 pl. II
<i>Cyclopyxis puteus</i> v. <i>golemanskyi</i> CHARDEZ	Fig. 9 pl. II
<i>Cyclopyxis penardi</i> DEFLANDRE	Fig. 2 pl. II
<i>Cyclopyxis pseudoloevigata</i> VAN OYE	
<i>Cyclopyxis radiata</i> VAN OYE	
<i>Cyclopyxis stellata</i> WAILES	
<i>Cyclopyxis thomasi</i> STEPANEK	
<i>Cyclopyxis trilobata</i> BARTOS	
<i>Gillardella haleata</i> STEPANEK	Fig. 33 pl. II
<i>Hoogenraadia africana</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Hoogenraadia cryptostoma</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Trigonopyxis arcula</i> (LEIDY) PENARD	Fig. 11 pl. II
<i>Trigonopyxis arcula</i> v. <i>major</i> CHARDEZ	Fig. 12 pl. II

<i>Trigonopyxis arcula</i> v. <i>microstoma</i> HOOGENRAAD ET DE GROOT	
<i>Trigonopyxis arcula</i> v. <i>fabiformis</i> RICHTER	
<i>Trigonopyxis bathystoma</i> BARTOS	
<i>Trigonopyxis bullinulariaformis</i> STEPANEK	
<i>Bullinularia indica</i> PENARD	Fig. 24 pl. II
<i>Bullinularia indica</i> v. <i>minor</i> HOOGENRAAD ET DE GROOT	
<i>Bullinularia gracilis</i> THOMAS	
<i>Bullinularia minor</i> HOOGENRAAD ET DE GROOT	
<i>Bullinularia pulchella</i> SCHÖNBORN	
<i>Geopyxella sylvicola</i> BONNET ET THOMAS	Fig. 5 pl. II
<i>Geopyxella sylvicola</i> v. <i>parva</i> BONNET	
<i>Geopyxella sylvicola</i> v. <i>globulosa</i> BONNET ET THOMAS	
<i>Geopyxella sylvicola</i> v. <i>algosa</i> CHARDEZ	
<i>Geopyxella aquatica</i> GOLEMANSKY	
<i>Oopyxis cophostoma</i> JUNG	Fig. 34 pl. II
<i>Oopyxis cyclostoma</i> THOMAS	
<i>Schwabia terricola</i> BONNET ET THOMAS	Fig. 22 pl. II
<i>Schwabia terricola</i> v. <i>thomasi</i> BONNET	
<i>Schwabia regularis</i> JUNG	
<i>Schwabia robustus</i> CHARDEZ	Fig. 23 pl. II
<i>Pseudawerintzewia calcicola</i> BONNET	Fig. 32 pl. II
<i>Protoplagiopyxis delamarei</i> BONNET	
<i>Proplagiopyxis nuda</i> SCHÖNBORN	
<i>Ellipsopyxis pauliani</i> BONNET	Fig. 10 pl. II

PLAGIOPYXIDAE

1. La lèvre interne du pseudostome, qui se prolonge plus ou moins longuement à l'intérieur de la thèque, est constituée par le prolongement de la face ventrale d'arrière en avant
. **Plagiopyxis** PENARD
2. Cette lèvre interne est constituée par le prolongement de la partie frontale de la thèque d'avant en arrière
. **Geoplagiopyxis** CHARDEZ

LISTE DES ESPÈCES

<i>Plagiopyxis angularis</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis bathystoma</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis barrosi</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis callida</i> PENARD	Fig. 13 pl. II
<i>Plagiopyxis callida</i> v. <i>grandis</i> THOMAS	Fig. 21 pl. II
<i>Plagiopyxis callida</i> v. <i>pusilla</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis declivis</i> THOMAS	Fig. 16 pl. II
<i>Plagiopyxis glyphostoma</i> BONNET	Fig. 15 pl. II
<i>Plagiopyxis intermedia</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis intermedia</i> v. <i>cyrtostoma</i> BONNET	

<i>Plagiopyxis minuta</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis minuta</i> v. <i>phanerostoma</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis minuta</i> v. <i>oblonga</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis minuta</i> v. <i>oblonga</i> f. <i>grandis</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis labiata</i> PENARD	Fig. 14 pl. II
<i>Plagiopyxis oblonga</i> BONNET et THOMAS	Fig. 18 pl. II
<i>Plagiopyxis oblonga</i> v. <i>cryptostoma</i> BONNET et THOMAS	
<i>Plagiopyxis penardi</i> THOMAS	Fig. 19 pl. II
<i>Plagiopyxis penardi</i> v. <i>oblonga</i> BONNET	
<i>Plagiopyxis pentagonostoma</i> BARTOS	
<i>Geoplagiopyxis declivus</i> CHARDEZ	Fig. 20 pl. II

RETICULOBOSA

Ce sous-ordre n'est pas subdivisé en familles

Clé des Genres

1. Thèque chitinoïde agglutinant exceptionnellement des matériaux étrangers 2
Thèque arénacée plus ou moins pierreuse
. **Phryganella** PENARD
2. Section transversale circulaire . . . **Difflogiella** CASH
3. Comprimée latéralement . . . **Cryptodifflogia** PENARD
4. A symétrie bilatérale, pseudostome oblique formant une face ventrale **Wailleselia** DEFLANDRE
5. Pseudostome tronqué droit **Platium** SCHULZ

LISTE DES ESPÈCES

<i>Phryganella acropodia</i> (HERTWIG et LESSER) HOPKINS	Fig. 27 pl. V
<i>Phryganella acropodia</i> v. <i>penardi</i> DECLOÏTRE	Fig. 29 pl. V
<i>Phryganella acropodia</i> v. <i>penardi</i> f. <i>alta</i> SCHÖNBORN	
<i>Phryganella microps</i> VOLKANOV	
<i>Phryganella nidulus</i> PENARD	
<i>Phryganella paradoxa</i> PENARD	Fig. 28 pl. V
<i>Phryganella paradoxa</i> v. <i>alta</i> BONNET et THOMAS	
<i>Difflogiella apiculata</i> CASH	
<i>Difflogiella crenulata</i> (PLAYFAIR) GROSPIETSCH	
<i>Difflogiella crenulata</i> v. <i>globosa</i> (PLAYFAIR) GROSPIETSCH	
<i>Difflogiella minuta</i> PLAYFAIR	
<i>Difflogiella oviformis</i> (PENARD) BONNET et THOMAS	
<i>Difflogiella oviformis</i> v. <i>fusca</i> (PENARD) BONNET et THOMAS	
<i>Difflogiella pussilla</i> (PLAYFAIR) GROSPIETSCH	
<i>Difflogiella pussilla</i> v. <i>conica</i> PLAYFAIR	
<i>Difflogiella sacculus</i> (PENARD) DEFLANDRE	
<i>Difflogiella sacculus</i> v. <i>sakotschawi</i> TARNOGRADSKY	
<i>Difflogiella vulgaris</i> (FRANCÉ) (VOLZ) SCHÖNBORN	

Cryptodiffugia angulata PLAYFAIR
Cryptodiffugia compressa PENARD
Cryptodiffugia compressa f. *angustioris* TARNOGRADSKY
Cryptodiffugia compressa v. *australis* PLAYFAIR
Cryptodiffugia compressa v. *ovata* PLAYFAIR
Cryptodiffugia penardi (PENARD) GROSPIETSCH
Cryptodiffugia voigtii SCHMIDT
Cryptodiffugia valida PLAYFAIR
Cryptodiffugia kenensis TARNOGRADSKY
Cryptodiffugia turfacea ZACHARIAS
Wailesella eboracensis (WAILES) DEFLANDRE
Platoum parvum SCHULZE

TESTACEAFILOSA

Clé des Familles

1. Thèque à symétrie axiale 2
 Thèque en forme de cornue 6
2. Écailles siliceuses arrondies, endogènes **Euglyphidae** WAILES
3. Grandes écailles rectangulaires à coins arrondis, disposées transversalement . . . **Paulinellidae** DE SAEDELEER
4. Avec ou sans matériaux étrangers, rigide ou peu flexible **Gromidae** CLAP. et LACH.
5. Deux pseudostomes opposés **Amphistomidae** AWERINTZEW
6. Petites écailles circulaires . **Cyphoderidae** DEFLANDRE

Clé des Genres

EUGLYPHIDAE

1. Thèque à symétrie axiale ; section circulaire ou comprimée ; écailles circulaires, elliptiques ou scutelliformes 2
 Thèque à symétrie bilatérale ; pseudostome oblique . . . 13
2. Écailles régulièrement rangées et imbriquées par superposition des bords **Euglypha** DUJARDIN
3. Bords du pseudostome lisses . . . **Euglyphella** VALKANOV
4. Écailles de la thèque irrégulièrement rangées, noyées dans la chitine **Euglyphidion** BONNET
5. Fond de la thèque munie d'une corne pourvue de petites écailles **Pareuglypha** PENARD
6. Écailles circulaires ; bord du pseudostome parfois garni de fines denticulations **Tracheleuglypha** DEFLANDRE

7. Thèque très comprimée ; pseudostome en fente, bordé par une lèvre mince ondulée ou non ondulée . . . **Placocista** LEIDY
8. Les lèvres forment un col net **Sphenoderia** SCHLUMBERGER
9. Pseudostome en fente très étroite **Heteroglypha** GL. et THOMAS
10. Écailles anguleuses, un col net . . . **Ampullataria** VAN OYE
11. Écailles elliptiques superposées du fond de la thèque vers le pseudostome **Assulina** EHRENBURG
12. Écailles très petites presque invisibles . . . **Hyalina** JUNG
13. Écailles circulaires ; un tube buccal . . . **Trinema** DUJARDIN
14. Écailles petites, très allongées, non rangées régulièrement **Corythion** TARANEK
15. Écailles circulaires, pseudostome simple sur un col courbé **Playfairina** THOMAS

LISTE DES ESPÈCES

<i>Euglypha acanthophora</i> (EHRENBURG) PERTY	Fig. 20 pl. VII
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>cylindracea</i> (PLAY) DECLOÎTRE	Fig. 18 pl. VII
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>brevispina</i> PENARD	
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>cirrata</i> WAILES	
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>deflandrei</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>equis</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>elegans</i> STEPANEK	
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>flexuosa</i> (PENARD) HOPKINS	Fig. 20 pl. VII
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>heterospina</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha acanthophora</i> v. <i>dorsalis</i> SCHÖNBORN	
<i>Euglypha aspera</i> PENARD	
<i>Euglypha brachiata</i> LEIDY	Fig. 10 pl. VII
<i>Euglypha brachiata</i> v. <i>librata</i> WAILES	
<i>Euglypha crenulata</i> WAILES	Fig. 6 pl. VII
<i>Euglypha anodonta</i> v. <i>magna</i> SCHÖNBORN	
<i>Euglypha dentisecara</i> v. <i>glabra</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha cristata</i> v. <i>turbo</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha crenulata</i> v. <i>elongata</i> THOMAS	
<i>Euglypha crenulata</i> v. <i>minor</i> WAILES	Fig. 22 pl. VII
<i>Euglypha cristata</i> LEIDY	Fig. 11 pl. VII
<i>Euglypha cristata</i> f. <i>decora</i> JUNG	Fig. 12 pl. VII
<i>Euglypha cristata</i> v. <i>acicularis</i> WAILES	
<i>Euglypha cristata</i> f. <i>lanceolata</i> PLAYFAIR	
<i>Euglypha cristata</i> v. <i>major</i> WAILES	
<i>Euglypha gauthieri</i> THOMAS	
<i>Euglypha hutchinsoni</i> VAN OYE	
<i>Euglypha mucronata</i> LEIDY	
<i>Euglypha scutigera</i> PENARD	
<i>Euglypha tuberculata</i> DUJARDIN	Fig. 28 pl. VII
<i>Euglypha tuberculata</i> v. <i>subcylindrica</i> (PLAY) DECLOÎTRE	
<i>Euglypha tuberculata</i> v. <i>minor</i> TARANEK	
<i>Euglypha tuberculata</i> v. <i>minor</i> f. <i>subcylindrica</i> DECLOÎTRE	

<i>Euglypha tuberculata</i> v. <i>ovoidea</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha pseudotuberculata</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha nana</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha bryophila</i> BROWN	
<i>Euglypha filifera</i> PENARD	Fig. 1 pl. VII
<i>Euglypha filifera</i> v. <i>cylindracea</i> PLAYFAIR	
<i>Euglypha filifera</i> v. <i>magna</i> VAN OYE	
<i>Euglypha filifera</i> v. <i>spinosa</i> WAILES	Fig. 3 pl. VII
<i>Euglypha filifera</i> v. <i>pyriformis</i> WAILES	
<i>Euglypha pseudociliata</i> CHARDEZ	Fig. 7 pl. VII
<i>Euglypha pseudociliata</i> f. <i>glabra</i> CHARDEZ	Fig. 9 pl. VIII
<i>Euglypha rotunda</i> WAILES	Fig. 14 pl. VI
<i>Euglypha rotunda</i> v. <i>obliqua</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha rotunda</i> v. <i>tunna</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha rotunda</i> v. <i>spinosa</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha rotunda</i> v. <i>palma</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha strigosa</i> (EHRENBERG) LEIDY	Fig. 2 pl. VII
<i>Euglypha strigosa</i> v. <i>heterospina</i> (PENARD) WAILES-PENARD	Fig. 4 pl. VII
<i>Euglypha strigosa</i> v. <i>muscorum</i> WAILES	Fig. 16 pl. VII
<i>Euglypha strigosa</i> f. <i>glabra</i> WAILES	Fig. 15 pl. VII
<i>Euglypha simplex</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha dentisecara</i> DECLOÎTRE	
<i>Euglypha anodonta</i> BONNET	
<i>Euglypha cuspidata</i> BONNET	
<i>Euglypha ciliata</i> (EHRENBERG)	Fig. 29 pl. VII
<i>Euglypha ciliata</i> f. <i>heterospina</i> WAILES	
<i>Euglypha ciliata</i> f. <i>glabra</i> WAILES	
<i>Euglypha compressa</i> CARTER	Fig. 17 pl. VII
<i>Euglypha compressa</i> f. <i>glabra</i> WAILES	Fig. 26 pl. VII
<i>Euglypha denticulata</i> BROWN	Fig. 27 pl. VII
<i>Euglypha dolioliformis</i> BONNET	Fig. 19 pl. VII
<i>Euglypha laevis</i> PERTY	Fig. 62 pl. VII
<i>Euglypha laevis</i> v. <i>lanceolata</i> PLAYFAIR	Fig. 61 pl. VII
<i>Euglypha macrodentata</i> BARTOS	
<i>Euglypha marginata</i> VAN OYE	
<i>Euglypha symoensi</i> VAN OYE	
<i>Euglypha polylepis</i> BONNET et THOMAS	Fig. 5 pl. VII
<i>Euglypha umbilicata</i> BONNET	
<i>Euglypha van oyei</i> (VAN OYE) DECLOÎTRE	
<i>Euglyphella delicatula</i> VALKANOV	Fig. 44 pl. VII
<i>Euglyphella elegans</i> SCHÖNBORN	
<i>Euglyphella lineare</i> SCHÖNBORN	
<i>Euglyphella compacta</i> SCHÖNBORN	
<i>Euglyphidion enigmaticum</i> BONNET	Fig. 45 pl. VII
<i>Pareuglypha reticulata</i> PENARD	Fig. 60 pl. VII
<i>Pareuglypha reticulata</i> v. <i>squamoregularis</i> KOUROV	
<i>Tracheleuglypha acolla</i> BONNET et THOMAS	Fig. 23 pl. VII
<i>Tracheleuglypha acolla</i> f. <i>stenostoma</i> CHARDEZ	Fig. 24 pl. VII
<i>Tracheleuglypha acolla</i> v. <i>aspera</i> BONNET et THOMAS	
<i>Tracheleuglypha dentata</i> (VJEDOVSKY) DEFLANDRE	Fig. 25 pl. VII

- Tracheleuglypha dentata* v. *miocenia* FRENGLS
Tracheleuglypha dentata v. *elongata* (PLAY) GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Tracheleuglypha dentata v. *elongata* f. *duplicata* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Tracheleuglypha elongata VAN OYE
Tracheleuglypha selachiostoma BARTOS
Heteroglypha delicatula GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS Fig. 64 pl. VII
Heteroglypha delicatula v. *breviculus* GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS
Placocista spinosa (CARTER) LEIDY Fig. 50 pl. VII
Placocista lens PENARD
Placocista glabra PENARD
Placocista glabra v. *minima* DECLOÏTRE
Placocista jurassica PENARD
Placocista ventricosa GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS Fig. 8 pl. VII
Placocista sinuospina CHARDEZ Fig. 51 pl. VII
Assulina collaris KUFFERATH
Assulina muscorum GREEFF Fig. 46 pl. VII
Assulina muscorum v. *stenostoma* SCHÖNBORN
Assulina muscorum v. *denticulata* CHARDEZ
Assulina quadratum VAN OYE
Assulina seminum (EHRBG) LEIDY Fig. 47 pl. VII
Assulina seminum v. *scandinavica* PENARD Fig. 48 pl. VII
Assulina muscorum v. *penardi* CHARDEZ Fig. 49 pl. VII
Trinema alofsi STEPANEK
Trinema ciliata STEPANEK
Trinema complanatum PENARD Fig. 34 pl. VII
Trinema complanatum v. *globulosa* CHARDEZ Fig. 35 pl. VII
Trinema complanatum v. *aerophila* (DECLOÏTRE) BONNET-THOMAS
Trinema complanatum v. *aerophila* f. *punctata* DECLOÏTRE
Trinema contraria DECLOÏTRE
Trinema cornuta DECLOÏTRE
Trinema enchelys (EHRENBERG) LEIDY Fig. 30 pl. VII
Trinema enchelys f. *biconvexa* AWERINTZEW Fig. 32 pl. VII
Trinema enchelys v. *plenum* KUFFERATH
Trinema enchelys v. *nasturticola* DECLOÏTRE
Trinema grandis (CHARDEZ) GOLEMANSKY Fig. 31 pl. VII
Trinema lineare PENARD Fig. 36 pl. VII
Trinema lineare v. *terricola* DECLOÏTRE
Trinema lineare f. *truncatum* CHARDEZ Fig. 37 pl. VII
Trinema galeata (PENARD) JUNG
Trinema penardi THOMAS et CHARDEZ Fig. 33 pl. VII
Trinema verrucosa FRANCÉ
Trinema lineostoma DECLOÏTRE
Trinema complanatum v. *platystoma* SCHÖNBORN
Playfairina caudata (PLAYFAIR) THOMAS Fig. 59 pl. VII
Playfairina valkanovi GOLEMANSKI Fig. 60 pl. VII
Corythion acutum WAILES
Corythion delamarei BONNET et THOMAS Fig. 39 pl. VII
Corythion constricta (CARTER) JUNG
Corythion dubium TARANEK Fig. 40 pl. VII
Corythion dubium v. *gigas* THOMAS Fig. 38 pl. VII

<i>Corythion dubium</i> v. <i>orbicularis</i> PENARD	Fig. 42 pl. VII
<i>Corythion dubium</i> v. <i>aerophila</i> DECLOÏTRE	Fig. 41 pl. VII
<i>Corythion dubium</i> v. <i>spicatum</i> PENARD	
<i>Corythion dubium</i> v. <i>terricola</i> SCHÖNBORN	
<i>Corythion nebeloides</i> BONNET	
<i>Corythion pulchellum</i> PENARD	Fig. 43 pl. VII
<i>Sphenoderia australis</i> PLAYFAIR	
<i>Sphenoderia australis</i> v. <i>chardesi</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	Fig. 55 pl. VII
<i>Sphenoderia fissirostris</i> PENARD	Fig. 57 pl. VII
<i>Sphenoderia labiata</i> GAUTHIER-LIÈVRE et THOMAS	
<i>Sphenoderia lenta</i> SCHLUMBERGER	Fig. 58 pl. VII
<i>Sphenoderia macrolepis</i> LEIDY	Fig. 56 pl. VII
<i>Sphenoderia minuta</i> DEFLANDRE	Fig. 54 pl. VII
<i>Sphenoderia ovoidea</i> JUNG	Fig. 53 pl. VII
<i>Sphenoderia splendida</i> (PLAYFAIR) DEFLANDRE	Fig. 52 pl. VII
<i>Sphenoderia splendida</i> v. <i>longicollis</i> DEFLANDRE	
<i>Sphenoderia truncata</i> VAN OYE	
<i>Hyalina neta</i> JUNG	
<i>Ampullataria rotunda</i> VAN OYE	Fig. 54 pl. VII

PAULINELLIDAE

1. Cytoplasme contenant 2 chromatophores
. **Paulinella** DE SAEDELEER

ESPÈCE

<i>Paulinella chromathophora</i> LAUTERBORN	Fig. 63 pl. VII
---	-----------------

GROMIDAE

1. Thèque membraneuse flexible 2
Thèque déformable agglutinant des particules étrangères 6
Thèque solide couverte de petites particules amorphes . . . 7
Thèque formée de deux couches externes 10
2. Sphérique **Eugenia** AWERINTZEW
3. Ovo de **Diaphoropodon** ARCHER
4. Ovo de-comprimée . . . **Plagiophrys** (CLAP. LACH.) PENARD
5. Cytoplasme accolé à la thèque . . **Lecythium** HERT. et LESS.
6. Pseudostome en fente **Capsellina** PENARD
7. Ovoïde-comprimée, marginée **Clypeolina** PENARD
8. Pyriforme **Nadinella** PENARD
9. Hémisphérique **Frenzelina** PENARD
10. Recouverte d'élément prismatiques . . **Gromia** DUJARDIN
11. Thèque solide **Pseudodiffugia** SCHUMBERGER
12. Thèque molle **Pamphagus** LAUTERBORN
13. Thèque hyaline **Chlamydothrys** CIENKOWSKI

LISTE DES ESPÈCES

<i>Eugenia bathybiatica</i> (PENARD) AWERINTZEW	
<i>Diaphoropodon archeri</i> DE SAEDELEER	
<i>Diaphoropodon mobile</i> ARCHER	
<i>Diaphoropodon pyriforme</i> PLAYFAIR	
<i>Pamphagus armatus</i> LAUTERBORN	
<i>Pamphagus arcuatus</i> PENARD	
<i>Pamphagus avidus</i> LEIDY	
<i>Pamphagus dittrichii</i> VEJDOVSKY	
<i>Pamphagus granulatus</i> SCHULZE	
<i>Pamphagus hyalinus</i> EHRENBERG	
<i>Plagiophrys parvipunctata</i> PENARD	
<i>Lecythium hyalinum</i> (EHRENBERG) HERTWIG et LESSER	Fig. 53 pl. I
<i>Lecythium minutum</i> DE SAEDELEER	
<i>Chlamydophrys grata</i> BREUER	
<i>Chlamydophrys jirovci</i> BARTOS	
<i>Chlamydophrys major</i> BELAR	
<i>Chlamydophrys minor</i> BELAR	
<i>Chlamydophrys parva</i> SCHÜSSLER	
<i>Chlamydophrys schaudinni</i> SCHÜSSLER	
<i>Chlamydophrys stercorea</i> CIENKOWSKI	
<i>Chlamydophrys yserensis</i> DE SAEDELEER	
<i>Capsellina bryorum</i> PENARD	
<i>Capsellina timida</i> BROWN	
<i>Capsellina schösleri</i> BELAR	
<i>Pseudodiffugia archeri</i> PENARD	
<i>Pseudodiffugia compressa</i> SCHULZE	Fig. 58 pl. I
<i>Pseudodiffugia fascicularis</i> PENARD	
<i>Pseudodiffugia fulva</i> ARCHER	
<i>Pseudodiffugia gracilis</i> SCHLUMBERGER	Fig. 57 pl. I
<i>Pseudodiffugia gracilis</i> v. <i>musciicola</i> TARNOGRADSKY	
<i>Pseudodiffugia gracilis</i> v. <i>terricola</i> BONNET et THOMAS	
<i>Pseudodiffugia horrida</i> PENARD	
<i>Pseudodiffugia sylvarum</i> PENARD	
<i>Pseudodiffugia virescens</i> PENARD	
<i>Clypeolina marginata</i> PENARD	
<i>Nadinella tenella</i> PENARD	
<i>Frenzelina reniformis</i> PENARD	
<i>Frenzelina minima</i> HOOGENRAAD	
<i>Frenzelina globosa</i> PLAYFAIR	
<i>Gromia brunneri</i> BLANC	Fig. 61 pl. I
<i>Gromia cylindrica</i> HERTWIG ET LESSER	
<i>Gromia dubia</i> GRUBER	
<i>Gromia dujardini</i> AWERINTZEW	
<i>Gromia fluviatilis</i> DUJARDIN	
<i>Gromia gemma</i> PENARD	Fig. 59 pl. I
<i>Gromia lagenoide</i> GRUBER	
<i>Gromia nigricans</i> PENARD	Fig. 60 pl. I
<i>Gromia oviformis</i> DUJARDIN	

Gromia ovoidea RHUMBLER
Gromia paludosa CIENKOWSKY
Gromia solenopus ZARNIK
Gromia socialis SCHULTZE
Gromia saxicola PENARD
Gromia stagnalis WEST
Gromia squamosa PENARD
Gromia terricola LEIDY

AMPHISTOMIDAE

1. Thèque uniquement chitineuse **Ditrema** ARCHER
2. Thèque couverte de fines particules minérales ou de plaquettes polymorphes **Amphitrema** ARCHER

LISTE DES ESPÈCES

<i>Ditrema flavum</i> ARCHER	Fig. 63 pl. I
<i>Ditrema marina</i> DE SAEDELEER	
<i>Amphitrema jollyi</i> VAN OYE	
<i>Amphitrema lemanense</i> PENARD	
<i>Amphitrema congolense</i> VAN OYE	Fig. 62 pl. I
<i>Amphitrema paparoensis</i> VAN OYE	
<i>Amphitrema thenanum</i> LAUTERBORN	
<i>Amphitrema stenostoma</i> NUSSLIN	
<i>Amphitrema wrightianum</i> ARCHER	

CYPHODERIDAE

1. Revêtement d'écailles très petites 2
 Revêtement d'écailles plus grandes 4
2. Pseudostome simple **Cyphoderia** SCHLUMBERGER
3. Pseudostome garni d'une collerette **Campascus** LEIDY
4. Thèque pyriforme **Chaudinnula** AWERINTZEW

LISTE DES ESPÈCES

<i>Cyphoderia ampulla</i> (EHRENBERG) LEIDY	Fig. 40 pl. VI
<i>Cyphoderia ampulla</i> v. <i>major</i> PENARD	
<i>Cyphoderia ampulla</i> v. <i>vitraea</i> PENARD	
<i>Cyphoderia ampulla</i> v. <i>vitraea</i> f. <i>papillosa</i> WAILES	
<i>Cyphoderia ampulla</i> v. <i>papillata</i> WAILES	Fig. 41 pl. VI
<i>Cyphoderia ampulla</i> v. <i>crassa</i> (HUSNOT) THOMAS	
<i>Cyphoderia ampulla</i> v. <i>thomasi</i> CHARDEZ	Fig. 42 pl. VI
<i>Cyphoderia ampulla</i> v. <i>bicornis</i> STEPANEK	
<i>Cyphoderia calceolus</i> PENARD	
<i>Cyphoderia laevis</i> PENARD	

Cyphoderia myosorus PENARD
Cyphoderia trochus PENARD
Cyphoderia trochus v. *imbricata* PENARD
Cyphoderia trochus v. *palustris* PENARD
Cyphoderia trochus v. *amphoralis* WAILES
Campascus triqueter PENARD
Campascus minutus PENARD
Campascus cornutus LEIDY
Campascus dentatus EDMOUNSON et KINGMAN
Campascus bidens KRASCHNINKOFF
Chaudinnula arcelloides AWERINTZEW

Fig. 59 pl. VI

Fig. 60 pl. VI

THALAMIA

Clé des Familles

1. Thèque chitino de agglutinant parfois des matériaux divers
 **Allogromiidae** WAILES
 Thèque membraneuse pouvant former des colonies 2
2. Une seule ouverture **Microgromiidae** DE SAEDELEER
3. Plusieurs ouvertures . . . **Microcometesidae** AWERINTZEW

Clé des Genres

ALLOGROMIIDAE

1. Thèque chitinoïde homogène 2
 Thèque recouverte de particules étrangères 5
 Thèque formée de deux couches 9
2. Pseudostome représenté par une simple perforation
 **Allogromia** RHUMBLER
3. Pseudostome prolongé par un tube interne
 **Paralieberkuehnia** DE SAEDELEER
4. Pseudostome placé latéralement à la thèque
 **Lieberkuehnia** CLAP. et LACH.
5. Pseudostome polaire **Pleurophrys** CLAP. et LACH.
6. Thèque allongée **Rhynchogromia** RHUMBLER
7. Revêtement hétérogène . . . **Allelogromia** DE SAEDELEER
8. Revêtement chitino-calcareux . **Penardogromia** DEFLANDRE
9. Couche externe feutrée
 **Diplogromia** (RHUMBLER) DE SAEDELEER

LISTE DES ESPÈCES

<i>Allogromia fluviatilis</i> (DUJARDIN)	AWERINTZEW	
<i>Allogromia fluvialis</i>	RHUMBLER	
<i>Allogromia gracilis</i> (MOBIUS)	DE SAEDELEER	
<i>Allogromia le danteci</i>	DE SAEDELEER	
<i>Allogromia lagenoides</i>		
<i>Allogromia levipes</i>	PENARD	
<i>Allogromia oviformis</i> (SCHULZE)	COLKINS	
<i>Allogromia ovoidea</i>	RHUMBLER	
<i>Allogromia stagnalis</i> (WEST)	HOPKINSON	Fig. 49 pl. I
<i>Allogromia laticollaris</i>	ARNOLD	
<i>Allelogromia bruneri</i> (BLANC)	DE SAEDELEER	
<i>Allelogromia linearis</i> (PENARD)	DE SAEDELEER	Fig. 54 pl. I
<i>Allelogromia nigricans</i> (PENARD)	DE SAEDELEER	
<i>Allelogromia squamosa</i> (PENARD)	DE SAEDELEER	
<i>Diplogromia gemma</i> (PENARD)	RHUMBLER	
<i>Diplogromia brunneri</i>	PENARD	
<i>Lieberkuehnia paludosa</i>	CIENTKOWSKY	
<i>Lieberkuehnia wagneri</i>	CLAPARÈDE et LACHMAN	
<i>Lieberkuehnia buetschlii</i>	GRUBER	
<i>Paralieberkuehnia elegans</i>	PENARD	
<i>Paralieberkuehnia elegantula</i>	DE SAEDELEER	
<i>Paralieberkuehnia gracilis</i> (MÖBIUS)	THOMAS	Fig. 55 pl. I
<i>Penardogromia palustris</i>	THOMAS	
<i>Penardogromia linearis</i> (PENARD)	DEFLANDRE	
<i>Pleurophrys helix</i>	ENTZ	
<i>Pleurophrys sphaerica</i>	MÖBIUS	Fig. 56 pl. I
<i>Rhynchogromia variabilis</i>	RHUMBLER	

MICROGROMIIDAE

1. Thèque dont le pseudostome porte une lamelle latérale interne
. **Microgromia** HERTWIG
2. Thèque dont le pseudostome porte une membrane circulaire
interne **Belaria** DE SAEDELEER
3. Thèque analogue à celle de *Microgromia*, sans lamelle latérale
interne **Heterogromia** DE SAEDELEER
4. Thèque simple **Apogromia** DE SAEDELEER

LISTE DES ESPÈCES

<i>Microgromia longisaepimen</i>	DE SAEDELEER	
<i>Microgromia hertwici</i>	HERTWIG	
<i>Apogromia flandriensis</i>	DE SAEDELEER	
<i>Apogromia lemercieri</i>	DE SAEDELEER	
<i>Apogromia muscicola</i> (ARCHER)	DE SAEDELEER	Fig. 52 pl. I
<i>Apogromia verbrughei</i>	DE SAEDELEER	
<i>Belaria bicorpor</i>	DE SAEDELEER	
<i>Heterogromia intermedia</i>	DE SAEDELEER	

MICROCOMETESIDAE

1. Thèque arrondie 2
2. Deux pseudostomes opposés . **Pseudoditrema** DEFLANDRE
3. De trois à cinq pseudostomes . **Microcometes** CIENKOWSKI
4. Deux pseudostomes ; cytoplasme contenant un corpuscule brillant **Diplophrys** ARCHER

LISTE DES ESPÈCES

<i>Microcometes paludosa</i> CIENKOWSKI	Fig. 51 pl. I
<i>Microcometes tristripetus</i> ENTZ	
<i>Pseudoditrema mikrous</i> (DE SAEDELEER) DEFLANDRE	Fig. 50 pl. I
<i>Diplophrys archeri</i> BARKER	
<i>Diplophrys gruberi</i> JAWOROWSKI	
<i>Diplophrys longicollis</i> DE SAEDELEER	

TROISIÈME PARTIE

MÉTHODES ET TECHNIQUES D'ÉTUDE

La recherche des Thécamoebiens dans la nature et leur étude en laboratoire se font suivant les techniques générales de la microbiologie mais également suivant des techniques spéciales qui varient non seulement d'un auteur à l'autre mais aussi d'après la nature du biotope exploré.

De nombreux chercheurs ont publié des techniques particulières. Notre but, dans ce travail, n'est pas de les résumer toutes, mais de décrire celles que nous avons mises au point, adaptées ou modifiées et celles que nous avons utilisées pour l'étude spéciale des Thécamoebiens.

La pratique de l'observation amène toujours certains « tours de main » qui facilitent les nombreuses manipulations. Toutes les méthodes générales ne s'appliquent pas toujours avec bonheur aux Thécamoebiens, en raison de la conformation particulière de ceux-ci, de leurs exigences et de leurs cycles biologiques fort complexes.

Techniques de récolte dans les différents milieux

La récolte des Thécamoebiens nécessite un minimum de matériel indispensable pour les prélèvements sur le terrain. En plus des éprouvettes et récipients numérotés, des sachets en plastique pour les prélèvements de terre, d'un filet à plancton, d'un système approprié pour le raclage des fonds, il convient d'emporter des ciseaux, un bon couteau, une pince robuste à longs becs, un thermomètre, du papier réactif pH, un flacon de fixateur au formol avec compte-gouttes et de quoi écrire, le tout disposé dans une trousse facilement transportable.

L'observation générale du site est importante ; les conditions d'éclairement, la densité et le genre de végétation environnante, la nature du sol fourniront souvent de précieuses indications pour prélever fructueusement.

Les procédés de récolte sont naturellement différents suivant les habitats étudiés mais le point commun est d'arriver par un moyen approprié à concentrer, dans un dépôt liquide, les espèces constituant les différentes faunes de ces divers habitats.

a) *Dans les eaux douces*

La récolte des Thécamoebiens pélagiques se fait au moyen du filet à plancton dont il existe toute une gamme de dimensions. On le promène en surface en le traînant derrière une barque ou de la berge à l'aide d'un manche. Les récoltes sont versées dans des récipients différents pour chaque prélèvement.

Pour le dragage des grands fonds, on peut se servir d'un filet à plancton lesté ou, suivant la méthode préconisée par PENARD, d'un cylindre métallique, système que nous préférons au filet car la vase recueillie est moins soumise au lavage au cours de la remontée. Il faut placer un poids servant de lest sur la corde à un mètre environ du cylindre ; de cette manière, le cylindre racle parfaitement le fond.

Dans la région de la beine ou des grèves inondées, les prélèvements se font à l'aide d'une éprouvette ; l'éprouvette bouchée avec le pouce est placée horizontalement à l'endroit choisi puis on la laisse se remplir en enlevant le pouce ; on recueille ainsi le dépôt superficiel riche en Thécamoebiens. La même technique s'emploie pour les sapropèles peu profonds.

Les plantes aquatiques sont raclées, lavées ou exprimées suivant leur nature ; le dépôt est placé dans de l'eau de la station. Au laboratoire, après décantation, on prélève sur la surface du dépôt pour examen. On peut également centrifuger.

b) *Dans les eaux de mer*

Ici les prélèvements se feront dans le plancton, au filet, ou, dans la région des grèves ou des plages, par raclage des plantes marines, sur le fond des flaques d'eau abandonnée par la marée et parmi les sables.

c) *Dans les mousses*

Pour les mousses, la récolte consistera à récolter celles-ci en évitant d'entraîner trop de débris (terre dans les cas de mousses épigées, écorce dans les cas de mousses épiphytiques). Chaque fois que cela est possible il est préférable de couper les mousses aux ciseaux.

Le décrochage des organismes se fait en brassant et en triturant les mousses dans un récipient contenant peu d'eau. Quelques minutes de mouvements rythmés suffiront à obtenir une eau chargée d'organismes. Laisser ensuite décanter en éprouvettes. Pour l'examen, prélever dans le dépôt mais également au niveau de capillarité où beaucoup de petites espèces persistent à flotter.

d) *Dans les sphaignes*

Pour les sphaignes, qui sont généralement gorgées d'eau, il suffira de les exprimer pour obtenir comme précédemment une eau chargée de Thécamoebiens. Les sphaignes prélevées peuvent être gardées assez longtemps en laboratoire dans de grands cristallisoirs.

e) *Dans les terres*

La recherche des Thécamoebiens endogés se fait en exécutant des prélèvements de terre aux différents horizons pédologiques. Les endroits les plus organiques sont les plus riches. Le milieu le plus propice aux Thécamoebiens dans les sols se situe dans les zones pédologiques **H** et **F** ; la répartition verticale se fait suivant le degré de porosité du profil considéré et de la valeur d'influence des zones **H** et **F** sur les couches sous-jacentes.

Le sol, substrat poreux, s'imprègne des caractères chimiques généraux de la végétation qu'il porte ; par exemple une terre prélevée sous un tapis de mousses présentera une faunule thécamoebienne proche de celle des mousses car les caractères écologiques de l'un auront influencé l'autre et il y aura une contamination « per descendum », contamination encore favorisée par les eaux de pluie et la percolation.

D'une façon générale, on peut conclure que la zone habitée par les Thécamoebiens dans un profil pédologique comprend tout l'horizon **Ao** et la moitié de l'horizon **A1**, avec un développement climax dans la zone **H** et la zone **F** ; les horizons **A2** et **B** ne contiennent que des reliquats des populations des couches supérieures.

Les sols de forêt sont les plus riches en Thécamoebiens ceci en raison de leur richesse en matières organiques, de leur perméabilité et de leur degré d'humidité qui est entretenue et favorisée par les arbres.

Microséparation

Les prélèvements de terre devront être traités d'une façon particulière car l'examen microscopique des terres par les procédés classiques ne donne rien et ne met pas en évidence la faune si riche de ce genre de milieu.

En 1959 nous avons publié notre procédé de microséparateur à air ou à gaz (fig. 3), qui est une variante de la technique d'isolement des Thécamoebiens du sol de BONNET et THOMAS (1958). Ces procédés sont dérivés de ceux connus sous les noms de flottage ou mous-

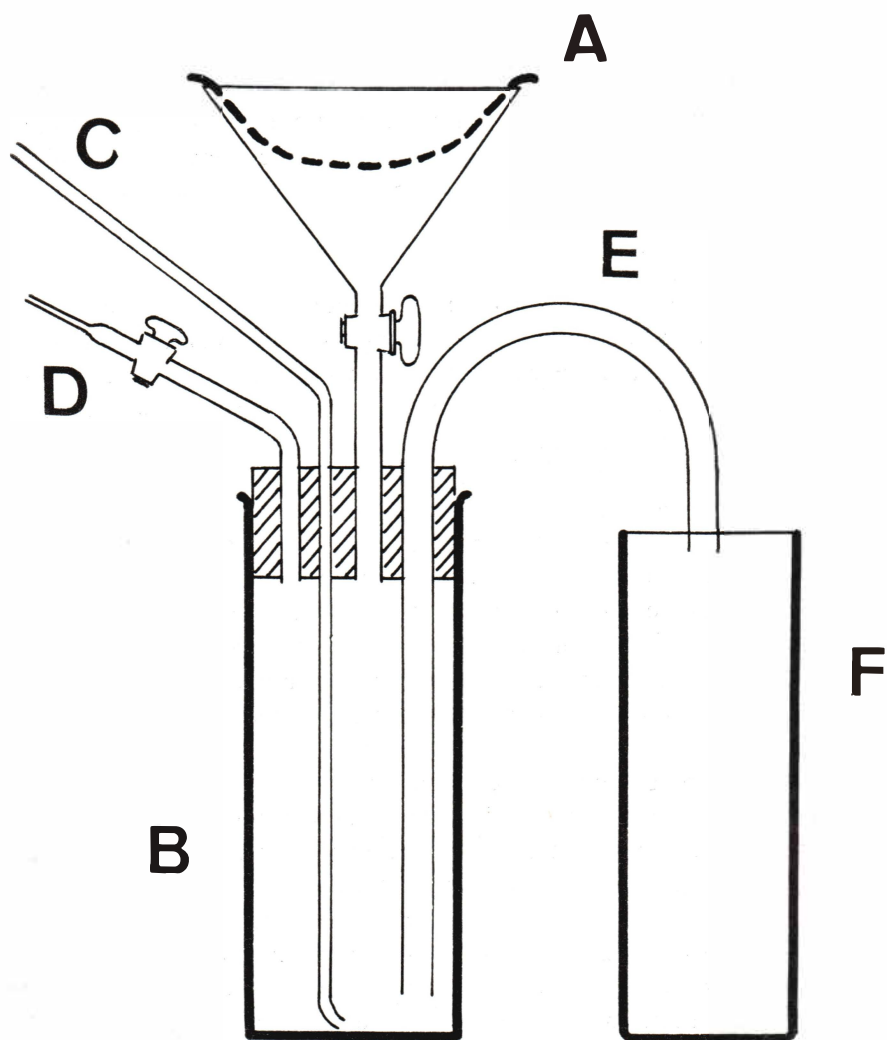


FIGURE 3.

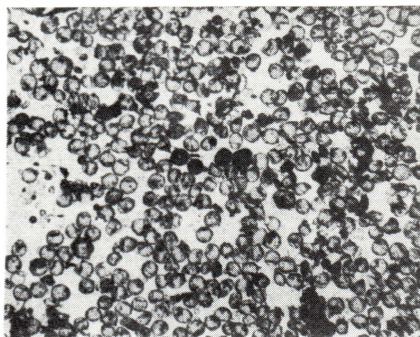
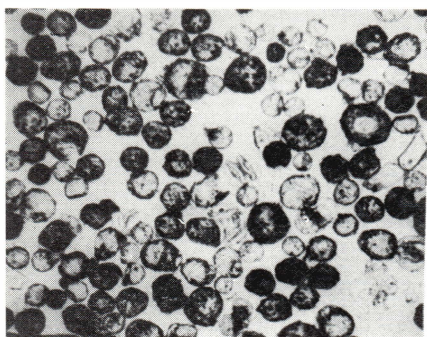


FIGURE 3bis.

sage, utilisés pour l'étude des Foraminifères ; ils sont basés sur la double propriété qu'ont les thèques de pouvoir flotter à la surface d'un liquide et de répondre parfaitement aux lois des tensions superficielles. L'échantillon de terre préalablement desséché et pesé est agité énergiquement dans un volume déterminé d'eau distillée, puis introduit par un tamis à grosses mailles (A) dans un tube (B) qui sera obturé par un bouchon percé de trois trous ; par le premier trou descend jusqu'au fond du tube un tuyau d'arrivage d'air ou de gaz (C) ; du second trou sort un tube à robinet qui part du niveau de la base du bouchon (D) ; dans le troisième trou passe un tuyau qui partant du fond du tube est recourbé en U (E) et aboutit à une large éprouvette (F).

Il suffit, le tout mis en place, de laisser barboter l'air fourni par une pompe à air ou le gaz fourni par un appareil de Kipp pour l'hydrogène ou le gaz carbonique. Un barbotage de 1 ou 2 minutes suffit largement ; on ferme alors le robinet (D) ; l'air ou le gaz s'accumulant dans le tube (B) contenant la suspension de terre, pousse le tout par le tube en U dans l'éprouvette (F).

Les déchets les plus lourds restent dans le tube (B) tandis que les thèques flottant dans l'eau se réunissent par les lois des tensions superficielles au niveau de capillarité dans l'éprouvette (F) où elles sont prélevées en masse à la pipette et déposées sur lame pour l'observation ou la confection de préparations définitives.

Disposition de pièges dans les masses aquatiques

Certaines espèces aquatiques appartenant généralement à la faune des régions benthiques peuvent facilement être capturées au moyen de pièges déposés dans la mare ou l'étang.

Ce système consiste à immerger sur les fonds une série de petites boîtes en plastique percées de quelques trous de 100 à 300 μ ce qui suffit pour permettre aux grosses espèces de s'introduire dans la boîte.

Légendes des figures 3 et 3bis.

FIG. 3. — A — Tamis à grosses mailles

B — Tube de barbotage

C — Tube d'arrivée d'air ou de gaz

D — Tube à robinet d'échappement

E — Tube en U pour le passage de la suspension après barbotage

F — Tube à prélèvements.

FIG. 3bis. — Thécamoebiens d'un sol de forêt, préparation exécutée après microséparation à l'hydrogène, $\times 40$ et $\times 100$.

A l'intérieur de ces boîtes remplies d'eau on place différents appâts, soit de petits fragments de tissus morts (la plupart des tissus conviennent : fragments de têtards, de larves d'insectes, de foie, de rate de mammifères, de la peptone), soit des produits végétaux tels que grains d'avoine, de froment ou de blé.

Ces boîtes lestées de plomb sont reliées à la berge par un fil de nylon ; on les laisse en place de 3 à 6 jours puis on les récupère et on en recueille le contenu.

En plus des nombreux Ciliés, certaines espèces de Thécamoebiens sont attirés par ces putréfactions lentes ou par la flore bactérienne qui s'y développe. Ce système permet de contrôler certains chimiotactismes. Nous avons pu observer ainsi un chimiotactisme positif pour des tissus de compositions fort différentes chez *Diffflugia oblonga* var. *lacustris*, *Diffflugia lanceolata*, *Diffflugia smilion*, *Euglypha loevis* et, pour les produits végétaux chez : *Centropyxis orbicularis*, *Centropyxis platystoma* et *Euglypha tuberculata*.

Renseignements relatifs aux prélèvements

La mesure du pH doit autant que possible être faite sur le terrain au moment du prélèvement ; elle se fait au pH-mètre électronique portable ou par une méthode colorimétrique : papier réactif ou solution permettant de couvrir une plage de pH suffisante. BONNET préconise les solutions suivantes :

Vert de Bromocrésol	pH 3,5 à 5,2
Rouge de méthyle	pH 4,6 à 5,5
Bleu de bromothymol	pH 6,0 à 7,5
Rouge de crésol	pH 7,2 à 8,5

Le pH apparaît comme un indice secondaire car les Thécamoebiens ne se montrent pas fort sensibles aux fluctuations de pH ; toutefois il est bon de le connaître car il traduit la résultante de nombreuses conditions chimiques.

Outre le pH, il est important de noter la date du prélèvement, l'endroit géographique, le milieu, l'habitat et les températures de l'air et de l'eau.

Statistiques

La manipulation destinée spécialement à la numération microscopique des espèces consiste à obtenir dans un tube une suspension

riche en thèques, ceci à l'aide d'une technique appropriée, centrifugation, sédimentation, filtrages successifs ou microséparation. Quelque soit la méthode employée, on prélève avec une micropipette titrée ceci afin d'étaler toujours la même quantité de liquide ; on compte alors la totalité des représentants de chaque espèce considérée sur un nombre donné de préparations où la répartition est homogène.

Les chiffres obtenus seront des valeurs sûres pour calculer les moyennes ou les pourcentages dans les graphiques. Il faut compter les organismes sur la totalité de la préparation et non pas seulement dans une zone, car l'observation montre que les grandes espèces se groupent toujours au centre de la préparation.

Les méthodes statistiques sont fort variées, allant du simple graphique à deux coordonnées jusqu'aux méthodes mathématiques et mécanographiques préconisées par BONNET (1964). KOUROV (1925) estimait la quantité des individus d'après une échelle d'abondance de cinq degrés. GROSPIETSCH (1958) souligne l'importance des études quantitatives en thécamoebologie et préconise l'emploi de méthodes phytosociologiques. MORACZEWSKI (1961) emploie une échelle d'abondance de cinq degrés basée sur le principe de la progression géométrique (méthode phytosociologique de BRAUN-BLANQUET).

L'accumulation des statistiques permet d'établir des coefficients d'abondance en rapport avec différentes conditions écologiques ; elle quantifie l'observation et nous permet d'établir entre deux phénomènes des liaisons insoupçonnées et de tirer profit d'un nombre restreint d'observations.

Manipulations

Pour les manipulations en vue d'examen ou de montage de préparations, les procédés varient suivant les besoins et évidemment suivant les possibilités ou l'habileté de l'opérateur, depuis la soie de porc des anciens jusqu'aux micromanipulateurs modernes entièrement mécanisés, utilisés pour les microdissections dont nous ne parlerons pas ici.

Pour les besoins habituels, PENARD isolait les organismes d'une goutte provenant du tube de prélèvement, déposée sur une lame, en les poussant hors de cette goutte à l'aide d'une microaiguille, dans une plus petite goutte d'eau pure placée juste à côté, sur la même lame. Une fois les organismes choisis isolés dans cette petite goutte, il essayait la première avec précaution.

Personnellement nous utilisons un autre procédé assez simple qui nous a toujours donné pleinement satisfaction, même avec des organismes très délicats. Sous le microscope, à un grossissement faible ou moyen, nous utilisons une série de tubes capillaires effilés à des diamètres variant suivant les besoins ; le tube tenu comme un crayon est relié à la bouche de l'opérateur par un tuyau en plastique ou en caoutchouc et le ou les organismes choisis sont aspirés délicatement dans le tube capillaire puis déposés sur une lamelle propre dans une petite goutte d'eau distillée ; l'opération est recommencée à partir de cette goutte plusieurs fois si nécessaire. On peut d'ailleurs opérer inversement, c'est à dire, par ce procédé, éliminer les impuretés. Avec un peu d'habitude on aspire électivement, sans dommage, l'organisme choisi avec un minimum d'eau, ce qui simplifie l'immersion dans les alcools ou le xylol pour le montage des préparations définitives.

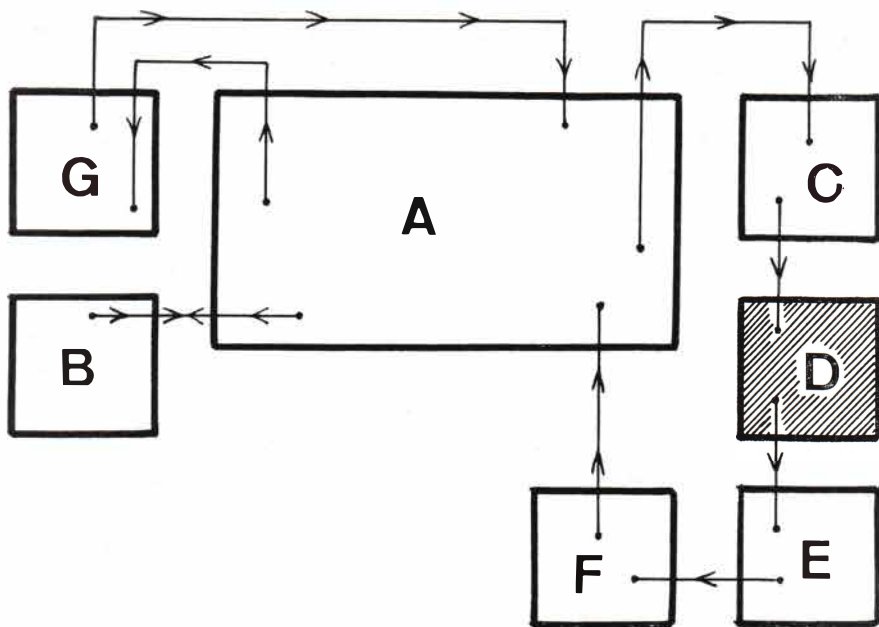
Cette technique convient également pour l'étude des Ciliés.

Les élevages

En protozoologie, comme dans toutes les sciences microbiologiques, l'intérêt des élevages est immense ; seule cette technique supplée aux observations fragmentaires et corrige les erreurs d'interprétation. Elle permet des observations suivies sur des phénomènes encore peu connus. Les Thécamoebiens ont été beaucoup moins étudiés vivants que les autres protistes car dans les prélèvements on ramène surtout des thèques vides. Ajoutons que la littérature ne comporte aucune description technique d'une méthode d'élevage de Thécamoebiens.

Nous décrivons ici un procédé d'élevage qui nous fournit depuis 1959 de nombreuses populations d'espèces aquatiques, sphagnicoles et muscicoles.

L'établissement d'un milieu d'élevage de Thécamoebiens, relativement simple dans son principe, est une chose fort complexe à réaliser en laboratoire si l'on veut obtenir des populations pures et normales. Il faut trouver l'équilibre, la vie n'étant possible que dans la mesure où s'établit entre l'organisme et l'environnement un régime d'échange suffisant. C'est l'établissement d'un tel régime qui constitue le premier objectif dans l'élaboration d'un milieu acceptable. Les organismes doivent conserver avec ce nouveau milieu les mêmes relations étroites qu'avec le milieu d'origine. Il convient donc de procurer non seulement la nourriture aux Thécamoebiens,



LÉGENDE DE LA FIGURE 4.

- A — Aquarium principal à eau circulante
- B — Aquarium à eau stagnante
- C — Bac à sphaignes
- D — Récipient noir
- E — Aquarium chauffé
- F — Récipient intermédiaire où se développent des algues
- G — Filtre d'aquarium.

mais aussi tous les matériaux nécessaires à l'élaboration de leur thèque dans des conditions absolument semblables à ce que ces Rhizopodes fort sensibles trouvent dans la nature.

La technique que nous avons mise au point consiste à obtenir, en un bloc formé de différents récipients, toutes les conditions écologiques reproduisant les différents milieux de « préférence » que les Thécamoebiens rencontrent dans la nature, où l'on peut régler et contrôler les apports d'eau et d'éléments dissouts, les différentes températures, les conditions d'aération et de phototropisme, ainsi que les fluctuations de pH.

Tous les récipients du système (fig. 4) communiquent les uns avec les autres par des tubulures en cascade ou par un système de tubes en U formant vases communicants ; l'eau est en perpétuel mouvement par l'intermédiaire de pompes à air de telle sorte que la tota-

lité de la masse d'eau se déplace dans le même sens, assurant ainsi une aération et une autoépuration suffisante. L'évaporation est régulièrement compensée par apport d'eau distillée, ceci afin d'éviter la concentration des sels.

Les différentes plantes aquatiques intervenant dans notre installation sont convenablement lavées avant d'être plantées. Nous avons réduit au minimum les espèces, choisies parmi celles qui sont prolifiques en aquarium telles que : *Valisneria*, *Myriophyllum*, *Sphagnum* et *Lemna* ; plusieurs espèces d'algues vertes et filamenteuses font leur apparition d'elles-mêmes.

Le fond, servant de terrain dans les aquariums (A) et (B), est formé d'un mélange constitué de gravier plus ou moins fin de quartz, de calcaire et de silice, énergiquement lavé et stérilisé.

C'est dans le feutrage organique naturel qui se forme avec le temps dans le bac (B), seul bac qui n'est pas placé « en série » avec les autres et où l'eau est presque stagnante, que seront implantées les espèces sélectionnées, extraites, sous le stéréomicroscope, de prélèvements sauvages.

Un des récipients (E) est constamment maintenu par thermostat à une température de 30° C, déterminant ainsi dans tous les récipients une gamme de températures sensiblement différentes et relativement constantes.

Le récipient (C) contenant des sphaignes vivantes est d'un pH acide ; les sphaignes mortes sont éliminées. Ce pH va s'alcaliniser dans les bacs suivants, ce qui détermine une gamme de pH que certains organismes mettront à profit.

Le récipient (D), peint en noir, est un refuge pour les organismes à phototropisme négatif. L'absence de lumière y empêche le développement d'algues vertes, ce qui rend nécessairement ce milieu différent des autres.

Le bac (G) est un filtre d'aquarium ordinaire.

Il faut que, dans l'ensemble, il y ait un développement naturel de la nourriture par développement naturel des végétaux, oxygénation et circulation constante de l'eau dans le système.

Chaque récipient fournit ses populations caractéristiques dès que les germes ont trouvé le milieu qui leur convient car il faut que les Thécamoebiens, pour se développer, puissent « choisir » l'endroit qui leur est favorable comme cela se passe dans la nature.

De nombreuses espèces ont été ensemencées dans ce système ; les résultats obtenus ont été fort satisfaisants et nous ont permis de compléter nos connaissances sur quelques faits relatifs à l'enkystement, à la nutrition, au polymorphisme spécifique et à la reproduction.

ESPÈCES MISES EN ÉLEVAGE ET APPRÉCIATION DES RÉSULTATS SUR UNE
PÉRIODE DE CINQ ANNÉES

	Nombre d'individus introduits	Résultat	Espèces apparues de manière inattendue
<i>Arcella rotunda</i>	10	+	
<i>Arcella discoides</i>	5	++	
<i>Arcella vulgaris</i>	3	+	
<i>Arcella hemisphaerica</i>	5	+++	
<i>Centropyxis aculeata</i>	5	+++	
<i>Centropyxis discoides</i>	5	+++	
<i>Centropyxis sylvatica</i>	4	++	
<i>Diffflugia oblonga</i>	6	+	
<i>Diffflugia oblonga</i> v. <i>lacustris</i>	4	++	
<i>Diffflugia acuminata</i>	5	+++	
<i>Diffflugia lobostoma</i>	2	++	
<i>Diffflugia urceolata</i>	8	+	
<i>Diffflugia tuberculata</i>	5	+	
<i>Diffflugia lobostoma</i> f. <i>multilobata</i>			++
<i>Diffflugia lanceolata</i>	5	++	
<i>Diffflugia lucida</i>	3	—	
<i>Nebela tincta</i>	10	+	
<i>Nebela tincta</i> f. <i>stenostoma</i>	3	+	
<i>Nebela collaris</i>	10	++	
<i>Nebela militaris</i>	5	++	
<i>Nebela lageniformis</i>	5	—	
<i>Euglypha crenulata</i>	3	+	
<i>Euglypha crenulata</i> v. <i>minor</i>			+++
<i>Euglypha acanthophora</i>	3	+	
<i>Euglypha loevis</i>	4	++	
<i>Lesquereusia spiralis</i>	2	—	
<i>Trinema lineare</i>			+++
<i>Cryptodiffflugia oviiformis</i>			++
<i>Cryptodiffflugia compressa</i>			+
<i>Cyphoderia ampulla</i>	5	+	
<i>Lecythium hyalinum</i>			+

- + développement moyen
 ++ bon développement
 +++ très bon développement
 — ne se sont pas développées

Mise en culture d'échantillons

Cette méthode consiste à placer un échantillon en culture, par des procédés bactériologiques, sur des milieux nutritifs appropriés favorisés ou non par une température régulière.

Ces procédés, utiles pour l'étude biologique, peuvent être la source d'erreurs dans les relevés faunistiques et les études écologiques car ils permettent la déhiscence de kystes qui ne se serait peut être jamais produite dans la nature. WINOGRADSKY (1925) mit déjà en garde contre les conclusions qu'on pouvait tirer de la pratique abusive de ces méthodes de culture.

Il existe plusieurs milieux nutritifs simples utilisés également pour l'étude des Gymnamoebiens.

Extrait de sol-agar. Préconisé par O. W. HALE (1963) pour la mise en culture d'échantillons de terre. L'extrait de sol est obtenu par autoclavisation d'une partie de terre avec une partie d'eau puis filtré et allongé de quatre volumes d'eau distillée agarisée. On coule en boîte de Petri et l'on ajoute 0,5 g de l'échantillon de terre.

Milieu de Pringsheim (Terre + eau). Ce milieu se prépare et se maintient en éprouvettes. Par éprouvette normale, placer 5 grains de blé ou d'orge, 4 cm de terre finement tamisée, compléter avec de l'eau distillée et bouillir.

Foin-agar : foin... 50 g
eau distillée 1000 cc

Bouillir longuement, filtrer, ajouter 10 g d'agar-agar et couler en boîte de Petri ou en tubes inclinés.

Macération froide de terre. Ce milieu est obtenu par une longue macération de 250 g de terre humifère dans 1 l d'eau ; quatre ou cinq jours plus tard, après agitation, on décante et on filtre deux fois. Le filtrat est réparti en éprouvettes bouchées au coton. Nous avons obtenu dans ce milieu simple des souches de *Trinema lineare*, *Trinema complanatum*, *Trinema enchelys*, *Euglypha rotunda*, *Euglypha loevis*, *Cyphoderia ampulla* (original).

Maintien des organismes en observation (*in vivo*)

Lorsqu'il s'agit de maintenir des Thécamoebiens en vie pour des observations de longue durée, les organismes sont placés en lames à cuvette ou en verres de montre et conservés en chambre humide suivant la technique de MAUPAS. La chambre humide est constituée d'un grand cristallisoir à bord rodé et hermétiquement clos par une plaque de verre ; ce cristallisoir contient de l'eau et un système de support pour les lames et les verres de montre ; l'espace d'air doit être réduit au strict minimum ce qui empêche au maximum l'évaporation et la concentration des sels dans les liquides conservés.

Pour l'installation d'organismes vivants en lames d'observation

à longue durée, l'immersion d'une goutte d'eau contenant les Thécamoebiens dans l'huile de paraffine entre lame et lamelle, décrit par TUFFRAU (1959) pour les ciliés, convient très bien. Pour les Thécamoebiens, il faut évidemment adapter l'épaisseur du liquide au volume des thèques.

Le dispositif de TUFFRAU est une amélioration de la chambre à huile de COMMANDON et DE FONBURNÉ (1938) qui, plus épaisse, ne permet pas de retourner la préparation de 180° sans craindre un écoulement et ne permet pas les observations à fort grossissement.

La durée de vie active normale des organismes placés dans ces dispositifs est de 15 à 20 heures, après quoi, par manque d'oxygène, les amibes se rétractent, s'enkystent ou se lysent.

Les lames à cuvette, non couvertes, conservées en chambres humides de MAUPAS, permettent une conservation beaucoup plus longue des Thécamoebiens ; il faut toutefois veiller à compenser l'évaporation.

Fixation

Il y a deux types de fixation : la fixation en masse des récoltes et la fixation sur lame en vue d'examen spécial ou de coloration. La principale qualité d'un fixateur est de tuer rapidement les micro-organismes sans les déformer.

Le premier type de fixation est une chose assez simple à réaliser avec les fixateurs habituels ; nous avons utilisé les suivants avec satisfaction :

1. *Trioxyméthylène neutralisé* : en solution à 8, à 10 %.

2. *Picroformol de BOIN* :

formule : solution aqueuse saturée d'acide picrique	30	cc
formol à 40 %	10	cc
acide acétique	2	cc

3. *Picroformol glycériné* :

formule : eau distillée	100	cc
formol à 40 %	2	cc
acide picrique	0,5	g
glycérine	5	cc

Ce mélange conserve parfaitement tous les organismes sans aucune altération.

4. *Picroformol cuprique* : qui améliore la fixation des cytoplasmes :

formule : eau distillée	* * * * *	100	cc
acétate neutre de cuivre	* * * * *	2,5	g
acide picrique	* * * * *	4	g
formol à 40 %	* * * * *	10	cc
acide acétique	* * * * *	1,5	cc

5. *Picroformol alcoolique* : qui se nomme encore mélange de DUBOSQ-BRASIL ou BOIN alcoolique :

formule : alcool à 80°	* * * * *	150	cc
formol 40 %	* * * * *	60	cc
acide acétique	* * * * *	15	cc
acide picrique	* * * * *	1	g

6. *Mélange de CARNOY* :

formule : chloroforme	* * * * *	3	cc
alcool absolu	* * * * *	6	cc
acide acétique	* * * * *	1	cc

7. *Sublimé acétique* :

formule : solution saturée de bichlorure mercurique	*	95	cc
acide acétique	* * * * *	5	cc

8. *Sublimé alcoolique de SCHAUDINN* :

formule : solution saturée de bichlorure de mercure	*	50	cc
alcool absolu	* * * * *	25	cc

9. *Fixateur de REGAUD* :

formule : solution de bichromate de potassium à 3 %		4	cc
formol neutre	* * * * *	1	cc

10. *Mélange de HELLY* :

formule : bichlorure de mercure	* * * * *	5	g
bichromate de potassium	* * * * *	2	g
sulfate de sodium	* * * * *	1	g
eau distillée	* * * * *	100	cc
formol neutre	* * * * *	10	cc

Ces deux dernières formules conviennent pour le matériel fixé en vue de faire des coupes.

La fixation correcte des pseudopodes déployés est toujours difficile ; la méthode de PENARD consiste à inonder la préparation d'un jet d'alcool absolu ; R. THOMAS préconise le formol sublimé ; personnellement nous utilisons les vapeurs d'acide osmique qui suppriment les délicates opérations de lavage avant les colorations et qui donnent des fixations rapides et sans déformation. Le procédé consiste à

retourner délicatement la lame sur le goulot d'un flacon contenant une solution d'acide osmique à 2 %.

Ce fixateur doit être conservé à l'abri des poussières ; dans ces conditions il se conserve fort longtemps.

Liquides éclaircissants et conservateurs

Des nombreuses formules de liquides éclaircissants publiées, nous n'en retiendrons que deux pouvant rendre quelques services dans l'étude des Thécamoebiens. Particulièrement, les grosses espèces opaques se trouvent considérablement éclaircies après un séjour de quelques jours dans un de ces liquides.

Lactophénol d'Amann :

formule :	acide phénique cristallisé	* * * * *	1	g
	acide lactique	* * * * *	1	g
	glycérine	* * * * *	2	g
	eau distillée	* * * * *	1	g

Chloralphénol :

formule :	hydrate de chloral cristallisé	* * * * *	4	g
	acide phénique cristallisé	* * * * *	2	g

Dans ces deux liquides l'éclaircissement se fait peu à peu et peut être accéléré en chauffant légèrement le liquide.

L'avantage de ces deux formules, c'est de permettre la transformation immédiate d'une préparation temporaire en préparation définitive ; avec le chloralphénol, il n'est pas nécessaire de déshydrater avant de monter au baume.

Coloration

Les méthodes de coloration sont nombreuses en microbiologie mais toutes ne s'appliquent pas aux Thécamoebiens car la coloration élective est rendue malaisée par la présence de la thèque.

Nous n'en citerons que quelques unes qui peuvent s'appliquer à tous les Thécamoebiens.

COLORATION SIMPLE DU CYTOPLASME.

Plusieurs colorants mettent en évidence les particularités du protoplasme et certaines inclusions cytoplasmiques. Nous avons utilisé le violet de gentiane phéniqué très dilué (1/500) ainsi que le rouge neutre. PENARD utilisait souvent le carmin au borax glyciné.

COLORATION SIMPLE DES VACUOLES.

Le rouge neutre est d'un emploi commode ; il permet les colorations « in vivo » et colore électivement les vacuoles alimentaires qui prennent fortement le colorant et les vacuoles pulsatiles qui le prennent très peu.

COLORATION SIMPLE DES PSEUDOPODES.

Pour colorer de fins pseudopodes sur des animaux fixés nous utilisons la safranine aqueuse à 1/500 et la nigrosine aqueuse à 10 % suivant la technique préconisée par DEFLANDRE pour l'étude des Ciliés. Cette méthode nous a fourni de précieux renseignements sur la morphologie de très petites espèces transparentes telles que *Corythion*, *Trinema* et *Paulinella*. L'utilisation du contraste de phase diminue pourtant considérablement l'intérêt de ces procédés.

COLORATION DES NOYAUX.

Coloration simple :

Pour colorer rapidement des noyaux, nous utilisons la fuchine basique à 5 % après écrasement ou dilacération de l'animal. Ce procédé facile met en évidence la membrane périnucléaire et les caryosomes qui se colorent moins intensément.

Colorations combinées :

Les techniques suivantes sont des colorations combinées qu'il est nécessaire d'exécuter sur une grande quantité d'organismes.

1) *Technique de FEULGEN* (appliquée aux Thécamoebiens).

Préparation : Il est préférable de travailler sur lames plutôt qu'en salière. Après fixation par le sublimé acétique ou mieux par les vapeurs d'acide osmique, rassembler les organismes au centre de la lame et laver très soigneusement à l'eau distillée, à l'aide d'une micropipette ; ajouter la solution de MEYER :

formule :	albumine	* * * * *	50	cc
	glycérine	* * * * *	50	cc
	thymol	* * * * *	0,5	g

Mélanger au fil de verre, enlever le plus possible de liquide et dessécher. Précipiter par l'alcool formolé :

formule :	alcool à 95°	* * * * *	8	cc
	formol	* * * * *	1	cc

Placer en alcool à 70°. La préparation peut y séjourner en attendant la coloration.

Coloration :

Laver à l'eau distillée à la pissette. Pour les opérations qui suivent procéder par immersion de la lame en tubes de BORREL.

- a) dans l'acide chlorhydrique normal 5 minutes
- b) dans l'acide chlorhydrique à 60° C 8 minutes
- c) dans l'acide chlorhydrique normal 2 minutes

Laver à l'eau distillée ; placer dans le réactif de SCHIFF 1 heure.

Formule du SCHIFF d'après FEULGEN :

fuchsine basique		1	g
eau distillée		200	cc
bisulfite de sodium sec		1	g
acide chlorhydrique normal		20	cc

Placer en eau sulfureuse dans trois tubes différents ; au total 10 : minutes.

formule :	eau distillée		200	cc
	bisulfite de sodium		3,5	g
	acide chlorhydrique normal		10	cc

Laver à l'eau distillée à la pissette, déshydrater et monter au baume.

2) *Technique de DE LAMATTER et CHAO.*

Le stade de la préparation reste le même que pour la coloration de FEULGEN.

Coloration : Laver à l'eau distillée à la pissette.

- a) Placer en acide chlorhydrique normal 2 minutes
- b) en acide chlorhydrique à 60° C 5 minutes
- c) en acide chlorhydrique normal 2 minutes

Laver à l'eau distillée à la pissette ; placer en eau formolée à 1 % pendant 30 minutes. Laver à l'eau distillée ; placer dans une solution de fuchsine basique à 0,50 % pendant 2 heures.

Lorsque les organismes sont surcolorés, la différenciation se fait aisément dans l'alcool à 90° ; la durée est fort variable : de 1 à 7 heures.

La phase de préparation des deux méthodes de coloration précédemment décrites, peut être remplacée par la technique de A. SAVOIE (1963) qui consiste à rassembler les organismes dans la plus petite goutte d'eau possible. Fixer 10 à 20 secondes par les vapeurs

d'acide osmique (solution à 2 %). Enlever l'eau à la micropipette ; ceci se fait sous le stéréomicroscope. Laisser ensuite sécher à l'abri des poussières pendant quelques heures.

Pendant la réaction de FEULGEN, il est nécessaire de prolonger l'hydrolyse dans l'acide chlorhydrique à 60° C pendant 15 minutes.

Pour la coloration selon DE LAMATTER et CHAO, l'hydrolyse doit être d'une durée de 10 minutes.

COLORATION DU CHONDRIONE ET DES INCLUSIONS

Sur coupes de matériel fixé au fixateur de REGAUD ou de HELLY.

Hématoxyline de REGAUD :

formule :	solution alcoolique d'hématoxyline à 10 %	10	cc
	glycérine	10	cc
	eau distillée	80	cc

Technique :

1. Laver très longuement.
2. Inclure à la paraffine ; coupes de 2 à 5 μ .
3. Mordancer les coupes dans l'alun de fer à 5 % pendant 24 heures.
4. Laver à l'eau distillée.
5. Colorer pendant 24 heures à l'hématoxyline de REGAUD.
6. Différencier dans l'alun de fer à 3 %.
7. Laver, déshydrater et monter au baume.

Déshydratation

Pour toutes les techniques employées en coloration la déshydratation s'effectue par le passage de la préparation dans la série des alcools à 90°, 95° et absolu, puis dans le xylol.

Cette opération peut se faire dans une batterie formée de tubes BORREL, mais nous préférons poser les alcools et le xylol en grosses gouttes sur la préparation et suivre la déshydratation au stéréomicroscope car, à cause de la thèque, l'opération est plus délicate pour les Thécamoebiens que pour les autres Protozoaires.

On peut évidemment déshydrater en masse des récoltes particulièrement riches, en éprouvettes ; il faut, dans ce cas, éliminer le plus d'eau possible sans dessécher puis recouvrir le tout par l'alcool à 90°, laisser agir 5 minutes, égoutter, remplacer cet alcool par de l'alcool à 95°, laisser agir 5 minutes, égoutter et remplacer par du xylol phénolé :

formule :	xylol	30	cc
	acide phénique	10	g

Suivant R. THOMAS, le xylol phénolé peut être remplacé par la formule suivante :

alcool à 95°		50	cc
terpinéol		50	cc

qui permet la conservation fort longue de populations en éprouvettes.

La déshydratation simple et usuelle en vue du montage de préparations définitives de thèques vides se fait au xylol seul ; il est préférable d'ajouter le xylol en gouttes sur la préparation desséchée et de surveiller la déshydratation sous le microscope ; dès que l'ensemble est bien éclairci, on ajoute la résine et on pose le couvre-objet.

Cultures d'algues et de bactéries

Lorsqu'on étudie des germes ou que l'on désire conserver longtemps, des Thécamoebiens vivants, en lame à cuvette, en verre de montre ou en goutte incluse dans l'huile de parafine, il faut leur procurer leur nourriture.

Pour les bactériophages, il sera nécessaire d'exécuter une culture bactériologique ; on exécute d'abord une culture de sélection sur milieu solide.

Gélose nutritive :

formule :	macération de viande		100	cc
	peptone		2	g
	chlorure de sodium		0,5	g
	agar-agar		1,5	g

On enseme en boîte de PETRI avec de l'eau du prélèvement ; les colonies bactériennes ne tardent pas à se développer ; on en choisit une et on pratique alors une culture pure sur milieu liquide pauvre. Il y en a plusieurs qui nous ont donné de bons résultats :

- 1) *l'infusion de foin stérilisée*
- 2) *l'eau peptonée*
- 3) *l'eau peptonée-protéosée.*

Pour les Algophages, les algues vertes s'obtiennent très facilement en faisant macérer des plantes vertes en pleine lumière.

Les Flagellés se cultivent facilement dans le milieu de PRINGS-HEIM :

formule :	eau		500	cc
	peptone		50	g
	acétate de sodium		1	g

Ces deux derniers colorants conviennent également pour les Protozoaires.

Coloration double, méthode de GRAM.

a) Recouvrir la préparation (desséchée et fixée) avec une solution de violet de gentiane phéniqué.

formule :	violet de gentiane	1	g
	alcool à 90°	10	cc
	acide phénique	2	g

b) Verser l'excès du colorant et recouvrir avec la solution iodo-iodurée de LUGOL.

formule :	iode	1	g
	iodure de potassium	2	g
	eau distillée	200	cc

Laisser agir une minute.

c) Rejeter le LUGOL. Laver la lame à l'eau distillée ; égoutter puis décolorer à l'alcool goutte à goutte jusqu'à ce que l'alcool s'écoule incolore. Laver à l'eau.

d) Recolorer pendant 20 à 30 secondes par la solution aqueuse de fuchsine de ZIEHL. Égoutter le colorant, laver à l'eau et sécher la préparation.

Les examens se font à l'immersion sans couvre-objet.

Les « gram positifs » sont colorés en violet foncé et les « gram négatifs » en rose.

Montage des préparations

Préparations temporaires.

Utilisée pour l'examen simple ou le comptage des organismes, la méthode consiste à laisser dessécher une goutte de l'échantillon sur lame et à examiner à sec ou à inclure dans un liquide éclaircissant tel que le xylol, le toluène ou, comme le préconise R. THOMAS, le terpinéol ; les tests s'observent avec beaucoup de facilité dans ce dernier milieu en raison de son indice de réfraction très élevé et de sa consistance oléagineuse qui permet des manipulations aisées, notamment pour l'examen apical des pseudostomes d'espèces globuleuses ou allongées.

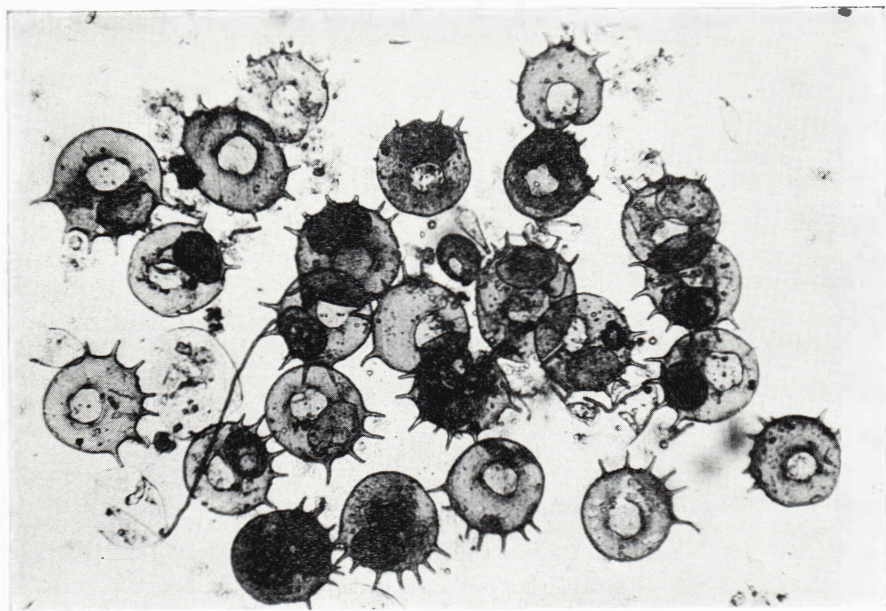


FIG. 5. — *Centropyxis discoides* : Elevage.

Préparations définitives.

Elles se font par inclusion dans une résine, baume du Canada ou résine de coumarone, après déshydratation dans le xylol ou le toluène en ayant soin d'éviter les bulles d'air.

Ces deux méthodes peuvent s'appliquer sur des préparations d'organismes en masse ou isolés dont E. PENARD est le promoteur. Cette forme de préparation est la plus indiquée pour l'établissement de collections.

L'étiquetage des préparations doit être aussi complet que possible.

Normalisation du dessin et de la cotation des Thécamoebiens

La taxonomie des Thécamoebiens étant principalement basée sur la morphologie et la morphométrie de la thèque, nous pensons qu'il serait utile d'introduire une certaine normalisation dans la représentation graphique des espèces, ainsi que dans l'appellation des différentes mensurations. En effet, la notion de « hauteur » et de « longueur », suivant les auteurs, désigne souvent la même mesure. La méthode de cotation est depuis longtemps normalisée en technologie, dans le dessin de projection, suivant des règles internationales.

Cotation.

Le test d'un Thécamoebien est un volume stable qui s'inscrit dans une forme géométrique à symétrie axiale, cylindrique, ovoïde, hémisphérique ou sphérique.

L'axe principal d'un test passe par le centre du pseudostome. Comme un Thécamoebien se déplace avec le pseudostome au contact du substratum, l'axe est perpendiculaire à celui-ci. C'est pour cette raison, que les anciens auteurs, WAILES et ses contemporains, représentaient les Rhizopodes Testacés avec le pseudostome tourné vers le bas ; il est entré dans la coutume actuelle, pour une raison esthétique du dessin, de les représenter à l'envers, pseudostome vers le haut mais cette façon est irrationnelle. THOMAS (1958) a déjà attiré l'attention sur la diversité de cotation actuellement en usage.

Normalement, la hauteur d'un Thécamoebien est la distance comprise entre le pseudostome et le sommet de la thèque, cornes ou épines non comprises quand il y en a. Nous citons quelques exemples et les figures 5, 6, 7, 8, 9 et 10 situent les différentes mensurations à leur place (planche VIII).

Une *Diffflugia* aura comme cotes : une hauteur, un diamètre qui est la plus grande dimension perpendiculaire au grand axe, un diamètre de pseudostome et, éventuellement, une longueur de corne. Fig. 5 et 9 de la planche VIII.

La notion de longueur d'un Thécamoebien ne peut s'appliquer qu'aux organismes plats ou hémisphériques ayant un pseudostome excentrique placé sur la sole ventrale, par exemple : *Centropyxis* (fig. 7) qui aura une longueur, une hauteur, un diamètre de pseudostome avec sa profondeur d'invagination et, éventuellement, une longueur de cornes.

L'épaisseur s'appliquera à la plus petite dimension du corps de la thèque perpendiculaire au grand axe pour un organisme comprimé, par exemple : *Nebela* (fig. 6 et 10) qui aura, outre les mensurations particulières du pseudostome, une hauteur et une largeur.

Lorsqu'un Thécamoebien possède un col bien différencié, par exemple : *Nebela lageniformis* PENARD, fig. 10, il convient d'indiquer la longueur de ce col non pas comme fraction de la hauteur, mais comme cote supplémentaire.

Cyclopyxis ou *Phryganella*, dont la forme s'inscrit dans une hémisphère, auront une hauteur, un diamètre et un diamètre de pseudostome. Il en sera de même pour les *Arcella* où il y aura lieu d'ajouter en plus la profondeur d'invagination du pseudostome et, éventuellement, la hauteur du tube buccal (fig. 8).

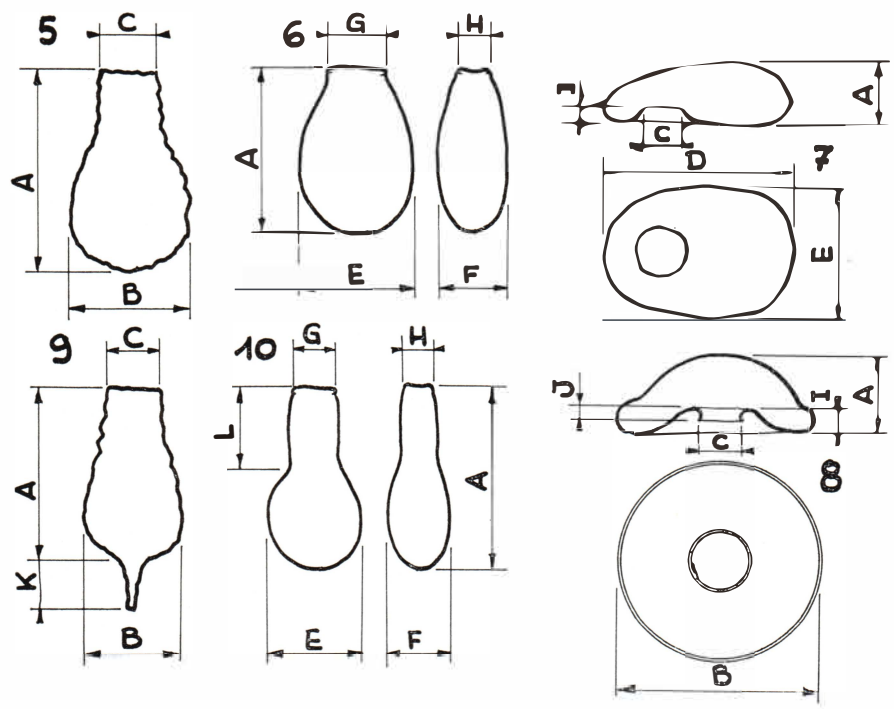
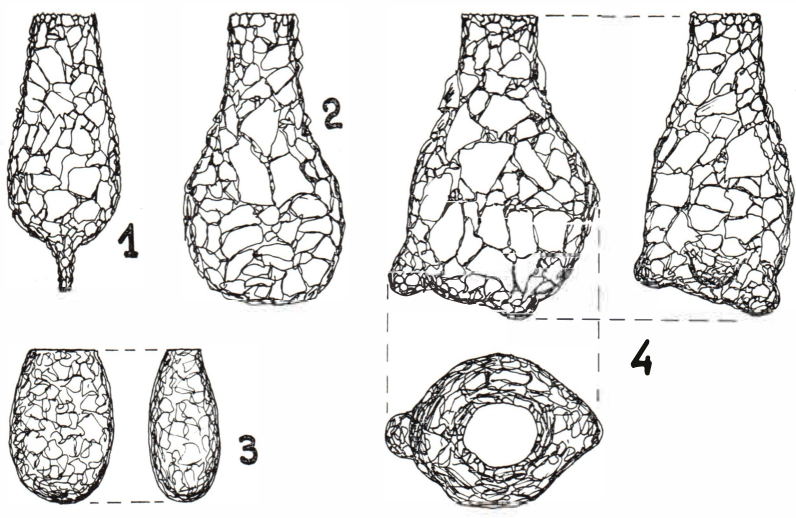


PLANCHE VIII.

Figuration.

La représentation d'un Thécamoebien, lorsqu'il est régulier, à section circulaire, à pseudostome circulaire et concentrique peut se faire par une seule vue. Le choix de cette vue sera celui qui donne le plus de renseignements sur les formes ; en dessin de projection cette vue se nomme « élévation » : fig. 1 et 2. Le rabattement de la vue en élévation d'un quart de tour vers la droite se nomme « profil » tandis que le rabattement d'un quart de tour vers le bas se nomme « plan ».

Pour un organisme tel qu'*Arcella*, il sera nécessaire de faire deux vues, la vue en élévation et la vue en plan, car une seule vue ne renseigne pas suffisamment sur la forme réelle de l'organisme : fig. 8, tandis que, pour un organisme comprimé on aura besoin des vues en élévation et de profil : fig. 3, 6 et 10 ; la vue en plan dans ce cas est toujours moins explicite que la vue de profil.

Certaines espèces aux formes assez complexes auront besoin, pour être correctement représentées, des trois projections : élévation, plan et profil ; par exemple : *Diffflugia oblonga* v. *nodosa* LEIDY, fig. 4 (Planche VIII).

Il est souhaitable de représenter les différentes vues suivant les règles du dessin, le rabattement des vues plan et profil dans leur plan de projection respectif par rapport à la vue en élévation.

L'application de ces règles de dessin de projection facilite énormément la compréhension et la cotation rationnelle des croquis de diagnose.

EXPLICATION DE LA PLANCHE VIII.

FIG. 1. — *Diffflugia acuminata* EHRENBERG, vue en élévation.

FIG. 2. — *Diffflugia oblonga* (EHRENBERG) LEIDY, vue en élévation.

FIG. 3. — *Diffflugia lucida* PENARD, vue en élévation et profil.

FIG. 4. — *Diffflugia oblonga* v. *nodosa* LEIDY vue élévation, plan et profil.

FIG. 5, 6, 7, 8, 9 et 10, schémas de quelques types de Thécamoebiens dont voici la désignation des cotes :

- A — Hauteur de la thèque
- B — Diamètre de la thèque
- C — Diamètre du pseudostome
- D — Longueur de la thèque
- E — Largeur de la thèque
- F — Épaisseur de la thèque
- G — Longueur du pseudostome
- H — Largeur du pseudostome
- I — Profondeur de l'invagination du pseudostome
- J — Hauteur du tube buccal
- K — Longueur de corne
- L — Hauteur du col.

BIBLIOGRAPHIE

La bibliographie spécialisée sur les Thécamoebiens étant actuellement très copieuse, ne sont repris dans cette liste que les ouvrages d'ordre général.

- BONNET, L., 1964. Le peuplement thécamoebien des sols. *Rev. Écol. Biol. Sol.* **1-2**, pp. 123-408.
- CHARDEZ, D., 1961. Catalogue des Thécamoebiens de Belgique. *Bull. Inst. Agr. et Stat. Rech. Gembloux.* **29**, 3-4, pp. 269-300.
- CHARDEZ, D., 1965. Écologie générale des Thécamoebiens. *Bull. Inst. Agr. et Stat. Rech. Gembloux.* **33**, pp. 307-341.
- CHARDEZ, D., 1965. Sur un mode particulier et peu connu de reproduction chez les Thécamoebiens aquatiques. *Bull. Inst. Agr. et Stat. Rech. Gembloux.* **33**, I, pp. 26-34.
- CHARRET, R., 1964. Contribution à l'étude cytologique et biologique de *Hyalosphenia papilio* LEIDY. *Bull. Biol. de la France et de la Belgique.* **98**, 2, pp. 369-390.
- DECLÔITRE, L., 1962. Le genre *Euglypha* DUJARDIN. *Arch. f. Prot.* **106**, pp. 51-100.
- DEFLANDRE, G., 1936. Étude monographique sur le genre *Nebela* LEIDY. *Ann. Protist.* **5**, pp. 201-286.
- DEFLANDRE, C., 1928. Le genre *Arcella* EHRENBERG. *Arch. f. Prot.* **64**, pp. 152-287.
- DEFLANDRE, G., 1929. Le genre *Centropyxis* STEIN. *Arch. f. Prot.* **67**, pp. 332-375.
- DEFLANDRE, G., 1953. Thécamoebiens (in P. P. GRASSE). *Traité de Zoologie. Masson Edit.*, pp. 97-149.
- GROSPIETSCH, T., 1957. Wechsel Tierchen (Rhizopoden). *Kosmos Bucher*, 80 p.
- GROSPIETSCH, T., 1964. Die gattungen *Cryptodiffugia* und *Diffugiella*. *Zool. Anz.* **172**, 4, pp. 243-257.
- GROSPIETSCH, T., 1965. Monographische Studie der Gattung *Hyalosphenia* STEIN. *Hydrobiol.* **26**, 1-2, pp. 211-241.
- GAUTHIER-LIÈVRE, L. et THOMAS, R., 1958. Les genres *Diffugia*, *Pentagonia*, *Maghrebia* et *Hoogenraadia* en Afrique. *Arch. f. Prot.* **103**, 1-2, pp. 241-370.
- GAUTHIER-LIÈVRE, L. et THOMAS, R., 1959. Le genre *Lesquereusia* SCHLUMBERGER. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afrique du Nord.* **50**, pp. 34-86.
- GAUTHIER-LIÈVRE, L. et THOMAS, R., 1960. Le genre *Cucurbitella* PENARD. *Arch. f. Prot.* **104**, 4, pp. 569-602.
- PENARD, E., 1902. Faune rhizopodique du bassin du Léman. *H. Kundig, Edit.*, 714 p.
- THOMAS, R., 1961. Étude sur les Thécamoebiens des stations à hygromicité faible et variable. *Roneo (chez l'auteur)*.
- THOMAS, R., 1958. Le genre *Plagiopyxis* PENARD. *Hydrobiol.* **10**, pp. 198-214.
- SCHÖNBORN, W., 1966. Beschalte Amöben (Testaceae). *Die neue Bröhm-Bücherei, A.Z.V. Wittenberg Lutherstadt*, 112 p.

Malacologie en Charente-Maritime

par M. et M^{me} LUCAS

Directeur et Secrétaire de la section de Malacologie

46° 0' 15" de latitude nord et 3° 31' 5" de longitude ouest. Ne cherchez pas ; vous ne vous trouvez pas au milieu de la Cathédrale Notre-Dame comme l'aspirant de marine faisant le point, mais découvrez-vous tout de même devant la beauté du lieu. Situé à 900 km de Bruxelles, ce point indique un carré dont les 4 coins sont l'Ile de Ré, La Rochelle, Rochefort sur Mer, l'Ile d'Oléron et en son centre, l'Ile d'Aix.

Fouras

Notre voyage d'approche qui ne fut pas sans histoires eut son terme sur une presqu'île verte au milieu des flots de l'Atlantique, en dehors des routes de grande circulation. Fouras est une charmante cité de 4500 habitants, enfouie dans une verdure de chênes verts, d'ormeaux, de cupressus, de pins maritimes et de tamarins ombrageant ses plages, toutes de sable fin, s'étalant en pente douce. Émergeant à l'horizon dans une luminosité cristalline, toutes proches, les Iles d'Aix, d'Oléron, Madame et de Ré qui abritent la riante cité des vents du large et des houles de l'Océan. De ce fait, Fouras jouit d'un climat d'une douceur et d'une régularité exceptionnelles.

Véritable plage de famille avec un plantureux marché, où légumes, viandes, volailles se côtoient, situé tout à côté de la halle aux poissons où vous pourrez vous approvisionner en coquillages et crustacés. Heureuse cité où l'huitre est reine (vous pourrez en déguster de succulentes à 1 franc belge pièce) et où votre palais est le roi.

Fouras est donc située sur une presqu'île, entre l'anse de Fouras au nord et l'embouchure de la Charente au sud, face à l'Ile d'Aix. Partant du nord on rencontre successivement la Plage Nord sur la Baie de Chaterny, face et au loin des blanches falaises d'Yves, le Port Nord, la côte nord de la presqu'île de la Fumée, toute de rochers, l'embarcadère pour l'Ile d'Aix, la côte sud de la Fumée avec une plage de sable près du Fort de l'Aiguille, la grande plage, la plage sud et la plage de l'Espérance qui côtoie Le Paradis. La presqu'île de la Fumée se prolonge par une sorte de voie caillouteuse accessible à marée basse jusqu'au Fort d'Énet.

Terminus peut-être d'une longue étape mais aussi point de départ pour nos recherches. Nous nous en voudrions de vous faire, en cet article, de longues descriptions des organismes que nous avons ramenés, aussi pensons-nous qu'une simple liste vous donnera un aperçu des possibilités de trouvaille.

<i>Crassostrea angulata</i> , de Lamarck	147
<i>Venerupis decussatus</i> , var. <i>fusca</i> , Gmelin	20
<i>Patella vulgata</i> , Linné	19
<i>Scrobicularia plana</i> , da Costa	54
<i>Littorina obtusata</i> , Linné	63
<i>Littorina obtusata</i> , var. <i>retusa</i> , de Lamarck	83
<i>Littorina rudis</i> , Maton	5
<i>Gibbula obliquata</i> , Gmelin	10
<i>Nassa reticulata</i> , Linné	2
<i>Nassa reticulata</i> , var. <i>Bourguignati</i> , Locard	7
<i>Cardium edule</i> , Linné	80
<i>Sepia officinalis</i> , Linné	10
<i>Helix aspersa</i> , Müller	1
<i>Macoma balthica</i> , Linné	36
<i>Littorina saxatilis</i> , Olivi	9
<i>Chlamys opercularis</i> , Linné	2
<i>Helix pomatia</i> , Linné	1
<i>Ocenebra erinaceus</i> , Linné	13
<i>Musculus marmoratus</i> , Forbes	1
<i>Littorina littorea</i> , Linné	13
<i>Purpura lapillus</i> , Linné	4
<i>Turritella communis</i> , Risso	2
<i>Trochocochlea lineata</i> , da Costa	5
<i>Helix pisana</i> , Müller	1

Au marché, nous nous sommes procuré à l'état vivant :

- *Crassostrea angulata*, Lamarck, sous ses diverses présentations et grandeurs (huître portugaise)
- *Pecten maximus*, Linné (coquille St-Jacques)
- *Chlamys varia*, Linné (pétoncle)
- *Chlamys opercularis*, Linné (vanneaux)
- *Venerupis decussatus*, var. *fusca*, Gmelin (Palourde)
- *Scrobicularia plana*, da Costa (lavignon)
- *Mytilus edulis*, Linné (moule)
- *Littorina littorea*, Linné (bigorneau)
- *Maia squinado*, Rondelet (araignée)
- *Cancer pagurus*, Linné (tourteau)
- *Portunus puber*, Linné (étrille ou bataillé)
- *Crangon vulgaris*, Fabricius (crevette grise)
- *Leander serratus*, Pennant (crevette rose)
- *Nephrops norvegicus*, Linné (langoustine)

La préparation des crustacés vivants pour la dégustation est très facile : 25 g de gros sel marin par litre d'eau (ou de l'eau de mer), du poivre, un peu de thym et de laurier — porter à forte ébullition — y jeter les crustacés, les y laisser quelques minutes jusqu'à coloration rouge, les sortir, laisser égoutter et refroidir. Il n'y a plus ensuite qu'à les déguster.

Quant à ceux qui désirent les conserver en vue d'une collection, ils devront emporter du formol car il est souvent difficile de s'en procurer. La préparation n'est pas toujours agréable pour les âmes sensibles, mais en voyage on ne dispose pas des produits se trouvant dans les laboratoires. Nous avons adopté une méthode qui nous a donné entière satisfaction bien qu'elle soit un peu cruelle. Nous préparons une solution de 1/5^e de formol et 4/5 d'eau (en volume). Nous y plongeons les organismes 1 à 1 jusqu'à ce qu'ils soient morts et les transférons ensuite dans des boîtes contenant la même solution. Nous les y laissons 8 à 15 jours et ensuite nous les mettons à sécher. Du fait de l'infiltration de formol dans les tissus internes, ceux-ci sèchent sans dégager d'odeur. Les crustacés se conservent très bien, sans perdre leurs teintes, ni devenir fragiles. Quant aux étoiles de mer, elles perdent leur teinte au séchage. Les méduses mises en boîtes plates se conservent parfaitement dans la même solution. Nous procédons de même pour la quasi totalité des organismes marins.

Une expérience est en cours chez certains ostréiculteurs de la Pointe de la Fumée. Ils ont fait venir du nassain en provenance du Japon, au prix de fr.b. 20 000 le kg, et tentent d'acclimater et d'élever ces huîtres. Ils espèrent qu'elles se développeront dans un temps nettement plus court ce qui permettrait de les rendre commerciales beaucoup plus rapidement. Nous avons pu ramener un échantillon de ces huîtres après 1 mois de bassin et elles ressemblent très fort à *Crassostrea angulata*, de Lamarck.

Il est assez difficile de déterminer d'aussi petites huîtres mais il pourrait s'agir de *Crassostrea gigas*, Thunberg, qui est la plus cultivée pour l'alimentation au Japon et exportée aux U.S.A. et au Canada, ou *Crassostrea nippona*, Seki, ou *Crassostrea rivularis*, Gould.

Il sera nécessaire d'attendre pour pouvoir se prononcer.

Le deuxième problème des ostréiculteurs consiste dans les nombreuses implantations de moulières à peu de distance des parcs à huîtres. Le nassain émis par ces moulières va se fixer dans les parcs à huîtres, notamment de la pointe d'Énet, et s'y développe. Les moules filtrant beaucoup plus d'eau, les huîtres ne reçoivent plus la nourriture qui leur est nécessaire. Le seul moyen de les combattre

consiste à enlever manuellement les petites moules et à les détruire par le feu.

Concernant les moules de bouchots nous avons eu la surprise de voir des tonnes de petites moules chargées à bord d'un immense camion. Ces moules sont acheminées jusqu'en Bretagne, qui en manque, où elles sont mises à grandir dans des parcs. Au départ de la Pointe de la Fumée, des transferts sont journaliers.

Enfin, au cours d'une discussion avec un ostréiculteur, nous avons appris que les grandes huîtres portugaises, appelées ici galoche, se développant librement en mer, pourraient atteindre jusqu'à une longueur de 1 m.

N'en déduisez pas qu'il n'y a rien d'autre à trouver à Fouras ; il faudrait fouiller les nombreux amas de *Fucus vesiculosus*, Linné et *serratus*, Linné se trouvant le long de la Pointe de la Fumée et autour du Fort d'Énet, mais nous n'en avons pas eu le temps.

Les huîtres, le muscadet et le soleil, il ne manque ni de l'un ni de l'autre, incitent au douce farniente. De plus, il se trouve quelques restaurants notamment à la Pointe de la Fumée où coquillages, crustacés et poissons de qualité n'attendent que votre passage. (Ne manquez pas la Chaudrée Fourasine).

L'Ile de Ré.

25 à 30 km de route jusqu'à La Pallice (La Rochelle) et vous vous embarquerez pour l'Ile de Ré (le passage aller-retour coûte 14 FF pour la voiture et le chauffeur et 2 FF par passager). Une dizaine de minutes et vous débarquerez à la Pointe de Sablanceaux. Encore 30 à 40 km de route et vous vous trouverez au Bois de Trousse-Chemise. En cours de route vous remarquerez que si l'Ile est peu pittoresque, elle est cependant attachante, surtout par sa belle lumière et son caractère nettement méridional. A Trousse-Chemise vous gagnerez la plage devant le Banc du Bucheron qui à marée basse se découvre loin en mer. Il y a 3 ans, nous y avions découvert de très nombreuses coquilles et notamment une grande quantité de *Pandora inequivalvis*, Linné, mais cette année il n'y avait presque rien. Par contre, nous avons trouvé une superbe *Bulla navicula*, da Costa, et des *Asteria rubens*, Retz, et la variété *violacea*, Gmelin, de 22 à 25 cm de diamètre.

Enfin, il s'y trouvait une très grande quantité de crabes et d'araignées, abandonnés par la mer. En revenant, nous vous conseillons de fouiller l'Anse du Martray, la pointe du Grouin et celle de Chauveau.

<i>Patella vulgata</i> , Linné	17
<i>Venerupis decussatus</i> , var. <i>fusca</i> , Gmelin	2
<i>Ocenebra erinaceus</i> , Linné	3
<i>Fissurella reticulata</i> , Donovan	1
<i>Nassarius incrassatus</i> , Ström	2
<i>Gibbula obliquata</i> , Gmelin	1
<i>Mactra glauca</i> , Born	5 valves
<i>Ensis siliqua</i> , Linné	3
<i>Sepia officinalis</i> , Linné	2
<i>Solen marginatus</i> , Montagu	7
<i>Buccinum undatum</i> , Linné	1
<i>Donax vittatus</i> , da Costa	2
<i>Donax trunculus</i> , Linné	6
<i>Calyptrea chinensis</i> , Linné	1
<i>Littorina obtusata</i> , Linné	1
<i>Angulus tenuis</i> , da Costa	1
<i>Venus gallina</i> , var. <i>striatula</i> , da Costa	1
<i>Nassa reticulata</i> , var. <i>Bourguignati</i> , Locard	1
<i>Turritella communis</i> , Risso	1
<i>Gibbula magus</i> , Linné	1
<i>Dentalium novemcostatum</i> , de Lamarck	1
<i>Dentalium vulgare</i> , da Costa	1
<i>Cardium edule</i> , Linné	3
<i>Pandora inequivalvis</i> , Linné	1 vivante et 5 valves
<i>Lutraria lutraria</i> , Linné	15 valves
<i>Lutraria magna</i> , da Costa	36 valves
<i>Bulla navicula</i> , da Costa	1

Sur les rochers de la côte nord il arrive que l'on trouve des brachyopodes fossiles.

Comme partout ailleurs dans cette région, poissons, crevettes, crabes, araignées, et parfois homards se laissent prendre.

Des semaines seraient nécessaires pour déterminer les possibilités des plages de l'Ile de Ré.

L'Ile d'Oléron.

L'Ile d'Oléron, c'est 80 km de côtes ; cela signifie de nombreuses semaines pour en faire l'inventaire.

Ile de rêve où du 15 janvier à fin février les mimosas sont en fleurs. Un climat très doux, ensoleillé toute l'année, fait de l'Ile d'Oléron un paradis vivifiant.

Depuis la mise en service du viaduc, bien des personnes y ont fait construire, mais certains hôteliers exagèrent. Près de Vert-Bois, nous avons vu un menu à 60 FF et c'était fort cher pour les mets annoncés. Le passage du pont viaduc est d'un coût élevé : 18 FF aller-retour pour une voiture de 5 cv.

Toutes les côtes sont à prospector ; en particulier La Brée, les Pointes de Chassiron et d'Arceau, La Cotinière et la longue plage qui va de Vert-Bois à la Pointe du Gatseau.

Il y a 3 ans, La Brée nous a permis de belles trouvailles ; cette année quasi rien. Sur la plage du Vert-Bois il n'y avait rien mais à 2 km au sud, la plage de la Giraudière était incroyablement riche. C'est dire combien il faut de la chance et du temps disponible.

<i>Cochlicella acuta</i> , Müller	43
<i>Venerupis decussatus</i> , var <i>fusca</i> , Gmelin	34
<i>Patella vulgata</i> , Linné	146
<i>Theba pisana</i> , Müller	49
<i>Ensis siliqua</i> , Linné	52
<i>Pharus legumen</i> , Linné	29
<i>Sepia officinalis</i> , Linné	20
<i>Patella vulgata</i> , var. <i>Sacernenda</i> , D. D.	2
<i>Patella vulgata</i> , var. <i>picta</i> , Jeffreys	4
<i>Patella intermedia</i> , Jeffreys	12
<i>Ocenebra erinaceus</i> , Linné	70
<i>Crassostrea angulata</i> , de Lamarck	2
<i>Mytilus edulis</i> , Linné	3
<i>Macra corallina</i> , Linné	1
<i>Macra stultorum</i> , Linné	277
<i>Calliostoma conuloide</i> , de Lamarck	19
<i>Purpura lapillus</i> , Linné	17
<i>Venus gallina</i> , var. <i>striatula</i> , da Costa	126
<i>Angulus fabula</i> , Gmelin	12
<i>Angulus tenuis</i> , da Costa	14
<i>Donax trunculus</i> , Linné	51
<i>Donax vittatus</i> , da Costa	205
<i>Venerupis pullastra</i> , Montagu	2
<i>Irus irus</i> , Linné	4
<i>Venerupis pullastra</i> , var. <i>perforans</i> , Montagu	2
<i>Macoma balthica</i> , Linné	1
<i>Zirfaea crispata</i> , Linné	9
<i>Littorina rudis</i> , Maton	4
<i>Littorina obtusata</i> , Linné	6
<i>Littorina obtusata</i> , var. <i>retusa</i> , de Lamarck	3
<i>Epitonium clathrus</i> , Linné	11
<i>Nassarius incrassatus</i> , Ström	54
<i>Nassa reticulata</i> , Linné	8
<i>Nassa reticulata</i> , var. <i>Bourguignati</i> , Locard	1
<i>Acmea virginea</i> , Müller	20
<i>Trivia europea</i> , Montagu	14
<i>Gibbula obliquata</i> , Gmelin	10
<i>Gibbula cinraria</i> , Linné	5
<i>Gibbula tumida</i> , Montagu	1
<i>Trochocochlea lineata</i> , da Costa	2

<i>Chlamys varia</i> , Linné	4
<i>Polinices catena</i> , da Costa	163
<i>Solen marginatus</i> , Montagu	7
<i>Polinices catena</i> , var. <i>alba</i> , da Costa	1
<i>Venus verrucosa</i> , Linné	1
<i>Pholas dactylus</i> , Linné	2 valves
<i>Lutraria lutraria</i> , Linné	5 valves
<i>Spisula solida</i> , Linné	19
<i>Gibbula magus</i> , Linné	2
<i>Petricola lithophaga</i> , Retzius	2
<i>Hydrobia ulvae</i> , Pennant	1
<i>Modiolus barbatus</i> , Linné	1
Phasianelles diverses	32

Poissons, crabes, crevettes, araignées et même homards sont à votre portée. Au retour voyez Bourcefrancs et ses huîtres. Il s'y trouve un musée de l'huître. Attention aux échoppes où l'on vend coquillages et crabes car l'attente d'une demi-heure pour un nouvel arrivage est souvent de 90 minutes. Et puis il y a Marennes où vous ne pouvez faire mieux que vous arrêter et y déguster de succulentes huîtres.

L'Ile Madame.

Située au sud de l'embouchure de la Charente et bien qu'elle soit accessible en voiture à marée basse, nous n'avons pas visité cette petite île car d'après les dires de résidents à Rochefort, les côtes seraient entièrement rocheuses. En fait c'est la plus petite des îles.

L'Ile d'Aix.

A tout seigneur, tout honneur. C'est à dessein que nous avons laissé en dernier lieu ce morceau de choix, d'Empereur devrions-nous dire. Si même Fouras n'était aussi charmant, la proximité de l'Ile d'Aix et ses liaisons avec Fouras, ferait de cette cité de merveilleuses vacances.

Uniquement accessible par bateau, au départ de la Pointe de la Fumée (3 FF aller-retour), après une traversée d'une durée de 25 minutes (les voitures restent au parking de la Pointe de la Fumée). Dès le départ vous serez plongé en pleine Histoire napoléonienne. Les « Baron Gourgaud » et « Roi de Rome » vous y conduiront en toute sécurité sur une mer d'huile. Amateurs de mouvement, nous en étions à souhaiter un peu plus de houle. A l'arrière il pourra vous arriver de voir des dauphins. Longeant le Fort d'Énet, laissant au loin à sa gauche le Fort Boyard, situé en pleine mer et aban-

donné aux oiseaux, vous arriverez au petit port de l'Ile d'Aix. Fortifications à la Vauban, la place d'Austerlitz, l'hôtel Napoléon, la rue Napoléon, la Maison de l'Empereur, l'ombre de Napoléon Bonaparte est là.

Avec un peu d'imagination, vous ne seriez nullement surpris de le voir apparaître au coin d'une rue du bourg. Nous nous en voudrions de ne pas vous citer Albéric Cahuet : « *Partout ou Napoléon a passé, un souvenir est resté qui brise les proportions de la demeure ou du site* ».

L'Ile d'Aix a eu le privilège et l'honneur d'avoir été le dernier coin de France où l'Empereur a séjourné avant de se rendre aux anglais et de partir pour Ste-Hélène. Le 1^{er} Empire a fortement marqué l'Ile d'Aix et le souvenir de Napoléon y est à jamais gravé.

La petite Ile d'Aix, 3 km sur 700 m, est comme un radeau flottant sur la mer. Ses côtes offrent des aspects très variés suivant l'orientation. Vers les côtes françaises, elle est basse, sableuse sur une partie, vaseuse sur l'autre (la proximité de nombreux parcs à huîtres produit un envasement considérable). Vers le large, entre Oléron et Ré, elle se hérissé de roches qui se prolongent très avant dans la mer à marée basse (il s'y trouve deux plages de sable), et vers le nord ce sont des rochers escarpés avec de petites anses de sable.

A l'intérieur de l'Ile, un bourg dont les larges rues sont bordées de petites maisons basses très coquettes, un hameau et des bois de pins et de chênes verts.

160 habitants, 2 ou 3 voitures, quelques vélos, quelques vaches, un cheval, un âne et c'est tout. Ce qui frappe surtout l'arrivant (en dehors des périodes de grande affluence) c'est le silence, un calme absolument reposant. Nous ne sommes pas loin de dire que c'est le dernier coin des côtes de France où les nerfs s'apaisent, où la relaxation est complète. C'est en outre un paradis pour les naturalistes, botanistes et zoologistes peuvent s'en donner à cœur joie.

Les poissons attendent que quelqu'un veuille bien leur lancer un hameçon. Quant aux crabes, c'est un véritable plaisir de les rechercher. Mais attention au bataillé (*Portunus puber*, Linné) car il affectionne tout particulièrement les doigts indiscrets et importuns.

Quant aux crevettes, il en est de toutes les teintes : grises, roses, bleues et vertes.

Échouées sur les plages, nous avons pu voir des méduses d'une teinte rose saumon (*Rhizostoma pulmo*, Linné) dont la « coupole » atteignait 60 à 70 cm et la longueur 1 m à 1,25 m.

Les roches de grès vert recèlent des fossiles et notamment une sorte de crépidule operculée et des nodules de pyrite.

<i>Chlamys varia</i> , Linné	108
<i>Lutraria magna</i> , da Costa	9 valves
<i>Modiolus barbatus</i> , Linné	404
<i>Patella vulgata</i> , Linné	246
<i>Patella vulgata</i> , var. <i>sacernenda</i> , D. D.	11
<i>Cardium edule</i> , Linné	4
<i>Venerupis decussatus</i> , var. <i>fusca</i> , Gmelin	74
<i>Scrobicularia plana</i> , da Costa	4
<i>Crassostrea angulata</i> , de Lamarck	20
<i>Anomia ephippium</i> , Linné	42
<i>Purpura lapillus</i> , Linné	9
<i>Ocenebra erinaceus</i> , Linné	11
<i>Epitonium clathrus</i> , Linné	3
<i>Nassarius incrassatus</i> , Ström	4
<i>Calyptrea chinensis</i> , Linné	1
<i>Dentalium novemcostatum</i> , de Lamarck	33
<i>Turritella communis</i> , Risso	25
<i>Nassa reticulata</i> , Linné	13
<i>Nassa reticulata</i> , var. <i>Bourguignati</i> , Locard	4
<i>Littorina obtusata</i> , Linné	69
<i>Littorina obtusata</i> , var. <i>retusa</i> , de Lamarck	26
<i>Gibbula obliquata</i> , Gmelin	41
<i>Gibbula cinerea</i> , Linné	1
<i>Trochocochlea lineata</i> , da Costa	2
<i>Hydrobia ulvae</i> , Pennant	8
<i>Venerupis pullastra</i> , Montagu	20
<i>Littorina rudis</i> , Maton	7
<i>Petricola lithophaga</i> , Retzius	5
<i>Ostrea edulis</i> , Linné	1
<i>Chlamys opercularis</i> , Linné	26
<i>Patella vulgata</i> , var. <i>picta</i> , Jeffreys	1
<i>Crepidula fornicata</i> , Linné	1
<i>Cepea hortensis</i> , Müller	1
<i>Patella intermedia</i> , Jeffreys	2
<i>Buccinum undatum</i> , Linné	1
<i>Mytilus galloprovincialis</i> , de Lamarck	1
<i>Mytilus edulis</i> , Linné	30

Lorsque vous en aurez assez de fouiller les rochers ou que le soleil sera par trop ardent, allez donc aux Paillottes, vous y dégusterez quelques douzaines d'huîtres au prix d'une seule chez nous et en pensant aux auteurs, vous boirez quelques verres de cet excellent Muscadet bien frais, qui a la réputation de bien faire naviguer. Sur une île comme un radeau flottant sur la mer, n'est-ce pas là chose normale ?

Au retour n'oubliez pas de visiter la Maison Gallet où l'on travaille la nacre. La vente des objets fabriqués par cette petite industrie locale s'est rapidement étendue à toute la France.

Voyez également la Maison de l'Empereur et le Musée africain. Aix est une île où l'on va et où l'on retourne avec un plaisir sans cesse accru.

Conclusions

Au vu des listes ne déduisez pas qu'il n'y a rien d'autre à trouver sur le plan conchyliologique. Il faudrait pouvoir disposer de nombreux jours pour en établir la liste complète ; or nous n'avons été sur place que 8 jours et nous avons parcouru les côtes de Fouras et celles de 3 îles. C'est évidemment beaucoup trop court pour récolter autre chose que les espèces immédiatement visibles.

Or, outre les coquillages, nous avons ramené une importante collection d'étoiles de mer, de crustacés, d'anatifes et d'oursins. Quant au plan touristique cette région mérite d'être mieux connue ; il y a là pour des semaines de visites et d'excursions pour les fervents de beaux sites et d'archéologie à travers ce vieux et harmonieux pays d'Aunis et de Saintonge. Comme le dit très bien une notice émise par le Syndicat d'Initiative : « Au cadran lumineux des journées de vacances, les heures fourasines marquent la joie de vivre ». Ce n'est nullement exagéré. Y retourner est le rêve des auteurs.

Fouras, Juin 1967.

Table des matières

TOME 48 (1967)

<i>Assemblée générale du 20 février 1967</i>	282	DUBOIS (L.). Un peu de malacologie et de malacophagie	212
<i>Bibliothèque</i>	66, 132, 175	DUVIGNEAUD (J.). Aperçu géographique et botanique sur Majorque	347
212, 248, 284, 339, 436, 460	587	FROMENT (A.). L'intérêt botanique de la fagne de Malchamps-Berinsenne (Spa)	125
BRACKE (A.). Note sur quelques Coléoptères de Majorque	406	GRATIA (J. P.). La transduction bactérienne	147
BRIEN (P.). Esquisse d'une histoire de la Zoologie en Belgique au cours du dix-neuvième siècle et la première partie du vingtième	2	LAMBINON (J.). Urbanisation, espaces verts et protection de la nature en Belgique	445
CHARDEZ (D.). Histoire naturelle des Protozoaires Thécamoebiens	484	LECLERCQ (J.). Le mot 'Biologie'	69
<i>Comité de coordination pour la protection des oiseaux (C.C.P.O.)</i>	419	LUCAS (M.). Étude concernant <i>Ensis siliqua</i> , LINNÉ	137
CROMBRUGGHE DE (S. A.). Chasse et Conservation de la Nature	249	- . Revision des Donacidae des côtes européennes	271
DE LANGHE (J. E.) et DELVOSALLE (L.). A propos d'une nouvelle Elodée pour la flore belge : <i>Elodea nuttallii</i> (PLANCH.) ST JOHN	268	LUCAS (M.) et LUCAS (Mme). Malacologie en Charente-Maritime	577
DELVOSALLE (L.). Clés pour la détermination des plantes ligneuses en hiver	82	MAGNÉE (C.). Deux mousses trop souvent confondues : <i>Polytrichum commune</i> L. ex HEDW. et <i>Polytrichum formosum</i> HEDW.	325
DELVOSALLE (L.) et DUVIGNEAUD (J.). Compte rendu botanique des excursions à Majorque (6-15 avril 1965)	365	MOMMAERTS (J. P.) et LAMBERT (M. C.). La productivité primaire dans les écosystèmes aquatiques et sa mesure	186
DE RIDDER (M.). Rencontres. V : La mésange à longue queue	177	MOUTSCHEN (J.). Quel est le rôle du rayonnement cosmique dans l'Évolution	475
- . Un étang dans la Lande	298	<i>Nécrologie</i> . L. MUYLDERMANS	176
- . Observations ornithologiques à Majorque	395	ROCHE (E.). Vue d'ensemble sur l'avifaune de la Belgique. Addendum	338
- . Quelques Rotifères de Majorque	409	ROUGET (Y.). A travers les parcs nationaux de l'Alberta et du Territoire de Mackenzie	151
DE SLOOVER (J. L.). Quelques bryophytes recueillis à Majorque	389	<i>Section des Jeunes</i>	473

THOEN (D.). Les Cystodermes
(*Tricholomataceae*) . . . 285
VANDEN BERGHEN (C.). La vie
pastorale en Haute Soule 217
-. Observations ornithologiques
en Haute Soule (Basses-Py-
rénées) . . . 235

VAN SCHEPDAEL (J.). Nos oiseaux.
Au cœur du Brabant, flamand
et wallon, en deçà et au-delà
de la frontière linguistique 43
VERHAEGHE (R.). L'Argonaute 241

13 janvier, à 14 h 30. M. VAN MOL, « Mollusques du Brésil ». Projection de diapositives et exposition d'une collection de mollusques du Brésil.

27 janvier, à 14 h 30. M. CHRISTIAENS, « Les Patelles du groupe inter-media ». Présentation de patelles.

Les réunions se tiennent au « Manneken-Pis », salle du 1^{er} étage (au coin de la rue de l'Étuve, face à la statue). Elles durent de 14 h 30 à 17 h 30. L'entrée est libre.

Les Amis de la Fagne

Dimanche 10 décembre : MONT-RIGI — Ru du Polleur — Rondfahay — la Statte — SOLWASTER.

Dimanche 24 décembre : MONUMENT HALL — Fagne Lambotte — Croix des Charbonniers — Gileppe — Trou Malbrouck — CHÊNE DU RENDEZ-VOUS.

Le départ **en car** a lieu de **Verviers**. Réunion Place de la Victoire, à 8 h. 45. Départ à 9 heures précises.

Les inscriptions sont reçues jusqu'au vendredi à midi précédant le dimanche de l'excursion. Tel. 300.37 de M. DE MOREAU DE GERBEHAYE, 40, rue des Wallons, à Verviers.

Notre couverture

Des cristaux de glace se sont formés sur cette inflorescence séchée d'Ombellifère
(Photo M. DE RIDDER).

LES NATURALISTES BELGES A.S.B.L.

But de l'Association : Assurer, en dehors de toute intrusion politique ou d'intérêts privés, l'étude, la diffusion et la vulgarisation des sciences naturelles, dans tous leurs domaines.

Avantages réservés à nos membres : Participation gratuite ou à prix réduit à nos diverses activités et accès à notre bibliothèque.

Programme

Mercredi 20 décembre 1967, à 20 h. Causerie par M. W. MULLENDERS, professeur à l'Université catholique de Louvain : *Paysages de l'Alaska*. Cette causerie aura lieu au Jardin botanique national, rue Royale, 236, Bruxelles 3. Projection de diapositives en couleurs.

Lundi 8 janvier 1968, à 20 h 30. Conférence de M. R. THOMAS, professeur à l'Université libre de Bruxelles. Sujet : *La conception moderne du gène*. Cette conférence aura lieu à la Faculté de Médecine de l'Université libre de Bruxelles, rue aux Laines, 97, Bruxelles I, dans l'auditoire d'histologie I.

Mercredi 17 janvier 1968 à 20 h. Causerie par M. J. DUVIGNEAUD, professeur à l'Athénée royal de Gosselies : *La végétation de Minorque*. Cette causerie aura lieu au Jardin botanique national, rue Royale, 236, Bruxelles 3. Projection de diapositives en couleurs.

Lundi 22 janvier 1968, à 20 h 30. Conférence par M. N. GLANSORF, chargé de cours à l'Université libre de Bruxelles. Sujet : *Le code génétique*. Cette conférence aura lieu à la Faculté de Médecine de l'Université libre de Bruxelles, rue aux Laines, 97, Bruxelles I, dans l'auditoire d'histologie I.

Dans le cycle des conférences sur l'évolution des connaissances en génétique :

Lundi 5 février : M. P. DUVIGNEAUD, professeur à l'U.L.B., et M. M. JACOBS, assistant à l'U.L.B. : Mutagenèse et spéciation.

Lundi 19 février : Mme P. VAN GANSEN, chargé de cours associé à l'U.L.B. : Génétique et différenciation.

Lundi 4 mars : M. R. RASMONT, professeur à l'U.L.B. : *Différenciation coloniale et sociale*.

Lundi 18 mars : M. J. HEUTS, professeur à l'Université de Louvain : *Génétique et évolution*.

Section de malacologie

9 décembre, à 14 h 30. M. LUCAS, « Les hexa-et octocorallières ». Exposition

- 1) de gorgones, madrépores et coraux,
- 2) de coquillages des Canaries, du Sénégal et de l'Afrique du Sud par Monsieur GEERS.

23 décembre, à 14 h 30. M. LUCAS, « Les Crustacés ». Exposition d'une collection de crustacés.