

PAUL LECHEVALIER ET FILS, EDITEURS

## LES OISEAUX DE FRANCE

par A. MENEGAUX

Professeur agrégé, Docteur ès Sciences  
Sous-directeur honoraire au Muséum national d'Histoire naturelle  
de Paris  
Directeur-Fondateur de la Revue française  
d'Ornithologie (1909-1923)

Volume I. Introduction à l'Ornithologie : RAPACES,  
GALLINACÉS, COLOMBINS. PICIFORMES.

1932. 1 vol. (12 × 16,5), 290 pages, 107 figures noires, 64 plan-  
ches coloriées, cartonné fers spéciaux..... 50 fr.

Le deuxième volume comprendra : les OISEAUX D'EAU, si re-  
cherchés par les Chasseurs.

Le troisième volume comprendra : les PASSEREAUX, qui font le  
charme des campagnes françaises.

## TRAITÉ D'ALGOLOGIE

INTRODUCTION

à la Biologie et à la Systématique  
des Algues

par Pierre DANGEARD

Professeur de Botanique à la Faculté des Sciences  
de l'Université de Bordeaux

1932. 1 vol. (26 × 17), 441 pages, 370 figures..... 175 fr.

12, RUE DE TOURNON, PARIS (VI<sup>e</sup>)

## LES ARBRES ARBUSTES & ARBRISSEAUX D'ORNEMENT

par A. CAMUS

1923. 1 vol. (12 × 16,5), 268 pages, 100 figures et 96 planches  
coloriées, cartonné fers spéciaux..... 36 fr.

## LES PLANTES ALIMENTAIRES CHEZ TOUS LES PEUPLES ET A TRAVERS LES AGES

HISTOIRE - UTILISATION - CULTURE

par D. BOIS

Professeur au Muséum national d'Histoire naturelle de Paris

Vol. I. PHANÉROGAMES LÉGUMIÈRES. 1927 (26 × 17), 570 p.,  
255 figures. Broché..... 75 fr. Cartonné..... 85 fr.

Vol. II. PHANÉROGAMES FRUITIÈRES. 1929. 630 p., 225 fig.,  
Broché..... 80 fr. Relié..... 90 fr.

## LES ARACHNIDES

(Araignées, Scorpions, etc.)

BIOLOGIE -:- SYSTÉMATIQUE

par Lucien BERLAND

Sous-directeur du Laboratoire d'Entomologie au Muséum national  
d'Histoire naturelle de Paris

1932. 1 vol. (26 × 17), 216 pages, 636 figures..... 150 fr.



## ENCYCLOPEDIE PRATIQUE DU NATURALISTE

- Vol. I. Les Arbres, Arbustes et Arbrisseaux forestiers. (Epuisé.)  
II. Les Fleurs des Bois. (Epuisé.)  
III. Les Fleurs des Prairies et des Pâturages. (Epuisé.)  
IV. Les Fleurs des Moissons et des Cultures. (Epuisé.)  
V. Les Fleurs des Marais, Lacs et Etangs. 1921, 243 p., 91 figures, 100 planches coloriées.  
VI. Les Insectes et leurs Dégâts. 2<sup>e</sup> édition, 1931, 96 planches coloriées et 10 planches noires.  
VII. Les Algues marines des Côtes de France. 1921, 242 p., 134 fig., 10 planches noires, 96 planches coloriées.  
VIII. Les Champignons comestibles et vénéneux. (Epuisé; remplacé par XXII et XXIII, 2<sup>e</sup> édition.)  
IX. Les Oiseaux. — Les Oiseaux chanteurs, principales espèces d'Europe. 2<sup>e</sup> édition (en préparation).  
X. Les Plantes médicinales. 1927, 300 pages, 52 figures, 7 planches noires, 96 planches coloriées.  
XI. Les Pierres précieuses et les pierres d'ornementation. 1928, 301 pages, avec 150 figures.  
XII. Les Arbres, Arbustes et Arbrisseaux d'ornement. 1923, 268 p., 100 figures, 96 planches coloriées.  
XIII. Dictionnaire étymologique de la Flore Française. 1923, 221 pages.  
XIV. Histoire naturelle des Moustiques de France. 1923, 225 pages, 201 figures.  
XV. Les Fleurs de Jardins. Tome I. Les Fleurs de Printemps. 1929, 200 pages, 75 portraits, 64 planches coloriées, 5 plans de jardins.  
XVI. Les Fleurs de Jardins. Tome II. Les Fleurs d'Été, volume I. 1930. 175 pages, 91 figures, 64 planches coloriées.

(Voir la suite au dos du titre.)

# Microscopie Pratique

*Le Microscope et ses Applications*

*La Faune et la Flore microscopiques des Eaux*

PAR

G. DEFLANDRE

DOCTEUR DE L'UNIVERSITÉ DE PARIS

DIRECTEUR DES ANNALES DE PROTISTOLOGIE

20 planches coloriées. — 115 planches noires.  
(1.800 figures)



PAUL LECHEVALIER

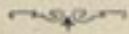
ÉDITEUR

12, RUE DE Tournon, 12

PARIS-VI<sup>e</sup>

1930



- XVII. Les Fleurs de Jardins. Tome III. Les Fleurs d'Été, volume II. 1931, 200 pages, figures, 64 planches coloriées.
- XVIII. Les Insectes parasites de l'Homme et des Animaux domestiques. 1924, 420 pages, 463 figures.
- XIX. Les Fleurs des Montagnes. 1924, 350 pages, 140 figures, 96 planches coloriées.
- XX. La Faune des Lacs, Étangs et Marais. 1923, 315 pages, 225 figures, 20 planches coloriées.
- XXI. Les Fleurs de la Côte d'Azur. 1926, 426 pages, 450 figures, 1 carte, 112 planches, dont 97 coloriées.
- XXII. Les Champignons comestibles et vénéneux. 2<sup>e</sup> édition, tome I, 1926, 244 pages, 42 figures, 14 planches noires, 96 planches coloriées.
- XXIII. Les Champignons comestibles et vénéneux. 2<sup>e</sup> édition, tome II, 1927, 250 pages, 40 figures, 14 planches noires, 96 planches coloriées.
- XXIV. Les Mollusques d'eau douce. 1926, 187 pages, 226 figures dont 28 coloriées.
- XXV. Microscopie pratique. — Le Microscope et ses applications. — La Faune et la Flore microscopiques des Eaux. 1930, 375 pages, 135 planches dont 20 coloriées (représentant 1.800 figures).
- 

## AVANT-PROPOS

---

*Le microscope n'a jamais joui, en France, d'une vogue comparable à celle dont il a été l'objet en Angleterre, en Amérique ou en Allemagne. Aujourd'hui, on trouve dans ces pays de nombreuses sociétés de microscopistes, ainsi que des journaux et des revues consacrés spécialement à la microscopie. Parmi ces sociétés et ces périodiques, il en est de fondation récente; d'autres remontent au siècle dernier. Rien de tout cela n'existe dans notre pays. Quelques efforts ont bien été faits à la fin du dix-neuvième siècle pour tenter d'y répandre le goût des études microscopiques: plusieurs revues ont paru — et disparu — les unes après les autres, sans qu'aucune atteigne seulement sa vingtième année.*

*En fait, le microscope est resté à peu près aussi loin du public que les monumentales lunettes astronomiques des observatoires modernes; seuls, ou à peu près, les savants le connaissent et l'utilisent, et les amateurs de microscopie sont chez nous bien trop rares.*

*Nous voulons tenter, une fois de plus, de secouer cette indifférence; nous présentons donc au public en général, aux étudiants et naturalistes appelés à se servir du microscope, ainsi qu'aux amateurs présents et futurs, une « Introduction à la Microscopie pratique », sorte de manuel élémentaire dans lequel nous avons essayé d'exciter l'intérêt de chacun, tout en lui donnant les moyens pratiques de goûter les joies que ne peuvent manquer de lui*



*procurer ses incursions dans l'un ou l'autre des domaines du microscope.*

*Nous n'avons d'ailleurs pas perdu notre temps à vanter ces joies. Le soin de séduire le lecteur a été laissé à de nombreuses illustrations que nous avons choisies dans un double but : intéresser, documenter. Et documenter particulièrement en ce qui concerne la faune et la flore microscopiques des eaux, sujet inépuisable, sur lequel on ne trouve à peu près rien en langue française.*

*Notre première partie est consacrée à l'instrument lui-même, à son emploi ainsi qu'à la manière de préparer les objets pour les observer dans les meilleures conditions.*

*La seconde partie passe en revue les principales applications du microscope, d'abord et surtout aux sciences naturelles, puis aux autres sciences et à la Technologie. Cette partie ne prétend pas être complète. L'est-on jamais, d'ailleurs ? Nous croyons, cependant, n'avoir rien omis qui présentât un intérêt notoire.*

*Qu'il nous soit permis, en terminant cet avant-propos, de remercier plusieurs personnes qui nous ont aimablement remis quelques dessins originaux ou microphotographies : nous avons tenu d'ailleurs à faire figurer leurs noms dans le cours de l'ouvrage en face des documents prêtés.*

## PREMIÈRE PARTIE

### PRINCIPE DU MICROSCOPE

Le microscope (du grec *micros* : petit et *scopein* : voir) est un instrument d'optique qui permet, comme l'indique son nom, de voir ce qui est petit, ce qui est normalement invisible à l'œil nu. Il révèle ainsi l'existence des êtres vivants de dimensions extrêmement réduites, comme aussi la structure complexe d'objets en apparence homogènes.

Ce pouvoir du microscope est obtenu grâce à des combinaisons de lentilles transparentes, habituellement en verre.

Il est courant d'employer l'expression « regarder de près » lorsqu'on cherche à voir le maximum de détails en rapprochant le plus près possible de l'œil l'objet que l'on désire étudier. On peut donc, si l'on veut, dire du microscope qu'il rapproche les objets de notre œil en nous permettant de les regarder à une distance très faible, ce qui serait impossible sans son aide. L'œil, en effet, cesse de montrer nettement ce qui se rapproche trop de lui. En deçà d'une distance dite distance de la vision normale, l'œil n'accommodé plus, c'est-à-dire qu'il ne modifie plus la courbure du cristallin en rapport avec la distance de l'objet. Cette distance de la vision normale est habituellement de 25 centimètres. Elle est plus courte pour l'œil myope, et plus longue pour l'œil hypermétrope.

Il nous paraît superflu de rappeler en détail les notions élémentaires d'optique sur les lentilles, la réfraction, la formation des images réelles ou virtuelles, toutes choses que l'on trouvera dans les traités de physique les plus simples. Ce serait d'ailleurs sortir du cadre du présent ouvrage. Nous nous contenterons de donner quelques



figures (pl. 1) montrant la marche des rayons dans les principaux cas, en appelant plus spécialement l'attention sur la figure 5 représentant une lentille biconvexe fonctionnant comme loupe. L'objet  $m n$  est situé entre le foyer et la lentille, et cette dernière en donne une image virtuelle  $m' n'$ , droite et agrandie.

Ainsi que chacun a pu le remarquer, les loupes grossissent d'autant plus qu'elles sont plus bombées et plus petites, ce qui correspond à une distance focale (distance du foyer au centre de la lentille) de plus en plus courte.

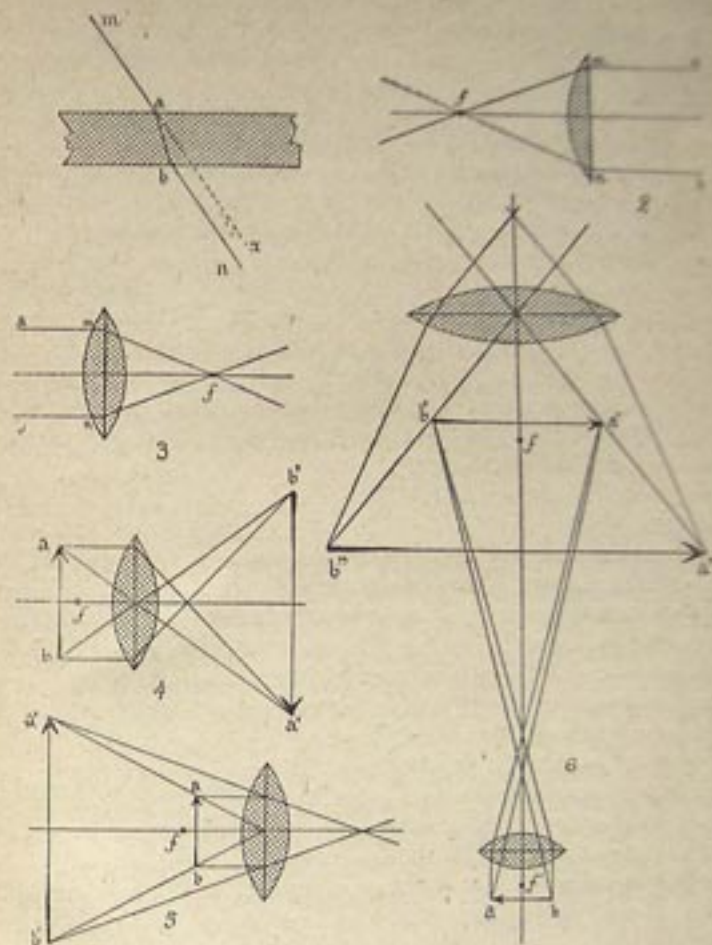
Les très fortes loupes ont été depuis longtemps désignées sous le nom de microscopes. Pour les distinguer des appareils comportant des combinaisons de plusieurs lentilles, on nomme ces derniers microscopes composés, réservant le nom de microscopes simples aux premières.

Le microscope composé comprend deux groupes de plusieurs lentilles. L'un de ces groupes est tourné vers l'objet : c'est l'*objectif*. L'autre est situé près de l'œil de l'observateur : c'est l'*oculaire*.

A l'origine, les microscopes composés ne possédaient

# PL. 1. — SCHEMAS DE LA MARCHE DES RAYONS

**LUMINEUX.** — 1, Rayon tombant obliquement sur une lame de verre à faces parallèles :  $m a b n$ ; 2, les rayons parallèles  $am$  et  $bn$  traversent une lentille plan-convexe et se réfractent en passant par son foyer  $f$ ; 3, même marche des rayons, dans le cas d'une lentille convexe; 4, un objet  $a b$ , situé au delà du foyer de la lentille convexe, donne une image réelle, agrandie, renversée :  $a' b'$ ; 5, l'objet  $a b$ , situé entre le foyer et la lentille, donne une image virtuelle, droite, agrandie,  $a' b'$  : c'est le cas de la loupe; 6, marche des rayons dans un microscope composé : l'objet,  $a b$ , situé un peu au delà du foyer de la 1<sup>re</sup> lentille (objectif), donne une image réelle, renversée, agrandie, qui se forme entre la lentille oculaire et son foyer :  $a' b'$ ; cette image est reprise par la lentille oculaire, fonctionnant comme loupe; elle reste renversée, est encore plus agrandie :  $a'' b''$ .



Schémas de la marche des rayons lumineux.



qu'une seule lentille formant l'objectif et une formant l'oculaire. Notre figure 6, planche 1, rend compte de la marche des rayons dans un tel système optique. L'objectif, qui est une forte lentille biconvexe ou plan-convexe, donne de l'objet placé un peu au delà de son foyer une image réelle, renversée et agrandie. La lentille oculaire fonctionne comme une loupe et agrandit encore l'image fournie par l'objectif. *Cette image reste toujours renversée.*

Quel que soit le nombre des lentilles, quelle que soit la puissance du microscope, la marche des rayons est en principe identique.

On comprend facilement que, pour que les deux lentilles fonctionnent ainsi qu'il vient d'être dit, il faut que leur distance soit calculée, afin que l'image réelle donnée par l'objectif se forme bien entre la lentille oculaire et son foyer. Il faut aussi, et cela tombe sous le sens, que les lentilles soient parfaitement centrées, et enfin que l'objet soit situé à sa place exacte.

Toutes ces conditions sont réalisées grâce à la monture du microscope.

Le grossissement, dans le microscope composé, dépendra d'abord de l'objectif. Plus celui-ci aura une courte distance focale, plus élevé sera le grossissement. L'image qu'il fournira étant observée à travers l'oculaire fonctionnant comme loupe, le grossissement dépendra donc aussi de la longueur focale de cet oculaire. Il sera d'autant plus fort que cette longueur focale sera plus courte.

Notons donc que les objectifs à très petites lentilles, souvent à monture courte, sont les plus forts, et que les oculaires les plus longs sont, eux, les plus faibles.

Ces notions acquises, nous allons rappeler en quelques lignes, par quelles étapes dut passer le microscope avant d'aboutir à l'instrument compliqué et perfectionné qu'il est aujourd'hui.

## HISTORIQUE

La taille des lentilles remonte à la plus haute antiquité (1) : une lentille de cristal de roche fut retrouvée dans les ruines de Ninive. C'était une lentille plan-convexe. D'après Pline, Néron aurait contemplé le combat des gladiateurs à travers une émeraude polie. Comme par ailleurs on sait que Néron était myope, on en peut conclure que cette émeraude était taillée en lentille concave.

Le pouvoir grossissant des boules de verre remplies d'eau est déjà mentionné par Sénèque. Pline rapporte également que ces boules de verre pleines d'eau, ainsi d'ailleurs que des lentilles de verre, étaient employées par les médecins de son temps pour cautériser les tissus malades.

Les premières données certaines que l'on possède sur le pouvoir grossissant des lentilles, en l'espèce des lentilles plan-convexes, remontent au <sup>xii</sup><sup>e</sup> siècle. Roger Bacon, au milieu du <sup>xiii</sup><sup>e</sup> siècle, mentionne alors le grossissement par les lentilles convexes : ce sont vraiment les premières loupes. A ce moment, l'usage des lunettes pour corriger la vue se répand et devient général.

Il nous faut cependant attendre jusqu'au <sup>xvi</sup><sup>e</sup> siècle pour voir utiliser au point de vue scientifique le pouvoir grossissant des lentilles. A cette époque, Hufnagel, de Francfort, publie un ouvrage sur les insectes, illustré de 50 gravures sur cuivre. Bientôt après apparaissent toute une série d'opuscules sur des recherches microscopiques, bien entendu effectuées avec des microscopes simples.

Parmi les travaux publiés à cette époque, nous citerons seulement ceux de Leeuwenhoek, de Delft (1632-1723), dont les observations, toutes faites au moyen de microscopes simples construits de ses propres mains, sont particulièrement remarquables. C'est lui qui a pour la première fois

1. Schaffer, *Das Mikroskop*. A. N. u. G. 1914.



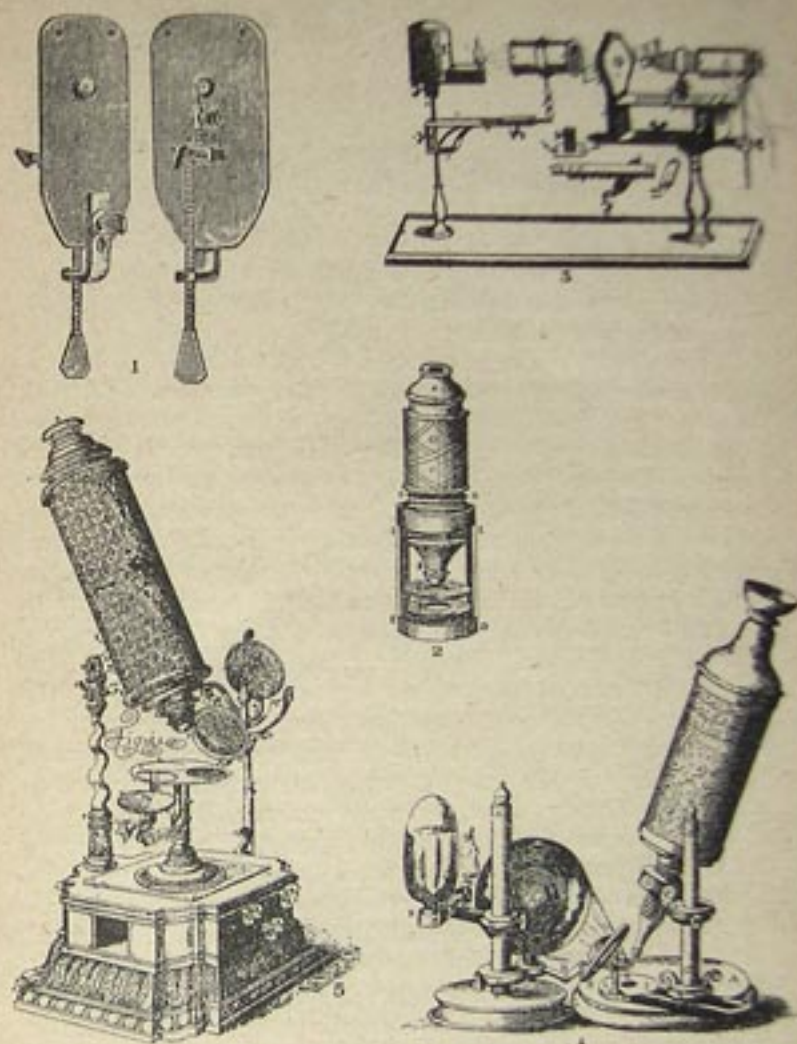
figuré et décrit des Bactéries, en l'espèce des Bactéries de la cavité buccale, qu'il appelait « levende diertkens », animaux vivants. Les dessins qu'il a donnés sur le développement de la puce sont étonnants pour l'époque et montrent des facultés d'observation extrêmement développées. « Il est prouvé, dit Langeron (*Précis de Microscopie*, 4<sup>e</sup> éd., p. vi) qu'avec ces instruments rudimentaires (simples lentilles biconvexes très petites), il vit le premier dans les selles le *Giardia intestinalis*, flagellé dont la longueur ne dépasse pas 15 à 20 millièmes de millimètre. »

Leeuwenhoek utilisait pour chaque grossissement un microscope particulier, qu'il tenait à la main. J. von Muschenbroek perfectionna la partie mécanique du microscope en adaptant des lentilles interchangeables, puis en ajoutant un pied.

Nous passerons sous silence les divers perfectionnements successifs que l'on apporta au microscope simple, et qui ne firent qu'en faciliter l'utilisation, sans reculer les limites de son pouvoir.

Un des premiers microscopes composés est celui de R. Hooke, qui comprenait trois lentilles biconvexes (fig. 4, pl. 2). Il ne permettait que l'observation à la lumière réfléchie. Peu après on en construisit pour l'observation à la lumière transmise. Nos figures 2 et 3, planche 2, représentent ceux de Bonanni (1691) et notre figure 5, planche 2, celui de Hertel. Ce dernier présente, à la partie inférieure, un miroir réfléchissant la lumière qui pénètre dans l'objectif après avoir traversé l'objet.

Tous ces microscopes présentaient de graves défauts inhérents aux lentilles mêmes : *aberration de sphéricité*, enlevant la netteté aux bords de l'image, et surtout *aber-*



Microscopes anciens.

Pl. 2. — MICROSCOPES ANCIENS. — 1. Microscope simple de Leeuwenhoek ; 2. microscope composé à main de Bonanni ; 3. microscope composé à éclairage artificiel de Bonanni ; 4. microscope composé de R. Hooke ; 5. microscope composé de Hertel.



ration chromatique, entourant les bords de l'image de bandes colorées dues à la décomposition de la lumière par les lentilles.

Ces défauts étaient d'autant plus accentués que la courbure des lentilles était plus forte, et ils atteignaient un tel degré aux forts grossissements que le microscope composé en fut un moment discrédité et certains savants revinrent au microscope simple.

On corrigeait bien un peu ces aberrations par l'interposition de diaphragmes ne laissant plus passer que les rayons centraux, mais alors, le champ devenait très étroit et la luminosité extrêmement faible.

L'invention des microscopes achromatiques détrôna définitivement le microscope simple. Dans ces microscopes, on utilise le procédé de correction de l'aberration chromatique appliqué pour la première fois par un opticien de Londres, Dollond, en 1757. Ce procédé consiste à combiner deux lentilles, l'une convexe, l'autre concave, constituées de deux sortes de verre. La première est en *crown*, verre moins réfringent que le *flint*, employé pour la seconde, la lentille concave. Le flint est un cristal plus riche en oxyde de plomb que le cristal ordinaire; c'est donc un verre très dense et très réfringent.

A partir de cette époque, le microscope composé possède à peu près la silhouette qu'il a encore aujourd'hui. En France, en Angleterre, en Allemagne, les divers constructeurs apportent chacun des perfectionnements à la fois à la partie optique et à la partie mécanique. Dans le *Traité des Microscopes et de leur usage*, par A. Chevalier, livre facile à se procurer, on trouvera l'exposé des premiers essais de construction de microscopes achromatiques. Résumer, même succinctement, l'histoire de cet instrument depuis cette époque jusqu'à nos jours, nous entraînerait beaucoup trop loin, et ceux que le sujet intéresse trouveront d'ailleurs facilement à se documenter dans des écrits contemporains.

Successivement les objectifs faibles et forts ainsi que les

oculaires, sont construits de plus en plus parfaitement. L'invention des objectifs à immersion marque alors un grand pas en avant. L'immersion à l'eau est détrônée par l'immersion à l'huile, ou immersion homogène. Les objectifs spéciaux apparaissent, la microphotographie se développe de plus en plus. Les verres des microscopes finissent par être calculés avec une précision telle que les limites de la visibilité compatibles avec la structure de l'œil humain sont pratiquement atteintes. Langeron (*Précis de Microscopie*, 4<sup>e</sup> éd., p. 115) peut écrire en 1925 : « Il semble qu'actuellement il soit difficile de perfectionner beaucoup les objectifs et les oculaires... Les progrès viendront plutôt soit du côté de la vision binoculaire, soit du côté de la projection... »

## DESCRIPTION DU MICROSCOPE

Tous les microscopes modernes se présentent sous un aspect sensiblement identique : on y distingue une monture ou *partie mécanique* supportant la *partie optique* : objectif, oculaire et appareil d'éclairage.

### PARTIE MÉCANIQUE

La partie mécanique comprend en principe le pied, la platine et le tube.

#### Le pied

doit être lourd, pour assurer la stabilité de l'instrument. Suivant les constructeurs, il épouse la forme d'un fer à cheval ou celle d'un trépied (pied dit anglais), en fonte de fer ou en fonte de cuivre. Il est muni ou non d'une charnière permettant l'inclinaison de la partie supérieure. Les microscopes de grand modèle sont tous munis de cette charnière. Les moyens et petits modèles sont souvent



construits avec ou sans charnière, ce qui permet, dans le dernier cas, d'en réduire un peu le prix.

Le microscope inclinant est surtout utile lorsqu'on veut faire de la microphotographie. Il permet aussi de travailler avec moins de fatigue si on le penche légèrement de manière à amener l'oculaire à la hauteur de l'œil lorsqu'on est assis. Malheureusement cette position ne peut être utilisée qu'avec des préparations définitives, et dans le travail courant, on se sert presque toujours du microscope dans la position verticale.

Le pied supporte la platine et le tube.

### La platine

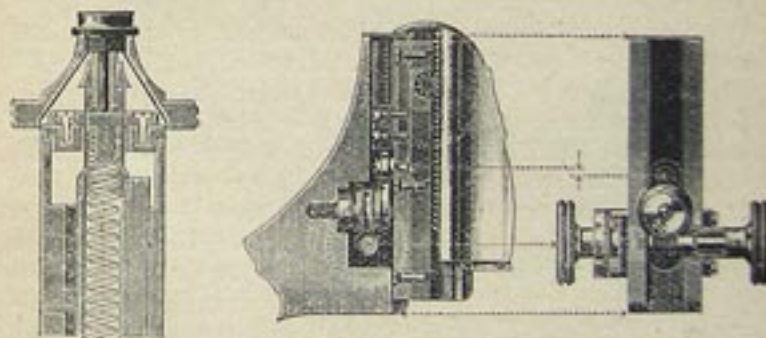
est destinée à recevoir les préparations. Elle est percée au centre d'une large ouverture circulaire laissant passer la lumière fournie par l'appareil d'éclairage.

Dans les grands microscopes, cette platine est, la plupart du temps, ronde et tournante. Elle peut se mouvoir autour d'un axe formé par un collier, et en outre, deux vis latérales (fig 1, pl. 3) permettent de lents déplacements en tous sens, et sont très commodes pour le centrage exact des préparations.

Certains modèles sont pourvus d'une platine à chariot (fig. 1, pl. 4) ou à double mouvement dans deux directions perpendiculaires. Ces platines à chariot offrent des déplacements de grande amplitude et facilitent beaucoup l'examen des préparations étendues.

Le chariot (fig. 5, pl. 4) est généralement superposé à une platine fixe, carrée. Parfois il est adapté sur la platine tournante décrite ci-dessus et combine ainsi les avantages des deux appareils : précision et mouvement

**Pl. 3. — MICROSCOPE MODERNE. MOUVEMENTS LENTS.** — En haut, microscope moderne montrant les différentes parties; en bas, à gauche, l'ancienne vis micrométrique; à droite, mouvement lent moderne.



Détail du microscope et des vis micrométriques.



lent de la platine tournante, rapidité et grande amplitude du chariot à mouvements rectangulaires.

Les platines à chariot possèdent généralement des verniers ou tout au moins une graduation en millimètres, permettant de mesurer les déplacements effectués par la préparation et pouvant servir à noter des points de repères pour retrouver plus tard un objet intéressant au milieu d'autres.

Les platines carrées fixes ainsi que les platines tournantes sont munies de deux valets servant à fixer la préparation. Dans les platines à chariot, il y a le plus souvent une équerre réglable avec un levier à ressort agissant latéralement, et d'un emploi très commode, plus pratique que les valets, car on peut manier ce levier d'une seule main.

### La potence

n'est que la partie supérieure du pied. C'est elle qui supporte le tube. Dans les anciens modèles, que l'on construit d'ailleurs encore un peu aujourd'hui, cette potence renfermait le mécanisme à vis micrométrique servant à la mise au point exacte. Aujourd'hui, c'est une simple poignée, à l'extrémité de laquelle est placé le système de mouvement lent, et qui sert à manier et transporter commodément l'ensemble de l'appareil.

Comme nous l'avons vu précédemment, il est nécessaire, pour que la vision soit parfaitement nette, que l'objet soit situé à une distance très précise de l'objectif.

Dans le microscope de Hertel (voir plus haut), le tube était fixe et c'était l'objet qui en était éloigné ou rapproché au moyen d'un système compliqué de crémaillères. Cette disposition était peu pratique, surtout avec l'emploi de la lumière artificielle, car elle obligeait à modifier sans cesse la position du miroir. Elle n'est plus employée aujourd'hui que dans des appareils tout à fait spéciaux (certains microscopes destinés à la métallographie).

Dans tous les appareils modernes, le tube est mobile

verticalement et c'est lui qui s'éloigne ou se rapproche de l'objet qui reste, lui, dans le même plan. Ce mouvement du tube s'effectue rapidement au moyen d'une crémaillère, et lentement au moyen du mouvement lent ou vis micrométrique.

### La crémaillère

est fixée au tube lui-même; elle porte des dents obliques et s'engrène avec un petit pignon à dents également obliques; deux dents sont toujours en prise à la fois, ce qui évite tout retard dans la transmission. Deux grandes molettes placées de chaque côté du pignon permettent de l'actionner.

Dans certains petits microscopes, le mouvement rapide s'effectue par le glissement à frottement doux du tube dans un cylindre (fig. 4, pl. 5), ou bien encore, grâce à un excentrique (fig. 3, pl. 5). Il existe aussi des moyens modèles sans crémaillère, mais à vis micrométrique. Ils ne sont pas à conseiller.

### Les mouvements lents

ou vis micrométriques sont de deux sortes.

Les anciennes vis micrométriques (fig. 2, pl. 3) sont placées verticalement et agissent de haut en bas, tandis qu'un fort ressort antagoniste repousse l'ensemble vers le haut. La tête de la vis porte habituellement une graduation en centièmes de millimètres, qui permet d'évaluer approximativement l'épaisseur des objets en mettant successivement au point leurs parties inférieure et supérieure, et en lisant la différence sur la graduation au moyen de l'index disposé à cet effet (1).

Le mécanisme micrométrique adopté aujourd'hui par tous les constructeurs est beaucoup plus perfectionné et d'une précision bien plus grande. La vis micrométrique

1. Il faut multiplier le chiffre lu par l'indice de réfraction du milieu dans lequel se trouve l'objet.



ne pouvait en effet être taillée trop finement, à la fois par suite des difficultés de la taille et pour éviter son usure trop rapide. En fait, on s'en tenait à un pas de  $0^{\text{m}}/_{\text{m}} 5$ .

Les nouveaux mouvements lents (fig. 3, pl. 3) ont des dispositifs différents suivant les constructeurs, mais leur principe est le même. Il consiste à agir sur la vis micrométrique par l'intermédiaire de leviers ou d'engrenages qui permettent de faire effectuer à cette vis des déplacements de très petite amplitude. Un avantage, très grand, de ces nouveaux modèles, est que le tube cesse de descendre dès que l'objectif touche la préparation. Dans l'ancien système, le contact avec la préparation n'était pas sensible à la main. Il arrivait donc que, croyant avoir encore de la marge, on continuait à tourner la vis, et la démultiplication du mouvement donnant une très grande force, on enfonçait, sans même s'en apercevoir, l'objectif dans la préparation, brisant celle-ci et parfois endommageant la lentille frontale de l'objectif.

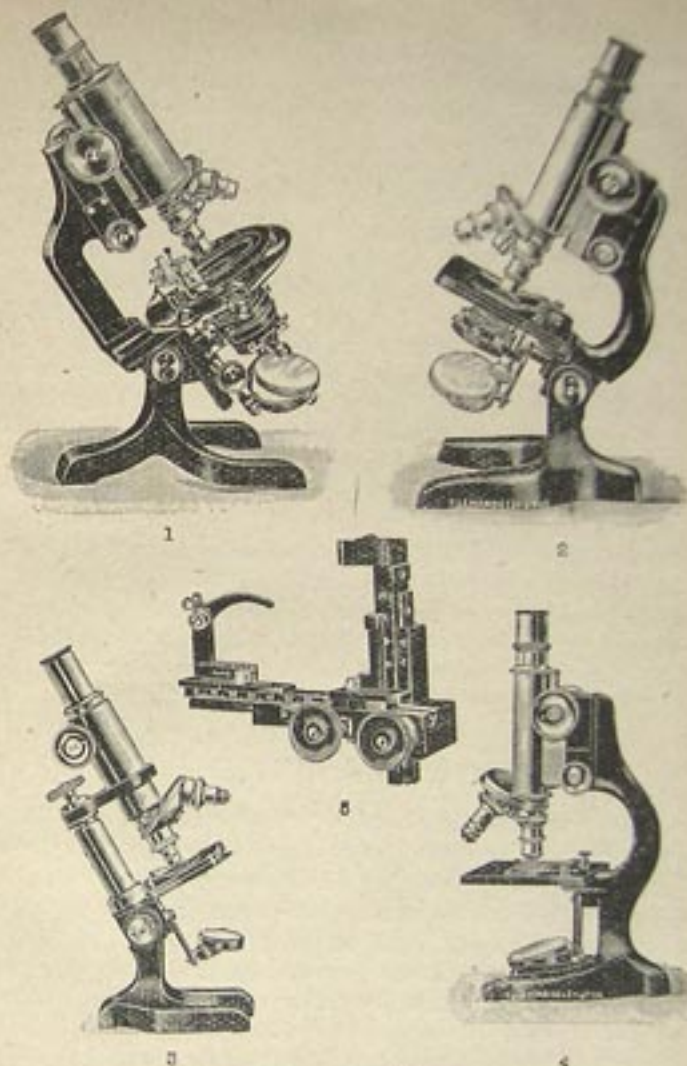
Arrivons enfin à la dernière partie de la monture :

### Le tube.

C'est lui qui porte à son extrémité inférieure l'objectif, et à sa partie supérieure l'oculaire. Il en assure le centrage exact. Le tube est d'un diamètre un peu supérieur à celui des oculaires. Les très larges tubes (fig. 1, pl. 4) sont

### Pl. 4. — MICROSCOPES MODERNES. GRANDS ET MOYENS MODELES. —

1. Microscope grand modèle n° 1, avec grande platine ronde tournante et mobile, éclairage Abbe centrable, diaphragme iris à excentrement, revolver à 4 objectifs; 2. microscope n° 2 a, à platine carrée fixe, éclairage Abbe; 3. microscope dit P. C. N., à vis micrométrique simple; 4. microscope n° 3, à vis micrométrique latérale, mais sans inclinaison; 5. platine mobile à mouvements rectangulaires, pouvant s'adapter sur les platines carrées fixes telle que celle du microscope n° 2 (microscopes de la Maison Lemardeley, 127, rue de la Glacière, Paris, 13°).



Microscopes d'étude.



surtout nécessaires pour la microphotographie. Les microscopes grands et moyens ont un tube formé de deux cylindres creux glissant à frottement doux l'un dans l'autre. Le tube intérieur porte une graduation en millimètre et c'est lui qui reçoit les oculaires. Les objectifs se vissent à la partie inférieure du tube.

La grosse majorité des constructeurs français et étrangers ont adopté pour les objectifs un pas de vis unique, ce qui fait que les objectifs de n'importe quelle construction peuvent être adaptés sur une monture de provenance quelconque.

Un dernier accessoire de la monture est le revolver porte-objectif. Cet appareil est adapté au tube et les objectifs se vissent sur le revolver qui permet leur changement instantané. Il est absolument nécessaire à tous ceux qui se servent du microscope un peu couramment. Il est constitué en principe par deux calottes de sphère concentriques (fig. 1, pl. 3), adaptées étroitement l'une sur l'autre. La calotte inférieure porte de deux à quatre bagues filetées sur lesquelles se vissent les objectifs.

Les microscopes grand modèle doivent être pourvus d'un revolver pour quatre objectifs. Les moyens modèles portent habituellement un revolver à deux objectifs, qui est déjà très utile.

### Montures simplifiées.

Avant de quitter ce chapitre sur les montures, il nous faut encore mentionner les plus simples d'entre elles, celles qui sont construites pour les microscopes de petit modèle, dans les conditions les moins onéreuses possibles (pl. 5, fig. 3, 4).

Certaines de ces montures imitent en petit celles qui ont été décrites ci-dessus. Toutes différentes sont les montures des *microscopes à niche* (fig. 4, pl. 5).

Dans ces appareils, le tube portant la partie optique glisse à frottement doux dans un tube qui s'élargit vers la

base. Ce tube est découpé à la partie antérieure en une sorte de niche, ce qui a valu ce nom aux *microscopes*. Cette niche découvre la platine, ronde, avec ou sans valets. La partie inférieure de la monture porte le miroir qui constitue l'appareil d'éclairage.

Evidemment, les microscopes de petit modèle ne peuvent être comparés aux appareils sérieux, mais ils peuvent néanmoins permettre à un débutant de prendre contact avec le microscope. A ce point de vue, il ne les faut donc point dénigrer, quelque grands que soient leurs défauts, optiques ou mécaniques. Combien de chercheurs ont débuté avec de très modestes instruments et ont réussi à voir, avec des moyens très précaires, des détails qu'une personne non exercée ne pourrait découvrir avec un bon appareil.

### PARTIE OPTIQUE

La partie optique du microscope comprend l'objectif, l'oculaire, l'appareil d'éclairage. Nous allons envisager successivement ces trois parties, mais seulement au point de vue pratique. Nous laisserons donc de côté toutes les considérations théoriques. Ceux qui désireront connaître l'optique du microscope à ce point de vue pourront consulter le chapitre très complet que Langeron a consacré à ce sujet dans son *Précis de Microscopie*. D'ailleurs il y aura lieu de se reporter à cet excellent ouvrage dès que l'on désirera entrer plus à fond dans l'étude de la microscopie générale.

#### Objectif.

L'objectif est la partie la plus importante du microscope. C'est surtout de l'objectif que viennent les qualités et les défauts principaux d'un appareil, aussi y a-t-il lieu, lors d'un achat, de porter toute son attention sur les objectifs.

La lentille inférieure de l'objectif, celle qui est tournée vers l'objet, se nomme lentille frontale. D'elle dépend sur-



tout le grossissement. Plus cette lentille est grande et peu bombée, plus faible est le grossissement. Au contraire, dans les objectifs les plus puissants, c'est-à-dire ceux qui donnent les plus forts grossissements, la lentille frontale est extrêmement petite. Elle mesure tout au plus 1 millimètre de diamètre dans certains objectifs à immersion.

Derrière cette lentille frontale sont disposées d'autres lentilles dont la fonction est de corriger les défauts de l'image, aberration sphérique et aberration chromatique, dont nous avons parlé plus haut.

### Objets achromatiques et apochromatiques.

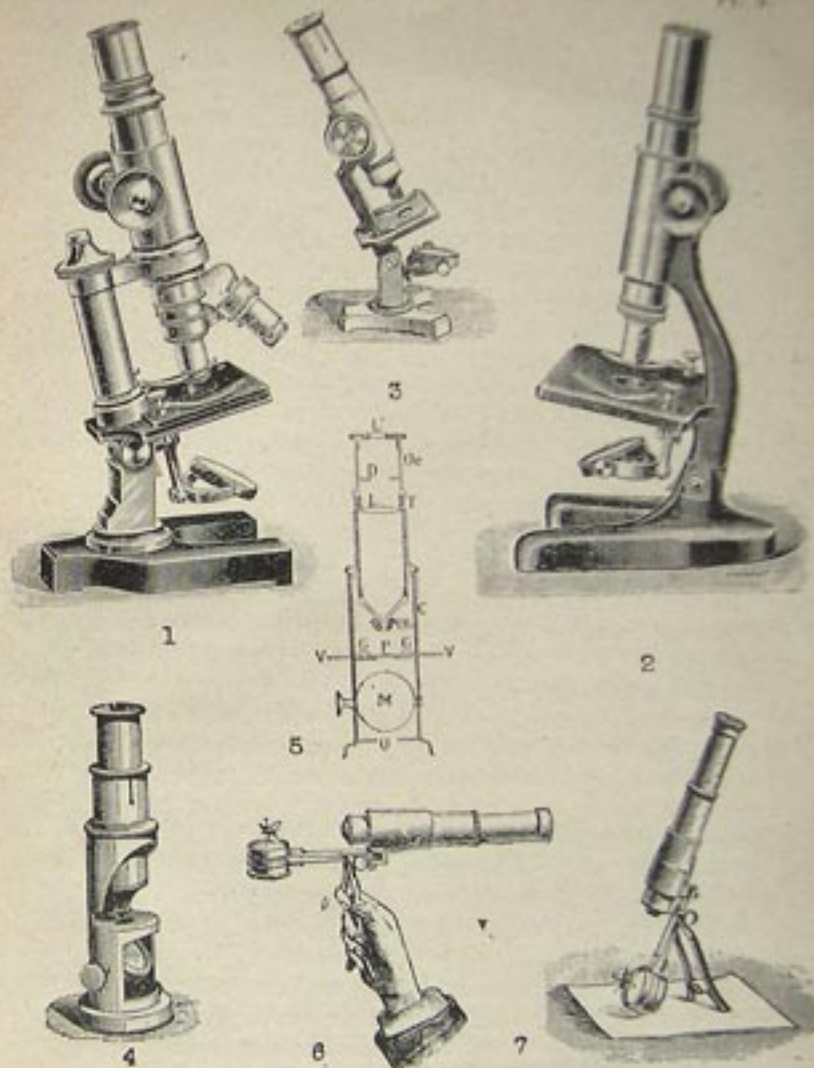
Au point de vue de leur construction, on divise les objectifs en deux catégories : les objectifs achromatiques et les objectifs apochromatiques.

Les premiers sont construits avec des verres spéciaux, et, actuellement, on est arrivé à une très grande perfection. Seuls des micrographes (1) très exercés peuvent déceler dans ces objectifs l'existence d'un reste d'aberration chromatique. Dans les objectifs dits apochromatiques, ce défaut est supprimé et ces objectifs représentent ce qui se construit de plus parfait pour la vision microscopique.

Pour réaliser ce résultat, il a fallu faire entrer dans la

1. Ce nom de micrographes désigne plus spécialement ceux dont les études ou les travaux exigent l'emploi constant du microscope.

**Pl. 5. — MICROSCOPES MOYENS ET PETITS MODELES.** — 1. Microscope D8, genre P. C. N., à vis micrométrique; 2, microscope D5, à inclinaison, sans vis micrométrique; 3, microscope D4, à mise au point par bouton et excentrique; 4, microscope à niche D2, avec valets (qui ne sont pas figurés); 5, le même microscope, vu en coupe; 6 et 7, microscope de poche Da2 (microscopes de la Maison Vion, 38, rue de Turenne, Paris). (Cette maison possède un grand nombre de modèles de microscopes petits et moyens, parmi lesquels ceux désignés ci-dessus sont les plus avantageux.)



Microscopes simplifiés.



construction de ces objectifs non seulement des verres spéciaux, mais aussi un minéral, la fluorine (spath fluor, fluorure de calcium), qui présente des qualités particulières. Ce minéral, très commun dans la nature à l'état pur, est malheureusement très rare sous une forme utilisable en optique. Aussi les objectifs apochromatiques, par ailleurs très difficiles à construire, sont-ils d'un prix très élevé. Ajoutons aussi qu'ils sont fragiles et qu'assez souvent ils s'altèrent spontanément. Les constructeurs garantissent généralement ces objectifs, et les réparent, ou les échangent s'ils n'ont pas été démontés.

Pratiquement, on n'utilise donc les objectifs apochromatiques que pour les recherches de très grande précision, ainsi que pour la microphotographie. Dans ce dernier cas, les apochromatiques sont alors particulièrement à recommander, car leur supériorité sur les objectifs achromatiques apparaît évidente — ce qui ne veut pas dire qu'on ne peut obtenir d'excellents clichés avec ceux-ci, lorsqu'il s'agit de sujets s'y prêtant.

En dehors des objectifs achromatiques et apochromatiques, il existe encore une autre sorte d'objectifs que nous ne ferons que mentionner en passant : ce sont les objectifs monochromatiques. Ces objectifs sont uniquement destinés à la microphotographie en lumière ultra-violette. Ils ne servent donc pas à la vision directe au microscope. Ils sont construits entièrement en quartz fondu, parce que les verres ne sont pas perméables aux rayons ultra-violets. Toute l'optique du microscope (oculaires, lentilles de l'appareil d'éclairage) ainsi que les lames et lamelles employées pour les préparations doivent être aussi en quartz fondu. Ces objectifs, qui coûtent excessivement cher, ont un emploi très limité et qui sort de notre cadre.

Ajoutons, pour être complets, que l'on construit encore aujourd'hui des objectifs non achromatiques, d'un prix modique, et qui sont adaptés aux petites montures (microscopes à niche) dont nous avons parlé plus haut.

## Objectifs à sec et objectifs à immersion.

On divise encore les objectifs en deux catégories : les objectifs à sec et les objectifs à immersion.

Dans les objectifs à sec, le milieu interposé entre la lentille frontale et la préparation est l'air, tandis que dans les objectifs à immersion, la lentille frontale baigne dans un liquide, eau ou huile de cèdre suivant l'objectif.

Les objectifs faibles et moyens sont toujours des objectifs à sec, sauf le cas particulier des objectifs dits chercheurs de plancton, qui sont à immersion à eau.

Les objectifs forts sont soit à sec, soit à immersion à huile de cèdre. On qualifie aussi souvent ces derniers d'objectifs à immersion homogène, parce que l'huile de cèdre a le même indice de réfraction (1,515) que le verre et que le milieu (baume du Canada) qui entoure l'objet examiné. Les rayons lumineux parcourent donc un milieu homogène au point de vue de ses qualités optiques. Ils ne subissent donc pas plusieurs réfractions comme dans le cas des objectifs à sec, ou à immersion à l'eau.

Ces derniers, dont nous n'avons pas encore parlé, ont été les premiers objectifs à immersion qui aient été construits. Bien que leur construction soit à l'heure actuelle à peu près abandonnée, par suite de leur emploi très limité, ces objectifs représentaient déjà un très grand progrès sur les objectifs à sec.

Il existe enfin des objectifs à immersion au monobromure de naphthaline, d'ouverture numérique très grande (voir plus loin), qui ne servent qu'à l'étude de diatomées de structure particulièrement fine.

## Qualités d'un objectif.

Voyons maintenant quelles sont les qualités que doit présenter un objectif. Le but est l'obtention d'une image microscopique montrant avec une netteté parfaite et une



clarté suffisante, les détails de structure les plus fins d'un objet donné.

La netteté dépend de la correction des aberrations dont nous avons parlé dans le premier chapitre, et en principe, elle est excellente dans un objectif bien construit.

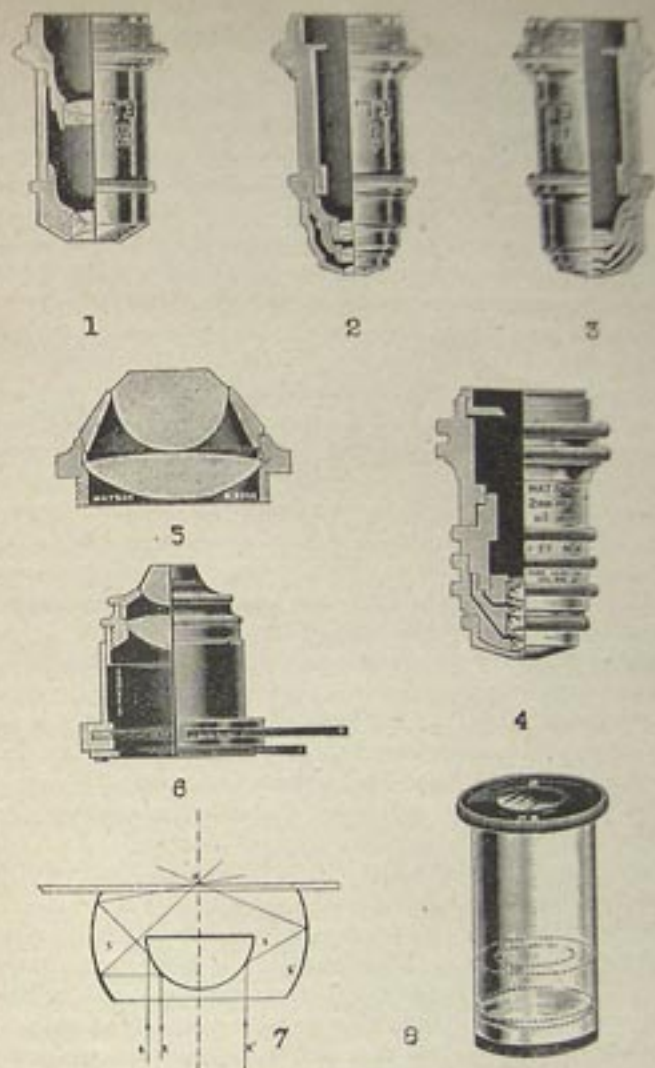
Le pouvoir de montrer de fins détails s'appelle *pouvoir séparateur* ou *pouvoir résolvant*.

A première vue, on pourrait croire que ce pouvoir dépend seulement du grossissement, et cependant il n'en est rien, ou à peu près. De deux objectifs donnés, le plus faible pourra fort bien montrer des détails que le second, qui fournira cependant une plus grande image, sera incapable de déceler. Ce fait paraît paradoxal, mais l'explication — au moins grossière — en est cependant assez simple.

La perception de l'espace qui sépare deux points ou deux lignes excessivement rapprochés dépend uniquement de l'entrée dans l'objectif de certains rayons lumineux dont la direction a été changée par ces points ou lignes et qui s'écartent très fortement de l'axe optique du microscope. Pour que ces rayons extrêmes pénétrèrent dans l'objectif, il faut que celui-ci ait ce qu'on appelle un grand angle d'ouverture.

L'angle d'ouverture est l'angle que l'on obtient en joignant un point de l'objet observé, aux bords de la lentille, munie de son diaphragme, lorsque l'appareil est au point, c'est-à-dire lorsque l'image est nette.

Plus la lentille dans ces conditions est rapprochée de l'objet, et aussi plus la lentille elle-même est grande, plus



Microscope : détails.

**Pl. 6. — OBJECTIFS, OCULAIRE, ECLAIRAGE**

**ABBE.** — 1, Objectif à sec faible; 2, objectif à sec puissant; 3, objectif à immersion homogène; 4, objectif apochromatique à immersion homogène; 5, éclairage Abbe, en coupe; 6, éclairage Abbe, avec diaphragme iris; 7, schéma de la marche des rayons dans un appareil d'éclairage à fond noir; 8, oculaire Huyghens; le pointillé supérieur représente la place du diaphragme, le pointillé inférieur, la lentille du bas, ou collectrice.



grand est l'angle d'ouverture. Pour augmenter l'angle d'ouverture il faut donc rapprocher l'objectif de l'objet ; donc augmenter le grossissement. Il faudrait pouvoir obtenir ce résultat sans diminuer les dimensions de la lentille, c'est pourquoi le raccourcissement de la distance focale s'obtient de préférence en augmentant la courbure. Mais les plus puissantes lentilles sont depuis longtemps hémisphériques — doublées d'un ménisque convergent — et par conséquent on a dû, ne pouvant augmenter la courbure, se rabattre sur la diminution des dimensions pour obtenir de très courtes distances focales, donc de très forts grossissements, en même temps que des angles d'ouverture assez élevés.

Il n'était plus possible d'augmenter l'angle d'ouverture qu'en ouvrant davantage le diaphragme réduisant l'image donnée par la lentille frontale. Mais, cela n'était possible, sans nuire à la qualité de l'image, qu'en perfectionnant les systèmes de lentilles qui corrigent les aberrations, systèmes placés derrière la lentille frontale. C'est ce perfectionnement qu'on a obtenu dans les objectifs apochromatiques, qui, à grossissement égal, ont un angle d'ouverture plus grand que les objectifs ordinaires.

En résumé, le pouvoir séparateur ou pouvoir résolvant dépend de l'angle d'ouverture de l'objectif. Pour des raisons d'ordre pratique, on n'emploie pas, pour désigner l'angle d'ouverture d'un objectif, la valeur de cet angle exprimée en degrés, car celle-ci est dépendante de la densité du milieu. On lui substitue une valeur appelée *ouverture numérique*.

L'ouverture numérique est le produit du sinus du demi angle d'ouverture dans un milieu donné par l'indice de réfraction dudit milieu. Ce produit est constant pour un même cône lumineux, quel que soit le milieu traversé. Et c'est pour donner une idée de ce qu'est l'ouverture numérique que nous avons cru bon d'introduire ici les quelques données théoriques un peu arides — quoique simplifiées — ci-dessus.

L'ouverture numérique est, en effet, donnée par tous les constructeurs dans leurs catalogues, et il importe donc que l'on soit au courant de ce que représentent les chiffres qui sont placés en face du grossissement des objectifs, particulièrement pour ce qui regarde les objectifs à immersion.

Pratiquement, l'ouverture numérique des plus forts objectifs à sec n'atteint pas l'unité. Elle est de 0,80 à 0,90 pour les objectifs achromatiques à foyer voisin de 3 millimètres. Les objectifs à immersion achromatiques bien construits ont une O. N. de 1,28 à 1,30, les apochromatiques de 2 millimètres de 1,32 à 1,40. L'ouverture numérique maxima des objectifs destinés à la vision microscopique est de 1,60 (objectif à immersion au monobromure de naphthaline). Elle atteint 2,5 dans les objectifs monochromatiques mentionnés plus haut.

### Tests.

Pour éprouver les qualités des objectifs, les micrographes utilisent depuis longtemps des préparations particulières, les *tests*.

Ce sont des objets qui présentent de fins détails de structure qui n'apparaissent bien nettement qu'avec les bons objectifs.

Lorsqu'on veut se rendre compte du pouvoir définissant, c'est à-dire de la netteté de l'image, on peut prendre n'importe quelle préparation ; mais pour ce qui regarde le pouvoir résolvant, on a avantage à se servir d'objets parfaitement connus et bien définis. Les plus employés des tests sont des diatomées : *Pleurosigma angulatum*, *Surirella gemma* et *Amphipleura pellucida*.

*Pleurosigma angulatum*. — Un bon objectif à sec grossissant 500 fois montre, en lumière oblique, trois systèmes de stries, l'un perpendiculaire, les deux autres obliques par rapport à la nervure médiane.

Avec un objectif à immersion, on doit résoudre ces trois



systèmes de stries avec l'éclairage central. A un très fort grossissement, on aperçoit enfin des perles rondes, brillantes, parfaitement alignées (fig. 2, 3, pl. 108).

*Surirella gemma*. — Vue à un faible grossissement, 100 diamètres par exemple, cette diatomée, elliptique, montre une nervure médiane accompagnée de stries espacées irrégulièrement, perpendiculaires à cette nervure (voir fig. 11, pl. 105).

Entre ces stries, un bon objectif à sec en montre d'autres, extrêmement fines. Ces stries se résolvent enfin, avec un objectif à immersion, en rangées de perles (voir fig. 1, pl. 108).

*Amphiptera pellucida*. — C'est le test courant le plus difficile à résoudre : cette diatomée présente de chaque côté de la nervure médiane, des stries extraordinairement fines, que fait parfaitement ressortir notre photographie (fig. 4, pl. 108).

### Notation des objectifs.

Nous arrivons maintenant à la notation des objectifs. Disons tout de suite que cette notation diffère selon le constructeur et que l'objectif n° 2 de Stiasnie, par exemple, ne correspond pas à l'objectif 2 de Leitz ou de Koritska. Langeron a donné, dans la quatrième édition de son *Précis*, une Table de concordance des objectifs et des oculaires de plusieurs des principaux constructeurs, table que l'on pourra à l'occasion consulter, bien qu'elle ne mentionne que deux de nos constructeurs français.

Les objectifs à sec sont généralement désignés par les chiffres 1, 2, 3... 8, 9, le 1 étant le plus faible. Les objectifs à immersion portent sur leur monture leur distance focale exprimée en fraction de pouce anglais :  $1/10$ ,  $1/12$ ,  $1/15$ ,  $1/16$ ,  $1/18$ , ce dernier étant le plus fort. Les objectifs apochromatiques — à sec ou à immersion — sont tous désignés par leur distance focale exprimée en millimètres et fraction de millimètres, par exemple : 16, 8, 4, 3, 2 mil-

limètres,  $1 \frac{1}{5}$ . Au-dessous de 3 millimètres de foyer, ces objectifs sont à immersion homogène. La maison Leitz construit même un objectif apochromatique à immersion, d'un foyer de 3 millimètres.

### Oculaires.

Les oculaires construits actuellement sont de deux types principaux : les oculaires d'Huyghens et les oculaires compensateurs.

*Les oculaires d'Huyghens* sont les plus simples. Ils sont employés couramment avec les objectifs achromatiques. Ils comportent deux lentilles plan-convexes, à convexité tournée vers l'objectif. Un diaphragme est situé entre ces lentilles et limite le champ optique. Ces oculaires peuvent servir de loupe en les retournant et en regardant par le verre le plus grand.

On désigne généralement les oculaires d'Huyghens par les chiffres 1, 2, 3, 4, 5 ou I, II, ... V, le plus faible étant le n° 1 (ou I).

Certains constructeurs adjoignent à ces numéros le grossissement partiel de l'oculaire, c'est-à-dire le grossissement qu'il donne de l'image formée par l'objectif seul. Cette notation est extrêmement pratique, car elle permet de connaître instantanément le grossissement approximatif fourni par une combinaison objectif  $\times$  oculaire, simplement en multipliant le grossissement propre du premier par celui du second. Ainsi avec un objectif Lemardeley n° 7, de grossissement propre 80, et un oculaire 4 (gr. 10) du même constructeur, le grossissement total est de  $80 \times 10 = 800$  diamètres ; avec l'objectif 20 (autrefois C) de Zeiss, et l'oculaire 2 (gr. 5), le grossissement est de  $20 \times 5 = 100$  diamètres, etc.

*Les oculaires compensateurs* sont presque toujours désignés par leur grossissement partiel, et le calcul à faire est le même.

Ces oculaires compensateurs sont ainsi nommés parce



qu'ils sont construits de manière à compenser l'inégalité de grossissement pour les diverses couleurs que présentent toujours les objectifs apochromatiques. Les images données par ces objectifs sont bordées d'un liseré bleu, tandis que les oculaires compensateurs présentent le défaut contraire, c'est-à-dire donnent une image bordée de rouge. Ils compensent par conséquent le défaut d'achromatisme des objectifs.

Il est bon de se souvenir que les oculaires compensateurs sont construits spécialement pour être employés avec les objectifs apochromatiques. Ils donnent en général de mauvais résultats avec les objectifs achromatiques à sec, mais peuvent, par contre, être souvent employés avec les objectifs achromatiques à immersion.

### Choix des objectifs et des oculaires.

Lorsqu'il s'agit de faire le choix d'une combinaison optique, objectif et oculaire, on est guidé par deux facteurs : d'une part ce que l'on veut obtenir en tant que puissance, d'autre part la dépense à effectuer. Mais il importe de faire tout de suite remarquer qu'à prix égal, certaines combinaisons d'objectifs et d'oculaires donneront des résultats de valeur différente.

En principe, le grossissement ne devra pas être demandé à l'oculaire, mais à l'objectif. Désire-t-on, par exemple, pouvoir travailler à un grossissement de 600 diamètres, on peut obtenir ce grossissement soit avec un objectif 5 (Lemardeley) (gross. propre 30) et un oculaire périplanétique 20 de Leitz, soit avec un objectif 6 (Lemardeley) (gross. propre 60) et un oculaire d'Huyghens n° 4 ( $\times 10$ ) du même constructeur.

La dernière combinaison est de beaucoup préférable et cependant, elle est la moins onéreuse. La différence de prix des deux objectifs est, en effet, moindre que celle des deux oculaires. Les oculaires compensateurs et périplanétiques, auxquels il faut recourir pour les fortes amplifica-

tions, coûtent généralement quatre fois plus cher que les oculaires d'Huyghens.

« La composition optique normale d'un microscope doit comprendre, dit Langeron (*loc. cit.*), quatre objectifs, trois à sec, un à immersion, et au moins deux oculaires. » Il ajoute, plus loin, « les objectifs à sec devront comprendre un numéro faible, un moyen et un fort... Les grossissements qui, à notre avis, sont les plus avantageux, correspondent à 40, 125, 300 diamètres pour un oculaire faible. »

Le plus fort de ces trois objectifs à sec donne, avec un oculaire moyen, un grossissement de 500 diamètres environ, qui peut être porté à 8 ou 900 avec un fort oculaire, lorsqu'on désire dessiner à la chambre claire.

Si, à ces objectifs, on en ajoute un apochromatique à immersion, de 2 millimètres, on aura une optique suffisante pour aborder tous les travaux, même les plus délicats.

Le choix d'un objectif à immersion doit être fait avec beaucoup de réflexion. On a tendance à prendre un objectif le plus puissant possible : il faut alors ne pas perdre de vue que la distance frontale diminue quand le grossissement augmente. Un fort objectif à immersion ne pourra souvent pas être utilisé avec les préparations ordinaires, dès que leur épaisseur — ou celle de la lamelle — sera un peu forte. La lentille frontale de l'objectif touche la lamelle avant que l'image soit nette, et, bien entendu, il faut se garder d'insister sous peine de détériorer l'objectif ou la préparation... ou même les deux. Ces forts objectifs à immersion sont principalement utilisés dans l'étude des frottis (voir plus loin) *sans lamelle*.

L'objectif à immersion 1/12 est à recommander, car il suffit dans la plupart des cas, et sa distance frontale (variable suivant les constructeurs) est généralement assez grande pour permettre l'étude de préparations déjà relativement épaisses. Le 1/15 est encore d'un emploi assez pratique, quoique déjà plus restreint.



On construit actuellement des séries d'objectifs dits semi-apochromatiques, dans lesquels l'emploi du spath fluor a été réduit au minimum, et qui, néanmoins, présentent un achromatisme supérieur aux objectifs ordinaires. La maison Leitz, en Allemagne, fabrique de tels objectifs, qui portent après leur numéro la lettre *a* ( $3a$ ,  $1/10a$ ,  $1/12a$ , etc.). En France, le constructeur Lemardeley a aussi une série d'objectifs semi-apochromatiques à spectres secondaires réduits, qui sont tout à fait recommandables.

Lorsque l'on ne peut se procurer que deux objectifs à sec, il faut choisir un numéro faible et un fort, par exemple un 2 (ou un 3) et un 7 de Lemardeley, dont le grossissement propre est de 10 (ou 15) et 80. Il n'est guère possible de travailler avec un seul objectif, à moins de cas très particuliers, qui alors motivent le choix de cet objectif.

Il est bon d'avoir au moins deux oculaires, un faible ( $\times 5$ ) et un moyen ( $\times 10$ ). Les oculaires d'un grossissement supérieur à 10, qui s'emploient couramment avec les objectifs apochromatiques, ne servent habituellement, avec les objectifs ordinaires, qu'à dessiner ou à compter des éléments répartis dans une préparation. Enfin, il ne faudra pas oublier que les oculaires compensateurs puissants de plusieurs constructeurs ne peuvent pas être utilisés avec certains appareils à dessiner, par exemple la chambre claire de Nachet.

### Appareil d'éclairage.

Comme nous l'avons dit plus haut, les objets sont, la plupart du temps, étudiés par transparence. Ils sont pour cela, soit éclairés, soit débités en coupes, ainsi que nous le verrons plus loin, et le faisceau lumineux les traverse avant de pénétrer dans l'objectif.

Ce faisceau lumineux présente une très grande importance; la façon d'éclairer une préparation peut faire appa-

raître ou disparaître tels détails, perceptibles en principe avec un objectif donné.

La lumière naturelle, ou artificielle, est envoyée dans la préparation par un miroir situé sous la platine. Ce miroir doit être articulé dans toutes les directions. Une de ses faces est plane, l'autre concave. Dans les très petits modèles, qui ne possèdent qu'un miroir plan, on pourra obtenir de meilleurs résultats en éclairant ce miroir avec une lentille convexe montée sur un pied. Mais le miroir seul est insuffisant dès qu'on utilise des objectifs à sec puissants, et surtout des objectifs à immersion. Les rayons doivent être alors concentrés à l'aide d'un système de lentilles (condensateur) placé également sous la platine, et dénommé aussi éclairage d'Abbe, du nom de son inventeur.

Le condensateur, ainsi que nous le désignerons, est formé d'au moins deux lentilles (fig. 6, pl. 6). On construit des condensateurs plus perfectionnés, achromatiques, aplanétiques, fort coûteux, et dont l'utilité est discutable, sauf, toutefois, pour ce qui regarde la micrographie ou, bien entendu, l'emploi d'objectifs spéciaux.

Le condensateur, à vrai dire, ne condense pas la lumière, mais fournit un plus large cône lumineux, comme fait d'ailleurs un miroir concave vis à-vis d'un miroir plan. Il est toujours muni d'un diaphragme destiné à modifier les dimensions du cône lumineux. Le diaphragme à iris est seul recommandable, et presque uniquement adopté aujourd'hui par la majorité des constructeurs. Dans les grands modèles, ce diaphragme peut être excentré au moyen d'une crémaillère horizontale. Il tourne également autour de l'axe optique du microscope. Ce dispositif permet d'envoyer dans l'objectif des rayons plus ou moins obliques, nécessaires pour résoudre certaines structures très fines, en particulier celle de diatomées.

Nous verrons plus loin les règles à suivre dans l'utilisation de l'appareil d'éclairage dans le chapitre traitant du maniement du microscope.



### Eclairage à fond noir. — Ultramicroscope.

Il ne nous reste plus, pour en finir avec l'éclairage, qu'à dire quelques mots des appareils à fond noir et des ultramicroscopes.

Il ne faut d'ailleurs pas confondre les uns avec les autres, bien qu'ils soient basés, à l'origine, sur un principe semblable : arrêter les rayons centraux, éclairer l'objet par des rayons plus ou moins obliques par rapport à l'axe optique du microscope.

L'*ultramicroscope* véritable est un appareil qui permet de voir, ou mieux de déceler l'existence de corpuscules de dimensions très au-dessous de la limite des objets microscopiques qui peuvent être perçus par l'œil et séparés par les objectifs les plus puissants. Les rayons extrêmement puissants qui éclairent l'objet sont perpendiculaires à l'axe optique. Dans les *éclairages à fond noir* ordinaires, ces rayons, qui peuvent être beaucoup moins forts, font un angle plus ou moins inférieur à 90°, suivant le système employé.

L'éclairage à fond noir, à l'encontre de l'ultramicroscope, permet seulement d'observer avec plus de facilités, et dans des conditions particulières, des objets déjà visibles dans les conditions habituelles.

L'éclairage à fond noir rend surtout des services dans la recherche des spirochètes et des petits protozoaires en général, en permettant de trouver et d'observer ces organismes sans coloration préalable. La plupart des constructeurs français ont adopté un ou plusieurs types d'éclairage à fond noir, qui, tout en présentant peut-être chacun des qualités particulières, rendent sensiblement les mêmes services. (Voir pl. 88, deux aspects d'une même préparation, vue normalement, et vue avec l'appareil à fond noir.)

### Microscopes binoculaires. — Microscopes de poche.

Avant de quitter la partie purement descriptive, il nous faut encore consacrer quelques lignes à plusieurs appareils spéciaux, ainsi qu'aux accessoires indispensables lorsqu'on veut se livrer à des recherches sérieuses.

Les microscopes qui viennent d'être décrits sont tous monoculaires, c'est-à-dire construits pour l'observation à l'aide d'un seul œil. Ils donnent des images dépourvues de relief.

Il n'en est pas ainsi dans les microscopes binoculaires, lesquels sont pourvus de deux objectifs. Dans ces derniers, la vision stéréoscopique est obtenue par une paire d'objectifs, dont les axes forment entre eux un certain angle. Ces microscopes sont en outre munis de prismes redresseurs. Ils fonctionnent en fait comme deux microscopes redresseurs distincts juxtaposés. Leur grossissement maximum ne dépasse habituellement pas 60 à 70 diamètres.

Tout autre est le principe appliqué dans les microscopes binoculaires mono-objectifs, qui utilisent la série habituelle des objectifs. La maison Leitz fabrique ainsi un appareil avec deux tubes interchangeables, l'un monoculaire, l'autre binoculaire. Ce dernier possède un système de prismes répartissant entre les deux oculaires le faisceau provenant de l'objectif et fournissant une image en relief, même avec les plus forts objectifs, principe également appliqué dans le binoculaire de Nachet (fig. 4, pl. 7).

Mentionnons enfin les oculaires doubles, tel que le Bitumi de Zeiss, qui s'adaptent à toutes les montures à la place de l'oculaire ordinaire, et permettent l'observation avec les deux yeux.

Tous ces appareils à un seul objectif ne redressent pas les images. Il ne les faut donc pas confondre avec le microscope binoculaire à prismes redresseurs. Celui-ci est souvent pourvu d'appuis-mains, de manière à pouvoir servir de microscope à dissection. A défaut d'un tel appareil, il



peut être pratique d'utiliser, avec un objectif faible, un oculaire redresseur. Bien entendu on ne peut avoir la sensation du relief, mais le redressement des images facilite beaucoup le maniement de l'aiguille, l'œil à l'oculaire.

Pour en terminer avec les microscopes eux-mêmes, il ne nous reste plus qu'à dire quelques mots des microscopes de poche.

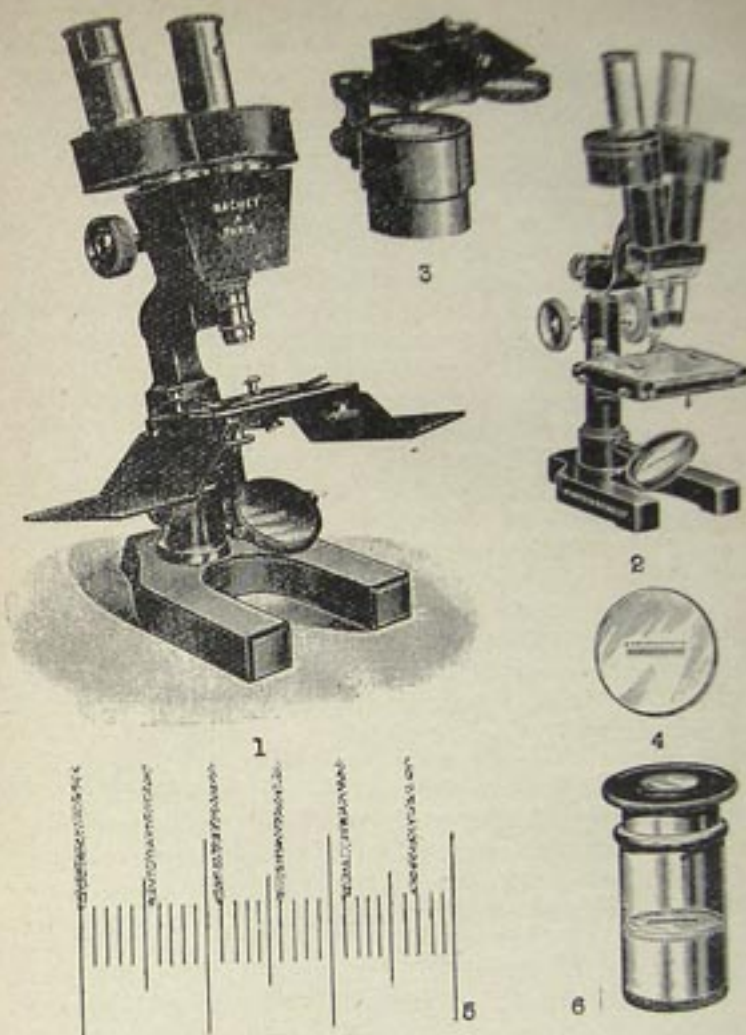
Il en existe, surtout depuis quelques années, un assez grand nombre de modèles, surtout lancés par les maisons allemandes. Certains, d'ailleurs, à force de perfectionnement, finissent par n'être, en fait, que des réductions de poche des grands microscopes, avec condensateur et revolver!

Un des plus pratiques, à notre sens, est celui représenté ici (fig. 6, 7, pl. 5). D'un maniement facile et rapide, d'un prix abordable, il est appelé à rendre de grands services au cours des excursions, et à remplacer souvent les doublets et les loupes très fortes.

#### Appareils à dessiner et à mesurer.

« Aucun exercice n'est plus utile que le dessin pour le micrographe débutant : on peut dire qu'on n'a pas bien vu une préparation tant qu'on ne l'a pas dessinée. » Ainsi s'exprime Langeron (loc. cit., p. 121). Nous ajouterons que

**Pl. 7. — MICROSCOPES BINOCULAIRES. ACCESSOIRES.** — 1, Microscope binoculaire à un seul objectif; 2, microscope binoculaire à deux objectifs; 3, chambre claire de Nachet; 4, micromètre oculaire, se plaçant sur le diaphragme de l'oculaire Huyghens; 5, aspect des micromètres vus dans le microscope; au-dessus, flou, le micromètre objectif; en bas, le micromètre oculaire. Remarquer la coïncidence du milieu de la 4<sup>e</sup> division supérieure avec la 16<sup>e</sup> division inférieure. Les 16 divisions du micromètre oculaire couvrent donc  $\frac{3}{100}$  de  $\frac{m}{m}$  ou  $30 \mu$ . Le coefficient micrométrique est de  $30 : 16 = 1,875$ ; 6, oculaire micrométrique.



Microscopes binoculaires.  
Appareils à mesurer et à dessiner.



dessiner ce que l'on voit au microscope est le seul moyen de le comprendre vraiment et aussi la meilleure façon d'apprendre. En outre, les dessins conservés, accumulés peu à peu, constituent une documentation précieuse à laquelle on se reporte toute sa vie. Les écrits passent, les dessins restent! pourrait-on dire. Parmi les anciennes publications, les plus consultées sont la plupart du temps les mieux illustrées.

On objectera que tout le monde n'est pas dessinateur, mais cette raison est mauvaise. Si l'obtention d'un croquis sans l'aide d'aucun appareil, simplement en regardant alternativement l'image et le papier exige une certaine habitude, une sûreté de main que l'on peut ne point posséder, il n'en est pas de même si l'on utilise un appareil à dessiner ou chambre claire.

Le but de tous les appareils à dessiner est de faire coïncider dans l'œil l'image microscopique et celle du papier sur lequel on dessine. On aperçoit ainsi en même temps l'objet étudié et la pointe du crayon, et il est facile de suivre sur le papier, avec cette dernière, les contours de cet objet, exactement comme si l'on décalquait.

En fait, on n'utilise habituellement la chambre claire que pour la mise en place du dessin avec ses principaux détails. On complète ensuite en regardant directement dans l'oculaire.

Les appareils à dessiner sont tous basés sur des combinaisons de prismes et de miroirs agissant par réflexion ou réfraction. Il en existe un assez grand nombre de modèles, chaque constructeur ayant donné la préférence à l'un ou à l'autre système.

Citons les grands appareils à dessiner de Zeiss, de Koritska, de Reichert et de la S. F. I. O., qui sont basés sur le principe de l'appareil à dessiner d'Abbe, et comportent tous un miroir placé au bout d'un bras de longueur variable. Ces appareils sont plus volumineux que les chambres claires proprement dites, qui n'utilisent que des prismes diversement taillés. Certaines chambres claires

sont construites pour être utilisées avec le microscope incliné ou vertical (chambre claire de Malassez, construite par Stiassnie, oculaire à dessiner de Leitz). La chambre claire de Nachet s'emploie seulement avec le microscope vertical.

Lorsque les premiers appareils sont utilisés avec le microscope incliné à  $45^\circ$ , le papier est placé sur un plan horizontal; mais lorsqu'on les emploie avec le microscope droit, le papier doit être placé sur une planchette inclinée à  $18^\circ$  (chambre claire de Malassez) ou à  $12^\circ$  (oculaire à dessiner de Leitz). La chambre claire de Nachet ne présente pas cet inconvénient assez grand. Avec cet appareil très pratique, on place le papier sur la table même, à côté du microscope. En réalité, il serait préférable de dessiner sur un plan horizontal situé à une distance de l'œil égale à la distance de la vision normale, ce qui éviterait les efforts d'accommodation de l'œil, qui entraînent une certaine fatigue, surtout si l'on dessine pendant un temps assez long.

En règle générale, on doit, pour pouvoir utiliser convenablement les appareils à dessiner, obtenir une égalité parfaite entre l'éclairage de la préparation et celui du papier. C'est là le seul point délicat dans l'emploi de ces instruments. Pour y parvenir, on devrait faire varier de préférence l'éclairement du papier. Mais c'est ce qui est le plus difficile. On n'y arrive qu'en utilisant des écrans ou en employant, à côté de la lampe qui sert à éclairer le microscope, une seconde lampe que l'on éloignera ou rapprochera suivant les besoins.

Un excellent système, qui n'est pratique qu'avec l'éclairage électrique, consiste à faire varier l'intensité de la source lumineuse à l'aide d'un rhéostat, sans toucher ni au diaphragme ni au condenseur. Le cône lumineux le plus favorable à l'observation est ainsi conservé. Il faut, naturellement, que la table de travail soit éclairée par une lampe indépendante.

Avec un peu de pratique, on arrive d'ailleurs à obtenir



d'excellents croquis, quel que soit l'appareil que l'on possède.

*Mensurations.* — Un dessin, quel qu'il soit, n'aura aucune valeur si son grossissement exact n'est pas connu. L'indication de l'objectif et de l'oculaire qui ont servi à faire le dessin est absolument insuffisante. Pour indiquer le grossissement, un des moyens les plus pratiques consiste à dessiner, sur le papier même, une échelle repré-

sentant une longueur connue, par exemple  $10 \mu (= \frac{10}{1.000}$  de millimètres), vue avec la combinaison optique utilisée. On peut encore, et c'est le moyen que nous employons couramment, déterminer une fois pour toutes, les grossissements réels que donnent toutes les combinaisons oculaire-objectif dont on dispose.

Pour cela, on doit posséder un micromètre objectif, qui est d'ailleurs un instrument indispensable. C'est une lame de verre sur laquelle on a gravé au diamant, à l'aide de machines spéciales, une série de traits espacés régulièrement soit de  $1/10$ , de  $1/20$  ou de  $1/100$  de  $\frac{m}{m}$ . Selon le cas, ces micromètres-objectifs sont dits au «  $1/20$  », au «  $1/100$  ». Ce dernier doit être préféré aux autres, qui ne donneraient aux forts grossissements qu'une approximation insuffisante.

Plaçant le micromètre objectif au  $1/100$  sur la platine, on met au point (voir plus loin) avec un de ses objectifs, et le plus faible oculaire. On dispose alors la chambre claire, on égalise l'éclairage et on trace sur un papier, avec un crayon bien taillé, une série de traits exactement superposés à ceux du micromètre. On mesure l'écartement exact des traits qu'on a ainsi tracés sur le papier. En principe, ils doivent être équidistants; mais en fait, il y a toujours une certaine erreur. Ainsi, on répétera plusieurs fois l'opération. Par exemple, on dessinera cinq fois de suite six divisions du micromètre (soit 5 intervalles). On mesurera l'écartement extrême et l'écartement de chaque trait. On fera ensuite la moyenne de tous les résultats obtenus, ou

mieux, on prendra comme valeur définitive, celle qui aura été trouvée le plus grand nombre de fois.

Soit, par exemple,  $4 \frac{m}{m} 5$  la valeur trouvée pour l'écartement de deux traits. Les divisions du micromètre étant distantes de  $0 \frac{m}{m} 01$ , le grossissement sera de :  $4,5 : 0,01 = 450$  diamètres.

Tous les dessins faits dans les mêmes conditions, c'est-à-dire avec le même objectif, le même oculaire et aussi la même longueur du tube du microscope, seront donc au grossissement de 450. Ainsi pourra-t-on déterminer les dimensions réelles d'un objet que l'on aura dessiné; il suffira de le mesurer sur le papier et de diviser par 450 les chiffres obtenus.

On répétera les opérations que nous venons de décrire avec le même objectif et autre oculaire, puis avec chacune des combinaisons objectif  $\times$  oculaire que l'on possède. On connaîtra ainsi, pour l'avenir, les grossissements exacts de tous les dessins faits à la chambre claire.

Nous ferons remarquer, en passant, qu'habituellement ces grossissements ne correspondent pas exactement avec ceux donnés par le constructeur de l'appareil pour les combinaisons employées. En effet, ces derniers chiffres sont établis pour une longueur déterminée du tube (le plus souvent avec un certain tirage) et la distance de la vision normale ( $25 \frac{c}{m}$ ). Or, le plus souvent, on ne tire pas le tube du microscope et on dessine sur la table même, à une distance de l'œil un peu supérieure à 25 centimètres.

On peut avoir besoin de mesurer un objet sans le dessiner. Pour cela, on aura recours à un *micromètre oculaire*.

Le micromètre oculaire (fig. 4, pl. 7) est une lame divisée, généralement en  $1/10^e$  de millimètres, que l'on place à l'intérieur de l'oculaire (fig. 6, pl. 7), sur le diaphragme qui s'y trouve (1).

1. On fabrique des oculaires, dits *oculaires micrométriques* munis de cette lame divisée. Généralement, ces oculaires possèdent un système permettant de régler la distance de la première lentille, afin d'obtenir une image bien nette du micromètre.



Les divisions de la lame se voient en même temps que l'image microscopique. Il est donc facile de mesurer n'importe quel objet, exactement comme on le ferait avec une règle divisée. On trouve ainsi une dimension exprimée par un certain nombre de divisions du micromètre oculaire. Il suffit, pour connaître les dimensions réelles de l'objet, d'avoir préalablement étalonné le micromètre oculaire. Cette opération donne la valeur, exprimée en  $\mu$  ( $1/1.000$  de m/m) de chacune des divisions de ce dernier. Elle doit être faite avec soin pour tous les objectifs dont on dispose, car, évidemment, elle diffère avec chacun d'eux.

Voici en quoi elle consiste. L'oculaire micrométrique étant en place, on installe sur la platine du microscope le micromètre objectif au  $1/100$  décrit plus haut et, après avoir mis au point sur les traits gravés, on déplace la lame de manière à superposer les images des deux échelles, celle du micromètre objectif et celle du micromètre oculaire. On cherche alors à combien de divisions de l'échelle de l'oculaire correspond un intervalle entre deux des traits du micromètre objectif. Pour cela, on prend bien soin de faire coïncider un des traits de l'échelle de l'oculaire avec le milieu d'un des traits du micromètre objectif (fig. 5, pl. 7). Généralement un seul intervalle de ce dernier ne correspond pas à un nombre entier de divisions du micromètre oculaire. On cherche alors la première division du micromètre objectif dont le milieu est couvert par une des divisions de l'oculaire. Une simple opération donne la valeur en  $\mu$  d'une division de l'oculaire, puisque l'on sait que celles du micromètre objectif sont distantes de  $10 \mu$ . Par exemple, si l'on trouve qu'à trois divisions du micromètre objectif, correspondent douze divisions de l'oculaire, le chiffre cherché sera :  $30 \mu : 12 = 2 \mu, 5$  (1). Chaque division de l'oculaire vaudra donc, avec l'objectif considéré,  $2 \mu, 5$ . Tel objet qui mesurera 8 divisions de

1. Ce chiffre est appelé souvent « coefficient micrométrique ».

long sur 5 de large aura donc pour dimensions réelles : longueur :  $2,5 \times 8 = 20 \mu$  ; largeur :  $2,5 \times 5 = 12,5 \mu$ .

## ENTRETIEN DU MICROSCOPE

De l'entretien d'un instrument dépend en grande partie sa bonne conservation, et plus particulièrement celle de ses qualités optiques. D'une manière générale, il faut préserver le microscope tout entier de la poussière et de l'action de vapeurs, gaz ou liquides qui pourraient attaquer soit la monture, soit la partie optique.

Quand il ne sert pas, le microscope doit être rangé dans sa boîte. Si on le laisse sur la table de travail, le recouvrir d'une cloche de verre ou de carton.

La monture sera essuyée avec un linge doux ou avec une peau. On évitera de frotter sur les parties vernies, et surtout de frotter en travers du sens du polissage. Ne jamais employer ni alcool ni benzine, essence ou toluène.

Il est préférable de ne pas graisser soi-même les parties tournantes ou frottantes. Les constructeurs, en effet, emploient des lubrifiants différents suivant les parties du microscope. En cas d'absolue nécessité, employer de la vaseline ou de l'huile d'os neutres.

La partie optique doit être particulièrement bien entretenue. Souvent les insuccès, la mauvaise visibilité, proviennent d'objectifs ou d'oculaires sales.

Pour éviter que la poussière, entrant dans le tube du microscope, ne vienne tomber sur la lentille arrière des objectifs, on laissera toujours un oculaire dans le tube de l'appareil. Les objectifs seront laissés à demeure sur le revolver. Si celui-ci comporte un nombre de places supérieur à celui des objectifs dont on dispose, on obturera à l'aide d'une rondelle de liège la bague inoccupée, toujours de manière à empêcher l'entrée de la poussière dans le revolver.

Les objectifs en surnombre seront laissés dans les boîtes



dans lesquelles ils sont livrés. Si l'on avait à s'en servir dans un court laps de temps, on les laisserait devant soi, mais en prenant soin de les recouvrir d'une petite cloche de verre ou tout simplement de leur boîte retournée.

La lentille frontale doit être souvent examinée, car elle se salit facilement. On enlève la poussière avec un pinceau fin bien sec, ou, s'il y a lieu, on l'essuie avec un linge fin (vieux coton de préférence). Si le linge sec ne suffit pas, on projettera l'haleine sur l'objectif ou on imbibera *très légèrement* le linge d'un dissolvant approprié (eau, alcool, benzine ou xylol). Il ne faut jamais que la lentille soit *mouillée* par le liquide, qui pourrait (alcool, benzine, xylol) altérer l'objectif en dissolvant le baume du Canada qui unit les lentilles. Pour ne pas rayer les lentilles, ce qui les endommagerait irrémédiablement, on évitera d'employer des linges neufs ou sales ou des peaux.

Les objectifs ne doivent jamais être dévissés en leurs diverses parties. Seule, la monture supérieure de l'objectif pourra être séparée du bloc portant les lentilles, afin de pouvoir atteindre facilement la lentille postérieure. Celle-ci n'est généralement souillée que de poussières qu'on enlève avec un pinceau sec.

Les oculaires, au contraire, pourront être dévissés sans inconvénient, afin de nettoyer convenablement les deux faces de leurs lentilles.

Le miroir sera essuyé chaque fois qu'on se servira du microscope, ainsi que la face supérieure de l'éclairage d'Abbe.

Pour reconnaître où se trouvent les poussières ou parties sales qui gênent la vision, voici comment il faut opérer :

1° Faire tourner l'oculaire : les poussières de ses lentilles tournent en même temps ;

2° Faire bouger la préparation : on se rend compte si le défaut provient d'elle ;

3° Faire monter ou descendre le condensateur. On voit souvent alors apparaître très nettement l'image des pous-

sières qui sont, soit sur le miroir, soit sur la face supérieure du condensateur ;

4° Enfin, dévisser l'objectif et examiner ses deux faces, au besoin à la loupe si c'est un objectif fort. Pour bien voir la lentille frontale, se placer de façon à renvoyer dans l'œil l'image d'une source lumineuse par l'intermédiaire de cette lentille, laquelle doit apparaître parfaitement nette, comme un miroir.

## EMPLOI DU MICROSCOPE

Les quelques conseils que nous allons donner pourront paraître, à certains, superflus. D'aucuns même seront tentés peut-être de ne les point lire. Assurément, il n'est rien qui puisse remplacer la pratique, le maniement de l'appareil. Mais cette pratique même apprend à l'observateur maints petits détails que nous voulons noter ici, afin d'économiser du temps à notre lecteur et de lui épargner la peine de rechercher par lui-même les meilleures façons d'utiliser son appareil.

La première question qui se pose est celle de l'éclairage.

La lumière du jour, si dénigrée par certains auteurs, peut être parfaitement employée. Elle n'est vraiment insuffisante que par certaines journées sombres de l'hiver.

Un ciel bleu donne le plus souvent de mauvais résultats. Le meilleur éclairage est celui donné par les nuages blancs. Il ne faut jamais utiliser directement les rayons du soleil. On peut, à la rigueur, les tamiser par une étoffe blanche bien serrée, que l'on tend en travers de la fenêtre, à environ 1 mètre ou 1 m. 50 du microscope.

Comme lumière artificielle, on utilise presque toujours celle que l'on a sous la main, à moins que l'on ne possède une lampe construite spécialement pour le microscope. Le pétrole, le gaz (bec à incandescence droit ou plutôt renversé) donnent de bons résultats. Les lampes électriques à incandescence ordinaires sont peu recommandables, sur-



tout aux forts grossissements. A la rigueur, les ampoules dépolies peuvent être utilisées. Il n'en est pas de même des lampes dites « Argenta », de marque quelconque, qui sont en verre opale, et qui donnent une large surface lumineuse tout à fait propice aux observations.

Une lampe de bureau à pied articulé et abat-jour foncé, munie d'une lampe opale de 50 bougies, suffit amplement pour l'éclairage du microscope, même lorsqu'on utilise les plus forts objectifs à immersion. On règle l'intensité de la lumière en rapprochant ou éloignant la lampe.

Voyons maintenant comment on doit utiliser le miroir et l'appareil d'éclairage, sans d'ailleurs rentrer dans les détails théoriques qui président aux règles que nous allons énoncer.

D'abord, il faut toujours régler l'éclairage avec un faible objectif. C'est le seul moyen de centrer exactement la lumière pour les forts grossissements. Lorsqu'on ne possède point d'éclairage d'Abbe, on emploiera le miroir plan pour les objectifs faibles et le miroir concave pour les objectifs forts. Il s'agit d'obtenir toujours un éclairage parfaitement uniforme dans tout le champ de l'objectif. Ceci est très facile à réaliser avec la lumière du jour, mais demande plus de soins avec les lumières artificielles, surtout si la source présente une faible surface. Avec certaines lampes, on sera parfois obligé d'employer constamment le miroir concave, aussi bien avec les objectifs faibles qu'avec les forts. Il ne faudra pas perdre de vue qu'un manque de puissance de la source peut toujours être compensé par le rapprochement de celle-ci du microscope.

Avec l'éclairage d'Abbe, l'emploi du miroir doit être fait selon la règle très simple que voici : *prendre le miroir plan avec les sources de large étendue ou éloignées; prendre le miroir concave avec celles qui seront de dimension réduite et rapprochées.*

Donc, le jour, toujours le miroir plan. Avec les becs à gaz à incandescence éloignés, avec les lampes dites « Argenta » ou similaires, et même avec les lampes dépolies

assez puissantes, agir de même. Au contraire, se servir du miroir concave avec les lampes à pétrole, à acétylène, ainsi qu'avec les lampes électriques à incandescence ordinaires.

Un moyen très pratique de centrer exactement la lumière avec une source artificielle consiste à observer l'image de cette source. Pour cela, prendre toujours un faible objectif, remonter complètement le condensateur, puis, en tâtonnant, rechercher le maximum d'éclairement. Ensuite, on descend l'objectif jusqu'à ce qu'on aperçoive l'image de la source. Si c'est nécessaire, on descend alors également un peu le condensateur. Lorsque l'on voit l'image même de la source, rien n'est alors plus facile que de la centrer exactement, en déplaçant légèrement le miroir dans le sens voulu.

Le centrage de la lumière étant obtenu, cela ne suffit pas pour que l'image donnée soit la meilleure possible. Supposons qu'une préparation soit en place et l'objectif mis au point, ainsi que nous allons le voir un peu plus loin. Il nous faut encore régler la hauteur du condensateur et l'ouverture du diaphragme. Faire monter ou descendre d'abord légèrement le condensateur jusqu'à ce que l'on obtienne un champ bien uniformément éclairé, ce qui a lieu quand l'image de la source obtenue comme il a été dit, vient de s'effacer. Puis fermer peu à peu le diaphragme, ce qui fera apparaître le plus souvent des détails tout d'abord imperceptibles avec le diaphragme complètement ouvert. Régler ensuite à nouveau, s'il le faut, la hauteur du condensateur jusqu'à ce que, par tâtonnements successifs, on se soit rendu compte que l'image obtenue est à la fois suffisamment lumineuse et bien détaillée. Lorsqu'on passera à un objectif plus fort, il faudra remonter le condensateur, et souvent régler à nouveau l'ouverture du diaphragme; avec les objectifs à immersion, on remontera au maximum, ou presque, et on ouvrira le diaphragme.

C'est ici qu'il nous faut ouvrir une parenthèse pour placer un conseil d'une grande valeur, et que, malheureusement, on n'a que trop souvent tendance à oublier : *tou-*



*jours travailler avec une intensité lumineuse parfaitement calculée*, plutôt trop faible que trop forte; à tout prix éviter un éclairage puissant qui, au premier abord, paraît donner de bons résultats, mais qui, en réalité, fatigue l'œil et l'empêche rapidement de saisir les fins détails. Donc, ne pas chercher, à l'aide du condensateur, l'éclairage maximum, et toujours placer le diaphragme dans sa meilleure position.

Une seule exception à cette règle, c'est lors de l'emploi des objectifs à immersion. Ces objectifs absorbent énormément de lumière, aussi faut-il rechercher un fort éclairage; ensuite, de par leur principe même, ils demandent un large cône lumineux, il est donc nécessaire le plus souvent d'ouvrir en grand le diaphragme, en même temps que le condensateur sera en haut de sa course. On ne refermera légèrement le diaphragme qu'avec les objectifs à immersion à eau, que l'on emploie d'ailleurs assez rarement.

En terminant ces quelques lignes sur le réglage de la lumière, nous répéterons encore une fois — et cela ne sera pas superflu — que c'est toujours de ce réglage que dépend la qualité de l'image microscopique, et que l'on ne s'entourera jamais d'assez de précautions pour réaliser à *chaque moment* les meilleures conditions possibles de visibilité.

Passons maintenant à la

### Mise au point.

Celle-ci est infiniment plus facile à obtenir. Choisissons d'abord une préparation, de préférence « étendue », c'est-à-dire montrant en presque tous ses points des objets susceptibles d'être vus à n'importe quel grossissement. La préparation est d'abord posée sur la platine, de telle façon qu'une de ses parties (le centre de préférence) coïncide avec l'axe optique du microscope, c'est-à-dire tombe exactement sous la lentille frontale de l'objectif qu'on aura choisi et qui sera d'ailleurs, pour débiter, toujours un objectif faible.

Descendre alors lentement, à l'aide de la crémaillère, le tube qu'on aura naturellement pris soin de relever préalablement au-dessus de la platine, à une hauteur au moins égale à la distance focale (qui est connue) de l'objectif. Dès que l'on aperçoit l'image de l'objet, même confusément, on quitte la crémaillère et on parfait la mise au point avec la vis micrométrique.

Si l'on ne réussit pas à voir l'image, c'est le plus souvent qu'on a dépassé le point précis. Remonter alors le tube et recommencer le mouvement de descente, toujours très lentement. Avec les objectifs à sec puissants, on pourra aussi, en regardant sur le côté, descendre l'objectif presque jusqu'au contact avec la préparation, puis chercher la mise au point *en remontant* lentement le tube.

Il est possible d'obtenir une mise au point exacte avec la crémaillère lorsqu'on utilise un faible objectif. Mais dès qu'on passe à un n° 5 ou 6 (à foyer de 6 ou 4 mm), cela devient beaucoup plus délicat. Si, et cela peut fort bien arriver, on avait à employer un objectif fort avec une monture sans vis micrométrique, on aurait recours au procédé suivant : on saisirait de chaque main l'une des mollettes de la crémaillère. La main droite alors agirait de manière à faire descendre le tube, tandis que la main gauche effectuerait le mouvement contraire, c'est-à-dire, tendrait à le faire remonter. On arriverait de cette manière à obtenir des déplacements beaucoup plus faibles du tube, et par conséquent à parfaire plus finement la mise au point.

Ajoutons encore que, dans le cas présent, il est bon d'avoir une crémaillère très douce; cette douceur est le plus souvent réglable grâce à deux vis qui se trouvent sur la monture, immédiatement contre la partie supérieure du tube.

La mise au point d'un objectif à immersion demande plus de précautions que celle d'un objectif à sec. La distance frontale des objectifs à immersion est toujours très faible et les mouvements à effectuer sont donc de très



petite amplitude. On commencera d'abord par s'assurer avec un objectif faible ou moyen qu'il y a bien quelque chose sous l'objectif. Au besoin, on centrera l'objet en employant des objectifs de plus en plus forts. On dépose alors une goutte d'huile de cèdre (spéciale pour immersion, et non d'essence de cèdre ordinaire) sur la préparation, ou bien, ce qui est mieux, on dépose une petite goutte sur la préparation et une sur l'objectif. On descend alors le tube en regardant sur le côté jusqu'à ce que les deux gouttes se rencontrent, ou s'il n'y en a qu'une, jusqu'à ce que l'objectif baigne dans cette goutte, ce que l'on voit très bien à son changement de forme. A ce moment, on relève légèrement le tube, mais sans perdre le contact de l'huile de cèdre, puis, mettant l'œil à l'oculaire, on descend *très lentement* le tube, jusqu'à apparition confuse de l'image. On termine alors la mise au point comme d'habitude avec la vis micrométrique. Si l'image n'apparaît pas, il faut vérifier à nouveau s'il y a bien quelque chose juste sous l'objectif. Si cela est et que néanmoins on ne puisse rien voir, parce que l'objectif touche la préparation avant qu'on ne voie nettement, c'est que la lamelle est trop épaisse et que la préparation en question ne peut être étudiée avec l'objectif choisi. Si on possède un objectif à immersion plus faible, on l'essayera. Sinon, on fera une nouvelle préparation avec une lamelle plus mince. Cet obstacle se présente malheureusement assez souvent, surtout avec les objectifs 1/16 et 1/18. Il est plus rare avec les objectifs 1/12 et surtout 1/10, mais s'observe encore fréquemment avec les objectifs à sec puissants (n° 8, 9 ou 10 de certains constructeurs). Nous avons d'ailleurs attiré l'attention sur ce fait, lors du choix d'un objectif à immersion, aussi n'insisterons-nous pas davantage.

Dès qu'on aura terminé l'observation avec l'objectif à immersion, on le relèvera avec le mouvement rapide avant de toucher à la préparation. Puis on procédera à son nettoyage et à celui de la préparation. Pour cela, on essuiera d'abord légèrement l'excès d'huile de cèdre avec un chiffon

propre et on terminera le nettoyage en imbibant très légèrement le chiffon de benzine, de xylol ou de toluène (jamais ni alcool ni eau).

Nous supposons maintenant notre lecteur au courant du maniement du microscope, et capable d'en utiliser toutes les parties avec facilité. Bien entendu, cet apprentissage demande du temps, et ce n'est pas du premier jour que l'on arrive à faire avec sûreté et presque instinctivement tous les mouvements nécessaires pour avoir sans cesse à l'oculaire une image aussi parfaite que le permet la qualité des objectifs.

Voyons donc maintenant comment on doit regarder une préparation. La manière d'étudier, de regarder une préparation n'est pas indifférente, même lorsqu'on ne cherche là qu'une distraction, qu'un agréable passe-temps. C'est une erreur de croire que celui qui cherche dans le microscope de quoi occuper ses loisirs, se trouve de par ce fait dispensé de suivre les règles ou d'appliquer les conseils que nous donnons. En agissant sans méthode, sans ordre, il ne parviendra que rarement à observer convenablement et, les déboires s'accumulant, il en arrivera à rejeter sur l'appareil lui-même les défauts qui en réalité ne seront imputables qu'à sa manière de procéder.

Donc, mieux vaut pour lui s'astreindre dans les débuts à appliquer de bons principes. Il ne pourra que s'en féliciter par la suite.

### Examen des préparations.

Une préparation, quelle qu'elle soit, doit toujours être d'abord regardée avec un objectif faible, quand bien même on saurait qu'un objectif à immersion est absolument nécessaire pour son étude. Prenons, par exemple, une préparation de bactéries. L'objectif faible nous fera connaître la répartition de ces bactéries, nous permettra de choisir dans l'ensemble une place favorable à l'observation soit par l'abondance des microbes, soit par leur coloration mieux



réussie ou mieux conservée, s'il s'agit d'une préparation déjà ancienne.

Lors de l'étude d'une coupe d'histologie, ou de botanique, c'est encore l'objectif faible qui nous permettra d'envisager la topographie de la coupe et de choisir dans cette dernière l'endroit que l'on désire examiner aux forts grossissements.

Après avoir eu, grâce à l'objectif faible, une vue d'ensemble de la préparation, on en aborde les détails avec l'objectif moyen. On a recours ensuite aux objectifs forts ou aux objectifs à immersion pour passer à l'étude des fins détails, afin de discerner nettement les structures que l'on soupçonne seulement aux grossissements inférieurs. Mais alors, que l'on ne soit pas déçu de n'obtenir parfois aucun enseignement nouveau avec ces forts objectifs. Ceux-ci, en effet, ne feront rien apparaître là où il n'y a rien. Tel corps, telle cellule se montreront toujours sous le même aspect, à partir du moment où on aura utilisé l'objectif qui suffisait pour résoudre les plus fins détails de leur structure. L'emploi d'objectifs plus forts ne fera donc que grandir l'image; parfois les détails seront plus apparents, parfois, au contraire, et nous insistons sur ce point, la structure sera d'observation plus difficile. Ce dernier cas se présentera surtout avec les objets doués d'une certaine épaisseur, ou bien plus ou moins courbes.

La vision microscopique — nous ouvrons ici une parenthèse — diffère essentiellement de la vision normale. Alors que ce que nous voyons autour de nous baigne dans l'air et nous apparaît par la réflexion de la lumière, alors que nos yeux, par leur accommodation, nous permettent de voir distinctement ce qui est près, puis ce qui est loin de nous, en même temps qu'ils nous donnent la sensation du relief, rien de tout cela n'a lieu dans la vision microscopique habituelle. Là, les objets sont, la plupart du temps, noyés dans un liquide ou dans un milieu solidifié, et ils nous apparaissent par transparence; plus d'accommodation de l'œil qui nous permette de voir plus ou moins profondé-

ment dans la préparation: l'image est plane et correspond à une certaine mise au point. Il nous faut, pour voir plus ou moins profondément dans la préparation, faire agir la vis micrométrique, qui viendra ainsi suppléer au manque de relief de l'image en nous faisant apparaître l'un après l'autre, des plans successifs, sortes de *coupes optiques* dans l'objet examiné. Et c'est par suite d'un travail cérébral de reconstitution, par une superposition dans la pensée, des images planes successivement perçues, que nous arriverons à décider de la forme sphérique, par exemple, de l'objet en question. Mais cette sphère, nous ne la verrons pas, pas plus que nous ne verrons un cylindre couché! D'un cône dressé, nous verrons d'abord un point (le sommet), puis une succession de cercles allant s'agrandissant jusqu'à la base du cône, dernier cercle, qui disparaîtra à son tour, comme avaient disparu la pointe et les cercles successivement apparus par suite de la manœuvre de la vis micrométrique.

Prenons une membrane ondulée. Ici, ni ombres ni relief. Nous ne *saisirons* l'ondulation que par suite de l'apparition et de la disparition de bandes parallèles, les unes allant s'élargissant, les autres se rétrécissant suivant la profondeur de la mise au point. Evidemment, si par un artifice de préparation, coupe transversale par exemple, nous parvenons à observer cette membrane *sur la tranche*, alors nous verrons une ligne sinueuse qui nous donnera exactement l'amplitude des ondulations perçues précédemment.

Ces quelques remarques étaient nécessaires pour nous permettre de comprendre pourquoi un objectif trop fort pouvait être moins qualifié dans un certain cas, et plus fréquemment qu'on ne le pourrait croire. Si, par exemple, on examine à l'immersion des spores de lycopode (fig. 13, pl. 56) ou des *Phragmidium* (fig. 3, pl. H), on sera obligé, pour prendre connaissance de leur forme, de leur ornementation, de faire sans cesse mouvoir la vis micrométrique: à aucun moment on n'aura une vue d'en-



semble telle que celle donnée par un objectif à sec de 3 ou 4<sup>m</sup>/<sub>m</sub>. L'objectif à immersion nous fournira donc des images plus grandes, mais non plus détaillées : il est par conséquent à rejeter. Même raisonnement pourrait être tenu lorsqu'il s'agit de choisir entre un objectif de 3<sup>m</sup>/<sub>m</sub> et un de 5<sup>m</sup>/<sub>m</sub>, et particulièrement en entomologie, lors de l'étude des organes extérieurs des insectes, où les débutants sont toujours tentés d'employer de trop forts grossissements.

Résumons tout ce paragraphe en concluant qu'à chaque objet correspond un grossissement donné, une combinaison optique appropriée, qu'il faudra choisir avec discernement afin d'observer dans les meilleures conditions possibles. Bactéries, diatomées, protozoaires parasites (surtout ceux du sang) réclameront les meilleurs objectifs à immersion. L'entomologie, l'anatomie botanique, se contenteront de moyens et de forts ; les algues d'eau douce de même, etc. Mais arrêtons-nous, car il n'y a point de règle absolue et chacun, suivant le genre des études auxquelles il se livre, acquerra vite ici une pratique suffisante. Des directives par trop précises pourraient finir par lui devenir nuisibles.

### Insuccès.

Les causes d'insuccès peuvent provenir : 1° de l'éclairage ; 2° de l'objectif ou de l'oculaire ; 3° de la préparation.

Le miroir est mal orienté : le champ peut être complètement obscur ou seulement éclairé en partie. L'éclairage d'Abbe est trop ou pas assez remonté : il y a manque de lumière ou au contraire éclairage trop violent. Mêmes inconvénients si l'on omet de régler l'ouverture du diaphragme.

A part les cas d'altération des lentilles, les insuccès dus à l'objectif ou à l'oculaire ne peuvent provenir que de leur malpropreté ou de leur mauvais choix. Dans ces deux cas,

on se reportera à ce que nous avons dit plus avant à ce propos.

Les causes d'insuccès provenant de la préparation tiennent le plus souvent à la malpropreté soit de la lame, soit de la lamelle, ce qui provoque un manque de netteté de l'image. Dans ce cas, il faut nettoyer soigneusement la lame et la lamelle en employant au besoin un dissolvant approprié aux taches qui souillent le verre.

Nous placerons ici deux mots sur les bulles d'air, et, d'une manière plus générale, sur l'introduction d'air dans la préparation. Nous y reviendrons dans la partie spécialement consacrée au montage des préparations. Nous n'envisagerons donc, pour le moment, que les apparences que présentent les bulles d'air introduites accidentellement dans le liquide, ou plus généralement dans le milieu de montage de la préparation.

Par suite de la différence de réfringence de l'eau (des milieux aqueux en général) et du baume du Canada (et autres résines), les bulles d'air n'apparaissent pas exactement semblables dans ces deux genres de milieux (fig. 1, 2, pl. 8). La différence, comme on le voit dans les figures, réside surtout dans la grandeur relative de l'espace clair central qui est plus petit dans le baume du Canada. L'apparence donnée par une bulle d'air varie d'ailleurs suivant la mise au point. Notre microphotographie du bas de la planche 8 montre plusieurs diatomées qui ont emprisonné de l'air entre leurs valves. Comme on peut s'en rendre compte, la portion ainsi obscurcie ne peut absolument pas être étudiée. Il en est de même pour les parties d'insectes dans lesquelles l'air est entré durant le montage au baume.

Signalons enfin une dernière cause d'insuccès, due, celle-là, aussi bien à la préparation qu'à l'objectif ou à l'oculaire. Il s'agit de la buée qui se dépose sur les verres froids. Cette buée peut être fort gênante, surtout lorsque le microscope passe d'une pièce froide à une pièce chaude, ou bien que l'appareil lui-même est froid (en hiver par



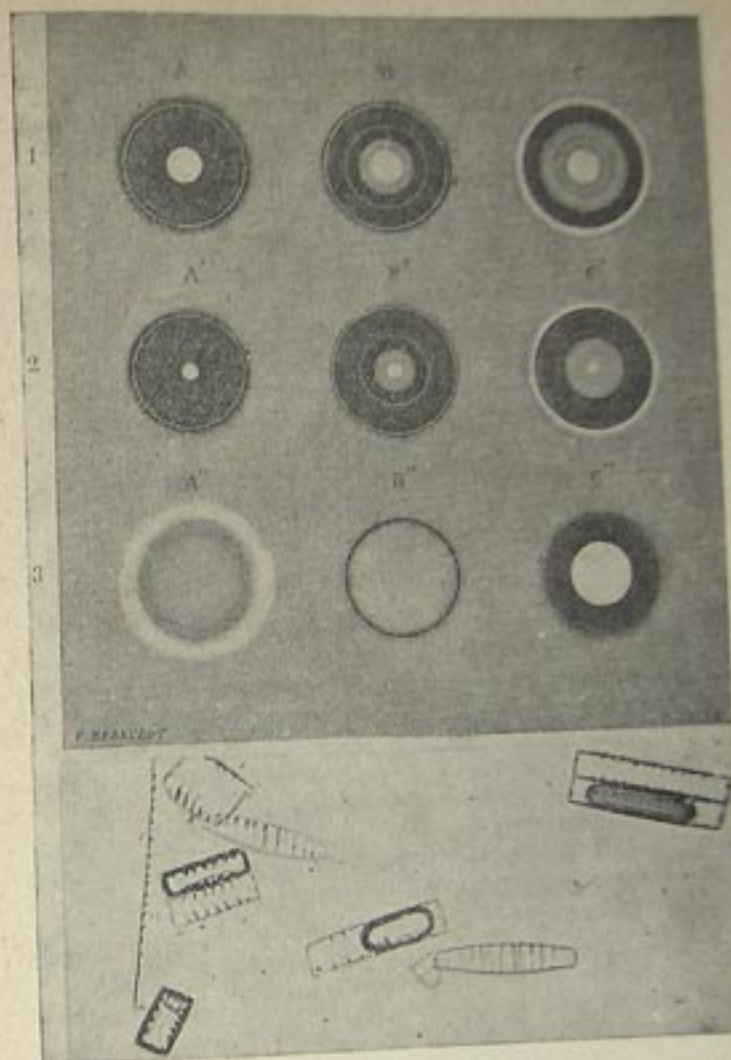
exemple) et que l'haleine se projette sur les verres et sur la monture elle-même. Dans le premier cas, il n'y a à peu près rien à faire, si ce n'est d'essuyer souvent les verres ou d'attendre que le microscope ait pris la température de la pièce. Pour protéger de l'haleine, on peut découper une feuille de papier, ou une petite peau de chamois que l'on perce et enfile sur le haut du tube, après avoir enlevé l'oculaire.

## LA PRÉPARATION MICROSCOPIQUE

Nous avons vu plus haut que l'observation microscopique se fait le plus souvent par transparence, et nécessite par conséquent une préparation préalable des objets que l'on désire étudier. C'est à ce but que répond la préparation microscopique.

On appelle ainsi la *lame* de verre qui porte en son centre l'objet préparé, *monté* dans un milieu transparent, solide ou liquide, et recouvert d'une mince lame de verre, la *lamelle*. Le bord de cette dernière peut être recouvert d'une couche de vernis opaque, à cheval sur la lame et la lamelle, et que l'on nomme *ciment* ou *lut*. La lame porte en outre une *étiquette* indiquant l'objet de la préparation. Lorsqu'on fait une préparation microscopique définitive,

**Pl. 8. — APPARENCES DES BULLES D'AIR.** — 1, Bulle d'air dans l'eau ; 2, bulle d'air dans le baume du Canada ; 3, à titre de comparaison, un globule de graisse dans l'eau. A, A', A'', mise au point sur la partie profonde ; B, B', B'', mise au point sur la partie moyenne ; C, C', C'', mise au point sur la partie supérieure (d'après Ranvier). En bas, Diatomées ayant enfermé de l'air entre leurs valves.



Apparences des bulles d'air.



c'est-à-dire destinée à être conservée en collection, on dit le plus souvent que l'on monte tel ou tel objet. Ainsi, monter des diatomées dans le baume du Canada signifie enfermer entre lame et lamelle des diatomées convenablement disposées et noyées dans le baume du Canada.

Mais il n'est pas toujours nécessaire, loin de là, de monter définitivement les objets pour pouvoir les étudier. On peut souvent se contenter de préparations temporaires (ou extemporanées), qui sont évidemment beaucoup plus simples à obtenir. En fait, l'une et l'autre se complètent la plupart du temps, et toutes les études sérieuses faites au microscope entraînent la confection de préparations temporaires, puis de préparations définitives. Il est évident que c'est seulement en préparations temporaires que l'on pourra étudier des organismes vivants (1) ou des tissus ou organes à l'état frais. Nous traiterons donc d'abord de ce genre de préparation pour passer ensuite à l'étude de la préparation définitive, but du collectionneur, et document de la plus grande valeur pour le savant.

### Les lames et les lamelles.

Les lames (dites aussi « porte-objets ») les plus utilisées, aussi bien pour les préparations temporaires que définitives, sont les lames de format  $76 \text{ mm} \times 26 \text{ mm}$ . Elles sont d'une épaisseur variable et en verre blanc ou demi-blanc. On s'en tiendra à une épaisseur moyenne, plutôt mince. Lorsqu'on n'en consomme pas trop, on peut employer des lames à bords rodés, qui sont d'un aspect plus agréable, mais qui coûtent notablement plus cher que les lames ordinaires. Ces dernières sont seules utilisées dans les

1. Une exception cependant, et connue depuis fort longtemps ! Ce sont les préparations de Rotifères, de ceux surtout qui vivent dans les mousses des toits, et qui peuvent être abandonnées à la dessiccation, puis ranimés par l'adjonction de quelques gouttes d'eau. Ces préparations furent à la mode, il y aura bientôt un siècle. Elles ne nécessitaient pas de lamelle.

laboratoires, où la consommation journalière peut être très élevée. Dans les lames ordinaires, il existe plusieurs qualités, suivant le choix du verre. Les moins chères sont celles qui sont faites avec des verres demi-blancs, provenant de la récupération des vieux clichés photographiques. Ces lames suffisent dans bien des cas. Il n'y a que pour la confection des frottis secs (voir plus loin) qu'elles ne conviennent pas, à moins de prendre des précautions particulières.

À part le format  $76 \times 26$ , on trouve également dans le commerce des lames de format  $58 \times 17$ , qui servent surtout à faire les petites préparations que livrent gratuitement les constructeurs avec les microscopes bon marché. Les minéralogistes emploient encore un format particulier ( $43 \times 30$ ) pour leurs préparations de coupes de roches (voir ce chapitre).

Passons aux lamelles, appelées souvent « couvre-objets ». Ici, il n'y a généralement qu'une seule qualité, mais l'épaisseur est variable. L'épaisseur qui convient le mieux est comprise entre 15 et 19/100 de mm.

Les lamelles sont rondes, carrées ou rectangulaires. Les grandes lamelles rectangulaires conviennent surtout pour les frottis de sang et les larges coupes d'histologie; les lamelles carrées seront utilisées dans les préparations temporaires; mais, à notre avis, on fera bien de se servir de lamelles rondes pour confectionner les préparations définitives. Ces dernières peuvent ainsi être lutées à la tournette et le résultat est beaucoup plus agréable à l'œil, la solidité plus grande. On peut, et c'est le mieux, avoir à sa disposition un assortiment de différentes lamelles; mais on peut aussi fort bien s'en tenir à quelques formats d'emploi courant : lamelles carrées de 20 mm, lamelles rondes de 12 et 18 mm.



## LES PRÉPARATIONS TEMPORAIRES

Nous diviserons de suite, pour notre commodité, les objets en deux groupes : 1° ceux qui sont microscopiques et se trouvent dans un milieu liquide (donc, tous les organismes des eaux douces, marines ou saumâtres, ainsi que tous les parasites ayant leur lieu d'élection dans les liquides organiques de l'homme ou des animaux) ; 2° ceux qui ne sont pas de dimension microscopique, ainsi que ceux qui, microscopiques, vivent dans l'air.

Cette distinction, tout artificielle, est basée sur le fait que les premiers peuvent d'emblée être placés sous le microscope, tandis que ceux du second groupe demandent une préparation préalable, même pour être examinés extemporanément. La plupart des organismes des eaux sont, en effet, suffisamment transparents, et pour les observer commodément, il est seulement nécessaire de confectionner une préparation bien plane et peu épaisse.

La goutte d'eau (ou de tout autre liquide) contenant les organismes doit être de dimension correspondant à la grandeur de la lamelle, en même temps qu'à la grosseur des organismes qu'elle contient. La goutte étant placée au centre d'une lame bien propre, il s'agit de placer sur cette goutte une lamelle de manière à ne pas emprisonner de bulles d'air. On prend donc une lamelle que l'on essuie délicatement avec un chiffon non pelucheux, puis on la saisit avec une petite pince (pinces dites brucelles, presselles ou pinces à épiler) et on la dépose obliquement sur la goutte d'eau. Il ne faut jamais laisser tomber la lamelle horizontalement car c'est ainsi que se forment les bulles d'air. Dans une préparation bien faite, le liquide doit s'arrêter au bord de la lamelle, et cette dernière ne doit pas flotter. S'il y a trop de liquide, on peut absorber le surplus avec le coin d'un chiffon quelconque, ou avec une bandelette de papier buvard. S'il n'y en a pas assez, la lamelle s'applique fortement sur la lame et risque de dété-

riorer les organismes délicats. On peut alors ajouter du liquide à l'aide d'une pipette, sur le bord de la lamelle, non en face de l'air, mais au coin du liquide. Quand l'observation doit durer assez longtemps, il peut y avoir intérêt à luter provisoirement la lamelle. Pour cela, on emploiera de préférence une lamelle carrée, et on évitera que le liquide soit en excès. Avec un fer à luter, simple fil de fer recourbé à angle droit, dont l'une des branches est de longueur un peu supérieure au côté de la lamelle, chauffé dans la flamme d'une lampe à alcool, on prend, dans un pain, un peu de paraffine, et l'on borde la lamelle, en déposant une mince couche de paraffine, à cheval sur le bord. Pour que la paraffine prenne et ferme bien la préparation, il faut que le verre soit parfaitement nettoyé.

Pratiquement, on ne lute ainsi les préparations temporaires que lorsqu'on veut faire de la microphotographie, ou du dessin, afin d'éviter que l'évaporation ne provoque dans le liquide des courants qui déplaceraient les organismes. On lute aussi les préparations de liquides organiques, toujours pour éviter l'évaporation, laquelle, dans ce cas, serait fatale aux organismes par suite de la concentration du liquide.

Dans certains cas, on peut employer, au lieu et place de la paraffine, la vaseline ordinaire que l'on applique avec un pinceau.

Cette méthode d'examen, que nous venons de décrire rapidement, s'applique aux eaux douces et marines, ainsi qu'aux liquides organiques, sang, urine, contenus intestinaux, etc., que l'on étudie à l'état frais ou bien *fixés*. L'examen à l'état frais peut être combiné avec certaines colorations dites *colorations vitales*, destinées à mettre en évidence des éléments particuliers des cellules. Ces colorations doivent être faites avec des colorants spéciaux, non toxiques, et employés extrêmement dilués. On utilise ainsi le bleu de méthylène pur, le rouge neutre et le bleu de crésyle. Il suffit d'ajouter une très petite gouttelette d'une



solution aqueuse de ces colorants (lesquelles se vendent toutes préparées), à la goutte contenant les organismes, et de faire la préparation temporaire comme nous venons de le dire.

De la même manière que les organismes vivants, on étudie les organismes *fixés*, c'est-à-dire tués et conservés de façon à garder le plus possible un aspect semblable à celui qu'ils possèdent pendant la vie (voir plus loin « Fixation »). On peut aussi faire agir sur ceux-ci des solutions colorantes destinées à faire ressortir par exemple les noyaux, les gaines gélatifiées (sortes de gaines gélatineuses ou muqueuses), les cils, etc. Des indications seront données à ce sujet en regard des objets eux-mêmes dans la seconde partie, en même temps que les méthodes spéciales de préparation.

Comme on le voit, les méthodes employées dans notre premier groupe d'objets sont extrêmement simples et les manipulations réduites à fort peu de chose. Il n'en est pas de même dans notre second groupe.

Ici, les objets ne peuvent pas être placés purement et simplement sous l'objectif. Il faut, et c'est un principe presque absolu, qu'ils soient noyés dans un milieu liquide, qui les éclaircit et les rend aptes à être examinés par transparence. Assez rares sont les cas où l'on pourra examiner un objet à sec, c'est-à-dire dans l'air.

Les objets de faible dimension (parties d'insectes ou petits insectes entiers, spores, grains de pollen, poils, etc.) auront seulement besoin d'être éclaircis dans un liquide approprié. L'eau pourra souvent être employée, bien que son pouvoir éclaircissant soit faible. L'adjonction de glycérine (eau glycinée) donne déjà un liquide capable de montrer beaucoup plus de détails; mais le liquide glyciné (eau, alcool, glycérine à parties égales) est encore préférable. De nombreuses formules de liquides éclaircissants ont été publiées, chacune ayant ses avantages et aussi ses applications particulières. Nous n'en retiendrons ici que deux qui sont les plus importantes.

*Lactophénol*. — D'abord un liquide que l'on peut qualifier d'universel, c'est le lactophénol d'Amann :

Acide phénique pur cristallisé. . . . .	1 gr.
Acide lactique. . . . .	1 gr.
Glycérine. . . . .	2 gr.
Eau distillée. . . . .	1 gr.

Qu'il s'agisse de petits animaux, ou de fragments de végétaux, le lactophénol donnera toujours des résultats remarquables. Son emploi est d'une grande simplicité : il suffit de déposer l'objet dans une goutte de lactophénol et de couvrir d'une lamelle. L'éclaircissement se fait peu à peu et peut être accéléré en chauffant légèrement au-dessus de la flamme d'une lampe à alcool. Avec les objets desséchés, le chauffage est presque toujours nécessaire. Le lactophénol leur rend un aspect presque semblable à leur aspect frais, tout en les éclaircissant. Un gros avantage du lactophénol, c'est de permettre la transformation immédiate d'une préparation temporaire en préparation définitive, simplement en lutant la lamelle, comme nous le verrons plus loin.

*Chloralphénol*. — Certains objets, qui ne seront pas suffisamment transparents dans le lactophénol (par exemple parties d'insectes, poils, etc.), pourront être traités par le chloralphénol, dont le pouvoir éclaircissant est plus grand. En voici la formule :

Hydrate de chloral cristallisé. . . . .	2 parties.
Acide phénique pur cristallisé. . . . .	1 partie.

Le liquide qu'on obtient en portant le mélange à une douce chaleur, s'emploie comme le lactophénol. On a souvent avantage à chauffer pendant quelques minutes. Alors que le lactophénol est un liquide aqueux, le chloralphénol, au contraire, *déshydrate*, c'est-à-dire enlève l'eau des tissus. Une patte d'insecte, ou tout autre objet, éclairci dans le chloralphénol peut être monté définitivement en changeant trois ou quatre fois le chloralphénol, puis en le



remplaçant par du baume du Canada au xylol (voir plus loin).

### Dissociations — Coupes.

Il s'agit maintenant d'étudier la structure d'une portion d'un être quelconque, animal ou plante, qui, lui, n'est plus microscopique. On ne peut le faire, en général, que par la méthode des dilacérations, ou dissociation, ou la méthode des coupes. Cette dernière est aujourd'hui de beaucoup la plus employée.

#### La dilacération

consiste à diviser finement, au moyen d'aiguilles emmanchées, un petit fragment d'organe, de tissu, placé dans une gouttelette de liquide (eau, solution physiologique ou liquide éclaircissant).

Prenons un exemple : un petit fragment de muscle frais de 3 ou 4 <sup>m</sup>/<sub>m</sub> est placé dans une goutte de *solution physiologique* (chlorure de sodium à 9 pour 1.000). La main gauche, tenant une aiguille lancéolée maintient le fragment, tandis que la main droite sépare les éléments du tissu, en tenant compte, dans ses mouvements, de la structure de ce tissu. Dans le cas présent, le tissu musculaire étant formé de fibres parallèles, on sépare en deux dans le sens de la longueur, puis l'un des morceaux est de nouveau divisé et l'on continue de la même manière jusqu'à ce qu'on obtienne des filaments très fins. Ceux-ci peuvent alors être examinés commodément et colorés s'il y a lieu. Les dissociations peuvent se faire à l'œil nu, ou sous une loupe montée ou un microscope binoculaire.

On emploie parfois, pour dissocier les tissus, des liquides qui facilitent la séparation des éléments, souvent en dissolvant le ciment intercellulaire : l'eau chaude ou bouillante (dix à quinze minutes : peau, muscles, tendons); l'alcool au tiers (alcool à 90°, une partie, eau distillée, deux parties — vingt-quatre heures — cellules à cils vibratils, cellules ganglionnaires de la moelle épinière); la soude ou

la potasse caustique (solution à 30 ou 40 % — action très rapide : muscles striés du cœur, muscles lisses, fibres élastiques — ne pas laver à l'eau mais au formol à 10 %, après lequel on peut colorer etc.). Nous ne pouvons nous étendre davantage sur ces méthodes qui sortent un peu de notre cadre.

On peut aussi parfois n'avoir pas besoin de pratiquer ni dissociation ni coupe pour examiner certains tissus qui sont minces par eux-mêmes, et qu'il suffit de prélever et d'étendre bien à plat entre lame et lamelle, dans un liquide approprié. Citons par exemple, en zoologie, des membranes telles que le mésentère, en botanique, de nombreux épidermes.

#### Coupes.

Arrivons maintenant à la méthode des coupes.

Les méthodes de dissociation ci-dessus permettent de prendre connaissance de la forme exacte des cellules qu'on a isolées, dans les trois dimensions de l'espace, en faisant tourner ces cellules dans tous les sens, simplement par tapotement ou léger déplacement de la lamelle. Mais ces méthodes *ne situent pas* les cellules les unes par rapport aux autres; elles ne nous montrent pas, ou nous montrent mal l'architecture des tissus et les positions relatives des éléments qui les composent. C'est grâce à la méthode des coupes que nous pourrions y parvenir. Le principe en est fort simple : il consiste à débiter les tissus ou organes en tranches suffisamment minces, par conséquent faciles à éclaircir, et ne comportant qu'une ou quelques assises de cellules. Bien entendu, lorsqu'on étudie ces coupes, on ne prend connaissance que d'un seul plan du tissu par coupe. Aussi faut-il : 1° étudier un certain nombre de coupes faites successivement et conservées dans l'ordre du débitage (ce qu'on appelle *coupes en séries*); 2° étudier autant que possible le tissu ou l'organe sur des coupes faites dans au moins deux sens perpendiculaires. Cette dernière condition n'est pas toujours nécessaire, surtout en histologie



animale. Elle est à observer en anatomie végétale, sous peine de commettre de grossières erreurs.

Les coupes se font à l'aide d'un rasoir *bien affilé*, à main levée, ou au moyen d'un appareil dénommé *microtome*.

### Coupes à main levée.

Les coupes à main levée demandent une réelle habileté. L'objet est tenu entre les doigts de la main gauche, maintenu généralement dans une encoche faite dans de la moelle de sureau que l'on entoure ensuite de quelques tours de fil. Le rasoir (un bon rasoir à barbe peut suffire (1)) dans la main droite, on débite l'objet et la moelle de sureau en tranches les plus minces possible, soit en tirant le rasoir, le tranchant vers soi, soit, mieux, en dirigeant le tranchant en sens inverse. Le rasoir doit attaquer l'objet obliquement et on doit avancer lentement, tout en tirant rapidement la lame, de manière à utiliser la plus grande longueur possible du tranchant. Si la consistance de l'objet le permet, on peut couper à sec, sinon il faut tremper le bloc tout entier dans l'alcool (à 70° par exemple) et mouiller la lame du rasoir avant chaque coupe. Les coupes sont recueillies dans de l'eau alcoolisée ou dans de l'alcool contenu dans un petit cristalliseur. On les saisira sur la lame avec un pinceau ou, encore mieux, on trempera la lame dans le liquide et détachera les coupes avec une aiguille ou une pince. On enlèvera naturellement au fur et à mesure les fragments de moelle de sureau.

Les coupes à main levée ne se font plus guère qu'en botanique. Les tissus animaux sont presque toujours trop mous même après action de liquides durcissants (alcool fort par ex.) pour être coupés de cette manière.

1 On se trouvera bien d'un rasoir ayant une face plane que l'on placera toujours au-dessous.

### Microtome à main.

Les coupes faites à main levée ne peuvent avoir une épaisseur parfaitement régulière et uniforme pour toutes les coupes. C'est à ce défaut que remédient les microtomes à main tels que celui de Ranvier (fig. 1, pl. 9). Dans les modèles les plus simples, l'objet, maintenu dans un cylindre de moelle de sureau enfoncé à force dans le tube, est poussé par un piston actionné par une vis micrométrique. Les modèles plus perfectionnés comportent une pince qui serrelatéralement la moelle de sureau. Dans les deux cas, on lit sur un tambour gradué, la quantité de laquelle on a fait avancer l'objet, c'est-à-dire l'épaisseur de la coupe, le rasoir tranchant tout ce qui dépasse de la plate-forme. S'il y a lieu, on inonde le rasoir et l'objet d'alcool faible. La moelle de sureau gonfle dans cet alcool faible et l'objet se trouve maintenu solidement. Le rasoir glisse sur la plate-forme, qui est souvent en verre, la face plane en dessous, et toujours en tirant très obliquement.

On peut facilement avec cet appareil obtenir des coupes très minces, pouvant atteindre un diamètre de 12 à 15  $\mu$ . Comme dans le cas précédent, on recueille les coupes une à une sur la lame du rasoir, et on les dépose dans une coupelle contenant de l'eau distillée ou de l'alcool, d'où on les fait passer dans les réactifs.

### Microtome Lelong.

Un très bon microtome, déjà plus coûteux que les microtomes à main, est le microtome Lelong. Il se compose d'un lourd bloc métallique rectangulaire, lequel renferme un plan incliné sur lequel glisse un chariot portant l'objet à couper. Ce chariot est déplacé grâce à une vis micrométrique. Il est pourvu d'une pince dans laquelle on serre l'objet maintenu dans la moelle de sureau. Deux glissières de verre sont disposées parallèlement, à la partie supérieure du bloc. Le rasoir glisse facilement sur ces deux



glissières, et le poids de l'appareil, qui lui donne une grande stabilité, dispense de le tenir (fig. 1, pl. 10).

Entre ces microtomes à main et les microtomes automatiques ci-après, il existe dans le commerce de nombreux instruments plus ou moins compliqués, dans lesquels le rasoir est tenu par exemple par un bras mobile autour d'un axe. Leur description nous entrainerait trop loin. Les catalogues des divers constructeurs donnent d'ailleurs des renseignements suffisants sur ces appareils.

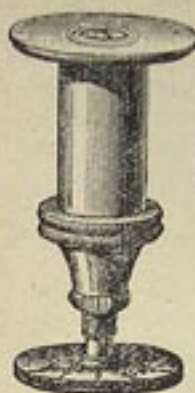
### Microtomes automatiques.

Ces microtomes, dont il existe plusieurs modèles, sont essentiellement destinés à couper des objets inclus dans la paraffine. Ils sont d'un usage constant en histologie et en zoologie.

Les tissus animaux sont trop mous pour être coupés comme on le fait des végétaux. A côté de la méthode à la paraffine, il existe une autre méthode sur laquelle nous passerons rapidement, et qui est basée sur la congélation des tissus. Ceux-ci, durcis à point par le gel (au moyen d'acide carbonique liquide par exemple), sont coupés assez facilement. Mais cette méthode n'a que des applications restreintes, tandis que la méthode d'inclusion à la paraffine est d'un usage général.

L'objet à couper est préalablement *inclus* dans la paraffine, c'est-à-dire pénétré de ce corps et noyé dans une certaine quantité de paraffine liquéfiée par la chaleur (voir ci-après « Inclusion »). La masse étant prise par le refroidissement, elle est taillée en forme de cube ou de parallélépipède rectangle et constitue le *bloc* à couper.

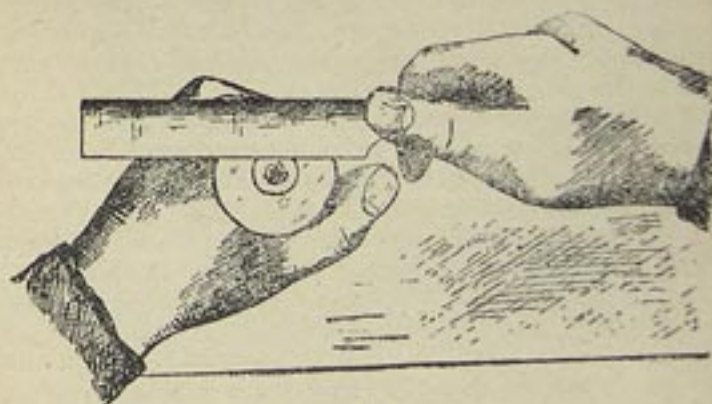
Dans les microtomes automatiques, le rasoir est fixe : c'est le bloc qui se déplace devant le rasoir et qui, après



1



2



3

Microtome. — Tournette.

### PL. 9. — MICROTOME A MAIN. — TOURNETTE. —

1, Microtome à main de Ranvier; 2, tournette; 3, manière d'utiliser le microtome à main.



chaque déplacement ayant donné une coupe, avance automatiquement d'une distance égale à l'épaisseur de cette coupe. Il suffit de tourner une manivelle pour que ces deux mouvements s'effectuent et que les coupes se succèdent régulièrement les unes aux autres avec une épaisseur uniforme, épaisseur que l'on peut régler à 1/1000 de millimètre près. Les coupes bien faites doivent même rester attachées par leur bord et constituer ainsi une sorte de *ruban*. Notre figure 2, planche 10, représente un microtome du type Minot, un des plus employés dans les laboratoires.

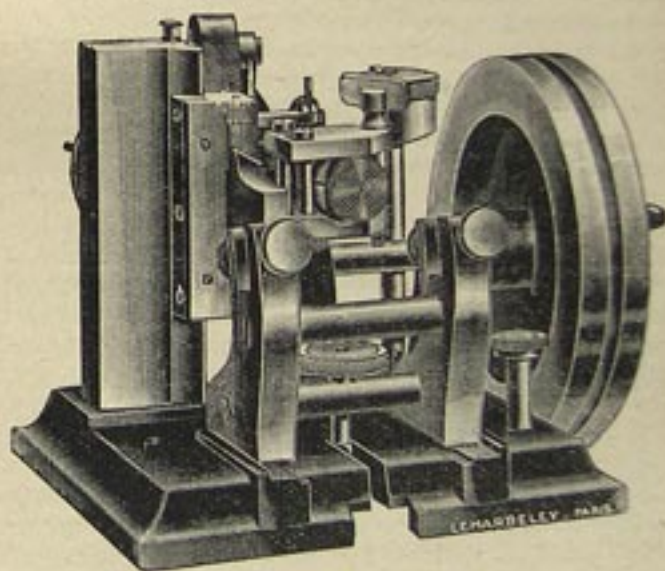
#### Inclusion.

L'inclusion consiste à pénétrer complètement un objet de paraffine pour obtenir ensuite le bloc que l'on coupe. L'objet doit être de petites dimensions. Il est, bien entendu, fixé au préalable, et même, si l'on veut, coloré en masse. Il faut, pour l'amener dans la paraffine, d'abord le déshydrater en le passant deux ou trois fois dans l'alcool à 90°, puis dans l'alcool absolu renouvelé également trois fois en vingt quatre heures. De l'alcool absolu on le fait passer ensuite dans un *dissolvant* de la paraffine, habituellement le toluène, renouvelé encore trois fois. Après l'imprégnation dans le toluène (où l'objet s'éclaircit), on lui fait subir ensuite deux bains de paraffine fondue à 50-55°. Il est ensuite inclus définitivement dans de la paraffine propre, placée dans un moule en papier ou une capsule d'étain. Enfin le tout, dès que la paraffine commence à prendre, est refroidi brusquement dans l'eau froide.

Le bloc est alors taillé de manière à ce que ses faces soient parallèles deux à deux, puis fixé par la chaleur au porte-objet du microtome. On n'a plus qu'à débiter les coupes.

#### Pl. 10. — MICROTOMES LELONG ET MINOT. —

En haut, microtome Lelong; en bas, microtome automatique Minot (Lemardeley).



Microtomes Lelong et Minot.



Toutes ces opérations sont en réalité beaucoup moins simples qu'elles ne le paraissent dans ces quelques lignes. Chacune d'entre elles exige des conditions particulières, parmi lesquelles la température entre souvent en jeu, et de nombreuses difficultés doivent être surmontées sous peine d'insuccès. On trouvera dans le *Précis de Microscopie* de Langeron tous les renseignements désirables, moyens de remédier aux insuccès, conseils nombreux, etc., toutes choses que nous ne pouvons introduire ici faute de place.

Les coupes à main levée, ainsi que celles obtenues au microtome à main, peuvent être faites avec des tissus frais et examinées en préparations temporaires.

Il n'en est pas de même avec les coupes à la paraffine qui conduisent obligatoirement à la confection de préparations définitives. Les coupes, isolées ou réunies en courts rubans, sont collées sur lame. On les fait flotter d'abord sur une grosse goutte d'eau albumineuse, on chauffe légèrement pour provoquer l'étalement de la coupe (sans que la paraffine fonde). On égoutte la lame, puis on essore avec du papier Joseph. Les coupes sont laissées à sécher bien à fond, puis on se débarrasse de la paraffine en la chauffant légèrement (juste à son point de fusion) et plongeant ensuite la lame dans un tube de toluène qui dissout la paraffine. De ce premier tube on passe à un second contenant de l'alcool à 90°. La lame sortant du dernier alcool est plongée dans l'eau; elle peut être alors colorée et montée comme nous le verrons plus loin. A noter qu'à aucun moment, après le déparaffinage, la lame ne doit sécher même partiellement.

### Préparations définitives.

Ce sont ces préparations qui, commercialement, sont désignées sous le nom de « préparations microscopiques ». Tout débutant doit d'abord se procurer un certain nombre de ces préparations afin de les étudier tant au point de vue de leur contenu qu'à celui de leur facture. Par la suite, on

se constitue peu à peu une collection avec les préparations que l'on confectionne soi-même et celles que l'on acquiert. Il est, en effet, souvent fort difficile de se procurer certains objets, parfois très rares. Par ailleurs, on éprouve le besoin de voir certaines préparations que l'on ne peut faire soi-même. Il en est ainsi par exemple pour les préparations d'histologie en général, qui nécessitent un microtome coûteux, et d'histologie humaine en particulier, qui doivent être prélevées aussitôt après la mort d'un être humain (1).

Les préparations définitives sont en principe inaltérables, et, en fait, certaines se conservent très longtemps (nous en possédons d'excellentes, vieilles de plus d'un demi-siècle!). Il y en a, au contraire, d'autres, surtout parmi celles qui sont colorées, qui s'abiment au bout de quelques années, parfois même moins. La coloration s'atténue peu à peu, et l'objet finit par devenir invisible ou à peu près.

Les milieux (on dit aussi « medium ») qui servent à monter les préparations peuvent être classés en deux catégories : les milieux aqueux et les milieux non aqueux. Dans chaque catégorie on distingue les milieux solides et les milieux liquides. Les milieux solides sont toujours employés à l'état liquide. Ils se solidifient soit par le refroidissement (gélatine glycinée), soit par l'évaporation du solvant (Baume du Canada au xylol). En principe, les milieux solides, surtout les résines, sont les meilleurs, car leur conservation est pratiquement indéfinie. Ils sèchent fortement sur les bords de la lamelle, et dispensent de luter celle-ci. Les milieux liquides conviennent aux objets très délicats, mais ils obligent à fermer la préparation au moyen d'un ciment ou lut.

1. Nous avons toujours eu en France des préparateurs renommés, dont les préparations ont été acquises par des savants et des amateurs du monde entier. Citons, au siècle dernier, Alliot, Bourgogne (Frères), au début de ce siècle, J. Tempère, dont le successeur est L.-J. Laporte, 81, boulevard Saint-Marcel, Paris, XIII<sup>e</sup>. (Voir aux Annonces.)



Il faut bien se pénétrer de l'idée que tout objet qui ne doit pas être monté dans un milieu aqueux *doit être parfaitement déshydraté*, c'est-à-dire débarrassé de toute trace d'eau. La plus petite trace de ce liquide produit un louche dans la préparation et oblige à recommencer tout le montage.

Nous allons d'abord énumérer les plus importants milieux de montage, et donnerons ensuite les méthodes générales à employer pour chacun d'eux.

### Milieux aqueux.

Certains milieux d'observation déjà cités sont excellents pour la conservation et peuvent être employés au montage dans bien des cas. Citons l'eau formolée (à 5 ou 10% de formol commercial), le liquide glyciné, l'eau glycinée, la glycérine pure, le lactophénol. Tous ces liquides demandent une fermeture parfaite de la préparation au moyen d'un lut approprié, ainsi d'ailleurs que les milieux solides contenant de l'eau.

Le plus employé de ces derniers est la gélatine glycinée (ou glycérine gélatinée). On la trouve dans le commerce; il n'est pas pratique de la faire soi-même. A défaut de gélatine glycinée préparée spécialement pour la microscopie, on peut fort bien utiliser des suppositoires à la glycérine que l'on trouve dans toutes les pharmacies, et qui ne sont autres que de la gélatine glycinée. On peut les employer tels quels, ou, mieux, les faire fondre au bain-marie et ajouter 50% d'eau glycinée (eau et glycérine à parties égales). Il est aussi parfois nécessaire de filtrer, à chaud bien entendu.

### Montage dans la gélatine glycinée.

Quelques objets peu fragiles peuvent être placés directement dans la gélatine glycinée. En principe cependant,

on ne doit monter dans ce medium que des objets sortant de la glycérine ou du lactophénol. La méthode type est la suivante : on place l'objet dans le liquide glyciné et l'on attend ensuite que, par évaporation lente de l'eau et de l'alcool, il se trouve dans la glycérine pure. C'est le moyen le meilleur pour éviter toute contraction ou déformation des cellules. On peut aussi disposer, dans une série de godets ou de verres de montres, du liquide glyciné à différentes concentrations de glycérine. On fait passer l'objet de l'un à l'autre, en commençant par la concentration la plus faible, et en le laissant séjourner un certain temps (de quelques minutes à quelques heures) dans chaque godet, pour terminer enfin dans la glycérine pure.

La gélatine glycinée peut s'employer de deux manières. La meilleure, à notre avis, consiste à faire chauffer doucement au bain-marie, le récipient contenant le medium, jusqu'à ce qu'il soit bien fondu. Il faut éviter de dépasser beaucoup la température du point de fusion, et surtout ne pas faire bouillir la gélatine glycinée : il se produirait des bulles dont il serait extrêmement difficile de se débarrasser.

Avec une baguette de verre, on prélève une goutte du milieu que l'on dépose sur une lame bien propre et légèrement chauffée. L'objet, bien égoutté, est saisi avec une pince ou une aiguille, et immergé dans la gouttelette maintenue tiède et liquide. On peut placer l'objet égoutté sur la lame et déposer par-dessus la goutte de gélatine glycinée. On dispose l'objet convenablement, au moyen d'une aiguille, en réchauffant s'il le faut la lame, pour maintenir le milieu liquide. Puis, on applique sur la goutte une lamelle ronde, de préférence, que l'on a préalablement parfaitement essuyée. Pour éviter les bulles d'air, laisser tomber la lamelle obliquement. Il est bon aussi de chauffer légèrement la lamelle en la passant deux fois à quelques centimètres au-dessus de la flamme d'une lampe à alcool. En agissant rapidement, la goutte de gélatine glycinée restée tiède n'a pas fait prise au moment où on place la



lamelle, et celle-ci par sa chaleur et son propre poids produit l'étalement de la goutte. Si cet étalement ne se fait pas, on présente deux ou trois secondes la lame au-dessus de la lampe à alcool (ou d'un bec Bunsen à flamme basse), et on la repose sur la table. L'étalement ne se produit pas instantanément mais seulement au bout d'un temps, d'ailleurs court. Il vaut mieux ne pas laisser la préparation au-dessus de la flamme jusqu'à ce que l'étalement se produise, car la quantité de chaleur emmagasinée dans le verre suffit souvent à faire bouillir le milieu, et des bulles fort indésirables prennent naissance. Il est quelquefois utile d'appuyer légèrement sur la lamelle avec l'extrémité des pinces ou avec une aiguille, surtout pour chasser l'excès de gélatine glycinée quand la goutte est trop grosse.

Dans une préparation réussie, le volume de la goutte a été si bien calculé que le milieu s'arrête exactement au bord de la lamelle. Le gros avantage est ici de n'avoir pas à nettoyer la préparation avant de la luter.

La gélatine glycinée en excès s'enlève après refroidissement et solidification totale, avec une petite brosse sous un robinet d'eau bien froide. On termine le nettoyage, qui doit être parfait, avec un chiffon légèrement imbibé d'alcool, et on lute comme nous le verrons plus loin.

Au lieu de faire fondre la gélatine glycinée avant l'emploi, on peut aussi en prélever un petit fragment solide, le déposer sur la lame et le faire fondre au-dessus d'une flamme. Les opérations se font ensuite de la même manière.

Nous préférons employer la première méthode, avec laquelle on risque moins les bulles. Tant que la lamelle n'est pas placée, on peut encore essayer de se débarrasser des bulles — surtout des grosses — en maintenant la goutte à l'état liquide, et en crevant ces bulles une à une avec une aiguille que l'on chauffe un peu.

Lorsque les objets à monter sont très petits et en suspension dans un liquide, on les amène peu à peu, comme nous l'avons vu ci-avant, dans la glycérine pure. On peut alors

soit prélever une très petite goutte du sédiment que l'on mélange intimement avec la goutte de gélatine glycinée maintenue en fusion, soit, ce qui est mieux, enlever avec une pipette ou un compte-gouttes la presque totalité de la glycérine et verser dans le tube une petite quantité du milieu fondu. On mélange en retournant plusieurs fois le tube bouché (maintenir le bouchon solidement), mais *sans agiter*, toujours de crainte des bulles! On obtient ainsi une masse de gélatine contenant les organismes en suspension et on n'a qu'à en prélever une goutte que l'on couvre d'une lamelle.

Cette méthode est très pratique pour monter les algues d'eau douce, et en général tous les organismes des eaux, qui sont fragiles et que la déshydratation contracte au point de les rendre méconnaissables.

Nous ne ferons que citer les milieux aqueux plus ou moins solidifiables par évaporation : sirop d'Apathy, gomme au chloral, sirop de lévulose. Leur emploi n'est justifié que dans certains cas très spéciaux.

### Milieux non aqueux.

Ce sont les plus employés, surtout les milieux solidifiables par évaporation (résines).

Comme milieux liquides, on utilise surtout l'huile de cèdre épaisse (huile à immersion) (1), parfois la paraffine liquide, les huiles minérales épaisses, le terpinéol. Ce dernier milieu admet des objets sortant de l'alcool à 90°. Tous les autres demandent une déshydratation parfaite et le passage dans le xylol (ou le benzol). Il en est de même du baume du Canada, le milieu le plus employé de tous.

### Le Baume du Canada

n'est pas un baume au sens propre du mot : c'est une résine

1. L'huile de cèdre sèche cependant un peu sur le bord des préparations, et empêche ainsi le déplacement de la lamelle.



très pure, provenant de conifères de l'Amérique du Nord (*Abies canadensis* et *Abies balsamea*). Sa grande réfringence et sa transparence parfaite sous une faible épaisseur sont la cause de son emploi ininterrompu en optique et en micrographie depuis bientôt un siècle.

Le baume du Canada se trouve dans le commerce sous plusieurs formes : baume naturel, sirupeux, épais — baume sec en morceaux — et baume sec dissous dans le xylol. On n'emploie plus le baume dissous dans le chloroforme. Le baume sirupeux est très long à sécher. Il convient pour les coupes d'histologie, car il conserve mieux les colorations. Dans tous les autres cas, nous conseillons d'employer le baume sec repris par le xylol. On peut l'acheter tout préparé, mais, pour être bien sûr de n'avoir pas du baume sirupeux simplement additionné de xylol, il est quelquefois préférable d'acheter le baume sec. On en remplit aux 3/4 un flacon à large encolure, et on ajoute du xylol jusqu'au niveau du baume. La dissolution se fait en peu de temps (deux ou trois jours) et on a ainsi un produit qui sèche très rapidement, ce qui est fort agréable.

#### Montage au baume.

Pour monter une préparation au baume du Canada, on place une goutte du medium au milieu d'une lame bien propre. L'objet sortant du xylol est égoutté et immergé dans la goutte que l'on recouvre ensuite d'une lamelle en prenant les précautions habituelles. S'il se trouve accidentellement de grosses bulles d'air emprisonnées, on peut les chasser en appuyant légèrement sur la lamelle ou bien en la soulevant un peu avec une aiguille. Il n'y a pas à s'inquiéter des petites bulles d'air : elles disparaissent d'elles-mêmes en quelques heures, car le baume est très avide d'oxygène.

Lorsqu'il s'agit de monter au baume des organismes tels que des diatomées, des microbes, des frottis secs, que l'on a placés et laissés sécher sur la lame, il faut chasser l'air

de ces organismes en déposant une grosse goutte de xylol. On surveille au microscope la disparition de l'air, et quand le tout est bien éclairci, on égoutte rapidement le xylol, et on dépose une goutte de baume, puis la lamelle.

Dans tous les cas, il faut toujours proportionner la goutte de baume, à la fois à la grandeur de la lamelle et à l'épaisseur de l'objet. S'il y a trop de baume, on l'enlève avec des bandelettes de buvard ou avec le coin d'un chiffon. S'il n'y en a pas assez, on en ajoute sur le bord de la lamelle, près de l'endroit où il manque, mais non n'importe où.

Les préparations terminées sont toujours conservées à plat jusqu'à ce que le baume soit sec sur les bords de la lamelle. Si l'on agissait autrement, le baume coulerait, la lamelle se déplacerait et la préparation pourrait être gâtée, sans compter que les boîtes seraient salies. On peut hâter la dessiccation du baume en mettant les préparations à l'étuve. Il est bon de savoir que certaines couleurs d'aniline supportent mal la température de l'étuve (bleu de méthylène, violet de gentiane, p. ex.).

#### Résine mastic.

Ce milieu préconisé par Rondeau du Noyer et par Langéron, présente sur le baume du Canada l'avantage d'admettre des objets sortant de l'alcool à 95°. Il est donc inutile de déshydrater par l'alcool absolu et de passer au xylol. Les opérations se trouvent donc simplifiées. Malheureusement aucune coloration ne se conserve dans la résine mastic, qu'on n'emploiera donc seulement pour les préparations non colorées (arthropodes, tissus végétaux, etc.).

Les préparations se font comme avec le baume du Canada. Il arrive souvent, si l'alcool n'est pas assez fort, que les préparations montrent un fort louche, un aspect laiteux. En été, il n'y a pas à s'en occuper, car en quelques heures, elles s'éclaircissent parfaitement. Il n'en est pas de même par les temps humides. Il faut, dans ce cas, mettre la pré-



paration à l'étuve bien sèche. Les préparations faites à la résine mastic doivent être préservées de l'humidité qui les fait blanchir. Les préparations devenues ainsi opaques ne sont cependant pas perdues. Quelques jours d'été, ou un séjour à l'étuve, suffisent pour les éclaircir à nouveau. Naturellement, si les préparations sont lutées avec un ciment solide, elles ne craignent plus l'humidité.

### Milieus spéciaux.

En dehors de ces deux milieux, il en existe d'autres à haut indice de réfraction, et destinés spécialement au montage des diatomées. Leur emploi n'offre en général aucune difficulté particulière.

### FERMETURE ET ÉTIQUETAGE DES PRÉPARATIONS

Comme nous l'avons dit plus haut, les préparations faites en milieu liquide ou à la gélatine glycinée doivent être lutées. On peut aussi luter les préparations faites au baume, soit pour pouvoir les transporter sans attendre qu'elles soient sèches, soit simplement pour la beauté de la préparation.

Pour cette opération, on emploie des ciments, ou luts, et des vernis.

Les préparations faites avec des lamelles carrées seront lutées de préférence avec le lut à la lanoline-colophane de Rondeau du Noyer (lanoline anhydre 20 gr., colophane 80 gr.). Voici comment Langeron (*Précis*, p. 548) conseille de l'appliquer, en utilisant soit un fil de fer recourbé à angle droit, soit le fer à luter de Rondeau du Noyer (1). « On chauffe modérément le fer à luter et on le plonge dans le lut qui fond à son contact. On en porte une goutte en fusion aux quatre coins de la lamelle : au contact du

1. Le lut à la lanoline et le fer à luter sont fournis par les Et. du Dr Auzoux, rue de l'École-de-Médecine, Paris (V\*).

verre, le lut se solidifie instantanément. Il ne reste plus qu'à border les quatre côtés, ce qui se fait rapidement en appliquant sur chacun d'eux le fer chargé de lut. Il faut que la bordure soit à cheval sur la lame et la lamelle et recouvre chacune d'elles sur 3<sup>mm</sup>/<sub>10</sub> environ. Le fer doit être assez chaud pour que le lut soit bien fondu et forme une masse homogène et sans bavures. »

On peut luter de cette manière les préparations faites dans n'importe quel milieu, et c'est là le grand avantage de ce lut.

Les préparations faites en milieux liquides devront être bien nettoyées, après que l'on aura fixé la lamelle aux quatre coins, avec un chiffon imbibé d'alcool pour la glycérine, le lactophénol, de toluène ou de xylol pour l'huile de cèdre, le baume, le terpinéol ou la paraffine liquide.

### Emploi de la tournette.

Pour luter les préparations avec lamelle ronde, on utilise des ciments ou vernis appliqués au pinceau à la tournette (fig. 2, pl. 9). Les plus employés de ces luts sont le vernis au bitume de Judée, et le maskenlack. Langeron a proposé le ripolin pour fermer les préparations à la gélatine glycinée. C'est en effet, d'après notre expérience, le meilleur lut pour ce genre de préparations. Il n'a qu'un défaut, c'est de sécher fort lentement. Il faut prendre de préférence le ripolin noir ou vermillon. Nous avons essayé, avec succès, les vernis à base de cellulose (genre Duco), mais nous ne pouvons encore avoir de renseignements précis sur la solidité et la durée des préparations ainsi lutées.

Nous utilisons depuis fort longtemps, et nous nous en trouvons fort bien, l'émail noir pour fourneaux (émail Routtan par exemple). Cet émail, composé pour résister à la chaleur, contient du bitume de Judée. Lorsqu'il devient trop épais, on l'étend avec un peu de xylol. Il est, à notre avis, supérieur au vernis au bitume de Judée spécial pour



micrographie, qui contient, entre autres, de la mixtion des doreurs.

On ne peut monter qu'en liquide aqueux, avec les lamelles rondes, et non dans la paraffine ou le terpinéol, qui, à la longue, dissoudraient le vernis.

Il faut, préalablement, tracer avec le vernis, une cellule d'un diamètre extérieur égal à celui de la lamelle. Lorsqu'elle est sèche, on y place le liquide et l'objet, puis on recouvre de la lamelle. L'excès de liquide est parfaitement nettoyé; on ferme ensuite la cellule en appliquant à la tournette une couche de vernis épais. S'il le faut on passe encore une ou deux autres couches de vernis, en attendant chaque fois que tout soit bien sec.

Les préparations au baume du Canada, à la résine mastic, bien sèches, peuvent être fermées également à la tournette, ce qui leur donne un aspect plus agréable.

#### Montage des objets à sec.

Jusqu'ici, nous n'avons pas parlé du montage à sec des objets; celui-ci, très simple, ne se fait pratiquement qu'avec les lamelles rondes et des cellules faites à la tournette.

Voici comment il faut opérer :

D'abord, confectionner des cellules avec du vernis au bitume ou de l'émail Roultan. On trace sur une lame un cercle à la tournette, d'un diamètre extérieur égal à celui des lamelles qu'on va employer. On prépare ces cellules à l'avance, de façon à ce qu'elles soient bien sèches. L'épaisseur de la couche de vernis sera plus ou moins grande suivant celle de l'objet. Elle doit, naturellement, être un peu supérieure à cette dernière si l'objet n'est pas compressible.

Au moment de monter une préparation, on repasse, à la tournette, une couche de vernis sur la cellule. On place l'objet (qui peut être collé sur la lame ou aussi sur la lamelle avec de la gomme arabique très étendue), puis on pose bien exactement la lamelle. Pour faire adhérer parfai-

tement cette dernière au vernis de la cellule, on appuie légèrement tout autour avec une aiguille. S'il le faut, on fait chauffer une lame propre que l'on applique bien à plat sur la lamelle. La chaleur se transmet peu à peu et fait fondre la couche supérieure de la cellule qui se colle alors à la lamelle.

Il ne reste plus qu'à repasser par-dessus une nouvelle couche de vernis et la préparation est terminée. Il est essentiel de n'enfermer en cellule que des objets parfaitement secs, faute de quoi il se développe des moisissures qui peuvent cacher complètement l'objet. On pourra chauffer légèrement la lame portant la cellule avec l'objet, avant de clore, surtout par temps humides.

On monte assez peu d'objets à sec. Nous indiquerons dans la seconde partie, tous ceux qui peuvent l'être. Citons seulement ici, à titre d'exemple, les diatomées, les poils végétaux, les écailles de papillons.

Parfois on monte à sec sur un fond noir, pour examiner, non plus par transparence, mais à la lumière réfléchie. Certains objets donnent dans ces conditions de très beaux résultats surtout au point de vue artistique (écailles de papillons, hydriaires ou bryozoaires secs, radiolaires, cristaux, etc.). Tout le montage se fait de la même manière, mais au moment où on termine la cellule, on noircit le fond avec un vernis noir mat.

#### Étiquetage.

Une préparation non étiquetée n'a aucune valeur; la plupart du temps il est impossible de l'identifier avec certitude, et de plus, on ignore toujours la provenance de l'objet qu'elle contient.

L'étiquette doit comprendre non seulement le sujet de la préparation, mais aussi la manière dont on l'a faite, les méthodes de fixation, de coloration, de montage employées, la provenance de l'objet et de la date du montage. La lame peut porter une étiquette de chaque côté de la lamelle, si



la première, que l'on colle généralement à gauche, ne suffit pas. La seconde étiquette sert aussi souvent à noter quelques observations particulières, ou bien des repérages pour retrouver dans la préparation des objets intéressants.

L'étiquetage doit donc toujours être fait avec grand soin et aussitôt après que la préparation est terminée.

Certains amateurs emploient des étiquettes de couleurs différentes suivant l'objet de la préparation : le vert est par exemple réservé aux préparations de botanique, le rose à la zoologie, et le blanc aux autres sujets. On peut aussi, de la même manière, utiliser des étiquettes blanches munies d'un cadre noir, vert ou rouge. Il est aussi d'usage assez courant de faire figurer sur l'une des étiquettes le nom de celui qui a fait la préparation. La plupart des préparateurs de profession agissent ainsi, de même que les amateurs, et même les savants qui font des échanges.

En France, la microscopie est peu à l'honneur, mais à l'étranger, en Allemagne, en Angleterre, en Amérique, par exemple, il existe de nombreuses sociétés de microscopie, dont les membres échangent fréquemment entre eux des préparations. Ils arrivent ainsi à se constituer de riches collections, contenant des sujets rares et intéressants, qu'un seul chercheur serait incapable de récolter ou de découvrir en de longues années.

#### Fixation. — Coloration.

Dans les procédés généraux de montage que nous venons de donner, nous avons supposé que l'objet avait été précédemment traité et préparé et qu'il n'était plus besoin que de le monter définitivement.

Nous allons voir maintenant les principales opérations que doivent subir les objets, soit pour montrer le maximum de détails, soit pour mettre en évidence tel ou tel détail de structure.

Sauf de rares exceptions, on ne peut pas monter des

objets vivants. Il faut les tuer, les fixer et souvent les colorer. Pour ce qui regarde les coupes d'histologie animale, on fixe avant de faire les coupes et on colore généralement les coupes collées sur la lame. Nous ne nous étendrons pas spécialement sur les méthodes employées en histologie animale : nous nous contenterons d'en citer quelques-unes des plus typiques, et nous renverrons le lecteur qui voudra se documenter davantage au *Précis de Microscopie* de Langeron, ou à tout autre traité.

On trouvera aussi dans la seconde partie de cet ouvrage, de nombreuses indications et des méthodes adaptées spécialement aux objets décrits.

#### Fixation.

La plupart du temps, lorsqu'il s'agit d'êtres microscopiques, on tue en même temps que l'on fixe par l'action d'un seul liquide. Le fixateur idéal serait celui qui tuerait instantanément, pénétrerait immédiatement dans les cellules et les figerait dans un état identique à l'état de vie, sans modifier leurs propriétés physiques ou chimiques, et surtout sans les déformer ni extérieurement ni intérieurement.

Ce fixateur n'existe pas. Mais à force de recherches, les savants ont fini par mettre sur pied toute une série de liquides de compositions diverses, et qui présentent tous des qualités particulières. En employant judicieusement ces liquides pour les objets auxquels ils sont plus spécialement destinés, on obtient des fixations que l'on peut considérer comme parfaites. Nous ne pouvons pas ici, ni donner des indications sur tous ces fixateurs, ni même les énumérer au complet. Nous en citerons quelques-uns dans la seconde partie, renvoyant, pour plus ample informé au *Précis* de Langeron dans lequel se trouve une excellente revue des fixateurs, classés en agents physiques (froid, chaleur, dessiccation), agents chimiques et enfin mélanges fixateurs.



Comme liquides fixateurs types, nous ne citerons que l'alcool éthylique (à 95/96° ou mieux absolu), la solution aqueuse saturée d'acide picrique et surtout le formol. Ce dernier liquide est d'un emploi presque universel. Il tue, fixe et conserve tous les tissus animaux et végétaux. On l'emploie de manière à ce que les objets baignent dans un liquide contenant de 5 à 10 % de formol commercial, soit en préparant à l'avance cette solution, à 5 ou 10 %, soit en ajoutant à l'eau contenant les organismes une quantité de formol calculée pour obtenir la concentration voulue. Les objets, quels qu'ils soient, peuvent séjourner indéfiniment dans la solution de formol. Comme de plus ce liquide n'est pas coûteux, son emploi est devenu général depuis une trentaine d'années.

Il est bon de dire cependant qu'employé seul, le formol n'est pas un fixateur parfait. Mais il fait partie d'un grand nombre de mélanges fixateurs, parmi lesquels le plus important est le Picro-Formol de Bouin :

Formol . . . . .	1 partie,
Eau . . . . .	3 parties,
Acide picrique . . . . .	à saturation,

ajouter, au moment de l'emploi 5 % d'acide acétique cristallisable.

Ce mélange fixateur peut être utilisé aussi bien en botanique qu'en zoologie. Les organismes microscopiques sont fixés en très peu de temps. Les pièces destinées à faire des coupes doivent y séjourner au moins trois jours, puis être lavées dans l'alcool à 90° que l'on change deux ou trois fois avant de passer dans la série des liquides conduisant à l'inclusion à la paraffine.

### Colorations.

Les colorations sont destinées à mettre en évidence les différents constituants des cellules et des tissus. Il ne s'agit pas, qu'on le comprenne bien, d'une *teinture* des

objets. La teinture, lorsqu'elle est parfaite, colore uniformément tout l'objet d'une seule teinte. Le micrographe demande au contraire à ses colorants, une *électivité*, c'est-à-dire une préférence — toujours la même — pour tel ou tel élément cellulaire. Ainsi, un colorant se fixera sur les noyaux qu'il teintera en rouge, un autre sur le cytoplasme qu'il colorera en vert, et l'on aura obtenu alors une double coloration, grâce à laquelle l'étude des cellules sera grandement facilitée.

En micrographie, on divise les colorants en deux catégories principales suivant leur action : les colorants acides, qui sont les colorants du plasma, et les colorants basiques, qui sont les colorants du noyau, ou colorants nucléaires. Quelques colorants ont, en outre, des propriétés particulières : par exemple le Soudan III, et l'Ecarlate, qui colorent les graisses.

Suivant la manière d'opérer, les colorations sont dites *progressives* ou *régressives*. Dans les colorations *progressives*, on fait agir le colorant peu à peu, et on arrête son action par un lavage, quand le but est atteint. Ainsi, si l'on colore avec une solution d'hémalum, on arrête l'action de cette solution en lavant l'objet à l'eau, dès que les noyaux sont suffisamment teints. Au contraire, dans les colorations *régressives*, on colore d'abord fortement l'objet, on lave, puis on *différencie*. La différenciation consiste à faire agir un liquide différenciateur, qui enlève le colorant en commençant par les parties des cellules ou des tissus qui ont le moins d'affinité pour lui. Si l'on fait agir très longtemps le liquide différenciateur, la décoloration peut être totale. Il s'agit précisément de l'arrêter au moment favorable où les éléments à mettre en évidence sont le plus fortement colorés, en même temps que le fond est le plus clair possible. On arrête la différenciation en lavant rapidement à l'eau, de manière à éliminer le liquide différenciateur. Parfois, on emploie aussi un autre liquide spécialement composé pour neutraliser son effet.

Dans les colorations combinées (doubles ou triples c



ractions), on fait agir successivement deux ou plusieurs colorants, en intercalant, s'il y a lieu, des différenciations de manière à colorer les divers éléments cellulaires avec des teintes différentes.

Pour ne pas trop allonger ce paragraphe spécial aux colorations, nous énumérerons les principaux colorants et donnerons en même temps leur mode d'emploi.

### Colorants du noyau (Colorants basiques).

Nous avons d'une part deux colorants naturels très importants, le *carmin* et l'*hématoxyline*, d'autre part les couleurs d'aniline basiques.

### Colorants naturels.

**CARMIN.** — Il provient de la cochenille, petit hémiptère qui vit sur un cactus du Mexique. C'est le premier colorant employé par les anciens micrographes : il a été utilisé en botanique dès 1849. Il colore électivement les noyaux ainsi que la cellulose. On l'emploie selon quatre formules principales : on se procurera les solutions toutes préparées. Ce sont le carmin au borax, le carmin chlorhydrique, le carmin aluné et enfin le picro-carmin.

*Carmin au borax* (de Grenacher). — On l'emploie pour les coupes non collées et les objets entiers. Colorer de quelques heures à quelques jours, suivant le volume de l'objet. Sans laver, passer dans l'alcool à 70° acidulé par l'acide chlorhydrique (4 à 6 gouttes pour 100 cm<sup>3</sup>) et laisser jusqu'à ce qu'on ne voie plus de colorant s'échapper. Les objets prennent une belle couleur rouge clair. Les noyaux restent d'un beau rouge. On passe ensuite par les alcools pour monter ou pour inclure à la paraffine et couper.

*Carmin chlorhydrique.* — Cette solution contient plus de carmin que la précédente, aussi colore-t-elle plus rapidement. Mais on ne peut l'employer pour les objets conte-

nant du calcaire, à cause de l'acide chlorhydrique qu'elle contient. La coloration dure quelques minutes pour les petits objets. Il faut généralement différencier par l'alcool chlorhydrique (alcool à 80° à 0,5 % d'HCl). Surveiller la décoloration au microscope. Laver à l'alcool à 90° et déshydrater ensuite pour monter dans le baume qui conserve très bien la coloration.

*Carmin aluné* (de Grenacher). — C'est celui qui contient le moins de carmin. Il ne contient pas d'alcool, et les objets qu'on y colore doivent sortir de l'eau pure. Après la coloration, qui est très lente (plusieurs heures à plusieurs jours), on lave à l'eau. Le carmin aluné est le plus électif de tous. Il colore les noyaux parfaitement ainsi que la cellulose. Il n'y a jamais à différencier. On l'utilise beaucoup en botanique, en combinaison avec le vert d'iode ou le bleu de méthylène aluné.

*Picro carmin* (de Ranvier). — Ce réactif s'emploie avec les tissus frais, c'est-à-dire sans fixer au préalable, ainsi qu'il est nécessaire pour les autres colorants. Colorer une demi-heure ou plus, laver à l'eau. Examiner dans l'eau ou dans la glycérine — ou bien déshydrater et monter au baume. Ne s'emploie ni pour les coupes collées à l'albumine, ni pour colorer en entier avant de couper.

**HÉMATOXYLINE.** — Cette substance s'extraît du bois de campêche. Ce n'est pas à proprement parler un colorant : oxydée, elle se transforme en hémateïne, qui elle-même n'agit qu'en présence d'un mordant (base) pour former une *laque*. C'est la laque qui colore en se fixant particulièrement sur les noyaux. Il y a deux laques principales d'hématoxyline, avec de nombreuses formules d'application. Nous ne retiendrons que les deux méthodes principales.

*Hématun acide* (de Mayer). — Cette première méthode est à base de laque aluminique. La solution, de couleur rougeâtre foncé, se trouve toute préparée dans le commerce. Elle se conserve très longtemps. C'est un des colo-



rants les plus employés, surtout associé à l'éosine (voir plus loin).

La coloration est rapide (de 5 à 10 minutes pour les coupes et les objets microscopiques, protozoaires, protophytes, etc., de 24 à 48 heures pour les colorations en masse d'objets à inclure et couper).

Il existe aussi un hémalum non acide, qui n'a pas de qualités spéciales et se conserve moins.

L'hémalum acide colore en rougeâtre. Mais, après le lavage, on laisse pendant quelques minutes dans de l'eau de source, ou dans une solution très faible (1 %) de bicarbonate de soude ou de carbonate de lithine, et on relave à l'eau ordinaire. On obtient ainsi un beau ton bleu noir plus ou moins foncé suivant le temps qu'on a laissé agir le colorant. C'est, comme on le voit, une coloration progressive. Si, par erreur, on a surcoloré, on peut régresser avec l'alcool chlorhydrique faible (à 0,5 %), en faisant agir quelques secondes seulement et surveillant attentivement au microscope. On lave rapidement à l'eau alcalinisée comme plus haut, puis à l'eau ordinaire. On déshydrate et on monte au baume au xylol où la coloration se conserve très bien.

*Hématoxyline ferrique* (de Heidenhain). — Ici, nous avons affaire à la laque ferrique qui se forme dans le tissu ou les cellules mêmes, car le mordant et l'hématoxyline ne sont pas mélangés, mais agissent successivement. C'est une coloration régressive, car il est nécessaire de différencier. Elle ne s'emploie que pour les coupes et les frottis, mais donne des résultats remarquables entre des mains exercées. Les noyaux et certaines inclusions cytoplasmiques sont colorés en un beau noir, et on peut, en poussant plus ou moins la différenciation, faire apparaître des détails qu'on ne verrait point avec l'hémalum.

Les deux solutions employées seront placées dans de larges tubes (tubes Borrel, par ex.).

On mordance d'abord en plaçant la préparation (coupe

ou frottis) dans l'alun de fer (1) à 3 %, pendant 30 minutes à 12 heures. Puis on colore dans une solution aqueuse d'hématoxyline à 1 % (10 cm<sup>3</sup> d'hématoxyline à 10 % dans l'alcool à 90° plus 90 cm<sup>3</sup> d'eau distillée), pendant 30 minutes à 24 heures. Les coupes ou les frottis deviennent d'un noir encre de Chine. On lave à l'eau distillée, puis on différencie avec une solution neuve d'alun de fer à 1,2 ou 3 %, en plaçant une goutte du liquide différenciateur sur la préparation. Les solutions à faible concentration permettent de mieux surveiller la différenciation qui se fait plus lentement. Pour l'arrêter, on lave soigneusement à l'eau distillée. On fait, si l'on veut, une double coloration, on déshydrate et monte au baume.

#### Couleurs d'aniline (basiques).

Elles sont très nombreuses et beaucoup présentent des propriétés spéciales qui font que leur emploi est indiqué dans tel ou tel cas particulier. Les colorations se font sans mordants. On n'emploie que des accentuateurs (formol, aniline, phénol), aussi, la plupart des solutions sont-elles anilinéées, formolées ou phéniquées. Généralement, on dissout la couleur dans l'alcool à 90° et on étend avec de l'eau distillée, phéniquée, anilinée ou formolée.

Outre les noyaux sur lesquels elles se fixent plus ou moins électivement, de nombreuses couleurs d'aniline basiques présentent des affinités spéciales pour certains éléments des cellules ou des tissus. Cela nous entraînerait beaucoup trop loin d'en faire une revue, même incomplète. Nous n'allons donner dans les quelques lignes suivantes que le mode d'emploi des plus importantes. On peut acheter les solutions toutes prêtes à l'emploi, mais comme leur préparation est généralement très facile, il est souvent plus économique d'acheter le colorant cristallisé et de faire la solution soi-même.

1. En cristaux violets bien clairs.



**Bleu de méthylène.** — On fait une solution alcoolique concentrée, dont on mélange quelques gouttes à de l'eau au moment de l'emploi, ou bien on prépare une solution aqueuse à 1 %. La coloration des protozoaires, du fond des préparations de bacille tuberculeux, etc., demande quelques minutes. On lave à l'eau et, en cas de surcoloration, on régresse par l'alcool.

Le bleu de méthylène est peu employé sous cette forme. Il sert de base, au contraire, à toute une série de colorants spéciaux, *métachromatiques*, c'est-à-dire virant au contact de certains éléments des protozoaires ou du sang, et les colorant avec des teintes particulières variant du rouge au bleu en passant par les violets. Nous passerons sous silence toutes ces méthodes (méthode de Romanowski, de Giemsa, de Pappenheim, etc.), qui sont en même temps des doubles colorations. Ce sont des méthodes surtout employées dans l'étude des protozoaires du sang. Elles sortent de notre cadre.

**Vert de méthyle acétique.** — La solution achetée toute préparée s'emploie pour mettre rapidement en évidence le noyau. La coloration ne résiste pas à l'alcool et on ne peut donc monter qu'à la glycérine pure ou gélatinée et pas au baume.

**Thionine.** — Solution hydro-alcoolique à 1 % ou bien solution selon M. Nicolle :

Sol. saturée de Thionine dans l'alcool à 60 . . .	1
Eau phéniquée à 2 % . . . . .	4

Quelques minutes suffisent pour colorer les frottis ou les coupes. Il est bon de rincer à l'eau acétifiée à 1 % ou 1/500, avant de déshydrater et monter au baume. La coloration se conserve mal. On peut aussi monter à l'huile de cèdre, ou surtout à l'huile de paraffine qui conserve mieux.

**Bleu de toluidine.** — S'emploie comme le bleu de méthylène, mais se fixe mieux sur les noyaux.

**Safranine.** — Ce colorant rouge, qui n'a rien à voir

avec le safran, est surtout pratique sous la forme de safranine formolée de L. Sémichon :

Safranine . . . . .	1 gr.
Alcool à 90° . . . . .	100 cm <sup>3</sup>

Après dissolution, ajouter :

Eau distillée . . . . .	100 cm <sup>3</sup>
Formol commercial . . . . .	2 cm <sup>3</sup>

On colore de quelques minutes à une heure, et s'il y a lieu, on régresse par l'alcool absolu ou l'alcool chlorhydrique très faible, soit :  $\frac{1}{1000}$ .

**Violet de gentiane, violet de méthyle, violet de Paris, cristal-violet.** — Tous ces violets sont de composition rapprochée, et s'emploient de la même manière, en solution aqueuse, hydro-alcoolique ou bien en solutions anilénées ou phéniquées, ces dernières qu'on achètera toutes prêtes.

Ce sont des colorants très employés en bactériologie. Ils sont à la base de la méthode dite méthode de Gram, qu'on verra exposée dans la deuxième partie, au chapitre Bactériologie.

**Vert d'iode.** — On en fait une solution alcoolique concentrée dont on dilue quelques gouttes dans de l'eau. Employé surtout en botanique, en combinaison avec le carmin aluné.

**Fuschine basique** (Rubine, Magenta, Solferino, Diamant-Fuschine). — On désigne ainsi pas mal de colorants basiques très voisins les uns des autres, et qu'il ne faut pas confondre avec la fuschine acide (voir plus loin). La solution la plus employée est la fuschine phéniquée de Ziehl ou liquide de Ziehl, qui est d'un usage constant en bactériologie. Toutes les fuschines basiques colorent rapidement. En cas de surcoloration, régresser par l'alcool pur, ou l'alcool chlorhydrique faible ou encore par l'eau acétifiée à 1 %.



### Colorants plasmatiques (colorants acides).

Tous les colorants basiques que nous venons de voir peuvent colorer le plasma si on les fait agir convenablement, soit en prolongeant la coloration, soit en utilisant un mordant. Mais, en général, on préfère avoir recours aux colorants acides qui permettent ainsi de réaliser une double coloration.

Nous citerons simplement les quelques colorants naturels plasmatiques : carmin d'indigo, orcéine et safran, qui sont d'un emploi très spécial.

Les couleurs d'aniline acides jouent par contre un grand rôle en microscopie. Nous n'envisagerons encore que les plus importantes.

*Acide picrique.* — La solution aqueuse saturée colore le plasma en jaune. Elle est indiquée après ou avec le carmin (picro-carmin) et surtout après l'hématoxyline ferrique.

*Fuschine acide ou Fuschine S.* — Colorant rouge, peu stable, qui s'emploie en solution aqueuse à 1/500 ou 1/1.000, après l'hématoxyline. Craint fort les alcalis et nécessite un lavage à l'eau acétifiée.

*Vert lumière.* — Ce vert est utilisé en solution aqueuse ou alcoolique, généralement après une coloration nucléaire rouge (safranine, carmin ou fuschine).

*Bleu de méthyle et bleu coton.* — De ces deux bleus acides, le premier est employé associé à l'éosine, tandis que le second sert surtout en mycologie, sous forme de bleu au lactophénol (voir plus loin).

*Eosine.* — C'est de beaucoup le plus employé de tous les colorants plasmatiques. La solution aqueuse à 1 %, ou bien le mélange de cette solution avec une autre, également à 1 %, d'*Orange G*, appliquée après l'hémalum, constitue la plus classique des colorations combinées.

### Colorations combinées.

Il s'agit, comme nous l'avons déjà dit, de colorations doubles ou multiples, obtenues par l'action successive ou parfois simultanée de colorants présentant chacun une électivité différente. Il en existe un grand nombre, et il s'en publie constamment de nouvelles. Nous ne retiendrons ici que la méthode à l'hémalum-éosine, déjà citée plusieurs fois :

- 1° Colorer à l'hémalum (acide ou non) de cinq à vingt minutes ;
- 2° Rincer à l'eau et vérifier la coloration sous le microscope. Si elle est insuffisante, colorer à nouveau ;
- 3° Différencier quelques secondes dans l'alcool chlorhydrique (si c'est nécessaire) ;
- 4° Virer dans le bicarbonate de Na à 1 % ;
- 5° Colorer dans l'éosine à 1 % ou le mélange éosine 1 %, orange G 1 %, ou bien encore dans l'un des mélanges suivants de Sémichon :

a) Bleu de méthyle, sol. aq. à 2 p. 1.000. . . . .	1 partie.
Eosine à 5 p. 1.000. . . . .	2 parties.
Jaune Victoria à 1 p. 1.000. . . . .	2 parties.
b) Bleu pour micrographie n° 2 à 2 p. 1.000. . . . .	20.
Eosine à 5 p. 1.000. . . . .	30.
Aurantia à 1 p. 1.000. . . . .	25.

- 6° Laver abondamment à l'eau ;
- 7° Différencier dans l'alcool à 70°, si l'on a employé l'éosine seule ;
- 8° Déshydrater en versant à trois reprises de l'alcool absolu sur la lame ;
- 9° Essuyer le dessous de la lame et la plonger dans le xylol ou verser du xylol sur la lame ;
- 10° Essuyer l'excès de xylol, déposer la goutte de baume, puis la lamelle.



## PROCÉDÉS DE RÉCOLTE

Dans la seconde partie de cet ouvrage, on trouvera de nombreux procédés spéciaux de récolte, de conservation ou de montage. Nous voulons seulement donner ici quelques indications générales sur les procédés de récolte des petits animaux, des végétaux microscopiques des eaux, douces principalement. Ces indications sont naturellement valables aussi au bord de la mer, où cependant on devra employer des vases de plus grande capacité.

Le matériel à emporter n'est ni lourd ni encombrant. Tout d'abord un certain nombre de tubes de verre assez larges, à fond plat et *bien bouchés*. Les dimensions importent peu. Si l'on ne va pas très loin, et que l'on n'emporte que quelques tubes, on les prendra assez grands. Au contraire, si l'on pense faire de nombreuses récoltes, on réduira la grandeur des tubes, afin d'en emporter davantage. Un principe à ne pas perdre de vue, c'est qu'il ne faut jamais mélanger plusieurs récoltes dans un même tube : tout l'intérêt en serait perdu, et si l'on découvrait dans ce mélange un objet rare ou curieux, on ne saurait par la suite où le retrouver.

Avec les tubes bouchés, on emportera une grosse pipette, et, si l'on veut faire du plancton (voir plus loin), un filet en soie à bluter ou même un simple filet de mousseline de soie bien fine (filet conique disposé autour d'un cercle de métal de 15 à 20 centimètres de diamètre). Enfin on se munira d'une forte loupe ou d'un petit microscope de poche.

Il faut bien se dire que partout où règne un peu d'humidité, il se développe des myriades d'êtres que le microscope nous met à même de voir et d'étudier. Mais tous ces êtres ont leurs préférences, leurs lieux d'élection, et il ne faut pas s'attendre à rencontrer tel ou tel organisme dans n'importe quelle collection d'eau. Loin de là ! Aussi chacun, selon le genre d'études qui l'attire, devra-t-il observer

soigneusement les lieux de ses récoltes, ce qui lui permettra d'arriver à trouver à coup sûr les organismes qui l'intéressent.

La vase, la boue terreuse sont les lieux où les organismes sont les plus rares. Au contraire, dès qu'une végétation, même maigre, se développe (mousses, plantes aquatiques), on est sûr de faire des récoltes intéressantes. Suivant les stations où l'on récolte, la méthode différera. Les mousses humides et submergées seront pressées comme une éponge, et l'eau qui en sort recueillie dans un tube. On agira de même avec les plantes aquatiques telles que les myriophylles, les utriculaires, etc. On lavera les tiges des plus grosses plantes, roseaux, potamots, Menyanthes, ou on les grattera avec le dos d'un couteau, ou simplement avec les doigts et on recueillera le mucus brunâtre ou verdâtre qui recouvre ces tiges. Les flocons d'algues filamenteuses seront ramassées à la main ou à la pipette. Cet instrument servira aussi à récolter les *fleurs d'eau*, masses floconneuses d'algues couvrant parfois la surface entière d'étangs ou de mares.

Pour recueillir le plancton, dans les masses d'eau déjà importantes, mares, étangs, lacs, on promène pendant quelques minutes le filet en soie à bluter que l'on retourne et lave ensuite dans un tube contenant un peu d'eau. Suivant la richesse de la station, on promènera le filet pendant un temps plus ou moins long. Dans les mares et les étangs, il suffit souvent de parcourir une dizaine de mètres pour recueillir déjà une masse d'organismes appréciable. Dans les lacs, et particulièrement dans les lacs alpins, on devra traîner le filet pendant cinq minutes ou même plus. Bien entendu, la pêche pourra avoir lieu en bateau ou bien sur la rive, le filet étant fixé au bout d'une longue perche. En mer, c'est seulement en bateau qu'on pêche le plancton, toujours trop pauvre près de la côte (sauf parfois dans certaines anses).

Si l'on rentre tout de suite à la maison, on rapportera les récoltes vivantes et ainsi on pourra étudier du matériel



fraîs, ce qui est de beaucoup la meilleure façon de prendre connaissance avec tous les organismes. Mais s'il n'était pas possible de regarder tout de suite ses récoltes, il serait alors préférable de fixer aussitôt la récolte faite, par exemple en ajoutant 1/10 ou 1/20 de formol.

Au fur et à mesure que l'on récolte, on inscrit sur un carnet la date, le lieu et les conditions de la récolte : ces indications sont très précieuses. Elles permettent d'acquiescer peu à peu la connaissance des stations et de leur faune ou de leur flore particulières. Ainsi on notera : « Etang de la Pouplière, près Athis (Orne), 15/4/25. Lavage de tiges de Typha, queue de l'étang » ou bien « Tourbière des Gets (Haute-Savoie), 14/8/29. Expression de sphaignes mouillées au bord d'une ancienne fosse d'exploitation » ou bien encore « Expression de mousses humides, pente tourbeuse, flanc est de la montagne du Planet (Haute-Savoie), 9/9/27 », etc. Il est très recommandable de numérotter les bouchons des tubes. On reporte simplement le numéro sur le carnet de notes, car étiqueter sur place n'est pas pratique. Outre les indications ci-dessus, on notera par la suite, en abrégé, le mode de fixation par exemple FF (= fixé au formol) ou FB (= fixé au Bouin).

Nous n'allongerons pas davantage ce chapitre, nous réservant de revenir sur les méthodes particulières lors de l'étude des organismes eux-mêmes. Nous donnerons néanmoins ci-après un calendrier des récoltes du micrographe, susceptible de rendre des services, en évitant aux débutants la recherche d'organismes à une époque où ils ne sont pas dans leur plein développement.

# Calendrier des récoltes du micrographe.

JANVIER .	Faune des mousses	Tous les Rhizopodes, tardigrades, Infusoires et Rotifères des mousses.	} Plancton d'hiver
FÉVRIER .	} Lichens. — Algues bleues.	} Diatomées.	
MARS . .			
AVRIL . .			} Copépodes.
Mai . . .	Plancton.		
JUIN . . .	} Anatomie végétale	} Biologie des Insectes	} Rhizopodes Infusoires Cladocères
JUILLET .			
AOUT . .	} Plancton.		
SEPTEMBRE			
OCTOBRE .	} Diatomées.		
NOVEMBRE.			
DÉCEMBRE.	Algues bleues, Mousses et leur faune.		



## DEUXIÈME PARTIE

On ne trouvera pas dans cette partie appliquée un résumé de zoologie ni de botanique microscopique. Dans chacune de ces branches, nous ne ferons que donner quelques exemples choisis parmi les objets les plus remarquables, les plus propres à constituer d'intéressantes préparations microscopiques. Par contre, nous nous étendrons davantage sur la flore et la faune des eaux douces ou marines, car c'est là un sujet inépuisable, d'un intérêt très grand et toujours renouvelé, et sur lequel on ne trouve malheureusement pas facilement de documentation, à moins de consulter de gros ouvrages ou de s'adresser à la littérature étrangère.

Nous essaierons aussi de donner un aperçu sur les incursions de la microscopie dans les principaux domaines scientifiques, sans nous attarder plus spécialement sur l'un ou sur l'autre. Nous passerons très rapidement sur le côté médical de la microscopie, malgré son énorme importance, car c'est celui qui, à l'heure actuelle, a fait l'objet du plus grand nombre de publications.

Comme nous le disions dans notre avant-propos, nous avons voulu donner un grand nombre de figures, tant pour offrir le plus de documentation scientifique possible que pour montrer l'extraordinaire richesse des formes dans le monde microscopique. Les planches, en noir ou en couleurs, forment la base de notre seconde partie, et souvent,



le texte ne fera que suivre l'illustration. Il consistera donc surtout en explications des figures auxquelles nous joindrons quelques mots sur la bibliographie — ouvrages de détermination en particulier — sur les méthodes de récoltes et surtout de préparation.

Dans les légendes des figures, les noms des organismes seront suivis le plus souvent de chiffres exprimant leur longueur ou leur diamètre en  $\mu$  ou millièmes de millimètre. Il est bon de savoir que jamais ces dimensions ne sont constantes pour un organisme donné. Nos valeurs ne sont donc pas absolues, mais représentent plutôt des moyennes, des approximations.

## ZOOLOGIE

### ANATOMIE MICROSCOPIQUE. — HISTOLOGIE. CYTOLOGIE

(Planches A et 11 à 13)

L'*anatomie microscopique* étudie les organes de l'homme ou des animaux au point de vue topographique. L'*histologie* s'occupe de la structure de ces organes et des tissus qui les composent; la *cytologie* de celle, encore plus délicate, des cellules elles-mêmes qui, réunies, constituent tous les tissus, tous les organes. La méthode des coupes, suivie de colorations adéquates, est presque exclusivement employée par les histologistes et les cytologistes, qui disposent d'un grand nombre de méthodes de fixation et



de coloration, d'application délicate. Ces méthodes leur permettent de mettre en évidence tel ou tel élément d'un tissu ou d'une cellule.

Toute cellule, animale ou végétale, est constituée, en principe, d'une membrane (membrane cellulaire) enfermant le protoplasme (ou cytoplasme) et le noyau. Les cellules affectent des formes très diverses, en rapport avec leurs fonctions et la place qu'elles tiennent dans les tissus qu'elles constituent. Ainsi, pour nous en tenir aux tissus musculaires lisses (parois de l'estomac, p. ex.) et striés (langue, p. ex.), nous trouvons dans ces tissus des cellules très différentes : fusiformes et plutôt irrégulières et enchevêtrées dans les muscles lisses, les cellules sont par contre cylindriques, allongées — fort semblables entre elles — et parfaitement alignées dans les muscles striés.

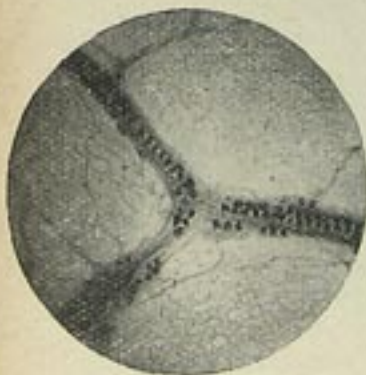
- Pl. 11. — HISTOLOGIE. — 1, oreille interne : limaçon (cobaye);  
 2, artère carotide (chien);  
 3, cellules adipeuses traitées à l'acide osmique (Mésentère de cobaye);  
 4, papilles fongiformes de la langue de l'homme.  
 (Clichés Laporte.)



1



2



3



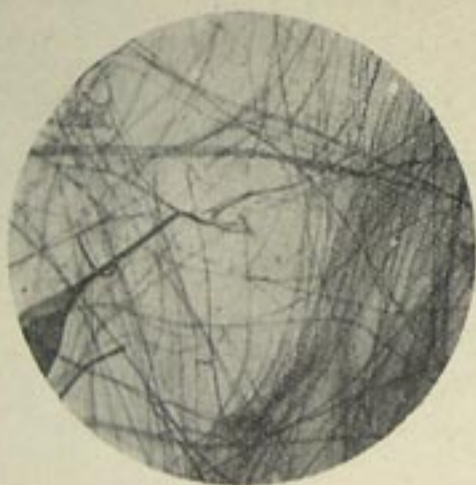
4

Histologie.





1



2

**HISTOLOGIE.** — 1, épididyme (cobaye); 2, fibres élastiques d'un épiploon. (Clichés Laporte.)



1



2



3



4

**HISTOLOGIE.** — 1, intestin grêle (homme); 2, poche kystique (homme); 3, rein (hypertrope); 4, glande thyroïde (homme).



Certaines cellules possèdent une membrane très mince ; dans d'autres cas, la membrane s'épaissit, se charge de composés lui conférant de la rigidité, repousse cytoplasme et noyau, au point de les faire disparaître complètement (ongles, p. ex.).

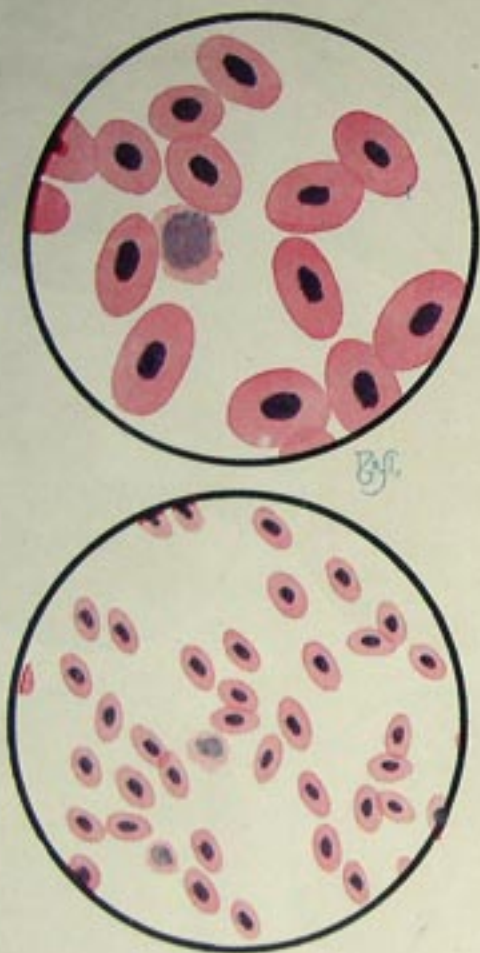
On a beaucoup écrit, beaucoup discuté sur la constitution intime du protoplasme et sur celle du noyau. Un résumé de ce sujet a été donné par Henneguy dans son petit livre « La Vie cellulaire. Éléments de Cytologie », malheureusement épuisé aujourd'hui. On devra se reporter aux traités tels que ceux de Branca et de Champy (voyez ci-après) si l'on désire se documenter sur ces questions, trop complexes pour pouvoir être exposées ici en quelques courtes phrases.

- Pl. A. — HISTOLOGIE.** — 1, tissu musculaire strié, avec vaisseaux capillaires injectés au carmin ;  
2, peau de grenouille (pigments), col. carmin ;  
3, peau de la pulpe du pouce de l'homme ;  
4, poumon de couleuvre ;  
6, rétine ;  
5, tissu cartilagineux, embryon de lapin.



**HISTOLOGIE**





HÉMATOLOGIE

**Bibliographie.** — M. Langeron, *Précis de microscopie*, 4<sup>e</sup> éd. 1925; Beylot et Baudrimont, *Cahier de Travaux pratiques d'Histologie*, 1926; Bouin, *Eléments d'Histologie*, 1929; Branca, *Précis d'Histologie*; Bulliard et Champy, *Abrégé d'Histologie*, 1923; Champy, *Précis d'Histologie*, 1928; Rabaud et Montpillard, *Atlas d'Histologie normale*, etc.

**Technique.** — Autopsie ou dissection d'un animal. Prélèvement de minces fragments d'organes (épais de 0 cm. 5 env.). Fixer au Bouin (par ex.); inclure à la paraffine; couper au microtome automatique. Coller sur lame; déparaffiner au toluène; alcool, eau, coloration, déshydratation, montage au baume. Les opérations de déparafinage, passage à l'eau, coloration, déshydratation et passage au xylol se font généralement en série, dans des batteries de tubes Borrel ou dans des cuvettes à rainures. On peut aussi, naturellement, traiter chaque préparation séparément, surtout pour les deux dernières opérations : déshydratation et passage au xylol. L'alcool employé pour la déshydratation doit être parfaitement absolu, comme nous l'avons déjà dit dans la première partie.

**Pl. B. — HÉMATOLOGIE.** — En haut : sang de crapaud; en bas : sang de poule (colorés hémalum-éosine).



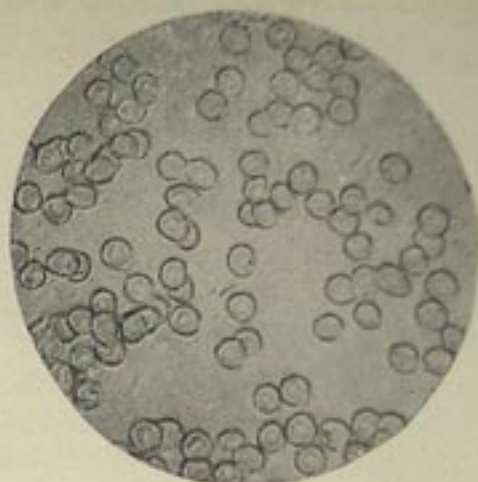
## LE SANG (HÉMATOLOGIE)

(Planches B et 14)

On sait que le sang est un liquide qui contient en suspension des éléments figurés, solides : globules rouges (hématies), globules blancs (leucocytes), hémotoblastes. Les globules blancs ont toujours un noyau. Les globules rouges des mammifères, qui sont discoïdes, en sont dépourvus. Les globules rouges des poissons, batraciens, reptiles et oiseaux, sont tous pourvus d'un noyau. Ils sont elliptiques et atteignent leur maximum de grandeur chez les batraciens.

Bibliographie. — Bécart, Le Sang. Abrégé d'hématologie, 1927 Gilbert; (A.) et Weinberg, Traité du Sang, 2 vol. 1913-1924. Suppl. 1929.

Pl. 13. — SANG HUMAIN. — En haut, sang humain non coloré (orig.). En bas, sang d'un individu atteint de la maladie du sommeil (*Trypanosoma gambiense*). (Phot. Leitz.)



Sang.



**Technique.** — a) *Obtention du sang.* Chez l'homme piquer le bout du doigt, au-dessous de l'ongle; chez la poule, le coq, piquer à la crête; chez la grenouille, le crapaud, le lézard, couper un doigt ou bien disséquer après anesthésie.

b) *Observation directe :* laisser tomber une lamelle sur une très petite goutte de sang. Ne presser que légèrement.

c) *Préparation :* le sang se prépare par frottis desséchés.

1. Déposer sur la lame une très petite goutte de sang;
2. Poser obliquement sur la gouttelette la tranche d'une lamelle carrée (ou d'une lame rodée);
3. Laisser filer le sang le long de cette tranche,
4. Pousser la lamelle en avant en appuyant très légèrement : le sang s'étale en une couche bien uniforme;
5. Agiter la lame pour dessécher le sang le plus rapidement possible.

Le frottis ainsi obtenu peut se garder très longtemps et conserver sa colorabilité; fixer en immergeant dans l'alcool absolu pendant dix minutes, ou l'alcool méthylique

(absolu) cinq minutes, ou bien verser sur la lame un mélange à parties égales d'alcool absolu et d'éther, et laisser sécher. Colorer à l'hémalum-éosine, ou à toute autre méthode (hématoxyline ferrique, ou bleu de méthylène polychrome). On colore aujourd'hui le sang par des méthodes spéciales (méthode de Romanowski, par ex.), surtout destinées à l'étude des protozoaires du sang (malaria, maladie du sommeil). Ces méthodes sortent de notre cadre.



**POILS. — CORNES. — PLUMES  
ÉCAILLES DE POISSONS**

(Planches 15 à 17)

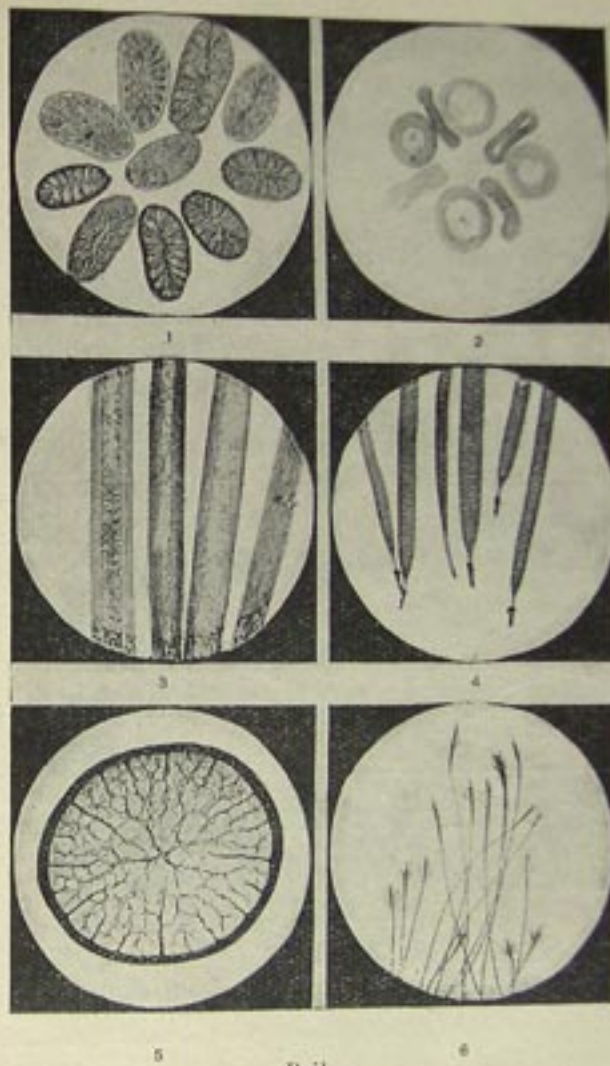
Les poils et laines des mammifères se présentent sous des aspects très différents suivant l'espèce qui les a fournis. Il en est de même des cornes, ongles, sabots, qu'on étudie en coupes transversales ou longitudinales.

Les plumes et le duvet des oiseaux sont parfois très curieux et faciles à observer. Quant aux écailles de poissons de mer ou d'eau douce, les figures de notre Planche donnent seulement une idée de leur diversité extraordinaire et de l'intérêt de leur étude.

**Bibliographie.** — Lacroix-Danliard, La Plume des oiseaux, 1891; Le Poil des animaux et les Fourrures, 1928; Lambert (M.), Contribution à l'étude des poils de l'homme et des animaux, 1910.

**Technique.** — *Poils.* Méthode ancienne : traiter une touffe de poils par une solution de potasse caustique au

- Pl. 15. — POILS.** — 1, poils de pécari (coupes transversales);  
2, poils de fourmillier tamanoir (C. T.);  
3, poils de fourmillier tamanoir;  
4, poils de renne;  
5, poils de porc-épic (C. T.);  
6, poils de chenille (*Orgyia antiqua*). (D'après Lemardeley.)



Poils.



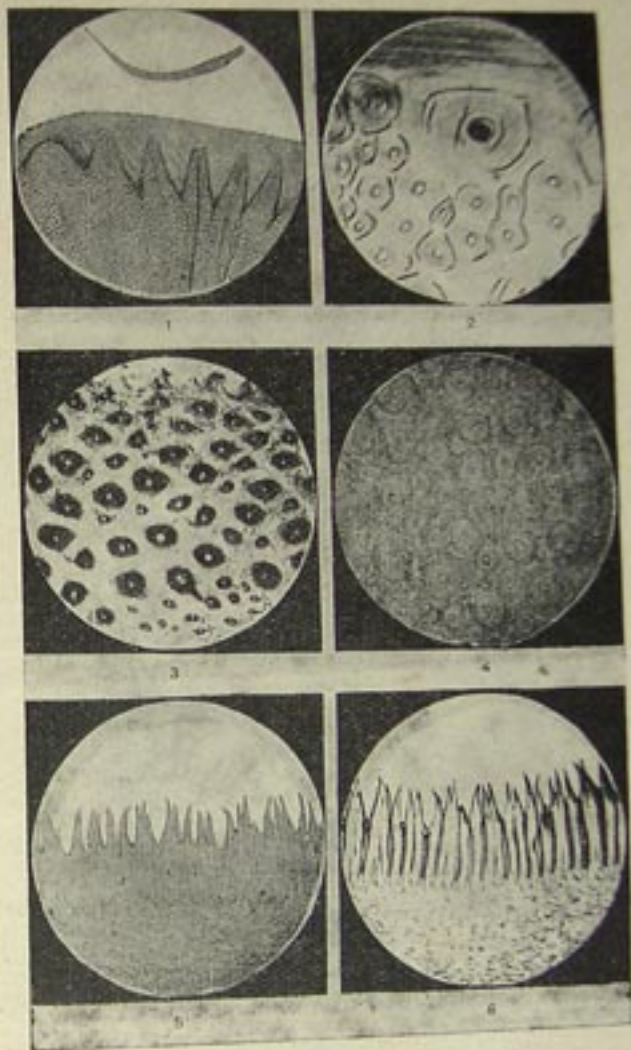
1/10 (eau 90, potasse 10), à froid pendant quelques heures, ou à chaud pendant quelques minutes. Les poils s'éclaircissent. Laver à l'eau, puis à l'eau acidulée par l'acide acétique. Alcool à 90, alcool absolu, xylol, baume.

Méthode moderne. Elle est bien supérieure. Traiter les poils par le chloralphénol à chaud pendant quelques minutes. Changer le chloralphénol deux fois; xylol, baume.

*Cornes.* — Il faut un microtome spécial pour faire les grandes coupes de cornes, ongles ou sabots. On peut cependant, au microtome à main, détacher des fragments de quelques m/m<sup>2</sup> suffisants pour l'étude. Monter au baume ou à la gélatine glycinée suivant le degré de transparence naturelle de la corne.

*Plumes.* — Placer quelque temps les plumes ou le duvet dans le xylol pour chasser l'air. Monter au baume.

- Pl. 16. — PLUMES ET CORNES. — 1, plume d'oie (C. T.);  
 2, baleine (C. T.);  
 3, sabot de cheval (coupe verticale) en lumière polarisée;  
 4, corne de rhinocéros (C. T.);  
 5, sabot de cerf (coupe verticale);  
 6, sabot de cerf (C. V.) en lumière polarisée. (D'après Lemardeley.)



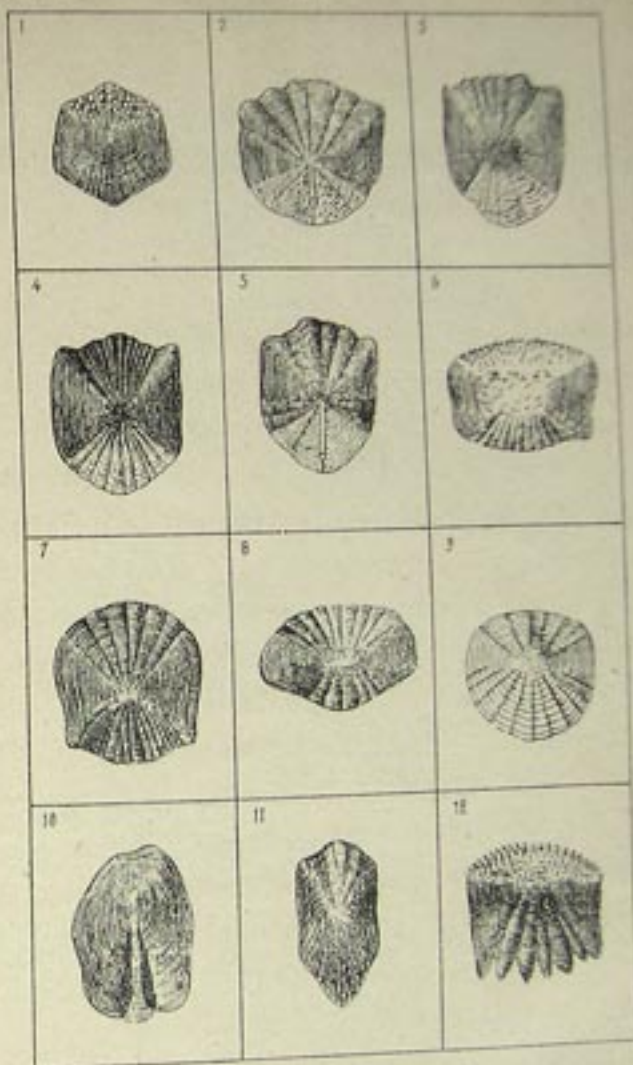
Plumes et cornes.



*Écailles de poissons.* — Ecailler le poisson très frais. Beaucoup d'écailles se détachent fort mal sur les poissons morts depuis trop longtemps. Laver les écailles à l'eau, plusieurs fois, et si besoin est, les brosser légèrement une à une avec un pinceau un peu raide : 1° placer dans la glycérine et monter ensuite à la gélatine glycinée ; 2° ou bien colorer (éosine par ex.), aligner les écailles sur une lame, les recouvrir d'une autre lame et attacher le tout, bien serré, avec du fil. Plonger l'ensemble dans l'alcool à 90 (quelques jours). Alcool absolu, xylol, baume. (La compression entre lames est destinée à empêcher les écailles de se courber sous l'influence du déshydratant.)

PL 17. — ÉCAILLES DE POISSONS. — 1, carpe commune ;

- 2, carassin commun ;
- 3, rotengle ;
- 4, chevaine commune ;
- 5, carassin doré ;
- 6, gardon commun ;
- 7, chevaine commune ;
- 8, ablette commune ;
- 9, vairon commun ;
- 10, brochet commun ;
- 11, barbeau ;
- 12, perche. (D'après Tempère.)



Écailles de poissons.



## ENTOMOLOGIE

(Planches 18 à 20)

Les insectes constituent pour le micrographe un sujet d'études très vaste. Leur structure extérieure à elle seule suffit pour occuper de nombreux savants qui s'intéressent soit à la morphologie seule, soit à la systématique, laquelle est d'ailleurs basée elle-même sur la morphologie. Les organes intérieurs des insectes s'étudient beaucoup par la méthode des coupes en séries. Nous n'envisagerons ici que l'étude du tégument chitineux qui forme le squelette, la charpente extérieure du corps des insectes.

**Bibliographie.** — **Dongé**, Les Insectes et leurs dégâts, E. P. N., 1921; **Kunckel d'Herculais**, Les Insectes, Myriapodes, Arachnides et Crustacés (s. d.); **Henneguy**, Les Insectes, 1904; Encyclopédie Entomologique, vol. I-XII (Coléoptères, Diptères, Hyménoptères, 1924-1929; Périodiques : Coleoptera (3 vol. 1925-1929); Diptera (5 vol. 1924-1929); Lepidoptera (3 vol. 1925-1929).

**Technique.** — Les insectes seront supposés capturés

et tués récemment (les insectes secs, sauf exception, se préparent très mal). Généralement, on prépare séparément les diverses parties de l'insecte; mais les méthodes ci-dessous peuvent sans grands changements s'appliquer aussi aux insectes entiers.

**1<sup>re</sup> Méthode.** — Traiter les organes, patte ou tête par exemple, par la potasse au 1/10 (comme pour les poils) pour dissoudre les organes mous qui sont à l'intérieur. Le traitement durera de quelques heures à quelques jours, suivant l'insecte. On peut hâter en chauffant, mais ce n'est pas recommandable. Laver ensuite à l'eau ordinaire, et tout en laissant l'objet immergé dans l'eau, chasser par légère pression, avec l'extrémité de l'index, le contenu intérieur. S'il s'agit d'un insecte entier, agir avec précaution et méthodiquement, pour ne pas détacher la tête et le thorax de l'abdomen : agrandir légèrement, s'il le faut, l'anus; faire sortir le contenu de l'abdomen, faire passer le contenu thoracique dans l'abdomen et l'évacuer, enfin faire passer le contenu de la tête par le thorax et l'abdomen.

Après lavage soigné à l'eau ordinaire, puis, si on le peut à l'eau distillée, laver à l'eau acétifiée, passer à l'alcool à 90 (deux fois, à une heure d'intervalle), à l'alcool absolu (de même), puis au xylol et monter dans le baume.



Ne pas écourter les séjours dans les déshydratants, car ce serait s'exposer à voir un louche dans la préparation terminée.

*2<sup>e</sup> Méthode.* — Traiter l'insecte entier ou la partie à monter par le chloralphénol à chaud (quelques minutes) ou à froid (quelques heures). Changer le chloralphénol plusieurs fois. Disposer l'objet sur la lame et enlever le plus possible de chloralphénol. Monter alors directement au baume. On peut aussi, surtout pour les parties d'insectes, passer par le xylol avant de monter au baume. L'avantage est que les préparations sèchent mieux et plus vite. Cette deuxième méthode permet l'étude des muscles en place; certains des organes sont trop transparents, mais il en est qui apparaissent fort bien, tandis que la méthode à la potasse détruit tout, sauf la chitine; parfois même, des poils ou écailles, quoique chitineux, peuvent aussi disparaître. Le désavantage de la méthode au chloralphénol consiste surtout dans le fait qu'on ne peut obtenir de préparations bien planes, comme avec la méthode à la potasse.

Beaucoup d'ailes d'insectes ne doivent pas être traitées par la potasse. On ne traite ainsi que les ailes d'hémiptères et les élytres de coléoptères. On pourra monter la plupart des ailes par la méthode au chloralphénol, ou bien sim-

plement en déshydratant par l'alcool absolu renouvelé deux fois, et en passant par le xylol. Les ailes sèches peuvent être montées d'une manière fort simple: il suffit de les immerger dans le xylol pour chasser l'air et de les monter ensuite au baume.

Les écailles de papillons se préparent de la même façon: on dépose une gouttelette de xylol sur la lame et l'on gratte légèrement l'aile de manière à détacher les écailles. On ajoute une goutte de baume, qu'on mélange bien intimement avec le xylol qui contient les écailles et on ferme avec la lamelle. On peut aussi monter des fragments d'ailes, desquels on aura détaché quelques écailles, soit au baume, soit à sec, sur fond noir, pour examen en lumière réfléchie.

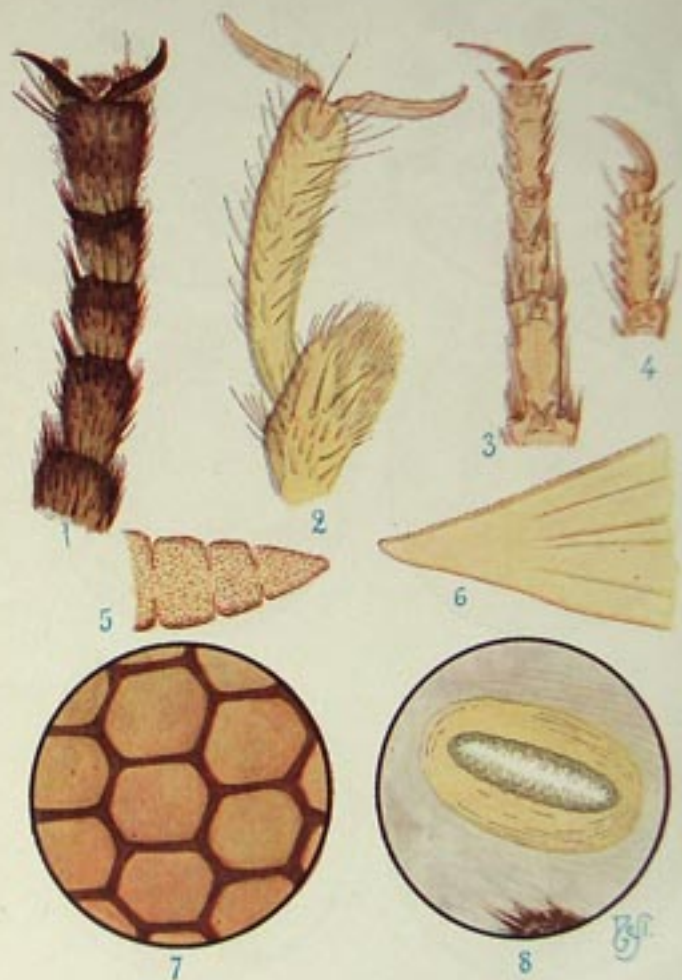
Au lieu de monter les insectes au baume, on a souvent avantage à les monter à la résine mastic de R. Du Noyer (voir plus haut) qui dispense du passage par le xylol, et même d'une déshydratation parfaite. L'insecte, ou la partie d'insecte, sortant de l'alcool à 90, est immergé directement dans la résine mastic. La transparence est un peu moins grande que dans le baume et certains détails apparaissent mieux.



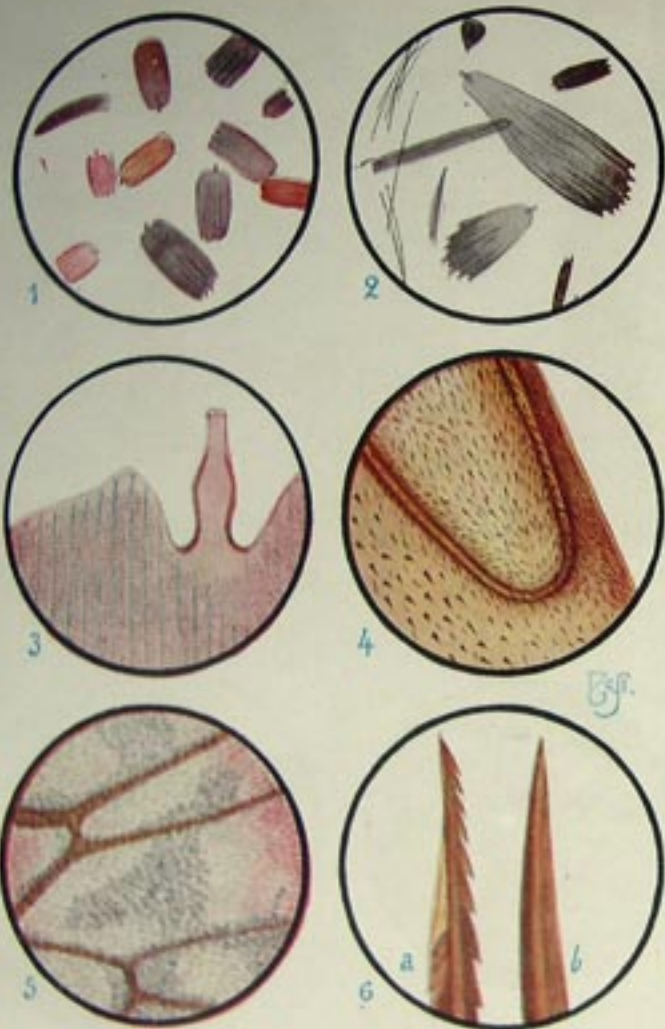
Planche C

ENTOMOLOGIE

- 1, patte de taon, *Haematopota pluvialis*;  
2, patte de perce-oreille, *Forficula auricularia*;  
3, 4, patte de puce, *Pulex irritans*, de face et de profil;  
5, antenne de papillon (extrémité);  
6, une des pièces buccales du taon, *Haematopota pluvialis*;  
7, œil de taon;  
8, stigmate de chrysalide, *Pieris brassicae*.







ENTOMOLOGIE

## Planche D

## ENTOMOLOGIE

- 1, 2, écailles des ailes d'un papillon, *Vanessa Io*;  
 3, une des écailles de la fig. 1, vue à l'immersion;  
 4, aile de bourdon, *Bombus terrestris*;  
 5, aile de taon, *Haematopota pluvialis*;  
 6 a, dard d'abeille;  
 6 b, dard de guêpe.



Planche 18

ENTOMOLOGIE

- 1, patte de mouche, *Musca domestica* ;
- 2, extrémité de la patte de hanneton, *Melolontha vulgaris* ;
- 3, écailles d'aile de papillon ;
- 4, puce.



Entomologie.



Planche 19

ENTOMOLOGIE

- 1, aile de moustique, *Culex hortensis* ;
- 2, nymphe de *Culex* ;
- 3, appareil buccal d'un moustique suceur de sang, montrant les diverses parties ;
- 4, larve de moustique, *Anopheles plumbeus* ;
- 5, organisation de la larve du moustique, *Stegomyia fasciata* :

- a, tête ;
- b, poils pectinés de la bouche ;
- c, plaque mentale ;
- d, épines latérales du thorax ;
- e, siphon et branchies respiratoires ;
- f, écailles du 8<sup>e</sup> segment abdominal ;
- g, dents du peigne du siphon. (D'après Ségué.)

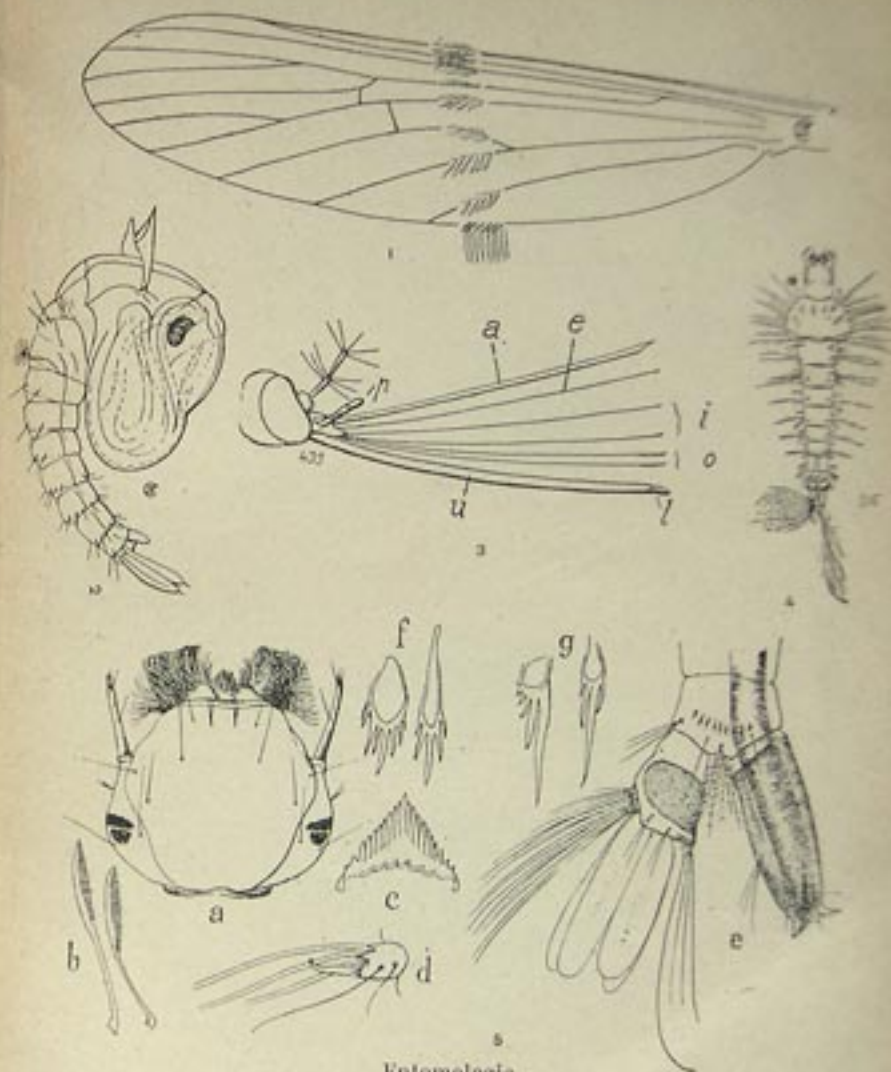




Planche 20

ENTOMOLOGIE

En haut : tête de forficule, *Forficula maritima* (type broyeur) ;  
en bas, *Melophagus ovinus*, parasite du mouton.

(Clichés Bayard.)



Entomologie.



# INSECTES PARASITES

(Planches 21 à 23)

L'étude des Insectes parasites relève directement de l'Entomologie, mais nous lui avons fait une place à part, tant est grande son importance. Elle tient d'ailleurs une fort grande place en *Parasitologie*, maints Insectes transportant les virus de nombreuses maladies.

Il est bon aussi de savoir que les Vertébrés ne sont pas les seuls à héberger des Insectes parasites, mais qu'on en trouve aussi sur les Invertébrés, sur les Insectes eux-mêmes (par exemple sur des Araignées, des Papillons, des Diptères).

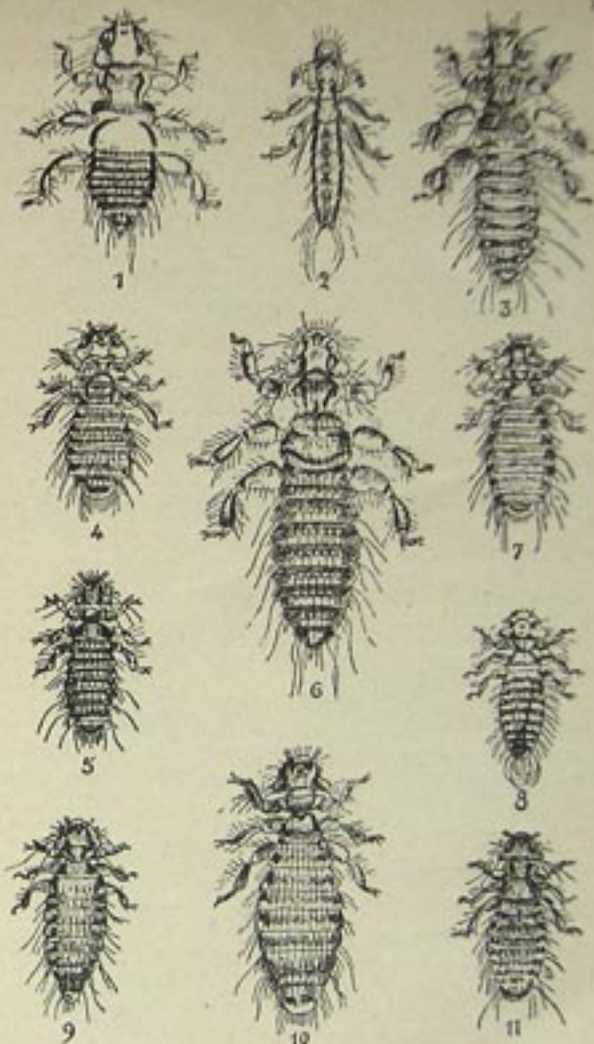
**Bibliographie.** — E. Seguy. Les Insectes parasites de l'Homme et des Animaux domestiques, E. P. N., XVIII, 1923.

**Récolte.** — Les Insectes parasites des Mammifères et des Vertébrés en général se récoltent à la main en les cherchant dans la fourrure ou le plumage, et en les plaçant au fur et à mesure des captures dans des tubes à fond plat où on les tue par le cyanure ou le chloroforme. Les Acariens sont tués par immersion dans l'alcool à 70° bouillant.

**Technique.** Traiter au chloralphénol et monter à la résine mastic ou au baume du Canada.

## Pl. 21. INSECTES PARASITES. POUX DES OISEAUX.

1. *Trinoton lituratum* Nitzsch, de l'oie;
2. *Lipeurus caponis* L. Frineton de la poule;
3. *Trinoton luridum* Nitzsch, du canard;
4. *Menopon fulvofasciatum* de la buse;
5. *Menopon phaeostomum*, du paon;
6. *Trinoton anseris* Sulzer, du cygne;
7. *Menopon brevithoracicum* Piaget, du cygne;
8. *Colporephalus flavescens*, de la buse;
9. *Menopon productum* Piaget, du faisan;
10. *Menopon biserialum* Piaget, de la dinde;
11. *Menopon gallinae* Linné, de la poule. (D'après Tempère.)



Insectes parasites.  
Pédiculines des oiseaux.



Planche 22

PUCES ET PUNAISES

- 1, tête de la puce du chien, *Ctenocephalus canis* Curtis;
- 2, tête de la puce du chat, *Ctenocephalus felis* Bouché;
- 3, puces de la poule accouplées, *Ceratophyllus gallinae* Schrank;
- 4, tête de la puce de la poule;
- 5, tête de la puce du lapin, *Spylopsyllum cuniculi* Dale;
- 6, chique, ou puce pénétrante, *Sarcopsylla penetrans* Linné;
- 7, la même, femelle gorgée;
- 8, punaise des poules, *Cimex columbarius* Jenyns;
- 9, lancettes et rostre de la punaise des lits, *Cimex lectularius* Linné;
- 10, œufs de punaise des lits.

(D'après Tempère.)



Insectes parasites.  
Puces et punaises.



# ACARIENS

(Planches 23 et 24)

Ces Arthropodes, sans être toujours microscopiques, sont le plus souvent très petits. On les monte d'ailleurs habituellement en préparations microscopiques. Les adultes ont quatre paires de pattes, les larves n'en ont que trois paires. Cette famille a des représentants dans tous les genres d'habitats et sous toutes les latitudes ! Il y a, en effet, des Acariens terrestres, vivant sur les mousses, dont les larves sont souvent parasites, des Acariens d'eau douce, des Acariens marins, et enfin des Acariens constamment parasites.

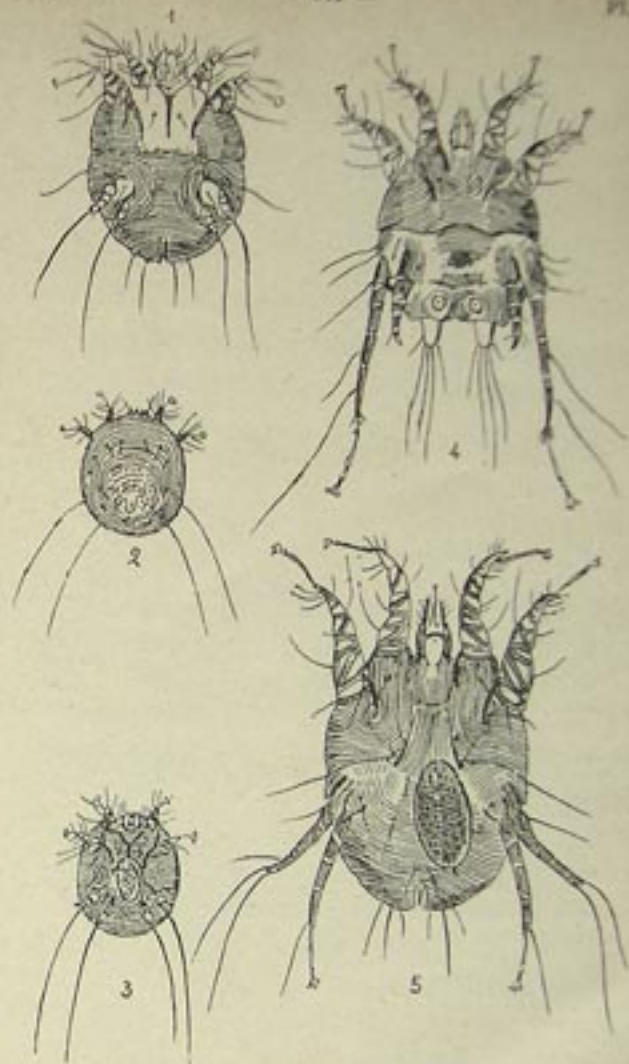
**Bibliographie.** — Perrier R., Faune de la France, vol. II, 1929.

**Technique.** — Méthodes à la potasse ou au chloralphénol. Monter au baume. Les petites espèces d'eau douce ou marines se montent parfois à la gélatine glycinée après éclaircissement au lactophénol.

## Pl. 23. — ACARIENS PARASITES : SARCOPTES DE LA GALE

- 1, *Sarcoptes scabiei* de Geer, var. *equi*, simple variété du sarcopte de la gale de l'homme, vivant sur le cheval et l'âne;
- 2, 3, *Sarcoptes minor* Furstenberg var. *cati* (gale du chat et du lapin);
- 4, *Psoroptes communis* var. *equi* (mâle); 5 (femelle ovigère), du cheval.

(D'après Tempère.)



Acariens parasites : Gales.



# CRUSTACÉS

(Planches F et 25)

Parmi les Crustacés inférieurs, les Entomostracés, trois ordres renferment des espèces que leur petite taille ne permet d'étudier qu'au microscope. Ce sont :

1° Les *Cladocères* d'eau douce, dont le type est la Puce d'eau (*Daphnia*) ;

2° Les *Copépodes*, qui se trouvent à la fois dans la mer et dans les eaux douces, étangs, mares, fossés et même mousses humides. Exemple, Cyclope (*Cyclops*) ;

3° Les *Ostracodes*, à carapace formée de deux valves, vivant en majorité dans la mer, ayant cependant de nombreux représentants dans les eaux douces. Exemple, *Cypris*.

Bibliographie : Perrier (R.), Faune de la France, vol. II, 1929.

## Pl. 24. — ACARIENS.

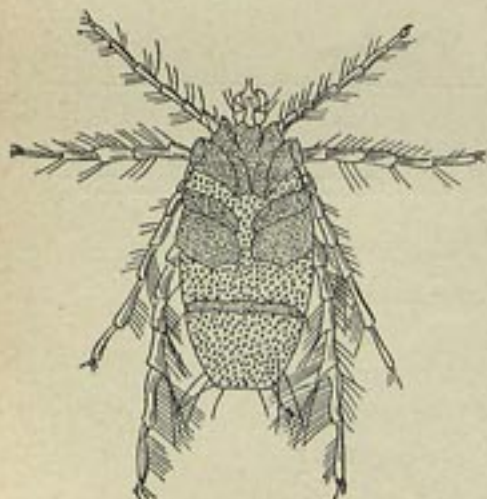
1, *Unionicula crassipes* Müller.

2, *Acarus ornatus* Koch.

3, *Arrhenurus globator* Müller (mâle) (D'après Germain.)



1



2

Acariens.



3

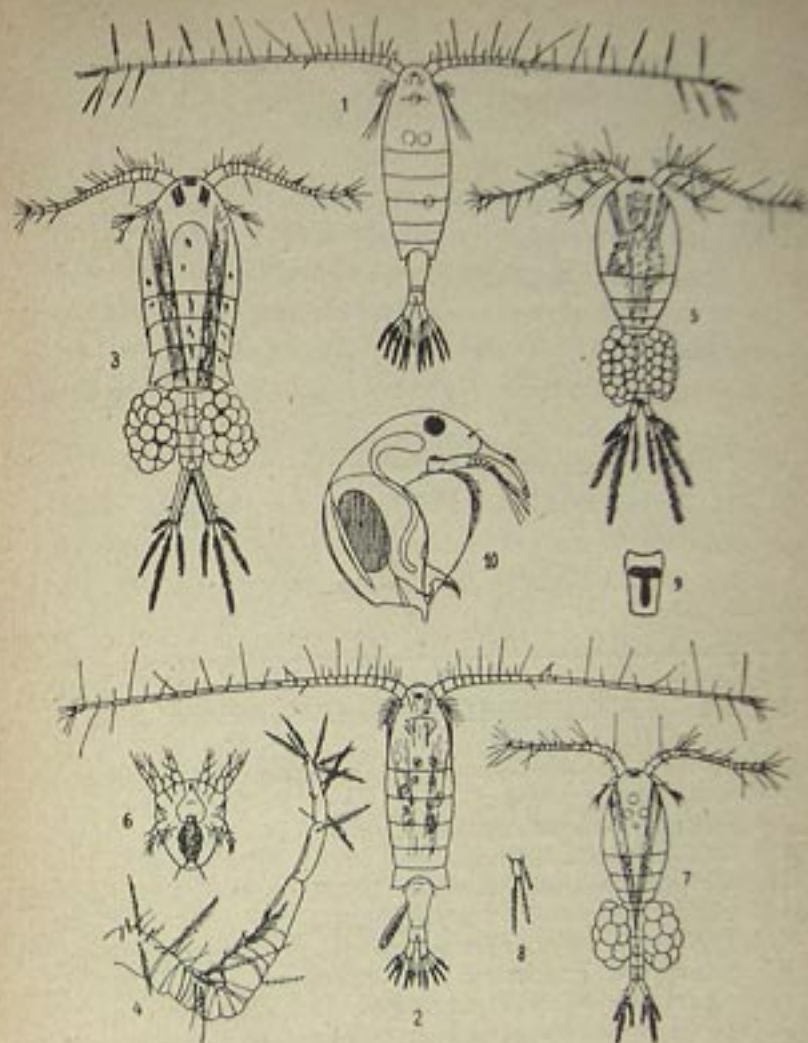


**Récolte.** — Les Crustacés microscopiques se récoltent par pêche au filet fin (voir plancton). Il suffit d'ailleurs d'un filet en mousseline ; les formes habitant les mousses sont recueillies en lavant celles-ci et examinant le sédiment de lavage.

**Technique.** — Fixer au Bouin. Laver. Colorer à l'hémalum-éosine, ou à l'éosine seule, ou au carmin. Déshydrater et monter au baume ou bien passer au liquide glycérociné et monter dans la gélatine glycérocinée.

PL. 25. — CRUSTACÉS (ENTOMOSTRACÉS) D'EAU DOUCE.

- 1, *Diaptomus graciloides* Lilljeborg;
- 2, *Diaptomus gracilis* G. O. Sars;
- 3, *Cyclops strenuus* Fischer;
- 4, antenne droite de *Cyclops strenuus*, mâle;
- 5, *Cyclops fuscus* (Juine);
- 6, larve « Nauplius » du *Cyclops fuscus*;
- 7 à 9, *Cyclops oithonoides*;
- 10, *Bosmina longirostris* O. F. M. (im. Voigt).



Crustacés d'eau douce.



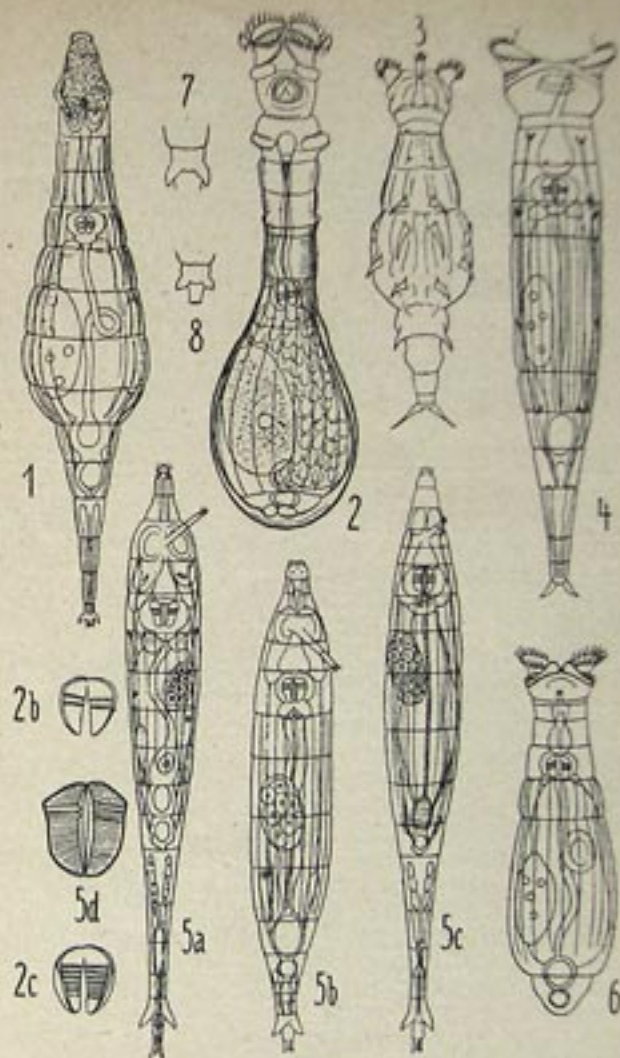
ROTIFÈRES — TARDIGRADES — GASTROTRICHES

(Planches 26 à 28)

Les *Rotifères* ou *Rotateurs*, comme on les a appelés longtemps, doivent leur nom aux cils qui couronnent leur partie antérieure et qui, sans cesse en mouvement, donnent l'illusion d'une roue tournant rapidement. Ils sont très communs : fort rares sont les récoltes où il n'y a pas un seul Rotifère ! Certaines espèces sont adaptées à la sécheresse et végètent sur les mousses des arbres, des murs, des toits. D'autres sont spéciales au plancton, etc.

Les *Tardigrades* et les *Gastrotriches* forment deux groupes d'animaux ressemblant assez peu aux Rotifères, mais qui, dans l'échelle animale, sont classés auprès. Ils

- PL. 26. — ROTIFÈRES. — 1, *Adineta gracilis* Janson, 200  $\mu$  ;  
 2, *Callidina (Habrotrocha) angusticollis* Murray, 250  $\mu$  (à l'intérieur d'une loge brune) ;  
 2 b, appareil masticateur de *Callidina angusticollis* ;  
 2 c, de *C. annulata* Murr. ;  
 3, *Philodina (Dissotrocha) aculeata* Ehr., 400  $\mu$  ;  
 4, *Philodina aculeata* Murray ;  
 5, a, b, c, *Rotifer vulgaris* Schrank ;  
 5 d, son appareil masticateur ;  
 6, *Macrotrachela habita* Bryce, 200  $\mu$  ;  
 7, éperons de *Callidina symbiotica* Zelinka ;  
 8, éperons de *Callidina magna* Plate (im. Voigt).



Rotifères.



vivent dans les mêmes conditions que les Rotifères, qu'ils accompagnent souvent.

**Bibliographie.** — Il n'existe pas d'ouvrages de détermination en langue française. Voir : **Brauer**, Süsswasserfauna Deutschlands; **Seligo**, Tiere u. Pflanzen d. Seeplanktons; **Germain**, Faune des lacs, des étangs et des marais (E. P. N. XX).

**Récolte.** — Suivant que l'on désire se procurer les espèces du plancton, du bord des eaux ou des mousses humides, on emploiera les méthodes adéquates, déjà exposées.

**Pl. 27. — ROTIFÈRES.** — 1, *Triarthra longiseta* Ehr., 160  $\mu$ ;

2, *Polyarthra platyptera* Ehr., 130  $\mu$ ;

3, *Rallulus cylindricus* Imhof, 300  $\mu$ ;

4, 5, *Cathypna luna* O. F. M., 200  $\mu$ ;

5, vue de côté, plus grossie, schématique;

6 à 8, *Monostyla hamata* Stokes, 130  $\mu$  : 6, vue ventrale, 7, vue dorsale, 8, vue latérale;

9, *Monostyla quadridentata* Ehr., 270  $\mu$ ;

10, *Colurella colura* Gosse, 90  $\mu$ ;

11, *Pompholyx complanata* Gosse, 83  $\mu$ ;

12, *Brachionus angularis* Gosse, 130  $\mu$ ;

13, *Brachionus pala* Ehr., 300  $\mu$ ;

14, *Brachionus bulapestinensis* v. Daday, 140  $\mu$ ;

15, *Brachionus bakeri* Müll., 200  $\mu$ ;

16, *Brachionus Mulleri* Ehr.;

17, *Noteus militaris* Ehr., 240  $\mu$ ;

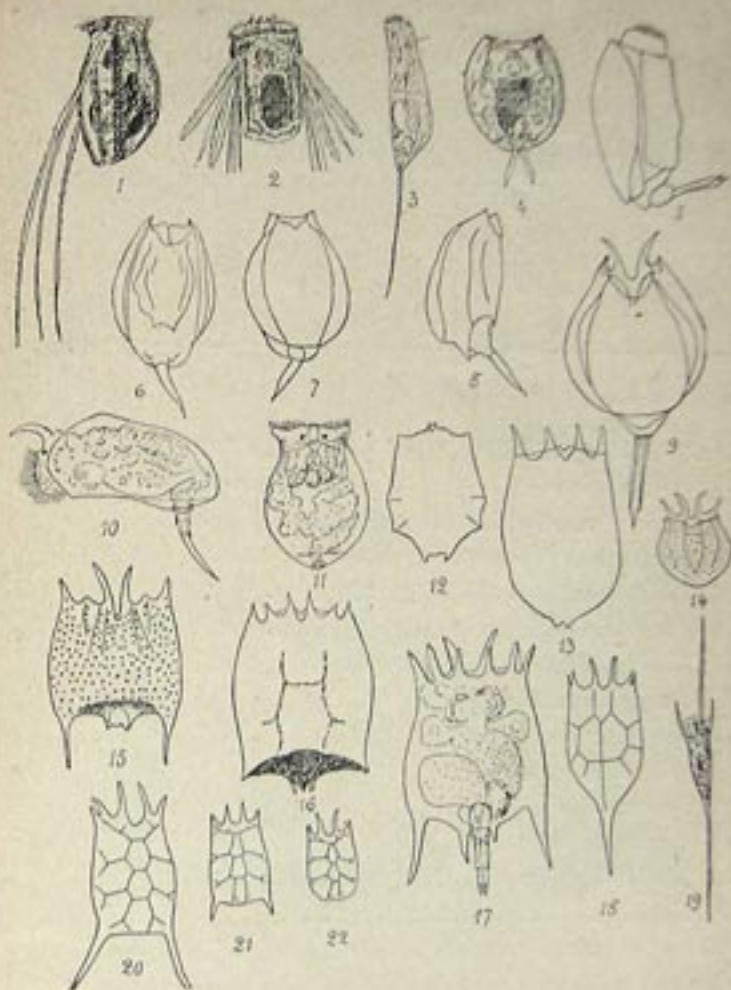
18, *Anura cochlearis* Gosse, 100  $\mu$ ;

19, *Notholca longispina* Kellicott, 600  $\mu$ ;

20, *Anura aculeata* Ehr., 130  $\mu$ ;

21, *A. aculeata* var. *brevispina* Gosse;

22, *A. aculeata* var. *curvicornis* Ehr. (im. Brauer).



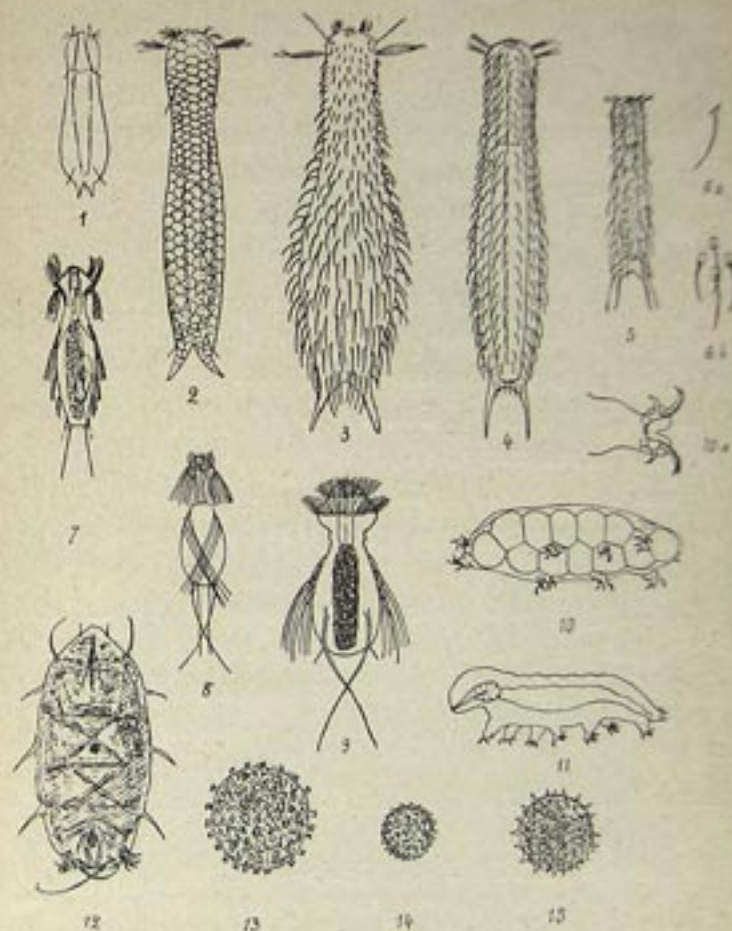
Rotifères.



**Technique.** — Beaucoup de Rotifères sont très contractiles, et il est difficile de les préparer en extension. On n'y arrive que par lente anesthésie (chlorhydrate de cocaïne par exemple), suivie d'une rapide fixation (Bouin). Etendus ou contractés, les Rotifères se préparent ensuite, comme aussi les Tardigrades et Gastrotriches, de la même manière que les Entomostracés.

**Pl. 28. — TARDIGRADES ET GASTROTRICHES. —**

- A) Gastrotriches : 1, *Ichthydium podura* Müller, 75  $\mu$ ;  
 2, *Lepidoderma squamatum* Dujardin, 200  $\mu$ ;  
 3, *Chaetonotus Chuni* Voigt, 220  $\mu$ ;  
 4, *Chaetonotus simrothi* Voigt, 400  $\mu$ ;  
 5 et 6, *Chaetonotus arquatus* Voigt, 230  $\mu$  (6, a, b, écailles);  
 7, *Dasydytes dubius* Voigt, 190  $\mu$ ;  
 8, *Dasydytes saltitans* Stokes, 85  $\mu$ ;  
 9, *Dasydytes festinans* Voigt, 220  $\mu$ .  
 B) Tardigrades :  
 10, *Macrobiotus macronyx* Duj., 800  $\mu$ ;  
 10 a, patte du même;  
 11, *Macrobiotus lacustris* Duj., 400  $\mu$ ;  
 12, *Echiniscus islandicus* Richters, 460  $\mu$ ;  
 13, œuf de *Macrobiotus Hufelandi* C. A. S. Schultze, 80  $\mu$ ;  
 14, œuf de *Macrobiotus intermedius* Plate, 45  $\mu$ ;  
 15, œuf de *Macrobiotus echinogenitus* Richters, 90  $\mu$ .



Tardigrades et Gastrotriches.



## VERS PARASITES : HELMINTHES

(Planches 29 et 30)

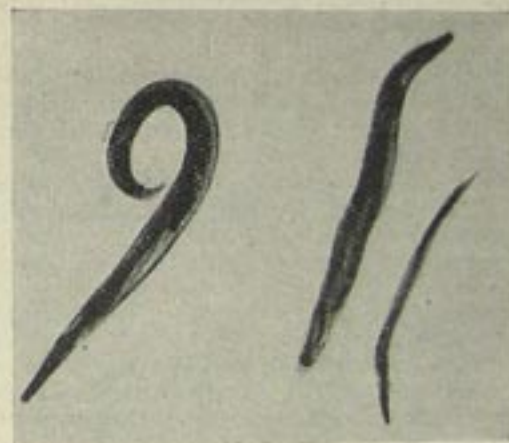
A côté des Vers parasites connus de tous, *Tænia*, *Trichine*, etc., il en existe beaucoup d'autres, très petits et souvent même microscopiques, capables d'exercer chez l'hôte qu'ils habitent, des dégâts très importants. Certains, d'ailleurs, n'ont des vers que la forme allongée; il sont, du point de vue de la classification zoologique, éloignés de ceux-ci. Telles sont les Filaires qui, dans les pays chauds, produisent la Filariose, maladie fort redoutable.

**Bibliographie.** — Brumpt, Précis de Parasitologie, 1927; P. Hauduroy, Atlas de Parasitologie, 1923.

**Récolte.** — Au cours des autopsies ou dissections de Vertébrés, on recherche les Vers dans tous les organes ou tissus.

**Technique.** — Les Vers sont pour la plupart fort difficiles à préparer, car ils se ratatinent très facilement. Les petits Vers se montent à la gélatine glycinée. Les anneaux de *Tænia* se montent au baume, soit entiers, colorés au

Pl. 29. — VERS PARASITES. — En haut : tête de *Tænia solium*, avec les crochets caractéristiques (comparer avec fig. 2, 3, pl. 30); en bas, oxyures, *Oxyurus vermicularis*, de gauche à droite : mâle, femelle et jeune. (Clichés Laporte.)



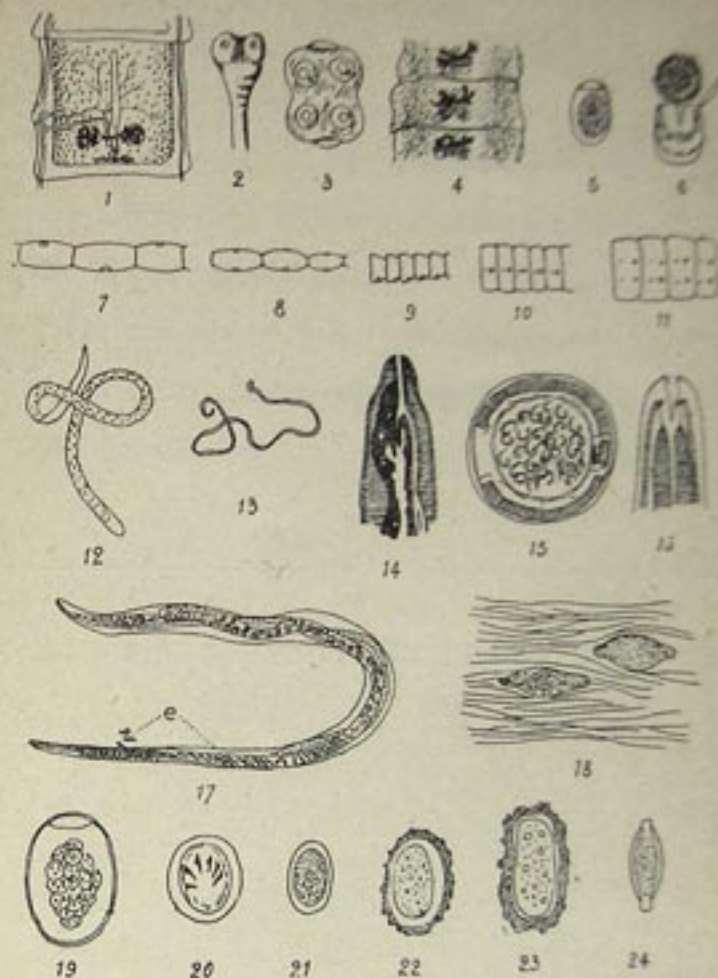
Vers parasites.



carmin, soit en coupes (hémalun-éosine). A noter que les têtes de *Taenia* sont généralement difficiles à se procurer.

Les larves de *Trichine* se trouvent dans des coupes épaisses de muscles, préparées à la manière habituelle; les Filaires (*Microfilaires*) dans des frottis de sang. Quant aux œufs d'*Helminthes*, c'est dans les selles qu'il faut les chercher (voir le chapitre : Coprologie). On les monte à la gélatine glycinée.

- Pl. 30. — VERS PARASITES. — 1, anneau de *Taenia saginata*, parasite de l'homme;  
2 et 3, tête de *Taenia saginata* (2 de profil; 3, de face, montrant les 4 ventouses, pas de crochets);  
4, anneaux du Cestode, *Dibothriocephalus latus*;  
5, œuf de ce *D. latus*;  
6, éclosion de cet œuf;  
7 à 11, anneaux de divers types de *Taenia*, avec la place des orifices génitaux: 7, *Taenia solium*; 8, *Dipylidium caninum*; 9, *Hymenolepis nana*; 10, *Dibothriocephalus latus*; 11, *Diplogonoporus grandis*;  
12, 13, *Filaria bancrofti*, parasite de l'homme (sous les tropiques), déterminant l'éléphantiasis; 12, embryon très grossi; 13, adulte, 1/2 grandeur;  
14, *Filaria medinensis*, parasite de l'homme (pays chauds), coupe de l'extrémité antérieure du corps;  
15, *Filaria medinensis*, coupe transversale montrant l'utérus gorgé d'embryons;  
16, extrémité antérieure de *Strongyloides stercoralis*;  
17, trichine, *Trichina spiralis*, femelle (e : embryon);  
18, muscle (viande de porc) contenant deux kystes de trichine;  
19 à 24, œufs de vers parasites: 19, *Fasciola hepatica*; 20, *Taenia solium*; 21, *Ankylostoma duodenale*; 22, 23, *Ascaris lumbricoides*; 24, *Trichuris trichiurus*.



Vers parasites.

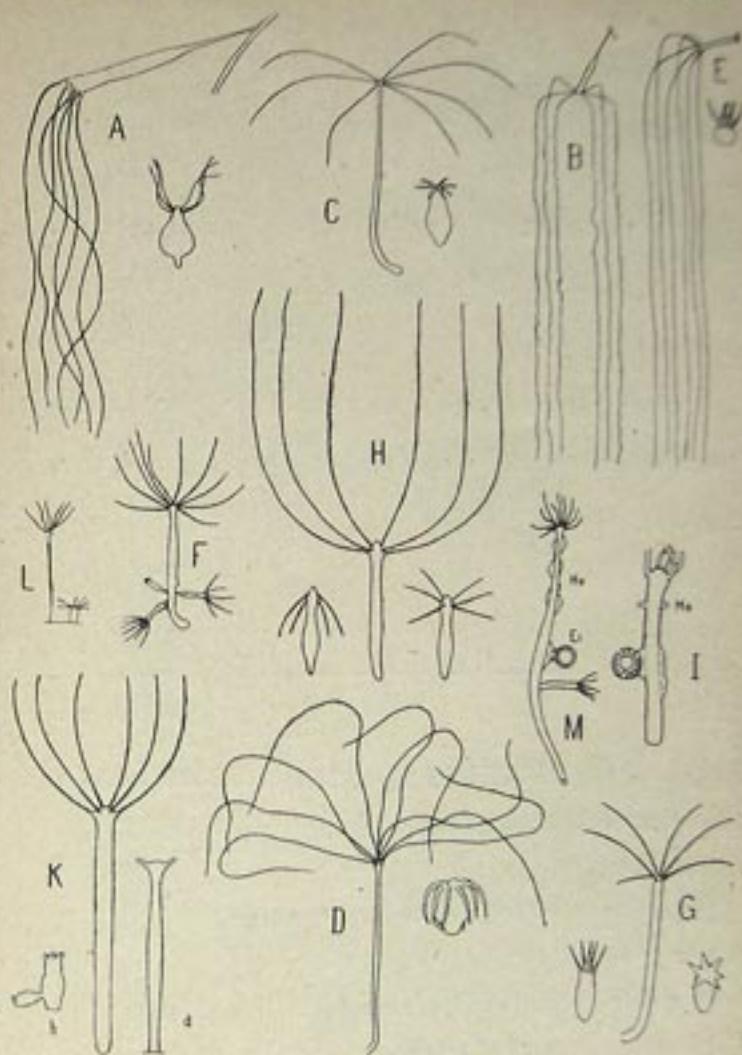


## HYDRAIRES — BRYOZOAIRES

(Planches F et 31 à 33)

Les Hydraires et les Bryozoaires sont surtout marins quoiqu'on en trouve aussi dans les eaux douces, où vit l'Hydre commune, qui est un sujet d'expériences classiques. Beaucoup d'Hydraires et de Bryozoaires ont un squelette chitineux, facile à préparer et d'une étude attrayante.

- Pl. 31. — HYDRES D'EAU DOUCE. — A et B, *Pelmatohydra oligactis* (Pallas) ;  
 C, D, E, F, *Hydra attenuata* (Pallas) P. Schulze ;  
 G, *Hydra stellata* P. Schulze ;  
 H, *Hydra vulgaris* (Pallas) ;  
 I, *Hydra vulgaris* avec œuf ;  
 K, *Hydra oxygnida* P. Sch. ;  
 L, *Hydra circumcincta* P. Sch. ;  
 M, *Chlorohydra viridissima* (Pallas) (im. Voigt).

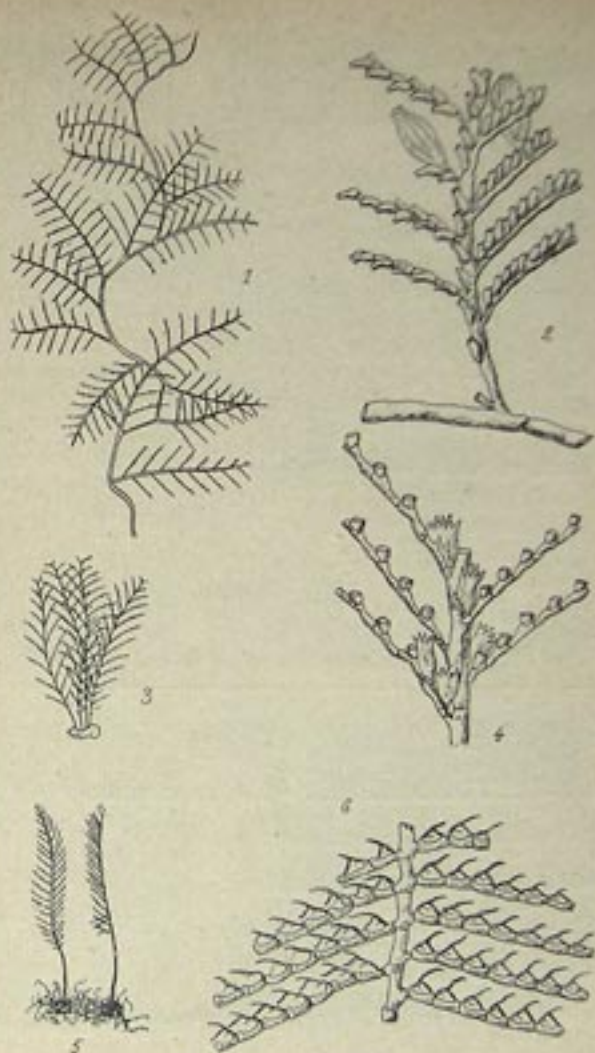


Hydres d'eau douce.



**Récolte.** — Les Hydres d'eau douce se trouvent sous les feuilles de nénuphars et sous les lentilles d'eau, dans les mares et étangs. Il suffit de rapporter ces plantes à la maison et de les placer dans un grand bocal près d'une fenêtre. Après repos, on aperçoit facilement, à la loupe, les Hydres que l'on pêche avec une pipette. Les Hydraires et les Bryozoaires marins sont communs sur nos côtes, attachés aux algues ou aux rochers, parfois en épaves à la côte.

**Pl. 32. — HYDRAIRES MARINS.** — 1, *Plumularia falcata* Lamarck, 1/2 grandeur;  
2, très grossi;  
3, *Plumularia pinnata* Lamarck, 1/2 grandeur;  
4, très grossi;  
5, *Plumularia pennatula*, 1/2 grandeur;  
6, très grossi. (D'après Tempère.)



Hydraires marins.



**Technique.** — Laisser toujours reposer avant la fixation (Bouin) qui doit être rapide et précédée d'anesthésie dans bien des cas. Laver soigneusement, colorer au carmin ou à l'éosine et monter au baume.

Les *squelettes* des Hydraïres et des Bryozoaires marins sont très faciles à monter. Il faut seulement bien les laver à l'eau douce. On peut les monter à sec sur fond noir, pour examen à la lumière réfléchie, ou au baume, en plaçant d'abord le squelette sec dans le xylol pour chasser l'air.

- Pl. 33. — BRYOZOAIRES. — 1, *Flustra carbasea* (Manche);  
 2, *Pherusa tubulosa* (Méditerranée);  
 3, *Plumatella repens* (eaux stagnantes);  
 4, *Zoobotryon pellucidum* (Méditerranée);  
 5, *Bicellaria tuba* (Manche);  
 6, *Caula arachnoidea* (Méditerranée) (grossi 25 fois environ).  
 (D'après Lemardeley.)

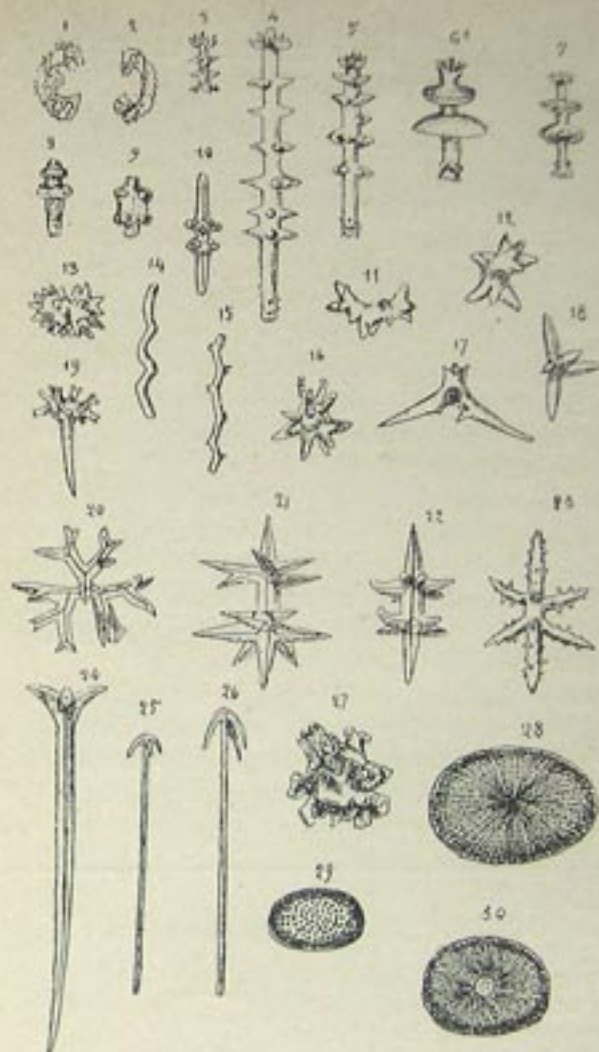


Bryozoaires.



Pl. 34. — SPICULES D'ÉPONGES. — 1, 2, *Pseudohali-*

- chondria Oamaruensis* ;  
 3, *Latrunculia corticala* ;  
 4, *L. Oamaruensis* ;  
 5, *L. cratera* ;  
 6, *L. brevis* ;  
 7, *L. purpurea* ;  
 8, *L. obtusa* ;  
 9, *Toosa Hancocki* ;  
 10, *Corticium Wallichii* ;  
 11, 12, *Spinastrella cunctatrix* ;  
 13, *S. transitoria* ;  
 14, *Clonia abyssorum* ;  
 15, *Raphidistes spectabilis* ;  
 16, *Corticium candelabrum* ;  
 17, *C. versatile* ;  
 18, *C. stelligerum* ;  
 19, *Plakina australis* ;  
 20, *Pachastella intesta* ;  
 21, 22, *Ditriocnella Oamaruensis* ;  
 23, *Farrea occa* ;  
 24, *Stelletta reticulata* ;  
 25, *Geodites Baldonensis* ;  
 26, *Tisiphonia fenestrata* ;  
 27, *Stelletta reticulata* ;  
 28, *Eryllus mammillaris* ;  
 29, *Pachytisma Johnstoni* ;  
 30, *Stelletta eriastrum*. (D'après Tempère.)



Spicules d'Éponges.



SPICULES D'ÉPONGES, DE GORGONES  
ET D'HOLOTHURIES

(Planches F et 34 à 36)

Les Porifères s'étudient en coupes, lesquelles sont d'ailleurs assez délicates à obtenir parfaites, par suite des différences de dureté des tissus contenant des Spicules.

Les Spicules des Éponges, des Gorgones, comme aussi celles des Holothuries sont faciles à obtenir et à monter et constituent de très jolis objets microscopiques.

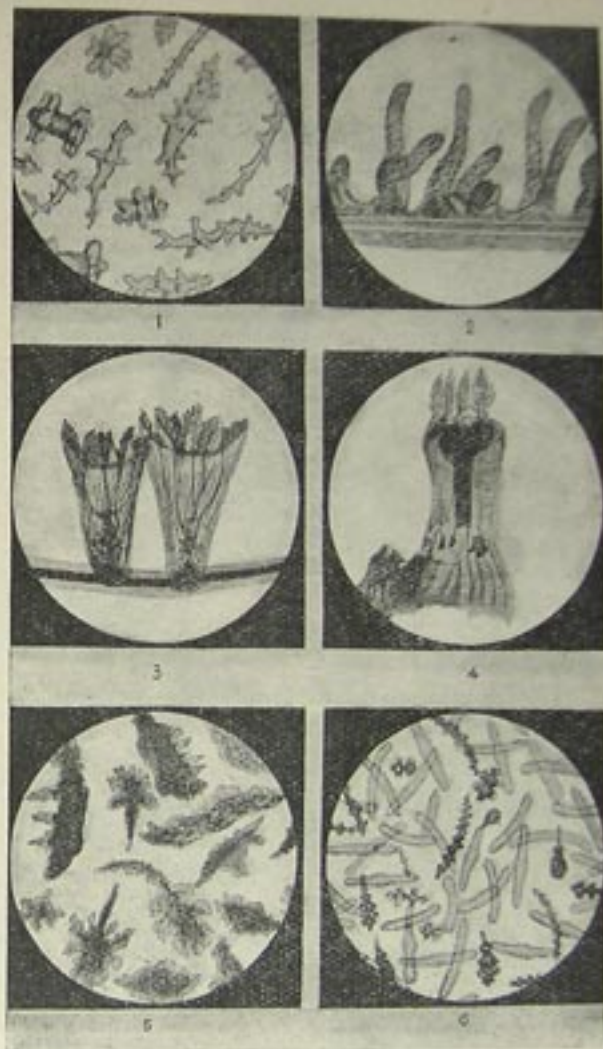
**Technique.** — Deux méthodes suivant que les Spicules sont calcaires ou siliceuses.

Spicules siliceuses : Traiter un fragment de l'animal par l'acide nitrique un peu étendu, à chaud, pendant quelques minutes, en principe jusqu'à destruction de toutes les matières organiques. Laver plusieurs fois par sédimentation ou centrifugation. Monter au baume.

Spicules calcaires : Traiter à chaud par la potasse au 1/10, et agir ensuite comme ci-dessus.

On peut aussi isoler les Spicules, en les saisissant avec un cil de porc, et les disposer en préparations artistiques, rosettes, étoiles, comme on le fait pour les Diatomées (voir plus loin).

Pl. 35. — GORGONES. — 1, *Aleyonium palmatum*, spicules ;  
2, *Anthipathes larix* ;  
3, *Isis elongata* ;  
4, *Aleyonium digitatum* ;  
5, *Echinogorgia umbratica*, spicules ;  
6, *Melites ochracea*, spicules. (D'après Lemardecley.)



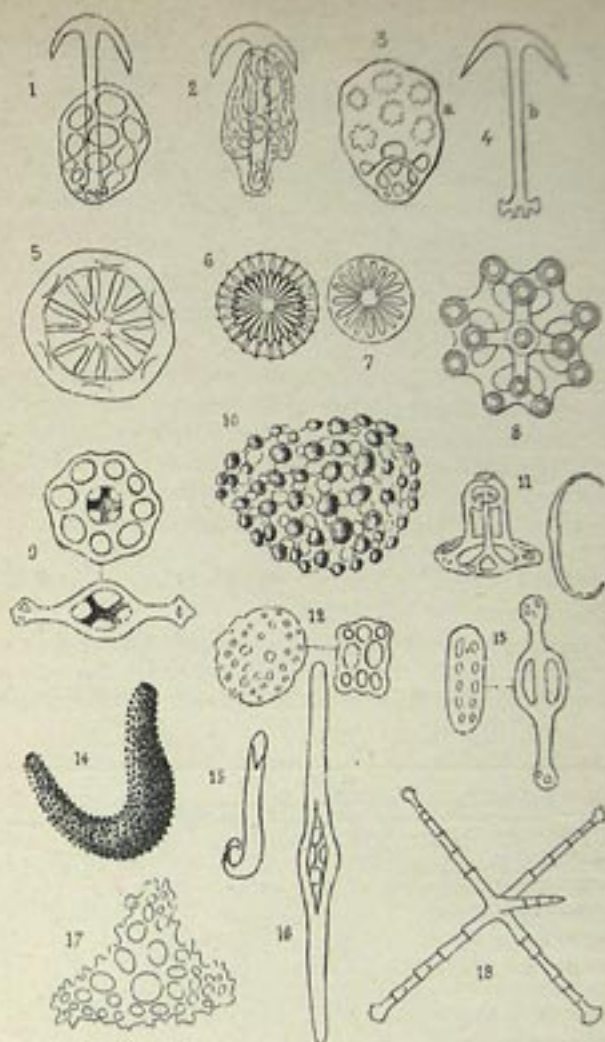
Gorgones.



Planche 36

SPICULES D'HOLOTHURIES

- 1, *Synapta inhoerens*;
- 2, *Synapta digitata*;
- 3, 4, *Synapta picta*;
- 5, *Chirodota contorta*;
- 6, 7, *Myriotrochus Rinkii*;
- 8, *Caudina coriacea*;
- 9, *Thyonidium cebuense*;
- 10, *Cucumaria capensis*;
- 11, *Holothuria Murrayi*;
- 12, *Holothuria africana*;
- 13, *Holothuria edulis*;
- 14, *Thyone recurvata*;
- 15, *Chirodota japonica*;
- 16, *Trochostonia violacearum*;
- 17, *Cucumaria serrata*;
- 18, *Paelopatides aspera*. (D'après Tempère.)



Spicules d'Holothuries.



**MOLLUSQUES : RUBAN LINGUAL ET RADULA**  
(Planche 37)

Les Mollusques possèdent un organe de mastication, appelé, selon sa forme, ruban lingual ou radula. Cet organe, chitineux, montre une structure très curieuse, et différente chez toutes les espèces.

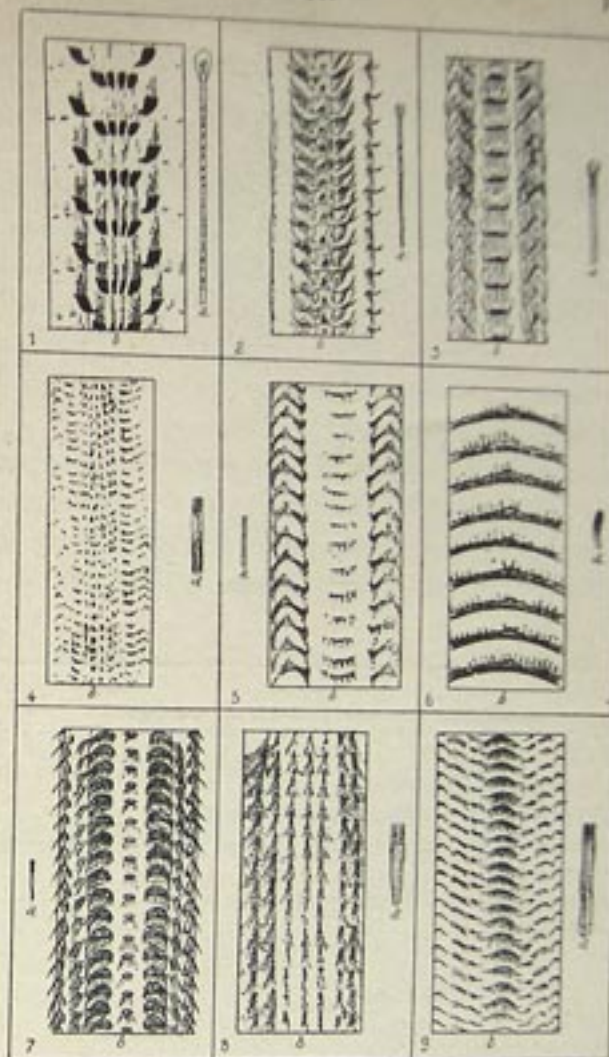
**Bibliographie.** — J. Tempière, Ruban lingual et radule des Gastéropodes et des Céphalopodes. Micrographe Préparateur, VIII, 1900.

**Technique.** — Elle varie assez suivant le Mollusque. En principe, on dissout le corps de l'animal par la potasse au 1/10 à chaud. Les organes chitineux se retrouvent seuls dans le liquide. Pour les Gastéropodes (par exemple les Escargots), on coupe la tête que l'on traite tout entière. Chez la Patelle, il faut détacher l'animal de la coquille : le ruban lingual se montre sur la partie dorsale mise à nu, sous la forme d'un filament brunâtre mesurant près de deux fois la longueur du corps.

Les radules ou les rubans, lavés soigneusement après le traitement à la potasse, sont montés au baume ou à la gélatine glycinée, suivant leur transparence naturelle.

**Pl. 37. — RUBAN LINGUAL DES MOLLUSQUES.**

- 1, *Patella vulgata* ;
- 2, *Littorina littorea* ;
- 3, *Buccinum undatum* ;
- 4, *Trochus zizyphinus* ;
- 5, *Nassa reticulata* ;
- 6, *Frona nobilis* ;
- 7, *Cyclostoma elegans* ;
- 8, *Sepia officinalis* ;
- 9, *Octopus vulgaris* (a, 1/2 grandeur, b, très grossi). (D'après Tempière.)



Radule et Ruban lingual des Mollusques.



# PROTOZOAIRES

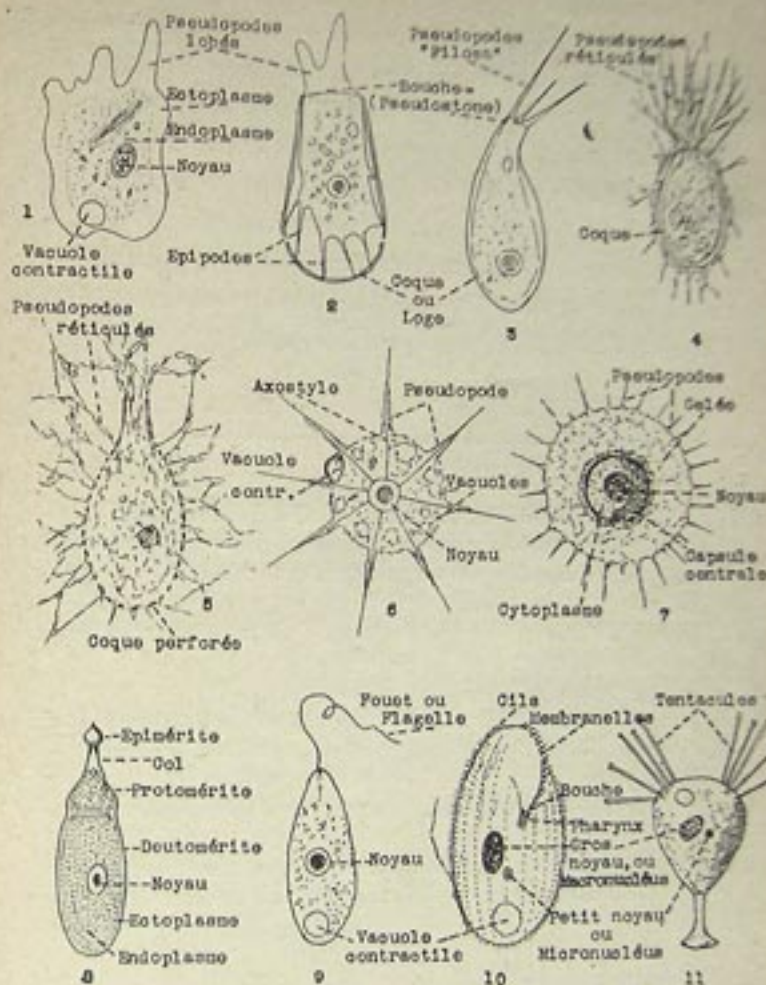
(Planches 33 à 47)

Les *Protozoaires* constituent un groupe d'une telle étendue qu'il est à l'heure actuelle fort difficile de donner un aperçu à la fois court et complet de leur organisation. Reliés insensiblement aux *Protophytes*, on ne peut pas tracer, et on ne cherche même pour ainsi dire plus à tracer de limite entre les uns et les autres, qu'on réunit souvent sous le vocable de *Protistes*.

En principe, les *Protozoaires* sont *unicellulaires*, c'est-à-dire que leur corps ne comporte qu'une cellule, munie d'un (ou plusieurs) noyaux, cellule capable de vivre et de se reproduire par elle-même. En fait, cette définition sim-

## Pl. 38. — TYPES DE PROTOZOAIRES. — 1. Amœ-

- bien ;
- 2, Thécamoebien à pseudopodes « lobosa » ;
- 3, Thécamoebien à pseudopodes « filosa » ;
- 4, Foraminifère « imperforata », à loge pleine, à une seule ouverture ;
- 5, Foraminifère « perforata », à loge perforée ;
- 6, Hélozoaire ;
- 7, Radiolaire ;
- 8, Sporozoaire, Grégairine ;
- 9, Flagellé ;
- 10, Infusoire cilié ;
- 11, Infusoire tentaculifère.



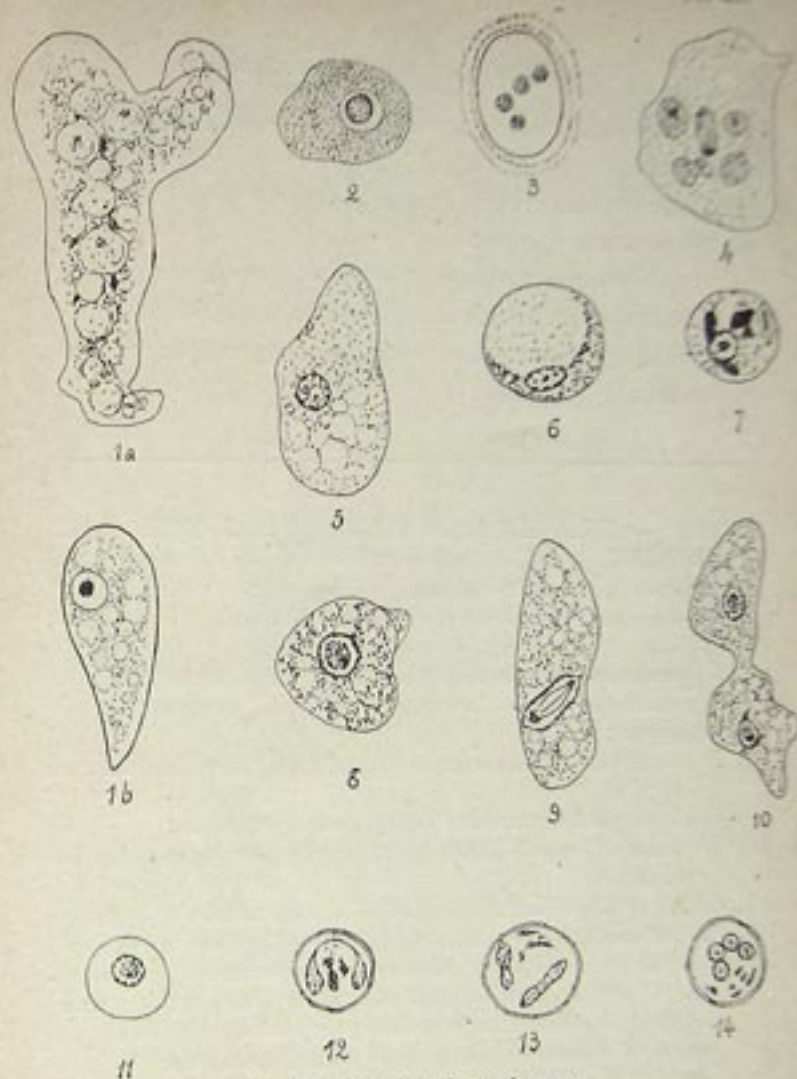
Types de Protozoaires.



pliste des Protozoaires n'est plus admise aujourd'hui par suite de la connaissance que nous avons de la complexité de l'organisation cellulaire des Protozoaires, ainsi que de celle des stades divers, des cycles vitaux de beaucoup d'entre eux. Nous nous contenterons, ici, de donner un aperçu de l'organisation des Protozoaires, en résumant et illustrant leur classification. Puis nous passerons rapidement en revue les Protozoaires parasites. Quant aux Protozoaires libres, nous les étudierons plus loin, dans les « Faune et Flore microscopiques des eaux ».

Pl. 39. — AMIBES PARASITES DES ANIMAUX. —

1. a, b : *Vahlkampfia ranarum* Epst. et How., 50  $\mu$  (amibe vivant dans l'intestin de la grenouille); a, individu vivant; b, individu fixé et coloré;
- 2, 3, *Malpighiella refringens* Minchin, 8/12  $\mu$  (amibe parasite d'une puce du rat);
- 3, la même amibe, enkystée, avec 4 noyaux;
- 4, *Entamoeba blattae* Bütschli, 50/120  $\mu$  (amibe parasite de l'intestin de la blatte, possédant généralement un, mais parfois 4 à 20 noyaux);
- 5, 6, *Entamoeba muris* Grassi (vivant dans l'intestin de la souris);
- 7, *Entamoeba deblickei* Nieschulz, 11/14  $\mu$ , de l'intestin du porc;
- 8 à 14, *Entamoeba ranarum* Grassi, 20  $\mu$ , de l'intestin de la grenouille;
- 8, individu normal;
- 9, 10, deux stades de la division;
- 11/14, formation du kyste à 4 noyaux, d'après des exemplaires colorés. (D'après divers auteurs, in Doflein.)



Amibes parasites des animaux.



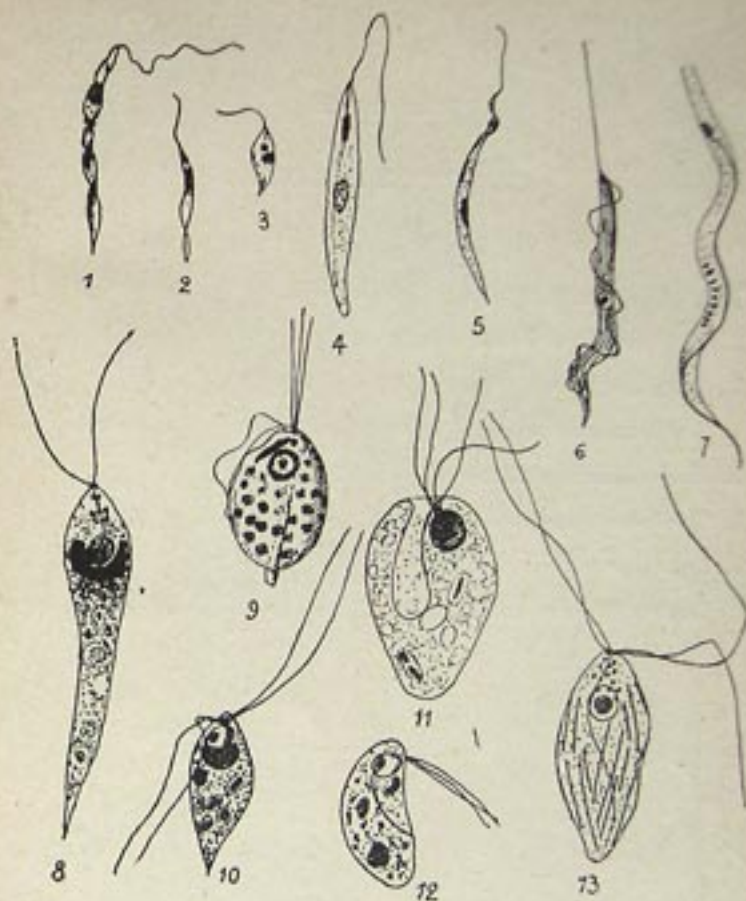
### Classification des Protozoaires.

La classification la plus habituellement adoptée est la suivante :

L'embranchement des Protozoaires est divisé en deux sous-embranchements :

1<sup>er</sup> sous-embranchement : *Plasmodroma*, comprenant tous les Protozoaires dépourvus de cils, mais pouvant posséder des pseudopodes, ou expansions protoplasmiques, ou des fouets (flagelles).

- Pl. 40. — FLAGELLÉS PARASITES DES ANIMAUX. — 1-3, *Leptomonas ctenocephali* (Fantham), parasite de la puce du chien ;  
 4, *Herpetomonas muscorum* (Leidy), de la mouche domestique ;  
 5, *Crithidia culicis* Novy, de moustiques ;  
 6, *Trypanosoma rotatorium* (Mayer), provenant de têtards ;  
 7, *Trypanosoma rajae* Laveran et Mesnil, provenant d'une sangsue ;  
 8, *Proteromonas lacertae-viridis* (Grassi), de l'intestin du lézard vert ;  
 9, *Trichomonas batrachorum* Perty, de la grenouille ;  
 10, *Tetramastix bufonis* (Dobell), (grenouille, crapaud, salamandre, etc.) ;  
 11, *Chilomastix gallinarum* Mart. et Rob., du cæcum de la poule ;  
 12, *Protrichomonas legeri* Alexeieff, d'un poisson de mer ;  
 13, *Polymastix melolonthae* (Grassi), de la larve du hanneton.
- La plupart de ces flagellés vivent dans la portion terminale de l'intestin de leur hôte ; ils sont très petits en général et mesurent de 10 à 30  $\mu$  environ. (D'après divers auteurs, in Doflein.)



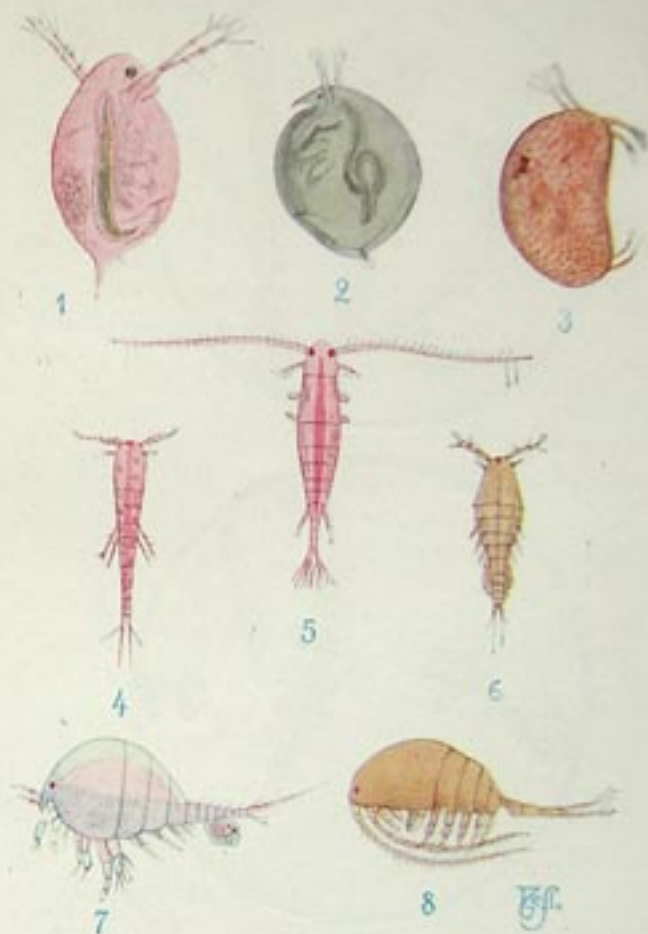
Flagellés parasites.



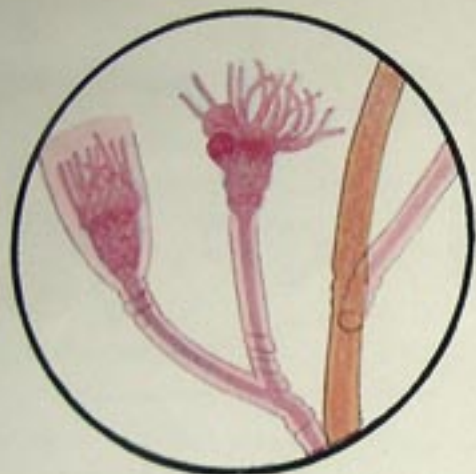
Planche E  
ENTOMOSTRACÉS

- 1, Daphnie ou puce d'eau, *Daphnia pulex*;
- 2, *Chydorus sphaericus* Baird;
- 3, *Cypris compressa* Baird;
- 4, *Canthocamptus minutus* Baird (ces 4 espèces, d'eau douce);
- 5, *Cinetochilus septentrionalis* Baird;
- 6, *Canthocamptus furcatus* Baird;
- 7, *Arpacticus nobilis* Baird;
- 8, *Temora fumarchica* Baird (ces 4 dernières espèces, marines).

(Voir page 142.)







HYDRAIRES-ALCYONAIRES

Planche F

HYDRAIRES-ALCYONAIRES

En haut, *Obelia dichotoma*;

En bas, spicules de Gorgones.

(Voir pages 156 et 164.)



Ce sous-embranchement comprend trois classes :

1<sup>re</sup> classe : les *Rhizopodes* (*Rhizopoda*), qui sont des Protozoaires à pseudopodes. Occasionnellement, il peut y avoir un flagelle. Il y a des Rhizopodes libres et des Rhizopodes parasites.

2<sup>e</sup> classe : les *Sporozoaires* (*Sporozoa*), qui n'ont pas de pseudopodes, sont dépourvus d'organelles de propulsion et se reproduisent toujours par spores. Ils sont tous parasites.

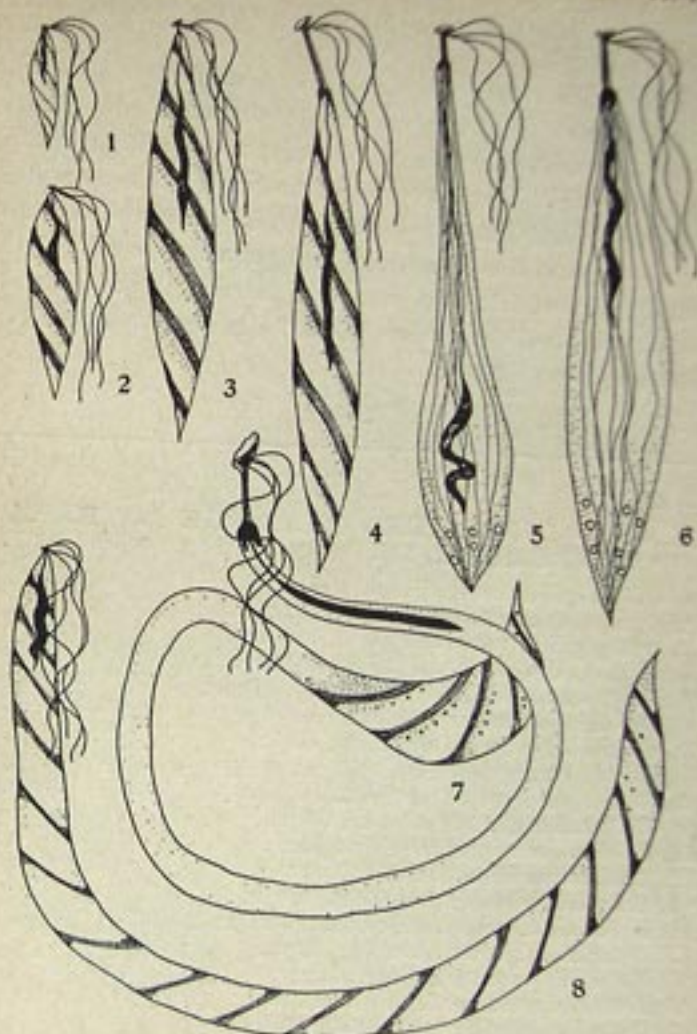
3<sup>e</sup> classe : les *Flagellés* ou *Flagellates* (*Flagellata*), pourvus de fouets ou flagelles plus ou moins nombreux, et qui leur servent de propulseurs. Il y a des flagellés libres et des flagellés parasites.

2<sup>e</sup> sous-embranchement : *Ciliophora*. Ce sous-embranchement comprend les Protozoaires dont les organes de mouvement sont des cils vibratiles. Ils ont deux noyaux, le Macronucléus (gros noyau) et le Micronucléus. Ce dernier, toujours petit, prend une grande part dans les phénomènes de reproduction (division, conjugaison).

Deux classes :

1<sup>o</sup> Les *Ciliés*, ou *Infusoires ciliés* (*Ciliata*), qui sont

Pl. 41. — FLAGELLÉS PARASITES DES TERMITES. — L'intestin des Termites abrite une foule de formes de flagellés très intéressants, de découverte relativement récente. Notre planche représente les variations de l'un des plus curieux, *Streblomastix strix* Kofoid et Swezy, qui peut mesurer de 15 à 320  $\mu$ ! (D'après Kidder.)



Flagellés parasites des Termites.



toujours pourvus de cils. Il y a des Ciliés libres et des Ciliés parasites.

2°. Les *Acinétiens* ou *Infusoires tentaculifères* (*Suctorina*), qui, à l'état végétatif, n'ont pas de cils, mais sont pourvus de tentacules leur servant d'organes de préhension. Ils sont fixés à cet état, souvent à la surface d'animaux aquatiques. Ils sont libres à l'état larvaire où alors ils sont munis de cils. Les *Acinétiens* endoparasites (c'est-à-dire vivant à l'intérieur du corps de leur hôte) sont rares, tandis que les *Ectoparasites* (vivant à la surface du corps) sont nombreux.

Pl. 42. — INFUSOIRES CILIÉS DE LA PANSE DES RUMINANTS.

- 1, *Ophryoscolex inermis* Stein, 180  $\mu$ ;
- 2, *Ophryoscolex caudatus* Eberlein, 220  $\mu$ ;
- 3, *Ophryoscolex purkumjei* Stein, 200  $\mu$ ;
- 4, *Diplodinium caudatum* Eberlein, 120  $\mu$ ;
- 5, *Diplodinium dentatum* Fiorentini, 110  $\mu$ ;
- 6, *Diplodinium magii* Fior., 200  $\mu$ ;
- 7, *Diplodinium ecaudatum* Fior., 60  $\mu$ ;
- 8, *Diplodinium bursa* Fior., 130  $\mu$ ;
- 9, *Diplodinium rostratum* Fior., 80  $\mu$ ;
- 10, *Entodinium dentatum* Stein, 90  $\mu$ ;
- 11, *Entodinium rostratum* Fior., 60  $\mu$ ;
- 12, *Entodinium bursa* Stein, 100  $\mu$ ;
- 13, *Entodinium caudatum* Stein, 90  $\mu$ ;
- 14, *Entodinium minimum* Schuberg, 40  $\mu$ ;
- 15, *Bütschli neglecta* Schuberg, 50  $\mu$ ;
- 16, *Bütschli parva* Schuberg, 40  $\mu$ ;
- 17, *Isotricha prostoma* Stein, 70 à 130  $\mu$ ;
- 18, *Isotricha intestinalis* Stein, 80 à 140  $\mu$ ;
- 19, *Dasytrichia ruminantium* Schuberg, 60 à 110  $\mu$ . (D'après Schuberg et Eberlein.)



Infusoires parasites des Bovidés.



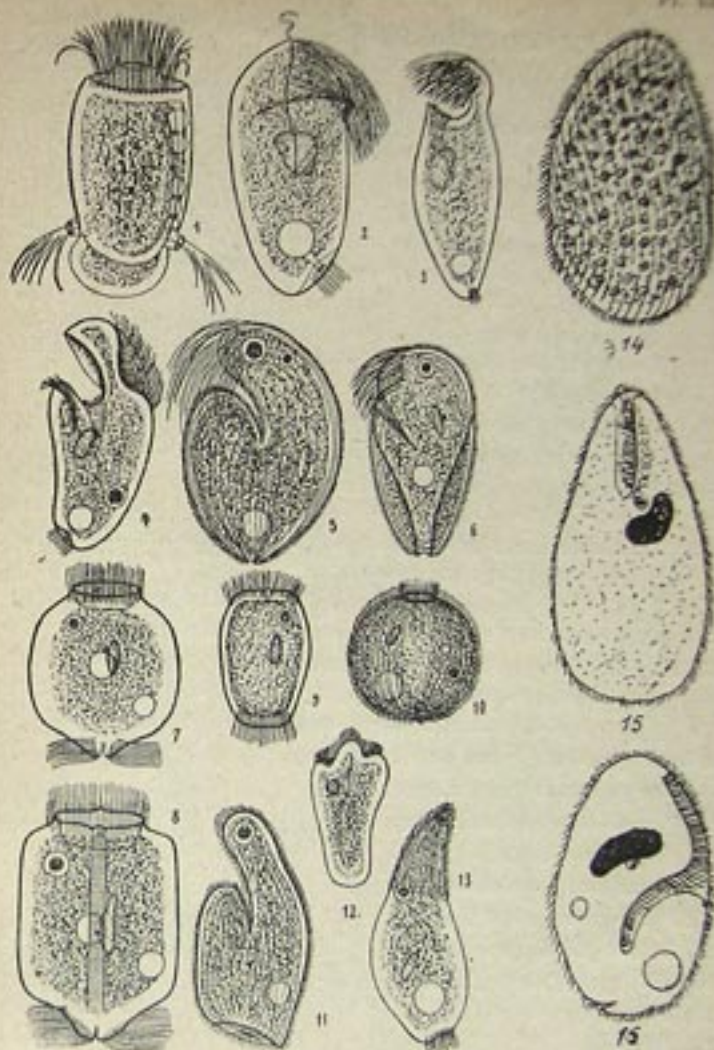
Planche 43

INFUSOIRES CILIÉS DU CÆCUM DU CHEVAL

- 1, *Cycloposthium bipalmatum* Fiorentini, 107  $\mu$ ;
- 2, *Blepharocorys uncinata* Fior., 43  $\mu$ ;
- 3, *Blepharocorys valvata* Fior., 41  $\mu$ ;
- 4, *Blepharocorys jubata* Bundle, 36  $\mu$ ;
- 5, *Paraisotricha colpoidea* Fior., 14  $\mu$ ;
- 6, *Paraisotricha oblonga* Fior., 54  $\mu$ ;
- 7, *Didesmis ovalis* Fior., 33  $\mu$ ;
- 8, *Didesmis quadrata* Fior., 61  $\mu$ ;
- 9, *Bütschlii postciliata* Bundle, 45  $\mu$ ;
- 10, *Blepharosphaera intestinalis* Bundle, 82  $\mu$ ;
- 11, *Paraisotricha truncata* Bundle, 57  $\mu$ ;
- 12, *Blepharocodon appendiculatus* Bundle, 35  $\mu$ ;
- 13, *Blepharoposthium pireum* Bundle, 68  $\mu$ . (D'après Bundle.)

INFUSOIRES CILIÉS DE L'INTESTIN  
DE LA GRENOUILLE

- 14, *Opalina ranarum* (Ehr.), 300  $\mu$ ;
- 15, *Balantidium entozoon* (Cl. et L.), 100  $\mu$ , exemplaire fixé et coloré;
- 16, *Nyetotherus cordiformis* (Ehr.), 160  $\mu$ , exemplaire fixé et coloré.

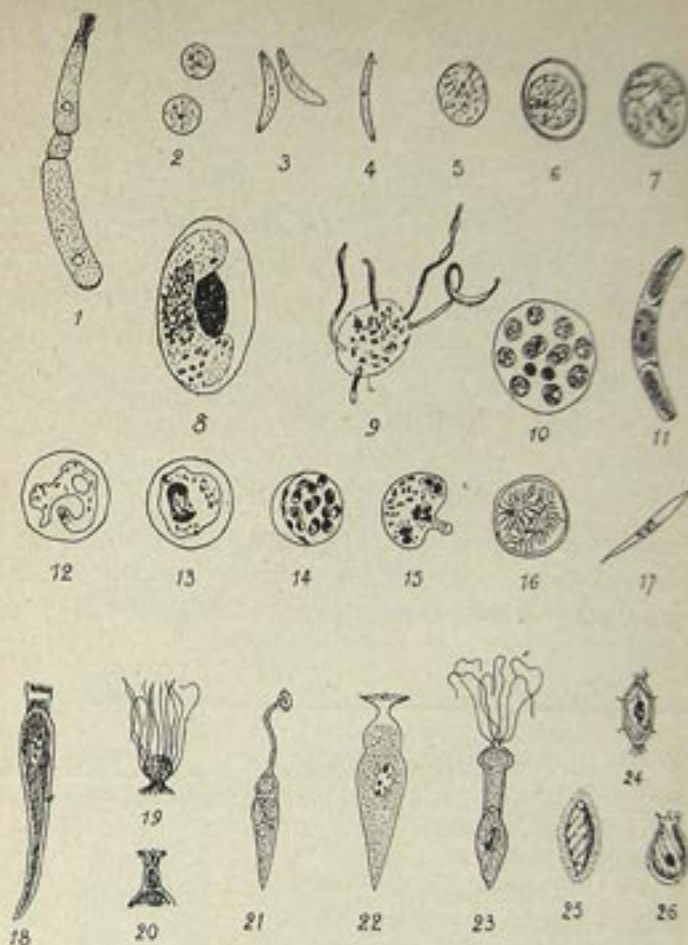


Infusoires parasites : 1° du Cheval, 2° des Batraciens.



PL. 44. — **SPOROZOAIRES.** — Tous ont un cycle vital qui comporte des stades se présentant sous des aspects fort différents. Il ne nous est pas possible d'entrer dans des détails qui nous entraîneraient trop loin, aussi nous contenterons-nous de figurer quelques espèces pour donner une idée générale de ces êtres.

- 1, *Gregarina cuneata*, 800  $\mu$ , de l'intestin du ver de farine;
- 2 à 7, divers aspects pris par une Coccidie, *Eimeria falciformis* Eimer., au cours de sa vie en parasite des souris blanches;
- 8, globule rouge (Hématie) du sang d'un hibou parasité par une Hémosporidie, *Hemoproteus noctuae*. En noir, le noyau du globule rouge;
- 9, un des stades de reproduction de la même espèce;
- 10, 11, *Sphaeromyxa sabrazesi* (Lav. et Mesn.);
- 10, Sporocyste (donnant les spores) à 14 noyaux, et 11, spore mûre;
- 12 à 17, *Plasmodium vivax* (Grassi et Feletti), une des Hémosporidies donnant le paludisme;
- 12, 13, 14, diverses formes du parasite, alors qu'il est logé dans des globules rouges du sang de l'homme;
- 15, 16, 17, diverses formes du même parasite, lorsqu'il évolue chez le moustique. La forme (fig. 17) est celle qui, par la piqûre, est introduite dans le sang de l'homme;
- 18 à 23, quelques types de Grégarines;
- 18, *Dactylosoma robusta* Léger;
- 19, *Pogonites capitatus* Léger;
- 20, *Corycella armata* Léger;
- 21, *Menospora polyacantha* Léger;
- 22, *Pyxinia rubecula* Léger;
- 23, *Bothriopsis hystrio* Léger;
- 24 à 26, spores de trois Grégarines;
- 24, *Pogonites*;
- 25, *Pyxinia*;
- 26, *Gosnospora* (im. Doflein, Delage et Hérourard).



Sporozoaires



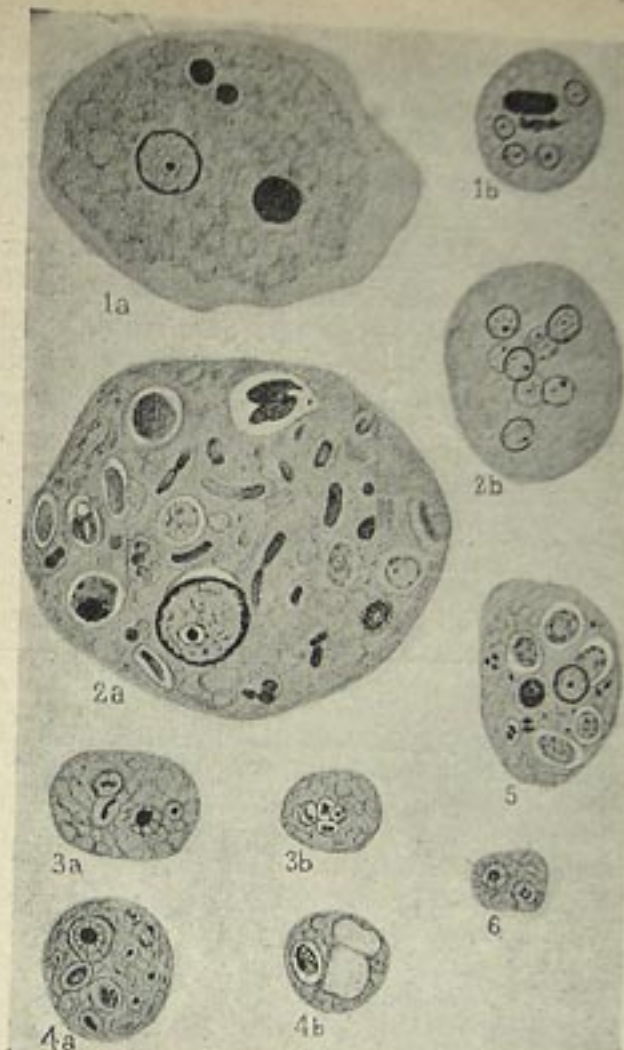
## PROTOZOAIRE PARASITES

(Planches 39 à 47).

Ils sont extrêmement nombreux : la classe des Sporozoaires ne comporte que des parasites, et les classes des Infusoires ciliés et surtout des Flagellés comprennent beaucoup d'espèces parasites soit de l'homme, soit des animaux, soit de l'un et des autres. Beaucoup de Protozoaires parasites ont un cycle évolutif comportant plusieurs hôtes, c'est-à-dire qu'à un certain stade de leur vie, ils sont parasites d'un insecte, par exemple, alors qu'à d'autres stades ils évoluent chez l'homme ou chez un autre animal.

Protozoaire et hôte réagissent l'un sur l'autre d'une manière plus ou moins grande. Si le Protozoaire agit sur l'hôte en déterminant chez lui des lésions, des troubles, la mort, ce Protozoaire est dit *pathogène* pour l'hôte en

Pl. 45. — PROTOZOAIRE PARASITES DE L'HOMME. — Amibes : 1 (a et b), *Entamoeba dysenteriae* (dysenterie amibienne) ; 2 (a et b), *Entamoeba coli* ; 3 (a et b), *Endolimax nana* ; 4 (a et b), *Iodamoeba williamsi* ; 5, *Endamoeba gingivalis* (dans le tartre dentaire) ; 6, *Dientamoeba fragilis*. Les figures marquées b concernent les kystes.



Protozoaires parasites de l'homme.

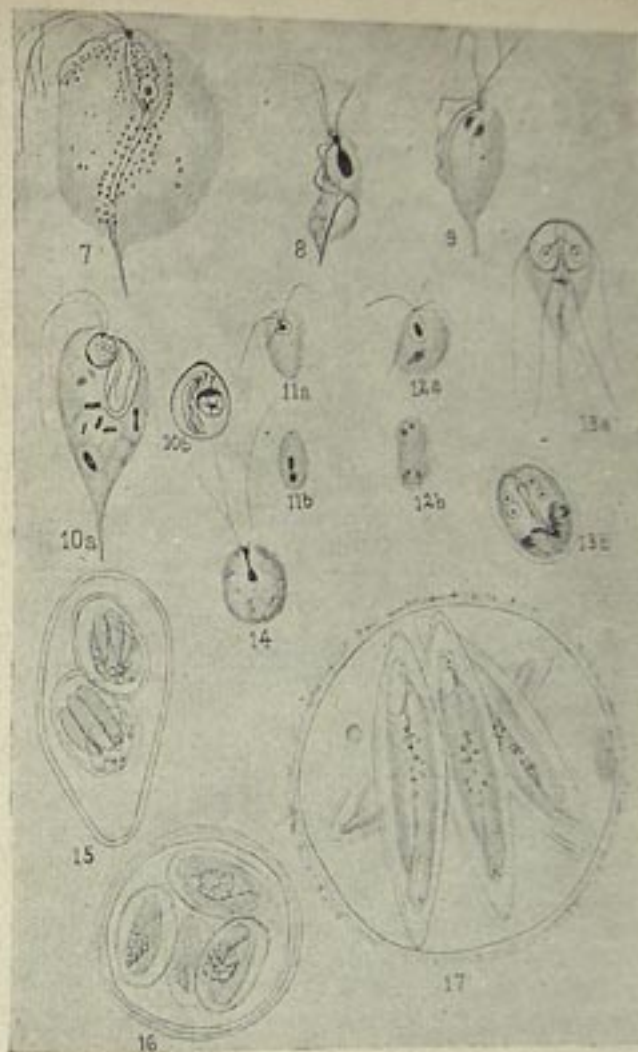


question. Le même Protozoaire peut être pathogène pour tel hôte et ne l'être pas pour tel autre, chez lequel il peut évoluer sans causer grands dommages. Il y a d'ailleurs beaucoup de Protozoaires qui ne nuisent pas à leur hôte, et même qui lui sont utiles. Il ne s'agit plus alors de parasitisme, mais de commensalisme et de symbiose.

**Bibliographie.** — Brumot, Précis de Parasitologie, 1927; Delage et Hérouard, Traité de Zoologie concrète : I. La cellule et les Protozoaires, 1896; Buisson, Les Infusoires ciliés du tube digestif de l'homme et des mammifères, 1923; Doflein-Reichenow, Lehrbuch der Protozoenkunde, 3<sup>e</sup> éd. Jena 1927-1929; Vuillemin, Les animaux infectieux, Encyc. Biol., 1929; Annales de Protistologie, t. I, 1928; t. II, 1929.

**Pl. 46. — PROTOZOAIRE PARASITES DE L'HOMME.** — Flagellés :

- 7, *Trichomonas vaginalis*;
  - 8, *Trichomonas buccalis*;
  - 9, *Trichomonas hominis*;
  - 10 (a et b), *Chilomastix mesnili*;
  - 12 (a et b), *Tricercomonas intestinalis*;
  - 13 (a et b), *Giardia intestinalis* (fig. b : kystes);
  - 14, *Enteromonas hominis*.
- Sporozoaires :
- 15, *Isospora hominis*;
  - 16, *Eimeria wenyoni*;
  - 17, *Eimeria oxysspora*.



Protozoaires parasites de l'homme.



**Technique.** — Les Protozoaires parasites s'étudient sur des coupes de tissus — par les méthodes de l'Histologie — et sur des frottis secs ou humides (Protozoaires du sang par exemple). On les recueille au cours des dissections, lors de l'examen des liquides organiques, et surtout des contenus intestinaux. Il est facile à chacun d'observer des Infusoires ciliés parasites dans l'intestin de la grenouille, des Flagellés dans celui du lézard, ou de se procurer dans les abattoirs des Infusoires de la panse du bœuf.

Appliquer les techniques générales de fixation et de coloration.

**Pl. 47. — PROTOZOAIRES PARASITES DE L'HOMME.** — Flagellés : 18, *Trypanosoma gambiense* (maladie du sommeil);

19, *Trypanosoma rhodesiense*;

20, *Trypanosoma cruzi*;

21, *Leishmania donovani*;

22, *Leishmania tropica*;

23, *Leishmania americana*;

Infusoire : 24, *Balantidium coli*;

Sporozoaires : 25, *Sarcocystis*;

26, *Plasmodium vivax* (malaria) (fièvre tierce);

27, *Plasmodium malariae* (malaria) (fièvre quarte);

28, *Plasmodium falciparum* (malaria) (fièvres irrégulières). (Pl. 45 à 47, d'après divers auteurs, in Hegner.)



Protozoaires parasites de l'homme.



Planche G

SPORES DE CHAMPIGNONS

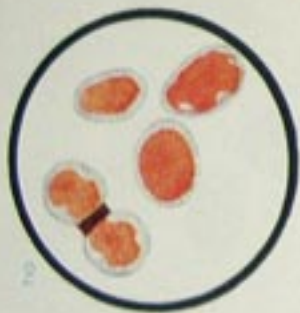
- 1, Mousseron, *Clitopilus prunulus* (10);
- 2, Gomphide glutineux, *Gomphidius glutinosus* (20);
- 3, Amanite engainée, *Amanita vaginata* (10);
- 4, Cortinaire violet, *Cortinarius violaceus* (13);
- 5, Entolome livide, *Entoloma lividus* (11);
- 6, Entolome en bouclier, *Entoloma clypeatum* (10);
- 7, Hebelome radicaire, *Hebeloma radicosum* (7);
- 8, Champignon de couche, *Psalliota campestris* (8);
- 9, Coprin chevelu, *Coprinus comatus* (15);
- 10, Cèpe, *Boletus edulis* (18);
- 11, Russule alutacée, *Russula alutacea* (12);
- 12, Chanterelle, *Cantharellus cibarius* (12);
- 13, *Bovista plumbea*, (diamètre 5/7);
- 14, Truffe, *Tuber melanosporum* (30);
- 15, Pézize orangée, *Peziza aurantia* (18). (Les chiffres entre parenthèses indiquent les dimensions en millièmes de mm.)  
(D'après Maublanc.)

(Voir page 214.)



SPORES DE CHAMPIGNONS





CHAMPIGNONS INFÉRIEURS

Planche H

CHAMPIGNONS INFÉRIEURS

1, dessous d'une feuille de rosier, avec champignons parasites, *Phragmidium subcorticium*;

2 et 3, deux stades du même champignon, plus grossis.

(Voir page 215.)



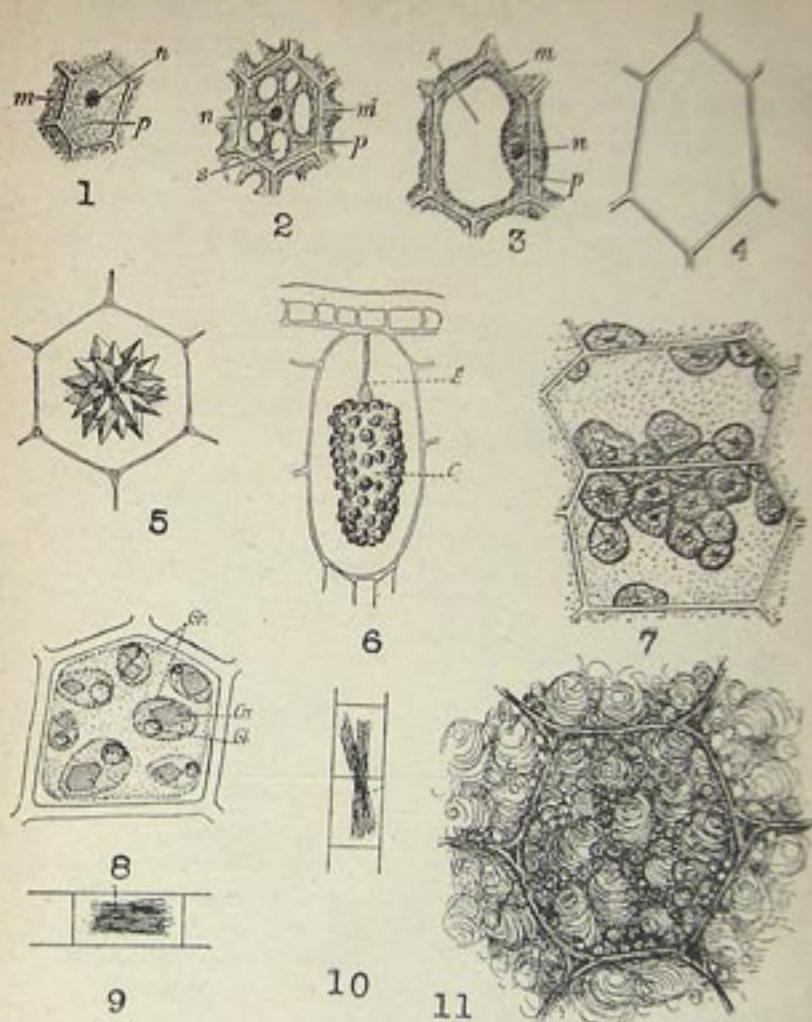
# BOTANIQUE

## ANATOMIE ET HISTOLOGIE VÉGÉTALES CELLULES ET TISSUS

(Planches 48 à 51)

L'anatomie des végétaux, la structure des cellules végétales (histologie végétale) s'étudient la plupart du temps sur des coupes pratiquées dans divers sens : coupes transversales (C. T.), longitudinales (C. L.) et coupes tangentielles (C. Tg.). Les méthodes et les colorations em-

- Pl. 48. — LA CELLULE VÉGÉTALE ET SES INCLUSIONS. — 1, cellule jeune (*m* : membrane; *n* : noyau; *p* : protoplasme);  
2, 3, cellules plus âgées;  
4, cellule morte : il n'y a plus que la membrane;  
5, cellule de *Begonia* contenant des cristaux d'oxalate de calcium;  
6, cystolithe de carbonate de calcium dans une cellule de figuier;  
7, cellules renfermant des cristaux d'inuline, après traitement par l'alcool (artichaut);  
8, cellule de l'albumen de la graine du ricin, contenant des grains d'aleurone (*gr* : grains d'aleurone; *cr* : cristalloïde; *gl* : globuloïde);  
9 et 10, raphides d'oxalate de calcium (9, ail; 10, vanille);  
11, cellule d'un tubercule de pomme de terre remplie de grains d'amidon. (D'après Bonnier.)



Cellules végétales.



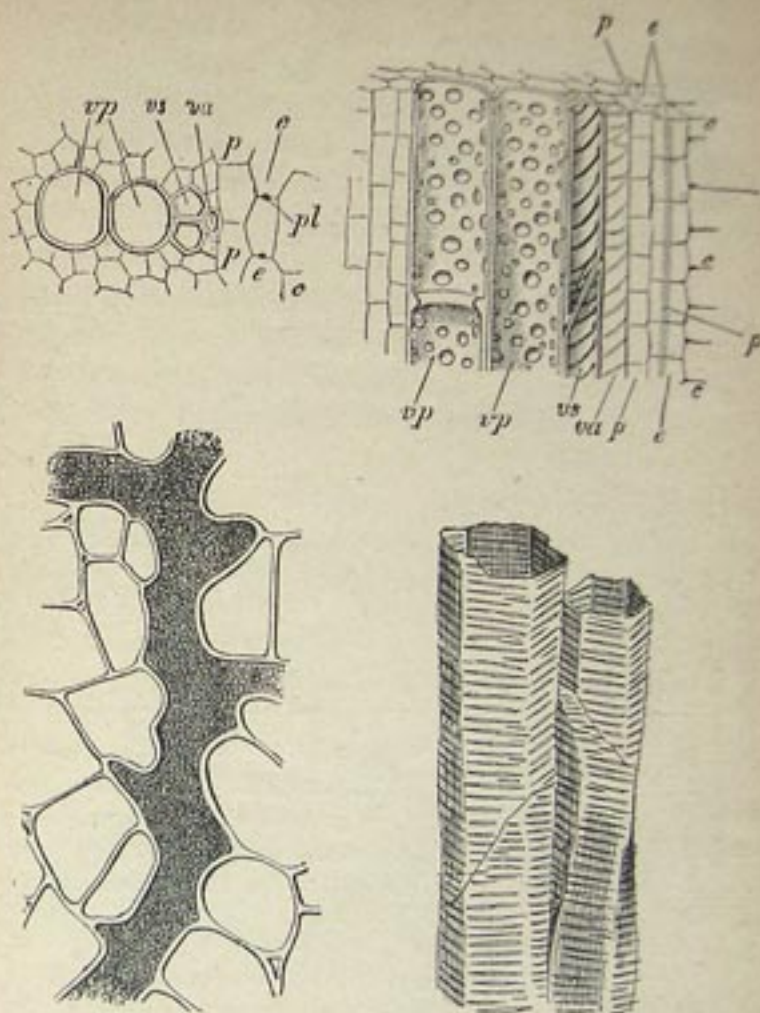
ployées en histologie végétale sont celles de l'histologie animale parfois un peu modifiées; le principe reste le même : fixation, lavage, coloration, inclusion et coupe ou inclusion-coupe-coloration et enfin, montage.

L'anatomie végétale exige des méthodes spéciales que nous résumerons ci-dessous.

**Bibliographie.** — Coupin, Dauphiné et Jodin, Atlas de botanique microscopique 1922; Gravis, Eléments de morphologie végétale, 1920; Langeron, loc. cit.; Strasburger, Botanisches Praktikum; Dop et Gauthier, Manuel de technique végétale, 1928; Delacroix, Atlas de botanique descriptive, 1899.

**Technique.** — Certaines parties des plantes (stomates, vaisseaux par exemple) peuvent s'étudier sur des lambeaux de tissus ou même sur des organes entiers convenablement éclaircis et préparés (par exemple au lactophénol ou au chloralphénol). Les pétioles de fleurs, les

PL. 49. — VAISSEAUX. — 1, 2, coupes transversale et longitudinale dans un faisceau du bois (*vp*, vaisseaux ponctués; *vs*, vaisseaux spiralés; *va*, vaisseaux annelés; *p*, péri-cycle; *e*, endoderme; *c*, tissu cortical; *pl*, plissements de l'endoderme);  
3, vaisseau laticifère, contenant du latex;  
4, vaisseaux scalariformes de la fougère. (D'après Bonnier.)



Vaisseaux.

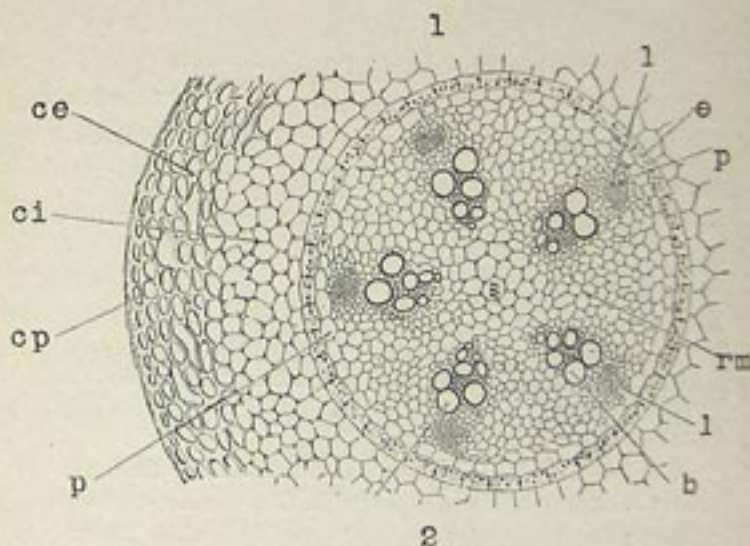
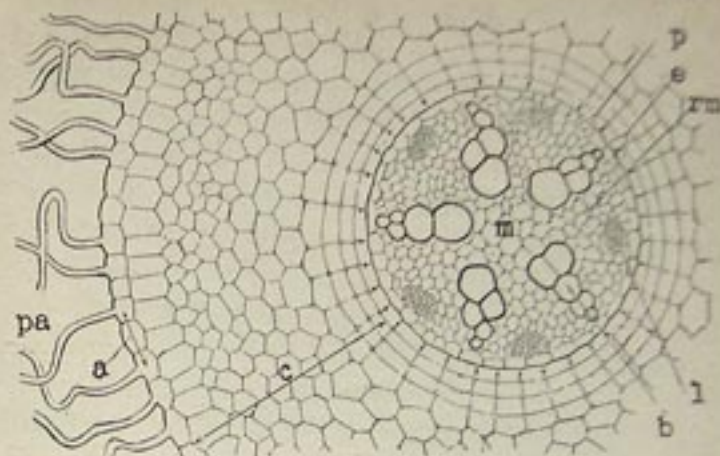


feuilles minces rentrent dans cette catégorie. Pour les stomates de feuilles, on peut soulever et déchirer avec une aiguille lancéolée ou un scalpel, des lambeaux de l'épiderme de la face inférieure de feuilles (ce qui est facile dans bien des cas : iris, tulipe, yucca, etc.). Les lambeaux seront fixés (Bouin), lavés et colorés, puis montés à la gélatine glycinée ou au baume.

Les coupes, faites à main levée ou au microtome (à main ou Lelong), peuvent être montées dans des liquides éclaircissants si l'on désire mettre en évidence, par exemple, des inclusions cellulaires (cystolithes, cristaux). Plus souvent on désire colorer électivement les diverses sortes de tissus.

Traiter les coupes par l'hypochlorite de sodium ou de potassium (et non par l'eau de Javel commerciale). Les coupes sont laissées dans l'hypochlorite jusqu'à blanchi-

- Pl. 50. — LA RACINE ET LA TIGE. — 1, Coupe transversale dans une jeune racine (*pa*, poils absorbants; *a*, assise pilifère; *c*, tissu cortical; *e*, endoderme; *b*, faisceau du bois; *l*, faisceau du liber; *p*, péricycle; *rm*, rayon médullaire; *m*, moelle).
- 2, Coupe transversale dans une jeune tige (*ep*, épiderme; *ce*, tissu cortical à chlorophylle; *ci*, tissu cortical interne; *e*, endoderme; *l*, liber; *b*, bois; *p*, péricycle; *rm*, rayon médullaire; *m*, moelle).

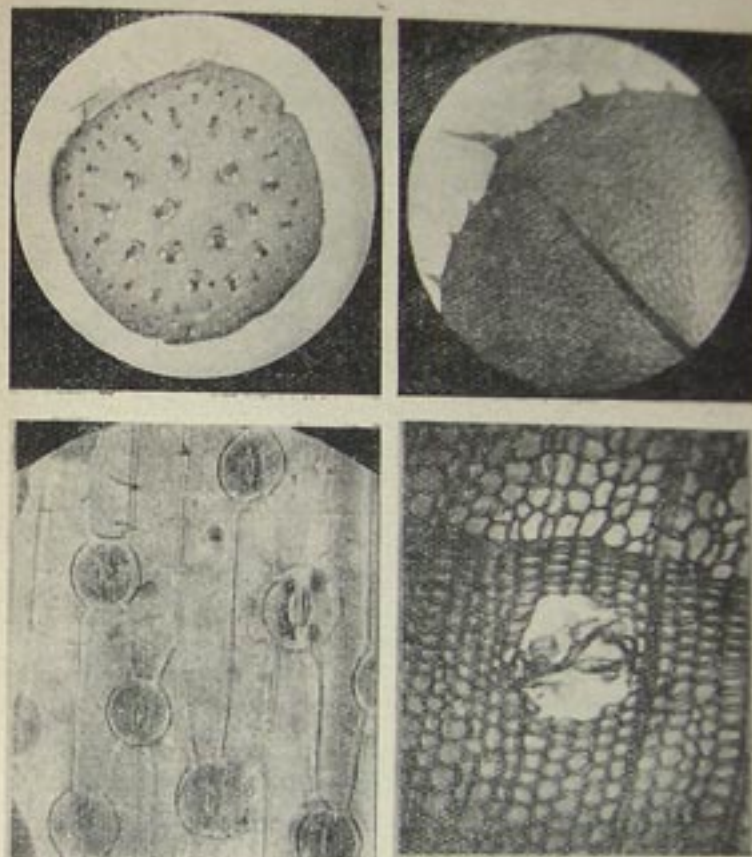


Racine et Tige.



ment total (de quelques secondes à quelques minutes) puis lavées très soigneusement à l'eau acétifiée, puis à l'eau pure. Un séjour trop prolongé dans le bain d'hypochlorite détruit les coupes. Après lavage, coloration (une à plusieurs heures) au carmin aluné, lavage, seconde coloration (quelques secondes à quelques minutes) au vert d'iode (eau à laquelle on ajoute quelques gouttes de la solution alcoolique de vert d'iode) ou au bleu de méthylène aluné (bleu de méthylène, 1; alun, 10; eau, 100). Lavage à l'eau. Déshydratation (assez rapide!), montage au baume. C'est la méthode classique. Les éléments lignifiés sont verts (ou bleus), le reste rouge. Une autre méthode de coloration, donnant d'excellents résultats, est due à Bugnon : Mélanger 10 % d'*Encre moderne Antoine* (et non une autre!) avec une solution saturée de Sou-dan III et de vert lumière dans l'alcool à 70°. Colorer les coupes dans ce mélange pendant quelques minutes. Monter au baume. Membranes lignifiées : vert; membranes cutinisées ou subérisées : rouge orangé; membranes pecto-cellulosiques : violet.

Pl. 51. — ANATOMIE VÉGÉTALE. — En haut, de gauche à droite : tige d'asperge, C. T.; feuille de mousse, *Mnium*. En bas, stomates, épiderme de feuille d'iris; bois de pin maritime, C. T.



Anatomie végétale.



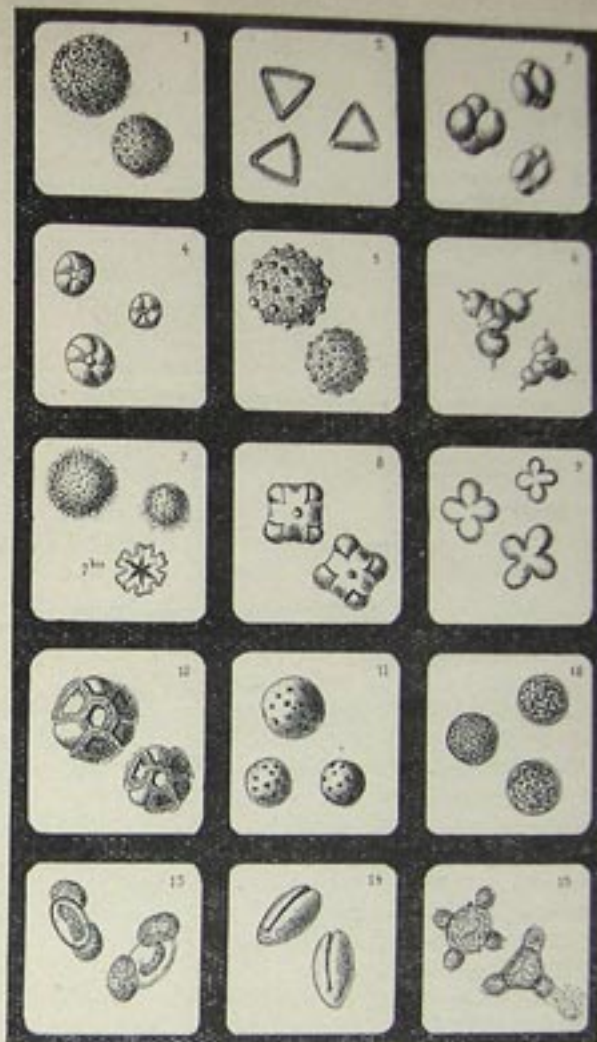
## POLLENS ET GRAINES

(Planches 52 et 53)

L'étude des graines se fait le plus souvent sur coupes ; un certain nombre de graines, petites, sont susceptibles d'être montées directement en entier. Les pollens s'examinent en formation dans des coupes d'anthers.

**Technique.** — Les coupes de graines mûres et sèches se font avec des microtomes pour corps durs. On peut aussi en faire avec un microtome à main ou un microtome Lelong, en n'essayant pas d'obtenir de trop grandes coupes. Les graines fraîches se coupent très facilement. Les graines entières se montent le plus souvent à sec, par-

- Pl. 52. — POLLENS. — 1, *Ipomoea purpurea* ;  
 2, capucine, *Tropaeolum majus* ;  
 3, corydalle, *Corydalis lutea* ;  
 4, *Mimulus mocharius* ;  
 5, nigelle, *Nigella arvensis* ;  
 6, jonc, *Juncus effusus* ;  
 7, mauve, *Malva sylvestris* ;  
 7 bis, primevère, *Primula vulgaris* ;  
 8, lin, *Linum usitatissimum* ;  
 9, renoncule ou bouton d'or, *Ranunculus acris* ;  
 10, scorsonère ;  
 11, plantain, *Plantago lanceolata* ;  
 12, oselle, *Rumex patientia* ;  
 13, pin sylvestre, *Pinus sylvestris* ;  
 14, *Zamia mexicana* ;  
 15, onagre, *Oenothera biennis*. (D'après Tempère.)



Pollens.

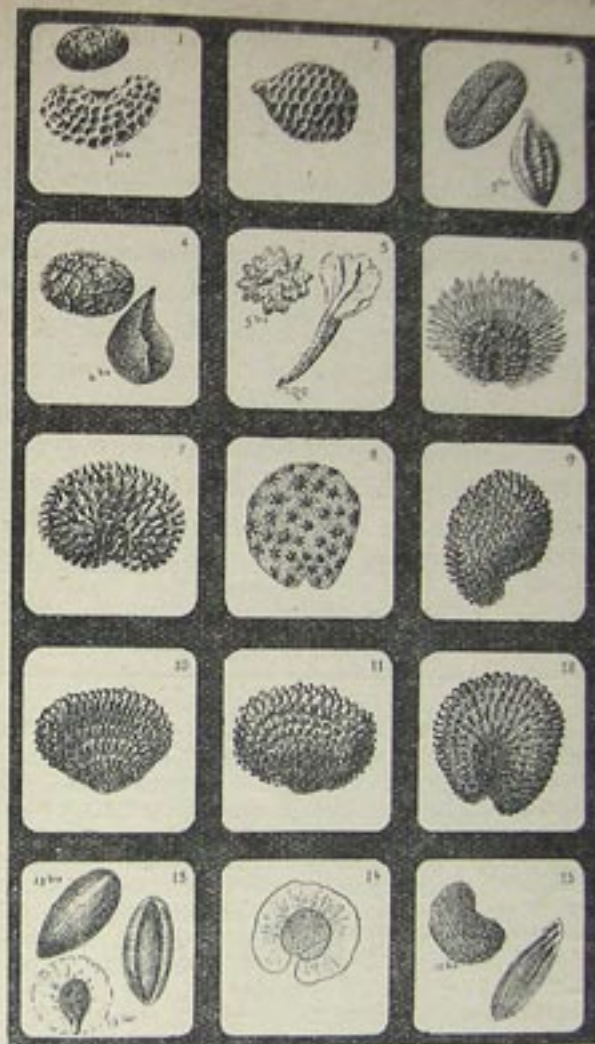


fois au baume ou à la résine mastic, après éclaircissement, lorsqu'elles sont très petites.

Le pollen s'examine à sec, ou dans l'eau glycéinée (ou le liquide glycérique ou le lactophénol). On peut monter (sans coloration) à la gélatine glycéinée, ou bien fixer, colorer (éosine ou safranine), déshydrater et monter au baume

Pl. 53. — GRAINES. — 1, graine de tabac;

- 1 bis, pavot;
- 2, *Argemone grandiflora*;
- 3, *Platystemon californicum*;
- 3 bis, *Oxalis rosea*;
- 4, *Escholtzia tenuifolia*;
- 4 bis, œillet, *Dianthus barbatus*;
- 5, *Sphaenogyne speciosa*;
- 5 bis, *Maranda Barclayana*;
- 6, silène, *Silene alpestris*;
- 7, stellaire holostée, *Stellaria holostea*;
- 8, stellaire intermédiaire (mouron des oiseaux), *Stellaria media*;
- 9, saponaire, *Saponaria officinalis*;
- 10, *Agrostemma coronaria*;
- 11, *Lychnis dioica*;
- 12, *Gypsophila elegans*;
- 13, plantain, *Plantago psyllium*;
- 13 bis, *Wahlenbergia hederacea*;
- 13 ter, *Eccremocarpus scaber*;
- 14, *Lepigonium marinum*;
- 15, *Euphrasia officinalis*;
- 15 bis, *Lychnis diurna*. (D'après Tempère.)



Graines.



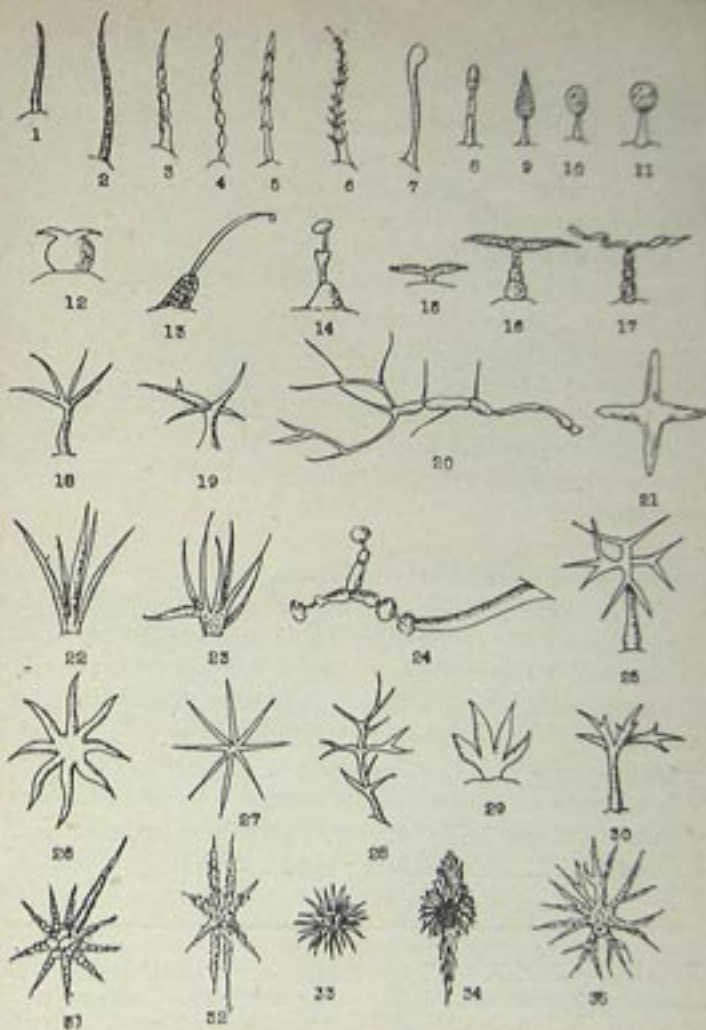
POILS DE VÉGÉTAUX

(Planche 34)

Les feuilles, les tiges, les fleurs de beaucoup de plantes portent des poils souvent fort curieux, dont nous avons réuni quelques spécimens dans notre planche.

**Technique.** — Dilacérer les touffes de poils obtenues par raclage dans le lactophénol. Monter après éclaircissement dans la gélatine glycinée. On peut aussi monter les poils à sec (sur fond opaque) pour observer en lumière réfléchie, ou à sec sur fond transparent, pour observer en lumière transmise ou encore avec l'éclairage à fond noir. Enfin on peut monter *in situ* : un fragment de feuille est éclairci dans l'hypochlorite, lavé, coloré au bleu de méthylène et monté au baume.

Pl. 54. — POILS DE VÉGÉTAUX. — 1, chou, *Brassica oleracea*; 2, sénéçon, *Senecio vulgaris*; 3, 4, 5, *Cactus*; 6, *Hieracium pilosella*; 7, chèvre-feuille, *Lonicera caprifolia*; 8, tabac; 9, 10, gueule de loup, *Antirrhinum majus*; 11, lysimachie, *Lysimachia nummularia*; 12, houblon, *Humulus lupulus*; 13, ortie, *Urtica dioica*; 14, *Scrophularia nodosa*; 15, giroflée, *Cheiranthus Cheiri*; 16, chrysanthème; 17, *Artemisia abrotanum*; 18, *Hypochaeris radicata*; 19, *Draba incana*; 20, molène, *Verbascum thapsus*; 21, giroflée de Virginie; 22, *Abutilon venosum*; 23, viorne, *Viburnum*; 24, orobranche; 25, *Arabis sinensis*; 26, lierre, *Hedera helix*; 27, rose tremière; 28, molène, *Verbascum nigrum*; 29, lierre; 30, lavande; 31, *Onosma tauricum*; 32, *Alyssum campestris*; 33, *Alyssum spinosum*; 34, *Tillandsia argentea*; 35, *Alyssum montanum*.



Poils de végétaux.



## BOIS

(Planche 55)

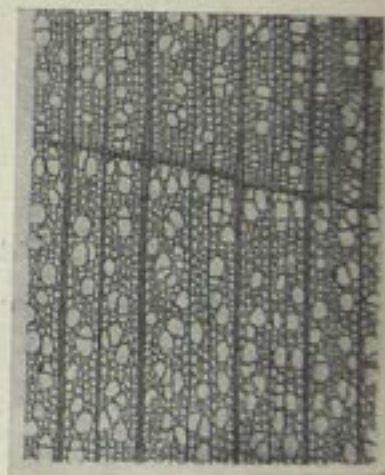
L'étude des coupes de bois donne aux savants de très utiles renseignements non seulement au point de vue purement scientifique, mais aussi à celui des propriétés des bois, lesquelles motivent leur utilisation dans tel ou tel domaine industriel. C'est ainsi que la maison Pleyel possède un Laboratoire d'étude des bois, dans lequel ont été exécutées les microphotographies ci-contre.

**Bibliographie.** — A. Thil, Caractères microscopiques des bois indigènes. Le Micrographe Préparateur, III-VI, 1893-1898, IX-X, 1901-1902; A. Thil, Etude anatomique et microscopique de quelques bois exotiques employés dans les arts et l'industrie, Ebenda, XIII-XIV, 1903-1906.

**Technique.** — Les belles coupes de bois se font avec des microtomes spéciaux, en inondant d'alcool, à chaque coupe, le rasoir et le morceau à couper, lequel a été préalablement imprégné d'eau ou d'eau alcoolisée pendant un temps plus ou moins long (de quelques jours à quelques semaines). On peut, si l'on ne cherche pas à avoir des coupes de grande surface, obtenir avec le microtome à main, des coupes très suffisantes pour l'étude.

Les coupes de bois ne se colorent que pour des recherches particulières. Généralement on déshydrate et monte au baume du Canada ou à la résine mastic.

Pl. 55. — BOIS. — En haut, de gauche à droite, peuplier blanc, *Populus alba* C. T.; frêne commun, *Fraxinus excelsior* C. T.; en bas: tilleul à grandes feuilles, *Tilia grandifolia* C. L. et C. T. (Clichés Pleyel)



Bois.



## FOUGÈRES — PRÊLES — LYCOPODES — ISOETÈS

(Planche 56)

Outre les divers organes de ces plantes qui s'étudient sur coupes (pétiole, tige, etc.), il est intéressant d'en examiner les spores, ce qui est très facile.

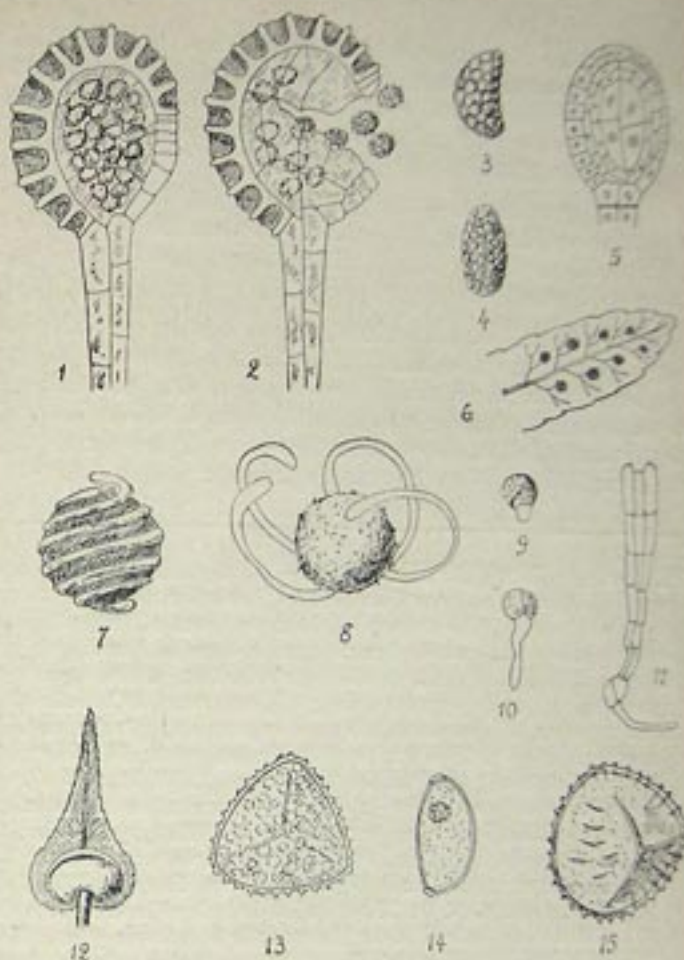
**Bibliographie.** — Rey-Pailhade, Les Fougères de France, 1893.

**Récolte.** — Les spores et sporanges de Fougères s'obtiennent en raclant la face inférieure de feuilles de Fougères femelles; les spores de Prêles et de Lycopode, en cueillant des épis de ces plantes un peu avant la maturité et en les laissant sécher sur des feuilles de papier glacé. On recueille les spores en raclant le papier avec une carte de visite.

**Technique.** — Les spores (et sporanges) frais sont déshydratés et montés au baume. Secs, il suffit de les imbiber de xylol pour les placer ensuite dans le baume. On peut également passer au lactophénol et monter à la gélatine glycinée.

## Pl. 56. — CRYPTOGAMES VASCULAIRES.

1 à 6, fougère commune, *Polypodium vulgare*: 1, sporange fermé, renfermant les spores; 2, sporange déhiscent, les spores s'échappent; 3, 4, spore de face et de profil; 5, sporange en formation; 6, extrémité d'un lobe de la feuille portant les sporanges, ou amas de spores; 7, 8, spores de prêle, *Equisetum arvense*; 9, 10, spore de prêle germinant; 11, prothalle sur lequel se développera la nouvelle plante; 12, feuille de l'épi du Lycopode, *Lycopodium clavatum*, portant un sporange; 13, spore de *Lycopodium clavatum*; 14, microspore; 15, macrospore d'*Isoetes lacustris*. (Orig. et d'ap. Tempère.)



Cryptogames vasculaires.



## MOUSSES — SPHAIGNES — HÉPATIQUES

Les faibles dimensions de leurs organes, la nécessité de tirer des caractères de la forme des cellules, etc., font que l'étude de ces plantes a toujours été faite avec le microscope, en utilisant généralement des grossissements faibles et moyens.

**Bibliographie.** — Douin, Flore des Mousses et des Hépatiques; Husnot, Muscologia gallica, 1894; Hepaticologia gallica, 1922; *Revue Bryologique* (dirigée par Husnot et puis P. Allorge).

**Technique.** — La technique des coupes est la même que celle décrite plus haut, mais, ici, on ne traite pas par l'hypochlorite, et on monte très souvent sans coloration, à la gélatine glycinée, ou au lactophénol, selon les techniques habituelles. Les spores des bryophytes se montent ainsi ou bien aussi au baume du Canada.

**Pl. 57. — BRYOPHYTES.** — 1, Sphaigne, *Sphagnum cymbifolium*, plante entière, demi grandeur; 2 à 4, divers types de cellules de feuilles de Sphaignes (feuilles des rameaux); 8 à 11, coupes transversales dans la feuille de plusieurs Sphaignes; 12 à 15, germination d'une spore de mousse, *Funaria hygrometrica*; 16, stomate d'*Orthotrichum leiocarpum*; 17, mousse, *Bryum argenteum*, plante entière, demi grandeur; 18 à 22, feuilles de mousses; 18, *Dicranum Bonjeani* de Not; 19, *Philonotis Fontana* (L.) Brid.; 20, *Drepanocladus revolvens* (Sw.); 21, *Drepanocladus exannulatus* (Gumb.); 22, *Calliergon sarmentosum* (Whbg.) Kindb.; 23, capsule de Polytric, *Polytrichum strictum* Banks; 25 à 27, hépatique : *Lophozia Wenzelii* (Nees) Steph.; 25, plante  $\times 5$ ; 26, feuille,  $\times 5$ ; 27, cellules de la feuille très grossies; 28, cellules de la feuille de *Marsipella nevicensis* (Car.) Kaal. (Hépat.); 29, feuille ( $\times 5$ ) et 30, cellules de la feuille ( $\times 120$ ) de *Bazzania trilobata* (L.) Gray (Hépat.). (D'après divers auteurs.)



Bryophytes.



## CHAMPIGNONS SUPÉRIEURS — SPORES

(Planche G)

Les spores des Champignons supérieurs offrent des caractères très utiles qui aident beaucoup les déterminations. Comme on peut le voir dans notre planche G, certaines montrent des couleurs et des formes tout à fait particulières.

**Bibliographie.** — Maublanc, Les Champignons comestibles et vénéneux, 1926-1927, E. P. N. XII, XIII.

**Récolte des spores.** — Placer les chapeaux des Champignons presque mûrs sur un papier bien lisse, de couleur opposée à celle des spores, si possible. Celles-ci tombent sur le papier que l'on racle avec une carte de visite.

**Technique.** — Les coupes dans le chapeau ou le pied se font au microtome à main (ou Lelong). Colorer au bleu coton ou au bleu au lactophénol (voir ci-après), monter dans la gélatine glycinée après passage dans le liquide glycérique ou le lactophénol. Les spores se montent de la même manière.

## CHAMPIGNONS INFÉRIEURS

(Planches H et 58)

Les Champignons inférieurs sont innombrables. Ils comportent à la fois des formes libres et des formes parasites. Ces dernières vivent sur les plantes, les animaux et même l'homme, en leur donnant aux uns et aux autres de nombreuses maladies. Nous dirons quelques mots des champignons parasites de l'homme et des animaux dans le Chapitre « Microbiologie ».

**Bibliographie.** — Costantin, Les Mucédinées simples, 1888; Hariot, Les Urédinées, 1908.

**Récolte.** — Pour se procurer des Champignons inférieurs tels que les moisissures, il suffit de laisser pourrir à l'humidité des corps organiques (en les recouvrant d'un verre ou d'une cloche pour empêcher l'évaporation), tels que tranches de légumes (pomme de terre, carotte), de fruits, des confitures, etc., ou bien du fumier de cheval, des excréments d'animaux domestiques. Cultiver les formes intéressantes en les repiquant sur des tranches de carotte stérilisées préalablement à 120° pendant vingt minutes.



Les Champignons parasites des plantes produisent des lésions des organes qui décèlent leur présence (rouille des Graminées, charbon des Céréales, mildiou de la Vigne, etc.). Les *Phragmidium* (Pl. H) sont communs sous les feuilles des Rosiers, des Framboisiers, où ils se présentent à l'œil nu sous la forme de petites taches poussiéreuses d'un beau noir.

**Technique.** — Champignons libres. — Prélever des fragments de la culture et dilacérer dans une goutte de lactophénol ou mieux de bleu au lactophénol (lactophénol, 100; bleu coton, 0,5). Monter au lactophénol ou à la gélatine glycinée.

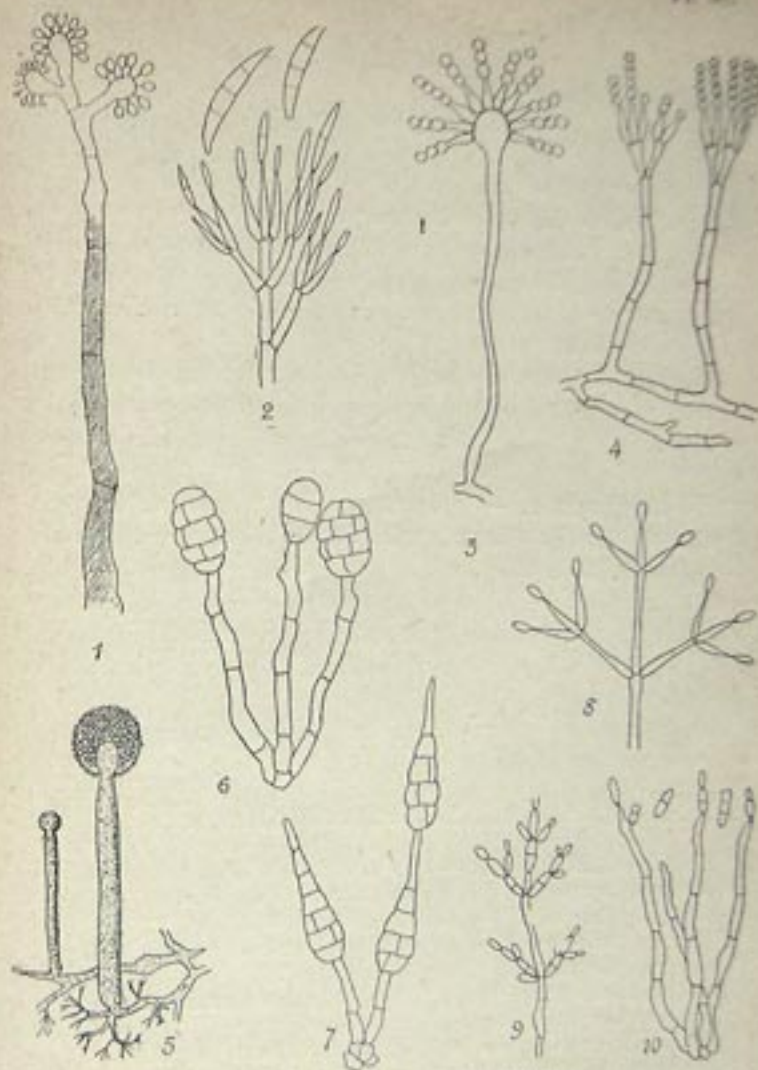
Champignons parasites. — Faire des coupes des organes, feuilles par exemple, attaqués, et les traiter et monter comme ci-dessus.

Les *Phragmidium* secs peuvent se monter aussi au baume, en les imprégnant auparavant de xylol.

L'étude cytologique de tous ces Champignons se fait d'ailleurs comme la cytologie animale.

Pl. 58. — QUELQUES TYPES DE MOISSISSURES COMMUNES. — 1, *Botrytis*;

- 2, *Fusarium*;
- 3, *Aspergillus*;
- 4, *Penicillium*;
- 5, *Mucor*;
- 6, *Macrosporium*;
- 7, *Alternaria*;
- 8, *Verticillium*;
- 9, 10, *Cladosporium*: 9, en culture; 10, dans la nature.



Type de moisissures communes.



# LICHENS

(Planche 59)

Chaque Lichen est constitué par l'association d'une Algue (gonidie) et d'un Champignon (hyphe) qui vivent en symbiose; l'Algue profite de l'humidité retenue par le Champignon, et celui-ci profite à son tour de la capacité qu'a l'Algue d'utiliser comme aliment le gaz carbonique, grâce à la photosynthèse.

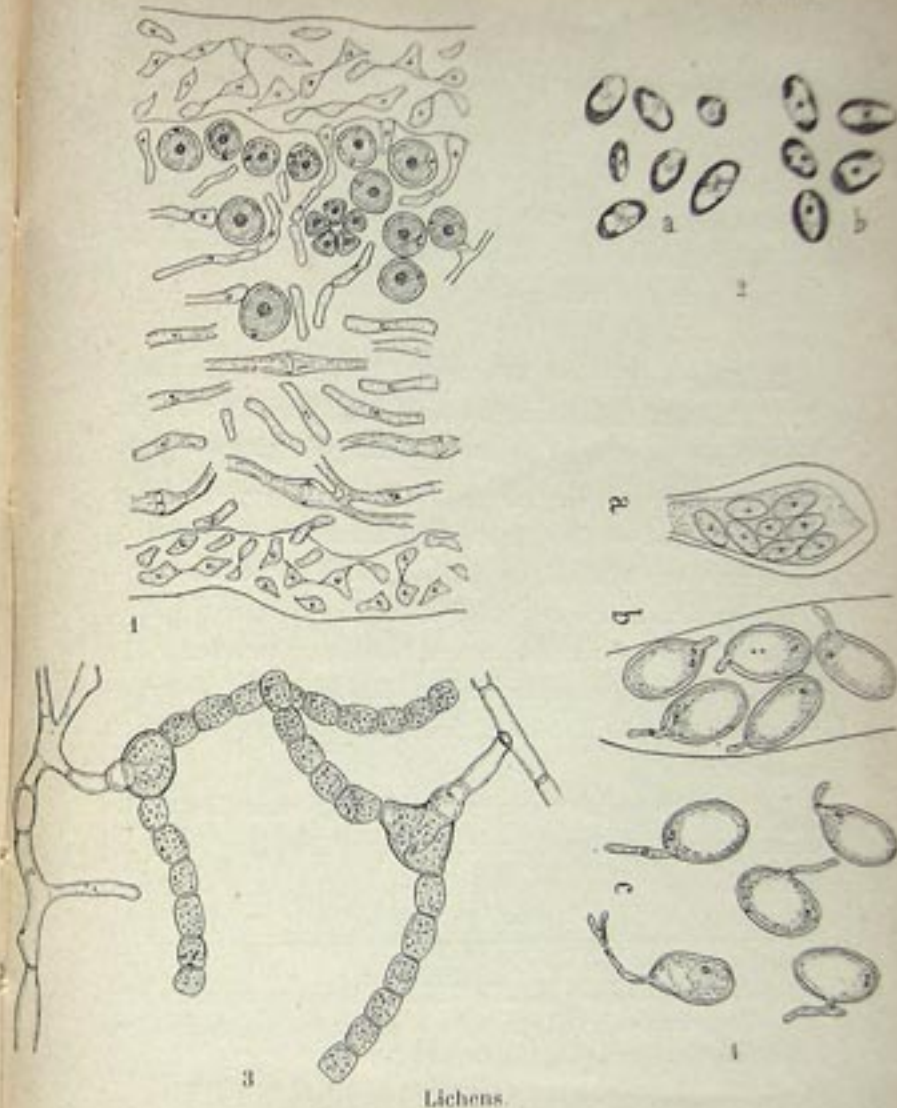
La détermination des Lichens est basée depuis de longues années sur leur étude microscopique et sur un certain nombre de réactions microchimiques qui sortent de notre cadre.

**Bibliographie.** — Moreau, Les Lichens, Encycl. Biol., II, 1928; Harmand (J), Lichens de France, 5 volumes, 1905-1912.

**Technique.** — Couper au microtome à main, en serrant les fragments dans la moelle de sureau ou le liège suivant la dureté. Il est très difficile d'employer la méthode à la paraffine.

Monter sans coloration à la gélatine glycinée, ou colorer au bleu au lactophénol.

Pl. 59. — LICHENS. — 1, *Parmelia acetabulum* Dub., coupe de thalle perpendiculaire à la surface. Type de thalle hétéromère. Hyphes et Gonidies. Grossissement 1.000.  
2, *Coccomyxa solorinaeae* Chod., observé dans le thalle du *Solorina saccata* Ach. Grossissement 1.700.  
3, *Physma chalazum* Mann. Hyphes dont l'extrémité pénètre dans les Gonidies (d'après Bornet).  
4, *Parmelia acetabulum* Dub. a, Spores dans l'asque; b, c, Spores en germination dans l'asque. Gr. 4.000.



Lichens



# ALGUES MARINES

(Planche 60)

La structure des organes végétatifs et des organes reproducteurs des grandes formes d'Algues marines s'étudie sur coupes. De nombreuses Algues marines sont d'ailleurs assez petites pour être observées directement, sans être coupées.

**Bibliographie.** — Wuitner, Les Algues marines, E. P. N., 1921; G. Hamel, Floridées, Bangiales; G. Hamel, Nemalionales; Voir *Revue Algologique*, périodique consacré à tout ce qui se rapporte aux Algues.

**Technique.** — Couper les Algues fraîches ou ramollies au microtome à main ou Lelong, ou bien employer les techniques histologiques habituelles (fixation, inclusion à la paraffine). Colorer les coupes. Monter au baume.

Les petites formes (*Ceramium*, *Cladophora*, p. ex.) se montent à la gélatine glycinée après passage dans le lactophénol.

Les Algues séchées sur papier seront ramollies en les immergeant dans l'eau douce, puis gonflées dans le lactophénol.

Pl. 60. — ALGUES MARINES. — Organes reproducteurs de Fucacées; en haut, conceptacle mâle; en bas, conceptacle femelle de *Fucus*. (Clichés Laporte.)



Algues marines.



## FAUNE ET FLORE MICROSCOPIQUES DES EAUX DOUCES

La faune et la flore microscopiques des eaux douces constituent un sujet d'études inépuisable, et dans lequel il reste encore énormément à découvrir. Il n'est point de collection d'eau, si petite qu'elle soit, de lieu humide même temporairement, qui n'abrite des myriades d'êtres curieux, animaux ou plantes, dont l'observation est une source de remarques des plus intéressantes. Depuis le sol à peine humide, jusqu'aux mares, étangs, lacs, s'étagent d'innombrables stations d'humidité de plus en plus forte, chacune avec leur faune et leur flore particulières, leurs populations spéciales, et qui sont à peine recensées aujourd'hui.

Nous avons donné déjà quelques indications générales sur les procédés de récoltes. Nous en donnerons d'autres à propos de chacun des grands groupes dont nous parlerons ci-après. Nous ne reviendrons pas sur les animaux microscopiques supérieurs, Crustacés, Rotifères, etc., pour lesquels on se reportera à ce qui a été dit précédemment.

**Bibliographie générale.** — *Protozoaires* : Delage et Hérouard, *Traité de Zoologie concrète. La Cellule, les Protozoaires*, 1898; Robert, *Les Protozoaires*, 1914; Doflein-Reichenow, *Lehrbuch der Protozoenkunde*, 1927-1929; Calkins, *Biology of the Protozoa*, 1926.

*Protophytes* : Comère, *Les Algues d'eau douce* (épuisé et rare); Coupin, *Les Algues du Globe* (Atlas avec texte explicatif, mais sans texte général); West et Fritsch, *British Freshwater Algae*, 1927; Pascher : *Süßwasserflora Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz*, 1913-1927.

*Annales de Protistologie*, t. I, 1928; t. II, 1929.

**Technique.** — Méthode générale applicable à tous les Protistes (Protozoaires et Protophytes) et, en principe, à tous les petits organismes en suspension dans l'eau. — Fixer (Bouin par ex.) pendant 2 heures à deux ou trois jours

maxim. Décanter le fixateur. Laver plusieurs fois, en laissant bien reposer chaque fois (ou bien centrifuger!). Colorer à l'hémalum (ne pas surcolorer : vérifier au microscope); laver; virer à l'eau alcaline (Bicarbonate de Na à 1%); laver; colorer à l'éosine à 1%, pendant quelques minutes à une heure; laver; déshydrater en remplaçant le liquide par de l'alcool à 70, puis à 90, enfin absolu (2 fois), toujours en attendant que tous les organismes soient déposés au fond du tube; remplacer enfin l'alcool absolu par du xylol; monter au baume.

## PLANCTON D'EAU DOUCE

On désigne sous le nom de plancton l'ensemble des êtres qui vivent et se reproduisent dans le cœur même des masses aquatiques, en y restant la plupart du temps en suspension. Nous ne retiendrons ici que les organismes dont l'étude relève directement du microscope.

Le plancton est à la base de la vie animale dans les eaux de toute importance : mer, cours d'eau, lacs, etc. Les plantes ou animalcules microscopiques, les petits crustacés ou les rotifères du plancton servent de proies aux êtres plus gros qu'eux, lesquels, à leur tour, constituent la nourriture des poissons petits et gros. Sans le plancton, toute vie disparaîtrait des eaux; ainsi peut-on saisir son énorme importance et l'intérêt que présente son étude.

La littérature sur le plancton est déjà fort imposante, surtout à l'étranger, car en France, cette étude a été longtemps et est encore assez délaissée. Ainsi ne trouve-t-on en français aucun livre d'ensemble sur la question.

Beaucoup des êtres du plancton des eaux douces (1) se retrouvent sur les bords ou au fond des eaux, vivant parmi les plantes aquatiques, d'autres ne se rencontrent que dans la partie libre de l'eau. Nous ne séparerons pas ces derniers des précédents, avec lesquels nous les étudierons dans leurs groupes respectifs.

1. Voir plus loin pour le plancton marin.



L'étude de la faune et de la flore microscopiques des eaux sera présentée sous la forme d'une suite de petites monographies se rapportant chacune à l'un des groupes les plus importants des Protozoaires ou des Protophytes. (Les animaux supérieurs, Crustacés, Rotifères, etc., ont été passés en revue précédemment.)

# RHIZOPODES

(Planches I et 61)

**Caractères.** — Animaux microscopiques dépourvus d'organes de locomotion tels que fouets, ou cils. Se déplacent au moyen d'expansions variables du corps protoplasmique, appelées pseudopodes. Suivant la forme de ces derniers, les Rhizopodes se divisent en trois groupes : Pseudopodes larges et courts, RHIZOPODA LOBOSA ; Pseudopodes longs et fins, RHIZOPODA FILOSA ; Pseudopodes fins, s'anastomosant, RHIZOPODA RETICULOSA ou FORAMINIFÈRES. Les Rhizopodes ont le plus souvent un, parfois plusieurs noyaux semblables. Ils se nourrissent en englobant dans leur masse des petites plantes ou de petits animaux qui sont digérés dans des vacuoles (vacuoles digestives).

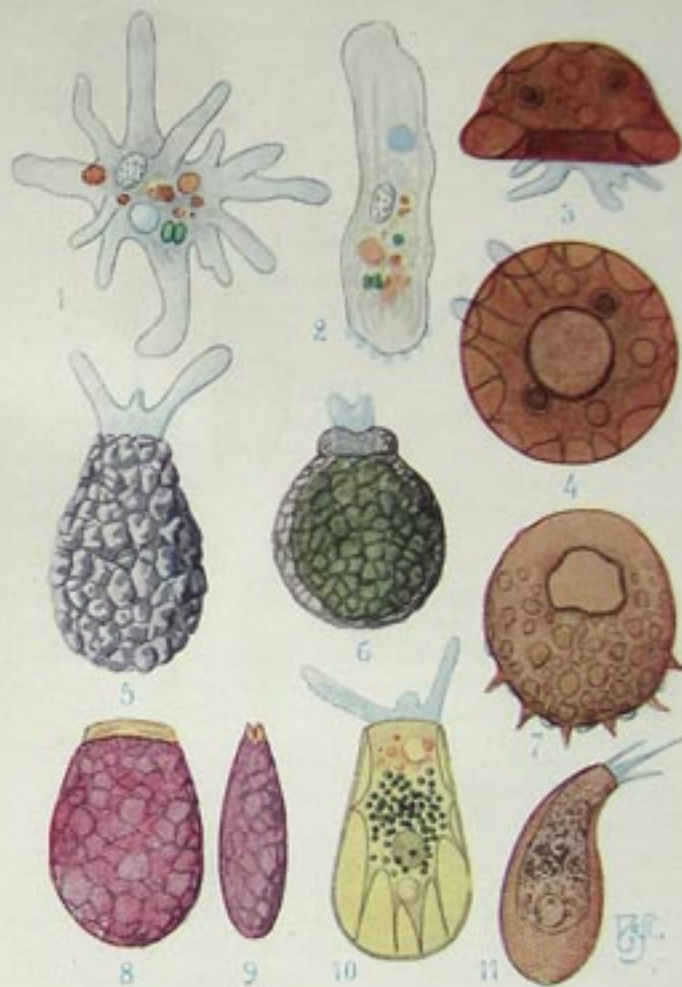
On distingue habituellement deux ordres :

1° les Rhizopodes nus (*Gymnamoebiens*), masse de protoplasme entourée d'une couche de protoplasme différencié tenant lieu de membrane, parfois une membrane véritable. Ce sont les Amibes.

Pl. I. — RHIZOPODES. — 1, 2, *Amoeba proteus* Rösel, 300  $\mu$  (1, pseudopodes déployés; 2, en marche rapide); 3, 4, *Arcella vulgaris* Ehrenberg, 100/150  $\mu$  (3, de côté; 4, vue antérieure); 5, *Diffugia pyriformis* Perty, 200/400  $\mu$ ; 6, *Cucurbitella mespiliformis* Penard, 125/140  $\mu$ ; 7, *Centropyxis aculeata* (Ehr.) Stein, 120/130  $\mu$ ; 8, 9, *Heleopera rosea* Penard, 90/100  $\mu$  (8, vue frontale; 9, vue latérale); 10, *Hyalosphenia papilio* Leidy, 110/140  $\mu$ ; 11, *Cyphoderia ampulla* Ehr., 100/120  $\mu$ .

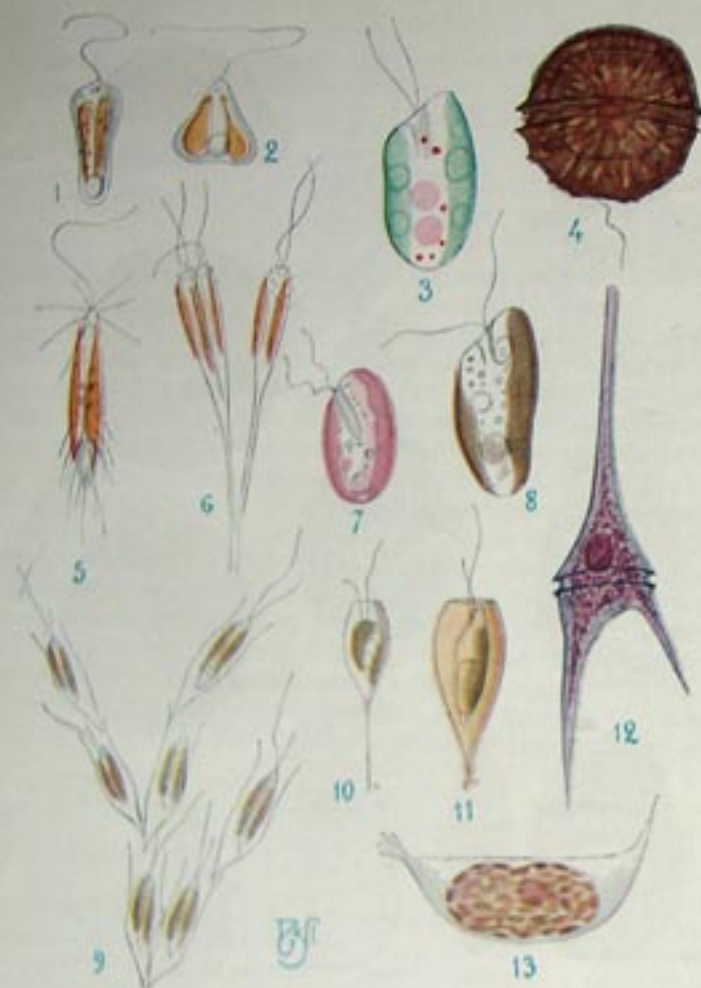
E. P. N. XXV.

Pl. I.



RHIZOPODES





CHRYSMONADINES-CRYPTOMONADINES  
DINOFLAGELLATES

2° les Rhizopodes testacés (*Thécamoebiens*), où le corps semblable à celui des Amibes, est logé à l'intérieur d'une coquille de forme et de nature très diverses, sécrétée par l'animal lui-même, ou bien construite avec des matériaux étrangers.

**Bibliographie.**— Penard, Faune Rhizopodique du Bassin du Léman, 1902; Penard, Les Sarcodines des grands Lacs, 1905; Cash, Wailes, Hopkinson, British freshwater Rhizopoda and Heliozoa, 5 vol.; Deflandre, Le genre *Arcella*, 1928; Deflandre, Le genre *Centropyxis*, 1929.

**Récolte.**— V. Méthodes générales.

*Rhizopodes des mousses* : Prendre une petite poignée de mousses humides ou sèches (mousses des haies ou des arbres, p. ex.). Agiter assez fortement dans un large tube, avec un peu plus d'eau qu'il n'en faut pour baigner les mousses; exprimer les mousses imbibées d'eau dans le tube, laisser déposer et examiner le sédiment. Il est facile de conserver les Rhizopodes aquatiques dans des vases suffisamment grands pour éviter la putréfaction des matières organiques.

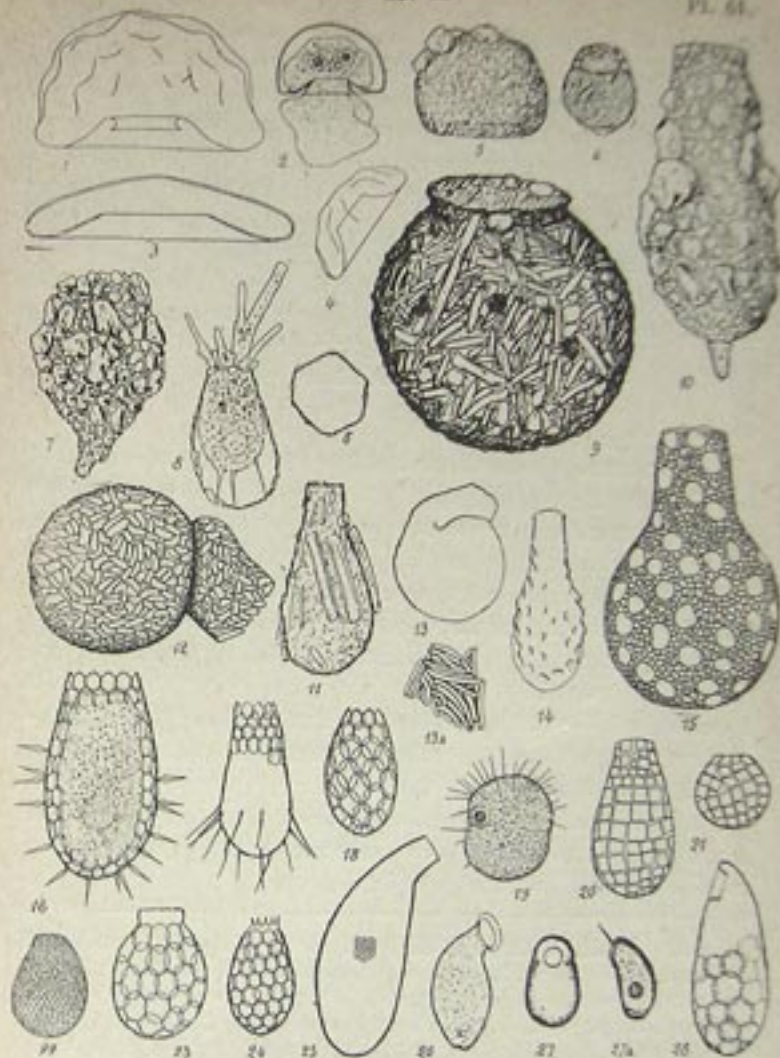
Pl. J. — CHRYSMONADINES. — CRYPTOMONADINES. — DINOFLAGELLATES. — 1, *Chromulina spectabilis* Scherffel (chrys.), 26/36  $\mu$ ; 2, *Sphaleromantis ochracea* Pascher (chrys.), 6/13  $\mu$ ; 3, *Cryptomonas erosa* Ehrenberg (crypt.), 15/32  $\mu$ ; 4, *Peridinium cinctum* Ehr. (dinofl.), 45/60  $\mu$ ; 5, *Mallomonas litomessa* Stokes (chrys.), 30/40  $\mu$ ; 6, *Synura Adamsii* G. M. Smith (chrys.), 40/45  $\mu$ ; 7, *Cryptomonas ovata* Ehr. (crypt.), 20/80  $\mu$ ; 8, *Cryptomonas erosa* var. *reflexa* Marsson (crypt.); 9, *Dinobryon divergens* Imhof (chrys.), 38/61  $\mu$ ; 10, *Stylopyxis mucicola* Bolochozow (chrys.), 33  $\mu$ ; 11, *Dinobryon marchicum* Lemmermann (chrys.), 22/24  $\mu$ ; 12, *Ceratium hirundinella* O. F. M. (dinofl.), 95/400  $\mu$ ; 13, *Cystodinium cornifex* (Schill.) Klebs (dinofl.), 25  $\mu$ . (fig. 1, 2, 5, 6, im. Conrad) (fig. 12, colorée brillant-azurine, les autres: aspect vivant).



**Technique.** — Penard inonde d'alcool absolu la récolte qu'on a laissé déposer et débarrassée de presque toute l'eau. Les pseudopodes sont souvent parfaitement fixés par le flot d'alcool. Colorer ensuite au carmin au borax, déshydrater et monter au baume. On peut aussi fixer au Bouin, laver par sédimentation et colorer hémalum-éosine.

Les coques des Rhizopodes testacés, qui suffisent pour les déterminations, se montent facilement au baume de la manière suivante, extrêmement pratique lorsqu'on ne dispose que de peu de matériaux. Laisser sécher à fond sur une lame une goutte d'eau contenant les Rhizopodes;

**Pl. 61. — THÉCAMOEBIENS.** — 1, *Arcella gibbosa* Penard, 100  $\mu$ ; 2, *Arcella hemisphaerica* Perty, 50  $\mu$ ; 3, *Arcella discoides* Ehr., 140  $\mu$ ; 4, *Arcella bathystoma* Deflandre, 60  $\mu$ ; 5, *Centropyxis (Cyclopyxis) eurytoma* Deflandre, 60  $\mu$ ; 6, *Centropyxis aërophila* Deflandre, 60  $\mu$ ; 7, *Diffugia elegans* Penard, 76  $\mu$ ; 8 et 8 a, *Diffugia polyedra* Deflandre, 70  $\mu$  (8 a, coupe transversale de la coque); 9, *Diffugia urceolata* Carter, 400  $\mu$ , avec coque recouverte de Diatomées; 10, *Diffugia acuminata* Ehrenberg, 180  $\mu$ ; 11, *Diffugia bacillifera* Penard, 160  $\mu$ ; 12, *Lesquereusia epistomium* Penard, 125  $\mu$ ; 13, *Lesquereusia spiralis* (Ehr.), 140  $\mu$ ; 13 a, détail de la coque, plus grossi; 14, *Hyalosphenia elegans* Leidy, 90  $\mu$ ; 15, *Nebela lageniformis* Penard, 100  $\mu$ ; 16, *Euglypha compressa* Carter, 80  $\mu$ ; 17, *Euglypha acanthophora* (Ehr.), 70  $\mu$ ; 18, *Euglypha tuberculata* Dajardin, 60  $\mu$ ; 19, *Cochliopodium echinatum* Korotneff, 40  $\mu$ ; 20, *Quadrulella symmetrica* Wallich, 65  $\mu$ ; 21, *Quadrulella irregularis* Archer, 35  $\mu$ ; 22, *Assulina muscorum* Greef, 40  $\mu$ ; 23, *Sphenoderia lenta* Schlumb., 50  $\mu$ ; 23, *Tracheluglypha dentata* (Vejd.) Deflandre, 45  $\mu$ ; 25, *Cyphoderia ampulla* Ehr., 80  $\mu$ ; 26, *Campascus minutus* Penard, 50  $\mu$ ; 27, 27 a, *Wailesella eboracensis* (Wailes) Deflandre, 28  $\mu$  (27, de face; 27 a, de côté); 28, *Trinema enchelys* Ehr., 60  $\mu$ .



Thécamoebiens.



vivants ou fixés (la goutte que l'on vient par exemple d'examiner entre lame et lamelle, et dans laquelle on a pu constater la présence de formes intéressantes!). Plonger la lame dans le xylol, pour chasser l'air (ou déposer sur les organismes une grosse goutte du même liquide). Vérifier au microscope l'éclaircissement total. Egoutter le xylol, déposer la goutte de baume et la lamelle. Pour les grosses espèces (Diffugiés, par ex.), immerger dans la goutte de baume quelques fragments de lamelle brisée, qui caleront le couvre-objet et l'empêcheront d'écraser les coques fragiles.

### HÉLIOZOAIRE

(Planche 62)

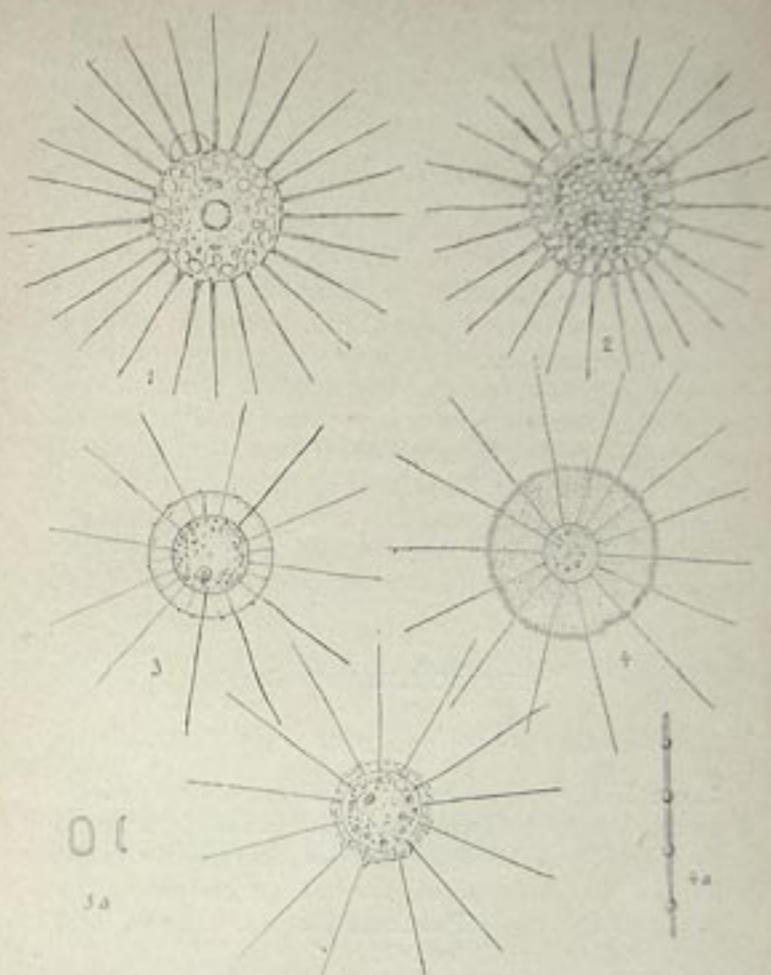
**Caractères.** — Les Héliozoaires (de *hélios*, soleil) sont des Rhizopodes sphériques, ou presque, à pseudopodes fins, rayonnant autour du corps. Il en est de nus, d'autres avec une coque chitineuse ou siliceuse, rigide ou formée d'éléments séparés, aiguilles, écailles, etc. Ils se nourrissent de la même manière que les Rhizopodes.

**Bibliographie.** — Penard, Les Héliozoaires d'eau douce, Genève, 1904.

**Récolte.** — V. Méthodes générales. Les H. se rencontrent surtout dans les endroits tourbeux, sur les rives des étangs et des mares, dans les fossés.

**Technique.** — Comme les Rhizopodes. On peut aussi avoir de bons résultats pour certaines espèces, avec notre méthode à la nigrosine (voir Infusoires).

**Pl. 62. — HÉLIOZOAIRE.** — 1, *Actinophrys sol* Ehrenberg, diamètre 40/50  $\mu$ ; 2, *Actinosphaerium Eichhorni* Ehr., 300  $\mu$ ; 3, *Astroniscus radialis* Greeff, 30  $\mu$ ; 4, *Heterophrys radiata* West, 53  $\mu$ ; 4 a, détail d'un pseudopode; 5, *Raphidiophrys intermedia* Penard, 40  $\mu$ ; 5 a, écaille vue de face et de côté. (D'après Penard.)



Héliozoaires.



### FLAGELLÉS

**Caractères.** — Les Flagellés se distinguent par leur organe de locomotion, formé d'un ou de plusieurs longs filaments appelés fouets ou flagelles.

Certains Flagellés possèdent dans leur corps de la chlorophylle (ou d'autres pigments), qui constituent leurs chromatophores. Ils vivent à la manière des plantes : ils assimilent les sels minéraux et sont doués de la fonction chlorophyllienne. D'autres se nourrissent des matières organiques en dissolution dans l'eau, lesquelles pénètrent à travers leur membrane ; enfin les derniers ont une nutrition animale : ils absorbent des particules alimentaires et les digèrent. Souvent, on trouve chez un même individu deux de ces modes de nourriture (peut-être même les trois !). Beaucoup de Flagellés possèdent un *stigma*, ou tache oculaire, rouge, sensible à la lumière.

On classe les Flagellés d'après tous ces caractères en un certain nombre de familles dont voici les principales :

### CHRYSONOMADINES

(Planches J et 63)

**Caractères.** — Possèdent des chromatophores de formes diverses, de couleur jaune d'or à brun ; un ou deux flagelles situés à un pôle de la cellule. Forme générale très variable selon les genres, les espèces, souvent fort curieuse.

**Bibliographie.** — Pascher, Süsswasserflora, Heft 2 ; Delage et Hérouard, loc. cit.

**Récolte.** — Méthodes générales. Les Chrysomonadines sont fugaces : elles apparaissent et disparaissent soudai-

nement dans leurs stations. On les trouve surtout au printemps.

**Technique.** — Ce sont des êtres très fragiles. On doit les étudier vivants. Les méthodes de fixation, de colorations générales ne réussissent pas toujours. On peut, dans certains cas, employer la méthode à la nigrosine (v. Infusoires), ou encore faire des frottis secs, en laissant sécher sur lame, fixant à l'alcool absolu et colorant. Mais il y a presque toujours de grosses déformations qui arrivent à rendre les espèces méconnaissables.

### CRYPTOMONADINES

(Planches J et 63)

**Caractères.** — Corps toujours aplati, deux flagelles égaux insérés obliquement à l'un des pôles, dans une petite dépression, laquelle est parfois prolongée à l'intérieur du corps par une sorte de pharynx. Chromatophores roses, rouges, bruns, brun-vert ou bleuâtres (jamais du vert de la chlorophylle).

**Bibliographie.** — Pascher, loc. cit. ; Delage et Hérouard, loc. cit.

**Récolte.** — Comme les Chrysomonadines ; se rencontrent surtout dans les tourbières, les mares siliceuses.

**Technique.** — Méthodes générales ; méthode à la nigrosine (conserve souvent parfaitement la forme générale et fait voir les flagelles même avec des objectifs imparfaits).



## Planche 63

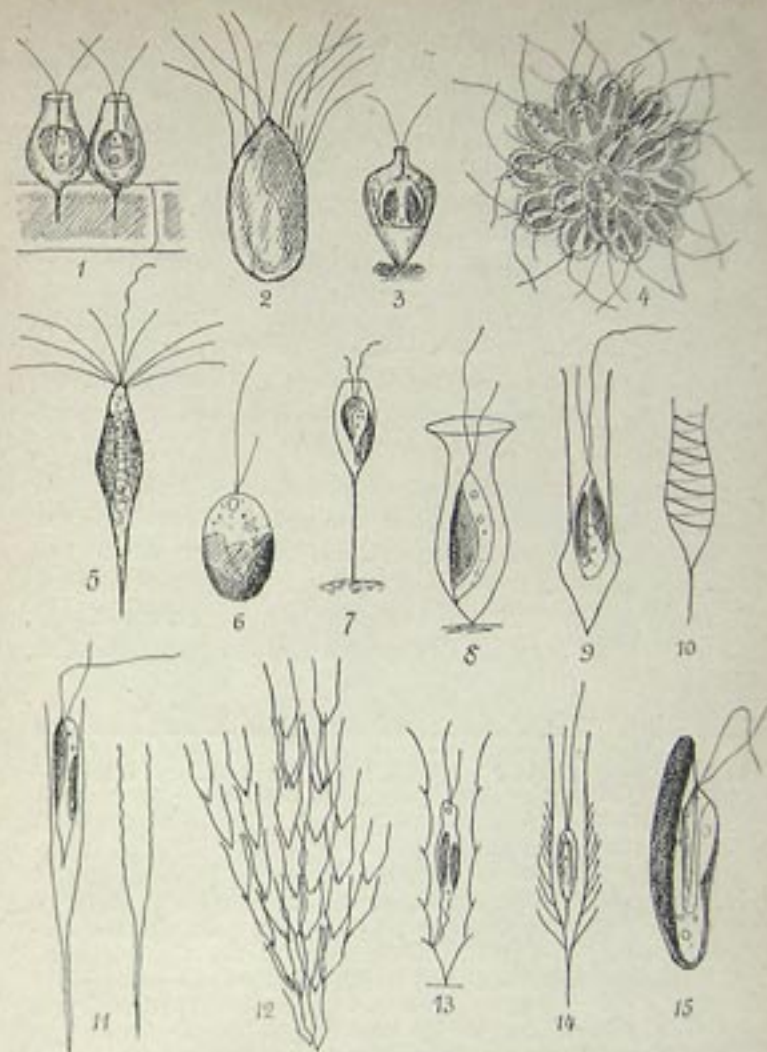
CHRYSONOMADINES  
ET CRYPTOMONADINES

## Chrysomonadines :

- 1, *Chrysopyxis bipes* Stein, 15  $\mu$ ;
- 2, *Mallomonas tonsurata* Teiling, 18  $\mu$ ;
- 3, *Derepyxis dispar* Senn., 20  $\mu$ ;
- 4, *Synura uella* Ehr., 100  $\mu$ ;
- 5, *Mallomonas akrokomos* Ruttner, 34  $\mu$ ;
- 6, *Ochromonas simplex* Pascher, 20  $\mu$ ;
- 7, *Stylopyxis mucicola* Boloch., 33  $\mu$ ;
- 8, *Dinobryon curystoma* Lemm., 30  $\mu$ ;
- 9, *Dinobryon acuminatum* Ruttner, 38  $\mu$ ;
- 10, *Dinobryon succicum* Lemm., 22  $\mu$ ;
- 11, *Dinobryon stipitatum* Stein, 80  $\mu$ ;
- 12, Colonie de *Dinobryon sociale* Ehr.;
- 13, *Hyalobryon Lauterbornii* Lemm., 50  $\mu$ ;
- 14, *Hyalobryon mucicola* Pascher, 30  $\mu$ ;

## Cryptomonadine :

- 15, *Cryptomonas nazuta* Pascher, 17  $\mu$ . (D'après Pascher.)  
(Voir aussi fig. 26, pl. 68.)



Chrysomonadines et Cryptomonadines.



## DINOFLAGELLATES

(Planches J et 64)

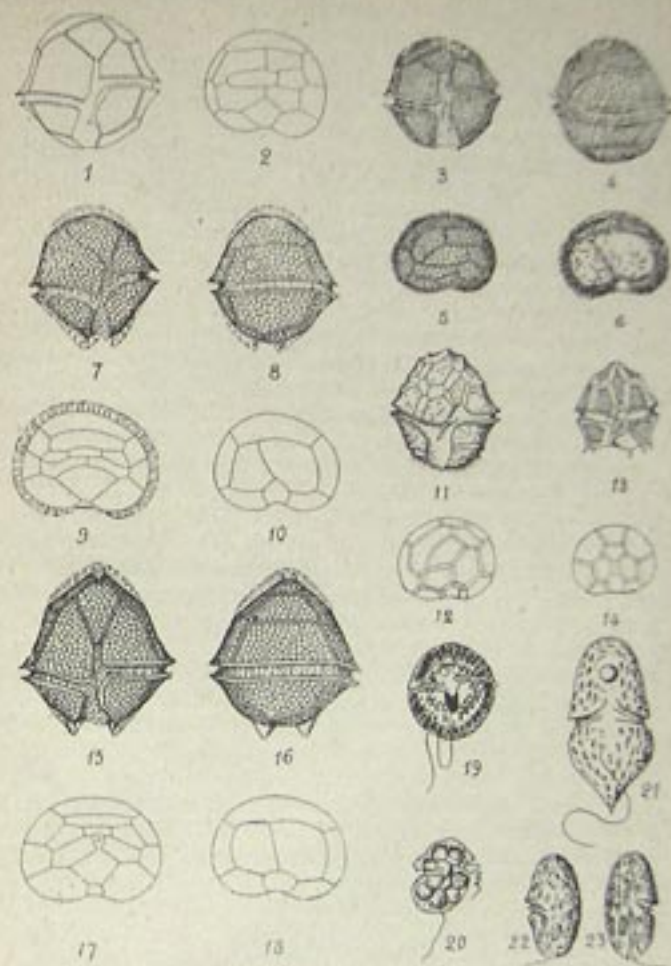
**Caractères.** — Deux flagelles dont l'un entoure la cellule comme d'une ceinture et l'autre est longitudinal. Chromatophores bruns. Il y a des formes nues; d'autres, plus nombreuses, munies d'une sorte de carapace de nature cellulosique, formée de plaques plus ou moins polygones.

**Bibliographie.** — Schilling, Süßwasserflora, Heft 3.

**Récolte.** — Pêcher au filet fin (plancton) dans les mares, étangs, lacs, rivières; ou exprimer les mousses, les plantes aquatiques des bords.

**Technique.** — Méthodes générales. Méthode de Mangin: faire bouillir quelques minutes la récolte fixée et lavée dans 10 centimètres cubes d'eau contenant gros comme une lentille de potasse caustique, et gros comme un grain de millet d'Azurine brillante (ou Brillantazurine). Laver par centrifugation, déshydrater (rapidement), monter au baume.

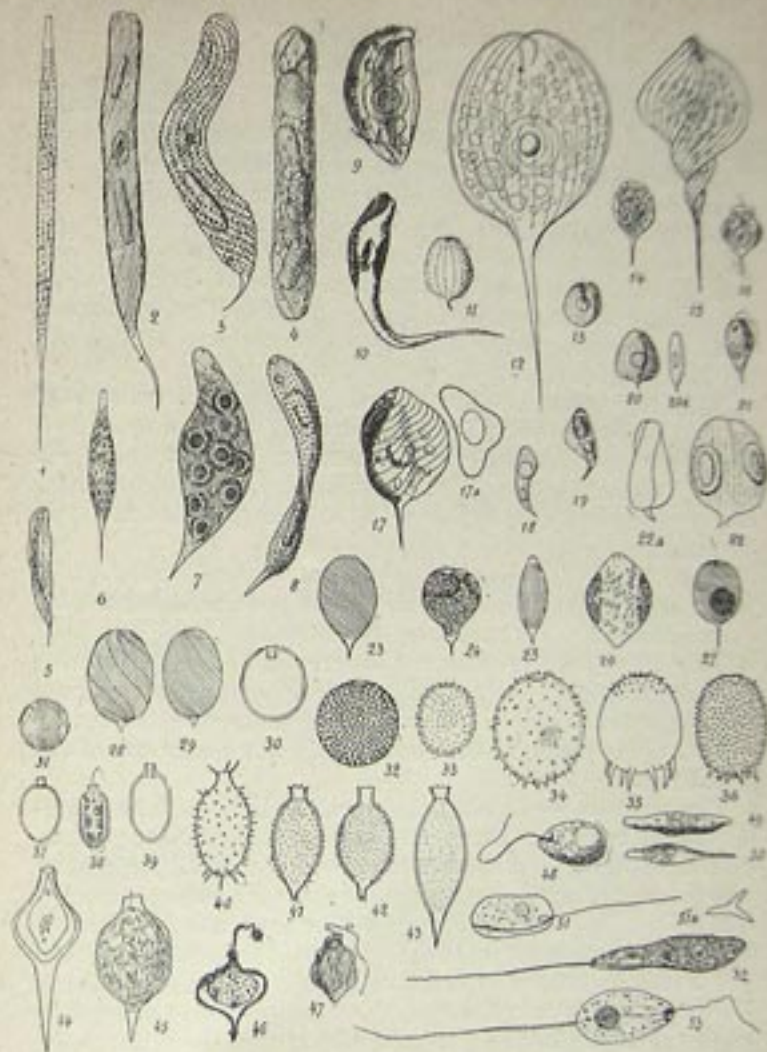
Pl. 64. — DINOFLAGELLATES OU PÉRIDI-  
NIENS. — 1, 2, *Peridinium cinctum* Ehrenberg; 3 à 6, *Peridinium cinctum* forma *irandricum* Lef., 41/60  $\mu$ ; 7 à 10, *Peridinium Willei* Hustfeldt-Kaas, 59/60  $\mu$ ; 11, 12, *Peridinium palatinum* Lauterborn, 25/32  $\mu$ ; 13, 14, *Peridinium marchicum* Lemm., 20/25  $\mu$ ; 15 à 18, *Peridinium bipes* Stein, 45/60  $\mu$ ; 19, *Glenodinium cinctum* Ehr., 40/45  $\mu$ ; 20, *Spirodinium hyalinum* (Schill.) Lemm., 23  $\mu$  (incolore!); 21, *Gymnodinium fuscum* (Ehr.) Stein, 90/100  $\mu$ ; 22, 23, *Hemidinium nasutum* Stein, 20/30  $\mu$ . (D'après Schilling et Lefèvre.) (Plusieurs *Peridinium* sont représentés vus sous quatre faces.) (Voir aussi Pl. 92, quelques espèces d'eau douce.)



Dinoflagellates d'eau douce.



Pl. 65. — EUGLÉNIENS. — 1, *Euglena acus* Ehr. var. *longissima* Deflandre, 250/300  $\mu$ ; 2, *Euglena oxyuris* Schmarida; 300  $\mu$ ; 3, *Euglena spirogyra* Ehr. var. *abrupte-acuminata* Lemm., 143  $\mu$ ; 4, *Euglena tripteris* (Duj.) Klebs, 70/120  $\mu$ ; 5, *Euglena acus* Ehr., type, 140  $\mu$ ; 6, *Euglena caudata* Hübner, 65  $\mu$ ; 7, *Euglena fusca* (Klebs) Lemm., 90/223  $\mu$ ; 8, *Phacus lismorensis* Playfair, 85/110  $\mu$ ; 9, *Phacus hispidula* (Eich.) Lemm., 30/35  $\mu$ ; 10, *Phacus longicauda* var. *major* Swirenko, 150  $\mu$ ; 11, *Phacus Stokesi* Lemm., 46  $\mu$ ; 12, *Phacus pyrum* (Ehr.) Stein, 30/55  $\mu$ ; 13, *Phacus longicauda* var. *torta* Lemm.; 14, *Phacus inconspicua* Deflandre, 23/27  $\mu$ ; 15, 17 a, *Phacus Warszewiczii* Drezepolski, 53  $\mu$ ; 16, 19, *Phacus Raciborskii* Drezepolski, 35  $\mu$ ; 18, 20 a, *Phacus acuminata* Stokes, 25/30  $\mu$ ; 21, *Phacus caudata* Hübner, 30/45  $\mu$ ; 22, 22 a, *Phacus Lemmermannii* Swirenko, 40  $\mu$ ; 23, *Crumenula Buetschlii* Lemmermann, 33/40  $\mu$ ; 24, *Crumenula turbiniiformis* Deflandre, 33  $\mu$ ; 25, *Crumenula Steinii* Lemm., 25/30  $\mu$ ; 26, *Crumenula fusiformis* (Carter) da Cunha, 32/40  $\mu$ ; 27, *Crumenula gracilicauda* Deflandre 28/30  $\mu$ ; 28, 29, *Crumenula ovum* (Ehr.) da Cunha, 27/33  $\mu$ ; 30, *Trachelomonas varians* Deflandre, 22/27  $\mu$ ; 31, *Trachelomonas Stokesiana* Palmer, 14/23  $\mu$ ; 32, *Trachelomonas verrucosa* Stokes, 18/34  $\mu$ ; 33, *Trachelomonas hispida* (Perty) Stein em. Defl., 26/32  $\mu$ ; 34, *Trachelomonas superba* Swirenko, 38/55  $\mu$ ; 35, *Trachelomonas armata* Ehr. var. *Steinii* Lemm., 32/40  $\mu$ ; 36, *Trachelomonas Dangeardiana* Deflandre, 36/40  $\mu$ ; 37, *Trachelomonas Mangini* Deflandre, 20/23  $\mu$ ; 38, *Trachelomonas dubia* Swir. em. Defl., 22/26  $\mu$ ; 39, *Trachelomonas hexangulata* (Swir.) Playf., 28/34  $\mu$ ; 40, *Trachelomonas hystrix* Teiling, 35/42  $\mu$ ; 41, *Trachelomonas caudata* (Ehr.) Stein, 42/50  $\mu$ ; 42, *Trachelomonas pseudocaudata* Deflandre, 41/43  $\mu$ ; 43, *Trachelomonas Allorgei* Deflandre, 52/61  $\mu$ ; 44, *Strombomonas ensifera* (Daday) Deflandre, 120/134  $\mu$ ; 45, *Strombomonas acuminata* (Schmarida) Deflandre, 50/60  $\mu$ ; 46, *Strombomonas volgensis* (Lemm.) Defl.; 47, *Urceolus cyclostomus* Mereschk., 26/60  $\mu$ ; 48, *Scytomonas pusilla* Stein, 25/38  $\mu$ ; 49, *Astasia Dangeardii* Lemm., 30/38  $\mu$ ; 50, *Astasia klebsii* Lemm., 50/60  $\mu$ ; 51, *Petalomonas Steinii* Klebs, 38/42  $\mu$ ; 52, *Peraema trichophorum* (Ehr.) Stein, 22/70  $\mu$ ; 53, *Anisonema acinus* Duj., 25/40  $\mu$ . (D'après Drezepolski et Deflandre.)



Eugléniens.



# EUGLÉNIENS

(Planches K et 65)

**Caractères.** — Un ou deux flagelles (la plupart du temps inégaux) à l'un des pôles de la cellule. Cellules pourvues d'une membrane bien nette, souvent striée ou ornementée. Chromatophores verts (chlorophylle) chez les Euglénacées; pas de chromatophores chez les Astasiacées et les Péranémacées. Stigma. Forme générale des cellules très variable; les cellules sont souvent métaboliques (c'est-à-dire capables de changer constamment de forme), parfois elles sont logées dans une coque percée d'un trou par où sort le flagelle (*Trachelomonas*).

**Bibliographie.** — Dangeard (P. A.), Recherches sur les Euglénien, 1902; Lemmermann, Euglenine, Süsswasserflora, Heft 2. 1913; Deflandre, Monographie du genre *Trachelomonas*, 1926; Deflandre, *Strombomonas*, nouveau genre d'Euglénacées, 1930; Delage et Hérouard, loc. cit.

**Récolte.** — Les Euglénien se rencontrent dans la plupart des récoltes, mais affectionnent particulièrement les eaux chargées de matières organiques. Les Euglènes (*Euglena*) verdissent souvent la terre mouillée ou humide près des fumiers, ou produisent parfois des fleurs d'eau, épaisse couche colorée à la surface des mares ou étangs. Le plancton des étangs, des fleuves contient aussi souvent des Euglénien.

**Technique.** — Méthode générale. Méthode à la nigrosine (v. Infusoires). (Dans cette méthode, il est bon, parfois, pour les Euglènes, d'ajouter à la goutte, avant l'étalement, une trace de formol — une gouttelette grosse comme une tête d'épingle — afin d'empêcher les Euglènes de se mettre en boule au moment de la dessiccation). On peut aussi faire des frottis secs, fixer alcool absolu, colorer hémalum-éosine. La forme générale est parfois bien conservée et on voit les noyaux. La méthode donnée plus haut pour le montage des Rhizopodes testacés peut s'appliquer ici aux *Trachelomonas*.

# PHYTOMONADINES OU VOLVOCALLES

(Planches L, 66 et 67)

**Caractères.** — Rarement un, plus souvent deux ou quatre flagelles égaux, à un pôle de la cellule. Membrane lisse la plupart du temps. Chromatophores verts (chlorophylle) tapissant souvent la base ou les parois des cellules. Stigma. Cellules parfois réunies en colonies tabulaires (*Gonium*) ou sphériques (*Eudorina*, *Volvox*).

**Bibliographie.** — P.-A. Dangeard (in Le Botaniste, passim); Pascher, *Phytomonadina*, Süsswasserflora, Heft 4, 1927.

**Récolte.** — Méthodes générales. Les Phytomonadines se rencontrent plus souvent que tous les autres flagellés dans les collections d'eau temporaires, flaques, fossés, etc., qu'elles colorent d'un beau vert, surtout au printemps.

**Technique.** — Méthode générale. Pour voir facilement les flagelles : méthode à la nigrosine.

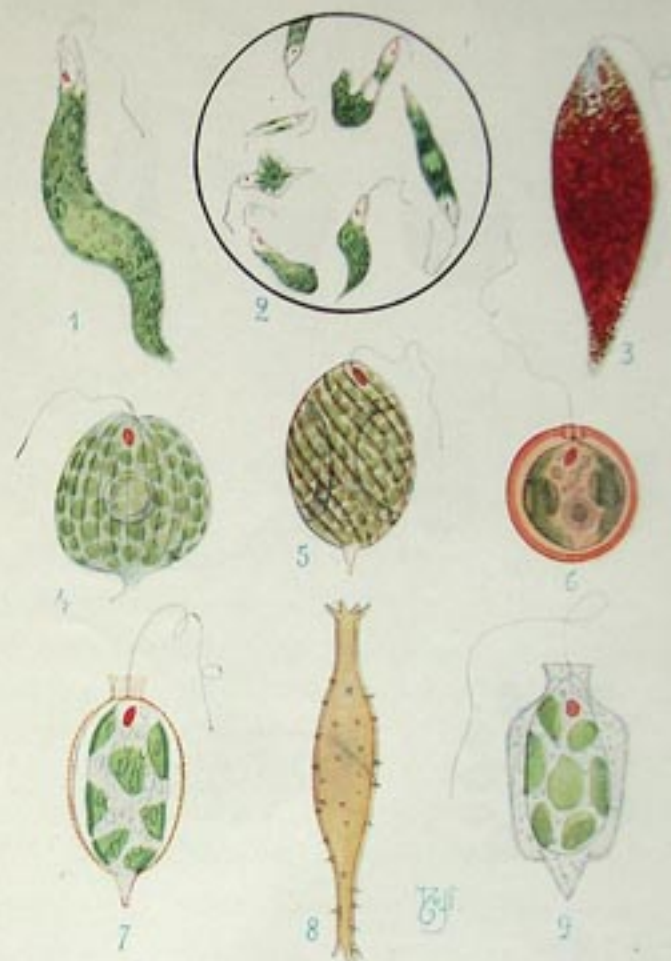


Planche K

EUGLÉNIENS

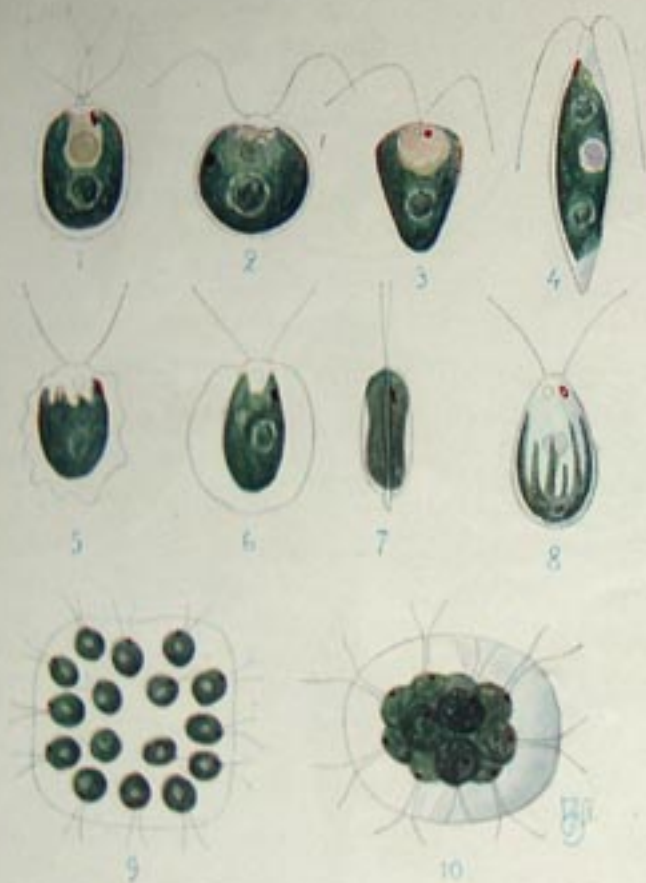
- 1, *Euglena intermedia* (Klebs) Schmitz, 120/135  $\mu$ ;
- 2, diverses espèces d'Euglènes, en métabolie;
- 3, *Euglena sanguinea* Ehrenberg, 33/120  $\mu$ ;
- 4, *Phacus pleuronectes* (O. F. M.) Dujardin, 45/30  $\mu$ ;
- 5, *Crumenula ovum* (Ehrenb.) da Cunha, 30/38  $\mu$ ;
- 6, *Trachelomonas volvocina* Ehr., 6/32  $\mu$ ;
- 7, *Trachelomonas bernardinensis* V. Vischer (la membrane de la coque est vue seulement en coupe optique), 34/43  $\mu$ ;
- 8, *Trachelomonas* (*Magdalenomonas*) *magdaleniana* Deflandre, coque seule, 81/94  $\mu$ ;
- 9, *Strombomonas Vermonti* Deflandre, 26/37  $\mu$ .

(Voir page 238.)



EUGLÉNIENS





PHYTOMONADINES

## Planche L

## PHYTOMONADINES

- 1, *Carteria Klebsii* (Dangeard) Francé, 15/35  $\mu$ ;
- 2, *Chlamydomonas Pertyl* Gorosch., 22/40  $\mu$ ;
- 3, *Chlamydomonas conica* Dangeard, 20  $\mu$ ;
- 4, *Chlorogonium elongatum* Dangeard, 20/45  $\mu$ ;
- 5, *Lobomonas bernardinensis* Chodat, 3/10  $\mu$ ;
- 6 et 7, *Pteromonas a-gulosa* Lemmermann, 13/17  $\mu$  (6, vue frontale; 7, vue latérale);
- 8, *Chlamydomonas polydactyla* Chodat, 14/18  $\mu$ ;
- 9, *Gonium pectorale* Müller, colonie de 60/90  $\mu$ ;
- 10, *Pandorina morum* (Müller) Bory, colonie de 100/250  $\mu$  (la gelée est souvent moins abondante que nous ne l'avons représentée ici).

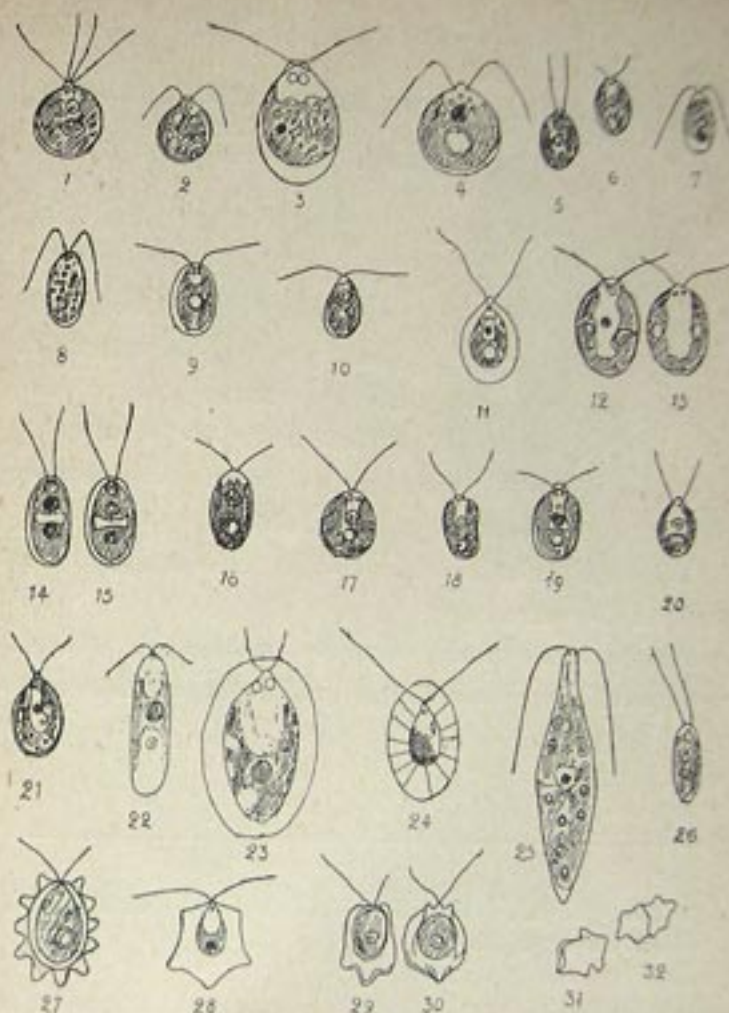
(Voir page 239.)



Planche 66

PHYTOMONADINES

- 1, *Carteria multifilis* Dill., 16  $\mu$ ;
- 2, 3, *Chlamydomonas reticulata* Goroschankin, 14/36  $\mu$ ;
- 4, *Chl. globulosa* Perty, 30  $\mu$ ;
- 5, 6, *Chl. stellata* Dill., 20  $\mu$ ;
- 7, *Chl. Kuteinikowii* Gorosch., 18  $\mu$ ;
- 8, *Chl. Steinii* Gorosch., 24  $\mu$ ;
- 9, *Chl. intermedia* Chodat, 20  $\mu$ ;
- 10, *Chl. Ehrenbergii* Gorosch., 14/26  $\mu$ ;
- 11, *Chl. gloeocystiformis* Dill., 20  $\mu$ ;
- 12, 13, *Chl. longistigma* Dill., 25/35  $\mu$ ;
- 14, 15, *Chl. pertusa* Chodat, 12/20  $\mu$ ;
- 16, *Chl. Steinii* (voir 8);
- 17, *Chl. Reinhardi* Dangeard, 22  $\mu$ ;
- 18, *Chl. pyriformis* Dill., 18/24  $\mu$ ;
- 19, *Chl. de Baryana* Gorosch., 12/20  $\mu$ ;
- 20, *Chl. angulosa* Dill., 20  $\mu$ ;
- 21, *Chl. paritaria* Dill., 16/18  $\mu$ ;
- 22, *Chl. cylindrica* Chodat, 17/29  $\mu$ ;
- 23, *Chl. pteromonoides* Chodat, 25  $\mu$ ;
- 24, *Sphaerella lacustris* Witttr., 8/30  $\mu$ ;
- 25, *Chlorogonium euchlorum* Ehrenberg, 25/70  $\mu$ ;
- 26, *Chlamydomonas sylvicola* Chodat, 13  $\mu$ ;
- 27, *Lobomonas stellata* Chodat, 12  $\mu$ ;
- 28, *Pteromonas Chodati* Lemmermann;
- 29 à 32, *Pteromonas sinuosa* Chodat, 31, 32, en vue apicale.  
(D'après Chodat.)  
(Voir aussi fig. 27, Pl. 68.)



Phytomonadines.



FLAGELLÉS NON PIGMENTÉS (INCOLORES)

(Planche 68)

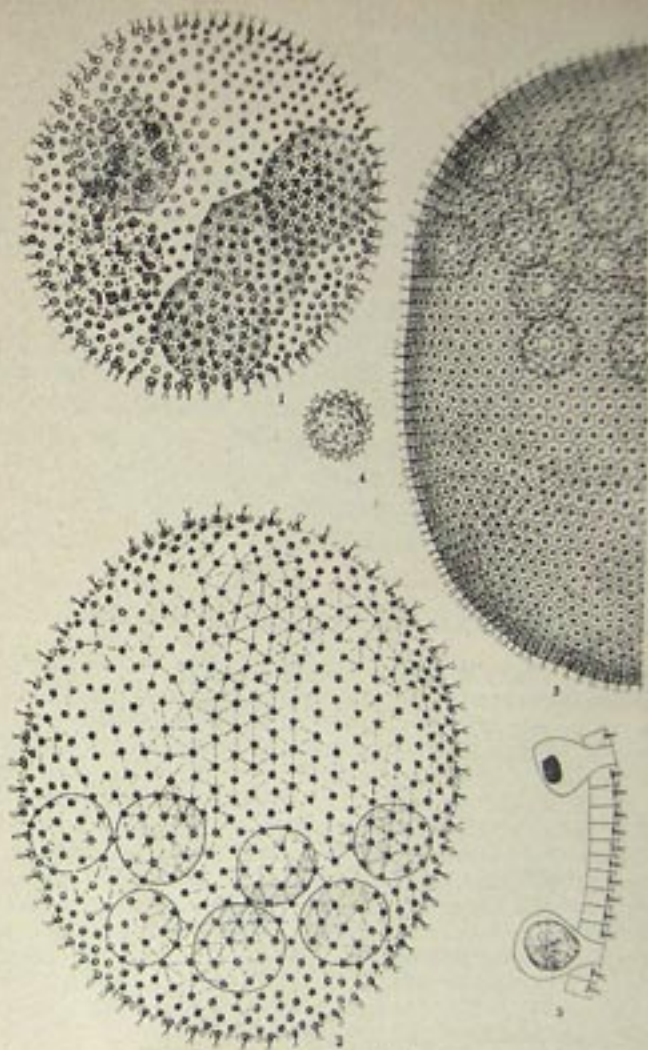
Il faut distinguer ici :

1° Les Flagellés appartenant aux familles précédentes et qui ont perdu leurs chromatophores, soit temporairement (vie dans un milieu chargé de matières organiques), soit définitivement (adaptation totale à un mode de nutrition différent) (voir dans les légendes des planches les formes incolores qui y sont signalées).

2° Les Flagellés qui sont toujours incolores appartenant aux familles suivantes :

A. *Pantostomatines*, corps ressemblant aux Amibes, avec pseudopodes susceptibles de saisir les particules nutritives (ex. *Mastigamoeba*).

Pl. 67. — PHYTOMONADINES. — 1, *Volvox mononac* G.-M. Smith, 50/350  $\mu$ ;  
2, *Volvox aureus* Ehr., 200/680  $\mu$ ;  
3 à 5, *Volvox globator* L., 400/800  $\mu$  (4 : zygote). (D'après G.-M. Smith.)



Phytomonadines : Volvox.



B. *Protomastigines*, sans pseudopodes, à nutrition saprophytique (alors sans bouche !) ou à nutrition animale (avec une seule bouche à un endroit fixe du corps) (ex. *Oicomonas*).

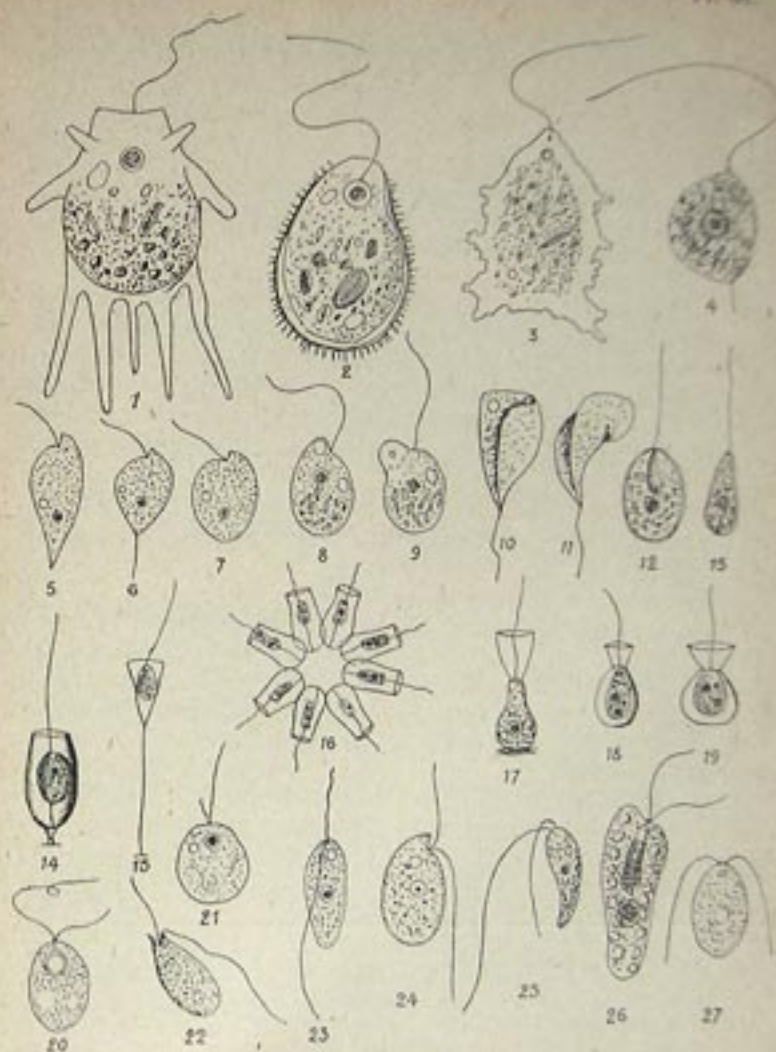
C. *Distomatines*, semblables aux précédents, mais avec deux bouches arrangées symétriquement, et groupes de jouets également symétriques. Ces deux dernières familles comptent beaucoup de formes parasites, dont certaines ont été vues plus haut.

**Bibliographie.** — Delage et Hérouard, loc. cit.; Lemmermann, Süßwasserflora, Heft 1, 1913.

**Récolte.** — Les Flagellés incolores sont pour la plupart des habitants des eaux fortement souillées de matières organiques. Ils se développent souvent dans les cultures putréfiées, et alors en quantités prodigieuses.

**Technique.** — Méthode générale, méthode à la nigrosine ou encore méthode des frottis secs. Examiner à l'immersion.

Pl. 68. — **FLAGELLÉS INCOLORES.** — 1, *Mastigamoeba auriculata* Penard, 25  $\mu$  sans pseudopodes; 2, *Mastigamoeba spicata* (Penard) Lemm.; 3, *Mastigamoeba socialis* Penard, 40/50  $\mu$ ; 4, *Cercobodo Alexeieffii* Lemm., 10  $\mu$ ; 5 à 7, *Oicomonas socialis* Morot, 10/15  $\mu$ ; 8, 9, *Oicomonas termo* (Ehr.) S. Kent, 5/9  $\mu$ ; 10, 11, *Ancyromonas contorta* (Klebs) Lemm., 6/7  $\mu$ ; 12, 13, *Thylacomonas compressa* Schew., 22  $\mu$ ; 14, *Bicoeca conica* Lemm., 18  $\mu$ ; 15, *Bicoeca socialis* Lauterborn, 10/12  $\mu$ ; 16, *Monosiga ovata* S. Kent.; 17, *Lagenoeca ovata* Lemm., 15  $\mu$ ; 18, *L. globulosa* Francé, 10  $\mu$ ; 19, *Monas Dangeardii* Lemm., 12  $\mu$ ; 20, *Monas vulgaris* (Cienk.) Benn., 12  $\mu$ ; 21, *Bodo saltans* Ehr., 21  $\mu$ ; 22, *Bodo obovatus* Lemm., 16  $\mu$ ; 23, *Bodo edax* Klebs, 15  $\mu$ ; 24, *Bodo putrinus* (Stokes) Lemm., 8  $\mu$ ; 25, *Chilomonas paramaccium* Ehr., 20/40  $\mu$  (Cryptomonadine!); 26, *Polytoma uvela* Ehr., 15/30  $\mu$  (Phytomonadine!).



Flagellés incolores.



# INFUSOIRES CILIÉS

(Planches 69 à 73)

**Caractères.** — Ils sont pourvus de cils, organes locomoteurs, répartis de manières très diverses; on trouve toujours au moins deux noyaux, un gros et un petit (micro-nucléus). Les cils sont souvent courts, parfois agglutinés en touffes donnant l'apparence de gros cils (cirrhes). Généralement incolores, les Infusoires ciliés peuvent être teintés de rose, de bleu, de brun, ou paraître entièrement verts par suite de la présence dans leur corps même, de petites algues vertes (*Zoochlorelles*) qui vivent en communauté avec l'Infusoire (*Paramœcium bursaria* par exemple).

D'après la disposition des cils on divise les Infusoires ciliés en familles dont les principales sont :

- 1° *Holotriches*, cils fins et courts sur tout le corps, région buccale non spiralée (exemple *Paramœcium*);
- 2° *Hétérotriches*, cils sur tout le corps; de la bouche part une série spiralée de forts cils (exemple *Spirostomum*);
- 3° *Oligotriches*, à revêtement ciliaire très réduit; le plus souvent la série de forts cils en spirale de la bouche existe seule; pas de différenciation de faces dorsale et ventrale (exemple *Halteria*);
- 4° *Hypotriches*, corps plat, avec face dorsale bombée, face ventrale aplatie, munie de forts cils (cirrhes) (exemple *Stylonichia*);

Pl. 69. — INFUSOIRES CILIÉS. — 1, *Paramœcium aurelia* Mûll., 70/300  $\mu$ ; 2, *Chilodon cucullulus* Mûll., 50/300  $\mu$ ; 3, *Paramœcium aurelia*, en division; 4, *Colpidium colpoda* O. F. M., 50  $\mu$ ; 5, *Euplotes charon* Mûll., 40/80  $\mu$ . Microphotographies originales, d'après des préparations à la nigrosine.



Infusoires ciliés.



3° *Périthriches*, cils réduits à une rangée spiralée antérieure, conduisant à la bouche (parfois cependant avec une couronne postérieure de cils) (exemple *Vorticella*).

Les Infusoires ciliés ont une bouche et avalent leur nourriture (autres Infusoires, flagellés, algues, bactéries, etc.), qui est digérée dans des vacuoles digestives.

**Bibliographie.** — Delage et Hérouard, loc. cit.; Robert, loc. cit.; Penard, Etudes sur les Infusoires d'eau douce, 1922; Lepszi, Die Infusorien des Süßwassers und Meeres, 1927 (Clef de détermination, 551 figures); Kahl, Die freilebenden und ectocommensalen Infusorien, Dahl's Tierwelt (En cours de publication, 1930-1932).

**Pl. 70. — INFUSOIRES CILIÉS.** — 1, *Holophrya sulcata* Penard, 60  $\mu$ ; 2, *Holophrya truncata* Kahl, 30  $\mu$ ; 3, *Urotricha gracilis* Penard, 55/65  $\mu$ ; 4, *Urotricha parvula* Penard, 20  $\mu$ ; 5, *Urotricha hyalina* Smith, 40  $\mu$ ; 6, *Pseudoprorodon niveus* Ehrenberg, 350  $\mu$ ; 7, *Enchelys gasterosteus* Kahl, 30/50  $\mu$ ; 8, *Chaetia elongata* Batschli, 150  $\mu$ ; 9, *Prorodon discolor* (Ehr.) Blochmann, 80  $\mu$ ; 10, *Rhagadostoma nudicaudata* Kahl, 65  $\mu$ ; 11, *Lagynophrya mutans* Kahl, 70  $\mu$ ; 12, *Lagynophrya simplex* Kahl, 40  $\mu$ ; 13, *Lacrymaria coronata* Clap. et Lachm., 150  $\mu$ ; 14, *Lacrymaria minima* Kahl, 50  $\mu$ ; 15, *Lacrymaria patrina* Kahl, 120  $\mu$ ; 16, 17, *Lacrymaria olor* (Möller) Ehrenberg, corps : 40 à 100  $\mu$  jusqu'à 1.200  $\mu$  avec le col, fig. 16, à l'état d'extension normale, 17, rétracté; 18, *Lacrymaria cirrifera* Penard, 80  $\mu$ ; 19, *Trachelophyllum apiculatum* (Perty) Clap. et Lachm., 125/280  $\mu$ ; 20, *Ilecnema simplex* Penard, 180  $\mu$ ; 21, *Didinium nasutum* (O. F. M.) Stein, 80/110  $\mu$ ; 22, *Spathidium Lieberkühni* Batschli, 150  $\mu$ ; 23, *Spathidium spathula* Müller, 100/300  $\mu$ ; 24, *Sionotus lamella* (Ehr.) Schewiakoff, 35/100  $\mu$ ; 25, *Lionotus (Dileptus) anser* Müller, 800/1.000  $\mu$ .



Infusoires ciliés.



**Récolte.** — Les Infusoires ciliés se rencontrent dans toutes les eaux, ainsi que sur les mousses humides. Il s'en trouve abondamment, dans la saison chaude, dans l'eau des vases où l'on conserve des fleurs sans changer le liquide. On en obtient facilement en laissant pourrir dans l'eau, des végétaux, par exemple du foin, de la salade, etc., ce que les anciens appelaient improprement « infusion », et qui a donné le nom aux Infusoires. Les récoltes faites dans les mares montrent généralement un grand développement des Infusoires ciliés au début de leur putréfaction. Des espèces diverses peuvent se succéder dans la même culture, en prédominant tour à tour. Prélever en surface ainsi que vers le fond des vases, où les espèces se rassemblent souvent.

**Pl. 71. — INFUSOIRES CILIÉS.** — 1, *Loxophyllum melcagris* Dajardin, 200/700  $\mu$ ; 2, *Loxodes rostrum* (O. F. M.) Ehr., 300/500  $\mu$ ; 3, *Nassula ornata* Ehr., 160/220  $\mu$ ; 4, *Chilodon cucullatus* (O. F. M.) Ehr., 90/150  $\mu$ ; 5, *Leptopharynx costatus* Mermod, 25/40  $\mu$ ; 6, *Uronema sociale* Penard, 33/41  $\mu$ ; 7, *Coleps hirtus* Moll., 45/60  $\mu$ ; 8, *Cinetochilum impatiens* Penard, 19  $\mu$ ; 9, *Glaucoma rubescens* Penard, 100  $\mu$ ; 10, *Colpidium colpoda* (Ehr.) Stein, 100  $\mu$ ; 11, *Frontonia leucas* Ehr., 120/450  $\mu$ ; 12, *Mycterothrix erlangeri* Lauterborn, 50  $\mu$ ; 13, *Microthorax unguilatus* Penard, 25  $\mu$ ; 14, *Epalxis elliptica* Penard, 38  $\mu$ ; 15, *Saprodinium dentatum* Lauterborn, 70  $\mu$ ; 16, *Metopus sigmoides* O. F. M., 100  $\mu$ ; 17, *Metopus spinosus* Kahl, 40/70  $\mu$ ; 18, 19, *Blepharisma lateritia* (Ehr.) Perty, 100/200  $\mu$ ; (18, contracté, 19, étendu); 20, 21, *Spirostomum ambiguum* Ehrenberg, 300 à 2.000  $\mu$  (1) (20, étendu, 21, contracté).



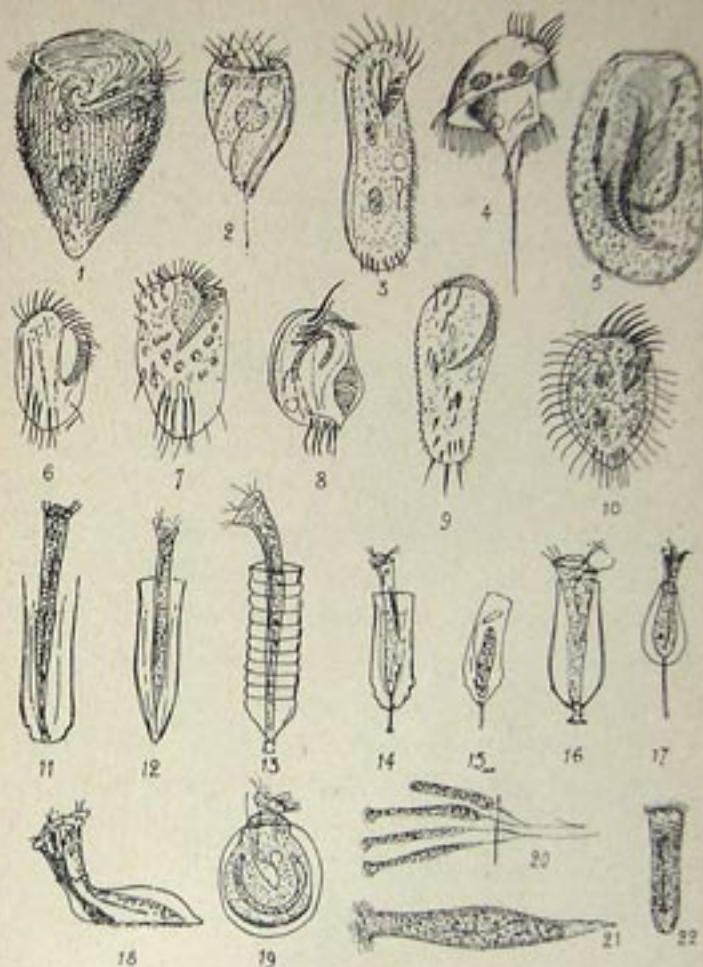
Infusoires ciliés.



Planche 72

INFUSOIRES CILIÉS

- 1, *Stentor niger* Ehr., 230/400  $\mu$ ;
  - 2, *Strobilidium gyrans* (Stokes) Schew., 33/70  $\mu$ ;
  - 3, *Oxytricha ferruginea* Stein, 150  $\mu$ ;
  - 4, *Coenomorpha medusula* Perty, 150  $\mu$ ;
  - 5, *Bursaria truncatella* Clap. et Lachm., 300/1.500  $\mu$  (1);
  - 6, *Euplotes charon* Müll., 40/80  $\mu$ ;
  - 7, *Euplotes patella* Müll., 125  $\mu$ ;
  - 8, *Aspidisca marsupialis* Penard, 30  $\mu$ ;
  - 9, *Stylonichia mytilus* Müll., 100/150  $\mu$ ;
  - 10, *Balladina viridis* Penard, 50  $\mu$ ;
  - 11, *Cothurnia crystallina* Ehr., 200  $\mu$  (cette espèce, comme les quelques suivantes, fig. 12 à 19, vit à l'intérieur d'une logette chitineuse, dont nous indiquons les dimensions);
  - 12, *Cothurnia Kellicottiana* Stokes, 200  $\mu$ ;
  - 13, *Cothurnia lapponum* Penard, 140  $\mu$ ;
  - 14, *Cothurniopsis dionysii* Penard, 100  $\mu$ ;
  - 15, *Cothurniopsis dionysii*, contracté;
  - 16, *Cothurniopsis annulata* Stokes, 60  $\mu$ ;
  - 17, *Cothurniopsis minutissima* Penard, 60  $\mu$ ;
  - 18, *Vaginicola longicollis* (Kent) Batschli, 130  $\mu$ ;
  - 19, *Lagenophrys labiata* Wallengren, 60  $\mu$  (vit sur des petits crustacés du genre *Cypris*);
  - 20 à 22, *Ophrydium versatile* O. F. M. 200/700  $\mu$ ;
  - 20, partie d'une colonie;
  - 21, individu isolé, étendu;
  - 22, individu nageant librement, partiellement contracté.
- (Pl. 70 à 72, orig. et d'ap. Penard et Kahl.)



Infusoires ciliés.



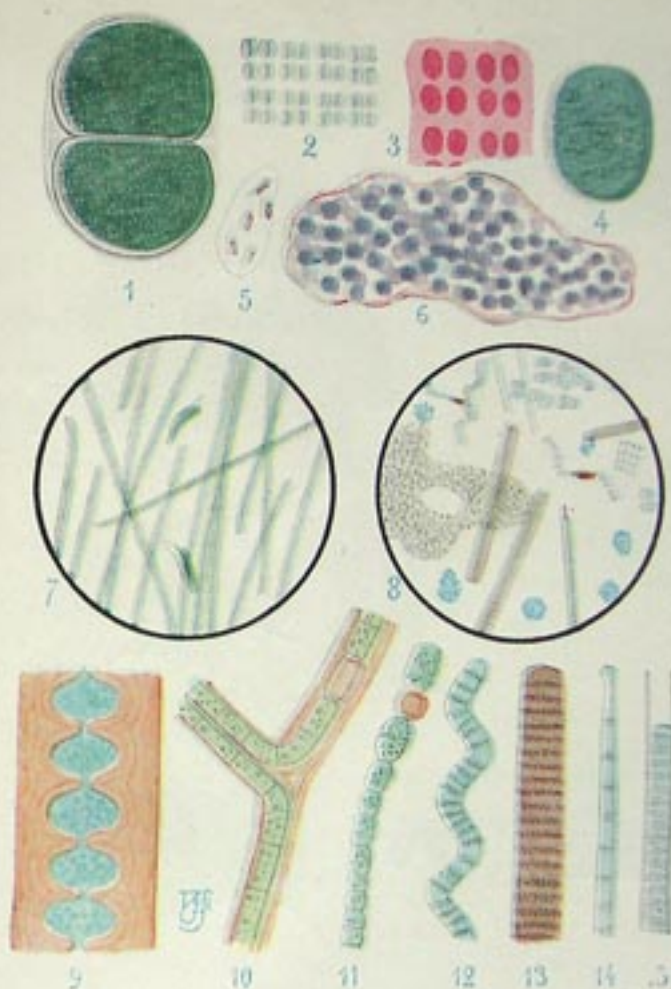
Planche M  
MYXOPHYCÉES

- 1, *Chroococcus giganteus* W. West, 60/70  $\mu$ ;
  - 2, 3, *Merismopedia punctata* Meyen, cell. 2, 5/3, 5  $\mu$ ; (3, coloré à l'éosine et montrant la gelée);
  - 4, *Synechococcus aeruginosus* Nägeli, 8/20  $\mu$ ;
  - 5, *Rhabdoderma lineare* Schmidle et Lauterborn, cell. 6/12  $\mu$ ;
  - 6, *Microcystis flox-aquae* (Wille.) Kirchn., cell. 3/7  $\mu$ ;
  - 7, Aspect d'une récolte d'oscillaires, sur la terre humide, avec deux euglènes;
  - 8, aspect d'une récolte planctonique de myxophycées: *Microcystis*, *Anabaena*, *Chroococcus*, *Merismopedia*, *Coelosphaerium*, *Lyngbia*, *Aphanizomenon*, *Oscillatoria*;
  - 9, *Stigonema ocellatum* (Dillw.) Thuret, larg. 14/50  $\mu$ ;
  - 10, *Scytonema tolypotrichoides* Kütz., larg. 10/15  $\mu$ ;
  - 11, *Anabaena oscillarioides* Bory, larg. 4/6  $\mu$ ;
  - 12, *Spirulina* (*Arthrospira*) *Jenneri* (Stiz.) Geitler, larg. 5/8  $\mu$ ;
  - 13, *Oscillatoria limosa* Ag., larg. 11/22  $\mu$ ;
  - 14, *Oscillatoria splendida* Grev., larg. 2/3  $\mu$ ;
  - 15, *Lyngbia aeruginocerulea* (Kütz.) Gom., larg. 4/6  $\mu$ .
- (Le chiffre 1 manque sur la planche.)

(Voir page 264.)

E. P. N. XXV.

Pl. M.



MYXOPHYCÉES





TÉTRASPORALES ET PROTOCOCCALES

## Planche N

## TÉTRASPORALES ET PROTOCOCCALES

Tétraspore : 1, *Gloeocystis ampla* Kütz. forma, cell. 15  $\mu$ ;

Protococcales : 2, *Tetrastrum heteracanthum* (Nordstedt) Chodat, cell. 4/8  $\mu$ ;

3, 4, *Pediastrum tetras* (Ehr.) Ralfs, cell. 8/29  $\mu$ ;

5, 6, *Ankistrodesmus falcatus* (Corda) Ralfs, 10/60  $\mu$ ;

7, *Pediastrum angulosum* var. *rugosum* Racib., cell. 25  $\mu$ ;

8, *Coelastrum proboscideum* Bohlin, cell. 12/20  $\mu$ ;

9, *Characium ornithocephalum* A. Braun, 25/33  $\mu$ ;

10, *Crucigenia rectangularis* (A. Br.) Gay, cell. 4/6  $\mu$ ;

11, *Scenedesmus falcatus* Chodat, cell. 18/25  $\mu$ ;

12, *Tetraëdron gracile* (Reinsch) Hansgirg, 35/80  $\mu$ ;

13, *Tetraëdron caudatum* (Corda) Hansg., 6/22  $\mu$ ;

14, *Scenedesmus quadricauda* Chodat, cell. 11/15  $\mu$ .

(Voir page 262.)



**Technique.** — 1<sup>o</sup> Méthode générale ; 2<sup>o</sup> Méthode à la nigrosine (Deflandre, 1923). Déposer sur la lame bien propre une petite goutte d'eau contenant le plus possible d'Infusoires. Ajouter avec une petite baguette de verre une très petite goutte d'une solution aqueuse à 10 % de nigrosine à l'eau. Avec une aiguille mélanger intimement les deux liquides, puis étaler le tout de façon à obtenir une mince couche de 2 à 3 centimètres carrés, ou plus s'il le faut. Cette couche doit paraître grise en transparence, d'un gris plus ou moins foncé suivant les espèces à préparer (en général plus foncé avec les grosses espèces). On fait sécher alors la couche liquide le plus vite possible, en éventant rapidement la préparation posée à plat sur une table bien horizontale. Après dessiccation complète, déposer une goutte de baume et la lamelle. La réussite dépend de la quantité de nigrosine ajoutée et de la rapidité de la dessiccation. Quelques essais et tâtonnements suffisent pour acquérir ces notions. Ajoutons que certaines espèces ne supportent pas la dessiccation et éclatent au moment où la dernière trace d'eau s'évapore. D'autres, au contraire, se préparent ainsi admirablement et restent figées dans une attitude tout à fait naturelle, en montrant de nombreux détails de leur cuticule (voir Planche 69).

**Pl. 73. — INFUSOIRES CILIÉS.** — 1, *Vorticella longifilum* Kent.; 2, *V. citrina* Ehr.; 3, *V. Cratera* Kent.; 4, *V. nutans* Müll.; 5, *V. putrinum* Müll.; 6, *V. quadrangularis* Kent.; 7, *V. elongata* Fromentel; 8, *V. hamata* Ehr.; 9, *V. spectabilis* Kent.; 10, *V. monilata* Tatem; 11, *Carchesium polypinum* Ehr.; 12, le même, plus grossi. (D'après Bougon.)



Infusoires ciliés.



INFUSOIRES TENTACULIFÈRES : ACINÉTIENS  
(Planche 74)

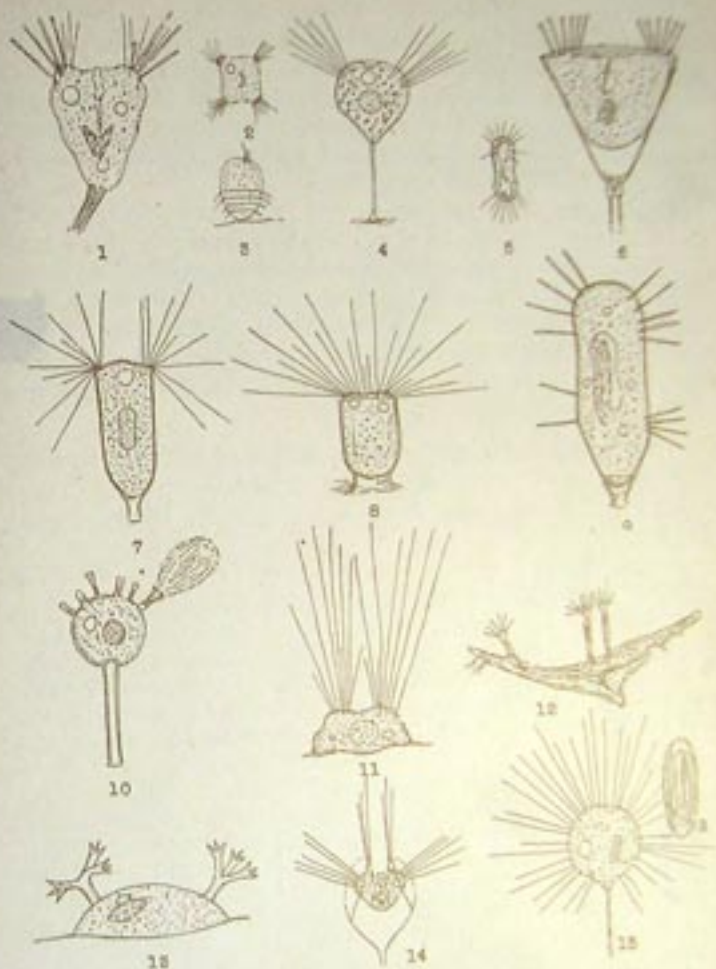
**Caractères.** — A l'état larvaire, ils ressemblent parfaitement à des Ciliés. A l'état adulte, ils sont dépourvus de cils, et portent des prolongements, sorte de bras ou tentacules, qui leur servent pour capturer leur nourriture.

**Bibliographie.** — Delage et Hérouard, loc. cit.; Sand, Etude monographique sur le groupe des Infusoires tentaculifères, 1901; Collin, Etude monographique sur les Acinétiens, 1911-1912; Penard, Etudes sur les Infusoires tentaculifères, 1920.

**Récolte.** — Les Infusoires tentaculifères sont infiniment moins communs que les l. ciliés. On en trouve cependant dans tous les genres de stations, les fossés, mares, étangs, etc., et même les mousses, où on les recueille comme les autres organismes. Un bon nombre vit en ectoparasite à la surface du corps de petits animaux aquatiques.

**Technique.** — Méthode générale. Méthode de Penard (fixation alcool absolu, coloration carmin boraté).

Pl. 74 — INFUSOIRES TENTACULIFÈRES : ACINÉTIENS. — 1 à 3, *Tokophrya quadripartita* (Clap. et Lachm.) Batschli, 60/110  $\mu$ ; 2, vu au dessus; 3, larve ciliée; 4, *Tokophrya gracilipes* Penard, 18/35  $\mu$ ; 5, 6, *Acineta papillifera* Keppen, 100/120  $\mu$  (sans la tige); 5, vu au-dessus; 7, *Petriciella lacustris* Stokes, 100  $\mu$ ; 8, *Solenophrya calyciformis* Penard, 35  $\mu$ ; 9, *Discophrya scyphostyla* Collin, 130  $\mu$ ; 10, *Choanophrya infundibulifera* Hartog, 50  $\mu$ , capturant un petit infusoire; 11, *Trichophrya myriophylli* Penard, 40  $\mu$ ; 12, *Dendrocometes radicans* Ehrenberg (jusqu'à plusieurs mm. l.); 13, *Dendrocometes paradoxus* Stein, 80  $\mu$  (sur les branchies des crevettes d'eau douce, *Gammarus*); 14, *Melacinetia mystacina* Ehr., 50/52  $\mu$  (avec la tige); 15, *Podophrya palmigera* Penard, 50  $\mu$ ; a, le noyau, fortement grossi. (D'après Penard.)



Acinétiens.



## ALGUES D'EAU DOUCE

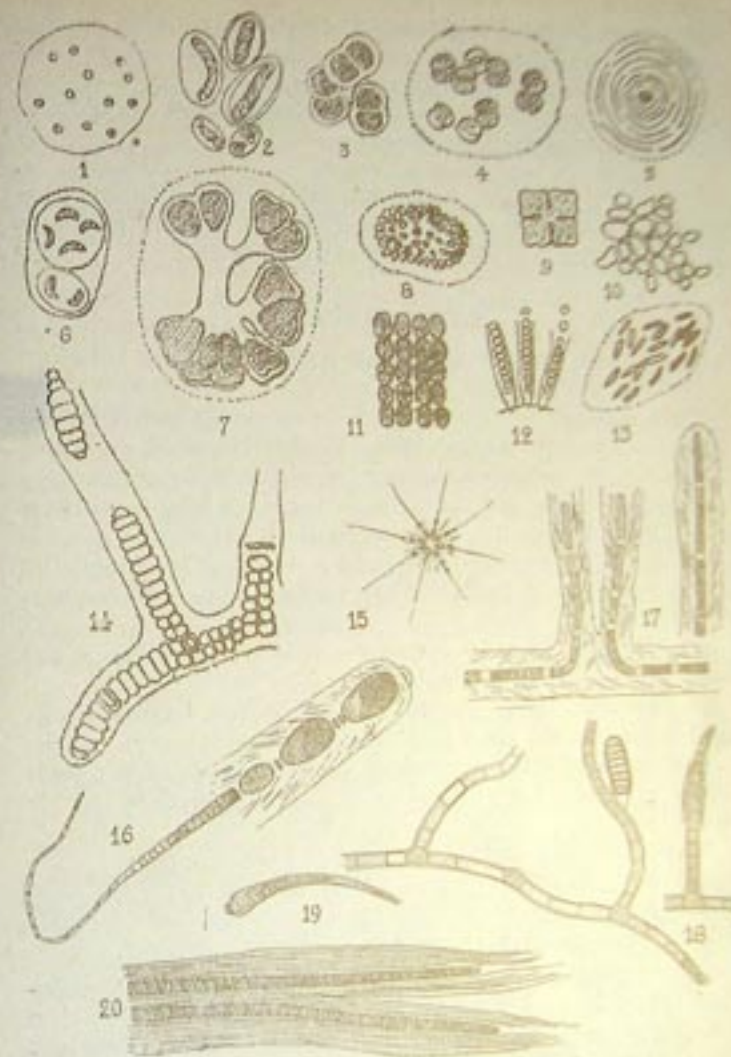
Comme nous l'avons dit, la démarcation entre les Protozoaires vus ci-avant et les Protophytes, dont font partie les Algues d'eau douce, ne peut être faite exactement. Les Zoologistes revendiquent certains groupes (Flagellés pigmentés mobiles) qui sont incontestablement des Algues, auxquelles ils sont reliés par des formes de passage ayant plus ou moins perdu leur motilité.

**Bibliographie générale.** — Comère, Les Algues d'eau douce, loc. cit. Un périodique français, la *Revue Algologique*, s'occupe exclusivement des questions relatives aux Algues d'eau douce et marines. *Revue Algologique*. Vol. I à IV, Paris 1924-1930. Toutes les Algues inférieures (Diatomées comprises) décrites chaque année sont répertoriées dans les *Annales de Protistologie* (Vol. I-III, 1928-1930).

## Classification générale des Algues d'eau douce.

D'après leurs chromatophores et la structure de leurs cellules, on classe les Algues d'eau douce, de la manière la plus simple, en :

**Pl. 75. — MYXOPHYCÉES.** — 1, *Aphanocapsa elachista* W. et G. S. West, cellules 2  $\mu$ ; 2, *Aphanothece muralis* (Tom.) Lemm., cell. 8/12  $\mu$ ; 3, *Chroococcus minutus* (Kg.) Nag., cell. 3/10  $\mu$ ; 4, *Chroococcus limneticus* Lemm., cell. 6/12  $\mu$ ; 5, *Gloeoapsa polydermatica* Kg., 3/4  $\mu$ ; 6, *Gloeothece lunata* W. et G. S. West, cell. 3/6  $\mu$ ; 7, *Gomphosphaeria aponina* Kg., cell. 8/15  $\mu$ ; 8, *Coelosphaerium Naegelianum* Ung., colonie 50/180  $\mu$ ; 9, *Tetrapedia gothica* Reinsch, 20; 10, *Oncobyrsa rivularis* Kg., cell. 3/6  $\mu$ ; 11, *Merismopedia elegans* A. Br., cell. 7/9  $\mu$ ; 12, *Chamaesiphon confervicola* A. Br., long 16/38  $\mu$ ; 13, *Dactylococcopsis raphidioides* Kg., 5/20  $\mu$ ; 14, *Stigonema turfaccuum* Cooke, large 27/36  $\mu$ ; 15, 16, *Gloeothece Le Testui* Frémy, larg. 8/10  $\mu$  (16, filament séparé); 17, *Seylonema pulchrum* Frémy, larg. fil., 15/20  $\mu$ ; 18, *Westiella lanosa* Frémy, larg. 7/8  $\mu$ ; 19, *Calothrix minima* Frémy, long. 100  $\mu$ ; 20, *Schizothrix Bioreti* Frémy, larg. 10  $\mu$  (D'après Frémy et Geitler.)



Myxophycées.



- 1° *Myxophycées* ou Algues bleues;
- 2° *Chlorophycées* ou Algues vertes;
- 3° *Hétérokontes*, vertes également;
- 4° *Phophyres*, algues brunes, auxquelles on a longtemps rattaché les Diatomées;
- 5° *Rhodophycées*, Algues rouges.

Ces deux dernières familles sont beaucoup moins bien représentées en eau douce que dans la mer où elles atteignent leur maximum de développement.

### MYXOPHYCEES

(Planches M et 75)

**Caractères.** — Les Myxophycées (ou Cyanophycées), appelés souvent Algues bleues, se distinguent de toutes les autres Algues par l'absence de noyau délimité par une membrane. Elles sont loin d'être toujours bleues comme le voudrait leur nom. Elles varient au contraire énormément de couleur, ainsi qu'on peut le voir sur la Planche M, mais elles ne sont jamais d'un vert franc comme la chlorophylle.

On distingue trois groupes principaux de familles, d'ailleurs reliés les uns aux autres :

- 1° *Chroococcacées*, plantes unicellulaires, formant souvent des colonies, mais jamais de filaments;
- 2° *Chamaesiphonées*, plantes unicellulaires et toujours fixées, avec une base différenciée, ou bien formant parfois des filaments;
- 3° *Hormogonées*, plantes toujours filamenteuses.

Les déterminations sont difficiles, par suite du très grand nombre d'espèces connues actuellement et aussi par suite du manque d'ouvrages synthétiques complets.

**Bibliographie.** — Gomont, Monographie des Oscillariées, 1892 (épuisé et rare); Bornet et Flahaut, Revision des Nostocacées hétérocystées (épuisé et rare); Geitler, Cyanophyceen, Süßwasserflora, Heft 12, 1925; P. Frémy,

Les Scytonémacées de la France, 1927; P. Frémy, Les Nostocacées de la Normandie, 1929; P. Frémy, Les Rivulariacées de la Normandie, 1927; P. Frémy, Genera et Species des Stigonémacées de la Normandie, 1925; P. Frémy, Les Myxophycées de l'Afrique occidentale française, 1930.

**Récolte.** — Dans toutes les stations aquatiques on rencontre des Myxophycées. La terre humide se recouvre souvent d'un tapis verdâtre ou noirâtre d'Oscillaires (*Oscillatoria*). Les mousses humides, les touffes de sphaignes des tourbières, devront être également visitées. Enfin les sources thermales ont aussi leurs Myxophycées particulières pouvant vivre à des températures relativement élevées.

**Technique.** — Conserver à sec sur du papier ou du mica, ou bien dans l'eau formolée. Monter sans coloration à la gélatine glycinée. On peut aussi laisser sécher sur lame, colorer (par exemple au bleu polychrome) et monter facilement au baume. La méthode à la nigrosine appliquée sur du matériel frais, vivant, permet de mettre en évidence les gaines gélifiées entourant les cellules ou les filaments.

### CHLOROPHYCEES

**Caractères.** — Les Chlorophycées comprennent toutes les Algues vertes, dont les cellules contiennent de la chlorophylle reconnaissable à sa couleur bien franche.

Pratiquement, et pour simplifier, nous diviserons ici les Chlorophycées en deux grands groupes :

- 1° Les *Chlorophycées unicellulaires*, c'est-à-dire dont les cellules sont isolées, parfois en colonies, très exceptionnellement en filaments;
  - 2° Les *Chlorophycées filamenteuses*, dont les cellules sont toujours disposées en filaments de longueur variable.
- Nous laisserons intentionnellement de côté les phéno-



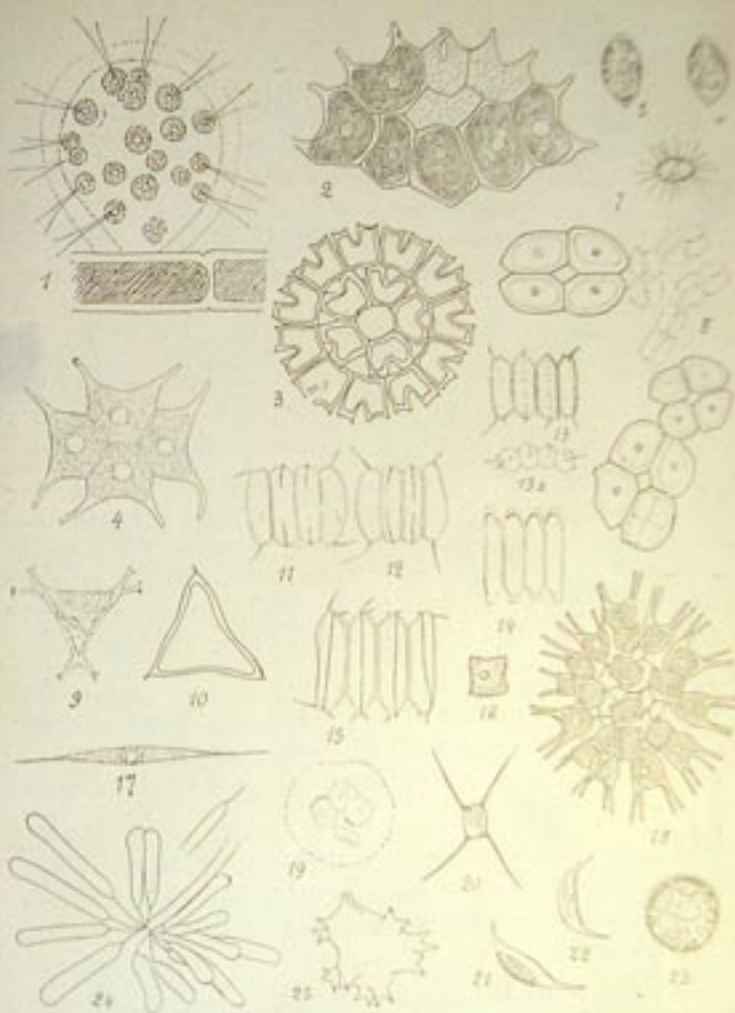
mènes généraux de reproduction chez ces Algues. Leur exposition nous entrainerait en effet beaucoup trop loin. Qu'on sache cependant que c'est sur ces phénomènes que l'on se base pour classer toutes les Algues.

Des Chlorophycées on a détaché les Hétérokontes (voir plus loin), vertes comme elles, mais qui en diffèrent notablement par des caractères importants (par exemple inégalité de longueur des fouets des zoospores, présence d'huile, de carotène).

**Bibliographie générale.** — Comère, les Algues d'eau douce, loc. cit.; West and Fritsch, British freshwater algae, loc. cit.; Migula, Die Grünalgen, 1913; Pascher, Süßwasser-flora, loc. cit.

**Pl. 76. — TÉTRASPORALES ET PROTOCOCCALES.**

Tétraspore : 1, *Apicystis Brauniana* Naeg., cell.  $6/8 \mu$ ; Protococcales : 2, partie d'un coenobite de *Pediastrum Boryanum* (Turp.) Menegh., cell.  $40 \mu$  max.; 3, *Pediastrum biradiatum* Meyen., cell.  $9/21 \mu$ ; 4, *Pediastrum Boryanum* var. *cruciatum* Kg.; 5, 6, *Oocystis solitaria* Wiltz. var. *asymmetrica* (We-t) Printz,  $18/20 \mu$ ; 7, *Chodatella armata* Lemm.,  $12/14 \mu$ ; 8, *Crucigenia apiculata* (Lemm.) Schmidle, cell.  $5/10 \mu$ ; 9, *Tetraedron limnaticum* Borge,  $20 \mu$ ; 10, *Tetraedron trigonum* (Naeg.) Hansg.,  $20/30 \mu$ ; 11, 12, *Scenedesmus armatus* Chodat, cell. long.  $7/14 \mu$ ; 13, *Scenedesmus Lefevrei* Deflandre, cell. long.  $14/18 \mu$ ; 14, *Scenedesmus parisiensis* Chodat, cell. long.  $13/14 \mu$ ; 15, *Scenedesmus brasiliensis* Bohlin, cell. long.  $11/22 \mu$ ; 16, *Tetraedron minimum* (A. Br.) Hansg.,  $6/20 \mu$ ; 17, *Schroederia setigera* Lemm.,  $100/140 \mu$ ; 18, *Sorastrium americanum* (Bohl.) Schmidle, cell.  $7/20 \mu$  (sans les cornes); 19, *Kirchneriella obesa* (W. West) Schmidle, cell.  $6/16 \mu$ ; 20, *Lagerheimia genevensis* Chodat,  $8/10 \mu$  (sans les cornes); 21, 22, *Keratococcus caudatus* (Hans.) Pascher,  $8/28 \mu$ ; 23, *Trochiscus hirta* (Reinsch) Hansg.,  $3/10 \mu$ ; Hétérokontes : 24, *Ophiocytium gracilipes* (A. Br.) Rab.; 25, *Pseudostaurastrum enorme* (Ralfs) Chod.,  $25/45 \mu$ . (D'après Deflandre.)



Protococcales.



**CHLOROPHYCÉES UNICELLULAIRES  
PROTOCOCCALES ET FAMILLES VOISINES**  
(Planches N et 76)

**Caractères.** — Algues vertes unicellulaires (*Tetraëdron*), ou en colonies plus ou moins globuleuses (*Gloeocystis*), ou planes (*Pediastrum*) ou en série linéaire (*Scenedesmus*). Cellules très rarement formées de deux moitiés exactement symétriques munies de chromatophores verts, portant un ou des pyrénoides (amidon), souvent ornées d'appendices, poils, piquants, etc.

**Bibliographie.** — Chodat, Les Algues vertes de la Suisse, 1902 (rare); Brunnthaler, Süßwasserflora, Heft 5 1915; Chodat, « Scenedesmus », Aarau, 1926.

**Récolte.** — Dans toutes stations aquatiques, plus particulièrement celles contenant des matières organiques, mais non en putréfaction. Dans le plancton des étangs, lacs, fleuves, dans toutes les eaux, même assez fortement minéralisées, sur les mousses. L'enduit vert des troncs d'arbres est aussi formé d'Algues vertes (*Pleurococcus*, *Cystococcus*, etc.), appartenant aux Protooccales ou à des familles voisines.

**Technique.** — Fixer au formol ou au Bouin, en en ajoutant de 10 à 20 % au liquide contenant les Algues ou, pour conserver la couleur verte, employer le liquide cupro-acétique suivant :

Eau distillée phéniquée à 1 %	100 gr.
Acide acétique cristallisable	0 gr. 30
Bichlorure de cuivre cristallisé	0 gr. 20
Nitrate de cuivre	0 gr. 20

Les Algues, débarrassées le plus possible d'eau, sont immergées dans ce liquide où elles sont fixées, et où elles

peuvent être conservées indéfiniment, comme d'ailleurs dans le formol ou le Bouin. Passer au liquide glycérolé et monter dans la gélatine glycérolée, par la méthode lente. On peut aussi colorer et monter au baume. La méthode à la nigrosine permet de voir très facilement les appendices, cornes, etc. (par exemple chez les *Scenedesmus*).

**CHLOROPHYCÉES UNICELLULAIRES — DESMIDIÉES**  
(Planches O, 77 et 78)

**Caractères.** — Algues vertes unicellulaires, parfois en filaments (*Hyalotheca*), rarement en colonies (*Cosmoecidium*); cellules formées en principe de deux moitiés symétriques par rapport à un plan médian, souvent marqué lui-même par un étranglement ou une ceinture plus ou moins apparente. Chromatophores de formes diverses supportant les pyrénoides.

**Bibliographie.** — Comère, Les Desmidiées de France, 1901 (épuisé et rare); Migula, Die Desmidiaceen, 1916; West (W. et G. S.) et Carter (N.), British Desmidiaceae (5 vol.). Voir, pour la Bibliographie française récente : Comère, Additions à la Flore des Desmidiées de France, Revue Algologique, II, 1925.

**Récolte.** — Les Desmidiées se rencontrent surtout dans les eaux très peu minéralisées, plutôt acides, des tourbières à sphaignes, des étangs et mares situés sur terrain siliceux. Elles sont beaucoup plus rares sur terrain calcaire où l'on ne rencontre que peu d'espèces. Dans les tourbières, il y a des Desmidiées dans toutes les stations, même peu humides.

**Technique.** — Fixer en ajoutant de 10 à 20 % de formol à la récolte (Méthode classique). Pour conserver la



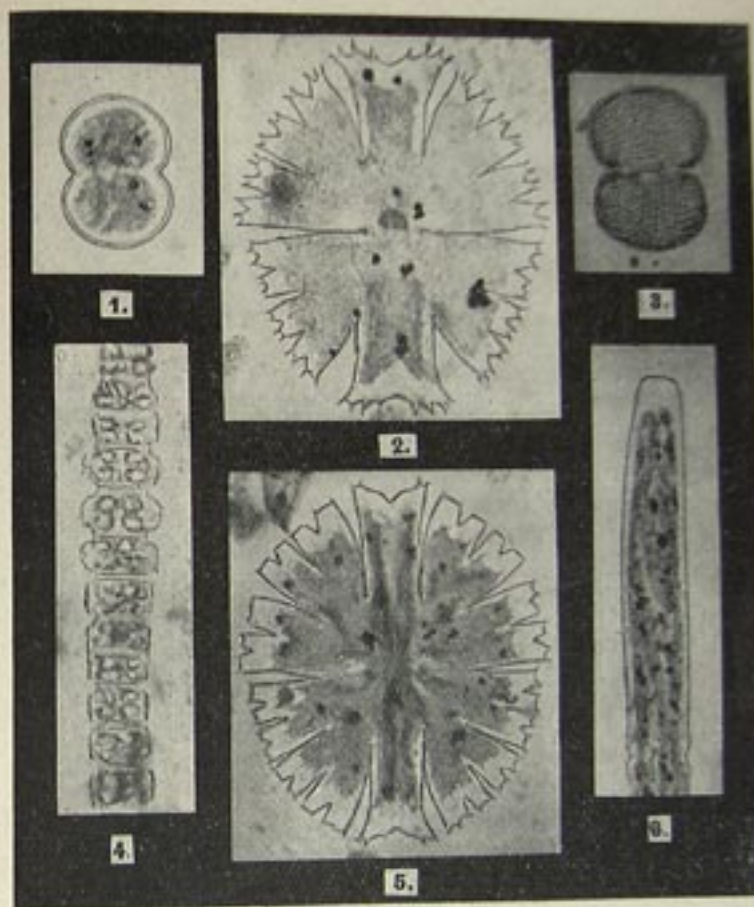
couleur verte, employer le liquide cuprique mentionné plus haut. Si l'on a l'intention de colorer ultérieurement, fixer au mélange chromo-acétique :

Eau. . . . .	400
Acide chromique. . . . .	1
Acide acétique crist. . . . .	4

Laver soigneusement. Colorer à l'hémalum éosine. Passer par les alcools à 70, à 90 absolu (deux fois), et par le xylol. Jusque-là, il n'y a généralement pas ou peu de déformation des cellules. Passer du xylol à une solution très diluée de baume dans le xylol. Laisser évaporer naturellement le xylol, et les Desmidiées passeront ainsi peu à peu dans du baume de plus en plus concentré. Mélanger le baume avec les Desmidiées, déposer une goutte du mélange sur la lame et couvrir. Laisser sécher sans chauffer.

Pour monter à la gélatine glycinée, passer au liquide glycinique. Laisser évaporer l'eau et l'alcool. Remplacer le liquide restant (glycérine) par la gélatine glycinée juste fondue (pas trop chaude.) Mélanger avec les D. et continuer le montage comme ci-dessus. Luter soigneusement.

- Pl. 77. — DESMIDIÉES. — 1, *Cosmarium connatum* Bréb., 70/100  $\mu$ ;  
 2, *Micrasterias apiculata* (Ehr.) Menegh., 220/300;  
 3, *Cosmarium conspersum* Ralfs, 90  $\mu$ ;  
 4, *Desmidium Grevillii* (Kütz.) De Bary, larg. 45/18  $\mu$  (Desmidiée filamenteuse!);  
 5, *Micrasterias rotata* (Grev.) Ralfs, 290/350  $\mu$ ;  
 6, demi-cellule de *Pleurotaenium trabecula* (Ehr.) Naeg., 350/500  $\mu$ .



Desmidiées.



Planche O

DESMIDIÉES

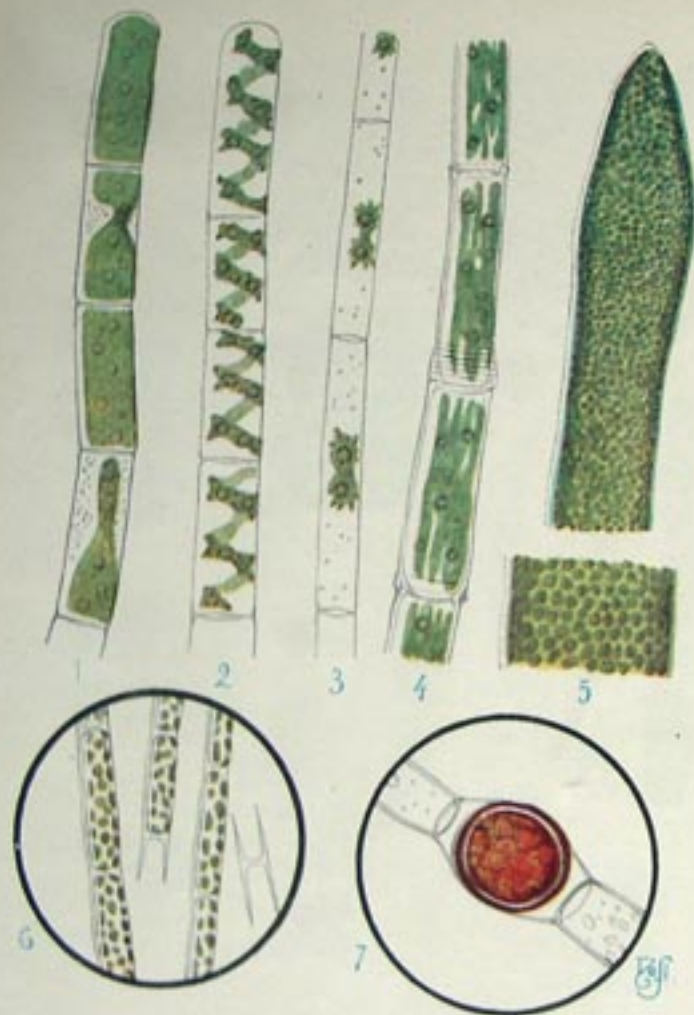
- 1, *Micrasterias rotata* (Grev.) Ralfs, 200/350  $\mu$ ;
  - 2, *Micrasterius cruz melitensis* (Ehr.) Hass., 107/126  $\mu$ ;
  - 3, *Euastrum elegans* (Bréb.) Kg., 20/60  $\mu$ ;
  - 4, *Euastrum oblongum* (Grev.) Ralfs, 138/165  $\mu$ ;
  - 5, *Cosmarium linctum* Ralfs, 10/17  $\mu$ , à droite, membrane vide;
  - 6, *Cosmarium connatum* Bréb., 70/100  $\mu$ ;
  - 7, *Pleurotaenium trabecula* (Ehr.) Naeg., 350/500  $\mu$ ;
  - 8, 9, *Closterium intermedium* Ralfs, 230/450  $\mu$  (à droite membrane vide, montrant les stries);
  - 10, *Closterium moniliferum* (Bory) Ehr., 220/380  $\mu$ ;
  - 11, *Netrium digitus* (Bréb.) Lütken., 250/400  $\mu$ ;
  - 12, *Arthrodesmus convergens* (Ehr.) Ralfs, 35/45  $\mu$ ;
  - 13, *Staurastrum tetracerum* (Kg.) Ralfs, 22/45  $\mu$ ;
  - 14, 15, *Staurastrum cristatum* (Naeg.) Arch., 40/45  $\mu$  (14, vue latérale; 15, vue frontale);
  - 16, *Closterium Dianae* Ehr., 250/350  $\mu$ .
- (Le chiffre 1 de la fig. 12 manque sur la planche.)

(Voir page 269.)



DESMIDIÉES





CHLOROPHYCÉES FILAMENTEUSES

Planche P

CHLOROPHYCÉES FILAMENTEUSES.

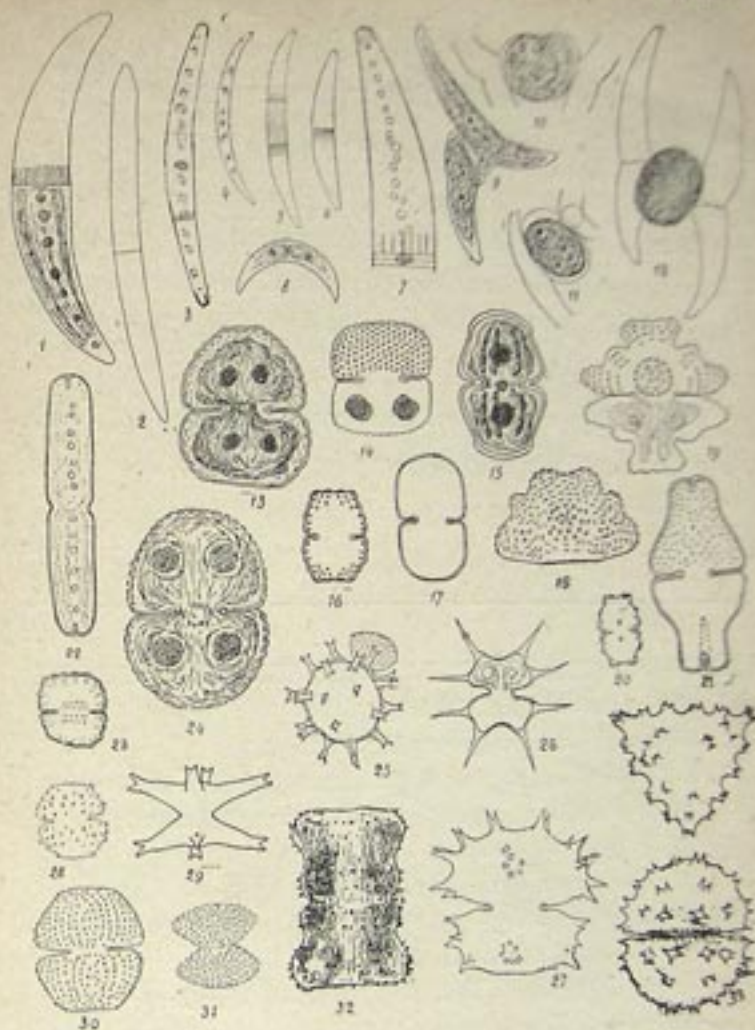
- 1, *Mougeotia*;
- 2, *Spirogyra*;
- 3, *Zygnema*;
- 4, *Oedogonium*;
- 5, *Vaucheria*;
- 6, *Tribonema bombycina* (hétérokonte);
- 7, Spore d'*Oedogonium*.

(Voir page 276.)



Pl. 78. — DESMIDIÉES. — 1, *Closterium malinvernianiforme* Grönbld., 234/285  $\mu$ ; 2, *Closterium acerosum* (Schränk) Ehr., 300/460  $\mu$  (l'extrémité supérieure est anormale); 3, *Closterium Nilsonii* Borge, 100/120  $\mu$ ; 4, *Closterium calosporum* Wittrock, 120  $\mu$ ; 5, *Closterium costatum* Corda var. *Westii* Cushman; 6, 7, *Closterium costatum* Corda var. *multinucleatum* Deflandre, 300/390  $\mu$  (dans les fig. 1, 3, 5 à 7, les stries qui couvrent la membrane en entier, ne sont représentées qu'en partie; dans la fig. 1, les pyrénoides ne figurent que dans la demi-cellule inférieure; les fig. 2, 5, 6, représentent des membranes vides. En s'inspirant de ces indications, on pourra donc se rendre compte de l'état dans lequel se trouvaient les exemplaires figurés dans le reste de la planche); 8, *Closterium Venus* Kg., 50/70  $\mu$ ; 9 à 12, *Closterium Dianae* var. *minus* Ducei.; 9 à 11, conjugaison, puis stades aboutissant à la formation de la zygospore fig. 12; 13, *Cosmarium botrytis* Menegh., 40/90  $\mu$  (la demi-cellule inférieure est anormale); 14, *Cosmarium quadrum* Lundell, 70/80  $\mu$ ; 15, *Cosmarium holmiense* Lund. var. *integrum* Lund., 56/62  $\mu$ ; 16, *Cosmarium Davidsonii* Roy et Biss., 32/34  $\mu$ ; 17, *Cosmarium quadratum* Ralfs, 50/64  $\mu$ ; 18, *Euastrum verrucosum* Ehr. (var.), 80  $\mu$ ; 19, *Euastrum spinulosum* Delp., 70  $\mu$ ; 20, *Euastrum dubium* Naeg., 28/32  $\mu$ ; 21, *Euastrum ansatum* Ralfs, 55/90  $\mu$ ; 22, *Tetmemorus Brebissonii* (Men.) Ralfs, 200  $\mu$ ; 23, *Cosmarium subcrenatum* Hantzsch, 23/36  $\mu$ ; 24, *Cosmarium tetraophthalmum* Bréb., 60/115  $\mu$ ; 25, Zygospore de *Staurastrum Kjellmani* Wille; 26, *Xanthidium impar* (Jacobs. Grönbld) Defl., 76/80  $\mu$ ; 27, *Xanthidium Brebissonii* Ralfs, 70  $\mu$ ; 28, *Staurastrum subscabrum* Ndst., 28/30  $\mu$ ; 29, *Staurastrum brachiatum* Ralfs; 30, *Staurastrum pyramidatum* West, 45  $\mu$ ; 31, *Staurastrum punctulatum* Bréb., 25/30  $\mu$ ; 32, *Staurastrum capitulum* Bréb.; 33, *Staurastrum spongiosum* Bréb., 45/50  $\mu$  (33 a, vue apicale). (D'après Deflandre.)

(Voir aussi Planche 84.)



Desmidiées.



# CHLOROPHYCÉES FILAMENTEUSES

(Planches P, 79 et 80)

**Caractères.** — Algues vertes formant des filaments de longueur variable. Les Chlorophycées filamenteuses appartiennent à plusieurs groupes dont les plus importants sont :

1° Les *Zygnemales*, qui forment avec les *Desmidiées* la famille des *Conjuguées*. Exemple : *Zygnema*, *Mougeotia*, *Spirogyra*;

## Pl. 79. — CHLOROPHYCÉES FILAMENTEUSES.

- 1, *Ulothrix zonata* Kg., 30/40  $\mu$ ;
- 2, *Stigeoclonium subuligerum* Kg., 8/16  $\mu$ ;
- 3, 4, *Chaetophora elegans* (Roth.) Agardh, 6/15  $\mu$  (3, filaments très grossis; 4, aspect à un faible grossissement);
- 5, *Oedogonium undulatum* A. Br., 15/22  $\mu$ ;
- 6, *Oedogonium Reinschii* Roy, 6/9  $\mu$ ;
- 7, *Oedogonium cyathigerum* Wittr., 21/30  $\mu$  (fructification);
- 8, *Cladophora glomerata* L., 22/130  $\mu$ ;
- 9, *Vaucheria geminata* D C., 29/132  $\mu$  (fructification);
- 10, Zoospore de *Vaucheria sessilis* D C. (Les dimensions données concernent les diamètres des filaments.)



Chlorophycées filamenteuses.



2° Les *Microspora*, exemple *Microspora*.

3° Les *Ulothricales*, exemple *Ulothrix zonata*;

4° Les *Siphonales* (ou Siphonées), exemple *Vaucheria*.

**Bibliographie.** — Pascher, *Süsswasserflora*, H. 6, 1914; H. 7, 1921; H. 9, 1913; Petit, *Spirogyra* des Environs de Paris, 1880.

**Récolte.** — Méthodes générales. Les Algues filamenteuses forment très souvent, à la surface des étangs, des mares, des fossés, des flocons verts faciles à récolter.

**Technique.** — Mêmes méthodes de conservation, de fixation et de montage que les Desmidiées.

Pl. 80. — CHLOROPHYCÉES FILAMENTEUSES : SPIROGYRES.

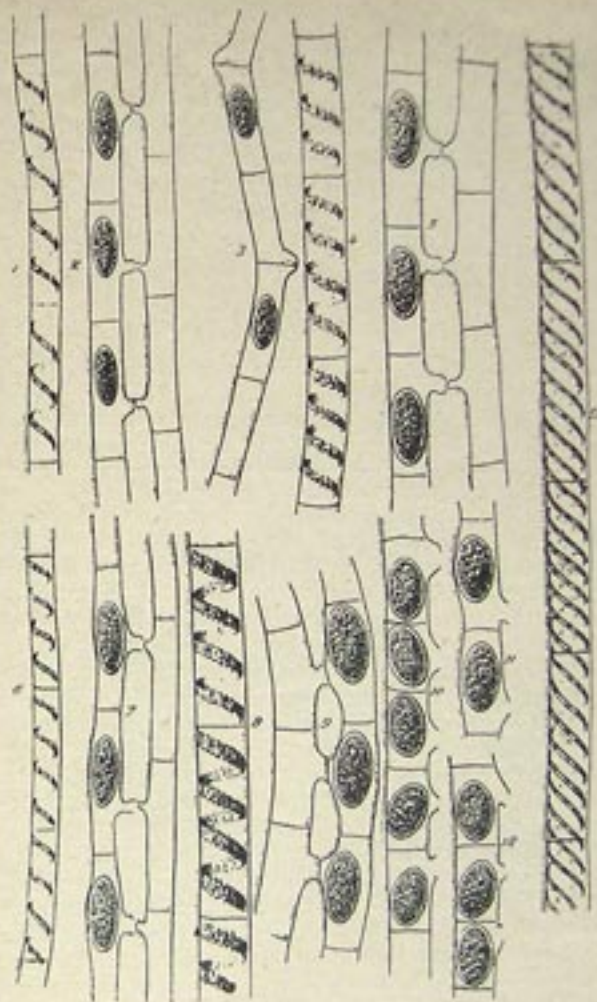
— 1 à 3, *Spirogyra communis* Hass., 20/25  $\mu$ ;

4, 5, *Spirogyra longata* (Vauch.), Kg., 30/36  $\mu$ ;

6, 7, *Spirogyra Jurgensii* Kg., 24/26  $\mu$ ;

8, 12, *Spirogyra porticalis* Mall., 39/48  $\mu$ ;

13, *Spirogyra fluvialilis* Hilse, 36  $\mu$ . (D'après Petit.) (Les dimensions données concernent les diamètres des filaments.)



Spirogyres.



## HÉTÉROKONTES

(Planches P et 81)

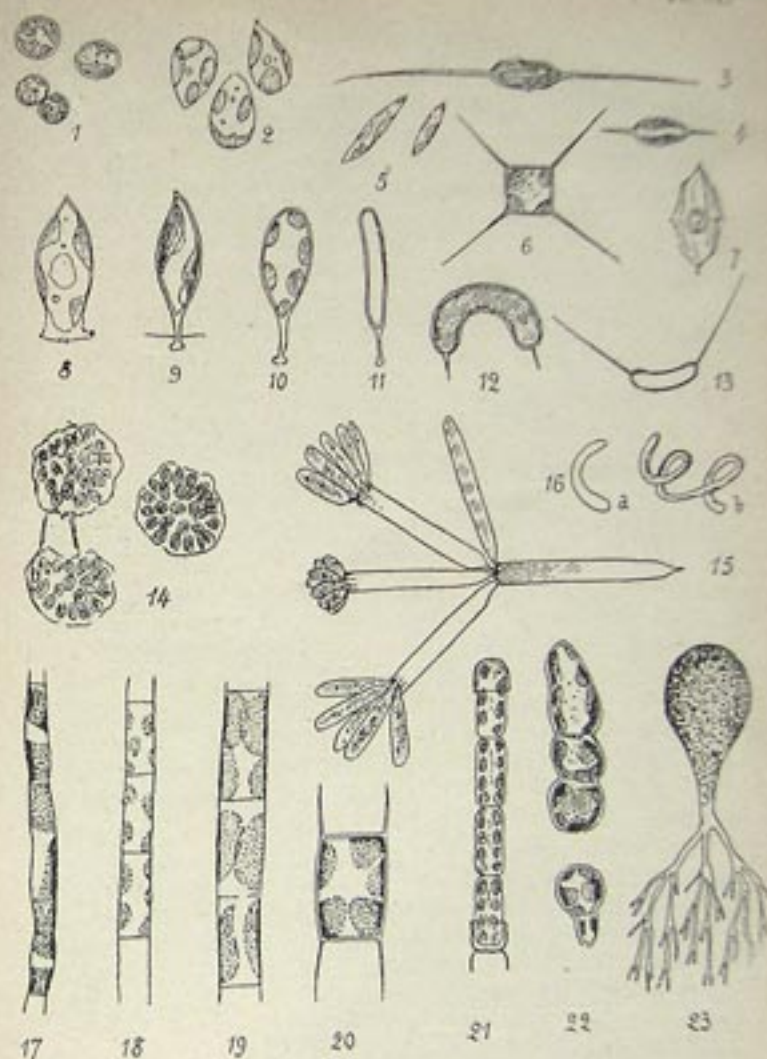
**Caractères.** — Les Hétérokontes sont des Algues très voisines des Chlorophycées dont elles ont souvent la couleur verte, quoique généralement les H. soient d'un vert tirant un peu plus sur le jaune. Les Hétérokontes sont beaucoup moins étudiées que les Chlorophycées. Elles montrent comme ces dernières des formes unicellulaires (*Hétérococcales*, exemple: *Centritractus*) et des formes filamenteuses (*Hétérotrichales*, exemple: *Tribonema*).

**Bibliographie.** — Pascher, Süßwasserflora, Heft 11, 1925.

**Récolte.** — Méthodes générales. Les Hétérokontes se rencontrent en compagnie des autres Algues, surtout dans les eaux acides.

**Technique.** — Mêmes méthodes que pour les Chlorophycées.

**Pl. 81. — HETEROKONTES.** — 1, *Chlorobotrys neglecta* Pascher et Geißler, 7-8  $\mu$ ; 2, *Monodus Chodatii* Pascher, 12/15  $\mu$ ; 3, *Centritractus belonophorus* Lemm., 50/100  $\mu$ ; 4, *Centritractus dubius* Printz, 20  $\mu$ ; 5, *Chlorocloster terrestris* Pascher, 6/15  $\mu$ ; 6, *Pseudotetradon neglectum* Pascher, 7, *Desmatractum bipyramidatum* (Chod.) Pascher (Protococcale et non Hétérokonte, d'après Pascher); 8, *Characiopsis sessilis* Pascher, 20/36  $\mu$ ; 9, *Characiopsis acuta* Borzi, 20/30  $\mu$ ; 10, *Characiopsis tuba* Lemm., 20/30  $\mu$ ; 11, *Characiopsis sublinearis* Pascher, 20/35  $\mu$ ; 12, *Ophiocytium capitatum* Wolle, 15-200  $\mu$ ; 13, le même, var. *longispinum* Lemm.; 14, *Botryococcus Braunii* Kg., cellules 6/10  $\mu$ , colonies 60-100  $\mu$  et plus; 15, *Ophiocytium arbuscula* Rab., 3/7  $\mu$  de large; 16, a, b, *Ophiocytium parvum* (Perly) Br., 4-5  $\mu$  de large; 17, *Tribonema monochloron* Pascher et Geißler, 3  $\mu$  de large; 18, *Tribonema vulgare* Pascher, 7  $\mu$  de large; 19, *Tribonema aequale* Pasch., 5/7  $\mu$  de large; 20, *Tribonema crassum* Pascher, 25  $\mu$ , une cellule d'un filament désarticulé; 21, *Rumilleria sicula* Borzi, 15/20  $\mu$  de large; 22, *Heterococcus viridis* Chod., 6/14  $\mu$ ; 23, *Botrydium granulosum* Grév., jusqu'à 1 m/m 1/2 (voir aussi fig. 24, 25, pl. 76). (D'après Pascher et Deflandre.)



Algues : Hétérokontes.



— 282 —  
RHODOPHYCÉES  
(Planche 82)

**Caractères.** — Algues à chromatophores rougeâtres ou brunâtres (parfois bleutés ou verdâtres) toujours filamenteuses.

**Bibliographie.** — Pascher et Schiller, Süsswasserflora, II, 11, 1923; Hamel, Floridées de France, 1923.

**Récolte.** Les Rhodophycées habitent surtout les eaux courantes, où elles forment des masses très visibles, de couleur généralement fort sombre.

**Technique.** — Méthodes générales. Monter de préférence à la gélatine glycinée.

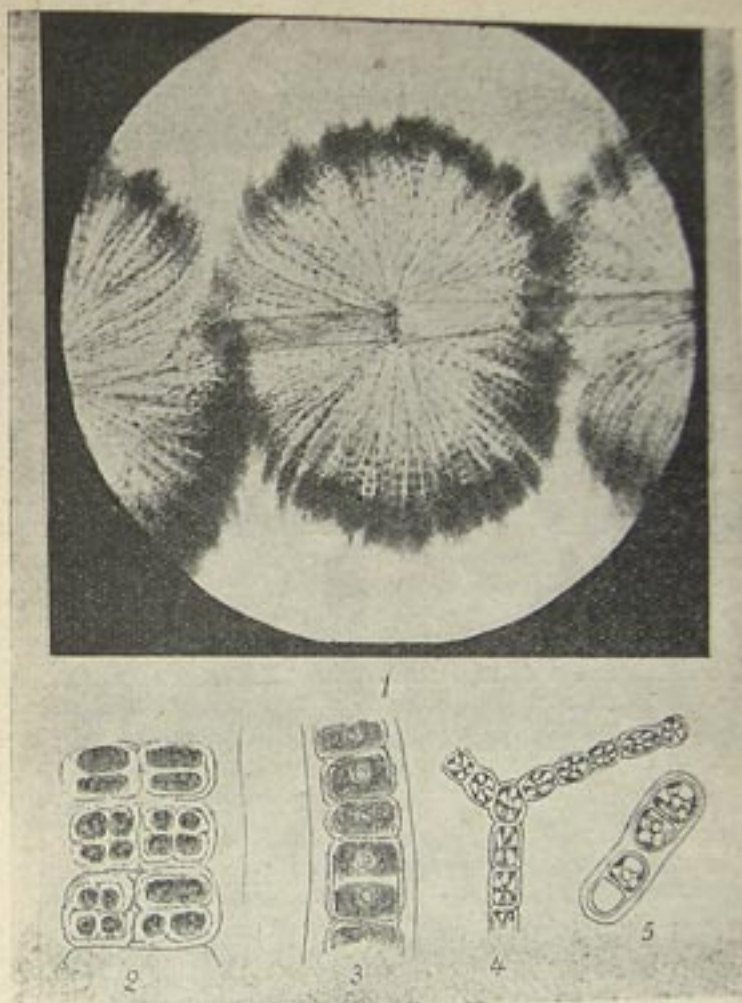
SCHIZOMYCÈTES  
(Planche 83)

Les Schizomycètes comprennent toutes les Bactéries (voir caractères au chapitre Microbiologie). Les eaux douces en renferment une infinité, mais qu'il n'est habituellement pas possible d'étudier autrement qu'en ensemençant des milieux de culture avec les eaux prélevées. C'est ainsi qu'on opère d'ailleurs pour faire une analyse microbiologique d'une eau au point de vue de sa potabilité.

Il est cependant une famille de Bactéries, les Bactéries sulfureuses (Sulfuraires ou *Thiobactéries*), qui se présentent dans certaines circonstances en telle abondance que leur récolte en est facilitée. Ces *Thiobactéries* contiennent dans leurs corps du soufre en très petits granules. On les oppose souvent aux Bactéries vraies (*Eubactéries*) qui, elles, n'en contiennent pas.

**Bibliographie.** — Voir au chapitre Bactériologie, et Bavendamm, Die farblosen und roten Schwefelbakterien des Süß- und Salzwassers, Fischer, Jena, 1924.

Pl. 82. RHODOPHYCÉES. — 1, Partie de *Batrachospermum moniliforme* Roth. (D'après Lefèvre.)  
2, 3, *Rangia atropurpurea* (Roth.) Ag., 13 60  $\mu$  large;  
4, 5, *Asterocystis smaragdina* Reinsch, 6/12  $\mu$ . (D'après Schiller.)



Rhodophycées.

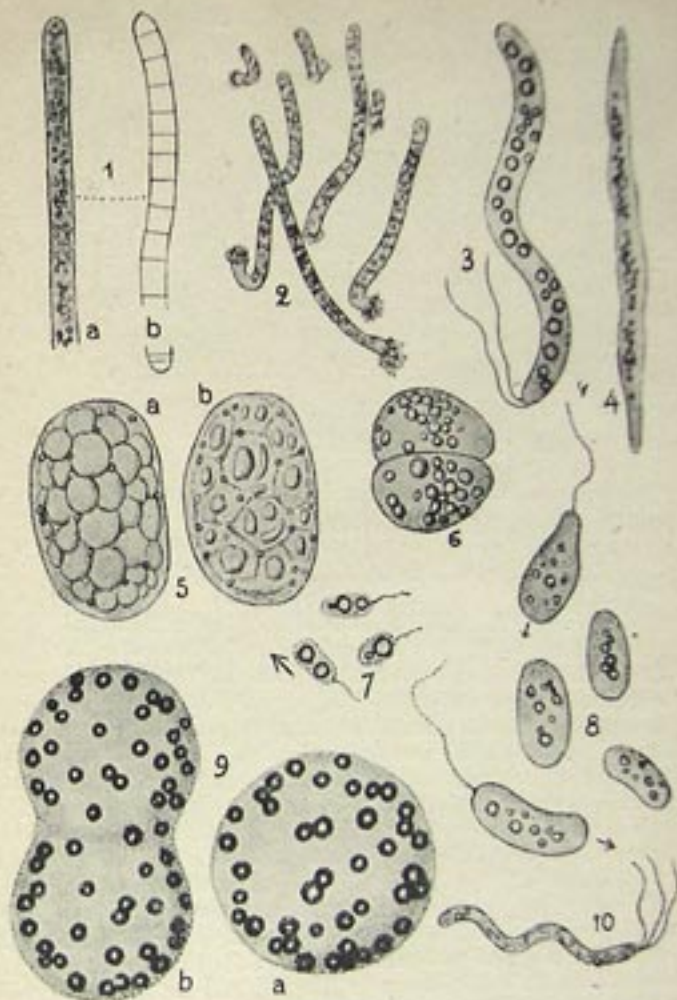


**Habitat.** — On rencontre les Thiobactéries dans les eaux douces et saumâtres. Elles apparaissent souvent en automne, alors que par suite de phénomènes de décomposition des matières organiques, les eaux sont chargées d'une plus ou moins grande quantité d'acide sulfhydrique ( $H^2S$ ). Les sources sulfureuses renferment naturellement des Thiobactéries et c'est là qu'il est le plus commode de s'en procurer. Elles y apparaissent comme des flocons blancs (*Beggiatoa*), dans les endroits calmes, stagnants, ou comme des gazons ras (*Thiothrix*) tapissant les conduites d'eau courante. Certaines Thiobactéries (*Chromatium*, par exemple) sont colorées en rouge, rouge brun, violet, parfois brun-verdâtre. Il ne faut pas confondre ces dernières avec les Chlorobactéries (exempl. *Chlorobacterium*), colorées en vert ou bleu verdâtre, qui ne contiennent pas de soufre et constituent une famille à part, voisine des Myxophycées.

**Technique.** — Les Thiobactéries se décomposent très rapidement. Si l'on ne peut les étudier immédiatement, fixer la récolte aussitôt faite (formol ou Bouin). Monter sans coloration dans la gélatine glycinée, ou appliquer les techniques habituelles de la Bactériologie (voir plus loin), ou encore la méthode à la nigrosine.

**Pl. 83. — SCHIZOMYCÈTES : THIOBACTÉRIES**  
**OU SULFURALES.**

— 1, Filaments de *Beggiatoa alba* (Vaucher) Trev. (900); a, dans une eau riche en  $H^2S$ ; b, dans une eau dépourvue d' $H^2S$ ; 2, *Thiothrix nica* Winog (900); 3, *Thiospira Winogradskii* (Omel.) Wisl. (700); 4, *Rhabdchromatium roseum* (Cohn) Winoh. (450) (rouge pâle!); 5, *Achromatium oxaliferum* Schew. (540); 6, *Thiorulum majus* Huze (855); 7, *Pseudomonas hyalina* Gickl. (710); 8, *Chromatium Okenii* (Ehr.) Perty (1 000), diverses formes des cellules (rouge vineux!); 9, *Thiophysa macrophysa* Nadson (900); b, en division; 10, *Thiospirillum sanguineum* (Ehr.) Winog. (630) (rouge sang) (d'ap. div. aut. in Bavendamm). (Les chiffres entre parenthèses indiquent le grossissement approximatif.)



Thiobactéries.



## CHAMPIGNONS PARASITES DES ALGUES

(Planche 84)

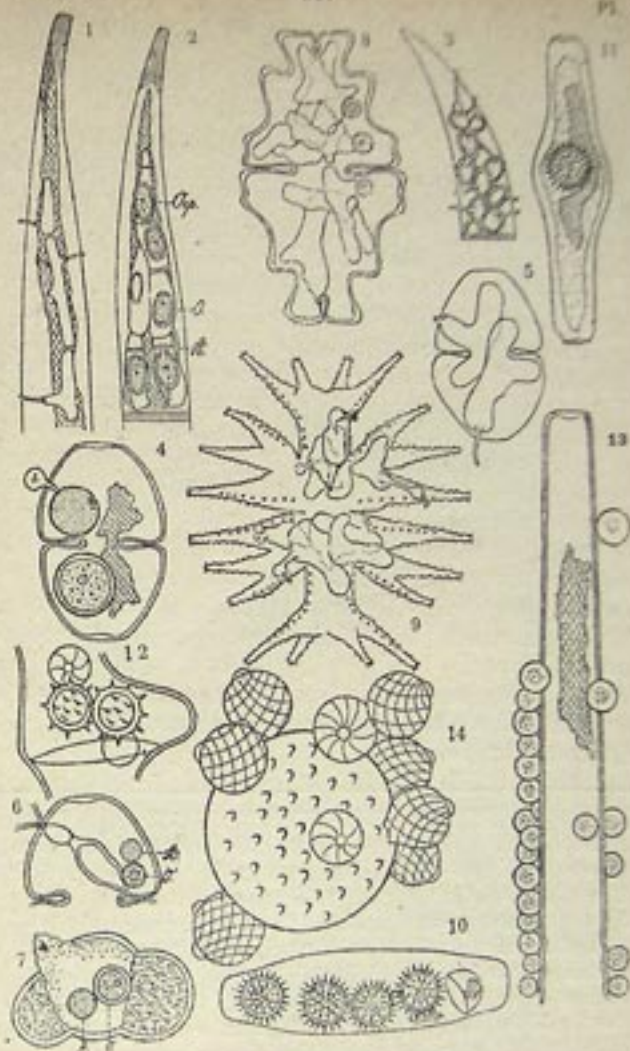
Comme les autres plantes, les Algues ont aussi leurs champignons parasites, qui appartiennent aux familles des Saprolegniées, Chytridiées et Olpidiacées.

Ces parasites, quoique peu rares, ne sont pas extrêmement communs. Ils apparaissent par contre très souvent dans les vieilles cultures d'Algues, même sans y avoir été introduits spécialement. Il est alors très facile de les conserver en transportant des cellules parasitées dans des cultures d'Algues nouvellementensemencées.

**Bibliographie.** — P. A. Dangeard (dans *Le Botanique*, passim); *Revue Algologique*.

**Technique.** — Ces champignons s'étudient d'abord vivants. Monter ensuite à la gélatine glycinée.

**Pl. 84. — CHAMPIGNONS PARASITES DES ALGUES.** — 1, 2, Demi-cellule de *Closterium Delpontii* (Desmidiée), attaquée par *Ancylistes Closterii* (1, filaments végétatifs; 2, reproduction: O, oogone, A, anthéridie, Osp., oospore); 3, *Closterium Dianae*, avec *Olpidium endogenum* A. Br.; 4, 6, *Cosmarium pyramdatum* (Desmidiée), attaqué par *Lagenidium pygmaeum* Zopf (4, Spores; 5, Mycelium; 6, reproduction: A, anthéridie, O, oogone); 7, Pollen de Pin, attaqué par le même *Lagenidium pygmaeum*; 8, *Euastrum humerosum* (Desm.) et 9, *Micrasterias Mahabueshucensis* var. *Wallichi* (Desm.), parasités par *Lagenidium enthiophyllum* (Prings.) Zopf; 11 et 12, Spores épineuses de Saprolegniées parasites de *Netrium digitus* (10) et de *Mougeotia* (11, 12); 13, *Rhizopodium globosum* (A. Br. Schröt.), parasitant *Pleurotaenium trabecula* (Desm.); 14, *Chytridium spec.*, Chytridiée parasite fixée autour d'une zygospore de Desmidiée. (D'après Schulz.)



Champignons parasites des Algues.



# FAUNE ET FLORE MICROSCOPIQUES DE LA MER

## PLANCTON MARIN (Planche 85)

Le plancton marin a une importance biologique beaucoup plus grande que le plancton des eaux douces, aussi a-t-il été bien plus étudié. Le nombre des organismes microscopiques qui peuplent les mers, aussi bien que leur diversité spécifique, dépassent infiniment les bornes de l'imagination la plus féconde. Les planches qui suivent n'en donnent donc qu'une faible idée.

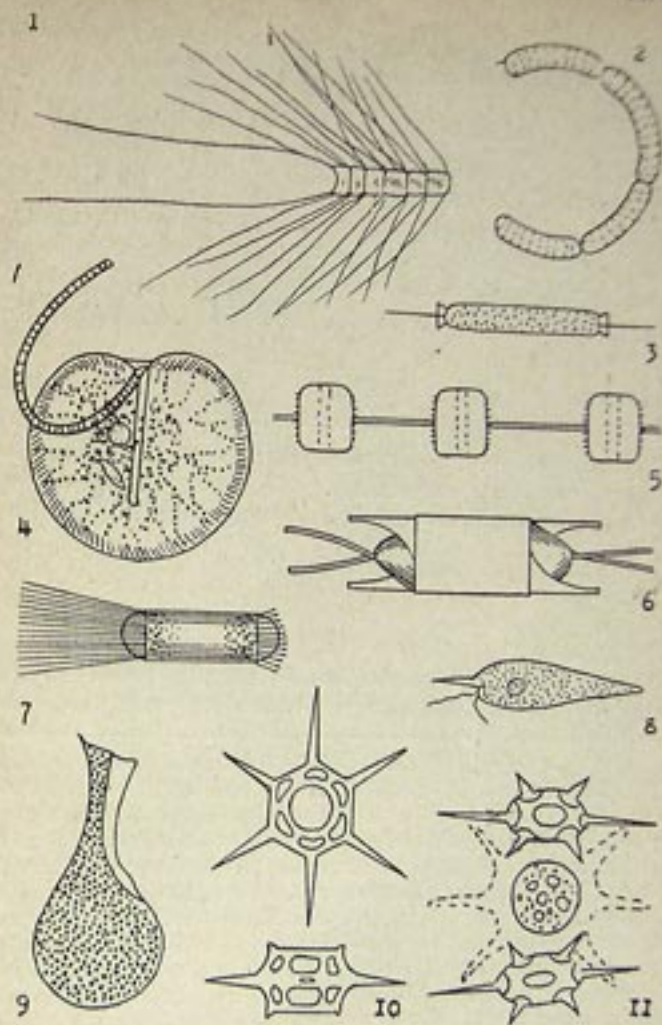
On a inventé de nombreux modèles de filets à plancton (toujours de fine soie), destinés à pêcher verticalement, horizontalement, et à des profondeurs diverses. En outre, on a étudié le plancton filtré à la pompe, dans lequel on a découvert des organismes qui passent à travers les mailles des filets les plus fins.

Le plancton microscopique comprend (outre des Crustacés souvent très abondants) surtout des représentants des quelques groupes dont nous traitons ci-après, avec une prédominance des Diatomées ou des Péridiniens (Dinoflagellates).

Aux groupes purement planctoniques, nous ajouterons les organismes vivant dans la profondeur ainsi que ceux des eaux saumâtres.

### Pl. 85. — TYPES DU PLANCTON MARIN.

1, *Chaetoceros subtilis* Cleve (400) (Diatomée); 2, *Rhizosolenia stoltera folii* Per. (46) (Diatomée); 3, *Ditylum brightwellii* (West) (46) (Diatomée); 4, *Noctiluca scintillans* Macartney (26) (Dinoflagellate produisant la phosphorescence de la mer); 5, *Thalassiosira nordenskiöldi* Cleve (300) (Diatomée); 6, *Biddulphia extensa* Mann. (266) (Diatomée); 7, *Corethron unguiculatum* Comb. (133) (Diatomée); 8, *Prorocentrum gracile* Brandt (533) (Dinoflagellate); 9, *Protocystis tridens* (Haeck.) (266) (Radiolaire); 10, 11, *Distaplia speculum* var. *regularis* Lemm. (533) (Silicoflagellate). (D'après Wailes.)



Plancton marin : Types.



**Bibliographie.** — Joubin, La vie dans les océans. *Annales et Bulletin de l'Institut Océanographique*.

#### RHIZOPODES AMOEBIENS

(Planche Q)

**Caractères.** — Voir Rhizopodes d'eau douce. Les Rhizopodes Amœbiens sont très rares dans le plancton marin. On a décrit, surtout récemment, un certain nombre d'Amibes marines, vivant sur les Algues.

**Bibliographie.** — Schaeffer, *Taxonomy of the Amoeba*, 1926.

**Récolte.** — Les Amibes marines se rencontrent dans les bacs où l'on conserve des Algues marines.

**Technique.** — On ne peut étudier ces Amibes que vivantes, car leurs caractères principaux résident dans leur forme, leur physionomie, leur locomotion.

#### FORAMINIFÈRES

(Planches Q, 86 et 87)

**Caractères.** — Rhizopodes munis de longs et fins pseudopodes se croisant et s'anastomosant, se déployant hors d'une coquille calcaire perforée d'un seul (Monotha-

**Pl. 86. — QUELQUES FORAMINIFÈRES RÉCENTS DES CÔTES DE FRANCE.** — 1, *Nubecularia lucifuga* de Fr.; 2, *Biloculina depressa* d'Orbigny; 3, *Biloculina elongata* d'Orb.; 4, *Sigmoilina celata* Costa; 5, *Triloculina Marionii* Schlumb.; 6, *Triloculina rotunda* d'Orb.; 7, *Quinqueloculina vulgaris* d'Orb.; 8, *Quinqueloculina seminulum* Linné; 9, *Quinqueloculina undulata* d'Orb.; 10, *Quinqueloculina agglutinans* d'Orb.; 11, *Spiroloculina excavata* d'Orb.; 12, *Spiroloculina depressa* d'Orb.; 13, *Spiroloculina inaequilateralis* Schlumb.; 14, *Adelosina bicornis* Walk et Jacob.; 15, *Vertebralis striata* d'Orb.; 16, *Cornuspira foliacea* Phil.; 17, *Peneroplis planatus* Fisch. et Moll. (D'après Tempère.)



Foraminifères récents.



lames) ou de nombreux trous (Polythalamés). Les Foraminifères sont extraordinairement nombreux sur la vase du fond des océans. Ils ont joué un grand rôle au cours des périodes géologiques.

**Bibliographie.** — Cushman (J.-A.), Foraminifera, their Classification and economic use, Sharon 1928.

**Récolte.** — Dragages au fond des mers. Dépôts fossiles.

**Technique.** — Méthodes générales (applicables aux F. vivants). Les coquilles de F. s'étudient en lumière réfléchie, montées à sec sur fond noir ou transparent. On fait aussi des coupes par usure des deux faces comme pour les roches (voir Minéralogie). On obtient une mince tranche montrant la structure interne de la coquille.

**Pl. 87. — QUELQUES FORAMINIFÈRES FOSSILES DE LA CRAIE DES ENVIRONS DE PARIS.**

— 1, *Nodosaria limbata* d'Orb.; 2, *Denticula aculeata* d'Orb.; 3, *D. commune* d'Orb.; 4, *D. gracilis* d'Orb.; 5, *D. nodosa* d'Orb.; 6, *D. Lorneiana* d'Orb.; 7 et 7 bis, *D. sulcata* d'Orb.; 8, *D. multicosata* d'Orb.; 9, *Marginula trilobata* d'Orb.; 10, *M. compressa* d'Orb.; 11, *M. elongata* d'Orb.; 12, *M. gradata* d'Orb.; 13, *M. varicosta* d'Orb.; 14, *Fronicularia Archiaciana* d'Orb.; 15, *F. ornata* d'Orb.; 16, *F. tricarinata* d'Orb.; 17, *F. radiata* d'Orb.; 18, *F. elegans* d'Orb.; 19, *F. Verneuiliana* d'Orb.; 20, *F. angulosa* d'Orb.; 21, *Flabellina rugosa* d'Orb.; 22, *Fl. Baudouiniana* d'Orb.; 23, *Fl. pulchra* d'Orb.; 24, *Cristellaria rotulata* d'Orb.; 25, *Cr. naricula* d'Orb.; 26, *Cr. triangularis* d'Orb.; 27, *Cr. recta* d'Orb.; 28, *Cr. Gaudriana* d'Orb. Toutes ces espèces ont entre un demi et 4<sup>m</sup>/<sub>m</sub> de long. (D'après Tempère.)



Foraminifères fossiles.



# RADIOLAIRES

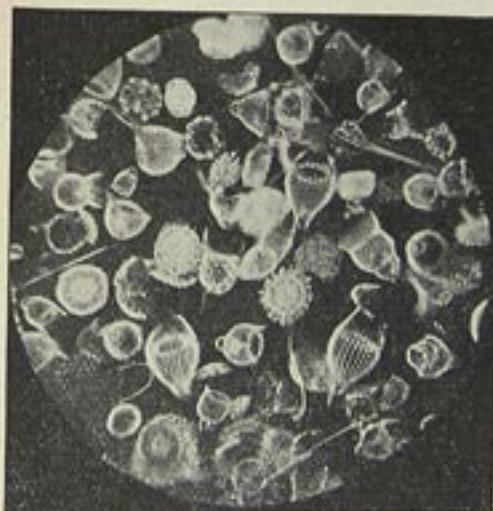
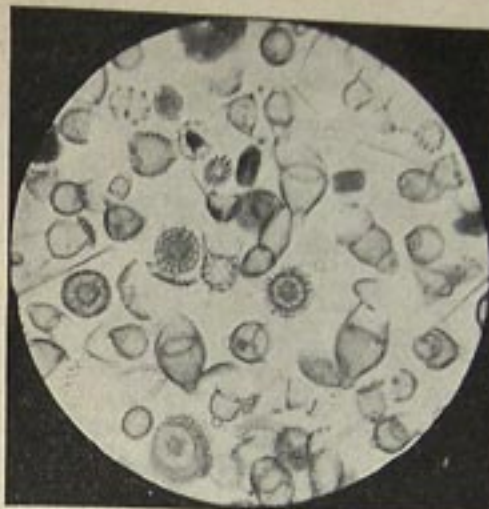
(Planches 88 et 89).

Caractères. — Rhizopodes à pseudopodes longs et fins, rayonnant à l'instar des Héliozoaires d'eau douce, munis d'une capsule (capsule centrale) contenant l'appareil nucléaire. Cellules parfois nues, plus généralement logées dans une coquille siliceuse perforée de nombreuses ouvertures par où sortent les Pseudopodes.

Bibliographie. — Delage et Hérouard, loc. cit. Haeckel, Die Radiolarien, 1862; Schewiakoff, Acantharia, Fauna e Flora Golf Napoli, Monogr. 37, Rome, 1927.

Pl. 88. — RADIOLAIRES. — A gauche : Radiolaires (fossiles) des Barbades. Deux microphotographies de la même préparation, faites l'une en lumière transmise, l'autre avec l'éclairage à fond noir ; à droite :

- 1, *Tympaniscus tripodiscus* Haeckel;
- 2, *Lithocubus astragalus* Haeck.;
- 3, *Acanthodesmia corona* Mül.;
- 4, *Ocotympanum cervicorne* Haeck.



Radiolaires.



**Récolte.** — Par dragages au fond des mers, ou par pêche au filet fin pour certaines espèces. Dépôts fossiles.

**Technique.** — Radiolaires vivants : méthodes générales.

Coquilles vides (fossiles ou récentes) : Monter au baume comme les Diatomées (voir plus loin).

### COCCOLITHOPHORINEÉS

(Planche 90 et fig. 6 Planche Q)

**Caractères.** — Flagellés appartenant au groupe des Chrysomonadines (v. plus haut); munis de chromatophores jaunes ou bruns, et supportant à la périphérie de la cellule, des corpuscules calcaires très petits, de formes fort variées (Coccolithes).

Pl. 89. — **RADIOLAIRES.** — 1, *Setamphora ampulla* Haeck.;

2, *Eucyrtidium montiparum* Ehr.;

3, *Theocoris scolopax* Ehr.;

4, *Podocystis ampla* Ehr.;

5, *Euchitoma Malleri* Haeck.;

6, *Histiastrum quaternarium* H.

(Clichés R. de Reuter d'ap. prép. L. J. Laporte.)



1



2



3



4



5



6

Radiolaires.



Les Coccolithophorinées jouent un grand rôle dans les mers où on les récolte dans le plancton récolté à la pompe et filtré (et non dans le plancton pêché au filet). Les Coccolithes qui sont connus depuis fort longtemps (à l'encontre des Coccolithophorinées, de découverte relativement récente) forment une partie de la vase des grands fonds océaniques.

**Bibliographie.** — Hofeneder, Die Coccolithophoridae I, Mikrokosmos, XIX, 1925.

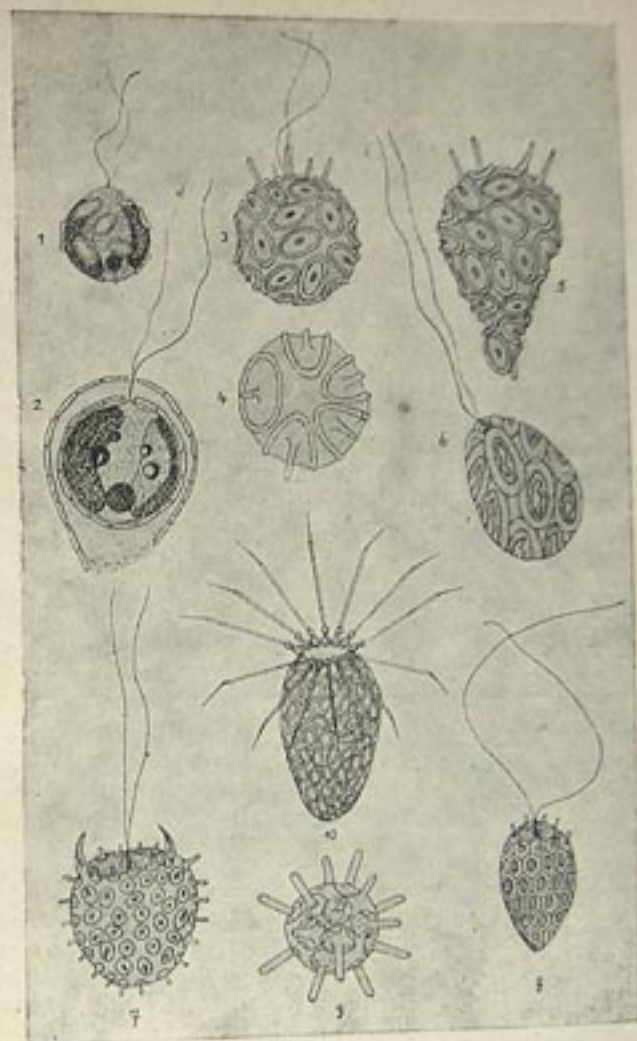
**Récolte.** — Plancton filtré. Coccolithes : dragages.

**Technique.** — S'étudient vivants. La fixation les altère beaucoup.

Les Coccolithes se montent au baume ou à la gélatine glycinée.

# Pl. 90. — COCCOLITHOPHORINÉES.

- 1, *Pontosphaera huxleyi* Lohman;
- 2, *Pontosphaera inermis* Lohm.;
- 3 à 5, *Syracosphaera pulchra* Lohm.;
- 6, *Coccolithophora wallichii* Lohm.;
- 7, *Syracosphaera cornifera* Schiller;
- 8, *Syracosphaera pseudoheptagonalis* Schill.;
- 9, *Rhabdosphaera lignifer* Schill.;
- 10, *Michaelsarsia splendens* Lohm. (modifié d'après Lohman et Schiller). (Tous ces Flagellés sont très petits, 12/25  $\mu$ .)



Coccolithophorinées.



# DINOFLAGELLATES

(Planches Q, R, 91 et 92)

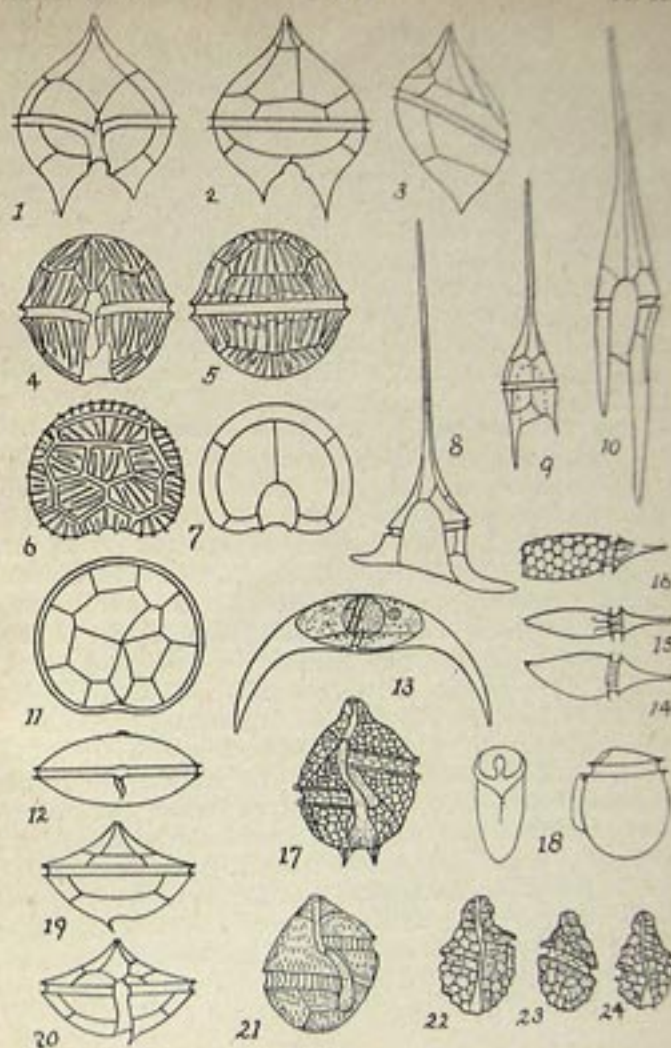
**Caractères.** — Voir Dinoflagellates d'eau douce. Il y a dans les mers et dans les eaux saumâtres, des Dinoflagellates infiniment plus variés dans la forme et dans la structure que ceux des eaux douces. Les D. constituent une grosse partie du plancton marin, aussi bien dans les mers froides que dans les mers tropicales. Comme dans l'eau douce, il y a des formes nues et des formes munies de carapaces.

**Bibliographie.** — Nordisches Plankton (ouvrage général); Mangin, Phytoplankton antarctique, Exp. ant. de la Scotia, 1902-1904; Mangin, Phytoplankton de l'Antarctique (2<sup>e</sup> Exp. ant. franç.), 1914; Meunier, Microplancton des Mers de Barents et de Kara, 1910; etc. Kofoid et Swezy, The free living unarmored Dinoflagellata, 1921.

**Récolte.** — Pêche au filet fin.

**Technique.** — Voir Dinoflagellates d'eau douce.

Pl. 91. — DINOFLAGELLATES. — 1-3, *Peridinium claudicans* Paulsen (200); 4-7, *Peridinium striolatum* Wailes (310) (d'eau douce); 8, *Ceratium divaricatum* (Lemm.) Kof. (176); 9, *Ceratium lineatum* (Ehr.) (176); 10, *Ceratium furca* (Ehr.) (220); 11, 12, *Pyrophacus horologium* Stein (176); 13, *Gymnodinium bicornis* K. et S. (266); 14-16, *Oxytoxum diplocous* var. *fusiformis* Okamura (266); 17, *Gonyaulax digitale* (Pouchet) (266); 18, *Pseudophalacroma nasutum* St. (266); 19, 20, *Peridinium monacanthus* Broch. (220); 21, *Gonyaulax scrippsae* K. (330); 22-24, *Gonyaulax rugosum* Wailes (266) (D'après Wailes.) (Dans les Planches 91 et 92, les chiffres entre parenthèses indiquent le grossissement et non les dimensions.)



Dinoflagellates.



Pl. 92. — **DINOFLAGELLATES.** — 1, *Ceratium horridum* Gran (100); 2, *C. longipes* (Bailey) Gran (100); 3, *C. azoricum* Cleve (133); 4, *C. tripos* var. *atlantica* Ostenf. (133); 5, 6, *C. fusus* (Ehr.) (100); 7 a, *Peridinium subcurvipes* Lebour (200); 8, *Ceratium furca* Ehr. (133); 9, 10, 11, *Ceratium hirsutella* C. F. M. (133) d'eau douce; 12, *Peridinium triquetra* (Stein) Leb. (200); 13, 14, *Amphidinium crassum* Lohm. (133); 15, *Peridinium triquetra* (133); 16, *Dinophysis hastata* (Stein) (200); 17-19, *D. acuta* Ehr. (200); 20, *Phalacroma rotundatum* C. et L. (200); 21, 22, *Dinophysis ellipsoides* Kof. (200); 23, 24, *D. sphaerica* St. (200); 25, 26, *Glenodinium danicum* Paulsen (200); 27, 28, *Podolampas palmipes* Stein (200); 29, *Gymnodinium lunula* Schütt (233); 30, 31, *Peridinium cerasus* Paulsen (200); 32, *Glenodinium danicum* Pauls. (266); 33, *Cochlodinium rinctum* Kofoid et Swezy (200); 34, *Nematodinium armatum* Dog. (200); 35, *Gyrodinium postmaculatum* K. et S. (166); 36, *G. splendens* Lebour (200); 37, *Gyrodinium glaucum* Leb. (200); 38, *Gyr. spirale* (Bergh) (133); 39, *Gyr. corallinum* K. et S. (116); 40, *Gymnodinium rubrum* K. et S. (100); 41, *Gymnodinium abbreviatum* K. et S. (133); 42, *Gymn. variabile* C. Herdman (200); 43, *Nematodinium armatum* Dog. (200); 44, *Cochlodinium conspiratum* K. et S. (266); 45, *Gyrodinium pingue* (Sch.), (200); 46, *Gymnodinium* sp. d'eau douce; 47, *Cochlodinium archimedes* Pouchet (133); 48, *Gymnodinium scopulosum* K. et S. (166); 49, 50, *G. flavum* K. et S. (200); 51-53, *G. lunula* Schütt (200); 54, 55, *G. bicornis* K. et S. (133); 56, *Gymnodinium viride* Penard (200) (d'eau douce); 57, 58, *Amphidinium lacustre* Stein (200) (d'eau douce); 59, *Glenodinium oculatum* Stein (233); 60, *Prorocentrum gracile* Schütt (266); 61, *Gymnodinium aeruginosum* St. (266) (d'eau douce); 62, 63, *Dinophysis acuminata* C. et L. (200); 64, *Trochiscia dictyon* (Jörg.) (133); 65, *Gymnodinium lunula* Schütt. (200) (d'après Wailes). (64 n'est pas un Dinoflagellate, mais un organisme de position douteuse).



G. H. Wailes del. ad nat.

Dinoflagellates.



Planche Q

RHIZOPODES ET FLAGELLÉS MARINS

- 1, *Trichamoeba pallida* Schaeffer, 60  $\mu$ ;
- 2, *Rugipes bilzi* Schaeffer, 70/90  $\mu$ ;
- 3, *Biomyxa vagans* Leidy, 500  $\mu$  (1 à 3, rhizopodes);
- 4, *Nonionina asterizans*, foraminifère, section horizontale montrant en jaune les chambres successives et en brun rosé le système de canaux; les parties striées concernent la coque calcaire;
- 5, *Ochromonas mutabilis* Klebs, 27  $\mu$ ;
- 6, *Syracosphaera subsalsa* Conrad, 28  $\mu$ ;  
(5 et 6 : chrysomonadines.)
- 7, *Prorocentrum Brochi* Schiller, 20  $\mu$ ;
- 8, *Massartia nieuportensis* Conrad, 28/37  $\mu$ ;
- 9, *Amphidinium glaucum* Conrad, 14/20  $\mu$ ;
- 10, *Amphidinium Schröderi* Schiller, 18/20  $\mu$ .  
(7 à 10 : dinoflagellates) (im. Schaeffer, Grüber, Hofker, Conrad et Schiller).

(Voir page 290.)



RHIZOPODES ET FLAGELLÉS MARINS





DINOFLAGELLATES MARINS

## Planche R

## DINOFLAGELLATES MARINS

- 1, *Protodinium simplicius* Schiller, 30/35  $\mu$ ;
- 2, *Amphidinium Kesslitzii* Schiller, 7/8  $\mu$ ;
- 3, *Gymnodinium semidivisum* Schiller, 11/12  $\mu$ ;
- 4, *Amphidinium acutum* Schiller, 18/20  $\mu$ ;
- 5, *Gymnodinium oppressum* Conrad, larg. 20/30  $\mu$ ;
- 6, *Gyrodinium fusus* Meunier, 30  $\mu$ ;
- 7, *Gymnodinium oppressum*, vue latérale;
- 8, *Gyrodinium pusillum* (Schill.) Lemm., 23  $\mu$ ;
- 9, *Glenodinium mucronatum* Conrad, 30  $\mu$ ;
- 10, 11, *Amylax diacantha* Meunier, 40  $\mu$ ;
- (11, vue latérale.)
- 12, *Gyrodinium coeruleum* Conrad, 40/50  $\mu$  (im. Schiller et Conrad).

(Voir page 300.)



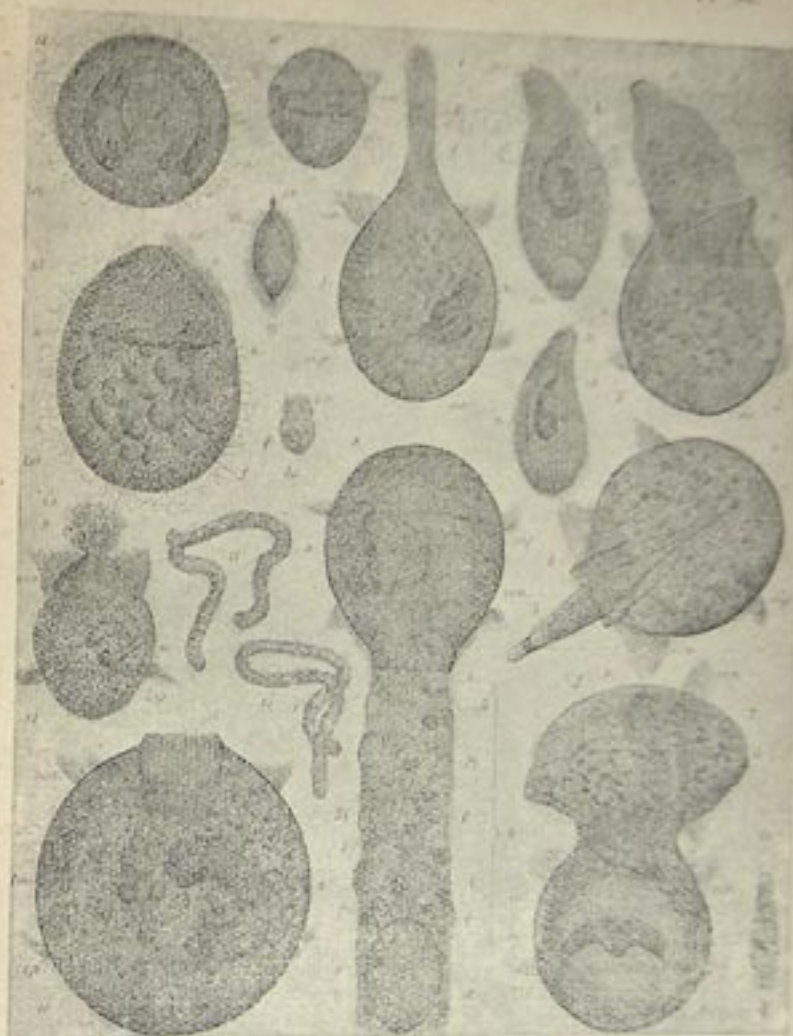
# INFUSOIRES

(Planches 93 à 95)

**Caractères.** — Les Infusoires marins répondent naturellement aux mêmes définitions que les I. d'eau douce. Mais, dans les mers, il y a prédominance de certaines familles, plus rares en eau douce. Certaines espèces peuvent d'ailleurs se rencontrer dans les deux milieux. La famille des Tintinnoidiens, Infusoires oligotriches logés dans une coque souvent très ornée, est abondamment représentée dans le plancton marin.

**Bibliographie.** — Fauré-Frémiet, Contribution à la connaissance des Infusoires planctoniques, 1924; Meunier, loc. cit.; Lepszi, Die Infusorien des Süßwassers und Meeres, 1927, loc. cit.; Kofoid et Campbell, A conspectus of the marine and freshwater Ciliata belonging to the suborder Tintinninea, Berkeley, 1929; Kahl, Die freileb... Infusorien, loc. cit., p. 250.

**Pl. 93. — INFUSOIRES CILIÉS.** — Ces infusoires ciliés proviennent du plancton des mers arctiques. 1, *Didinium gargantua* Meunier, en position d'attaque; 2, le même ingérant un *Ptychocylis* (3); 4, le même, ingérant un *Fusopsis umbracula* Meunier (5); 6, le même, spécimen aux prises avec un *Cyclotrichium cyclokaryon* (7); 8, le même *Didinium gargantua* tentant l'ingestion d'un crotin de Crustacé (9); 10, *Didinium gargantua*, spécimen sphérique de grandes dimensions; 11, petit spécimen; 12 à 15, *Proboscidium armatum* Meunier; 16, *Cyclotrichium cyclokaryon* Meunier; 17, 18, *Lacrymaria marina* Meunier; 19, *Enchelys* sp.; 20, *Strombidium* sp.; 21, *Stappesia fusus* Meunier. (D'après Meunier.)



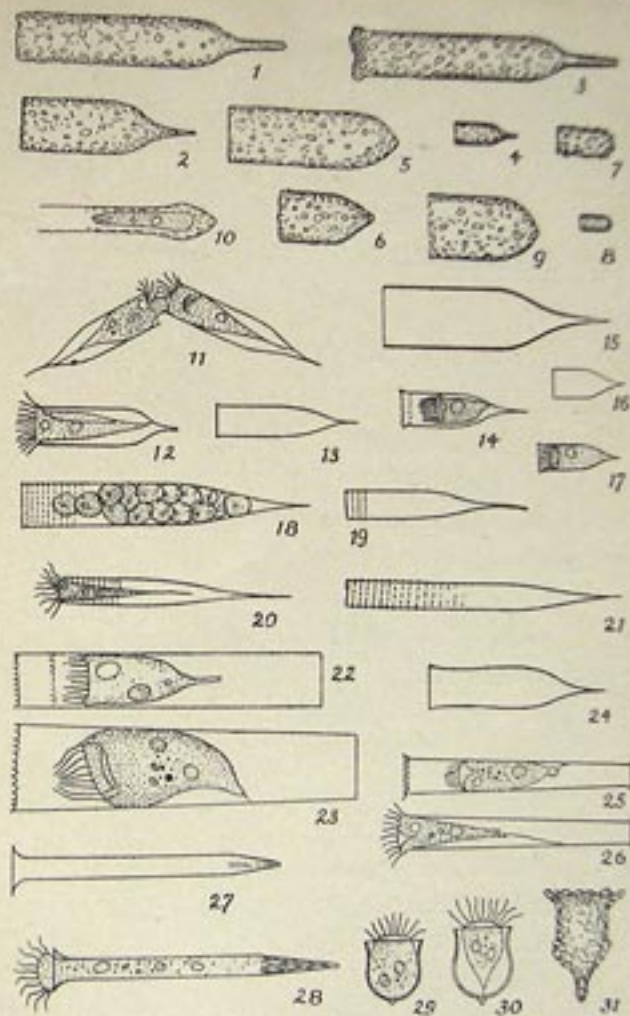
Infusoires ciliés.



**Récolte.** — 1° Pêche au filet fin; 2° les Infusoires des eaux saumâtres se récoltent à l'instar des I. d'eau douce en rapportant des plantes, algues, débris d'animaux, que l'on conserve dans l'eau pendant quelque temps au laboratoire.

**Technique.** — Méthodes générales. La méthode à la nigrosine ne peut s'appliquer aux Infusoires marins, par suite de la présence du sel qui précipite le colorant. Les coques des Tintinnoidiens peuvent se monter de la même façon que celles des Thécamoebiens, après avoir remplacé l'eau de mer par de l'eau distillée.

**Pl. 94. — INFUSOIRES CILIÉS : TINTINNOIDIENS.** — 1 à 3, *Tintinnopsis davidoffi* var. *cylindrica* Daday (166); 4, *T. davidoffi* var. *laevis* Wailes (166); 5, 6, *T. karajacensis* Brandt (166); 7, 8, *T. karajacensis* var. *minutus* Wailes (166); 9, *T. sacculus* Brandt (166); 10, *T. tubulosa* Lev. (166); 11-14, *Tintinnus translucens* Wailes (166); 15, var. *major* Wailes; 16, 17, var. *minor* Wailes; 18 à 21, *Tintinnus subulatus* Ehr. (166); 22, *T. lususundae* var. *rectus* Wailes (166); 23, *T. lususundae* Eulz (166); 24, *Undella lachmanni* Daday (200); 25, 26, *Tintinnus serratus* Kof. (200); 27, 28, *T. acuminatus* G. et L. (166); 29, 30, *Undella columbiana* Wailes (200); 31, *Tintinnopsis nitida* Brandt (200). (D'après Wailes.)



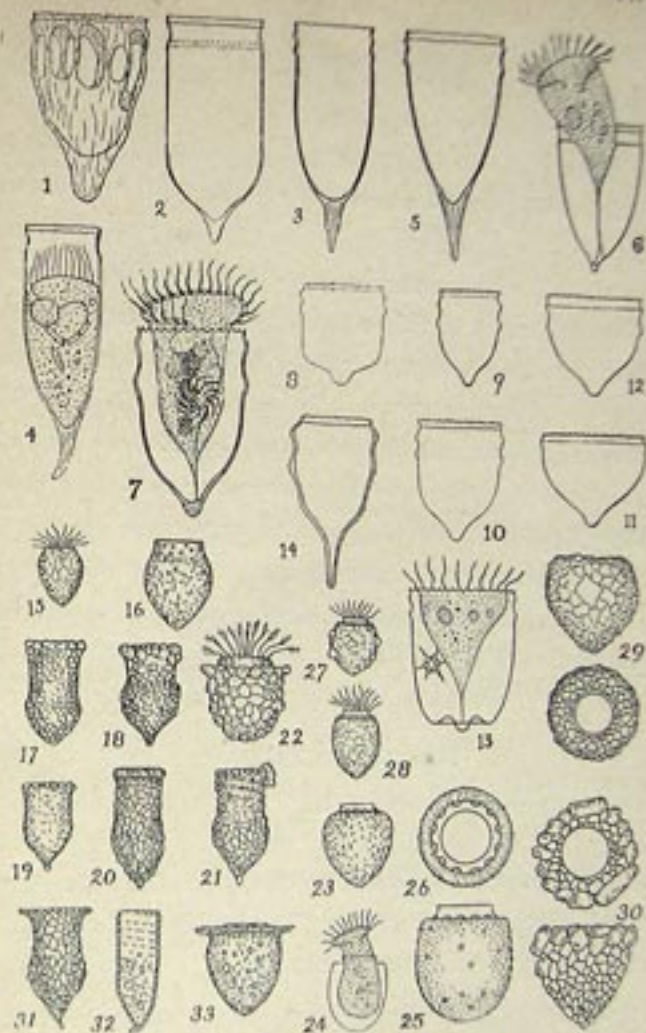
Tintinnoidiens.



Planche 95

INFUSOIRES CILIÉS : TINTINNOIDIENS

1. *Dictyocysta apiculata* Wailes (200);
- 2, 3. *Cyrtarocylis arcuata* Brand (166);
4. *C. serrata* Möbins (100);
- 5, 6. *C. serrata* var. *conica* Wailes (166);
7. *Ptychocylis urnula* Cl. et L. (200);
8. *P. obtusa* Brandt (166);
- 9, 10. *P. urnula* Cl. et L. (166);
- 11, 12. *P. urnula* var. *pelagica* Brandt (166);
13. *P. obtusa* Brandt (200);
14. *Cyrtarocylis repanda* Wailes (166);
- 15, 16. *Tintinnopsis nucula* Fol (200);
- 19-21. *T. beroidea* Stein (200);
22. *T. ventricosa* H. et L. (200);
- 23-26. *T. punctata* Wailes (200);
- 27, 28. *T. punctata* fa. *minor* Wailes (200);
- 29, 30. *T. ventricosa* H. et L. (200);
31. *T. nitida* Brandt (200);
32. *T. ehrenbergii* Cl. et L. (200);
33. *T. expansa* Wailes (166) (d'après Wailes).



Tintinnoidiens.



## MICROBIOLOGIE

La microbiologie était, étymologiquement, la science qui traitait des microbes, et ceux-ci, à l'origine, englobaient tous les Infiniment Petits. Aujourd'hui, le mot microbe n'est plus guère employé par les savants, parce que trop vague, et la Microbiologie s'occupe surtout de la Physiologie et de la Biologie des Protistes qui intéressent la Médecine, l'Agriculture ou l'Industrie.

Nous avons vu, précédemment, un certain nombre de Protozoaires parasites de l'homme ou des animaux, dont l'étude relève de la Microbiologie et sur lesquels nous ne reviendrons pas. Nous ne traiterons dans ce chapitre que des Bactéries, des Spirochètes, des Levures et des Champignons pathogènes.

## BACTÉRIOLOGIE

(Planches 96 à 98)

La Bactériologie, une des branches de la Microbiologie, s'occupe spécialement des Bactéries, des « Microbes », comme on les nomme communément.

**Caractères.** — Les Bactéries sont des Protistes dépourvus de noyau différencié; elles ne possèdent point de chro-

matophores. Généralement très petites, les Bactéries réclament l'emploi des objectifs à immersion. Leur forme est variable au sein d'une même espèce. On distingue cependant des types dont les principaux (Planche 96) sont : les Microcoques (*Micrococcus*), arrondis et isolés les uns des autres; les Streptocoques (*Streptococcus*), arrondis et réunis en chaînettes; les Staphylocoques (*Staphylococcus*), arrondis et en grappes; les Bacilles (*Bacillus*, *Bacterium*), en bâtonnets.

Pratiquement, il est impossible, au seul vu d'une bactérie parasite, de la déterminer, c'est-à-dire de savoir à quelle espèce elle appartient. On reconnaît et distingue les Bactéries les unes des autres par un ensemble de caractères tirés : 1° de leur examen au microscope, après action de colorants spéciaux; 2° de l'aspect et des propriétés de leurs cultures; 3° et enfin de l'action de ces Bactéries sur des animaux d'expérience auxquels on les inocule.

**Bibliographie.** — Courmont, Précis de Bactériologie pratique, 1926; Dopter et Jacquépée, Précis de Bactériologie, 1927; Miquel et Cambier, Traité de Bactériologie; Nattan-Larrier, Traité de Microbiologie pratique, 1930; Perdrizet, Aide-Mémoire de Microbiologie, 1928.

**Habitat.** — Les Bactéries habitent partout, aussi bien dans les eaux que chez les animaux et les plantes. Elles



sont innombrables et le nombre d'espèces différentes de Bactéries ne peut pratiquement pas être évalué, d'autant plus qu'on en découvre sans cesse de nouvelles. Tout le monde sait que nombreuses sont les maladies dues à des Bactéries, à des Microbes. On ignore malheureusement le plus souvent qu'à côté des Bactéries nuisibles, il en est beaucoup d'utiles, de nécessaires à notre vie. Certaines, par exemple, jouent en agriculture un rôle extrêmement important, soit en fixant l'azote de l'air, soit en décomposant des corps organiques pour donner des composés directement assimilables par les plantes. D'autres jouent un rôle primordial dans des fermentations utilisées dans la préparation de produits alimentaires (voir la Planche 98, Microflore du lait), ou encore, clarifient, purifient les eaux ménagères, etc.

**Technique.** — Les Bactériologistes cultivent les Bactéries à l'état de pureté dans des tubes contenant des milieux de culture (solides : gélatine, agar; ou liquides : bouillons) spéciaux, stérilisés avant l'ensemencement. Ces tubes sont maintenus à une température constante dans des étuves spéciales. Certaines Bactéries se cultivent au contact de l'air (*Bactéries aérobies*). D'autres doivent être préservées du contact de l'oxygène qui les tue (*Bactéries*

**Pl. 96. — LES BACTÉRIES OU MICROBES.** — 1 à 9, Types principaux : 1, Microcoques (*Micrococcus*); 2, Streptocoques (*Streptococcus*) ou microcoques en chapelet; 3, Staphylocoques (*Staphylococcus*) ou microcoques en grappes; 5 à 8, plusieurs formes de Bacilles (*Bacillus*); 9, *Cladothrix*; 10 à 14, Cils de diverses Bactéries après coloration spéciale : 10, *Microspira comma*; 11, *Bacillus typhi* (à droite, en haut, les cils disparaissent); 12, *Pseudomonas syzyganea*; 13, 14, *Bacillus subtilis*, aux cils déployés et enroulés; 15, 16, Formation des spores; 17, *Bacillus subtilis*; 18, *Bacillus tetani* (du tétanos); 17, Germination des spores : a) *Bacillus leptosporus*; b) *Bacillus amylobacter*; c) *Bacillus subtilis*; 18, Formation, puis germination des spores chez le *Bacillus megatherium*.



Types de Microbes.

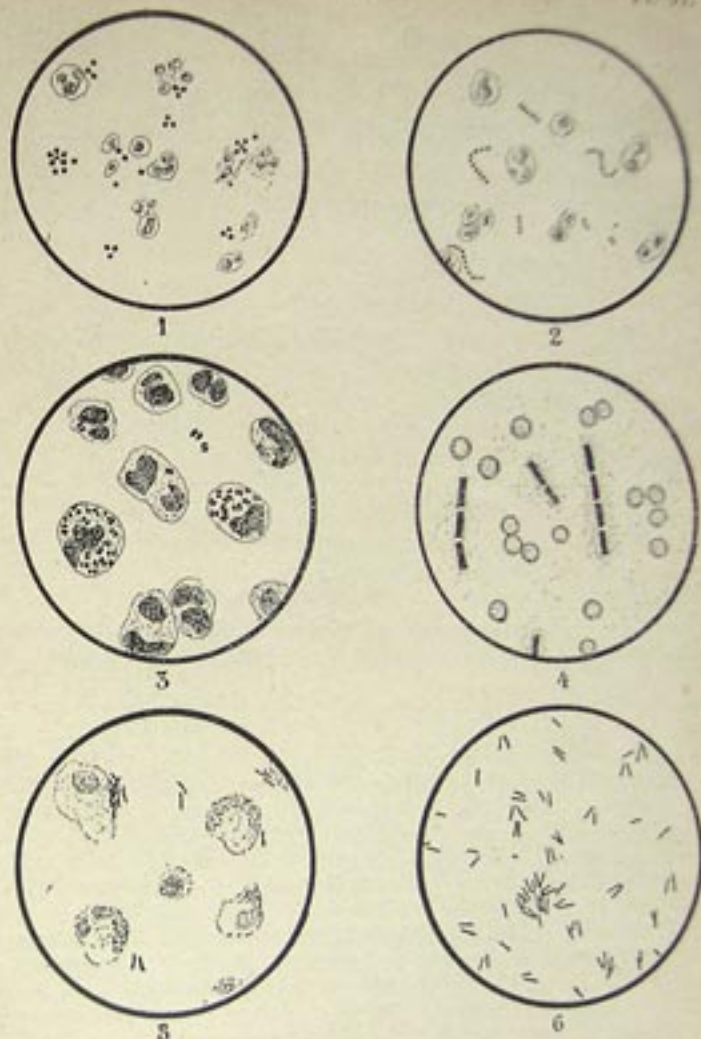


*anaérobies*). Les Bactéries provenant de cultures comme celles provenant des liquides organiques ou des eaux sont étudiées parfois vivantes, plus souvent sur des préparations faites par frottis secs et colorés :

Déposer sur une lame (ou une lamelle) une goutte du liquide contenant les Bactéries. Si celles-ci sont en culture sur un milieu solide, en dilacérer un minuscule fragment dans une goutte d'eau distillée. On laisse sécher à l'air. (On peut activer en chauffant très légèrement.) Après dessiccation, on fixe en passant lentement, deux ou trois fois, la lame ou la lamelle dans la flamme d'une lampe à alcool ou d'un bec Bunsen. Après refroidissement, on colore avec le liquide de Ziehl (Fuschine phéniquée) ou le violet de Nicolle (Violet phéniqué), ou tout autre colorant bactériologique. On lave, sèche et monte directement au baume, ou bien on examine sans lamelle en déposant sur le frottis une goutte d'huile de cèdre, que l'on enlève après l'examen en versant doucement sur la lame du xylol ou du toluène.

Il est facile à chacun de récolter des Bactéries dans des eaux putréfiées (eau des infusions, des vases à fleurs, etc.). Les Bactéries de la bouche sont également faciles à trouver : on les rencontre dans le sillon situé entre la dent et la gencive. On en découvrira dans toutes les bouches, si bien entretenues soient-elles.

Pour manier les Bactéries, mortes ou vivantes, on doit utiliser un fil de métal que l'on puisse flamber et porter au rouge après chaque usage. Le fil de platine, trop cher, est facilement remplacé par le fil de nichrome (alliage de nickel et de chrome), utilisé pour faire les résistances élec-



Microbes pathogènes.

Pl. 97. — BACTÉRIES PATHOGÈNES. — 1. Staphylocoque doré (pus de panaris); 2. Streptocoque pyogène (pus de phlegmon); 3. Gonocoque (pus blennorrhagique); 4. Bacille du charbon (dans le sang d'un cobaye); 5. Bacille de la tuberculose (dans un crachat); 6. Bacille de la diphtérie (dans une culture).

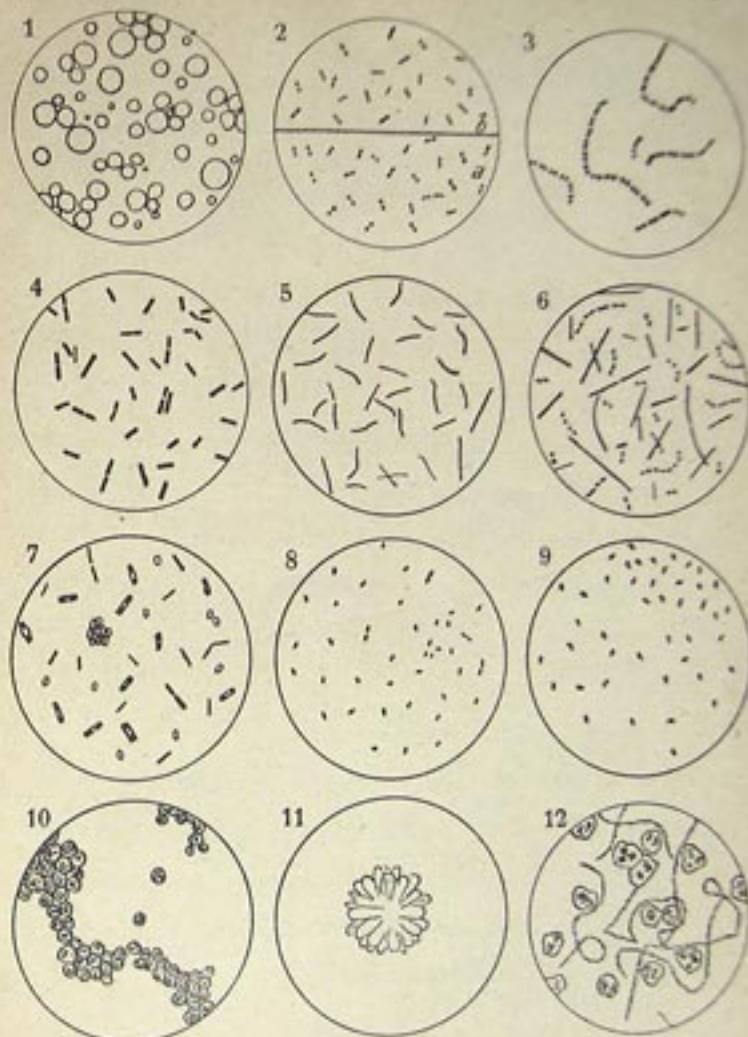


triques. Généralement on soude un morceau de fil moyen ou une boucle de fil fin au bout d'un petit tube de verre, que l'on fait fondre à la lampe.

**Réaction de Gram.** — Certaines Bactéries présentent des propriétés particulières vis-à-vis des colorants. Nous citerons seulement ici la technique classique de Gram. C'est une méthode de coloration qui permet de classer les Bactéries en deux groupes : celles « qui prennent le Gram », c'est-à-dire qui restent colorées, et celles qui ne le prennent pas, c'est-à-dire qui se décolorent. Colorer au violet phéniqué ou aniliné. Traiter par le liquide de Lugol (Iodure de potassium, 2 grammes; Iode, 1 gramme; eau distillée, 200 centimètres cubes), jusqu'à obtention d'un ton brun noir (de trente secondes à une minute) Laver rapidement à l'eau. Décolorer ensuite par l'alcool absolu. C'est le temps délicat : si l'on insiste, toutes les Bactéries sont décolorées; dans le cas contraire, si l'action de l'alcool est trop courte, on n'obtient pas la différenciation cherchée. Colorer ensuite le fond avec un colorant rouge, formant contraste (éosine ou liquide de Ziehl dilué au 1/10).

**Conseil important.** — Quelles que soient les Bactéries que l'on manipule, prendre à chaque instant toutes les précautions nécessaires pour éviter une inoculation accidentelle.

**Pl. 98. — MICROFLORE DU LAIT.** — 1, Goutte de lait montrant les globules graisseux qui par le battage s'agglomèrent et donnent le beurre; 2, *Bacterium lactis acidi* (d'après des cultures); 3, *Streptococcus cremoris*; 4, *Bacterium caucasicum* du Kéfir, dans lequel il est en compagnie constante d'une levure; 5, *Bacterium casei*; 6, *Bacterium bulgaricum* et *Streptococcus lacticus* en compagnie dans le Yoghourt; 7, *Bacillus subtilis*, provoquant la putréfaction; 8, *Bacterium lactis aerogenes*, du lait visqueux; 9, *Bacterium synchyaneum* du lait bleu; 10, *Torula amara*, levure rendant en quelques heures le lait amer; 11, Colonie de *Bacterium casei fuscus* (de certains fromages forts); 12, *Streptococcus mastitidis* (inflammation du pis de la vache). (D'après Will.)



Microflore du lait.

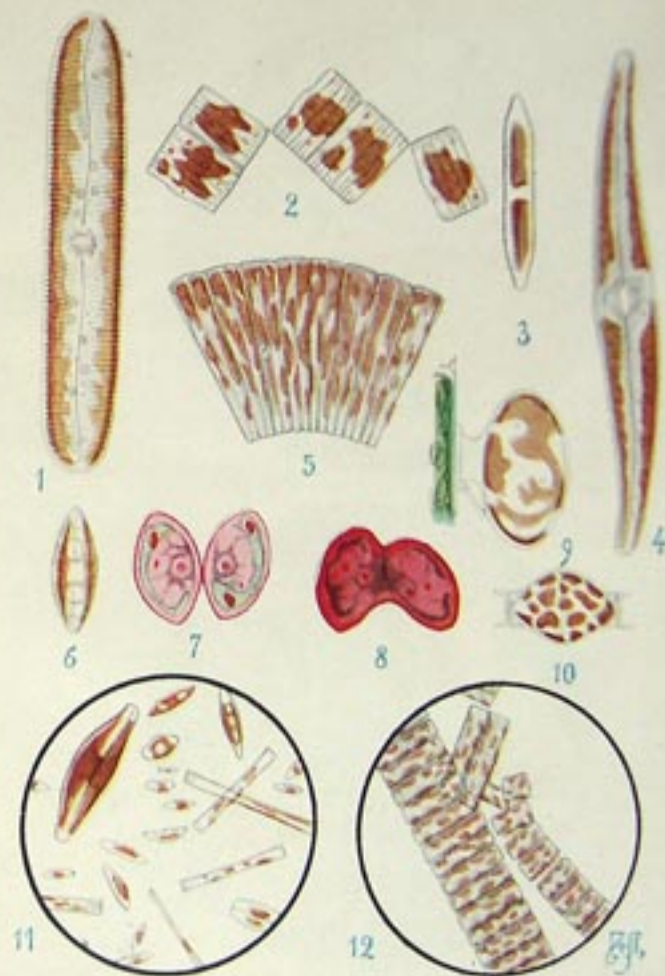


Planche S

DIATOMÉES

- 1, *Pinnularia viridis* Ehrenberg, 140/170  $\mu$ ;
- 2, *Tabellaria flocculosa* Kütz., 20/45  $\mu$ ;
- 3, *Hantzschia amphioxys* (Kg.) Grun., 80/180  $\mu$ ;
- 4, *Gyrosigma acuminatum* Kütz., 100/180  $\mu$ ;
- 5, *Meridion circulare* Ag., 25/30  $\mu$ ;
- 6, *Navicula placentula* Ehr., petite forme, 39  $\mu$ ;
- 7, 8, copulation (d'après Geitler) de *Cocconeis placentula* Ehr. ;
- 9, auxospore de *Cocconeis placentula* ;
- (Fig. 7, 8, coloration safranine vert lumière.)
- 10, auxospore de *Melosira varians* Ag. ;
- 11, aspect d'une récolte de Diatomées mélangées ;
- 12, aspect d'une récolte de Diatomées, en filaments : *Diatoma hyemale* Lyngb. Sauf les deux figures mentionnées ci-dessus (fig. 7, 8), toutes les autres représentent les Diatomées à l'état naturel, vivantes.

(Voir page 328.)



DIATOMÉES





ROCHE ET CRISTAUX

## Planche T

## ROCHE ET CRISTAUX

En haut, lame mince de labradorite augitique, vue en lumière polarisée (im. Fouché-Michel Lévy);

En bas, cristaux de chlorate de potasse, en lumière polarisée (d'après une microphotographie en couleur inédite de M. Péreire).

(Voir page 313.)



## SPIROCHÈTES

(Planche 99)

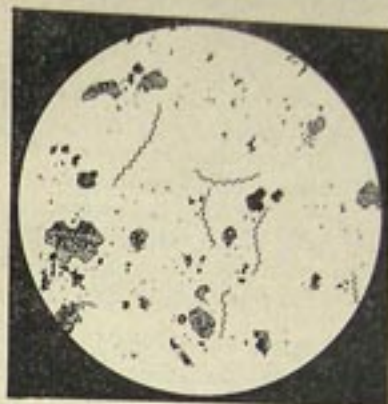
**Caractères.** — Près des Bactéries, on place un groupe de Protistes qui en diffèrent assez fortement tout en ne se rapprochant d'aucun autre groupe animal ou végétal. Ce sont les Spirochètes, à corps contourné en forme de ver, en spirale ou en ligne sinueuse située dans un seul plan.

**Bibliographie.** — Brumpt, Précis de Parasitologie, loc. cit.; P. Vuillemin, Les animaux infectieux, Encycl. Biol., IV, 1929; A. Pettit, Contribution à l'étude des Spirochédites, 2 vol., 1928-1929.

**Habitat.** — Les Spirochètes se rencontrent dans les eaux impures (*Spirochaeta plicatilis*), dans le purin. D'autres sont parasites de certains animaux (*Spirochaeta Balbiani*, dans l'estomac de l'huître, *Spirochaeta dentium* et *Sp. buccalis* dans la bouche de l'homme); d'autres enfin sont la cause de maladies de l'homme ou des animaux: *Treponema pallidum* de la syphilis, *Spirochaeta ictero-hemorrhagiae* de la jaunisse grave.

**Technique.** — Les Spirochètes s'étudient comme les Bactéries. On se procurera facilement le *Spirochaeta Balbiani* de l'huître, ainsi que les Spirochètes toujours abondants dans le tartre dentaire. Il est souvent nécessaire, pour les bien mettre en évidence, de les traiter par les méthodes d'imprégnation à l'argent qui sortent de notre cadre. A l'état vivant, on se trouvera bien de l'emploi de l'éclairage à fond noir.

Pl. 99. — SPIROCHÈTES. — 1, *Spirochaeta* (*Treponema*) *pallida* Schaud., dans une lésion syphilitique; 2, *S. pallida* Schaud. (mince!) et *Spirochaeta refringens* Schaud. (épais!), d'après Schaudinn; 3, *Spirochaeta* (*Cristispira*) *Balbani* Certes, de la tige cristalline de l'huître. A gauche, individu montrant la membrane ondulante; à droite, individu en division transversale; 4, *Spirochaeta buccalis* (Cohn); 5, *Spirochaeta dentium* (Koch). (D'après Hartmann.)



Spirochètes.



## CHAMPIGNONS PATHOGÈNES

(Planche 100)

A côté des Bactéries, des Spirochètes, les Champignons pathogènes, c'est-à-dire qui engendrent des maladies, jouent un rôle qui s'avère de plus en plus considérable. La détermination de ces Champignons est au moins aussi difficile, si ce n'est plus, que celle des Bactéries; elle sort d'ailleurs de notre cadre. Qu'il nous suffise de citer pour mémoire les *Trichophyton*, l'*Aspergillus fumigatus*, qui sont la cause de maladies de la peau ou du cuir chevelu.

**Bibliographie.** — Brumpt, Précis de Parasitologie, loc. cit.; Sartory, Champignons parasites de l'Homme et des Animaux, 1922-1924; P. Vuillemin, Les Champignons parasites et les mycoses de l'homme. Encycl. mycolog. II. 1930.

**Technique.** — Méthodes de la cytologie animale pour les Champignons *in situ* dans les tissus; méthodes données plus haut (Champignons inférieurs) pour les Champignons pathogènes en cultures.

## Pl. 100. — CHAMPIGNONS PATHOGÈNES.

1, 2, *Endomyces albicans*, champignon donnant le muguet : 1, filament dans une plaque du muguet; 2, chlamydospores terminales sur des filaments cultivés; 3, cheveu humain envahi par un *Trichophyton* (teigne); 4, divers aspects en culture de l'*Achorion Schoelei*, donnant la teigne favique; 5 à 7, *Aspergillus fumigatus*, agent de l'aspergilliose pulmonaire; 8 à 11, divers aspects de *Discomyces pulmonalis* (mycose pulmonaire); 12, 13, *Trichosporum Beigelii*, provoquant la trichosporose de la barbe; 12, bord de l'enduit parasitaire sur un poil de moustache; 13, culture; 14, *Sporotrichum Beurmanni*, agent de la sporotrichose de De Beurmann. (D'après Brumpt.)



Champignons pathogènes.



# LEVURES (Planche 101)

Les Levures sont fort répandues, bien qu'elles soient cependant moins communes que les Bactéries. Comme pour ces dernières, il en est d'utiles provoquant des fermentations employées dans l'industrie, et de nuisibles, pathogènes pour l'homme ou certains animaux. On les étudie en les cultivant à l'état de pureté, comme les Bactéries.

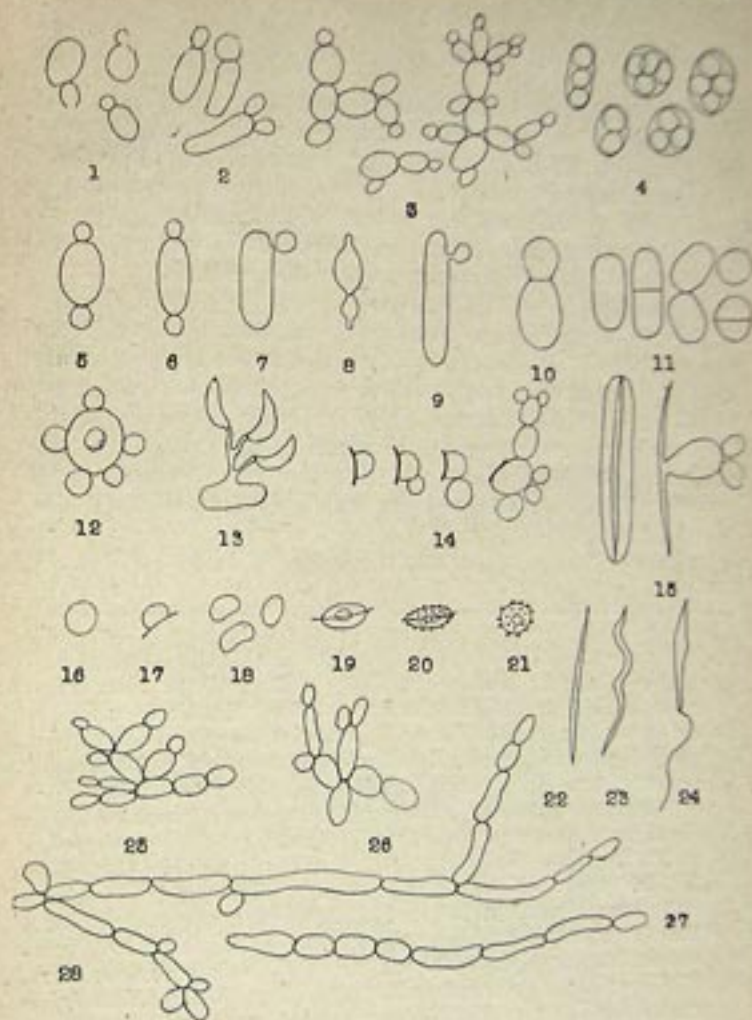
**Caractères.** — Champignons unicellulaires appartenant au groupe des Ascomycètes, à cellules le plus souvent incolores, plus ou moins arrondies, souvent en chaînettes dues à une reproduction par bourgeonnement.

**Bibliographie.** — Guillermond, Les Levures, 1912; Guillermond, Clef dichotomique pour la détermination des Levures, 1928.

**Récolte.** — On trouve souvent des Levures dans les liquides, les fruits en fermentation et même dans les eaux souillées. Il est facile de se procurer de la levure de bière et de l'ensemencer dans de l'eau sucrée.

**Technique.** — Méthodes générales. La méthode à la nigrosine montre bien la morphologie externe.

**Pl 101. — LEVURES.** — 1, 2, Formes types de levures; 3, Chaînes de levures bourgeonnantes; 4, cellules (asques) renfermant des spores (ascospores); 5 à 12, types principaux des levures: 5, type *cerevisiae* (ex. *Saccharomyces cerevisiae*); 6, type ellipsoïdeus (ex. *S. ellipsoideus*); 7, type *Pastorianus* (ex. *S. pastorianus*); 8, type apiculé (ex. *Pseudosaccharomyces apiculatus*); 9, type *mycoderme* (ex. *Mycoderma cerevisiae*); 10, *Saccharomycodes*; 11, *Schizosaccharomyces*; 12, type *Torula*; 13, *Sporobolomyces*, levure rouge donnant naissance à des sortes de conidies; 14, germination d'une ascospore de *Willia anomala*; 15, germination d'une ascospore de *Monospora*; 16 à 24, divers types d'ascospores: 16, forme la plus commune; 17, *Willia anomala*; 18, *Pichia* sp.; 19, *Willia saturnus*; 20, *Schicaniomyces*; 21, *Debaryomyces* et *Nadsonia*; 22, *Monospora*; 23, *Coccidiascus*; 24, *Nematospora*; 25 à 28, chaînes de cellules et rudiments de mycelium apparaissant parfois dans de vieilles cultures de levures. (D'après Guillermond.)



Levures.



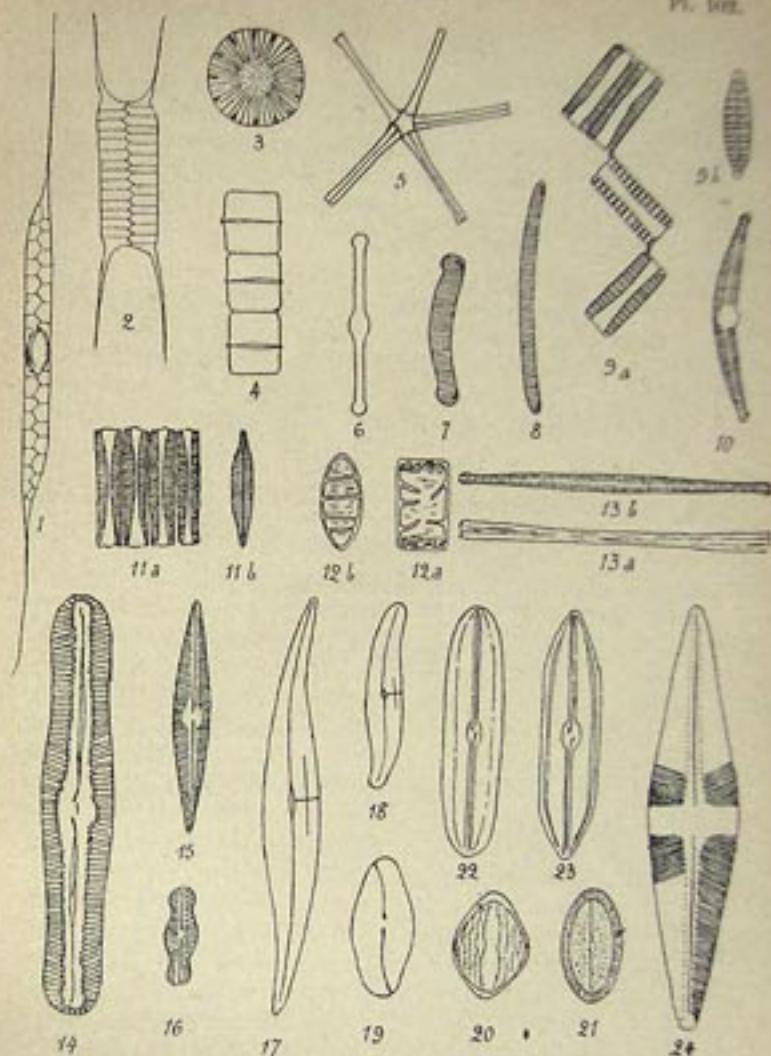
## DIATOMÉES

(Planches S, 102 à 108)

Depuis le début des découvertes microscopiques, les Diatomées n'ont pas cessé d'intéresser de nombreux micrographes. Elles ont été pour beaucoup, de par leur extraordinaire structure, la cause du perfectionnement sans cesse grandissant des objectifs. Et ces faits, joints à leur importance biologique et même économique, nous conduisent à leur consacrer un chapitre spécial.

**Caractères.** — Les Diatomées sont des Algues microscopiques unicellulaires munies de chromatophores brun doré. Chaque Diatomée est formée d'un corps protoplasmique contenant le noyau et les chromatophores (ainsi que les inclusions plasmiques), logé à l'intérieur d'une carapace siliceuse composée elle-même de deux valves, s'emboîtant l'une dans l'autre en formant une sorte de boîte appelée frustule. Ce mot de frustule désigne d'ailleurs aussi bien une Diatomée entière, vivante, que sa seule carapace siliceuse. C'est sur la structure, la forme, l'orne-

**Pl. 10. — DIATOMÉES D'EAU DOUCE.** — 1, *Rhizosolenia longiseta* Zacharias, 300  $\mu$ ; 2, *Attheya* Zacharias, 60/100  $\mu$ ; 3, *Cyclotella comta* (Ehr.) Kg., 8/30  $\mu$ ; 4, *Melosira varians* Ag., 10/36  $\mu$ ; 5, *Asterionella gracillima* (Hantzsch) Heib., 100  $\mu$ ; 6, *Tabellaria fenestrata* Kg., 100  $\mu$ ; 7, *Eunotia arcus* Ehr., 60  $\mu$ ; 8, *Diatoma vulgare* Bory, 40/60  $\mu$ ; 9, *Ceratoneis arcus* Kg., 100  $\mu$ ; 10, *Fragilaria virescens* Ralfs, 75  $\mu$ ; 11, *Tetracyclus rupestris* Grun., 25  $\mu$ ; 12, *Synedra ulna* (Nitzsch) Ehr., 150/450  $\mu$ ; 13, *Pinnularia nobilis* (Ehr.) Kg., 250/350  $\mu$ ; 14, *Navicula radiosa* Kg., 45/90  $\mu$ ; 15, *Navicula hungarica* Grun., 15/20  $\mu$ ; 16, *Gyrosigma attenuatum*, Kg., 180/240  $\mu$ ; 17, *Gyrosigma scalproides* Rab., 60/70  $\mu$ ; 18, *Eucocconeis flexella* Kg., 40/50  $\mu$ ; 19, *Cocconeis pediculus* Ehr., 15/30  $\mu$ ; 20, *C. placentula* Ehr., 12/35  $\mu$ ; 21, *Neidium Iridis* Ehr., 90/170  $\mu$ ; 22, *N. amphigomphus* Ehr., 90/150  $\mu$ ; 23, *Stauroneis Phoenicenteron* Ehr., 70/200  $\mu$ .



Diatomées d'eau douce.

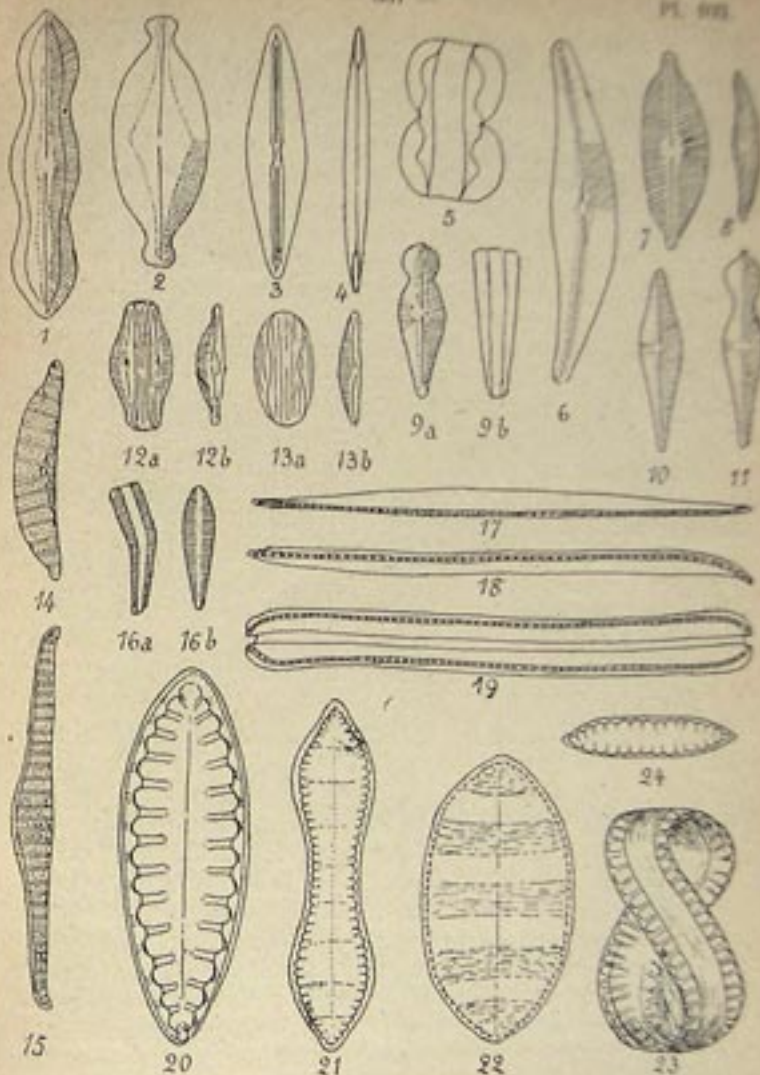


mentation des valves qu'est basée presque entièrement la classification des Diatomées.

Les Diatomées se divisent par bipartition; dans certaines circonstances, elles copulent et donnent naissance à des spores (auxospores). Parfois, elles donnent aussi de très petites spores, fort nombreuses (microspores), susceptibles également de copuler. Ces microspores sont encore peu connues.

**Habitat** — Les Diatomées habitent partout et on peut comparer leur formidable extension à celle des Bactéries. Toutes les mers, toutes les eaux douces, froides ou chaudes, sous toutes les latitudes, la terre elle-même des régions froides et tempérées, les mousses — même les mousses desséchées de nos arbres — les moindres stations

**Pl. 103. — DIATOMÉES D'EAU DOUCE.** — 1, *Caloneis silicula* Ehr., 33/80  $\mu$ ; 2, *C. amphibaena* Bory., 60/80  $\mu$ ; 3, *Frustulia rhomboides* Ehr., 70/150  $\mu$ ; 4, *Amphipleura pellucida* Kg., 80/140  $\mu$ ; 5, *Amphiprora paludosa* W. Sm., 53/130  $\mu$ ; 6, *Cymbella lanceolata* Ehr., 80/160  $\mu$ ; 7, *Cymbella cuspidata* Kg., 40/100  $\mu$ ; 8, *Cymbella ventricosa* Kg., 15/35  $\mu$ ; 9, *Gomphonema constrictum* Ehr., 50/60  $\mu$ ; 10, *Gomphonema lanceolatum* Ehr., 27/70  $\mu$ ; 11, *Gomphonema acuminatum* Ehr., 30/70  $\mu$ ; 12, *Amphora coffaeformis* Ag., 30/50  $\mu$ ; 13, *Amphora lineolata* Ehr., 32/45  $\mu$ ; 14, *Epithemia turgida* (Ehr.) Kg., 70/150  $\mu$ ; 15, *Rhopalodia gibba* (Ehr.) O. Müll., 100/200  $\mu$ ; 16, *Rhoicosphenia curvata* (Kg.) Grun., 15/25  $\mu$ ; 17, *Nitzschia gracilis* Hantzsch., 60/110  $\mu$ ; 18, *Nitzschia sigmoidea* (Nitzsch.) W. Sm., 90/480  $\mu$ ; 19, *Nitzschia vermicularis* (Kg.) Hantzsch., 90/250  $\mu$ ; 20, *Surirella elegans* Ehr., 180/230  $\mu$ ; 21, *Cymatopleura solea* Bréb., 50/230  $\mu$ ; 22, *Cymatopleura elliptica* Bréb., 40/150  $\mu$ ; 23, *Surirella spiralis* Kg., 100/150  $\mu$ ; 24, *Surirella ovalis* Bréb., var. *angusta* Kg., 50/80  $\mu$ .



Diatomées d'eau douce.



à peine humides temporairement, recèlent des Diatomées, pourvu que la lumière soit suffisante.

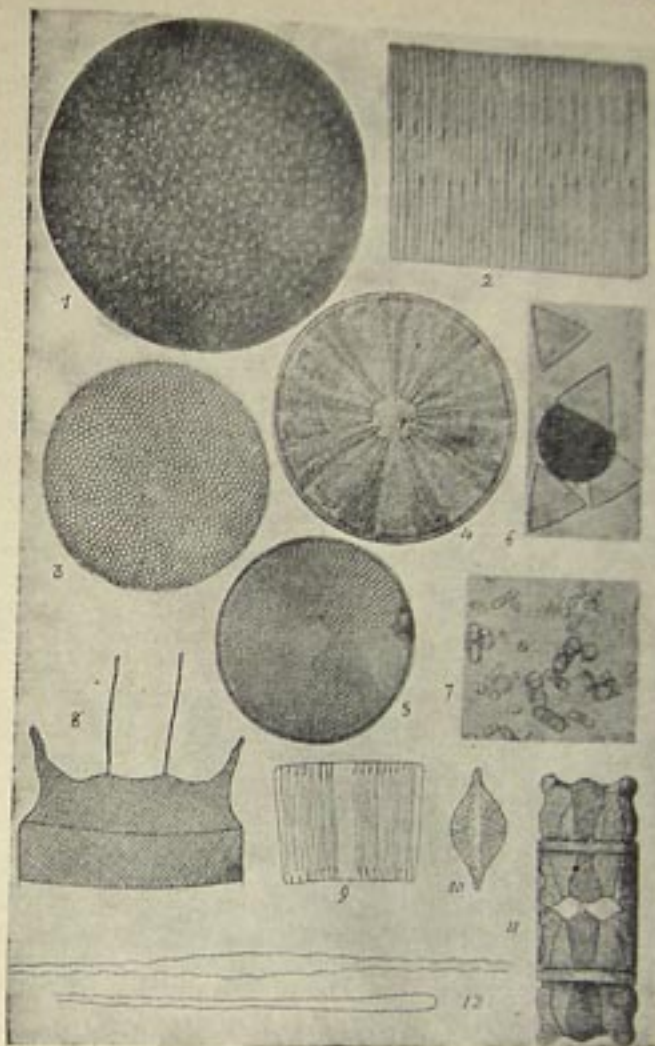
Les Diatomées fossiles ont apporté bien souvent d'intéressants renseignements aux géologues. Elles renferment, surtout les Diatomées provenant de dépôts marins, une foule de formes aujourd'hui disparues, et qui sont extrêmement curieuses (voir par ex. Laporte et Lefébure, loc. cit.).

Les dépôts de Diatomées se forment encore de nos jours, au fond des lacs et au fond des mers, mais alors, ces dépôts récents ne contiennent que des espèces actuelles. Il existe un très grand nombre de dépôts de Diatomées fossiles, dans toutes les parties du monde. En France, nous en avons en Auvergne d'importants, qui ont été déjà étudiés, au début du siècle, par J. Héribaud (Diatomées fossiles d'Auvergne).

**Classification.** — La classification la plus en usage est basée sur la forme des valves. On divise ainsi les Diatomées en :

1<sup>o</sup> *Centriques* (*Centricæ*), à frustules plus ou moins cylindriques, à ornementation (perles ou côtes) rayonnante, symétrique par rapport à un point central (ex. *Coscinodiscus*).

2<sup>o</sup> *Pennates* (*Pennatæ*), à frustules non cylindriques, à



Diatomées marines.

**Pl. 104. — DIATOMÉES MARINES.** — 1, *Eupodiscus argus* Ehr., 100/120  $\mu$ ; 2, *Rhabdonema adriaticum* Kg., 100  $\mu$ ; 3, *Coscinodiscus oculus-iris* Ehr., 300  $\mu$ ; 4, *Actinopteryx splendens* (Shadb.) Ralfs, 100/150  $\mu$ ; 5, *Actinopteryx undulatus* Ralfs, 50/90  $\mu$ ; 6, *Tricetarium farus* Ehr., 100  $\mu$ ; 7, *Melosira nummuloides* (Dillw.) Ag., 30  $\mu$ ; 8, *Biddulphia mobiliensis* Bail., 80  $\mu$ ; 9, *Striatella unipunctata* (Lyngb.) Ag., 40  $\mu$ ; 10, *Fragilaria amphiceros* (Ehr.) Schütt., 35  $\mu$ ; 11, *Biddulphia pulchella* Gray, 80  $\mu$ ; 12, *Synedra undulata* W. Sm., 10  $\mu$  de large, 40  $\mu$  plus longue (D'après Hustedt.)



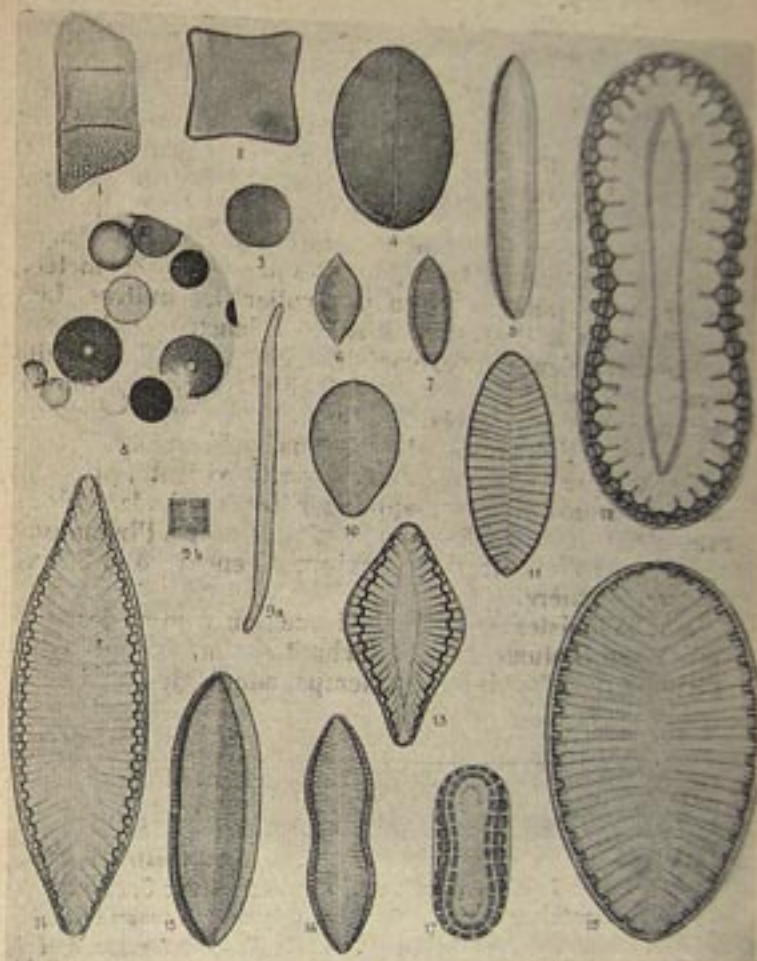
symétrie axiale. Les Diatomées Pennates possèdent dans la direction du grand axe, soit une côte longitudinale avec épaississement médian (raphé) (ex. *Pinnularia*), soit un espace clair, dépourvu de stries (pseudo-raphé) (ex. *Cocconeis*).

**Bibliographie.** — Van Heurck, Traité des Diatomées; Peragallo (H. et M.), Diatomées marines de France (ces deux ouvrages sont épuisés et rares); Pelletan, Les Diatomées, 1888; Héribaud, Les Diatomées fossiles d'Auvergne, 1902-1908; Les Diatomées des travertins d'Auvergne, 1920; Laporte et Lefébure, Diatomées rares et curieuses, vol. I, 1929, vol. II, 1930; Hustedt, Süßwasserdiatomeen Deutschlands, 1917; Süßwasserflora, Heft 10; etc.

**Récolte.** — Dans l'eau douce, appliquer les méthodes générales, et visiter toutes sortes de stations, aussi bien les eaux stagnantes que les eaux courantes, ruisseaux, fleuves, fossés, mares, etc.

Les Diatomées forment souvent un enduit brunâtre que l'on reconnaît facilement dès qu'on l'a vu quelques fois.

**Pl. 105. — DIATOMÉES MARINES.** — 1, *Isthmia enervis* Ehr., 300/350  $\mu$ ; 2, *Amphitetras antediluviana* Ehr., 120  $\mu$ ; 3, *Campylodiscus clypeus* Ehr., 120  $\mu$ ; 4, *Orthonois splendida* Greg., 70/170  $\mu$ ; 5, *Nitzschia tryblionella* Hantzsch., 100/140  $\mu$ ; 6, *Nitzschia punctata* Sm., 40  $\mu$ ; *Nitzschia granulata* Grun., 50  $\mu$ ; 8, *Coccinodiscus* et *Arachnoidiscus*; 9, *Surirella elongata* Bréb., 150  $\mu$ ; 10, *Podocypsis spathulata* Shadb., 65  $\mu$ ; 11, *Surirella gemma* Ehr., 80/120  $\mu$ ; 12, *Surirella balteum*, 215  $\mu$ ; 13, *Surirella turgida*, 95  $\mu$ ; 14, *Surirella biseriata* Bréb., 200  $\mu$ ; 15, *Nitzschia tryblionella* var. *maxima* Grun., 120  $\mu$ ; 16, *Surirella smithii*, 100  $\mu$ ; 17, *Surirella arabica*, 75  $\mu$ ; 18, *Surirella striatula* Turpin, 165  $\mu$ . (En partie d'après Peragallo.)



Diatomées marines.



Certaines espèces forment des filaments plus ou moins longs, des touffes attachées aux pierres et objets quelconques submergés. Pêcher au filet fin pour recueillir les Diatomées, souvent très intéressantes, du plancton des lacs, des fleuves, etc.

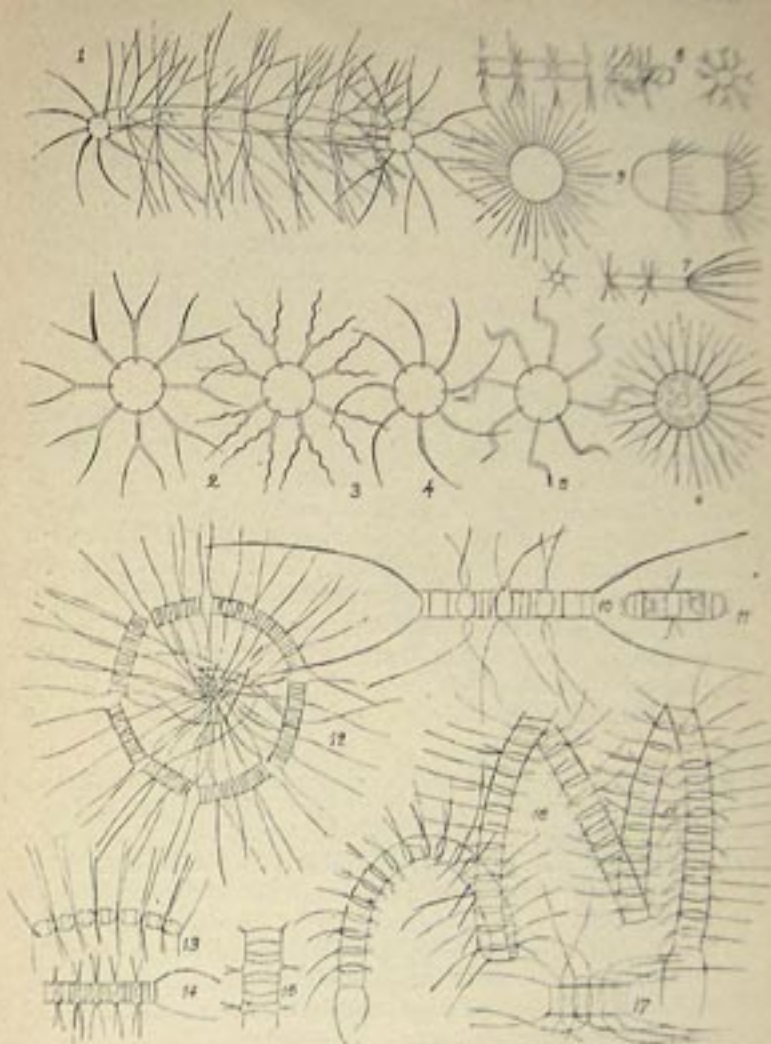
Dans la mer, les Diatomées du plancton se récoltent aussi au filet fin. Elles sont parfois extrêmement nombreuses, formant le fond des récoltes. Sur le rivage, rechercher les algues brunes ou rouges sur lesquelles les Diatomées vivent en épiphytes, formant une croûte brunâtre ou jaunâtre, parfois des touffes plus ou moins fortes. Laver des coquillages et en particulier des huîtres. Les coquilles des huîtres sont brossées soigneusement (avec une brosse à dents par exemple), et on recueille l'eau du lavage. On laisse reposer et on traite le sédiment par la méthode donnée ci-après. Traiter de même des estomacs d'Ascidies, d'Holothuries, de poissons herbivores.

**Technique.** — Pour étudier la partie vivante, plasma, noyau, chromatophores, appliquer les méthodes générales : par exemple, fixer au Bouin, colorer à l'hémalum-éosine, ou à l'hémaroxyline ferrique ou encore à la Safranine-vert lumière.

Les Diatomistes, — c'est ainsi que l'on nomme les spécialistes en Diatomées — s'attachant surtout à l'étude des frustules, ont, depuis fort longtemps, adopté des méthodes

**Pl. 106. — DIATOMÉES DU PLANCTON MARIN. —**

1 à 5, *Bacteriastrum varians* Laud. ; 6, *Bacteriastrum hyalinum* Laud. ; 7, *Bacteriastrum elongatum* Cleve ; 8, *Bacteriastrum delicatulum* Cl. ; 9, *Corethron hystrix* Hensen ; 10, 11, *Chaetoceros seiracanthus* Grun. ; 12 à 15, *Chaetoceros sociale* Laud. ; 16, *Chaetoceros scolopendra* Cleve ; 17, *Chaetoceros biconcavus* Grun. (D'après Peragallo.) (Toutes ces fig. sont grossies environ 200 fois.)



Diatomées du plancton marin.



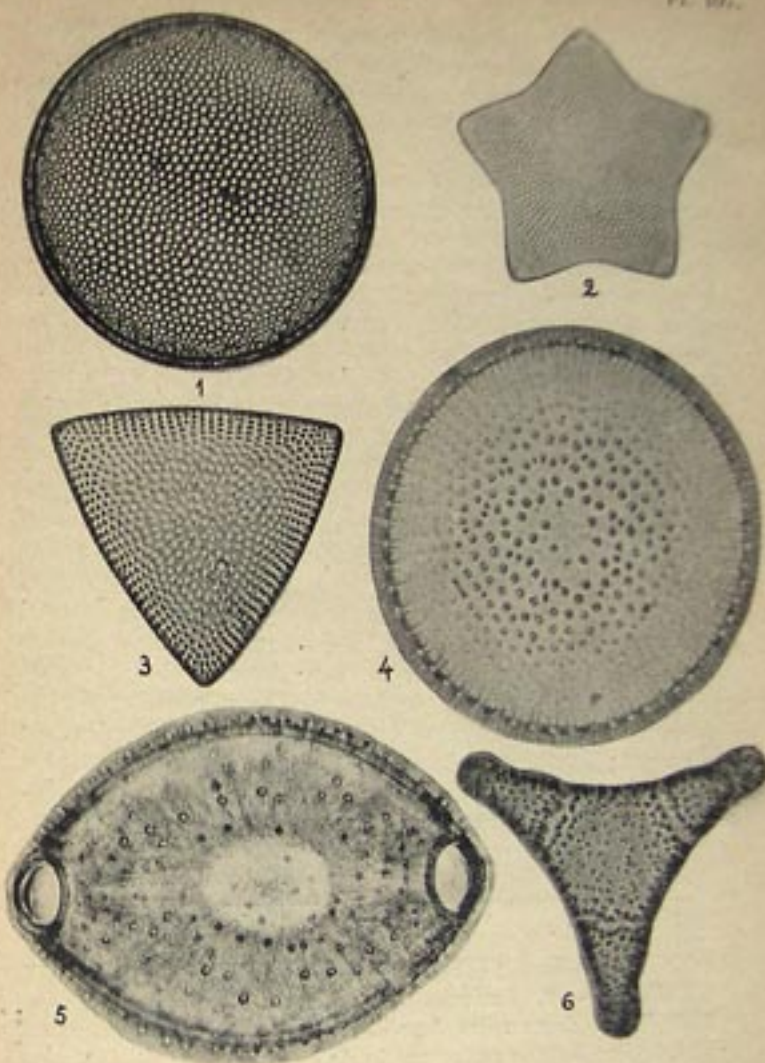
destinées à débarrasser complètement les Diatomées de la matière organique et à obtenir des frustules parfaitement propres.

1<sup>re</sup> Méthode à l'acide nitrique. — Placer le dépôt ou la récolte dans une coupelle de porcelaine et recouvrir d'acide nitrique. Faire chauffer et bouillir doucement, soit en plein air, soit sous la hotte d'une cheminée. Ajouter de l'acide nitrique si c'est nécessaire. Prélever de temps à autre une gouttelette que l'on étend d'eau et examine au microscope. Si toute la matière organique ne disparaît pas complètement, ajouter *très prudemment*, après avoir enlevé la flamme, quelques cristaux de chlorate de potasse. Le chlore naissant suffit généralement à faire disparaître toutes les matières organiques qui n'étaient pas encore détruites. Verser alors tout le contenu de la coupelle dans de l'eau pure et laisser les Diatomées se déposer naturellement au fond du vase. Décanter soigneusement, ou enlever l'eau à la pipette. Remplir le vase à nouveau avec de l'eau pure, et répéter plusieurs fois ces opérations, en terminant avec de l'eau distillée. Cette méthode, assez brutale, ne convient pas pour certaines Diatomées peu silicifiées, telles que celles du plancton marin (et même certaines Diatomées d'eau douce). Traiter alors la récolte par la seconde méthode.

2<sup>de</sup> Méthode à l'eau de Javel. — La récolte est recouverte

PL. 107. — DIATOMÉES MARINES FOSSILES. —

1, *Endietya oceanica* Ehrenberg, du dépôt de Santa Monica, Californie; 2, *Triceratium arcticum* Brightwell, du dépôt de Sendai, Japon; 3, *Stictodiscus parallelus* Grunow, du dépôt de Oamaru Nouvelle-Zélande; 4, *Stictodiscus californicus* Grev., de Hatt; 5, *Biddulphia primordialis* J. Br., de Sendai; 6, *Triceratium glandiferum* Grun., de Oamaru. (Photo Lemaudley.)



Diatomées fossiles.

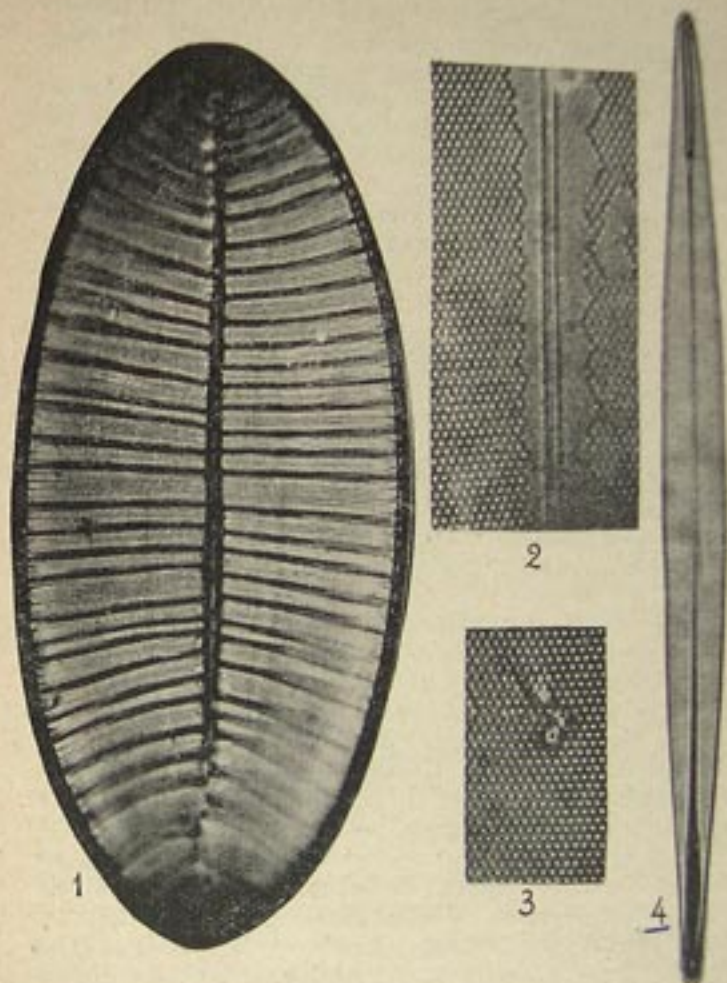


d'eau de Javel, que l'on remplace plusieurs fois s'il le faut. Le traitement dure de quelques heures à quelques jours. Toujours surveiller au microscope en prélevant une gouttelette de temps à autre. Terminer par de soigneux lavages comme ci-dessus.

Par l'une ou l'autre méthode, on obtient finalement un dépôt blanc ou grisâtre, qui est constitué uniquement par des frustules de Diatomées.

Pour faire des préparations : 1° essuyer très soigneusement des lamelles (rondes, de préférence) ; 2° déposer au centre de chaque lamelle, au moyen d'une pipette, une gouttelette d'eau contenant les Diatomées en suspension (après avoir agité le tube qui les contient) ; 3° faire sécher lentement sur la platine chauffante, ou attendre l'évaporation naturelle de l'eau ; 4° déposer une goutte de xylol (ou de benzol ou toluène) qui chasse l'air des frustules ; 5° déposer une goutte de baume du Canada ; 6° faire sécher prudemment le baume en plaçant la lamelle, baume en dessus, sur la platine chauffante : le baume est à point lorsque, ayant laissé refroidir la lamelle, il montre, en le regardant obliquement, des reflets légèrement irisés, en même temps que la pointe d'une aiguille, froide, tenue obliquement, n'enfonce pas dans le baume ; si ce dernier est trop sec, il craque et se détache de la lamelle ; s'il ne l'est pas assez, la préparation n'est pas maniable immédiatement ; 7° placer la lamelle, baume en dessus, sur un carton blanc, puis renverser dessus une lame préalablement chauffée : le baume fond légèrement et adhère à la

Pl. 108. — DIATOMÉES EMPLOYÉES COMME TESTS. — 1, *Surirella gemma* Ehr. (Photo Lemardeley) ; 2, 3, *Pleurosigma angulatum* Ehr. (la fig. 2, représente le raphe, la fig. 3, une autre partie de la valve) ; 4, *Amphipleura pellucida* Kütz (Phot. Leitz).



Diatomées : Tests.



lame qui est retournée et chauffée prudemment, de manière à liquéfier le baume, lequel file peu à peu sous la lamelle. La préparation, refroidie, est alors sèche et peut être lutée et étiquetée.

Les préparations ainsi obtenues sont dites *préparations étendues*, par opposition aux préparations ne contenant qu'un seul ou quelques frustules, qui sont dites alors *préparations de Diatomées isolées*. Ces dernières préparations sont faites avec le même matériel, mais les frustules sont saisis un à un, soit à la main, armée d'un cil de porc emmanché convenablement, soit au moyen d'appareils plus ou moins compliqués. Les frustules, préalablement étendus et séchés sur une grande lame, sont ainsi transportés sur des lamelles ayant reçu un encollage spécial, et les préparations sont terminées à la manière habituelle. Les Diatomées peuvent être aussi groupées sur une seule lamelle, soit en rosettes artistiques, soit en rangées parallèles permettant, grâce à un catalogue fourni avec la préparation, de repérer immédiatement telle Diatomée connue. Ces dernières préparations sont souvent dites *typenplatten*, mot allemand signifiant préparations de types.

Plus le milieu dans lequel sont montées les Diatomées possède un haut indice de réfraction, plus les fins détails des frustules apparaissent nettement. Aussi a-t-on, depuis longtemps, cherché à remplacer le baume du Canada par d'autres résines, par des baumes véritables, ou par des produits tout différents. Il existe aujourd'hui un certain nombre de milieux à haut indice de réfraction, et qui ne servent à peu près que pour les Diatomées. Les plus utilisés sont le *styrax* et le *mono-bromure de naphthaline*. Le premier s'emploie comme le baume; le second, qui est liquide, s'emploie seul ou mélangé à du baume du Canada. Citons encore le *realgar* (bisulfure d'arsenic), d'un emploi difficile, et le *Hyrax*, produit américain de découverte récente dont nous ne connaissons pas la composition.

## APPLICATIONS DIVERSES DU MICROSCOPE

### GÉOLOGIE — MINÉRALOGIE

(Planche T)

Dans ces deux branches de l'Histoire naturelle, le microscope sert d'une part à l'étude des fossiles microscopiques ou très petits (Diatomées, Radiolaires, Foraminifères, Algues de certains charbons); d'autre part à l'étude de la structure des fossiles de plus grande dimension et des roches et minéraux. Dans ces derniers cas, il faut évidemment faire des coupes, mais alors avec des méthodes bien différentes de celles que nous avons vues.

**Bibliographie.** — Jannettaz, Les Roches et leurs éléments minéralogiques, 4<sup>e</sup> édition; Rinne, La Science des Roches, 1928.

**Technique.** — Les roches ou fossiles sont découpés (avec une scie à diamants ou avec un fil d'acier sans cesse enduit d'émeri) en lames le plus mince possible. Ces lames sont ensuite usées sur des meules, alternativement sur l'une et l'autre face, jusqu'à ce que la minceur soit suffisante pour permettre l'étude en lumière transmise après montage au baume du Canada. L'étude de ces lames minces de roches se fait surtout en lumière polarisée, soit



avec des microscopes spéciaux, soit avec des microscopes ordinaires auxquels on a adapté un appareil de polarisation. Les lames minces de roches sont difficiles à préparer et leur prix est toujours élevé.

### CRISTAUX

(Planches T, 109 et 110)

Les quelques figures ci-contre ne donnent qu'une faible idée de la richesse des formes des cristaux et arborisations que l'on peut observer au microscope, soit ordinaire, soit polarisant.

**Technique.** — Faire des solutions de divers sels ou acides, peu ou pas hygrométriques de préférence, à un

#### Planche 109

### CRISTAUX

- 1, platino-cyanure de magnésium;
- 2, santonine (en lumière polarisée);
- 3, asparagine (en lumière polarisée);
- 4, asparagine (en lumière naturelle);
- 5, chlorate de potasse (lumière polarisée);
- 6, salicine (lumière polarisée). (D'après Lemardeley.)



Cristaux.



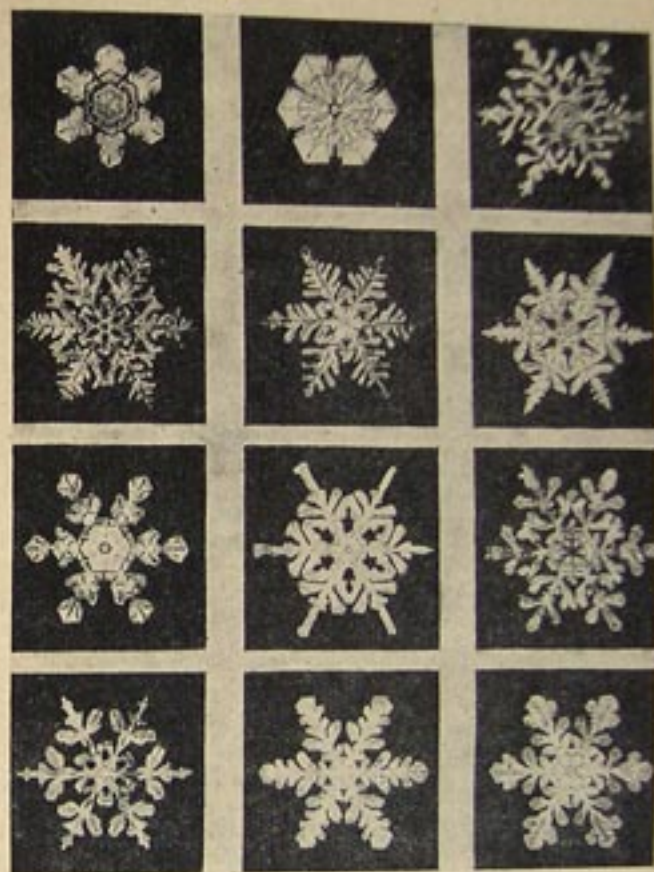
titre faible. Déposer une goutte sur la lame et laisser sécher lentement, ou bien hâter la dessiccation par un chauffage modéré. Suivant les concentrations, suivant la rapidité de la dessiccation, on obtient des arborisations ou des cristaux plus ou moins gros, toujours d'un bel effet. On peut même, l'œil à l'oculaire, assister à la cristallisation.

Les préparations réussies peuvent être transformées en préparations définitives, en les montant à sec. Certains cristaux (permanganate de potasse, acide tartrique, acide gallique, asparagine, etc.) supportent parfaitement le montage au baume.

# Planche 110

## CRISTAUX DE NEIGE

Divers types de cristaux de neige, photographiés à une température de  $-10^{\circ}$  à  $-15^{\circ}$ . (D'après W. A. Bentley.)



Cristaux de neige.



# ANALYSE MICROCLIMIQUE

L'analyse microchimique date d'une cinquantaine d'années. Elle consiste à provoquer la formation de cristaux de formes définies, reconnaissables sous l'objectif, et permettant de connaître la composition d'une matière que l'on ne possède qu'en très faible quantité. Indépendamment du point de vue scientifique, de très belles observations peuvent être faites sur ce sujet.

**Bibliographie.** — Pozzi-Escot, Analyse microchimique et spectroscopique.

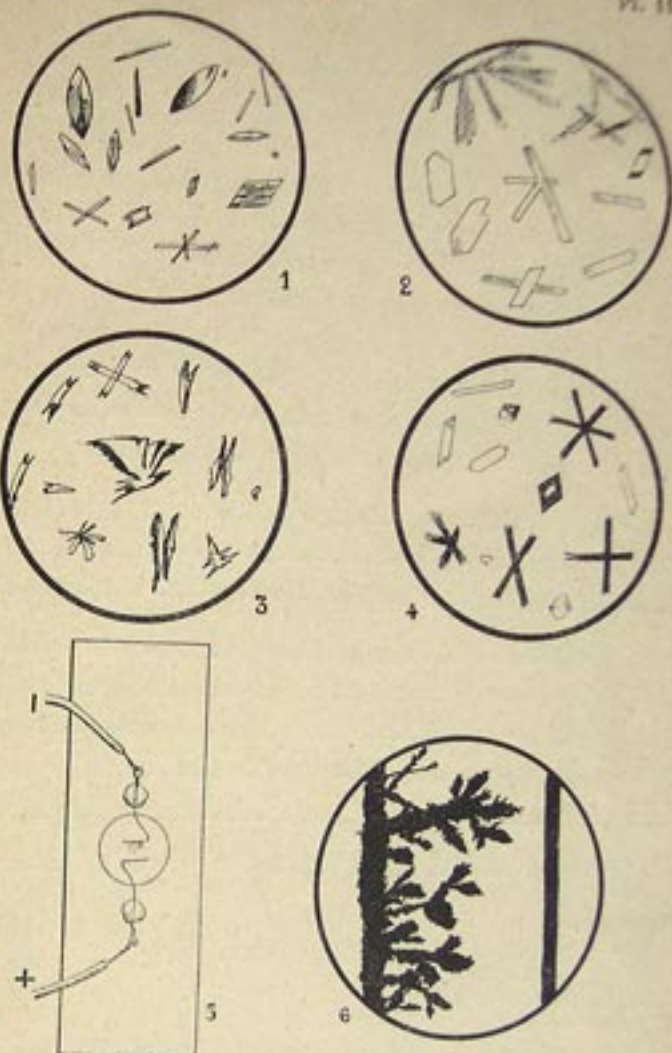
**Technique.** — Utiliser de faibles et moyens grossissements. Déposer l'une près de l'autre, sur une lame, une goutte de la matière à essayer et une goutte du réactif. Réunir les deux gouttes par un pont de liquide pour provoquer la formation des cristaux.

## MICRO-ÉLECTROLYSE

D'intéressants phénomènes de micro-électrolyse peuvent être observés au microscope avec une installation fort simple schématisée, fig. 5, pl. 111.

Observer ainsi, par exemple, la formation de l'arbre de Saturne à la cathode, dans une solution à 15/20 % d'acétate de plomb (ou d'un autre sel de ce métal) (fig. 6, pl. 111), ou toute autre décomposition de sel.

**Pl. 111. — ANALYSE MICROCHIMIQUE. MICRO-ELECTROLYSE.** — 1, Chromate de plomb en solution azotique; 2, oxalate de cadmium; 3, oxalate d'étain; 4, oxalate manganoux-ammoniacal (d'après Pozzi-Escot); 5, dispositif pour réaliser les expériences de micro-électrolyse. Deux fils amènent le courant d'une pile de lampe de poche. Ils sont reliés à deux petits fils de nichrome, disposés selon la fig. et collés sur la lame par une grosse goutte de lut de R. du Noyer à la lanoline. 6, arbre de Saturne microscopique; à gauche, la cathode (—).



Analyse microchimique.



## FIBRES TEXTILES — PAPIERS

(Planche 112)

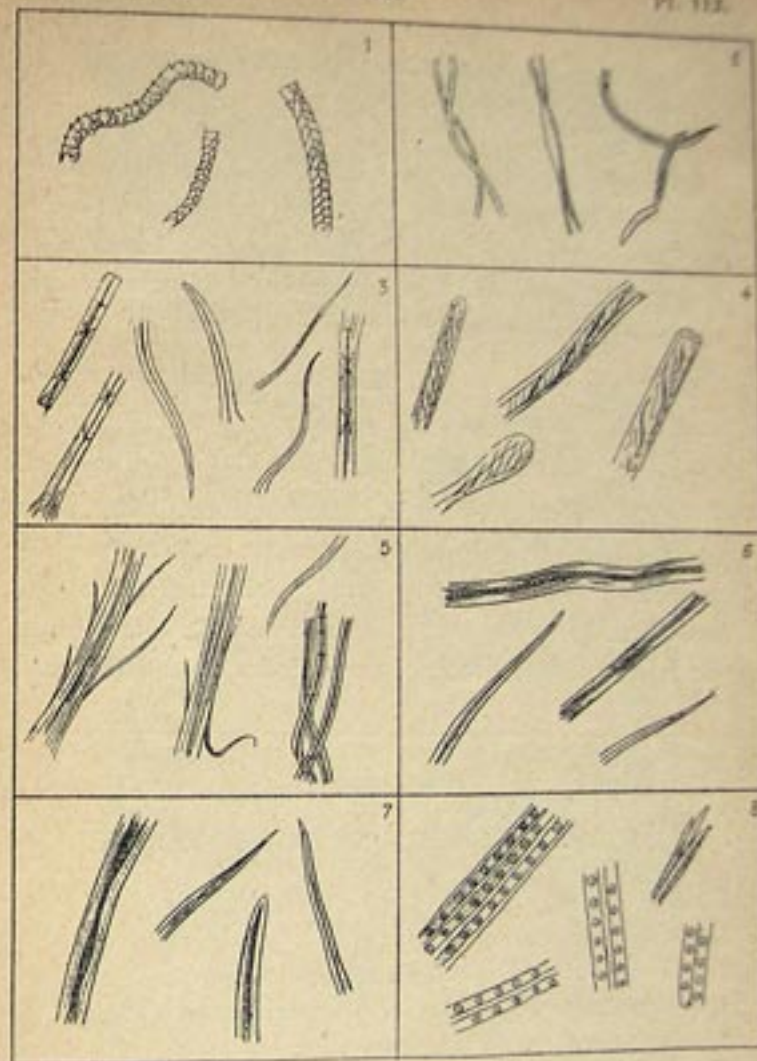
L'étude microscopique des fibres textiles fournit d'importants caractères qui permettent de différencier facilement ces fibres les unes des autres, ainsi qu'on peut s'en rendre compte sur les figures ci-contre.

Les pâtes à papiers, les papiers eux-mêmes peuvent, d'une manière analogue, être distingués les uns des autres, en même temps qu'on peut reconnaître les éléments qui leur donnent leurs qualités et leurs défauts propres.

**Bibliographie.** — **Manget**, Tableaux synoptiques pour l'examen des Tissus et l'analyse des fibres textiles, 1928; **Pêcheux**, Les Textiles, les Tissus, le Papier, 1922.

**Technique.** — Monter les fibres textiles ou les papiers sans coloration, dans la gélatine glycinée, après imprégnation par le lactophénol, ou, après coloration faible au bleu de méthylène, dans le baume du Canada.

**Pl. 112. — FIBRES TEXTILES.** — 1, fil de laine;  
2, fibres de coton;  
3, fibres de lin;  
4, fibres de ramie;  
5, fibres de chanvre;  
6, fibres de phormium;  
7, fibres de jute;  
8, fibres de conifères. (D'après Tempère.) Toutes ces fibres textiles sont employées dans la fabrication des papiers.



Fibres textiles.



## MÉTALLOGRAPHIE

(Planche 113)

Les propriétés des métaux et des alliages découlent de leur composition chimique ainsi que de leur structure et de la répartition des éléments dans la masse. La métallographie utilise depuis fort longtemps le microscope, qui donne sur ces sujets de précieuses indications.

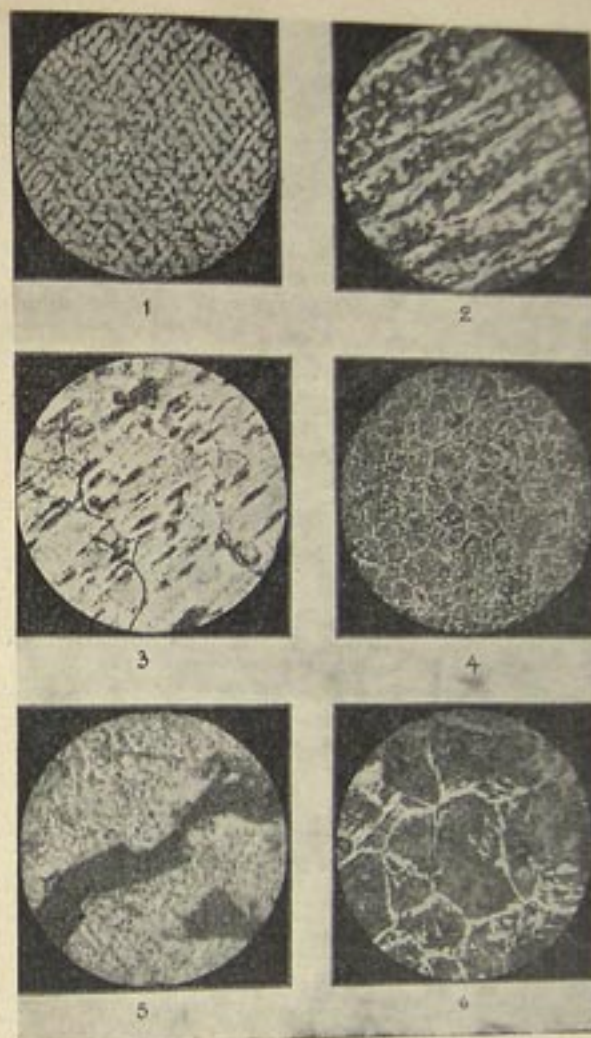
**Bibliographie.** — A. H. Hiorns, Métallographie, (s. d.).

**Technique.** — On examine en lumière réfléchie la surface polie très soigneusement de l'échantillon. Il faut, pour cela, éclairer cette surface verticalement ou très peu obliquement. Il existe des microscopes spéciaux, réalisant ces conditions. Souvent on attaque la surface de l'échantillon par des réactifs afin de faire ressortir les divers éléments.

## Planche 113

## MÉTALLOGRAPHIE MICROSCOPIQUE

- 1, acier au manganèse à 30 % de manganèse ;
- 2, acier au manganèse à 50 % ;
- 3, acier au manganèse à 50 %, refroidi lentement ;
- 4, acier de bonne qualité, laminé à la température voulue ;
- 5, acier à trop haute teneur en soufre ;
- 6, acier laminé à trop haute température. (D'après Tezât.)





# COPROLOGIE

(Planche 114)

Science relativement jeune — tout au moins de nom — la coprologie, ou étude des matières fécales en général, a fait de rapides progrès ces dernières années. L'examen macroscopique et microscopique des selles donne de très précieux renseignements, non seulement dans le cas de maladies parasitaires (par exemple *Tænia*, dont on trouve les œufs), mais aussi sur l'état du tube digestif et le fonctionnement de ses divers organes.

**Bibliographie.** — Langeron et Rondeau du Noyer, Coprologie microscopique, 2<sup>e</sup> édition, 1929.

**Pl. 114. — COPROLOGIE.** — Cette planche, que M. Rondeau du Noyer a eu l'amabilité de dessiner spécialement pour nous, représente les éléments les plus importants parmi ceux que l'on peut rencontrer dans les selles humaines provenant d'individus normaux ou parasités.

1, Pail de blé; 2, œuf de *Tænia solium*; 3, vaisseau végétal spiralé; 4, mucus; 5, œuf d'*Ascaris lumbricoides* (ver); 6, cellule de feuille avec stomate; 7, cellules végétales vidées de leur contenu par digestion; 8, œuf de *Trichocephale* (ver); 9, kyste d'Amibe (*Entamoeba dysenteriae*); 10, kyste d'Amibe (*Entamoeba coli*); 11, œuf d'*Ankylostome* (ver); 12, cellule scléreuse en sablier de graine de légumineuse; 13, fibres musculaires peu digérées; 14, fibre musculaire non digérée; 15, corps de Nothungel (muscle bien digéré); 16, kyste de *Lambliia intestinalis* (flagellé); 17, grain de pollen d'artichaut; 18, cellules à fécule de la pomme de terre, après digestion de la fécule elle-même; 19, œuf de *Dicrocoelium lanceolatum* (ver); 20, cristaux d'oxalate de calcium; 21, grain de fécule peu digéré; 22, cellules scléreuses de la poire — En résumé, on peut distinguer dans cette planche : a) les éléments normaux n<sup>os</sup> 1, 3, 4, 6, 7, 12, 13, 14, 15, 17, 18, 20, 21, 22 et b) les éléments pathologiques n<sup>os</sup> 2, 5, 8, 9, 10, 11, 16, 19.



Coprologie.



**Technique.** — Il existe déjà de très nombreuses méthodes, que nous ne pouvons même énumérer. La plus classique consiste à examiner : 1° sans aucun réactif, un fragment de selles chaudes délayé s'il le faut dans du sérum physiologique tiède; 2° une préparation faite en ajoutant du liquide de Lugol; 3° une autre en remplaçant ce liquide par le lactophénol.

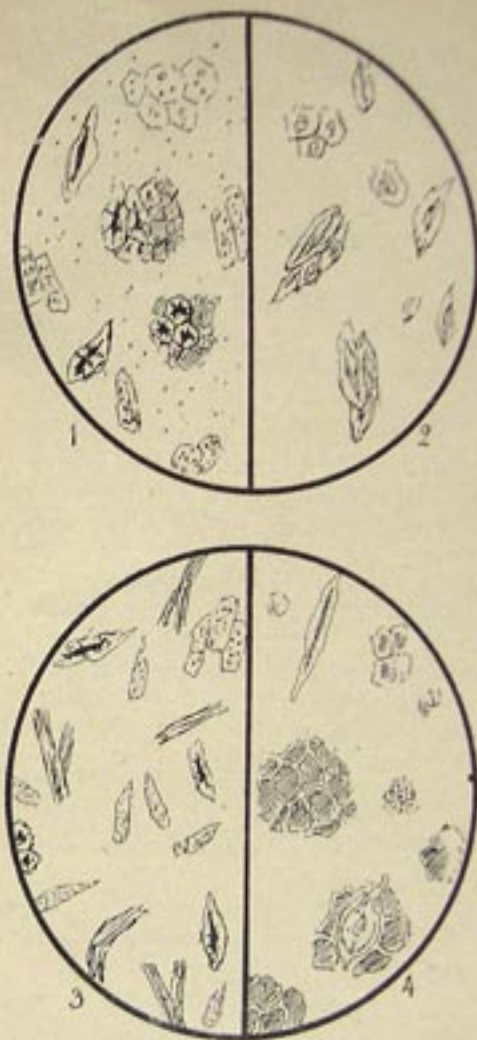
# **FALSIFICATION DES SUBSTANCES ALIMENTAIRES ET PHARMACEUTIQUES**

(Planche 115)

L'introduction d'un élément étranger dans une substance alimentaire ou pharmaceutique est facilement révélée par le microscope. En effet, la structure intime des substances pures est connue grâce aux études qui en ont été faites, et on connaît également celle des matières les plus usitées dans les fraudes. Nous nous bornerons à donner quelques exemples sur ce sujet.

**Bibliographie.** — Bonnet, Précis d'Analyse microscopique des Denrées alimentaires. Caractères. Procédés d'examen, Altérations et Falsifications, 1890; Breteau, Guide pratique des Falsifications et altérations des subs-

**Pl 115. — FALSIFICATIONS DU POIVRE.** — 1, Eléments du poivre noir pur; 2, poudre de grignons d'olive, parfois ajoutée au poivre; 3, poivre noir falsifié par de la poudre de maniguette, à saveur brûlante, destinée à « le remonter ». On reconnaît au milieu des éléments du poivre, ceux, particuliers, de la maniguette; 4, poudre de feuille de laurier (en bas et à droite, un stomate).



Falsifications du poivre.



tances alimentaires, 1907; **Macé**, Les Substances alimentaires étudiées au microscope, surtout au point de vue de leurs altérations et de leurs falsifications, 1891; Etudes micrographiques des Poudres médicinales d'origine animale, 1908.

**Technique.** — Les méthodes peuvent être très différentes suivant la nature de la substance à examiner. Les poudres de végétaux seront parfois traitées à l'hypochlorite et colorées au carmin-vert d'iode, puis montées au baume. Plus souvent, on se contentera de délayer un peu de la substance dans une goutte de lactophénol, qu'on pourra remplacer ensuite par de la gélatine glycinée.

## TABLE DES MATIÈRES

Avant-propos . . . . .	5
PREMIÈRE PARTIE	
Principe du microscope . . . . .	7
Historique . . . . .	11
Description du microscope . . . . .	15
<i>Partie mécanique :</i>	
Le pied . . . . .	15
La platine . . . . .	16
La potence . . . . .	18
La crémaillère . . . . .	19
Les mouvements lents . . . . .	19
Le tube . . . . .	20
Montures simplifiées . . . . .	22
<i>Partie optique :</i>	
Objectif . . . . .	23
Objectifs achromatiques et apochromatiques . . . . .	24
Objectifs à sec et objectifs à immersion . . . . .	27
Qualités d'un objectif . . . . .	27
Tests . . . . .	31
Notation des objectifs . . . . .	32
Oculaires . . . . .	33
Choix des objectifs et des oculaires . . . . .	34
Appareil d'éclairage . . . . .	36
Éclairage à fond noir, ultramicroscope . . . . .	38
Microscopes binoculaires, microscopes de poche . . . . .	39
Appareils à dessiner et à mesurer . . . . .	40
Entretien du microscope . . . . .	47
Emploi du microscope . . . . .	49
Mise au point . . . . .	82



<b>Examen des préparations</b> . . . . .	55
Insuccès . . . . .	58
<b>La préparation microscopique</b> . . . . .	60
Les lames et les lamelles . . . . .	62
<b>Les préparations temporaires</b> . . . . .	64
Dissociations, Coupes . . . . .	68
Microtome à main . . . . .	71
Microtome Lelong . . . . .	71
Microtomes automatiques . . . . .	72
Inclusion . . . . .	74
<b>Les préparations définitives</b> . . . . .	76
Milieux aqueux . . . . .	78
Montage dans la gélatine glycinée . . . . .	78
Milieux non aqueux . . . . .	81
Le Baume du Canada . . . . .	81
Montage au Baume . . . . .	82
Résine mastic . . . . .	83
Milieux spéciaux . . . . .	84
<b>Fermeture et étiquetage des préparations</b> . . . . .	84
Emploi de la tournette . . . . .	85
Montage des objets à sec . . . . .	86
Étiquetage . . . . .	87
<b>Fixation — Coloration</b> . . . . .	88
Fixation . . . . .	89
Colorations . . . . .	90
Colorants du noyau . . . . .	92
Colorants naturels . . . . .	92
Couleurs d'aniline . . . . .	95
Colorants plasmatiques . . . . .	98
Colorations combinées . . . . .	99
<b>Procédés de récolte</b> . . . . .	100
<b>Calendrier des récoltes du micrographe</b> . . . . .	103

## DEUXIÈME PARTIE

<b>Zoologie</b> . . . . .	107
Anatomie microscopique — Histologie — Cytologie . . . . .	107

Le sang (Hématologie) . . . . .	114
Poils, cornes, plumes, écailles de poissons . . . . .	118
Entomologie . . . . .	124
Insectes parasites . . . . .	126
Acariens . . . . .	140
Crustacés . . . . .	142
Rotifères, Tardigrades, Gastrotriches . . . . .	146
Vers parasites : Helminthes . . . . .	152
Hydrires, Bryozoaires . . . . .	156
Spicules d'éponges, de Gorgones et d'Holothuries . . . . .	164
Mollusques : Ruban lingual et radula . . . . .	168
Protozoaires . . . . .	170
Classification des Protozoaires . . . . .	174
Protozoaires parasites . . . . .	186
<b>Botanique</b> . . . . .	194
Anatomie et Histologie végétales ; cellules et tissus . . . . .	194
Pollens et graines . . . . .	202
Poils de végétaux . . . . .	206
Bois . . . . .	208
Fougères, Prêles, Lycopodes, Isoètes . . . . .	210
Mousses, Sphaignes, Hépatiques . . . . .	212
Champignons supérieurs : spores . . . . .	214
Champignons inférieurs . . . . .	215
Lichens . . . . .	218
Algues marines . . . . .	220
<b>Faune et Flore microscopiques des eaux douces</b> . . . . .	222
Plancton d'eau douce . . . . .	223
Rhizopodes . . . . .	224
Héliozaaires . . . . .	228
Flagellés . . . . .	230
Chrysomonadines . . . . .	230
Cryptomonadines . . . . .	231
Dinoflagellates . . . . .	234
Eugléniens . . . . .	238
Phytomonadines ou Volvocales . . . . .	239
Flagellés non pigmentés (incolores) . . . . .	244
Infusoires ciliés . . . . .	248



Infusoires tentaculifères : Acinétiens . . . . .	260
Algues d'eau douce . . . . .	262
Myxophycées . . . . .	264
Chlorophycées . . . . .	265
Chlorophycées unicellulaires : Protococcales et familles voisines . . . . .	268
Chlorophycées unicellulaires : Desmidiées . . . . .	269
Chlorophycées filamenteuses . . . . .	276
Hétérokontes . . . . .	280
Rhodophycées . . . . .	282
Schizomycètes . . . . .	282
Champignons parasites des Algues . . . . .	286
<b>Faune et Flore microscopiques de la mer . . . . .</b>	<b>288</b>
Plancton marin . . . . .	288
Rhizopodes amœbiens . . . . .	290
Foraminifères . . . . .	290
Radiolaires . . . . .	294
Coccolithophorinées . . . . .	296
Dinoflagellates . . . . .	300
Infusoires . . . . .	306
<b>Microbiologie . . . . .</b>	<b>312</b>
Bactériologie . . . . .	312
Spirochètes . . . . .	322
Champignons pathogènes . . . . .	324
Levures . . . . .	326
<b>Diatomées . . . . .</b>	<b>328</b>
<b>Applications diverses du microscope . . . . .</b>	<b>343</b>
Géologie, Minéralogie . . . . .	343
Cristaux . . . . .	344
Analyse microchimique . . . . .	348
Micro-électrolyse . . . . .	348
Fibres textiles, papiers . . . . .	350
Métallographie . . . . .	352
Coprologie . . . . .	354
Falsification des substances alimentaires et pharmaceutiques . . . . .	356

## TABLE DES PLANCHES COLORIÉES

Pl.	A.	Histologie . . . . .	Pages
	B.	Hématologie . . . . .	112
	C.	Entomologie . . . . .	113
	D.	Entomologie . . . . .	128
	E.	Entomotrachées . . . . .	129
	F.	Hydrides-Alcyonaires . . . . .	176
	G.	Spores de Champignons . . . . .	177
	H.	Champignons inférieurs . . . . .	192
	I.	Rhizopodes . . . . .	193
	J.	Chrysomonadines, Cryptomonadines, Dinoflagellates . . . . .	224
	K.	Eugléniens . . . . .	225
	L.	Phytomonadines . . . . .	240
	M.	Myxophycées . . . . .	241
	N.	Tetrasporales et Protococcales . . . . .	256
	O.	Desmidiées . . . . .	257
	P.	Chlorophycées filamenteuses . . . . .	272
	Q.	Rhizopodes et Flagellés marins . . . . .	273
	R.	Dinoflagellates marins . . . . .	304
	S.	Diatomées . . . . .	305
	T.	Roche et Cristaux . . . . .	320



## INDEX ALPHABÉTIQUE

- |  |               |                                      |               |
|--|---------------|--------------------------------------|---------------|
| Abbe (éclairage d') . . . . .                    | 37            | Auxospores (de diatomées). . . . .   | 339           |
| Abeille (dard) . . . . .                         | 129           | Bacilles. . . . .                    | 313, 314, 316 |
| Aberration chromatique . . . . .                 | 12, 14, 24    | Bactéries (culture des). . . . .     | 314           |
| — de sphéricité. . . . .                         | 12, 24        | Bactéries (types) . . . . .          | 314           |
| Acaréens . . . . .                               | 140, 141, 142 | Bactériologie . . . . .              | 312           |
| Acéto-chromique (liquide) . . . . .              | 270           | Bacterium. . . . .                   | 313, 314      |
| Acide picrique. . . . .                          | 98            | Batrachospermum. . . . .             | 282           |
| Acinétiens . . . . .                             | 180, 260, 352 | Baume du Canada. . . . .             | 77, 81        |
| Aérobies (Bactéries). . . . .                    | 314           | — (montage au). . . . .              | 82            |
| Alles d'insectes (technique). . . . .            | 126           | Bavendamm. . . . .                   | 282           |
| Alcyonaires (planche colo-<br>riée) . . . . .    | 177           | Bayard. . . . .                      | 134           |
| Algues d'eau douce . . . . .                     | 262           | Bécart . . . . .                     | 114           |
| — marines . . . . .                              | 220           | Beylot et Baudrimont. . . . .        | 113           |
| Alliot. . . . .                                  | 77            | Bitume de Judée (vernis au). . . . . | 83            |
| Allorge (P.). . . . .                            | 212           | Bitumi (de Zeiss) . . . . .          | 39            |
| Alun de fer. . . . .                             | 95            | Bleu coton . . . . .                 | 98            |
| Amibes . . . . .                                 | 224           | — de méthyle. . . . .                | 98            |
| — parasites des animaux. . . . .                 | 172           | — de méthylène . . . . .             | 96            |
| Amphipleura pellucida . . . . .                  | 32            | — de Toluidine. . . . .              | 96            |
| Anaérobies (Bactéries). . . . .                  | 314           | Bloc (à couper) . . . . .            | 72            |
| Analyse microchimique . . . . .                  | 348           | Bois. . . . .                        | 200, 208      |
| Anatomie microscopique. . . . .                  | 107           | Bonnet. . . . .                      | 356           |
| — végétale. . . . .                              | 194           | Bornet et Flahault. . . . .          | 264           |
| Angle d'ouverture (d'un ob-<br>jectif). . . . .  | 29, 30        | Botanique. . . . .                   | 194           |
| Annales de Protistologie. . . . .                | 188, 222, 262 | Bouin. . . . .                       | 90, 113       |
| Appareils à dessiner. . . . .                    | 40            | Bourdon (aile) . . . . .             | 129           |
| — d'éclairage . . . . .                          | 36            | Bourgogne . . . . .                  | 77            |
| Applications diverses du<br>microscope . . . . . | 343           | Branca . . . . .                     | 113           |
| Artère carotide . . . . .                        | 108           | Bräuer . . . . .                     | 148           |
|  |               | Breteau . . . . .                    | 356           |
|  |               | Brumpt. . . . .                      | 152, 188      |
|  |               | Brunthaler. . . . .                  | 268           |
|  |               | Bryophytes . . . . .                 | 212           |
|  |               | Bryozoaires. . . . .                 | 156, 160      |



Bugnon. . . . .	200	Coccolithes. . . . .	296
Buisson. . . . .	188	Coccolithophorinées. . . . .	296
Bulles d'air (apparences des)	59, 60	Coefficient micrométrique. . . . .	46
Bulliard et Champy. . . . .	113	Collin. . . . .	260
Calendrier des récoltes du micrographe. . . . .	103	Colorants acides. . . . .	98
Calkins. . . . .	222	— basiques. . . . .	92
Capsule centrale (des Radiolaires). . . . .	294	— du noyau. . . . .	92
Carmin. . . . .	92	— métachromatiques. . . . .	96
— d'indigo. . . . .	98	— plasmiques. . . . .	98
Cash. . . . .	223	Coloration. . . . .	88, 90
Cellules adipeuses. . . . .	108	— combinées. . . . .	90
Cellule (constitution de la)	108	— progressives. . . . .	91
— végétale. . . . .	194	— régressives. . . . .	91
Centriques (diatomées). . . . .	332	— vitales. . . . .	63
Cillés. . . . .	178	Comère (J.). . . . .	222, 262, 269
Ciliophora. . . . .	178	Condensateur. . . . .	37
Cirrhés. . . . .	248	Conifères (fibres de). . . . .	330
Chamaesiphonées. . . . .	264	Conjugées. . . . .	276
Chambres claires. . . . .	42, 43	Conrad. . . . .	304, 305
Champignons inférieurs. . . . .	193, 215	Copépodes. . . . .	142, 176
— parasites des Algues. . . . .	286	Coprologie. . . . .	354
— (Spores). . . . .	192, 214	Cornes. . . . .	118, 120
Champy. . . . .	113	— (technique). . . . .	120
Chanvre. . . . .	350	Costantin. . . . .	215
Chevalier (A.). . . . .	14	Coton. . . . .	350
Chloralphénol. . . . .	67	Couleurs d'aniline. . . . .	95, 98
Chlorobactéries. . . . .	284	Coupes. . . . .	68, 69
Chlorophycées. . . . .	264, 265, 268	— à main levée. . . . .	70
Chodat (R.). . . . .	269, 272, 273, 276	— optiques. . . . .	57
Chromo-acétique (mélange)	270	Coupin. . . . .	222
Chroococcacées. . . . .	264	— Dauphiné et Jodin. . . . .	196
Chrysalide (stigmaté). . . . .	128	Courmont. . . . .	313
Chrysomonadines. . . . .	225, 230, 232	Crémaillère du microscope. . . . .	19
Chytridinées. . . . .	286	Cristal-violet. . . . .	97
Cladocères. . . . .	142, 144, 176	Cristaux. . . . .	344
Classification des Protozoaires. . . . .	174	— de neige. . . . .	316
		Crown. . . . .	14
		Crustacés. . . . .	142
		— (technique). . . . .	144
		Cryptomonadines. . . . .	225, 231, 232
		Cupro-acétique (liquide). . . . .	268
		Cushman. . . . .	292

Cyclops. . . . .	142, 144, 176	Entomostracés (planche colorée). . . . .	176
Cypria. . . . .	142, 176	Ecsine. . . . .	98
Cytologie. . . . .	107	Epididyme. . . . .	110
Cytoplasme. . . . .	108	Epiploon. . . . .	110
Dangeard (P. A.). . . . .	238, 239, 286	Eponge (spicule). . . . .	162, 164
Daphnia. . . . .	142, 176	Etiquetage. . . . .	84, 87
Deffandre. . . . .	225, 238, 258	Eubactéries. . . . .	282
Delacroix. . . . .	196	Eugléniens. . . . .	236, 238, 240
Delage et Herouard. . . . .	188, 222	Examen des préparations. . . . .	55
Desmidiées. . . . .	269, 270, 272, 274	Falsification des substances alimentaires et pharmaceutiques. . . . .	356
Diamant-fuschine. . . . .	97	Faune et flore microscopiques des eaux douces. . . . .	222
Diaphragme. . . . .	37	Faune et flore microscopiques de la mer. . . . .	288
Diatomées. . . . .	320, 328	Feuille (de mousse). . . . .	200
— (fossiles). . . . .	332	Fibres textiles. . . . .	350
— (du plancton). . . . .	336	Filaire. . . . .	152, 154
— (technique). . . . .	336	Filet à plancton. . . . .	100
Diatomées-tests. . . . .	340	Fixateurs (liquides). . . . .	90
Différenciation. . . . .	91	Fixation. . . . .	88, 89
Dinoflagellates (d'eau douce). . . . .	225, 234	Flagellés ou flagellates. . . . .	178
— (marins). . . . .	302, 300, 304, 305, 306	— (caractères). . . . .	230
Dissociations. . . . .	68	— parasites des animaux. . . . .	174
Doflein. . . . .	222	— parasites des termites. . . . .	178
Doflein-Reichenow. . . . .	188	Flagellés non pigmentés. . . . .	246
Dollond. . . . .	14	Fleurs d'eau. . . . .	101
Dongé. . . . .	124	Flint. . . . .	14
Dop et Gauthier. . . . .	196	Fluorine. . . . .	26
Dopter et Jacquépée. . . . .	313	Foraminifères. . . . .	200, 292
Douin. . . . .	212	— récents. . . . .	290
Ecaillés d'ailes de papillons. . . . .	127, 129, 130	— fossiles. . . . .	292
Ecaillés de poissons. . . . .	118, 122	Forficule (tête). . . . .	134
— de poissons (technique). . . . .	122	Formation de l'image dans le microscope. . . . .	10
Ecarlate. . . . .	91	Formol. . . . .	90
Eclairage à fond noir. . . . .	38	— (fixation rapide au). . . . .	102
— d'Abbe. . . . .	37	Fougères. . . . .	210
— (du microscope). . . . .	49	Frémy (P.). . . . .	264, 265
Encyclopédie entomologique. . . . .	124		
Entomologie. . . . .	124		
— (planches coloriées). . . . .	1 8, 1 9		
Entomostracés. . . . .	142, 144		



Frustule . . . . .	328	Hétérotriches . . . . .	248
Fuschine acide . . . . .	98	Hérubaud . . . . .	331
— basique . . . . .	97	Horns . . . . .	352
— S . . . . .	98	Histologie . . . . .	107
Gale (Sarcopte) . . . . .	140	— (planche colorée) . . . . .	112
Gastrotriches . . . . .	146, 150	— (technique) . . . . .	113
Geitler . . . . .	264	— végétale . . . . .	194
Gélatine glycinée . . . . .	78	Historique du microscope . . . . .	11
Géologie . . . . .	343	Hofneder . . . . .	298
Giarda intestinalis . . . . .	12	Hofker . . . . .	304
Gilbert et Weinberg . . . . .	114	Holothurie (Spicules) . . . . .	166
Glande thyroïde . . . . .	111	Holotriches . . . . .	248
Gomont . . . . .	264	Hooke (R.) . . . . .	12
Gorgone . . . . .	164	Hopkinson . . . . .	225
Graines . . . . .	202, 204	Hormogonées . . . . .	264
Graisses (coloration des) . . . . .	91	Hufnagel . . . . .	11
Gram (Réaction de) . . . . .	318	Huile de cèdre . . . . .	81
Gravis . . . . .	196	Husnot . . . . .	212
Grégarine . . . . .	184	Hustedt . . . . .	334
Grüber . . . . .	304	Hydrides . . . . .	156
Guêpe (dard) . . . . .	129	— marins . . . . .	158
Gymnamoniens . . . . .	224	— (planche colorée) . . . . .	177
Haeckel . . . . .	294	Hydres d'eau douce . . . . .	156
Hamel (G.) . . . . .	220, 282	Hypotriches . . . . .	248
Hanneton (patte) . . . . .	130	Hyrax . . . . .	312
Hariot . . . . .	215	Inclusion . . . . .	74
Harmand . . . . .	218	Infusoires ciliés . . . . .	178
Hauduroy (P.) . . . . .	152	— (d'eau douce) . . . . .	248, 250, 252, 254, 258
Heidenhain . . . . .	94	— de la panse des ruminants . . . . .	180
Heliozoaires . . . . .	228	— du cæcum du cheval . . . . .	182
Helminthes . . . . .	152	— parasites de la grenouille . . . . .	182
Hémalon . . . . .	93	— (technique) . . . . .	238
Hématoxyline . . . . .	93	— tentaculifères . . . . .	180, 260
— ferrique . . . . .	94	Insectes parasites . . . . .	136
Henneguy . . . . .	112, 124	— (préparation des) . . . . .	123
Hématologie (planche colorée) . . . . .	113	Insuccès (causes) . . . . .	58
Hématologie . . . . .	114	Intestin grêle . . . . .	111
Hépatiques . . . . .	212	Isoètes . . . . .	210
Hétérococcales . . . . .	280	Jannettaz . . . . .	343
Hétérokontes . . . . .	261, 273, 280	Joubin . . . . .	288
Hétérotrichales . . . . .	280		

Jute . . . . .	350	Maladie du sommeil . . . . .	114, 190
Kahl (A.) . . . . .	250, 306	Malaria . . . . .	117, 190
Kofoid et Campbell . . . . .	306	Manget . . . . .	300
— et Swezy . . . . .	300	Mangin . . . . .	300
Kunckel d'Herculais . . . . .	124	Maniguelle . . . . .	306
Lacroix-Danliard . . . . .	118	Maskenlack . . . . .	85
Lactophénol . . . . .	67	Mau blanc . . . . .	214
Laine . . . . .	350	Melophagus . . . . .	134
Lait (microflore du) . . . . .	318	Membrane cellulaire . . . . .	198
Lambert . . . . .	118	Mensurations . . . . .	44
Lamelle . . . . .	60, 62	Métachromatiques (colorants) . . . . .	96
Lame porte-objet . . . . .	60, 62	Métallographie . . . . .	332
Langeron 12, 15, 23, 33, 40, 83, 84, 89, 113, 196, 354		Meunier . . . . .	300
Langeron et Rondeau du Noyer . . . . .	354	Microchimie (analyse) . . . . .	348
Laporte (L.-J.) 108, 110, 77, 332, 334		Microbes (types) . . . . .	314
Laporte et Lefebvre . . . . .	332, 334	Microbiologie . . . . .	312
Laque aluminique . . . . .	93	Microcoques . . . . .	313, 314
Laurier (poudre de feuille) . . . . .	356	Micro-électrolyse . . . . .	348
Leeuwenhoeck . . . . .	11	Microflore du lait . . . . .	318
Lefebvre . . . . .	332, 334	Micrographe . . . . .	24
Lefèvre . . . . .	234, 282	Micromètre objectif . . . . .	44
Leitz . . . . .	39	Micromètre oculaire . . . . .	45
Lemardeley . . . . .	20	Micronucleus . . . . .	248
Lemmermann . . . . .	238, 246	Microscope (principe) . . . . .	7
Lentilles (marche des rayons dans les) . . . . .	8	— (formation de l'image dans le) . . . . .	10
Lepsi . . . . .	250, 306	— (historique du) . . . . .	11
Lichens . . . . .	218	— anciens . . . . .	12
Lio . . . . .	330	— (description du) . . . . .	15
Liquide acéto-chromique . . . . .	270	— moderne . . . . .	16, 20
— cupro-acétique . . . . .	268	— à niche . . . . .	22
— éclaircissants . . . . .	66, 67	— moyens et petits modèles . . . . .	24
— fixateurs . . . . .	90	— (composition optique normale) . . . . .	35
Loupes (fonctionnement) . . . . .	8	— binoculaires . . . . .	39
Lut à la lanoline . . . . .	84	— de poche . . . . .	39
Lugol (liquide de) . . . . .	318	— redresseurs . . . . .	39
Lycopodes . . . . .	210	— (entretien du) . . . . .	47
Macé . . . . .	338	— (emploi du) . . . . .	49
Magenta . . . . .	97	Microsporales . . . . .	278
		Microspores (de diatomées) . . . . .	330



Microtome à main . . . . .	71	Objectifs à sec . . . . .	27
— automatiques . . . . .	72	— (choix des) . . . . .	34
— Lelong . . . . .	71	— monochromatiques . . . . .	26
— Minot . . . . .	74	— (notation des) . . . . .	32
Migula . . . . .	266, 269	Objectif (qualités d'un) . . . . .	27
Milieux aqueux . . . . .	78	Objectifs semi-apochroma-	
— de montage . . . . .	77	tiques . . . . .	36
— non aqueux . . . . .	81	Oculaires . . . . .	33
Minéralogie . . . . .	343	— (choix des) . . . . .	34
Miquel et Cambier . . . . .	313	— compensateurs . . . . .	34
Mise au point . . . . .	52	— d'Huyghens . . . . .	33
Moisissures . . . . .	216	Oculaire micrométrique . . . . .	45
Mollusques . . . . .	168	Oligotriches . . . . .	248
Monobromure de naphtha-		Olpidiacées . . . . .	286
line . . . . .	27	Ongles . . . . .	112, 118
Monothalamas . . . . .	290	Optique (du microscope) . . . . .	23
Montage dans la gélatine		Orange G . . . . .	98
glycérinée . . . . .	78	Orcéine . . . . .	98
Montage au Baume . . . . .	82	Oreille interne (limaçon) . . . . .	108
Montage en milieu aqueux		Ostracodes . . . . .	142, 176
— à sec . . . . .	86	Ouverture numérique . . . . .	30
— sur fond opaque . . . . .	87	Oxyure . . . . .	152, 154
Mordantage . . . . .	94	Papiers . . . . .	350
Moreau . . . . .	218	Papilles fongiformes de la	
Mouche (patte) . . . . .	130	langue . . . . .	108
Mousses . . . . .	212	Papillons (écailles) . . . . .	127, 129, 130
Moustique . . . . .	132	Paraffine (inclusion à la) . . . . .	72, 74
Mouvements lents . . . . .	16, 19	— (lut) . . . . .	65
Muschenbrock (J. von) . . . . .	12	Paramaccium . . . . .	248
Myriophylles . . . . .	401	Parasitologie . . . . .	136
Myxophycées . . . . .	256, 262, 264	Pascher . . . . .	222, 230, 239, 266, 280
Nachet . . . . .	39	— et Schiller . . . . .	282
Nattan-Larrier . . . . .	313	Pâtes à papiers . . . . .	350
Neige (cristaux de) . . . . .	346	Pathogène (protozoaire) . . . . .	186
Nicolle . . . . .	96	Peau de grenouille . . . . .	112
Nigrosine (méthode à la) . . . . .	258	— (homme) . . . . .	112
Notation des objectifs . . . . .	32	Pêcheux . . . . .	350
Noyau (de la cellule) . . . . .	108	Pelletan . . . . .	334
Objectif . . . . .	23	Penard . . . . .	225, 228, 250, 260
Objectifs achromatiques . . . . .	24	Pennatae (diatomées) . . . . .	332
— à immersion . . . . .	27	Peragallo . . . . .	334, 336
— apochromatiques . . . . .	24	Perdrizet . . . . .	313

Pereire . . . . .	321	Préparations définitives . . . . .	76
Péritriches . . . . .	250	Préparation microscopique . . . . .	69
Perrier (R.) . . . . .	140, 142	Préparations temporaires . . . . .	64
Petit . . . . .	278	Procédés de récolte . . . . .	100
Pettit . . . . .	322	Protoplasme . . . . .	101
Phéophycées . . . . .	264	Protozoaires . . . . .	170
Phormium . . . . .	350	— (Classification) . . . . .	174
Phytomonadines (caractères, technique) . . . . .	249, 241, 242, 244	— parasites . . . . .	186
		— parasites de l'Homme . . . . .	186, 188, 190
Picro-carmin . . . . .	93	— (termes généraux) . . . . .	174
Picro-Formol . . . . .	90	— (technique) . . . . .	190
Pied anglais . . . . .	15	— (types de) . . . . .	168
Pied du microscope . . . . .	15	Pseudopodes . . . . .	224
Plancton d'eau douce . . . . .	223	Puce . . . . .	128, 130, 138
— marin . . . . .	288	— d'eau . . . . .	142, 176
— marin (types) . . . . .	288	Rabaud et Montpillard . . . . .	113
— (récolte du) . . . . .	101	Racine . . . . .	198
Plasmodium (malaria) . . . . .	184, 190	Radiolaires . . . . .	294, 296
Plasmodroma . . . . .	174	Radula . . . . .	168
Platine à chariot . . . . .	16	Ramie . . . . .	330
Platine du microscope . . . . .	16	Realgar . . . . .	342
Pleurosigma angulatum . . . . .	31	Récolte (procédés de) . . . . .	100
Pleyel . . . . .	208	Rein . . . . .	111
Plumes . . . . .	118, 120	Résine mastic . . . . .	83
— (technique) . . . . .	120	Réline . . . . .	112
Poils de chenille . . . . .	118	Reuter (R. de) . . . . .	296
— (de mammifères) . . . . .	118	Revolver porte-objectifs . . . . .	22
— (technique) . . . . .	118	Revue Algologique . . . . .	220, 262
— végétaux . . . . .	206	— Bryologique . . . . .	212
Poivre . . . . .	356	Roy-Pailhade . . . . .	210
Polarisant (microscope) . . . . .	344	Rhizopoda . . . . .	178
Pollen . . . . .	202	— filosa . . . . .	224
Polythalamas . . . . .	292	— lobosa . . . . .	224
Potence . . . . .	18	— reticulosa . . . . .	224
Poumon (de couleuvre) . . . . .	112	Rhizopodes . . . . .	224
Pouvoir séparateur ou Pou-		(des mousses) . . . . .	225
voir résolvant . . . . .	28	— (technique) . . . . .	226
Poux des oiseaux . . . . .	136	— (marins) . . . . .	290
Pozzi-Escot . . . . .	348	Rhodophycées . . . . .	264, 282
Prèles . . . . .	210	Rinne . . . . .	343
Préparations (examen des) . . . . .	55	Ripolin . . . . .	85



Robert . . . . .	222	Sporozoaires . . . . .	178, 181
Roches (coupes de) . . . . .	343	Staphylocoques . . . . .	313, 314, 316
Romanowski (méthode de) . . . . .	117	Stomates . . . . .	200
Rondeau du Noyer . . . . .	8, 84, 354	Strasburger . . . . .	196
Rotifères . . . . .	146, 148	Streptocoques . . . . .	313, 314, 316
— (technique) . . . . .	150	Styrax . . . . .	342
Ruban lingual . . . . .	168	Suctorina . . . . .	180
Rubine . . . . .	97	Sulfuraires . . . . .	282, 284
Sabots (de mammifères) . . . . .	118	Surirella gemma . . . . .	32
Safran . . . . .	98	Syphilis . . . . .	322
Safranine . . . . .	96	Taenia . . . . .	152, 154
— formolée . . . . .	97	— (œufs dans les selles) . . . . .	354
Sand . . . . .	260	Taon . . . . .	128
Sang . . . . .	114	Tardigrades . . . . .	146, 150
— de batracien . . . . .	113, 114	Tempère (J.) . . . . .	77, 138, 140, 162, 166
— d'oiseau . . . . .	113, 114		168
— humain . . . . .	114	Terpinéol . . . . .	81
— (technique) . . . . .	116	Tests . . . . .	31
Saprolégnées . . . . .	286	— (diatomées) . . . . .	340
Sarcoptes de la gale . . . . .	140	Textiles (fibres) . . . . .	350
Saturne (arbre de) . . . . .	348	Thécamoebiens . . . . .	225, 276
Schaeffer . . . . .	290	Thil . . . . .	208
Schémas de la marche des		Thiobactéries . . . . .	282, 284
rayons lumineux . . . . .	8	Thionine . . . . .	96
Schewiakoff . . . . .	294	Tige . . . . .	198, 200
Schiller . . . . .	304, 305	Tintinnoidiens . . . . .	306, 308, 310
Schilling . . . . .	231	Tissu cartilagineux . . . . .	112
Schizomycètes . . . . .	282, 284	— musculaire lisse . . . . .	108
Seguy (E.) . . . . .	136	— musculaire strié . . . . .	108, 112
Seligo . . . . .	148	Tournette . . . . .	72, 85
Semichon . . . . .	97, 99	Treponema . . . . .	322
Solferino . . . . .	97	Trichine . . . . .	144
Soudan III . . . . .	91	Trypanosomes . . . . .	114
Spath fluor . . . . .	26	Tube du microscope . . . . .	20
Sphalènes . . . . .	212	Typenplatten (diatomées) . . . . .	342
Spicules de Gorgones . . . . .	164	Ulothricales . . . . .	278
— d'éponges . . . . .	162, 164	Ulothrix . . . . .	277, 278
— d'Holothurie . . . . .	166	Ultramicroscope . . . . .	38
Spirochètes . . . . .	322	Utriculaires . . . . .	101
Spirogyres . . . . .	278	Vacuoles . . . . .	224
Spores de champignons . . . . .	192	Vaisseaux capillaires . . . . .	112
— . . . . .	214	— (végétaux) . . . . .	196

Van Heurck . . . . .	334	Vie micrométrique . . . . .	19
Vernal . . . . .	85	Volvocales (voir Phytomonades)	
Vers parasites . . . . .	152	Vorticelle . . . . .	238
— solitaire . . . . .	152	Vuillemin . . . . .	198, 222
— (technique) . . . . .	152	Walles . . . . .	215, 300, 302, 308, 310
Vert de méthyle acétique . . . . .	96	West et Carter . . . . .	299
— d'Iode . . . . .	97	West et Fritsch . . . . .	222, 266
— lumière . . . . .	98	Wittner . . . . .	229
Violet de gentiane . . . . .	97	Zeiss . . . . .	39
— de méthyle . . . . .	97	Ziehl (liquide de) . . . . .	97, 318
— de Paris . . . . .	97	Zoochlorelles . . . . .	248
Virago (hémalun) . . . . .	99	Zoologie . . . . .	107
Vision microscopique . . . . .	56	Zygnemales . . . . .	276
— normale . . . . .	7		





LA

RTE

**L.-J. LAPORTE**  
4, Rue de la Sorbonne - Paris V°  
Tél. Odéon 10-41

L

## Préparations Microscopiques et Microphotographie

pour les  
Sciences Naturelles et la Médecine

CATALOGUE GÉNÉRAL  
SUR DEMANDE

### **EXCEPTIONNEL :**

- Collection réclame de 10 Préparations,  
sujets simples, pour débutants, sur lames  
76.26. . . . . fr. 35 »
- Collection de 20 Préparations se rapportant  
aux vingt planches coloriées du présent  
ouvrage . . . . . fr. 100 »

**A. LEMARDELEY FILS**

127, rue de la Glacière, PARIS

MAISON FONDÉE EN 1846

TÉLÉPH. : Gobelins 76-80

R. C. SEINE 85.054

## **MICROSCOPES**

pour les Sciences et l'Industrie  
*Catalogues sur demande*

**APPAREILS, ACCESSOIRES  
ET FOURNITURES**  
pour la MICROGRAPHIE

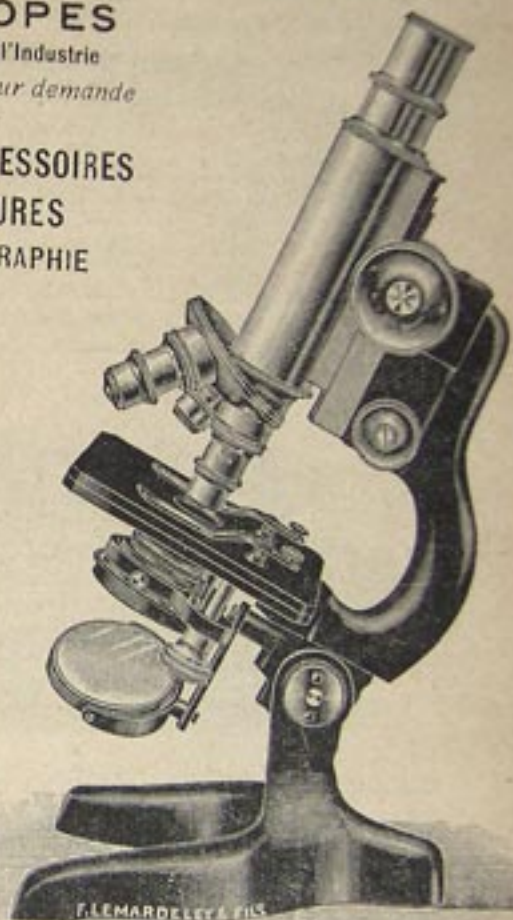


**BANCS  
D'OPTIQUE**

pour  
Photomicrographie



**APPAREILS**  
à dessiner,  
projeter  
et photographier  
les objets  
microscopiques





PAUL LECHEVALIER ET FILS, EDITEURS

LES PLANTES ET LEURS ENNEMIS

## LES INSECTES ET LEURS DÉGATS

par E. DONGÉ et E. ESTIOT

Membres de la Société entomologique de France

DEUXIÈME ÉDITION ENTIÈREMENT REFONDUE

par E. SÉGUY

Assistant au Muséum national d'Histoire naturelle de Paris  
Directeur de *Diptera*

1931. 1 vol. (12 × 16,5), 434 pages, 210 figures, 103 planches  
dont 96 coloriées. Cartonné fers spéciaux..... 50 fr.

---

## La Vie des Chouettes

RÉGIME ET CROISSANCE DE L'EFFRAYE COMMUNE  
EN VENDEE

par G. GUÉRIN

1928. 1 vol. (26 × 17), 157 pages, 10 pl., 18 tableaux... 36 fr.

---

## MANUEL-GUIDE

des Traitements insecticides et fongicides  
des Arbres fruitiers

par les Professeurs TROUVELOT et WILLAUME

2<sup>e</sup> édition. 1927, in-12, 184 pages, 151 fig., 13 planches. 16 fr.

12, RUE DE TOURNON, PARIS (VI<sup>e</sup>)

## DICTIONNAIRE

AIDE-MÉMOIRE

## de BOTANIQUE

par C.-L. GATIN

Docteur ès sciences, Ingénieur-Agronome  
Chef des Travaux à l'École des Hautes-Études

Préface par E. PERROT

Professeur à la Faculté de Pharmacie de Paris

1924 (18,5 × 12), 847 pages, 700 figures (30.000 mots et ter-  
mes français, latins, anglais, allemands, expliqués). Car-  
tonné..... 84 fr.

---

## DICTIONNAIRE

## DE SYLVICULTURE

par Arthur BRUTTINI

de l'Institut international d'Agriculture de Rome

4.600 termes expliqués, sur la forêt tempérée et tropicale.  
Sa culture, son exploitation, sa protection, avec toutes les  
applications des services à la Sylviculture (50.000 mots en  
cinq langues) (français (texte), allemand, anglais, espagnol,  
italien).

1930. 1 vol. 26 × 17, 384 pages, portrait de l'auteur. 100 fr.



PAUL LECHEVALIER ET FILS. EDITEURS

MONOGRAPHIE  
DES MÉSANGES D'EUROPE

par M. LEGENDRE

1932. 1 vol. (26 × 17). 123 pages, 15 figures, 5 planches dont  
1 coloriée..... 36 fr.

INTRODUCTION

A LA

BIOLOGIE EXPÉRIMENTALE

LES ÊTRES ORGANISÉS

ACTIVITÉS - INSTINCTS - STRUCTURES

par P. VIGNON

Professeur à l'Institut catholique de Paris

1930. 1 vol. (26 × 17), 731 pages, 890 figures, 21 planches en  
noir, 3 planches en couleur..... 210 fr.

ATLAS

DE

BOTANIQUE DESCRIPTIVE

COMPRENANT

L'ÉTUDE DES FAMILLES LES PLUS IMPORTANTES  
AU POINT DE VUE ÉCONOMIQUE

(Cryptogames et Phanérogames)

1899. 1 vol. avec 38 planches (1.100 figures)..... 15 fr.

ENCYCLOPÉDIE PRATIQUE

DU

NATURALISTE

XXV



E.P.N.

XXV

G. DEFLANDRE - MICROSCOPIE PRATIQUE

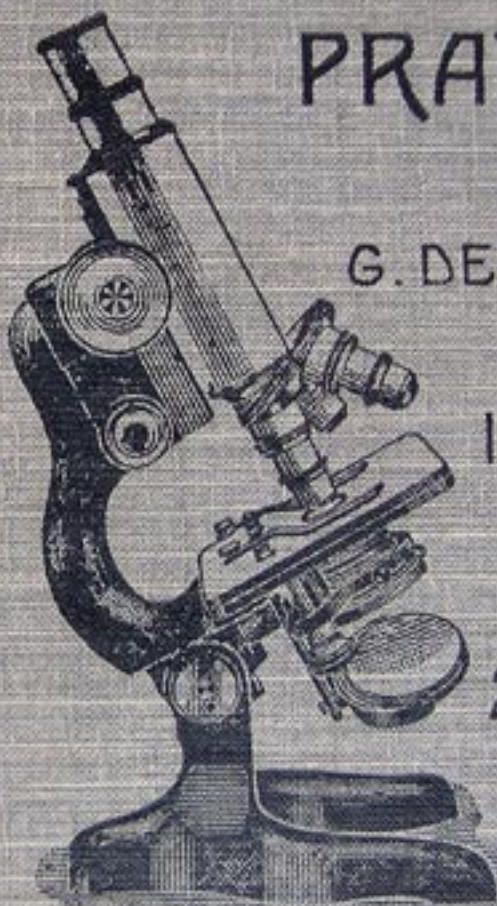
50<sup>fr</sup>00

ENCYCLOPÉDIE PRATIQUE DU NATURALISTE

# XXV MICROSCOPIE PRATIQUE

par

G. DEFLANDRE



115 Planches  
noires

20 Planches  
coloriées

Paul Lechevalier  
12. Rue de Tournon  
PARIS