



EX-LIBRIS



UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
ESCOLA SUPERIOR DE AGRICULTURA
LUIZ DE QUEIROZ

Nº

275



MANUEL TECHNIQUE
D'ANATOMIE VÉGÉTALE

GUIDE POUR L'ÉTUDE DE LA
BOTANIQUE MICROSCOPIQUE

A LA MÊME LIBRAIRIE

ÉTUDES
SUR
LA FORMATION ET LA DIVISION
DES CELLULES.

PAR
LE PROFESSEUR E. STRASBURGER

Traduit de l'allemand

PAR KICHX

1 vol. grand in-8° de 307 pages, avec 8 pl. représentant 198 figures.

Prix : 15 Francs.

MANUEL TECHNIQUE
D'ANATOMIE VÉGÉTALE

GUIDE POUR L'ÉTUDE DE LA
BOTANIQUE MICROSCOPIQUE

PAR

E. STRASBURGER

PROFESSEUR DE BOTANIQUE A L'UNIVERSITÉ DE BONN

TRADUIT DE L'ALLEMAND

Par J. GODFRIN

PROFESSEUR A L'ÉCOLE SUPÉRIEURE DE PHARMACIE DE NANCY

REVU PAR L'AUTEUR ,

AVEC 118 GRAVURES DANS LE TEXTE

PARIS

LIBRAIRIE F. SAVY

77, BOULEVARD SAINT-GERMAIN, 77

1886.



TABLE DES MATIÈRES

| | Pages. |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------|
| INSTRUCTIONS PRÉLIMINAIRES. — Instruments, ustensiles, réactifs, boîtes à préparations. | 4 |
| CHAPITRE I. — Description et emploi du microscope. — Structure de l'amidon. — Préparations. | 11 |
| CHAPITRE II. — Aleurone, huile grasse. — Conservation des préparations. — Emploi du microscope simple. | 25 |
| CHAPITRE III. — Courants protoplasmiques. — Dessin à la chambre claire. — Mesure du grossissement. | 37 |
| CHAPITRE IV. — Chromatophores. — Coloration du suc cellulaire. | 46 |
| CHAPITRE V. — Tissus. — Membranes épaissies. — Réactions du sucre, de l'inuline, des nitrates, du tanin, du ligneux. | 54 |
| CHAPITRE VI. — Épiderme et stomates. | 71 |
| CHAPITRE VII. — Épiderme, poils, aiguillons, mucilage et cire. | 82 |
| CHAPITRE VIII. — Faisceaux libéro-ligneux collatéraux fermés. | 93 |
| CHAPITRE IX. — Faisceaux libéro-ligneux collatéraux ouverts. | 110 |
| CHAPITRE X. — Structure de la tige des Conifères. | 123 |
| CHAPITRE XI. — Structure de la tige du Tilleul. — Faisceaux libéro-ligneux bicollatéraux des Cucurbitacées. — Tubes criblés. | 133 |
| CHAPITRE XII. — Cylindre central et accroissement secondaire de la racine. | 145 |
| CHAPITRE XIII. — Faisceaux libéro-ligneux des Fougères et des Lycopodiacées. | 154 |

| | |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| CHAPITRE XIV. — Liège, lenticelles. — Mécanisme de la chute des feuilles | 162 |
| CHAPITRE XV. — Structure des feuilles caulinaires et des feuilles florales. — Terminaison des faisceaux libéro-ligneux | 170 |
| CHAPITRE XVI. — Cône végétatif de la tige. — Différenciation des tissus. — Course des faisceaux libéro-ligneux. | 179 |
| CHAPITRE XVII. — Cône végétatif de la racine. | 191 |
| CHAPITRE XVIII. — Structure de l'appareil végétatif des Muscinées. | 199 |
| CHAPITRE XIX. — Appareil végétatif des Champignons, des Lichens et des Algues. — Méthodes de coloration du contenu cellulaire. | 209 |
| CHAPITRE XX. — Diatomées, Protococcus, Levures, Nostocaccées. | 220 |
| CHAPITRE XXI. — Bactériacées. — Emploi des objectifs à immersion. | 231 |
| CHAPITRE XXII. — Reproduction des Algues. | 256 |
| CHAPITRE XXIII. — Reproduction des Champignons. | 265 |
| CHAPITRE XXIV. — Reproduction des Champignons et des Lichens. | 272 |
| CHAPITRE XXV. — Reproduction des Muscinées. | 281 |
| CHAPITRE XXVI. — Reproduction des Cryptogames vasculaires. | 294 |
| CHAPITRE XXVII. — Reproduction des Gymnospermes. | 305 |
| CHAPITRE XXVIII. — L'androcée chez les Angiospermes. | 319 |
| CHAPITRE XXIX. — Le gynécée chez les Angiospermes. | 331 |
| CHAPITRE XXX. — Structure de la semence des Angiospermes. | 346 |
| CHAPITRE XXXI. — Le fruit des Angiospermes. | 355 |
| CHAPITRE XXXII. — Division des cellules et des noyaux. | 365 |
| TABLE des plantes étudiées ou citées dans l'ouvrage. | 385 |
| TABLE des réactifs. | 389 |
| TABLE alphabétique générale. | 595 |

PRÉFACE

Ce livre est destiné principalement à ceux qui, sans vouloir devenir des botanistes de profession, désirent néanmoins connaître les éléments de la botanique scientifique ou la technique microscopique. L'histologie végétale convient en effet très bien pour initier à la technique, et ceux dont la carrière exige l'habitude du microscope devraient prendre pour base de leurs études l'anatomie des plantes.

Le manuel est partagé en trente-deux chapitres, nombre qui correspond à peu près à celui des séances de travaux pratiques d'une année scolaire. Comme les séances durent plusieurs heures, chaque chapitre pourra par conséquent être étudié d'une façon complète. Les difficultés s'accroissent progressivement du premier jusqu'au dernier exercice. J'ai supposé chez le lecteur une complète ignorance du maniement des instruments ; mais j'ai admis qu'il possède déjà des notions de botanique générale. Avec cette préparation tout élémentaire, il devra pouvoir, uniquement à l'aide de ce livre, acquérir des connaissances théoriques et pratiques beaucoup plus étendues.

Les sujets d'étude ont été choisis de manière que chacun puisse se les procurer facilement. A plusieurs reprises, j'ai recommandé l'usage des plantes conservées dans l'alcool, comme permettant de travailler en toute saison ; mais les objets devant être recueillis à des époques déterminées, et souvent quelques mois avant d'être utilisés, l'étudiant devra consulter attentivement la première table

(page 385), où sont indiquées les plantes qui doivent servir d'exemple et l'état auquel il faut les récolter. Il n'est pas rare que les objets aient besoin de subir, pour les amener à un état convenable, des préparations qui durent plusieurs heures, même une journée; c'est pour cela que l'élève fera bien de prendre connaissance du contenu de la leçon assez longtemps avant la séance de travaux pratiques.

La liste des réactifs nécessaires est donnée à la fin de l'ouvrage; ils doivent être prêts avant le commencement du travail. La préparation des réactifs histologiques spéciaux est aussi indiquée dans cette liste. Il est préférable, afin de s'assurer de leur identité, de se procurer ces réactifs dans les maisons indiquées en tête de la page 389.

L'emploi des instruments et des réactifs est expliqué par des exemples développés dans le texte. La table alphabétique générale (page 393) est conçue de manière que l'étudiant puisse facilement retrouver les explications qui lui seront nécessaires.

J'ai apporté un soin tout particulier aux méthodes concernant l'étude des Bactéries : avec la préparation que donne ce livre on pourra aborder toutes les applications pratiques relatives à ces organismes.

Toutes les figures de cet ouvrage ont été dessinées par moi, d'après nature. La plupart des faits signalés dans le texte, même ceux qui étaient connus, ont été soumis à mon contrôle.

Chaque chapitre contient des notes bibliographiques qui permettent à l'étudiant de puiser dans les mémoires originaux de plus amples renseignements.

MANUEL TECHNIQUE
D'ANATOMIE VÉGÉTALE

GUIDE POUR L'ÉTUDE DE LA
BOTANIQUE MICROSCOPIQUE

INSTRUCTIONS PRÉLIMINAIRES

L'étudiant des Facultés trouvera dans les laboratoires de botanique les instruments qui lui sont nécessaires. Cependant, à celui qui ne fréquenterait pas ces établissements et qui, commençant l'étude de la botanique microscopique uniquement à l'aide de ce livre, désirerait se procurer les instruments indispensables, j'indiquerai les combinaisons suivantes, composées d'après les plus récents catalogues d'optique.

Bézu, Hausser et C^{ie}, rue Bonaparte, 1, à Paris, successeurs de l'ancienne maison Hartnack et Prazmowski; modèle VIII, non inclinant, avec les objectifs 4, 5, 7 et les oculaires 2, 3 et 4; grossissement 50 à 480 fois; prix: 260 francs. — Le même, inclinant (VIII A): 275 francs.

C. Verick, à Paris, rue de la Parcheminerie, 2 (catalogue de 1882). Modèle 5, inclinant, diaphragme à disque tournant et

tube d'allongement. Deux oculaires 1 et 3, et deux objectifs, 2 et 7; grossissement : 60 à 570. — Prix : 165 francs. Le modèle 4, inclinant comme le précédent, à diaphragme cylindrique et à tube d'allongement, permet l'application des appareils d'éclairage et de polarisation. Avec les mêmes oculaires et les objectifs 2, 6 et 7, on obtient les grossissements de 60 à 780. — Prix : 260 francs. Sans l'objectif 7, 50 francs meilleur marché. Ces deux instruments sont très répandus en France.

A. Nachet, à Paris, rue Saint-Séverin, 17 (catalogue de 1881). Modèle n° 8, oculaires 1 et 3, objectifs 3 et 6; grossissement : 80 à 550. — Prix : environ 180 francs. La combinaison ci-dessus n'est pas au catalogue, mais à sa place on trouve le n° 10, qui, privé de diaphragmes, n'est pas à recommander. Le modèle n° 8 est construit à renversement et muni d'un diaphragme cylindrique. Le n° 9 est entièrement semblable au n° 8, mais possède un diaphragme discoïde. Le prix de cet appareil, avec les oculaires 1 et 3, les objectifs 3 et 6 et le condensateur, se monte à 160 francs.

C. Zeiss, à Jéna; microscope VII a, avec les oculaires 2, 4 et 5, et les objectifs B et D. — Prix : 158 marks (197 fr. 50 c.). Cet instrument grossit de 70 à 580 fois.

E. Leitz, à Wetzlar; moyen modèle, avec les oculaires I et III, les objectifs 3 et 7, porté au dernier catalogue (1881) sous le n° 17, au prix de 110 marks (137 fr. 50 c.). Ce microscope permet d'obtenir des grossissements de 80 à 500 diamètres.

W. et H. Seibert, à Wetzlar; offrent avec le n° 7, sous la désignation de « *microscope simple* », une combinaison donnant avec les oculaires I et III et les objectifs II et V a, un grossissement variant de 70 à 610 fois. — Prix sans micromètre : 115 marks (143 fr. 75 c.).

L. Bénéche, à Berlin, S. W., Grossbeerenstrasse, 19; modèle C, oculaires 2 et 3, objectifs 4 et 7; grossissement : 60 à 350 fois. — Prix : 120 marks (150 fr.).

♦ E. Hartnack, à Postdam, Waisenstrasse, 39; modèle VIII, oculaires 2 et 4, objectifs 4 et 8; grossissement : 50 à 600 fois. — Prix : 164 marks (205 fr.).

J. Klönne et G. Müller, à Berlin, S. Prinzenstrasse, 71; modèle 17 (microscope d'étudiant) avec pied de fonte en fer à cheval; oculaires II et V; objectifs 5 et 7; grossissement, de 70 à 600 fois;

avec micromètre objectif. — Prix : 100 marks (125 fr.). Le prix augmente de 15 marks (18 fr. 75 c.) pour le modèle 16, entièrement construit en laiton.

F.-W. Schieck, à Berlin, S. W., Halleschestrassé, 14; modèle F, oculaires 0 et 2, objectifs 3 et 7, grossissement de 70 à 550. — Prix : 135 marks (168 fr. 75 c.).

Fr. Schmidt et Haensch, à Berlin, Stallschreiberstrassé, 4. Modèle n° 7, avec 3 oculaires et les objectifs 2 et 4, grossissement de 20 à 500. — Prix : 135 marks (168 fr. 75 c.).

R. Winkel à Göttingen (catalogue 1884). Modèle 5 a; oculaires 2 et 5, objectifs 3 et 7; grossissement : 88 à 660. — Prix : 140 marks (175 fr.).

S. Plösl et C^{ie}, Wien IV, Goldegggasse, 6. Microscope n° 4, avec les oculaires 2 et 4 et les objectifs III et VII; grossissement : 60 à 600. — Prix : 75 florins autrichiens (159 fr.).

C. Reichert, Wien VIII, Bennogasse, 26. Modèle moyen n° III, avec les oculaires II et IV et les objectifs 3 et 7; grossissement : 65 à 440. — Prix : 80 florins autrichiens (169 fr. 60 c.).

Les microscopes anglais de la maison Ross et C^{ie} (New Bond Street, 112) et de la maison Powel et Lealand (Euston Road, 170), toutes deux à Londres, ainsi que les microscopes américains de Zentmeyer, de Philadelphie (South Fourth Street, 147), sont plus chers que ceux qui viennent d'être cités et ne peuvent guère être recommandés aux commençants. Aussi sont-ils presque tous d'une construction plus compliquée qu'il ne serait nécessaire, car bien des mouvements qu'on peut avec un peu d'habitude obtenir avec la main sont produits au moyen de vis micrométriques. Le plus avantageux de ces appareils serait le « Students Monocular Microscope-Stand », n° 1, de Ross et C^{ie}, dont le mouvement rapide s'obtient avec la main et le mouvement lent au moyen d'une vis micrométrique. Ce modèle est en outre muni d'une platine tournante en verre et d'un tube d'allongement auquel on peut adapter les oculaires continentaux. Le prix de l'instrument, avec un oculaire, se monte à 4 £ 10 sh. (112 fr. 50); le diaphragme coûte 8 sh. (10 fr.) et la boîte 11 sh. (13 fr. 75). A cela il faudrait ajouter un objectif d'un pouce anglais 15° du prix de 1 £ 5 sh. (31 fr. 25 c.) et un de 1/5 de pouce anglais, 75°, valant 2 £ 2 sh. (52 fr. 50 c.); ensemble 8, £ 16 sh. (220 fr.). Il serait désirable d'y joindre un second oculaire de 1 £ (25 fr.).

Un engrenage à pignon pour le mouvement rapide augmente le prix de 15 sh. (18 fr. 75 c.). (Students Monocular Microscope-Stand n° 2).

On pourrait citer beaucoup d'autres constructeurs fournissant de bons instruments; mais je préfère m'en tenir aux plus connus.

Les combinaisons d'appareils que je recommande, en supposant leur exécution irréprochable, suffisent à l'étudiant pour observer presque tous les exemples relatés dans ce livre.

En outre, les modèles indiqués ci-dessus sont choisis de façon que le praticien qui a déjà acquis une certaine habileté manuelle puisse, par l'acquisition d'objectifs plus forts, augmenter le pouvoir grossissant de son microscope. Je signalerai dans ce but les objectifs suivants.

Bézu, Hausser et Cie, nouveau système à sec, à 4 lentilles (n° 9 du catalogue) : 90 francs.

C. Verick, objectif 9, à immersion dans l'eau et à correction : 150 francs.

A. Nacet, objectif 9 à immersion dans l'eau, sans correction : 100 francs; à correction : 150 francs.

C. Zeiss, objectif J à immersion dans l'eau et à correction : 164 marks (205 fr.); sans correction : 144 marks (180 fr.).

E. Leitz, objectif 9 à immersion dans l'eau et à correction : 75 marks (95 fr. 75 c.); sans correction : 65 marks (78 fr. 75).

J. Klönne et Müller, objectif à immersion dans l'eau sans correction, n° 9 : 50 marks (62 fr. 50 c.).

W. et H. Seibert, objectif à immersion dans l'eau, VII *a*, sans correction : 60 marks (75 fr.); VII *b*, avec correction : 75 marks (95 fr. 75 c.).

L. Bénèche, objectif 10 pour immersion dans l'eau, sans correction : 60 marks (75 fr.); avec correction : 90 marks (112 fr. 50 c.).

E. Hartnack, objectif 9, à immersion dans l'eau et à correction : 120 marks (150 fr.).

Fr. Schmidt et Haensch, objectif 10, à immersion dans l'eau et à correction : 90 marks (112 fr. 50 c.).

R. Winkel, objectif à immersion dans l'eau B, à correction : 140 marks (175 fr.).

Plösl et C^{ie}, objectif à immersion dans l'eau J, sans correction : 50 florins (106 fr.); avec correction : 75 florins autrichiens (159 fr.).

C. Reichert, objectif à immersion dans l'eau 10, sans correction : 40; avec correction : 50 florins autrichiens (106 fr.).

Ross et C^{ie} (catalogue de 1883, p. 12) : 1-8 th., peut être employé à sec ou immergé dans l'eau : 8 £ 8 sh. (210 fr.).

Powell et Lealand (catalogue 1883), 1/8 à immersion dans l'eau : 9 £ 9 sh. (236 fr. 25 c.).

Le commençant qui désire faire l'acquisition d'un objectif à immersion doit de préférence le choisir sans correction, car l'emploi utile de la correction exige beaucoup d'habitude. Et même l'étudiant plus exercé qui se sert des faibles objectifs à immersion ci-dessus mentionnés peut aussi se passer de la correction, qui offre pour ces objectifs peu d'avantages. Les objectifs à immersion sans correction sont calculés par l'opticien pour une épaisseur moyenne du couvre-objet, et il ne s'agit donc que de se procurer des verres de cette épaisseur, ce qui est chose facile.

Les objectifs à correction sont marqués d'une échelle et munis d'une vis qui permet de les ajuster à l'épaisseur du couvre-objet.

L'étudiant qui voudrait consacrer une certaine somme à l'achat de son nécessaire ferait bien de se procurer de suite, au lieu d'un objectif à immersion dans l'eau, un objectif à immersion homogène. Chez Véric, les objectifs à immersion homogène 9 (1/12), 10 (1/16) et 12 (1/24) de pouce anglais, coûtent 200, 250 et 350 francs; chez Zeiss, 1/12 et 1/18, 350 et 400 marks (437 fr. 50 c. et 500 fr.); chez Leitz, 1 a (1/12), 2 (1/16) et 3 (1/20), 150, 150 et 200 marks (162 fr. 50 c., 187 fr. 50 c. et 250 fr.); chez Seibert, XII (1/12), XIII (1/16) et XIV (1/20), 200, 260 et 320 marks (250 fr., 325 fr. et 400 fr.); chez Winkel, 1/10, 1/14, 1/20, 1/24 et 1/28, 150, 180, 250, 320 et 500 marks (187 fr. 50 c., 225 fr., 312 fr. 50 c., 400 fr. et 625 fr.); chez Hartnack, I (1/12), II (1/18), III (1/24), 200, 250 et 350 marks (250 fr., 312 fr. 50 c. et 437 fr. 50 c.); chez J. Klönne et G. Müller, 1/10, 1/12, 1/16 et 1/20, 120, 150, 230 et 300 marks (150 fr., 187 fr. 50 c., 287 fr. 50 c. et 375 fr.); chez Schieck, 1/3, 1/12, 1/18 et 1/24, 30, 120, 200 et 300 marks (150 fr., 250 fr. et 375 fr.); chez Reichert, 1/15 et 1/20, 100 et 150 florins autrichiens (212 fr. et 318 fr.).

Chez les autres opticiens du continent, les prix oscillent entre les précédents. Par contre, les systèmes anglais de Powell et Lealand sont plus chers et atteignent pour $1/8$ à $1/25$ de pouce de 12 à 50 £ (300 à 750 fr.).

Comme l'épaisseur du couvre-objet est, dans certaines limites, pour les objectifs à immersion homogène, presque indifférente, ces objectifs n'ont pas de correction. Ils supportent des oculaires plus forts que les systèmes à sec et ceux à immersion dans l'eau, de sorte qu'avec un seul système, par exemple $1/12$, et en changeant les oculaires, on peut obtenir d'aussi bons résultats qu'avec plusieurs objectifs à immersion dans l'eau. Tout l'effet des systèmes à immersion homogène ne peut cependant être obtenu que par l'emploi d'appareils à éclairage, par exemple ceux de Dujardin ou d'Abbe. Malheureusement on ne peut les adapter qu'à de grands modèles; très coûteux. La maison Prazmowski de Paris a adapté depuis longtemps l'appareil d'éclairage perfectionné de Dujardin à ses principaux modèles. Ses continuateurs viennent de modifier la platine des microscopes 7 et 7A de façon à ce qu'ils puissent recevoir le condensateur d'Abbe. De même Vérick, outre le système de Dujardin, a muni ses grands et ses moyens modèles d'un appareil d'Abbe que l'on peut faire monter et descendre au moyen d'une crémaillère. Dans le catalogue de Nachet, on trouve l'indication d'un condensateur pour l'éclairage direct, l'éclairage oblique et l'éclairage à fond noir au prix de 25 et de 15 francs. Le meilleur marché des microscopes permettant l'application de l'appareil d'Abbe est chez Zeiss le n° V α qui, sans ce système à éclairage, coûte 95 marks (118 fr. 75 c.), et avec ce système 150 marks (187 fr. 50 c.). Ce modèle n'est pas à rotation. Aussi accordons-nous la préférence au microscope II, avec platine tournante, qui revient avec l'appareil d'Abbe à 250 marks (312 fr. 50 c.). Chez Leitz, le modèle le meilleur marché permettant l'emploi de l'appareil d'Abbe est le modèle 1 b , sans rotation; il coûte 90 marks (112 fr. 50 c.) et l'appareil à éclairage 50 marks (62 fr. 50 c.). Chez Seibert, le condensateur d'Abbe coûte 54 marks (67 fr. 50) et peut s'adapter à tous les grands modèles, jusqu'au modèle n° 4 inclusivement, revenant à 90 marks (112 fr. 50 c.). Chez R. Winkel, ce sont les modèles de 1 à 2 α , dont le dernier coûte 38 marks (47 fr. 50 c.), qui permettent l'adaptation d'un appareil à éclairage d'Abbe modifié dans sa construction et

valant 68 marks (85 fr.). Mentionnons encore que R. Winkel a construit un appareil d'éclairage très commode avec mécanisme à déplacement latéral au prix de 48 marks (60 fr.). (Sans mécanisme 38 marks [47 fr. 50 c.]). Il peut s'appliquer aux modèles de 3 à 5a, dont le dernier coûte 75 marks (95 fr. 75 c.). Il livre aussi, pour des modèles encore moins grands, des appareils à éclairage plus petits qu'on fait glisser dans un diaphragme cylindrique. Ils coûtent, avec diaphragme pour l'éclairage oblique et pour l'éclairage à fond noir, 14 marks (17 fr. 50 c.), sans diaphragme 10 marks (12 fr. 50 c.). Seibert construit aussi au prix de 15 marks (18 fr. 75 c.) un appareil à éclairage très simple, pouvant s'adapter à tous ses modèles à diaphragme cylindrique. Klönne et Müller fournissent également un petit instrument ayant même destination qu'ils font payer 36 marks (45 fr.) et qui peut s'appliquer à tous leurs modèles jusqu'au n° 18 inclusivement. Les autres opticiens ont adopté des prix à peu près semblables aux précédents. On peut d'ailleurs appliquer avec avantage le système à immersion homogène même aux petits microscopes énumérés plus haut.

Les objectifs d'un constructeur peuvent s'adapter aux microscopes d'un autre, d'autant plus que la plupart ont adopté maintenant le même pas de vis, dit « society-screw ». Quand les tubes des microscopes continentaux ne dépassent pas les longueurs usuelles (150 à 170^{mm}), on peut se dispenser de donner leurs dimensions en commandant les objectifs; dans le cas contraire, cette indication deviendrait indispensable, notamment pour les objectifs à immersion homogène.

Je n'ai pas l'intention de donner ici la théorie optique du microscope; je renvoie pour cela le lecteur aux traités de physique et aux ouvrages spéciaux sur le microscope. Ma tâche au contraire est d'initier le commençant aux faits les plus importants de la botanique microscopique et à la technique du microscope. Ceux qui suivront avec attention les exercices contenus dans ce livre seront conduits à ce résultat; mais afin qu'ils puissent retrouver ensuite facilement telle ou telle manipulation ou réaction, j'ai placé à la fin du volume une table détaillée des matières traitées dans le courant de l'ouvrage.

Outre le microscope composé, que nous avons considéré exclusivement jusqu'ici, il est nécessaire de posséder encore un microscope simple, appelé aussi loupe montée ou microscope à prépa-

ration. Les maisons Véricq, Präzmowski et Nachet fournissent ces instruments à des prix variant de 60 à 80 francs. La figure 13, page 32, représente une de ces loupes montées.

Au lieu du microscope simple, on peut employer le prisme redresseur de Nachet, qu'on adapte à un microscope composé. Ce redresseur coûte 25 francs; monté sur un oculaire 35 francs. Le prisme redresseur peut être remplacé par l'oculaire redresseur à prisme et à vision directe de Bézu, Hausser et C^{ie}, dont le prix est de 35 francs.

Le microscope composé muni d'un appareil redresseur présente sur le microscope simple, pour la dissection des préparations, l'avantage qu'on n'a plus à transporter le porte-objet d'un microscope à l'autre et qu'on ne risque pas de perdre de vue les petits objets. L'usage de l'oculaire redresseur offre à peine de plus grandes difficultés que celui du microscope simple, tandis qu'au contraire avec le prisme redresseur on est gêné de ne pouvoir regarder directement en bas dans la direction des mains occupées à préparer, mais plutôt obliquement en avant. Le microscope composé dont on veut se servir comme instrument de préparation doit disposer d'objectifs faibles. On ne peut y adapter dans ce but d'objectifs grossissant plus que les n^o 2 de Nachet, 0 de Véricq et 2 de Bézu, Hausser et C^{ie}; ces objectifs sont dans les prix de 20 à 25 francs.

Une bonne loupe fait nécessairement partie des instruments que doit posséder l'étudiant en histologie. Il s'en sert fréquemment pour prendre une première idée de l'objet qui sera plus tard examiné aux forts grossissements, pour déterminer le sens dans lequel il devra diriger les coupes, etc. Dans le cas où le microscope de préparation serait pourvu de doublets, ceux-ci pourraient servir de loupes à main.

L'observateur devra aussi posséder une chambre claire. Trois modèles peuvent être recommandés. — La chambre claire de Milne-Edwards et Doyère, que les constructeurs français ci-dessus mentionnés fournissent pour 30 ou 35 francs, la chambre claire de Zeiss (n^o 65 du catalogue) valant 21 marks (26 fr. 25 c.), et la chambre claire d'Abbe (Zeiss, catalogue n^o 64) dont le prix est de 30 marks (37 fr. 50). Les deux premiers modèles projetant obliquement les rayons, exigent que l'on dessine sur un plan incliné; mais ils présentent l'avantage de pouvoir être conservés constamment sur le microscope, car on peut facilement les glisser

de côté ou les relever pendant l'observation. La chambre claire d'Abbe permet de dessiner sur un plan horizontal, mais doit être retirée de l'oculaire pendant l'observation. Avec ces chambres claires il faut un pupitre à dessin dont l'élévation devrait en général correspondre à la hauteur de l'objectif du microscope; mais on règle spécialement cette élévation, d'après la distance de vue distincte, pour les observateurs myopes ou presbytes.

Un micromètre objectif est aussi nécessaire. Celui divisé en 1/100 de millimètre suffit habituellement; il vaut de 10 à 15 francs.

Toute table solide peut être utilisée pour travailler au microscope; il faut seulement avoir soin qu'elle ne soit pas trop petite, et qu'elle ait une couleur foncée et mate. Cette table doit être placée à une distance de 1 mètre et demi ou 2 mètres environ de la fenêtre à laquelle on prend la lumière. On se protège contre les rayons directs du soleil au moyen d'un store blanc fait de préférence avec de la toile à calquer. La lumière blanche et vive que transmet le store lorsqu'il est frappé par le soleil est la plus avantageuse pour l'observation aux forts grossissements.

Les porte-objets et les couvre-objets se trouvent chez la plupart des opticiens et constructeurs; Cogit, quai Saint-Michel, 17, à Paris, en fournit de toutes dimensions et de toutes épaisseurs. On se sert ordinairement de porte-objets de 48 millimètres de long sur 28 de large, ou bien de 76 millimètres de long sur 26 de large. Les petits porte-objets mentionnés d'abord ont cet avantage qu'ils ne dépassent pas la platine et qu'on risque moins de les heurter. Les porte-objets plus grands sont par contre plus maniables et, par cette raison, plus répandus. Les couvre-objets dont on aura ordinairement à se servir sont ceux de 18 millimètres de côté. En outre on devra toujours en avoir de plus grands, pour les coupes de grandes dimensions. Des lamelles particulièrement minces et dont l'épaisseur est connue serviront pour les forts grossissements.

De plus il faut encore quelques rasoirs plans et quelques autres évidés, une pince fine et une grosse en acier, une paire de ciseaux très effilés; au besoin de fins ciseaux à broder pourraient servir. On y joindra : une paire de manches à aiguilles et quelques aiguilles anglaises à partir du n° 8. On peut aussi se servir d'aiguilles toute montées et d'aiguilles à cataracte. Le nécessaire sera complété par des scalpels, des pinceaux fins, un petit étai

à main, comme en ont les horlogers, quelques pipettes, des tubes et des baguettes de verre, des verres de montre de différentes grandeurs et des disques de verre de grandeurs correspondantes pour les couvrir, des cloches basses en verre pour organiser les chambres humides. Un bâti en zinc comme celui représenté fig. 1, recouvert d'une cloche de verre, constitue une chambre humide. Le microscope composé et la loupe à dissection seront recouverts chacun d'une cloche. Enfin on se procurera de la moelle de sureau.

On trouvera à la fin de ce livre la liste des réactifs nécessaires ainsi que leur mode de préparation.

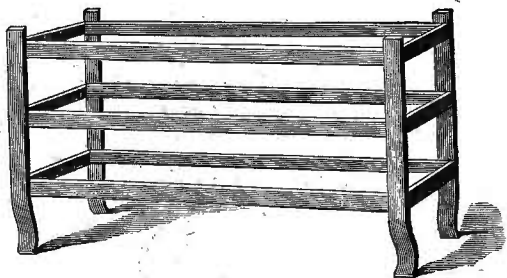


Fig. 1.

Il est à peu près indispensable que l'étudiant se procure une boîte appropriée pour y ranger les préparations qu'il tient à conserver. On a recommandé plusieurs systèmes : celui que je préfère consiste en une boîte de 7 centimètres de haut, avec face antérieure et couvercle mobiles, contenant 15 cartons superposés ; chaque carton est divisé par des bandes en carton collées sur sa face supérieure en dix compartiments, de la grandeur des porte-objets dont on se sert. La boîte peut donc contenir 150 préparations couchées horizontalement, ce qui est suffisant.

CHAPITRE PREMIER

DESCRIPTION ET EMPLOI DU MICROSCOPE — PRÉPARATIONS STRUCTURE DE L'AMIDON

Il est avant tout nécessaire de connaître les pièces importantes du microscope composé. Le modèle représenté par la figure 2 nous servira à la démonstration. On distingue dans cet instrument : le pied, en forme de fer à cheval *fs*, la colonne *sl*, la platine *ot*, le collier *fh*, le tube *t*, le miroir *s* et la vis micrométrique *m*.

Le miroir *s* est double, plan sur une face, concave sur l'autre. On se sert de la face plane pour les faibles grossissements et de la face concave pour les forts. La platine est percée à son centre d'une ouverture circulaire laissant passer la lumière réfléchie par le miroir. C'est sous cette ouverture que se placent les diaphragmes. Ils sont montés sur un chariot que l'on peut déplacer latéralement et enlever de dessous la platine. Pour cela le chariot est percé d'une ouverture circulaire dans laquelle se meut verticalement et à frottement dur un cylindre creux, dont l'ouverture supérieure reçoit les différents diaphragmes. Lorsqu'on veut disposer le microscope pour l'observation, le cylindre mobile est d'abord retiré assez bas pour permettre l'introduction du chariot sous la platine, puis relevé jusqu'à ce que le sommet du diaphragme vienne au niveau de la face supérieure de celle-ci. Les diaphragmes servent à régler l'éclairage d'après les besoins; mais pour les commençants nous préférons d'abord les supprimer. Dans quelques modèles, la gaine destinée à recevoir le cylindre est fixée à une pièce tournante que l'on peut porter en dehors pour changer les diaphragmes. Enfin quelques microscopes possèdent, au lieu du cylindre porte-diaphragmes, un

disque percé et bombé, placé excentriquement, au moyen duquel on peut amener dans l'axe optique de l'instrument des

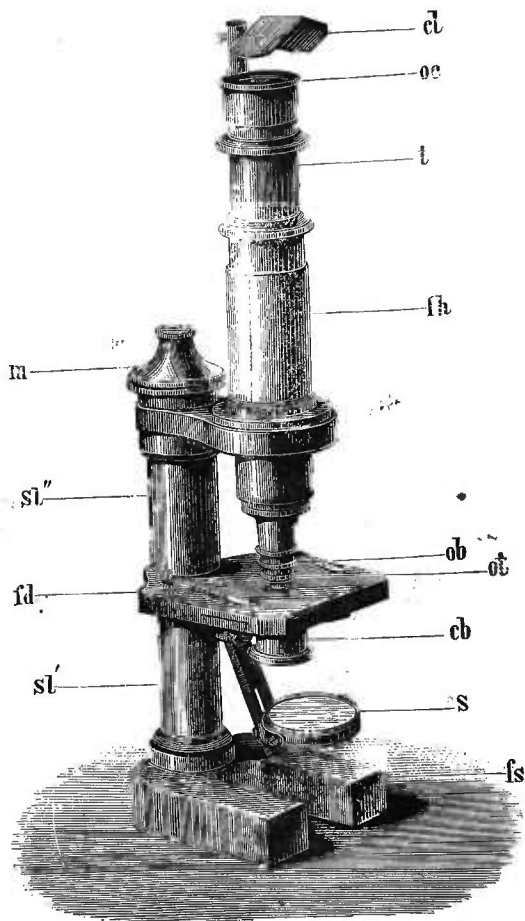


Fig. 2. Modèle d'un petit microscope avec chambre claire *cl*; *fs*, pied; *sl'*, partie inférieure, *sl''*, partie supérieure de la colonne; *ot*, platine; *cb*, cylindre porte-diaphragmes; *s*, miroir; *m*, vis micrométrique; *fd*, valet; *fh*, douille du tube *t*, tube; *ob*, objectif; *oc*, oculaire. — 1/3 gr. nat.

ouvertures de différents diamètres. Sur la platine se trouvent deux valets *fd* destinés à maintenir la préparation. Le tube *t* est mobile dans la douille *fh*, et seulement dans les grands modèles

le déplacement s'obtient au moyen d'une crémaillère. Lorsqu'on veut se servir de l'instrument, on enlève le tube de la douille et on visse à son extrémité inférieure un objectif grossissant peu, ce qui se reconnaît à première vue à la largeur considérable de sa lentille frontale. Ensuite on introduit de nouveau le tube dans la gaine, jusqu'à ce que l'extrémité libre de l'objectif soit environ à 1 centimètre de la platine; puis on adapte à la partie supérieure du tube un oculaire faible. On doit autant que possible installer l'instrument en face d'une fenêtre, à 1 mètre et demi ou 2 mètres d'éloignement. On regarde alors dans l'oculaire et en même temps on fait varier l'inclinaison du miroir, jusqu'à ce que le champ du microscope paraisse régulièrement éclairé. Cela indique que le miroir est bien placé, c'est-à-dire qu'il réfléchit la lumière dans l'axe de l'instrument. On peut en outre, d'après l'intensité lumineuse que l'on désire, déplacer le miroir suivant cet axe, en l'éloignant ou le rapprochant de la platine.

Un porte-objet est alors essuyé proprement, puis on y dépose, au moyen d'une baguette de verre, une goutte d'eau ordinaire.

Les choses étant ainsi disposées, nous pouvons entreprendre une observation microscopique. Nous choisissons en premier lieu, comme objet facile à préparer et à examiner, la fécule de Pomme de terre. Pour s'en procurer, on coupe un tubercule avec un couteau de poche et on porte avec ce même instrument, dans la goutte d'eau, un peu du liquide qui apparaît à la surface de section. On recouvre d'une lamelle bien propre, que l'on a nettoyée auparavant avec un morceau de vieille toile. Le liquide de la cellule ne doit pas être assez abondant pour déborder le couvre-objet. Si cela arrivait, on enlèverait l'excédent avec du papier buvard; mais il vaudrait mieux recommencer la préparation, car la plupart des grains d'amidon, sous l'influence des courants produits dans le liquide par la succion du papier, se déplacent rapidement et ne peuvent plus être observés que difficilement.

Portons maintenant la préparation sur la platine du microscope, de façon que l'endroit à examiner corresponde à la partie centrale de l'ouverture de la platine. Pour mettre l'objet au point, on enfonce d'abord le tube jusqu'à ce que l'objectif touche presque la lame de verre; puis, regardant en même temps

dans l'oculaire, on relève lentement le tube. Ces déplacements verticaux du tube s'obtiennent très facilement en lui imprimant un léger mouvement en hélice. Le plus souvent on voit bientôt apparaître de petits grains qui d'abord étaient invisibles. Si l'on avait remonté l'objectif à plus de deux centimètres au-dessus du couvre-objet sans rien apercevoir, cela indiquerait, ou bien que la préparation n'est pas dans le champ du microscope, ou que, ayant remonté trop rapidement le tube, le temps de mise au point a été très court et n'a pu être saisi. Il ne faut pas alors chercher à retrouver l'image en enfonçant le tube, car de cette façon on risquerait d'écraser la lamelle, de perdre la préparation et de salir l'objectif; mais on descendrait de nouveau le tube presque jusqu'au contact de la préparation, en surveillant le mouvement par le côté, et on recommencerait, l'œil fixé dans l'oculaire, à élever le tube lentement comme précédemment. On ne devrait cependant pas répéter trop souvent cette manœuvre, car il pourrait arriver aussi que l'objet ne fût pas dans le champ, et alors on l'y ramènerait en dérangeant la préparation. Au bout d'un temps très court on arrivera à apercevoir des granules dans le champ du microscope; on cessera de mouvoir le tube par cette manœuvre, qui constitue le *mouvement rapide*, et on achèvera la mise au point au moyen de la vis micrométrique (*m*, fig. 2), c'est-à-dire par le *mouvement lent*. On tourne cette vis dans une direction quelconque, et si l'image n'apparaît pas nettement, on tourne dans l'autre sens. La mise au point est parfaite lorsque l'image présente des contours aussi nets que possible. Dans le microscope choisi pour modèle (fig. 2), la vis micrométrique est fixée à l'extrémité supérieure de la colonne *sl'*; mais quelquefois elle se trouve placée à son extrémité inférieure. Dans les grands modèles, le mouvement rapide n'est pas obtenu avec la main, mais au moyen d'une crémaillère.

Après avoir constaté, à un faible grossissement, la présence de petits granules dans le champ du microscope, et noté, pour n'avoir plus à la rechercher dans les observations ultérieures, la distance à laquelle l'objectif doit se trouver de l'objet, ce qui s'appelle son foyer, on dévisse, laissant la préparation en place, le faible objectif et on le remplace par un plus fort. On introduit de nouveau le tube dans sa gaine, et on l'enfonce jusqu'à

ce que l'objectif touche presque le couvre-objet. On cherche le point comme précédemment en relevant le tube, pendant qu'on lui imprime un mouvement en hélice. Le mouvement du tube doit être encore plus lent, si c'est possible, qu'avec l'objectif faible. Lorsqu'on aperçoit les grains à observer au moyen du mouvement rapide, on achève la mise au point à l'aide de la vis micrométrique. On pourra observer en passant que le foyer du dernier objectif est beaucoup plus court que celui de l'objectif faible employé précédemment.

Alors commence l'observation proprement dite. Le commençant doit s'habituer, si ses deux yeux sont également bons, à regarder dans le microscope avec l'œil gauche. De cette façon il peut dessiner de l'œil droit resté libre, pendant qu'il continue à observer de l'œil gauche. Beaucoup de chambres claires sont disposées pour l'œil gauche; si l'on veut s'en servir avec l'œil droit, il faut l'indiquer au constructeur. Le commençant devra aussi tenir ouvert l'œil qui n'est pas employé. Au début, les objets environnants, venant se peindre sur la rétine, le troubleront; mais il surmontera bientôt cette difficulté; toute son attention se concentrera sur l'œil actif et l'autre ne lui sera plus d'aucune gêne.

Nous reconnaissons facilement que les grains incolores qui remplissent le champ du microscope sont solides et présentent une stratification concentrique nette; ce sont des grains d'amidon. On déplace lentement en tous sens le porte-objet, jusqu'à ce qu'on ait trouvé un endroit où les grains d'amidon ne soient pas trop rapprochés et puissent être observés sans peine chacun en particulier. On choisit alors, pour continuer l'étude, des grains dont la stratification soit particulièrement évidente. Le fait que les mouvements du porte-objet paraissent renversés dans le microscope nous crée quelques difficultés dans les commencements, lorsque nous voulons amener au centre du champ les grains que nous avons choisis pour l'observation. Mais nous nous habituerons bientôt à ce renversement du mouvement et nous arriverons à produire facilement les petits déplacements nécessaires à l'établissement de la préparation.

Nous avons fixé notre attention sur des grains isolés particulièrement favorables à l'observation; nous allons les grossir

d'avantage en remplaçant le faible oculaire par un plus fort. L'image, si l'objectif est de bonne construction, demeure encore nette, mais n'est plus suffisamment éclairée. On cherche alors, en changeant l'inclinaison du miroir, à remédier autant que possible à cet inconvénient.

Il arrive quelquefois, à la suite des différents mouvements que l'on a fait subir à la préparation, que l'image n'est plus nette; c'est qu'alors probablement la lentille frontale de l'objectif a touché le liquide de la préparation. Cet accident se produit facilement lorsque la quantité de liquide employée est trop grande et dépasse les bords du couvre-objet. On enlève dans ce cas le tube de sa douille et on essuie l'objectif avec un morceau de vieille toile bien propre, ou mieux avec un morceau de moelle de sureau fraîchement brisé.

Les grains d'amidon de la Pomme de terre (1) atteignent des dimensions relativement grandes. Ils possèdent une structure

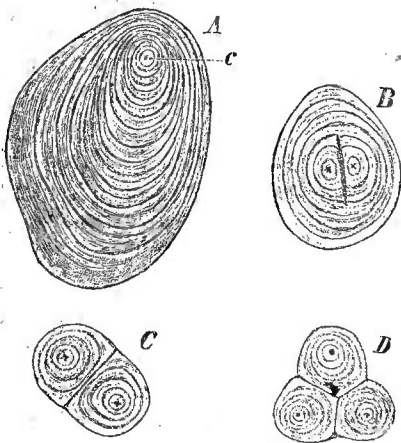


Fig. 3. Grains d'amidon du tubercule de Pomme de terre. — A, grain simple; B, grain demi-composé; C et D, grains composés; c, hile. — Gr. 540.

excentrique, car leur centre d'organisation *c* (fig. 3 A) ne coïncide pas avec leur centre géométrique, mais se trouve très rapproché de l'une des extrémités du grain. Les différentes couches ne se présentent pas avec la même netteté; entre celles qui sont bien accentuées, on en remarque d'autres à peine indiquées; celles qui se trouvent à la surface du grain appartiennent à cette dernière catégorie. Le noyau organique du grain, ou

hile, paraît, à cause de phénomènes optiques qui tiennent à sa

1. Voyez Nägeli, *Die Stärkekörner*, in *Pflanzenphysiol. Untersuchungen*, 2^e livraison; E. Strasburger, *Bau und Wachstum der Zellhülle*, page 107.

plus faible densité, coloré en rose; il apparaît le plus distinctement quand il est creux. Il se montre alors ou comme un point rose, une ligne, une croix ou une étoile à contours sombres. Les couches qui entourent immédiatement le hile sont concentriques; mais à mesure qu'on s'éloigne de ce point, elles ne tardent pas à devenir excentriques, parce que quelques-unes d'entre elles diminuent d'épaisseur et disparaissent même en partie vers une des extrémités du grain. Vers cette extrémité moins développée du grain, que nous désignerons comme l'antérieure, la stratification n'est que peu nette. Les différents grains s'écartent assez les uns des autres quant à leurs dimensions; ils diffèrent aussi quant à leur forme externe et la netteté de leur stratification.

Entre les grains d'amidon il se trouve, dans la plupart des préparations, des images circulaires qui présentent, à une mise au point moyenne, un point central petit, arrondi et clair, et une zone périphérique large et sombre; cette dernière est gris foncé vers l'intérieur, noire vers l'extérieur et interrompue par des anneaux clairs. Ces images représentent des bulles d'air incluses dans le liquide de la préparation. Leur aspect sous le

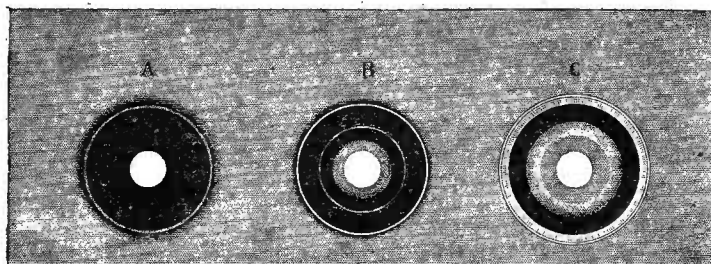


Fig. 4. Bulle d'air dans l'eau. — A, l'objectif étant mis au point sur la partie profonde; B, l'objectif mis au point sur sa partie moyenne; C, l'objectif mis au point sur sa partie supérieure. D'après Ranvier (*Traité technique*.)

microscope est tellement caractéristique, qu'il serait difficile de les confondre, une fois qu'on les a vues, avec d'autres corps. Voici comment on explique le phénomène. Les rayons lumineux qui traversent la bulle d'air sont différemment réfractés; les périphériques le sont tellement qu'ils n'arrivent plus dans l'ob-

jectif; de là la bordure noire qui entoure la bulle d'air; les rayons moyens, au contraire, le sont fort peu, arrivent par conséquent à l'œil de l'observateur et produisent le petit cercle central lumineux. Si l'on abaisse le tube du microscope de façon à mettre au point la partie inférieure de la bulle d'air, le disque central devient plus net et plus clair; en même temps il diminue d'étendue, pendant qu'au contraire la largeur de l'anneau noir enveloppant augmente. Si l'on relève maintenant le tube jusqu'à mettre au point la partie supérieure de la bulle d'air, on observe les phénomènes inverses : le disque central s'accroît en perdant de sa clarté et il s'y forme des anneaux gris différemment éclairés; l'anneau périphérique noir diminue en même temps de largeur.

Lorsque l'observateur a examiné un grain d'amidon bien stratifié, il doit le dessiner. Cette opération est sans contredit de la plus haute importance. Ce n'est qu'en dessinant les images produites dans le microscope que l'on apprend en effet à les bien connaître, car bien des détails ne seront remarqués que lorsqu'on aura concentré toute son attention sur eux pour les dessiner. L'obligation de reproduire l'image de l'objet qu'on examine préserve des observations légères et superficielles, force à étudier minutieusement et développe plus que tout autre moyen nos facultés d'observation. Le commençant doit tout d'abord chercher à dessiner à main levée; nous admettons, bien entendu, qu'il possède les notions de dessin nécessaires pour cela, ou qu'il pourra les acquérir rapidement par un peu d'exercice. L'objet ne doit pas être représenté à une trop petite échelle, quand même l'élève croirait le voir très réduit. On ne peut arriver à se faire une idée exacte de la grandeur des objets vus au microscope qu'après de longs exercices, et au commencement il vaut mieux les dessiner trop grands, afin de pouvoir placer dans la figure tous les détails donnés par l'observation. Il n'est pas moins important de pourvoir chacune des parties de la figure d'indications spéciales, de noter en même temps le nom de la plante, et les résultats les plus importants de l'observation.

Les grains d'amidon de la Pomme de terre sont quelque peu aplatis; on le constate facilement en appuyant avec précaution, au moyen d'une aiguille, sur le bord du couvre-objet; les grains

se déplacent en roulant, et on peut voir qu'ils se présentent tantôt plus larges, tantôt plus étroits. Chez les plus petits grains on aperçoit difficilement la stratification.

Outre les grains simples qui viennent d'être décrits (fig. 3, *A*), on trouve aussi, après quelques recherches, des grains demi-composés (*B*). Ces grains renferment deux et rarement un plus grand nombre de hiles. Chaque hile est entouré de ses couches propres, et celles-ci sont elles-mêmes enveloppées d'un plus ou moins grand nombre de couches communes. Il n'est pas rare que des fentes se produisent entre les différents systèmes de couches incluses; mais elles n'intéressent jamais les couches communes (*B*). Le nombre des strates qui enveloppent chacun des hiles, aussi bien que celui des strates communes, varie suivant les circonstances.

Les grains composés, plus fréquents que les grains demi-composés, sont formés de deux (*C*), plus rarement de trois grains partiels (*D*). Ils se distinguent des grains demi-composés; parce qu'ils ne possèdent pas de couches communes enveloppant les grains partiels. Les strates s'y montrent le plus développées dans la direction de contact des grains composants; ces derniers tournent l'un vers l'autre leur extrémité postérieure ou élargie, tandis que l'extrémité antérieure ou étroite regarde vers le dehors de la formation. La ligne de séparation de deux grains partiels s'élargit souvent vers le centre jusqu'à simuler une fente.

Comparons maintenant avec la précédente une préparation obtenue avec de la féculé de Pomme de terre conservée au sec. On opère exactement comme ci-dessus, et on porte une trace de féculé dans une goutte d'eau. Comme les porte-objets peuvent être d'épaisseurs différentes, il est prudent de relever le tube du microscope avant de placer sur la platine cette deuxième préparation.

La première préparation, qui nous servira plus tard encore, ne sera pas détruite, mais conservée dans une grande chambre humide. La chambre humide se compose d'une assiette profonde et d'une cloche de verre. Sur l'assiette on pose le bâti en zinc décrit et figuré dans l'introduction (fig. 1). On y verse une quantité d'eau suffisante pour que le bord inférieur de la cloche plonge dans le liquide. La préparation est posée ensuite

sur l'échelle de zinc; mais auparavant on doit s'assurer que le liquide qu'elle contenait ne s'est pas évaporé. S'il en était ainsi, on déposerait une goutte d'eau sur le bord du couvre-objet; en vertu de la capillarité, le liquide s'étendrait facilement sous toute la surface de la lamelle. L'étudiant ne devra jamais omettre non plus, avant de ranger une préparation, de l'étiqueter soigneusement, ce qu'il fera le mieux à l'aide des nouveaux crayons polychromes Faber, destinés à écrire sur le verre.

L'examen de l'amidon desséché nous montrera une stratification au moins aussi nette que celle de la fécule fraîche.

Cette préparation est placée comme la précédente dans la chambre humide.

Le cotylédon du Haricot (*Phaseolus vulgaris*) possède des grains d'amidon de grandeur moyenne assez considérable, globuleux ou ovoïdes, et un peu aplatis. Examinés dans l'eau, ils montrent une stratification très nette et très régulière; les couches, toutes de même épaisseur, sont disposées concentriquement autour du hile. Ce hile est creux, arrondi chez les grains sphériques, allongé chez les grains ovales; il en part des fentes radiales perpendiculaires aux strates, s'amincissant vers la périphérie du grain, qu'elles n'atteignent presque jamais.



Fig. 5. Grains d'amidon
du cotylédon
de *Phaseolus vulgaris*.
Gr. 540.

L'amidon de Haricot examiné dans la glycérine paraît un peu plus petit que dans l'eau; la stratification disparaît presque, ainsi que la cavité centrale et les fentes. Ces phénomènes sont dus à ce que le grain se gonfle légèrement dans l'eau.

La structure des grains de l'Arrow-root des Indes orientales (*Curcuma leucorrhiza*) diffère notablement de celle des grains de fécule que nous avons jusqu'ici étudiés. L'amidon d'Arrow-root, souvent difficile à trouver dans le commerce, montre une disposition tout à fait excentrique; l'extrémité antérieure est fortement amincie et la stratification très régulière (fig. 6, A). Ces grains toujours aplatis adhèrent souvent les uns aux autres par leurs faces planes et s'entassent à la manière des piles de

monnaie (*B*). Leur grandeur et leur forme sont très variables.

L'Arrow-root des Indes occidentales, plus simplement Arrow-root, provient du rhizome de plusieurs *Maranta*, et principalement du *Maranta arundinacea*. Il est très répandu dans le commerce. Sa structure, moins intéressante que celle de l'Arrow-root des Indes orientales, se rapproche beaucoup de celle de la fécule de Pomme de terre. Les principales différences consistent en ce que les grains sont moins gros, mais sensiblement égaux entre eux et presque arrondis. La stratification y est moins nette et plus régulière. Le hile prend souvent la forme d'un V largement ouvert.

Le *Triticum durum* nous fournira l'amidon de Blé. Pour en obtenir une préparation, on coupe en deux, avec un couteau ordinaire, un grain bien conformé; on racle avec le même instrument la surface de section, et on porte la substance ainsi enlevée dans une goutte d'eau déposée préalablement sur le porte-objet. Les grains les plus gros sont circulaires, aplatis en disques, et régulièrement stratifiés (fig. 7, *A*). Le plus souvent les couches ne s'aperçoivent que difficilement, mais dans certains grains on les reconnaît toujours, ainsi que le hile central. Comme caractéristique de cet amidon, il faut mentionner la présence, entre les gros grains, de granules très petits, possédant un hile coloré en rose, et ne présentant pas de stratification. Un certain nombre de ces grains sont figurés en *B*. Dans quelques préparations, il n'est pas rare de rencontrer des grains composés; dans le plus grand nombre on en chercherait en vain, car les grains partiels se sont dissociés.

Pour obtenir l'amidon de l'Avoine (*Avena sativa*), le mieux

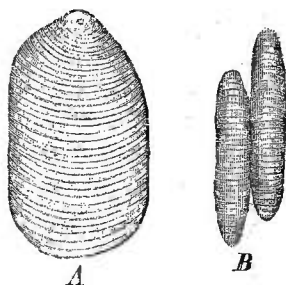


Fig. 6. Grains d'amidon de l'Arrow-root commercial des Indes orientales (extrait du rhizome du *Curcuma leucorrhiza*). — *A*, grain vu de face; *B*, grains réunis vus par leur bord. — Gr. 540.

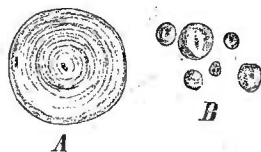
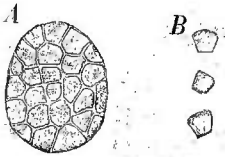


Fig. 7. Amidon de *Triticum durum*. *A*, un grand grain; *B*, de petits grains.

est de traiter le grain comme il vient d'être indiqué pour celui du Blé, et d'examiner dans l'eau. On aperçoit alors un beau type de grains composés. Leur dimension varie beaucoup et par conséquent aussi le nombre des grains partiels dont ils sont formés. La figure 8 représente un de ces grains composés de



g. 8. Amidon de l'*Avena sativa*. — A, grain composé; B, grains partiels. — Gr. 540.

moyenne grandeur. Les grains partiels paraissent polyédriques, séparés les uns des autres par un réseau très clair. Parmi les grains les plus volumineux, on en trouve de très petits, ne comprenant quelquefois que deux grains partiels, ou même devenant simples. En outre on rencontre de nombreux grains partiels anguleux (B) provenant de la dissociation des grains composés. On n'aperçoit dans l'Amidon de l'avoine aucune trace de stratification; les noyaux n'y existent qu'exceptionnellement.

Les grains d'amidon qui nagent dans le latex des Euphorbiacées ont un aspect tout particulier. Pour les examiner, on coupe un morceau de tige d'une Euphorbe quelconque et on plonge la surface de section dans une goutte d'eau disposée d'avance sur le porte-objet. Le latex qui s'écoule de la plaie se partage en fines gouttelettes. Nous choisirons pour cet examen l'*Euphorbia helioscopia*, partout très répandue. Dans le latex on

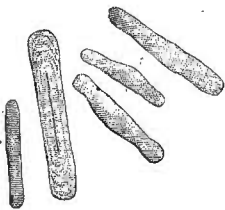


Fig. 9. Grains d'amidon du latex de l'*Euphorbia helioscopia*. — Gr. 540.

voit de petits corps isolés, en forme de bâtons (fig. 9), qui sont les grains d'amidon. Ils paraissent très réfringents; quelques-uns seulement se montrent stratifiés, et il n'est pas rare de voir une fente longitudinale à l'intérieur du grain. La grandeur des bâtonnets varie; plusieurs sont renflés en leur milieu. Les Euphorbes des tropiques contiennent des grains d'amidon construits sur ce type, mais plus beaux. Nous étudierons ceux de l'*Euphorbia splendens*, plante que l'on peut trouver dans toutes les serres. Les grains d'amidon de cette espèce, renflés aux deux extrémités, ressemblent à un humérus (fig. 10). Ils sont

plus gros que ceux des Euphorbes de nos pays, et dans les tubérosités terminales présentent une stratification nette. Très fréquemment on voit, se détachant de la face latérale du grain, une vésicule incolore, dont la paroi ne provient pas de la substance du grain d'amidon, mais plutôt de la masse protoplasmique qui y adhère.

On remarquera que les globules du latex dispersés dans l'eau sont animés d'un tremblement continu; c'est le phénomène connu sous le nom de mouvement brownien, que nous pouvons dès ici apprendre à connaître. Ne pouvant être attribué à une manifestation vitale, il est produit sans doute par les petits courants qui existent dans le liquide et qui entraînent avec eux ces fins corpuscules.

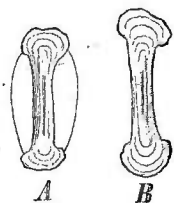


Fig. 10. Grains d'amidon du latex de l'*Euphorbia splendens*. — Une vésicule s'est détachée latéralement du grain A. — Gr. 540.

Après ces données sur la forme et la structure des grains d'amidon, il sera bon d'observer directement sous le microscope l'action qu'exercent sur eux certains réactifs. Nous nous servirons des préparations d'amidon de Pomme de terre que nous avons laissées dans la chambre humide. Après en avoir placé une sur la platine du microscope et l'avoir mise au point, déposons une goutte de solution d'iode (eau iodée, teinture d'iode ou solution iodo-iodurée) au bord du couvre-objet. Il faut bien se garder, pendant cette opération, de laisser couler le réactif sur le couvre-objet et adhérer à l'objectif. Si cela arrivait, on devrait immédiatement enlever le liquide au moyen de papier buvard. Lorsque le réactif a touché l'objectif, on plonge ce dernier dans de l'eau propre et on le nettoie avec un morceau de toile, comme il a été dit plus haut.

Pour observer directement l'action de la solution iodée, on attend qu'elle pénètre jusqu'à une place qu'on s'est fixée à l'avance dans la préparation, non loin du bord du couvre-objet; on suit en déplaçant le porte-objet la marche de l'action. La présence de la solution d'iode ne tarde pas à se manifester; les grains d'amidon se colorent d'abord en bleu clair, deviennent ensuite bleu foncé et finalement bleu noir. Au premier moment de l'ac-

tion, la stratification se montre souvent plus nette, mais elle disparaît bientôt, lorsque les grains s'étant fortement colorés sont devenus opaques. Lorsqu'on emploie la solution d'iode iodurée en trop forte quantité, les grains prennent une couleur brun foncé. Les grains d'amidon sec que l'on expose aux vapeurs d'iode se colorent également en brun foncé; mais si on fait arriver de l'eau à la préparation, la coloration brune passe rapidement au bleu. Si le réactif ne pénètre pas assez vite sous le couvre-objet, on accélère sa marche en plaçant au bord opposé de la lamelle un morceau de papier buvard.

On devra aussi faire agir la solution iodée sur les grains en forme de bâtons des Euphorbiacées. Par là on se convaincra que ces formations, si éloignées du type ordinaire et où la stratification est si confuse, sont bien des grains d'amidon.

Il est bon de nous rendre compte aussi des phénomènes de gonflement que présentent les grains d'amidon sous l'influence de la solution de potasse. Pour cela établissons de nouveau sur le microscope une préparation de fécule de Pomme de terre; plaçons comme ci-dessus une goutte de réactif au bord du couvre-objet et attendons que l'action commence. Pour être instructive, la pénétration de la solution potassique doit se faire progressivement, car on doit pouvoir suivre, sur un certain nombre de grains d'amidon, les phénomènes qui accompagnent son contact lorsque d'abord elle arrive très étendue, puis qu'elle devient de plus en plus concentrée. Au premier moment de l'action, on remarque que la stratification devient plus nette; mais elle disparaît ensuite rapidement lorsque le grain se gonfle beaucoup. Outre cette augmentation de volume que présente le grain, le hile se creuse considérablement, et la paroi la plus faible, par conséquent celle de l'extrémité antérieure du grain, se replie vers la cavité. Après cela, si la potasse continue à arriver au grain en solution de plus en plus concentrée, il n'y a plus rien de régulier dans le phénomène, et le grain se transforme en une masse volumineuse et transparente dont les limites ne se distinguent plus enfin que difficilement.

On peut encore produire le gonflement des grains d'amidon en les portant à une certaine température en présence de l'eau, comme on fait pour la préparation de l'empois. Pour cela on

chauffe le porte-objet sur une flamme à gaz ou à alcool, sans cependant faire bouillir le liquide de la préparation et en ayant soin de le remplacer au fur et à mesure qu'il s'évapore. Lorsque la température atteint 70° environ, les grains se gonflent absolument comme dans le traitement par la potasse.

Si l'on voulait déterminer exactement le degré de température auquel a lieu le gonflement, on se servirait d'une platine chauffante dont on élèverait graduellement la température. Ceux de ces appareils les plus employés sont construits par Max Schultze (1) et Ranvier (2).

Le premier exercice est terminé. Avant de quitter le microscope, il faut approprier soigneusement les objectifs et les oculaires dont on s'est servi, comme il a été dit ci-dessus. On enlève aussi le tube de sa douille, et on le frotte, ainsi que l'intérieur de cette douille, avec une étoffe grossière. Au lieu de replacer le microscope dans sa boîte, il est préférable de le recouvrir d'une cloche de verre dont le bord sera garni de feutre, afin d'empêcher les poussières d'arriver à l'instrument.

CHAPITRE II

ALEURONE — HUILE GRASSE — CONSERVATION DES PRÉPARATIONS — EMPLOI DU MICROSCOPE SIMPLE

Examinons la semence de Pois (*Pisum sativum*). On partage en deux, au moyen d'un couteau ordinaire, une graine mûre, de façon que la section coupe transversalement les deux cotylédons. Sur la surface ainsi produite on détache une coupe mince

1. On trouvera la description dans *Arch. f. mikr. Anat.* Bd. I, page 2, 1865.

2. Ranvier, *Traité technique d'histologie*, page 41, 1882.

en se servant cette fois d'un rasoir bien aiguisé. Mais avant d'aller plus loin, il convient de donner quelques explications sur la façon d'exécuter cette coupe :

1° La surface de section doit être continuellement humectée; on se sert habituellement d'eau; mais dans le cas présent nous emploierons la glycérine, parce que l'eau altérerait la coupe.

2° La première coupe doit être rejetée, car une de ses faces ayant été produite par le couteau présente des éraillures.

3° Dans un tissu aussi résistant que celui du Pois, on ne doit chercher à faire que des coupes très minces; autrement le tranchant du rasoir serait vite ébréché. S'il arrivait qu'on eût enfoncé le tranchant trop profondément dans le tissu, et que par suite on sente la résistance augmenter, on retirerait immédiatement le rasoir, au lieu de chercher à continuer la coupe.

4° Dans le cas où l'on peut se passer des parties externes de l'objet, il vaut mieux les enlever au couteau et ne commencer les coupes que sur la surface plane ainsi préparée. On obtiendra de cette façon un meilleur appui pour le rasoir, et on arrivera ainsi plus facilement à obtenir des tranches minces.

5° Pour obtenir une coupe réellement bonne, c'est-à-dire dans laquelle les éléments ne soient pas déchirés, la lame ne doit pas simplement être pressée droit contre l'objet, mais doit être en même temps déplacée latéralement, de manière à imiter le mouvement de la seie. C'est pourquoi on s'habitue tant que possible à couper à main levée, sans vouloir assujettir au moyen du pouce la main coupante à l'autre main. Au contraire, on pourra avec avantage appliquer les deux mains contre la poitrine, parce que dans cette position le mouvement latéral du rasoir ne sera pas empêché. Pour donner plus de fixité au rasoir, on l'appuiera par sa face inférieure sur le doigt indicateur de la main qui tient l'objet.

6° Comme il est difficile de tenir solidement entre les doigts un objet aussi petit et aussi dur qu'une moitié de Pois, on se servira d'un petit étai à main, tel que celui qui a été décrit dans l'Introduction.

7° On ne se contentera pas d'une seule coupe, mais on en fera toujours un grand nombre, afin de pouvoir choisir entre elles la meilleure.

La coupe doit être examinée dans la glycérine concentrée ou étendue d'un tiers d'eau distillée. L'eau pure ne peut être employée, parce qu'elle amène bientôt la désorganisation de la substance fondamentale de la cellule. Le transport de la coupe du rasoir au porte-objet se fait avec facilité au moyen d'un petit pinceau. Si la coupe adhère au pinceau par une surface suffisamment large, elle ne peut s'enrouler. Mais cet inconvénient se produit presque toujours lorsqu'on saisit la coupe par son bord avec une pince et qu'on veut ainsi la transporter. La coupe retenue au pinceau est plongée dans la goutte d'eau du porte-objet, puis on éloigne latéralement le pinceau en même temps qu'on lui imprime un mouvement de rotation. Lorsqu'on veut retourner la coupe déjà étalée sur le porte-objet, on y appuie le pinceau de manière à ce qu'il soit en contact avec le bord de la coupe, et on le fait tourner comme pour l'éloigner de celle-ci. La coupe est alors facilement entraînée sur le pinceau. On la retourne en retournant le pinceau et on la dépose de nouveau dans la goutte d'eau. D'autres artifices semblables ne tardent pas à se découvrir par la pratique. Après chaque opération, le pinceau sera lavé à l'eau.

Examinons à un fort grossissement la coupe faite dans le Pois. Elle montre un tissu composé de cellules à contours polygonaux (fig. 11). Aux points où trois de ces cellules aboutissent, se trouve une petite cavité triangulaire, espace intercellulaire, remplie d'air (*i*). Le contour de ces espaces paraît noir, comme celui des bulles d'air décrites plus haut. La membrane cellulaire (*m*) est passablement épaisse. La figure ci-dessus représente entières trois de

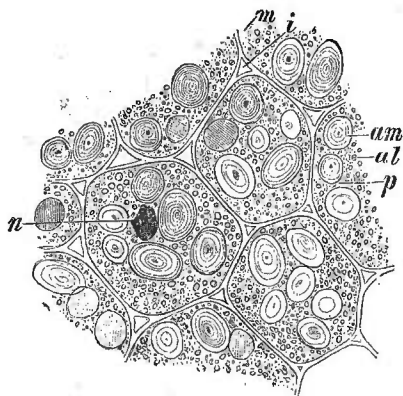


Fig. 11. Coupe dans le cotylédon du Pois.
m, membrane cellulaire; *i*, espace intercellulaire;
am, amidon; *al*, grains d'aleurone; *p*, substance
fondamentale; *n*, noyau cellulaire, après l'action
du vert de méthyle acétique. — Gr. 240.

ces cellules entourées par les cellules voisines, celles-ci seulement en partie dessinées. Au premier coup d'œil, on remarque facilement dans chaque cellule des grains d'amidon (*am*) de volume considérable, et avec un peu plus d'attention on aperçoit entre eux, englobés dans une substance (*p*) finement granuleuse, de plus petits grains (*al*) qui sont des grains d'aleurone (1). Il arrive souvent que dans les endroits les plus minces de la coupe quelques grains d'amidon s'échappent, laissant dans la masse granuleuse un vide correspondant. Si nous mettons en contact avec la coupe une solution d'iode, il se produit différentes colorations qui nous renseignent sur la nature des corps ci-dessus désignés. Mais ici, à cause de la viscosité de la glycérine, le liquide iodé pénètre lentement sous la lamelle et il est difficile de suivre la marche de la réaction. Pour faciliter le mélange de la glycérine avec le liquide introduit, il suffit de soulever plusieurs fois avec une aiguille un des bords du couvre-objet, pendant que pour l'empêcher de glisser, on appuie une seconde aiguille sur son bord opposé. Les grains d'amidon prennent toutes les nuances du bleu au violet; les grains d'aleurone et la masse fondamentale se colorent en jaune. Si on emploie la solution iodurée d'iode, les colorations deviennent beaucoup plus intenses; les grains d'amidon paraissent même brun noir.

Si nous faisons agir sur la coupe quelques autres réactifs, nous obtiendrons des résultats intéressants. Le carmin boraté colore après un temps très court la substance fondamentale et les grains d'aleurone en rouge foncé; les grains d'amidon restent incolores. La réaction devient d'une netteté frappante, si, une fois la coloration obtenue, on remplace la solution de carmin par la glycérine étendue ou par l'eau. Pour cela on suit le procédé déjà indiqué plus haut; on aspire le liquide carminé par un des bords de la préparation au moyen de papier buvard, pendant qu'au bord opposé on dépose une goutte d'eau ou de glycérine.

Le réactif de Millon (nitrate mercuroso-mercurique), dont l'action doit être aussi étudiée, fait gonfler les grains d'amidon au point de les rendre méconnaissables; il désorganise l'aleurone

1. Voyez Pfeffer, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, VIII, page 429. On y trouve l'histoire du sujet.

et la substance fondamentale, mais la masse désorganisée prend au bout de quelque temps à froid, rapidement à chaud, une coloration rouge brique caractéristique.

Portons encore une autre coupe dans une solution aqueuse de vert de méthyle acétique. Au bout de peu de temps, on remarque dans la plupart des cellules, au milieu des autres organites, une tache d'un bleu verdâtre, à bords mal définis; c'est le noyau cellulaire (*n*). Les autres parties de la cellule ne se colorent pas; toutefois les grains d'amidon se gonflent légèrement et montrent des fissures radiales qui n'existaient pas dans la glycérine; les grains d'aleurone grossissent de même quelque peu et paraissent poreux ou creux. Le vert de méthyle acétique est donc un réactif colorant spécial des noyaux, et bien que les parois cellulaires se colorent en même temps, cette dernière action ne nuit en rien à la valeur du vert de méthyle comme réactif du noyau. Les parois cellulaires se colorent en bleu clair et se distinguent ainsi plus facilement dans les préparations à la glycérine; les espaces intercellulaires apparaissent aussi avec plus de netteté.

En résumé, nous avons donc dans la coloration jaune brun de l'iode, rouge brique du réactif de Millon, et dans la propriété élective du vert du méthyle, des moyens précieux de reconnaître sous le microscope les substances albuminoïdes : protoplasma, noyau et grains d'aleurone. Il est bon d'indiquer que le protoplasma ne manifeste ces réactions, comme nous le verrons plus tard, que lorsqu'il est mort; or, le premier effet de ces réactifs est de le tuer. Nous pouvons encore faire remarquer que c'est le noyau cellulaire qui absorbe avec le plus d'énergie certaines substances colorantes.

Le grain de Blé (*Triticum vulgare*) nous fournira un autre sujet d'étude. Il est d'abord divisé transversalement en deux moitiés au moyen d'un couteau ordinaire; une des moitiés est ensuite fixée dans le petit étau à main de manière que la surface de section fasse saillie au-dessus des mâchoires de l'instrument. On pratique alors des coupes au rasoir en humectant continuellement la surface avec la glycérine. La coupe est d'ailleurs examinée dans ce liquide. Sous la pellicule extérieure (fig. 12), formée par les membranes comprimées des cellules provenant

des enveloppes du fruit et de la graine, se trouve une couche d'éléments rectangulaires remplis exactement de petits grains d'aleurone (*al*). Autour de ces grains se trouve une substance fondamentale finement granuleuse. A cette couche confinent des

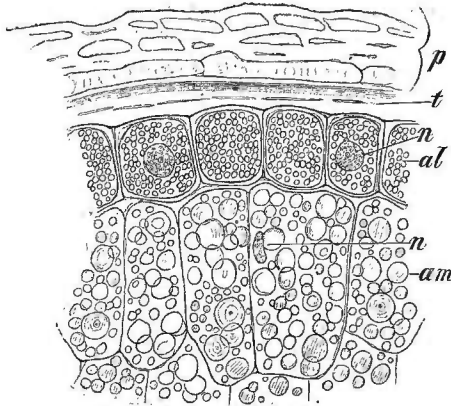


Fig. 12. Coupe transversale dans un grain de Blé (*Triticum vulgare*).
p, débris de l'ovaire; *t*, enveloppe de la graine. Elle recouvre l'albumen, dont les cellules contiennent des grains d'aleurone *al*, et des grains d'amidon *am*; *n*, noyau cellulaire. — Gr. 240.

cellules allongées moins régulières, contenant un mélange de gros et de petits grains d'amidon. Au moyen des réactifs ci-dessus indiqués, on peut facilement constater ces faits.

Il est temps d'indiquer la manière de monter les préparations qui doivent être conservées. Nous donnerons d'abord le procédé le plus simple, qui se recommande d'ailleurs parce qu'il produit de très bons résultats; il consiste dans l'emploi, comme milieu conservateur, de la gélatine glycinée. On place sur un porte-objet une quantité suffisante de cette substance pour donner après fusion une goutte de grosseur ordinaire. On chauffe lentement la lame de verre sur une lampe à alcool jusqu'à ce que la gélatine soit liquéfiée. Une coupe choisie est portée dans la goutte ainsi formée et recouverte d'une lamelle. On recommande de chauffer d'abord cette lamelle couvre-objet, autrement des bulles d'air resteraient dans la préparation. Pour la même raison il faut aussi avoir soin de ne pas poser horizontalement la lamelle, mais

en l'inclinant légèrement. Si malgré ces précautions quelques bulles d'air demeuraient incluses, on chaufferait doucement le porte-objet, et pour les chasser on soulèverait lentement le couvre-objet par un de ses côtés. Cependant, dans le cas où les bulles d'air ne seraient pas trop gênantes, il vaudrait mieux renoncer à les faire disparaître que de risquer de perdre la préparation par ces manœuvres. Lorsque la préparation doit contenir plusieurs coupes, il faut avoir soin de les disposer régulièrement en les écartant autant que possible l'une de l'autre. Le résultat n'est pas toujours facile à atteindre, parce que en posant le couvre-objet on déplace les coupes et on les amène souvent à se superposer. Pour les remettre en place, on soulève habituellement le couvre-objet par un de ses bords ; mais on ne réussit la plupart du temps qu'à les déranger encore davantage. On a alors recours à un procédé plus simple ; on chauffe le porte-objet jusqu'à liquéfaction de la gélatine, puis on introduit dans la préparation, sans enlever le couvre-objet, un cheveu avec lequel on cherche à écarter les coupes l'une de l'autre ; l'opération réussit habituellement. Avant de poser la lamelle, il est nécessaire de s'assurer qu'aucune poussière n'est contenue dans la goutte de gélatine glycéinée déposée sur le porte-objet ; on l'enlèverait avec une aiguille. Mais cette opération nécessite l'application d'un faible grossissement. C'est donc le moment d'apprendre à connaître l'usage du microscope simple et celui du microscope composé, employé comme instrument de préparation.

Les microscopes à préparation des différents opticiens ressemblent beaucoup à celui représenté figure 13. Les pièces essentielles consistent en une platine ou petite table à dissection au-dessus de laquelle vient se placer, en différentes positions, un doublet. Celui-ci est fixé à l'extrémité d'un bras horizontal monté au sommet d'un prisme triangulaire sur lequel il peut tourner. De plus le doublet et sa monture se déplacent d'avant en arrière au moyen d'un pas de vis. Enfin le prisme est mobile de haut en bas dans une douille d'où une crémaillère le fait entrer et sortir ; c'est cette crémaillère qui sert à mettre au point. Le doublet est donc capable de déplacements dans trois directions : horizontalement, de droite à gauche et d'avant en arrière, et

verticalement. A l'aide de ces mouvements on peut lui faire occuper une position quelconque au-dessus de la platine. De chaque côté de la platine se trouve un plan incliné qui sert de soutien à la main. Enfin un miroir situé sous la tablette à dissection permet d'éclairer convenablement l'objet.

Si l'on veut disséquer à l'aide du microscope composé, il faut

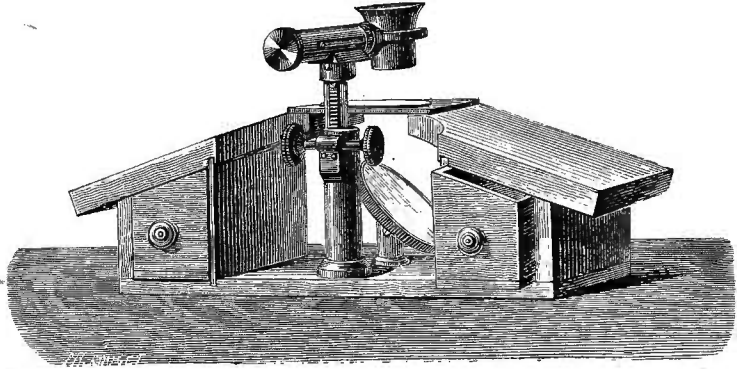


Fig. 13. Modèle de microscope simple pour la dissection.

y adapter le prisme ou l'oculaire redresseurs mentionnés dans l'introduction. Enfin on peut s'habituer à préparer directement sur le microscope, ce qui présente au commencement de grandes difficultés, à cause du renversement que subit l'image. Dans tous les cas, il est avantageux de se procurer deux blocs de bois arrivant à la hauteur de la platine, que l'on place de chaque côté de celle-ci pour y appuyer les mains en travaillant.

Que l'on se serve de l'un ou l'autre instrument, on place sur la platine la préparation, et on cherche à la débarrasser de tous les corps et de tous les fragments de coupes inutiles. On emploie pour cela les plus faibles grossissements dont on puisse disposer. Puis, après avoir convenablement installé le miroir et le porte-objet, on prend de chaque main une aiguille montée (Voy. l'introduction), on appuie les mains sur les blocs du microscope ou les bas-côtés de la loupe montée, et on cherche à amener en même temps au centre du champ de l'instrument les pointes des deux aiguilles. On arrive bientôt à ce résultat qui, tout simple qu'il paraisse, offre cependant au débutant quelque dif-

culté ; on s'habitue aussi rapidement à produire avec les aiguilles les petits mouvements nécessaires à l'achèvement de la préparation. Lorsque les corps inutiles ont été écartés, il faut s'occuper de recouvrir d'une lamelle la goutte de gélatine glycinée déposée auparavant sur le porte-objet ; si elle s'était épaissie, on la chaufferait légèrement jusqu'à liquéfaction avant de la recouvrir.

Les préparations à la gélatine glycinée n'ont pas besoin d'être autrement fermées ; aussi sont-elles au plus haut degré faciles à exécuter ; de plus, la plupart des coupes végétales et les colorations qu'on leur a fait subir se conservent très bien dans ce milieu ; ce procédé mérite donc d'être en général recommandé.

Lorsque la préparation est terminée, on garnit les deux extrémités du porte-objet de bandelettes de protection. Ce sont de petits morceaux de carton de la largeur du porte-objet, qui reçoivent les indications concernant la préparation, et qui en outre permettent de placer les préparations les unes sur les autres sans écraser les couvre-objet. Sur ces bandelettes on doit indiquer avant toutes choses le nom de la plante, l'organe où a été prise la coupe, le milieu conservateur, sommairement les colorations effectuées, et enfin la date. On colle les bandelettes protectrices au moyen de la laque (*Crystall Palace-Lack*), qui se trouve facilement dans le commerce. Si l'on n'a à sa disposition que de la gomme, on colle d'abord de petites bandes de papier tout autour des extrémités du porte-objet et c'est seulement dessus qu'on fixe les bandelettes, qui sans cette précaution se détacheraient facilement.

Nous allons examiner maintenant la semence du Lupin blanc (*Lupinus albus*) ou d'une espèce voisine. Nous la sectionnons aussi en deux, et, sur les surfaces ainsi mises à nu et constamment humectées, nous pratiquons des coupes microscopiques. Les préparations examinées dans l'eau montrent dans les cellules des grains d'aleurone arrondis percés de vacuoles. Si l'on veut voir les grains avec leur forme naturelle, on doit se servir de glycérine. Les grains se montrent d'abord dans ce liquide très réfringents, anguleux, mais ils deviennent progressivement à l'intérieur granuleux et réticulés. Ils remplissent, exactement serrés les uns contre les autres, toute la cavité de la cellule ; entre eux

se trouve une faible quantité de substance fondamentale; contre la paroi cellulaire cette substance augmente d'épaisseur. Les parois cellulaires sont fortement épaissies et ponctuées; elles présentent une structure que nous n'étudierons que plus tard, sur des objets mieux choisis. Dans la glycérine iodée, ces grains d'aleurone prennent une belle coloration jaune d'or.

L'albumen du Ricin nous fournit des grains d'aleurone très instructifs. Les coupes dans cet organe s'obtiennent très facilement par les procédés indiqués pour les plantes précédentes; et, à cause de l'huile qu'il contient en grande quantité, il n'est pas nécessaire de l'humecter. On peut aussi observer les coupes dans l'eau, dont l'influence destructive ne se

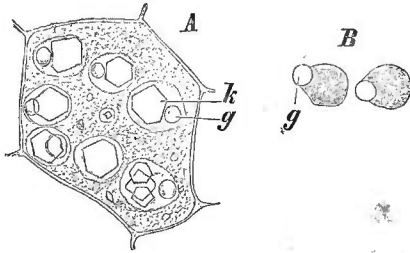


Fig. 14. Coupe dans l'albumen du *Ricinus communis*. — A, cellule et son contenu examinés dans l'eau; B, grains d'aleurone isolés vus dans l'huile d'olive; g, le globoïde; k, le cristalloïde. — Gr. 540.

fait sentir que peu à peu, à mesure que ce liquide déplace l'huile qui imprègne le corps protoplasmique de la cellule. Les grains d'aleurone englobés dans la substance fondamentale huileuse (fig. 14 A) contiennent à leur intérieur un, deux ou plusieurs cristaux d'albumine ou cristalloïdes, et le plus souvent un seul corps sphérique de nature minérale, le globoïde, qui est un phosphate copulé (glycérophosphate ou saccharophosphate) de magnésie et de chaux. Par le contact prolongé de l'eau, la substance fondamentale dans laquelle sont plongés les grains d'aleurone se désorganise, et l'huile se rassemble en grandes masses dans la préparation. Ces masses d'huile adhèrent en partie à la coupe et au verre et alors sont de forme irrégulière, ou bien nagent librement dans le liquide de la préparation et prennent la forme sphérique. La plupart sont troublées par la présence de nombreuses vacuoles. Lorsqu'on examine ces sphères huileuses en coupe optique, elles paraissent gris clair et sont entourées d'un bord sombre assez étroit. En abaissant le tube, on voit disparaître ce bord noir; le disque montre un contour

GLOBULES D'HUILE DANS L'EAU.

plus clair. Relève-t-on au contraire le tube, le bord noir augmente de largeur. Les gouttes d'huile présentent donc sous ce rapport des phénomènes inverses de ceux que nous avons observés précédemment pour les bulles d'air. Celles-ci réfractent plus

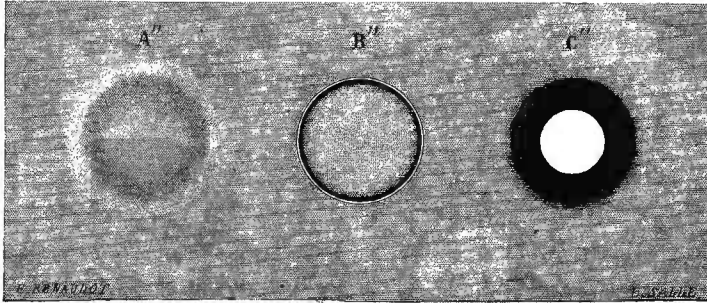


Fig. 15. Globule de graisse dans l'eau.

A'', l'objectif mis au point sur la partie profonde; B'', l'objectif mis au point sur la partie moyenne; C'', l'objectif mis au point sur la partie supérieure. D'après Ranvier (*Traité technique*).

faiblement la lumière que l'eau, les gouttes d'huile la réfractent au contraire plus fortement; de là cette différence d'aspect au microscope. Il faut bien nous fixer dans la mémoire, pour les recherches ultérieures, ces phénomènes, et chercher à les appliquer. Ainsi les corps qui réfractent plus faiblement la lumière que le milieu dans lequel on les examine présentent, lorsqu'on enfonce le tube du microscope, une partie interne claire de moins en moins développée et un bord sombre de plus en plus large, pendant que les corps plus réfringents que le milieu ambiant produisent les phénomènes inverses.

Si l'on ajoute, en le faisant pénétrer par le bord du couvre-objet, de l'alcool absolu à l'eau qui sert de liquide d'examen, la préparation s'éclaircit et en même temps les cristalloïdes apparaissent nettement dans les grains d'aleurone. C'est là une méthode à recommander pour mettre ces corps en évidence. On peut voir ainsi que ce sont des cristaux présentant l'hémiédrie tétraédrique du système régulier (1). Après un temps plus ou moins long, les gouttes d'huile disparaissent peu à peu; on

1. Schimper, *Unters. ü. d. Protëinkrystalle d. Pfl. Inaug. Diss.* Strassburg, 1878

sait en effet, qu'à l'encontre de la plupart des autres huiles, l'huile de Ricin est soluble dans l'alcool.

Préparons maintenant une autre coupç, plaçons-la sur le porte-objet dans une goutte d'acide acétique glacé, et recouvrons de la lamelle. Les grains d'aleurone se gonflent considérablement; à leur intérieur les cristalloïdes disparaissent après avoir augmenté de volume; mais les globoïdes, devenus aussi plus gros, résistent à l'action du réactif. L'huile de Ricin présente encore cette exception qu'elle se dissout dans l'acide acétique. Dans les autres cas, par contre, l'alcool absolu et l'acide acétique, par la raison qu'ils dissolvent peu ou point les huiles grasses et dissolvent au contraire les huiles essentielles, sont les meilleurs réactifs pour constater la présence de ces dernières. Cependant les térébenthènes se dissolvent un peu moins facilement que les autres huiles essentielles dans les corps ci-dessus. Le chloroforme et l'éther dissolvent les huiles grasses et les huiles essentielles.

Les huiles grasses se reconnaissent facilement au moyen de la teinture d'Alkanna. Si l'on ajoute ce réactif à une préparation traitée d'abord par l'eau, les gouttelettes grasses se réunissent en masse et se colorent en rouge brun, réaction que manifestent aussi les huiles essentielles et les résines.

L'hématoxyline en faible quantité ajoutée à une préparation à la glycérine colore les cristalloïdes en beau violet. Dans l'huile d'olive, ils ne sont plus visibles; mais le grain d'aleurone tout entier se montre comme un corps rond, réfractant fortement la lumière, et à l'une des extrémités duquel le globoïde apparaît comme une vacuole (fig. 14 B). Les cristalloïdes se montrent au contraire très beaux, lorsqu'on porte les coupes dans une solution d'acide osmique à 1 pour 100; ils prennent peu à peu une coloration brune. La même solution d'acide osmique colore lentement en noir les huiles grasses et les huiles essentielles. Cette réaction n'est donc pas caractéristique des premières, car beaucoup d'autres substances organiques la possèdent.

Des cristalloïdes d'une grande beauté et sur lesquels on peut facilement obtenir toutes les réactions de l'albumine se rencontrent dans l'albumen du *Bertholletia excelsa*, dont la graine est connue dans le commerce sous le nom de noix de Para. Les coupes sont de plus très faciles à obtenir. Comme

précédemment, les cristalloïdes se détachent très nettement dans une préparation à l'eau dans laquelle on fait arriver de l'alcool absolu. L'huile grasse n'est que peu attaquée par l'alcool, pas du tout par l'acide acétique glacial, qui dissout au contraire rapidement les cristalloïdes. Dans la solution d'acide osmique à 1 pour 100, les cristalloïdes se montrent avec beaucoup de netteté; ils sont tellement gros qu'on peut reconnaître exactement leur forme même à un faible grossissement. A côté du cristalloïde se trouve un globoïde représentant un agrégat irrégulier à peu près sphérique. La substance fondamentale est très riche en huile et devient presque noire au contact de la solution d'acide osmique. Le contenu granuleux des grains d'aleurone prend aussi une coloration foncée, pendant que les cristalloïdes se colorent en jaune après une action prolongée du réactif. Optiquement ce sont des cristaux à un axe, présentant l'hémiédric rhomboédrique du système hexagonal.

CHAPITRE III

COURANTS PROTOPLASMIQUES — DESSIN A LA CHAMBRE CLAIRE — MESURE DU GROSSISSEMENT

Étudions maintenant les mouvements du protoplasma vivant. Nous choisirons comme le meilleur objet pour cette étude les poils staminaux des *Tredecantiées*. Le *Tradescantia virginica* et les espèces voisines sont cultivées dans tous les jardins botaniques et fleurissent depuis mai jusqu'à la fin de l'automne. Les longs poils violets du filet des étamines s'aperçoivent facilement à première vue. On choisit ceux des fleurs fraîchement ouvertes; on arrache les poils en les saisissant près de leur base avec une pince fine, et on les transporte dans l'eau du porte-objet. On

peut de même se servir de l'étamine entière pour l'observation, en ayant soin toutefois de séparer l'anthere avant de recouvrir la préparation de la lamelle. Presque toujours une grande quantité d'air est retenue entre les poils et gênerait considérablement l'observation. Il est très difficile d'enlever cet air ; cependant on y arrive encore assez bien en brossant les poils avec un pinceau délicat pendant qu'on les tient fixés par leur base ; on pose ensuite le couvre-objet. La plupart des poils ne sont pas endommagés, si on a enlevé l'air avec les précautions suffisantes.

Les poils en question sont formés de cellules nombreuses renflées en tonneaux et disposées à la suite les unes des autres en une seule série linéaire. Aux étranglements se trouvent les cloisons transversales de séparation des cellules. Chaque cellule



Fig. 16. Cellule des poils
staminaux du *Tradescantia virginica*. —
Gr. 240.

(fig. 16) contient un enduit pariétal mince, tapissant toute la membrane, formé de protoplasma ; l'intérieur de la cavité est traversé par des filaments plasmatiques de plus ou moins d'épaisseur. Dans ces filaments est suspendu le noyau cellulaire, entouré lui-même par une couche adhérente et continue de protoplasma. (Ce noyau est situé à peu près au centre de la figure ci-contre.) La cavité cellulaire, c'est-à-dire l'espace laissé libre entre les filaments et la couche pariétale, est remplie d'un liquide violet. Le protoplasma se compose d'une substance visqueuse incolore, protoplasma hyalin, qui englobe de nombreux petits granules, les microsomes. On voit en outre dans le protoplasma des corps moins nombreux et plus gros, très réfringents, ce sont les leucites formateurs d'amidon ou leucoplastes. Si nous examinons la couche pariétale de protoplasma, nous remarquons

qu'elle n'est pas tout entière en mouvement, mais qu'elle est seulement parcourue par des courants très faibles, anastomosés en réseau. Le mouvement est particulièrement appré-

ciable dans les filaments protoplasmiques qui traversent la cavité cellulaire. Ces filaments sont de différentes épaisseurs; ils s'anastomosent latéralement les uns aux autres, et se concentrent surtout autour du noyau. Ils aboutissent presque tous à la couche protoplasmique qui enveloppe ce dernier. Le courant se meut d'ordinaire dans un même filament suivant une seule direction, mais il n'est pas rare de voir, même dans des filaments très minces, deux courants de direction opposée. Le mouvement s'apprécie au moyen des microsomes enfermés dans le protoplasma hyalin et au moyen des leucoplastes. Après quelque temps d'observation, on remarque que les filaments modifient leur épaisseur, leur disposition réciproque et leur configuration primitive. On voit naître de nouvelles anastomoses; d'autres deviennent plus minces, se déchirent et finalement se rétractent; il en résulte que la figure du réseau protoplasmique change continuellement.

Le noyau est presque sphérique, quelquefois elliptique, et même aplati. Aux plus forts grossissements dont nous disposons, il paraît finement ponctué, et on y remarque en outre quelques grains plus gros, les nucléoles. Quelques cellules contiennent deux noyaux très rapprochés; ils proviennent de la division récente du noyau primitif. Le noyau est remorqué par les filaments protoplasmiques qui lui adhèrent et il change lentement de place dans la cellule. Pour s'en convaincre il suffit de faire une esquisse de la cellule, et après quelque temps de la comparer à la nouvelle configuration du corps protoplasmique. Pour obtenir une esquisse vraiment exacte, il faudrait se servir d'une chambre claire; aussi allons-nous de suite faire connaissance avec ce nouvel instrument.

La chambre claire d'Abbe, recommandée dans l'Introduction, est représentée en coupe longitudinale par la figure 17. Elle se pose sur la bague supérieure de l'oculaire, à laquelle elle est solidement fixée par des vis de pression. Il est prudent d'enlever l'oculaire pour y ajuster la chambre claire; on évite ainsi d'enfoncer le tube du microscope pendant la manipulation et par suite d'endommager la préparation. Après avoir replacé l'oculaire, muni de la chambre claire, dans le tube du microscope, on incline le miroir de celle-ci à 45° , comme l'indique la figure

ci-contre. Si l'on observe avec l'œil gauche, on dirige la chambre claire en avant; si l'on se sert de l'œil droit, on la dirige en avant ou à droite. En regardant dans l'oculaire à travers la chambre claire, on aperçoit comme auparavant l'image de l'objet dans le champ du microscope. On place alors en avant ou à droite du microscope, suivant la position que l'on a donnée à la chambre claire, un pupitre à dessin horizontal, arrivant à peu près à la hauteur de la platine; ce pupitre reçoit la feuille de papier sur laquelle on dessine. On tient la pointe du crayon sous le miroir dans la direction S, et son image est vue dans le champ du microscope en même temps que celle de l'objet. La course des

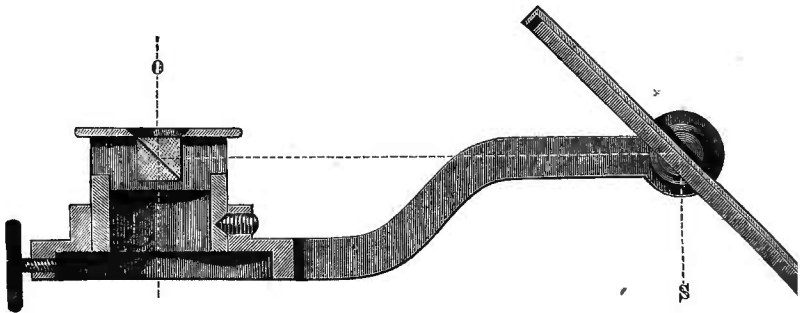


Fig. 17. Chambre claire d'Abbe en grandeur naturelle. (Coupe longitudinale théorique. La marche des rayons est donnée par les lignes pointillées. O, direction des rayons arrivant à l'œil; S, direction des rayons venant du dessin; SR, vis de pression.

rayons lumineux, donnée par la figure 17, explique la superposition de ces deux images. Celle de la pointe du crayon subit deux réflexions; la première, qui la dirige horizontalement, a lieu sur le grand miroir; la seconde, qui la ramène à la verticale, se fait entre deux prismes de verre, sur une surface argentée inclinée à 45° . L'image de l'objet arrive directement à l'œil grâce à une petite ouverture ménagée dans la couche d'argent entre les deux prismes. Lorsque le pupitre à dessin n'est pas placé exactement à la distance visuelle, la pointe du crayon n'apparaît qu'avec peu de netteté; il faut alors élever ou, plus rarement, abaisser le pupitre. On détermine la hauteur nécessaire au moyen de livres, que l'on place l'un sur l'autre. Mais

l'image n'est bien visible que lorsqu'il existe un rapport convenable entre son degré d'éclairage et celui de la feuille de papier sur laquelle on dessine. Lorsque celle-ci est trop lumineuse, on peut tempérer son éclairage par des verres fumés qui sont adaptés à la chambre claire. Pour dessiner l'objet, on suit les contours de son image, sur la feuille de papier, avec la pointe du crayon.

La deuxième chambre claire recommandée dans l'Introduction est représentée, mise en place pour dessiner, par la figure 2 ; elle a l'avantage de pouvoir être conservée toujours sur l'instrument et, avec quelque exercice, peut rendre de grands services. Elle varie dans les détails de sa construction chez les différents opticiens, mais se compose toujours essentiellement de deux prismes réunis dans une même monture. Après avoir été réfléchis deux fois, les rayons venant du crayon ont une direction parallèle à ceux émanant directement de l'objet, et arrivent avec eux à l'œil. On dessine sur un pupitre incliné placé en avant du microscope. On aperçoit assez vite, après quelques tâtonnements, la pointe du crayon, avec laquelle on peut suivre les contours de l'image. Pour que la figure de l'objet ne soit pas déformée, il faut donner au pupitre une certaine inclinaison que nous allons apprendre à déterminer. Nous emploierons un procédé fort simple et qui conduit rapidement au but. On reproduit à l'aide de la chambre claire, sur le pupitre, le contour circulaire du champ du microscope ; si l'inclinaison de la feuille de papier est convenable, la figure est un cercle ; dans le cas contraire, on obtient une ellipse, et l'inclinaison doit être modifiée jusqu'à ce qu'on arrive à un cercle. — Un autre procédé nécessite l'emploi du micromètre objectif ; celui dont nous nous servirons représente un millimètre divisé en 100 parties. On le met au point à un fort grossissement en ayant soin qu'il soit dirigé d'arrière en avant. Si les faibles dimensions de la platine ne permettent pas de le placer de cette façon, on tourne le microscope de 90° en ayant soin de modifier aussi l'orientation du miroir. Lorsque l'instrument est à platine tournante, rien n'est plus facile que d'exécuter cette révolution. Le micromètre étant convenablement placé, on trace les divisions, à l'aide de la chambre claire, sur le pupitre à dessin ; elles s'y succèdent en allant de bas en haut.

L'inclinaison du pupitre est convenable lorsque l'éloignement des divisions est égal à toutes les hauteurs. On se rend facilement compte que si l'écartement des divisions allait en augmentant vers le haut du pupitre, c'est que celui-ci serait trop incliné; si l'écartement augmentait vers le bas, le pupitre ne serait au contraire pas assez incliné. Afin de tenir compte des défauts dans la division du millimètre micrométrique, défauts qui pourraient induire en erreur, il est prudent d'employer successivement à la détermination qui nous occupe plusieurs parties de sa longueur. Par ces procédés on trouve que l'inclinaison du pupitre à dessin doit être d'environ 25°

Nous pouvons nous servir du dessin que nous avons ébauché pour évaluer le grossissement de l'image. Nous savons déjà que les lignes que nous avons dessinées sont éloignées l'une de l'autre de $0^{\text{mm}},01$; si nous les trouvons maintenant distantes de $2^{\text{mm}},4$, le grossissement est de 240. Cette méthode est la plus simple et la meilleure pour mesurer un objet microscopique. Prenons pour exemple une cellule des poils de *Tradescantia*. Le dessin de la cellule a 9 millimètres de largeur. Comme le grossissement employé est de 240, il en résulte que la cellule a réellement $\frac{9^{\text{mm}}}{240} = 0^{\text{mm}},0375$ de largeur. Ce procédé donne, par une marche très simple, des résultats tellement exacts que nous nous en tiendrons à lui dans la suite de nos recherches.

Revenons maintenant à notre cellule du poil de *Tradescantia*, et cherchons à en obtenir un dessin au moyen de l'une ou l'autre chambre claire. La deuxième, manquant de disposition spéciale pour régler l'éclairage, nous devons chercher, en obscurcissant plus ou moins la surface qui doit recevoir le dessin, et en modifiant l'inclinaison du miroir, à obtenir approximativement une clarté égale sur cette surface et dans le champ du microscope. On se sert pour dessiner de papier uni et collé, et d'un crayon de mine de plomb. Afin que les dessins ne s'effacent pas, on les recouvre d'une solution très étendue de gomme arabique.

Pour observer les mouvements du protoplasma, on trace donc une esquisse des contours des filaments plasmatiques et du noyau de la cellule; puis, après une heure environ, on vérifie si l'objet et l'image se recouvrent encore exactement. On verra,

comme il a déjà été dit, que les filaments ont pris une autre disposition et aussi que le noyau n'est plus à la même place.

Pour établir que les courants plasmatiques de cellules voisines sont indépendants l'un de l'autre et que la membrane cellulaire n'a aucune action sur ces courants, faisons agir sur un poil un liquide neutre et avide d'eau. Ajoutons, par exemple, à l'eau de la préparation, par le bord du couvre-objet, une solution concentrée de sucre ou mieux de la glycérine. Au bout d'un temps très court, le réactif commence à enlever l'eau du suc cellulaire, et la vésicule protoplasmique subit une contraction. Le protoplasma s'éloigne en certaines places de la paroi. Cette contraction du corps protoplasmique sous l'influence des substances avides d'eau pourrait être désignée sous le nom de plasmolyse. Il est à remarquer qu'aussi longtemps que le protoplasma n'est pas arrivé au maximum de contraction, les courants continuent en lui, même aux endroits détachés de la membrane. Mais bientôt tout mouvement cesse dans la cellule. Cependant, dans la plupart des cas, les courants reparaissent dès qu'on introduit à nouveau de l'eau dans la préparation; l'utricule protoplasmique s'étend et adhère bientôt en tous points à la membrane. Il n'est pas rare que pendant la contraction, de petits morceaux de protoplasma se détachent, s'arrondissent en sphères, et demeurent en contact avec la paroi cellulaire. Lorsque la vésicule protoplasmique se dilate, elle reprend ces petites sphères.

On démontre facilement que pendant la contraction observée ci-dessus la matière colorante du contenu ne traverse pas l'utricule protoplasmique vivant, et que par conséquent la coloration du suc cellulaire devient plus foncée. Il en est autrement dans les cellules mortes. Laissons par exemple agir l'alcool absolu sur les poils de *Tradescantia*; aussitôt le protoplasma est frappé de mort et il accumule en lui la matière colorante, comme tout protoplasma coagulé. Il enlève au suc cellulaire sa coloration violette, pendant qu'il se teint, ainsi que le noyau, en violet foncé. La matière colorante peut même traverser la vésicule protoplasmique et se répandre dans le liquide environnant.

Si les *Tradescantiées* manquaient à l'observateur, d'autres plantes pourraient lui fournir des poils. Ceux qui se trouvent

sur les jeunes pousses de *Cucurbita* sont très favorables pour étudier les mouvements du protoplasma. Pour cela, on coupe ces poils à leur base avec un rasoir et on les transporte dans une goutte d'eau déposée sur le porte-objet. Les plus gros poils sont pluricellulaires à leur base, mais ils se terminent par une seule rangée de cellules qui va en s'amincissant; quelques-uns portent à leur extrémité une petite tête multicellulaire. Le réseau protoplasmique est très richement développé; il contient de nombreux microsomes et quelques grains de chlorophylle plus grands, colorés en vert. Le noyau est volumineux, suspendu entre les filaments plasmatiques; il contient un nucléole brillant. Il est déplacé dans la cellule par les mêmes causes que celui du *Tradescantia*.

Les poils radicaux de l'*Hydrocharis Morsus ranæ* nous montreront un mode de mouvement tout particulier du protoplasma. On choisit pour l'examen des racines jeunes et fraîches garnies de poils raides; ces poils ont d'assez grandes dimensions pour être visibles à l'œil nu. On coupe l'extrémité d'une racine et on la place sur le porte-objet dans une quantité suffisante d'eau. On pose dessus le couvre-objet à la manière habituelle, en ayant soin de le choisir très grand. A cause de l'épaisseur considérable de l'objet, les parties les plus profondes ne peuvent pas être examinées avec un objectif fort, celui-ci arrivant presque au contact de la lamelle. Ces poils sont très longs, utriformes, et comme tous les poils radicaux, formés d'une seule cellule. Le protoplasma abondant qu'ils contiennent est animé d'un mouvement rapide. Seulement on n'y observe pas comme précédemment des courants étroits, nombreux, anastomosés en réseau; c'est un courant pariétal unique qui déplace tout d'une pièce la couche membraneuse de protoplasma. Nous le distinguerons des mouvements précédemment étudiés, ou mouvements de circulation, sous le nom de rotation. Le courant se présente sous la forme d'une bande large, tournant en hélice autour de la cellule, donnant ainsi une figure qui, projetée sur un plan, représente un 8 très allongé. Il ne faut pas toutefois se représenter la bande mobile comme une masse homogène dont toutes les parties seraient liées entre elles et tourneraient d'un même mouvement à l'intérieur de la cellule; en réalité, pendant la rotation les particules voisines de

protoplasma modifient continuellement leur place réciproque. Les deux courants dirigés en sens inverse ne sont pas immédiatement contigus; ils sont séparés par une bande étroite de protoplasma qui ne prend pas part au mouvement. La couche de protoplasma est très mince en cet endroit.

Des préparations très instructives pour l'étude de la rotation du protoplasma peuvent être tirées des feuilles de *Vallisneria spiralis*, plante cultivée dans tous les jardins botaniques et souvent même dans les aquariums d'appartement. Il faut choisir une feuille bien développée, et prendre quelques coupes tangentielles vers sa base. Pour cela il convient de placer cette feuille, étroite et longue, sur le doigt indicateur, et de la maintenir dans cette position par ses extrémités au moyen du pouce et du doigt médian. Puis on détache avec le rasoir une coupe superficielle d'une épaisseur égale à celle de la moitié de la feuille environ. On observe la lamelle ainsi obtenue dans l'eau, à la manière habituelle, en ayant soin de placer en dessous l'épiderme. L'air adhérent à la préparation rend souvent quelques endroits de la coupe impropres à l'observation; mais en cherchant bien on trouvera toujours d'autres places où l'examen n'est pas gêné. Le courant ne s'aperçoit jamais qu'après un temps assez long; il est le plus facile à suivre dans les cellules allongées, à lumen large, de l'intérieur de la feuille. Lorsque la température ambiante est peu élevée, le mouvement se fait avec lenteur; on l'accélère beaucoup en chauffant légèrement le porte-objet. Le courant tourne tout autour de la cellule, sans s'éloigner beaucoup de la direction de son axe longitudinal. La bande de protoplasma qui ne prend pas part au mouvement est passablement large. Le courant entraîne avec lui les grains de chlorophylle et le noyau cellulaire. Celui-ci est aplati en disque; de temps en temps il se trouve recouvert de grains de chlorophylle, qui s'arrêtent contre lui, s'y entassent, puis le débordent et rentrent de nouveau dans le courant. La direction du mouvement varie d'une cellule à l'autre, mais sans régularité. Si on laisse agir sur les coupes de la glycérine ou une solution concentrée de sucre, l'utricule protoplasmique se détache de la membrane, et on peut encore observer facilement pendant les premiers moments de la contraction la continuation du mouvement.

Les déplacements protoplasmiques les plus étendus que l'on connaisse dans le règne végétal se rencontrent chez les Characées. Nous choisirons le genre *Nitella*, car le genre *Chara*, bien que présentant aussi ces mouvements, a ses entre-nœuds toujours recouverts d'une écorce qui gêne considérablement l'observation. On constate facilement, sur une tige encore jeune de *Nitella*, que la couche protoplasmique animée du mouvement de rotation a une épaisseur considérable; la couche externe du protoplasma, dans laquelle sont situés les grains de chlorophylle, est immobile; cette couche immobile est donc plus épaisse ici que dans les autres cas étudiés par nous jusqu'à présent, où elle était tellement mince qu'elle échappait à l'observation, et était réduite à la couche périphérique membraneuse du protoplasma qui toujours reste en repos.

Une bande montant obliquement est dépourvue de grains de chlorophylle; par sa couleur claire elle se fait immédiatement remarquer; c'est la bande de repos, où il n'y a point de mouvement plasmatique. Les cellules internodiales des Characées sont intermédiaires. Les noyaux allongés sont entraînés par le courant protoplasmique; dans les cas les plus favorables, ils apparaissent comme des taches claires. Il ne faut pas confondre avec les noyaux cellulaires des corps arrondis, plus ou moins nombreux, emportés aussi par le courant; leur surface est tantôt lisse, tantôt épineuse; on n'est pas fixé sur leur signification, mais on peut admettre qu'ils représentent des substances protéiques mises en réserve.

CHAPITRE IV

CHROMATOPHORES — COLORATION DU SUC CELLULAIRE

Nous avons eu déjà plusieurs fois l'occasion de parler de la structure et du contenu des grains de chlorophylle; nous allons revenir plus spécialement sur ce sujet. Nous choisirons pour

cela une mousse partout répandue, remarquable par ses grains de chlorophylle lenticulaires, très beaux et très grands, mousse dont les feuilles, à une seule assise de cellules (à l'exception toutefois de la nervure médiane), peuvent être observées au microscope presque sans préparation; c'est le *Funaria hygrometrica*. Des grains de chlorophylle nombreux et de grande taille se remarquent dans chaque cellule; à la lumière solaire diffuse, ils tapissent uniquement les parois libres des cellules, c'est-à-dire celles qui se trouvent à la face inférieure et à la face supérieure de la feuille. Ils se présentent par conséquent à l'observateur de face et dans leur plus grande dimension. Quelques grains isolés qui se trouvent parfois contre les parois latérales sont vus de profil et se montrent aplatis, lenticulaires. Ces grains de chlorophylle se multiplient par division, et tous les stades de cette division peuvent souvent s'observer dans une même cellule (fig. 18). Les grains au repos paraissent

presque circulaires; pendant la division, ils deviennent d'abord elliptiques, puis en forme de biscuit et enfin s'étranglent en leur milieu. Les deux jeunes grains demeurent encore quelque temps en contact. Les grains d'amidon inclus dans les grains de chlorophylle peuvent être de différentes grosseurs; ils sont donc quelquefois faciles à voir et d'autres fois leur observation présente quelque difficulté. Mais toujours ils apparaissent clairement lorsque des grains

de chlorophylle sortis de leur cellule sont exposés à l'action de l'eau, dans laquelle ils se désorganisent rapidement. Pour obtenir cet effet, on découpe une feuille en plusieurs morceaux au moyen de ciseaux tranchants. Les grains d'amidon sortent des grains de chlorophylle désorganisés et peuvent être reconnus facilement par l'iode. Le grain de chlorophylle entier, non entamé, se colore en brun par ce réactif, par suite de la combinaison de la coloration bleue de l'amidon, de la coloration jaune brun du substratum protoplasmique et de la coloration verte de la chlorophylle. La coloration par l'iode du grain de chlorophylle non altéré se produit dans les meilleures



Fig. 18. Grains de chlorophylle de la feuille de *Funaria hygrometrica*, en état de division et au repos.

conditions lorsqu'on opère une sur feuille dépourvue de pigment vert par une macération prolongée dans l'alcool. Les grains de chlorophylle sont maintenant incolores; leurs enclaves d'amidon se teignent, au contact de la solution iodée, plus vite que le corps protoplasmique. La réaction de l'iode devient encore plus nette lorsque la préparation a d'abord été traitée par une solution étendue de potasse, qui gonfle les grains d'amidon (1). Cette réaction, par sa sensibilité, permet de déclencher dans les grains de chlorophylle les plus faibles traces d'amidon. Si l'on n'a à sa disposition que des objets frais, le procédé suivant donne également de bons résultats. On traite la coupe par une solution de 5 parties d'hydrate de chloral dans 2 parties d'eau, solution à laquelle on ajoute, sur le porte-objet, un peu de teinture d'iode (2). La chlorophylle est dissoute, et au bout de quelques minutes la préparation devient incolore; en même temps le grain de chlorophylle, ainsi que les grains d'amidon qui y sont contenus, se gonflent, et ces derniers se colorent très nettement en bleu. Ce traitement réussit aussi parfaitement sur les feuilles décolorées par l'alcool; les grains d'amidon se teignent en bleu pendant que les grains de chlorophylle restent incolores. Enfin les grains de chlorophylle traités par l'alcool se colorent facilement par une solution aqueuse très étendue de violet de méthyle ou de violet de gentiane. Il est vrai que les membranes cellulaires se colorent aussi, mais d'une façon moins nette que les grains de chlorophylle, en sorte que ceux-ci se détachent parfaitement.

A un fort grossissement, les grains de chlorophylle vivants de *Funaria* paraissent finement ponctués ou montrent une structure réticulée.

Les grains de chlorophylle peuvent être étudiés aussi facilement sur les prothalles des Fougères que sur la feuille de *Funaria*; les deux objets peuvent se remplacer à ce point de vue réciproquement. On trouvera toujours aisément ces prothalles dans les serres où l'on cultive les Fougères; le choix de l'espèce n'a ici aucune importance.

1. Méthode de Böhm, *Sitzungsber. d. K. A. d. W.* in Wien, Bd. XXII, p. 479.

2. D'après A. Meyer, *Das Chlorophyllkorn*, p. 28.

Le *Tropæolum majus* nous fournira un premier exemple pour l'étude des corpuscules colorés (1). Il faut employer pour cela une fleur récemment éclosée, parce que dans les fleurs plus âgées les corps colorés commencent à se désorganiser. Nous préparons d'abord une coupe superficielle à la face supérieure de la feuille calicinale. La préparation s'obtient facilement au moyen d'une pince fine que l'on enfonce dans le tissu pour en arracher une bande. Le lambeau détaché se place dans une goutte d'eau, l'épiderme en dessus. On procède immédiatement à l'observation, car l'action destructive de l'eau ne tarde pas à se produire. Le bord des coupes est presque toujours endommagé, de sorte qu'il faut choisir des endroits où les cellules ne soient pas encore altérées. Les corps colorés sont jaune orange. Leur forme est celle d'un fuseau, ou d'une figure à trois ou quatre angles ayant l'apparence d'un cristal (fig. 19). Lorsqu'ils n'ont subi aucune altération, ils paraissent homogènes; mais sous l'influence de l'eau ils se gonflent, s'arrondissent et se creusent de vacuoles contenant un liquide aqueux. Ces corps adhèrent en grand nombre à la paroi interne des cellules épidermiques de la face supérieure des sépales. Les bandes brunes qui se remarquent sur cette face sont produites par des cellules remplies d'un suc coloré en rouge carmin. Ces cellules contiennent en outre des corps jaunes, que la coloration foncée du suc cellulaire rend presque invisibles. Dans les cellules rouges, le noyau se montre avec l'apparence d'une tache claire.

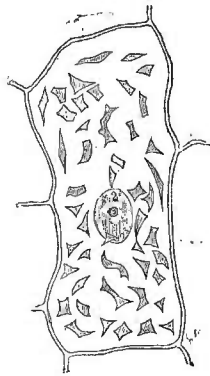


Fig. 19. Coupe prise à la face supérieure du sépale de *Tropæolum majus*. Membrane interne d'une cellule épidermique avec les corps colorés qui y adhèrent. — Gr. 540.

Les pétales offrent des phénomènes analogues; les bords du limbe, ainsi que les cils insérés à sa base, peuvent servir ici directement et en entier à l'observation. L'air qui adhère à

1. A. F. W. Schimper, *Bot. Zeitung*, 1880, p. 881; 1881, p. 185; 1883, p. 105 et 809. — A. Meyer, *Das Chlorophyllkorn*, *Bot. Ztg.*, 1883, p. 489.

l'organe gêne quelquefois l'étude; on peut toujours cependant, ou bien choisir un endroit de la préparation privé d'air, ou faire disparaître cet air par une faible pression exercée sur le couvre-objet. A cause de l'absence de papilles sur les feuilles calicinales, celles-ci doivent toujours être préférées à celles de la corolle. Il est facile de voir, en effet, qu'à l'exception des bandes brunes des deux pétales inférieurs, les cellules épidermiques, sur les deux faces de chaque pétale, forment par leur partie moyenne un cône obtus qui est la papille mentionnée. Ces papilles sont beaucoup plus développées sur la face supérieure que sur la face inférieure; elles donnent aux pétales l'aspect velouté. L'air est retenu avec beaucoup d'énergie entre les papilles. Les places rouge feu de la base de la corolle doivent cette coloration au suc cellulaire rose et aux grains jaunes des cellules épidermiques. On a dû remarquer que la membrane externe des cellules épidermiques, à la face supérieure des sépales, est striée longitudinalement. Les limites des cellules sont sans influence sur le parcours de ces stries; ce sont des plis de la cuticule qui recouvre l'épiderme. Au moyen de l'eau iodée, ces différents corps colorés se fixent facilement et se colorent en vert; ils apparaissent alors très nettement. Le noyau devient en même temps jaune brun et son nucléole se détache mieux. Avec le violet de méthyle ou le violet de gentiane, les corps colorés se teignent en violet.

La matière colorante jaune est presque toujours fixée au protoplasma; cependant dans quelques cas elle se trouve dissoute dans le suc cellulaire, par exemple chez le *Verbascum nigrum*. Nous pouvons examiner les pétales dans l'eau sans aucune préparation; nous devons seulement chasser l'air adhérent par une faible pression ou par la pompe à air. Les cellules épidermiques des deux faces des pétales ont les contours ondulés; la coloration jaune de leur sue s'aperçoit facilement. Les taches brunes de la base des pétales proviennent d'un liquide cellulaire coloré en pourpre ou même presque brun. L'épiderme des étamines, qui s'enlève facilement en lamelles minces au moyen du rasoir, montre aussi un sue cellulaire jaune et en outre, dans chaque cellule, des masses irrégulières de couleur vermillon, et un certain nombre de leucoplastes incolores, remplis d'amidon.

On peut voir de la même manière que les parties jaunes de la lèvre inférieure de l'*Antirrhinum majus* contiennent un suc jaune soufre; les parties rouges ont le suc cellulaire coloré en rose et montrent par place des concrétions rouge carmin.

Nous trouvons un suc cellulaire bleu dans la corolle des Per-venches : *Vinca major* ou *minor*. Les épidermes se détachent sans peine et on peut voir que leurs cellules, notamment à la face supérieure, s'élèvent en forme de papilles. Les parois latérales montrent des bandes proéminentes s'av-avançant dans l'intérieur des cellules (fig. 20); souvent le bord interne de ces bandes est renflé, ce qui leur donne, en coupe optique, l'apparence de T; leur substance externe réfracte beaucoup plus la lumière que leur substance interne, ce qui leur donne presque l'appa-rence de plis.

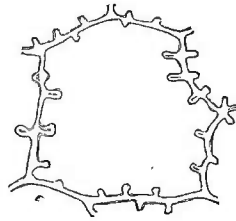


Fig. 20. Cellule de l'épiderme inférieur du pétale de *Vinca minor*. — Gr. 540.

Les pétales des roses ont un suc cellulaire coloré en rose. Les épidermes se laissent ici aussi très aisément détacher. La face supérieure est recouverte de papilles épidermiques qui lui donnent l'aspect velouté. La cuticule se distingue par sa striation très marquée.

Les cellules épidermiques, sur les deux faces des sépales du *Delphinium Consolida* ont les contours ondulés. Celles de la face supérieure s'élèvent en outre en papilles à leur centre. Des stries cuticulaires partent de tout le pourtour de la cellule et se dirigent vers le sommet des papilles, de sorte que celles-ci présentent de face une figure radiée. Les cellules contiennent un suc dont la couleur varie du bleu au violet; on trouve en outre dans beaucoup d'entre elles des étoiles bleues, formées d'une matière colorante cristallisée en courtes aiguilles. L'épiderme s'enlève facilement par petits morceaux. D'ailleurs le sépale est suffisamment transparent pour pouvoir, après qu'on l'a débarrassé de l'air qui y adhérerait, être examiné au moins sur ses bords dans toute son épaisseur.

Il ne serait pas difficile de multiplier les exemples de suc- culaires colorés en bleu ou en rouge; presque toujours on les

rencontre chez les fleurs qui présentent ces colorations. Celles de l'*Adonis flammeus*, d'un rouge vif, nous frappe d'autant plus qu'elles s'écartent de ces nuances. On voit dans l'épiderme des pétales, colorés en beau rouge, des corps sphériques ou ellipsoïdaux, atteignant la grosseur des grains de chlorophylle. Ils paraissent finement ponctués et se résolvent bientôt dans l'eau en une multitude de petits corpuscules animés du mouvement brownien. Les cellules épidermiques sont allongées; leur cuticule est striée longitudinalement; les stries passent d'une cellule à l'autre sans s'arrêter à leurs limites.

La racine de la Carotte (*Daucus Carota*) nous fournit aussi un objet d'étude du plus grand intérêt. La coloration rouge orange de cette racine est due à la présence de corps cristallins, de couleur rouge carmin et rouge orangé. Les formes les plus fréquentes sont représentées dans la figure 21. Ce sont de petites tables rectangulaires ou des rhombes, ceux-ci souvent allongés en aiguilles. On y trouve aussi des prismes de différentes longueurs, prenant quelquefois la forme d'éventails, par l'élargissement de l'une de leurs extrémités. A ces productions cristallines sont souvent adhérents de petits grains d'amidon proéminent en un point de leur surface. Aussi ces cristaux doivent-ils être rattachés par leur origine aux leucites, et placés dans la même catégorie que les grains de chlorophylle et autres corps colorés. Mais ici la déterminante de la forme est la substance colorante cristallisée. A

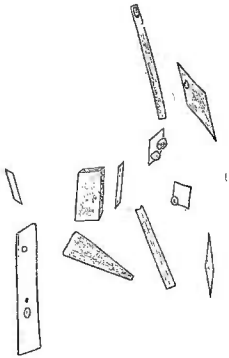


Fig. 21. Corps colorés de la racine de Carotte. Quelques-uns avec des grains d'amidon adhérents. — Gr. 540.

ces cristaux adhèrent encore de faibles quantités du protoplasma auquel sont fixés les grains d'amidon.

Examinons en dernier lieu les feuilles colorées en rouge brun, qui se rencontrent fréquemment chez différentes plantes. Nous constaterons que les cellules épidermiques contiennent un suc rose, et que par conséquent la nuance sanguine est due à la combinaison du rose de ces cellules au vert du tissu interne.

Quant à la teinte automnale rouge des feuilles de la Vigne-vierge (*Ampelopsis hederacea*), elle est due au suc rose contenu dans toutes les cellules du tissu hormis l'épiderme. — La coloration jaune automnale des feuilles provient des grains de chlorophylle, qui en se désorganisant se colorent en jaune, comme on peut le démontrer facilement avec les feuilles du *Gingko biloba* ou, à défaut de cette plante, avec toutes les espèces d'Érables. — La coloration brune automnale des feuilles provient d'une coloration correspondante des membranes cellulaires, mais principalement du contenu. Les feuilles de Chêne permettent de le constater aisément.

Les grains d'amidon sont formés dans des corps protoplasmiques nettement individualisés. Nous avons déjà appris à connaître parmi ces derniers les grains de chlorophylle, puis les corps colorés, dans lesquels se retrouvaient souvent encore des grains d'amidon ; finalement nous avons parlé aussi des leucites incolores. Ce sont ces derniers qui produisent l'amidon dans la profondeur des tissus de la plante. Nous comprendrons ces trois sortes de formations sous le nom de chromatophores ; en outre nous distinguerons les corps chlorophylliens, les corps colorés et les leucites incolores par les désignations de chloroplastes, chromoplastes et leucoplastes. Ces formations sont homologues et peuvent passer de l'une à l'autre. Elles appartiennent toutes au protoplasma cellulaire, dans lequel elles sont englobées. Par contre, les étoiles bleues que nous avons signalées dans le suc cellulaire du *Delphinium Consolida* n'ont pas la même origine ; elles sont dues à la cristallisation, dans le suc cellulaire, d'une matière colorante ; de même les masses colorées que nous avons rencontrées dans le suc cellulaire du *Verbascum* ne doivent pas être rapportées aux chromatophores.

Des grains d'amidon très grands sont produits par les leucoplastes ; cependant ces derniers ne s'aperçoivent pas toujours facilement. Un objet très propre à cette étude et que l'on se procure aisément est le rhizome d'*Iris germanica*. On enlève d'abord les couches superficielles de l'organe, puis on fait des coupes longitudinales dans la partie mise à nu. La préparation est examinée dans l'eau. Dans les cellules non lésées, les leucoplastes apparaissent comme des amas de protoplasma, à l'extrémité postérieure

des grains d'amidon (fig. 22). C'est seulement au lieu de contact avec les leucoplastes que les grains d'amidon s'accroissent; ils



Fig. 22. Leucoplastes avec grains d'amidon du rhizome de *Iris germanica*. — Gr. 540.

prennent par conséquent une structure excentrique. Bientôt, sous l'œil même de l'observateur, les leucoplastes deviennent granuleux et se réduisent finalement en petits fragments qui manifestent le mouvement brownien. Il n'est pas rare de trouver deux grains d'amidon sur un leucoplaste. Ces grains en s'accroissant arrivent bientôt au contact, et à partir de ce moment se recouvrent

de couches communes d'accroissement; il se forme ainsi des grains d'amidon composés et demi-composés.

CHAPITRE V

TISSUS — MEMBRANES ÉPAISSIES — RÉACTIONS DU SUCRE, DE L'INULINE, DES NITRATES, DU TANNIN, DU LIGNEUX

Étudions en premier lieu la Betterave blanche. Pour cela, détachons un petit morceau de la racine charnue de cette plante et préparons-en une coupe microscopique. Examinons d'abord une coupe longitudinale radiale; elle rencontre perpendiculairement les couches concentriques de la racine, visibles à l'œil nu. Dans l'eau nous voyons que le tissu se compose de cellules plus ou moins régulièrement quadrangulaires, remplies d'un liquide aqueux, incolore. Sur les parois des cellules on remarque des taches de différente grandeur, arrondies ou ovales, plus claires que le reste de la membrane: ce sont les endroits moins épaissis que l'on désigne sous le nom de ponctuations. Le noyau se voit dans la plupart des cellules. Les espaces intercellulaires,

lorsqu'ils sont remplis d'air, paraissent noirs. A certaines places de la préparation les cellules parenchymateuses deviennent plus étroites et s'allongent parallèlement à l'axe longitudinal de la racine. Entre ces éléments on voit des tubes le plus souvent remplis d'air, qui se font remarquer par un épaissement caractéristique de leur paroi; ce sont les vaisseaux. L'épaississement de leur membrane est réticulé, c'est-à-dire que la membrane offre des bandes d'épaississement disposées en réseau. Les endroits non épaissis ou ponctuations limités par ces bandes sont étirés perpendiculairement à l'axe longitudinal du vaisseau. Lorsque la section a ouvert un de ces éléments, on peut y remarquer de distance en distance des épaisissements annulaires faisant saillie dans la cavité. Ce sont les restes des cloisons diaphragmatiques qui primitivement étaient complètes, et qui prouvent que le vaisseau provient d'une série linéaire de cellules, dont les cloisons ont été en partie résorbées. L'air inclus dans les vaisseaux gêne souvent l'observation; on l'enlève avec une pompe à air. Lorsqu'on n'a pas à sa disposition de pompe à air, on arrive au même résultat en laissant pendant quelque temps les coupes dans de l'eau récemment bouillie. L'immersion dans l'alcool chasse l'air encore plus rapidement, mais il faut remarquer que ce traitement entraîne la mort des cellules; cependant pour le but que nous poursuivons cet effet n'aurait aucune importance.

On rencontre par places dans les préparations quelques cellules qui paraissent presque noires, parce qu'elles sont complètement remplies par de petits cristaux clinorhombiques. Ces cristaux sont formés d'oxalate de chaux. Ils sont insolubles dans l'acide acétique, et se dissolvent dans l'acide sulfurique, la quantité de sulfate de chaux formée étant tellement faible, qu'elle reste dissoute dans le liquide ambiant.

La structure des cellules de la Betterave apparaît beaucoup plus nettement lorsqu'on traite les coupes par une solution de vert de méthyle dans de l'eau pure, ou dans de l'eau à 1 pour 100 d'acide acétique. Dans les deux cas, les membranes deviennent d'un beau vert; avec le réactif acidulé le noyau est fixé et se teint rapidement. Les membranes du parenchyme et des vaisseaux se colorent de même en vert bleu. Les ponctuations des

cellules parenchymateuses demeurent par contre incolores et par suite se détachent beaucoup plus nettement. Chaque élément du parenchyme contient un noyau muni d'un nucléole et entouré de très petits leucoplastes, et une mince couche pariétale de protoplasma. Les vaisseaux ne renferment ni noyau cellulaire ni corps plasmatique.

Si l'on traite une coupe placée dans l'eau par le chloro-iodure de zinc, on obtient bientôt la réaction violette caractéristique de la cellulose. La coloration commence sur les bords de la coupe; elle n'est souvent complète qu'après quelques heures. Les membranes des vaisseaux ne se colorent pas en violet, mais en jaune brunâtre; ils se comportent comme les membranes lignifiées. Les punctuations ne se colorent pas au contact de ce réactif et apparaissent très nettement. Ces punctuations sont toujours arrondies, de grandeur variable, isolées, ou en groupes distribués irrégulièrement. Les plus grandes sont traversées par des bandes de différentes largeurs qui se teignent en violet et qui, les divisant en compartiments, leur donnent l'apparence d'un grillage irrégulier: elles représentent donc des punctuations composées. Après l'action du chloro-iodure de zinc, de petits corps brillants, colorés en jaune brun, adhérant en plus ou moins grand nombre aux parties non colorées des punctuations, deviennent visibles. — Comme terme de comparaison, essayons aussi de produire la réaction de la cellulose au moyen de l'iode et de l'acide sulfurique. Pour cela la coupe est d'abord imprégnée d'une solution d'iode et de préférence de la solution iodurée, puis portée dans l'acide sulfurique faiblement étendu (2 volumes d'acide sulfurique pour 1 volume d'eau). La réaction commence immédiatement vers les bords; la coupe prend une belle coloration bleue; les plus petites punctuations demeurent incolores; les plus grandes se présentent sous la forme d'un grillage bleu.

Examinons maintenant le parenchyme d'une poire mûre; nous y trouverons des cellules présentant un mode différent d'épaississement. La chair séveuse de ce fruit est formée d'un parenchyme régulier, à parois minces, dont les cellules, de grandes dimensions, sont plus ou moins arrondies aux angles. Ces cellules contiennent un suc incolore, un utricule plasmatique très réduit et un noyau. Dispersés dans ce tissu se trouvent

de petits amas de cellules à membranes très fortement épaissies (fig. 23) qu'on appelle les noyaux de la poire. Le nombre des *cellules pierreuses* ainsi groupées varie dans les différentes parties d'un même fruit et aussi avec l'espèce de Poirier. Elles sont

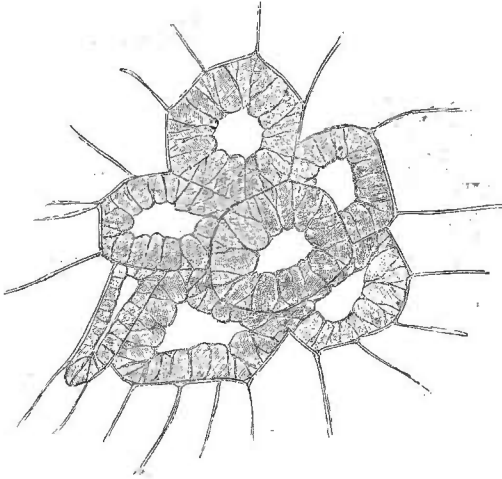


Fig. 25. Coupe dans la poire. Cellules très fortement épaissies avec canaux poreux ramifiés, entourées de cellules parenchymateuses à membranes minces. — Gr. 240.

remarquables par l'épaisseur considérable de leurs parois et par les nombreux et fins canalicules qui les traversent en se ramifiant. La cause de cette ramification est facile à saisir. A mesure que le lumen cellulaire se rétrécit, les canalicules se réunissent pour ne former finalement qu'un nombre relativement restreint de canalicules qui débouchent dans l'intérieur de la cellule. Les extrémités externes des canalicules se correspondent toujours d'une cellule à l'autre. A l'état avancé où nous les examinons ici, les cellules pierreuses ne contiennent plus de substance vivante, mais seulement un liquide aqueux. Elles ne sont donc plus représentées que par les membranes privées de vie. Par le traitement au chloroiodure de zinc, les cellules parenchymateuses minces se colorent progressivement en violet; celles qui sont épaissies en jaune brun. Ces dernières sont donc lignifiées, et à cause de leur épaississement considérable et de la modification chimique de leurs membranes, doivent être rapportées au *scléren-*

chyme. Les détails de structure des cellules épaissies deviennent beaucoup plus nets après le traitement au chloro-ioduré de zinc.

Nous nous servirons encore du parenchyme charnu de la poire pour montrer la réaction microchimique du sucre (1). Le réactif le plus employé est la liqueur de Fehling. Pour la préparer on dissout dans l'eau 34^{gr},64 de sulfate de cuivre pur, cristallisé et 200 grammes de sel de Seignette. Cette solution se conserve très bien. Pour l'usage, on y ajoute 600 centimètres cubes d'une solution de soude de poids spécifique 1,12 et on l'étend à 1000 centimètres cubes; on fait ensuite bouillir. La coupe qui servira à l'étude ne doit pas être trop mince; il est même nécessaire qu'elle comprenne au moins deux couches de cellules intactes. Il va de soi aussi qu'elle n'aura pas préalablement séjourné dans l'eau. Si l'on plonge au moyen d'une pince cette coupe dans la solution cupro-potassique bouillante, elle se colore en beau rouge minium. La réaction est complètement terminée au bout de deux secondes. Au microscope, on trouve dans les cellules un précipité rouge d'oxyde cuivreux. Il existe donc dans le parenchyme de la poire un corps réduisant les solutions alcalines d'oxyde de cuivre, c'est-à-dire un corps appartenant au groupe des glucoses.

Revenons maintenant à la coupe de la Betterave; elle contient, comme on sait, du sucre de Canne. Après une immersion de deux secondes dans le liquide précédent en ébullition, les cellules ne renferment aucun précipité; mais la coupe se montre au microscope colorée en bleu. Si on la maintient plus longtemps dans la solution de Fehling, elle commence bientôt à se colorer sur ses faces en rouge minium. Le sucre de Canne s'est interverti par l'ébullition et donne alors la réaction du glucose. Sous le microscope, les couches périphériques de cellules présentent de petits granules rouges, pendant que les cellules internes contiennent un liquide bleu, à moins que l'action n'ait duré assez longtemps pour intervertir aussi le sucre de ces dernières.

Une autre réaction microchimique à recommander pour déceler le glucose est celle de Barfoed, basée sur l'emploi de l'acétate de cuivre acidulé (1). Pour préparer le réactif on fait

1. Sachs, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, Bd. III, p. 187.

dissoudre 1 partie d'acétate neutre de cuivre cristallisé dans 15 parties d'eau. A 200 centimètres cubes de cette solution on ajoute 5 centimètres cubes d'acide acétique contenant 58 pour 100 d'acide cristallisable. Dans environ 5 à 8 centimètres cubes de cette dernière liqueur nous déposons une coupe assez épaisse de la poire, et d'autre part dans la même quantité de solution une coupe de la Betterave. On fait bouillir quelques instants dans les deux cas, puis on verse les liquides et les coupes dans de petits cristallisoirs. Au bout de quelques heures, on trouve que les coupes de poires sont recouvertes d'un fin précipité d'oxyde de cuivre, qui s'est également déposé en petite quantité dans le cristallisoir; les coupes de Betterave ne présentent rien de semblable. On ne doit pas reculer l'observation à plus de quelques heures; car un précipité très faible pourrait ensuite se réoxyder à l'air et se dissoudre.

La Betterave nous servira encore pour apprendre à connaître la réaction des nitrates et des nitrites en présence de la diphénylamine (2). Ce réactif est employé par les chimistes pour déceler de très faibles quantités de nitrates et de nitrites; il peut rendre dans le même but de grands services aux histologistes. Les coupes de Betterave, transversales ou longitudinales, doivent atteindre, pour des raisons que nous allons voir, la surface de cette racine. Elles sont d'abord déposées sans liquide sur le porte-objet, où on les laisse presque se dessécher; on ajoute seulement ensuite le réactif. Il est composé de 5 centigrammes de diphénylamine dissous dans 10 centimètres cubes d'acide sulfurique pur. Aussitôt après l'addition de ce mélange, une coloration bleue intense, due à la production de bleu d'aniline, apparaît dans la zone externe de la coupe. Ce sont donc les tissus les plus jeunes de la Betterave qui contiennent des nitrates ou des nitrites, et c'est pour cette raison que les coupes doivent comprendre la zone extérieure de la racine. La réaction nous indique des nitrates ou des nitrites; mais comme les analyses du suc des plantes démontrent souvent la présence de nitrates,

1. Barfoed, *De organiske Stoffers qualitative analyse Kjöbenhavn*, 1878, p. 210, 217-223. Anm.

2. H. Molisch, *Ber. d. deut. bot. Gesell. I Jahrg.*, p. 150.

rarement de nitrites, nous pouvons conclure que ce sont bien vraisemblablement les nitrates qui nous ont donné la réaction. Immédiatement après l'addition du réactif, la zone colorée se montre nettement limitée; bientôt la matière colorante se diffuse dans le liquide et se répand sur toute la coupe. C'est pour cela qu'il vaut mieux se servir de coupes qui n'ont pas été traitées par l'eau et presque desséchées, que de coupes fraîches et mouillées.

Le tubercule de Dahlia (*Dahlia variabilis*) nous servira pour étudier les caractères de l'inuline. Au centre du tubercule, on reconnaît facilement une moelle volumineuse. Une coupe longitudinale dans cette partie montre des cellules à contours plus ou moins rectangulaires, disposées parallèlement au grand axe de l'organe (fig. 24). Elles contiennent un utricule protoplasmique très réduit, un

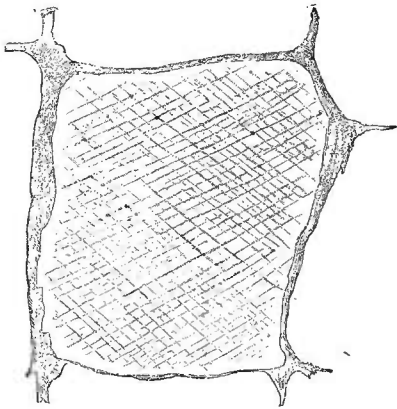


Fig. 24. *Dahlia variabilis*. Cellule de la moelle.
— Gr. 240.

noyau et un suc incolore. Les espaces intercellulaires sont remplis d'air, et les membranes finement striées. On croit voir deux séries de stries contenues dans le même plan et inclinées l'une par rapport à l'autre de 35 à 40 degrés; mais ceci n'est qu'une illusion causée par la minceur des membranes cellulaires; en réalité ces deux systèmes de stries appartiennent à des cellules différentes, comme on peut facilement le constater au bord des coupes, où l'une des membranes dépasse habituellement l'autre. Avec le chloro-iodure de zinc, les parois se colorent en violet. Cependant lorsque deux stries sont un peu éloignées l'une de l'autre, on voit entre elles une ligne incolore. Les endroits non épaissis de la membrane demeurent donc incolores, comme dans les punctuations, en présence du chloro-iodure de zinc.

Lorsqu'on plonge une coupe du tubercule de Dahlia dans l'alcool absolu, il se produit dans le suc cellulaire un fin précipi-

pité d'inuline. Si on remplace l'alcool par l'eau sur le porte-objet et qu'on chauffe doucement, le précipité se redissout; c'est là un des caractères de l'inuline. — Pour étudier les sphéro-ristaux que forme l'inuline (1), on se sert très avantageusement de morceaux de tubercules qui ont séjourné au moins huit jours dans l'esprit-de-vin. Le mieux est d'observer les coupes dans l'eau et de laisser arriver lentement sous la préparation, pendant l'examen, un peu d'acide nitrique. Des sphéro-ristaux se rencontrent toujours adhérents aux membranes cellulaires (fig. 25). Ils forment des sphères plus ou moins régulières et plus ou moins complètes, habituellement traversées par une ou plusieurs membranes cellulaires. Les sphères se réunissent presque toujours par groupes; elles présentent une structure radiale qui devient plus nette après l'addition de l'acide nitrique; elle est due à une orientation radiale des aiguilles cristallines qui composent les sphéro-ristaux. Outre la stratification radiale, on observe encore une stratification concentrique qui doit être en relation avec les

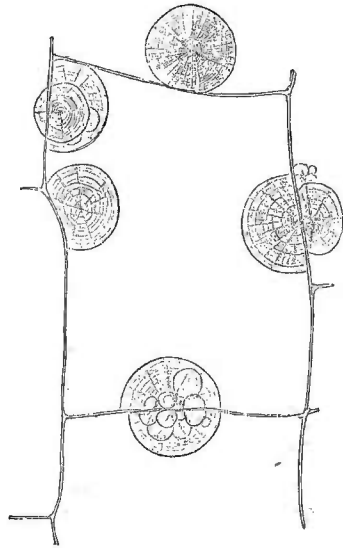


Fig. 25. Cellule d'un tubercule de *Dahlia variabilis* ayant macéré plusieurs mois dans l'alcool. Des sphéro-ristaux d'inuline se sont formés sur les membranes. — Gr. 240.

changements de conditions dans lesquelles s'est faite la cristallisation. — Les solutions d'iode ne colorent pas l'inuline. — Si on chauffe les sphéro-ristaux dans une goutte d'eau sur le porte-objet, ils disparaissent bientôt, comme il a déjà été dit.

Pour la réaction du tannin, nous aurons recours à la galle qui croît sur les feuilles de nos Chênes. Elle est produite par la

1. Sachs, *Bot. Ztg.*, 1864, p. 77. — Hansen, *Arb. d. Bot. Inst. in Würzburg*, Bd. III, p. 108; — Meyer, *Bot. Ztg.*, 1885, p. 354.

piqûre d'un insecte qui dépose ses œufs dans la blessure. Une coupe médiane de cette production pathologique nous montre au centre une petite cavité occupée par la larve de l'insecte; cette cavité est limitée par une enveloppe protectrice composée de cellules arrondies isodiamétriques contenant de nombreux grains d'amidon. Les tissus environnant cette enveloppe protectrice sont formés de cellules polygonales étendues radialement et diminuant de longueur vers la périphérie, où elles finissent sous une couche de petites cellules fortement épaissies représentant l'épiderme. Ces tissus ne renferment dans leurs cellules qu'un liquide incolore. Lorsqu'on place une coupe fraîchement préparée dans une solution de sulfate ou de chlorure ferrique, elle se colore dans toute son étendue en bleu foncé. La coloration se communique bientôt à tout le liquide ambiant et indique la réaction du fer en présence du tannin. Cette coloration est bleue dans le cas actuel, elle peut être verte dans d'autres. Si on examine l'action chimique au microscope en se servant d'une coupe sèche à laquelle on laisse arriver lentement, sous le couvre-objet, la solution ferrique, on voit qu'il se produit d'abord un précipité extrêmement ténu, d'un bleu foncé. Il se dissout bientôt dans le réactif, de sorte que la cellule finit par être remplie d'un liquide bleu. L'enveloppe interne, dont les cellules contiennent beaucoup d'amidon, ne donne que très faiblement cette réaction. Si au lieu d'un sel ferrique nous employons une solution aqueuse de bichromate de potasse à 10 pour 100, il se forme dans les cellules un précipité épais, floconneux, d'un rouge brun, qui ne se redissout pas.

Finalement déposons une coupe dans une solution concentrée de molybdate d'ammoniaque dans le chlorure ammonique (1); nous obtiendrons dans les cellules un abondant précipité rouge brun. Cette dernière réaction est la seule décisive dans le cas qui nous occupe, car celles qui ont été signalées auparavant pourraient être attribuées aussi bien à d'autres corps réducteurs qu'à la présence du tannin.

Nous ne nous occuperons pas ici des faisceaux libéroligneux qui parcourent la galle, non plus que des autres détails de sa

1. Gardiner, *Proceedings of the Cambridge Phil. Soc.*, vol. IV, Pt VI, p. 387.

structure, notre but étant uniquement de faire connaître les principales réactions du tannin. — Les galles sèches donnent aussi la réaction ci-dessus mentionnée, mais moins nettement que les fraîches.

Pour obtenir la réaction verte du tannin en présence de sels de fer prenons un rameau de Saule, du *Salix caprea* par exemple; nous enlevons la couche subéreuse grise externe, puis nous pratiquons dans le tissu vert mis à nu une coupe tangentielle mince que nous portons dans une goutte de chlorure ferrique. La coupe nous montre principalement des cellules à section rectangulaire, dirigées tangentielllement et dont les membranes, assez épaisses, présentent de nombreuses ponctuations. Ces cellules contiennent des grains de chlorophylle et souvent aussi une masse blanche, arrondie, à contours nets, réfractant fortement la lumière, qui remplit complètement le lumen. D'autres cellules isolées contiennent une macule en forme de massue, à aspect noir, d'oxalate de chaux, sur laquelle nous aurons plus tard occasion de revenir. Les masses arrondies, réfringentes, citées ci-dessus, renferment du tannin; aussitôt après l'action du chlorure ferrique elles deviennent grumeleuses et prennent une coloration qui varie du vert olive au vert brun. Dans le sulfate ferrique les corps en question se colorent de même en brun; elles donnent un précipité grumeleux rouge brun avec le bichromate de potasse et jaune brun avec le chloromolybdate d'ammoniaque. Les rameaux d'Aulne donnent les mêmes résultats.

Lorsqu'on casse une forte tige bien développée de la grande Perveche (*Vinca major*), on voit faire saillie sur les bords des fractures un grand nombre de petits filaments. On en fait facilement une préparation microscopique en les arrachant de la tige au moyen d'une pince fine et les portant simplement dans une goutte d'eau déposée sur le porte-objet. Ces filaments apparaissent alors comme des fuseaux allongés, terminés en pointe aux deux extrémités et à membrane fortement épaissie : ce sont des fibres de sclérenchyme. Le lumen de ces fibres est réduit à une cavité étroite, s'oblitérant aux extrémités. Les fibres plus épaissies sont striées dans une seule direction; chez celles qui le sont fortement, on observe deux systèmes de stries inclinés l'un par rapport à l'autre; l'un appartient aux couches externes,

l'autre aux couches internes de la membrane. Enfin on peut voir souvent, dans des fibres âgées, un troisième système de striation, le plus interne, dont le sens est presque perpendiculaire à l'axe longitudinal du filament. Ce dernier système provient de bandes d'épaississement disposées en réseau, dont les intervalles forment des ponctuations allongées; il est limité nettement vers les couches externes. Au contact du chloro-iodure de zinc, les fibres prennent immédiatement une coloration violette tirant sur le brun. L'action de l'oxyde de cuivre ammoniacal, dissolvant la cellulose, est particulièrement instructive; mais il faut l'observer directement sous le microscope. Dès l'arrivée de la solution, les membranes des fibres se gonflent beaucoup; au premier instant la striation devient plus nette; puis elle disparaît rapidement. Les couches externes sont bientôt complètement dissoutes, pendant que les internes, développées en réseau, résistent plus longtemps, et apparaissent à un moment donné de l'action entièrement isolées. Au commencement du gonflement, on voit se

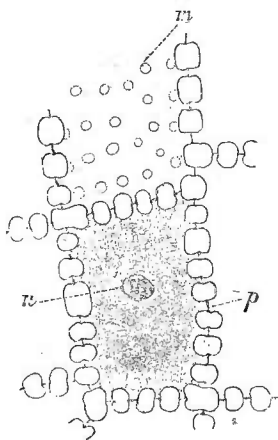


Fig. 26. Coupe dans l'albumen de l'*Ornithogalum umbellatum*. — *m*, ponctuations vues de face; *p*, membrane de séparation; *n*, noyau cellulaire. — Gr. 240.

produire, dans chacune des couches visibles antérieurement une stratification encore plus fine. Chaque couche est donc composée de nombreuses lamelles extrêmement minces. Cette structure s'observe avec le plus de netteté dans les couches internes, les plus résistantes.

Coupons maintenant en deux avec un couteau une semence d'*Ornithogalum umbellatum*, de l'*Ornithogalum umbellatum* par exemple, et pratiquons dans l'une des moitiés de cette graine humectée avec de l'eau des coupes microscopiques aussi minces que possible. Nous y trouvons des cellules à peu près rectangulaires. Les membranes sont très fortement épaissies et traversées par de nombreuses ponctuations. Vues de face, les ponctuations se présentent comme de petits pores arrondis (*m*), ainsi

se présentent comme de petits pores arrondis (*m*), ainsi

qu'on peut le voir dans la cellule supérieure de la figure ci-contre. En coupe, elles ont l'aspect de canaux allant de la cavité cellulaire à la membrane primaire. Les ponctuations des cellules voisines sont exactement adossées et ne sont séparées que par un mince diaphragme qui représente la membrane cellulaire primaire (*p*). La partie interne des couches d'épaississement est plus réfringente, nous l'appellerons *couche limite*. Si l'on fait agir lentement l'acide sulfurique en l'introduisant par le bord du couvre-objet, les couches d'épaississement sont bientôt dissoutes, tandis qu'un réseau formé de membranes très délicates résiste encore quelque temps. Ces membranes ont été désignées sous le nom de lamelles moyennes. Ce sont elles qui existaient uniquement au premier âge des cellules, et c'est sur elles qu'ont été déposées les couches d'épaississement. Sur les endroits correspondant aux ponctuations, cet épaississement a été minime. Le chlorure de zinc iodé fait gonfler les couches d'épaississement et rend très visibles les lamelles moyennes. La coloration de la préparation est faible à cause du gonflement.

Les cellules sont exactement remplies par le protoplasma et par une substance granuleuse. Le contenu tout entier prend, en présence des solutions d'iode, une coloration brun jaune. Le vert de méthyle acétique fait découvrir un noyau dans chaque cellule.

Les cellules de l'albumen du Dattier présentent le même aspect que celles de l'Ornithogale; elles sont seulement plus allongées, à lumen plus étroit et à membranes plus épaissies. Leur grande dimension est dirigée suivant le rayon de la graine, de sorte que des coupes radiales à travers l'albumen sectionnent ces cellules suivant leur axe longitudinal et des coupes tangentielles les rencontrent transversalement. La solution de chloroiodure de zinc colore les membranes en beau violet, et après quelque temps de contact y fait apparaître de nombreuses lamelles.

Nous nous servons du bois de Pin pour étudier les épaississements particuliers connus sous le nom de ponctuations aréolées (1). Nous emploierons un morceau sec ou mieux conservé

1. Sanio, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, IX, p. 50; Strasburger, *Zellhüte*, p. 58;

dans l'alcool d'une tige autant que possible âgée. Il faut commencer par préparer, au moyen d'un couteau bien aiguisé, les différentes surfaces suivant lesquelles se feront les coupes. Trois coupes sont nécessaires à cette étude : une longitudinale radiale, parallèle à l'axe de la tige ; une tangentielle, parallèle à la même direction ; enfin une coupe transversale perpendiculaire aux deux autres et à l'axe de la tige. Les couches concentriques annuelles, visibles à l'œil nu sur le bois de Pin, nous orienteront pour chercher ces trois plans. Pour obtenir de bonnes coupes dans ce corps dur sans endommager le rasoir, on devra observer rigoureusement les précautions suivantes. Si le rasoir est évidé, on ne pourra obtenir de coupes convenables que vers les bords du morceau de bois, le dos du rasoir ne devant pas être appliqué sur la surface de coupe. On ne devra d'ailleurs se servir, pour les coupes de bois, que de rasoirs peu évidés ; ceux qui le sont beaucoup s'ébrèchent avec la plus grande facilité. On recommande les rasoirs à une face plane, celle qui doit être appliquée sur l'objet ; ils ont cependant l'inconvénient d'être difficiles à aiguiser. La surface à couper doit être tenue constamment humide. Les coupes seront aussi minces que possible, mais il n'est pas nécessaire qu'elles soient très étendues. S'aperçoit-on qu'une coupe commencée devient trop épaisse, il ne faut point la continuer, mais plutôt retirer le rasoir de l'entaille pour ne pas ébrécher son tranchant. Le rasoir devra très bien couper, autrement il déchirerait la membrane cellulaire et séparerait les couches internes d'épaississement des externes. Le bois conservé dans l'alcool se coupe plus aisément que le bois sec, surtout lorsqu'en le retirant de l'alcool on l'a laissé au moins pendant vingt-quatre heures dans un mélange à parties égales de glycérine et d'alcool. La partie externe du morceau de bois, dont la section a été obtenue par le couteau, doit être enlevée au moyen du rasoir, car les cellules qui la limitent offrent des membranes déchirées ; ce ne sont que les coupes suivantes qui pourront être utilisées pour l'observation.

Une coupe longitudinale exactement radiale du bois de Pin,

Russow, *Bot. Centralbl.*, XIII, N° 4-5. On y trouve la littérature du sujet.

examinée à un faible grossissement, se montre formée de cellules très allongées suivant l'axe de la tige, et dont les extrémités effilées s'engrènent les unes dans les autres. Perpendiculairement à ces éléments, on voit des séries de cellules appartenant aux rayons médullaires; mais laissons-les pour le moment de côté, et cherchons plutôt un endroit de la coupe qui montre bien les ponctuations aréolées, pour les examiner à un grossissement plus fort. Ces formations nous apparaissent sous la forme de deux cercles concentriques (fig. 27, *A*), dont le petit,

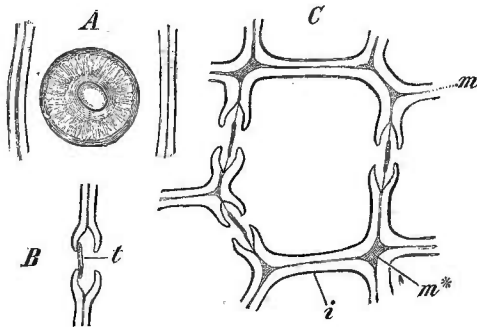


Fig. 27. *Pinus sylvestris*. — *A*, ponctuation aréolée vue de face; *B*, ponctuation aréolée sur une coupe longitudinale tangentielle; *t*, torus; *C*, coupe transversale d'une trachéide; *m*, lamelle moyenne; *m**, épaissement de la lamelle moyenne; *i*, membrane limite. — Gr. 240.

allongé souvent en ellipse, représente l'ouverture de la ponctuation dans le lumen cellulaire, et dont le grand correspond à l'insertion de l'épaississement sur la membrane primaire. En réalité ces ponctuations ne diffèrent des ponctuations simples, que nous avons précédemment étudiées dans l'albumen de l'Ornithogale et du Dattier, que parce qu'elles s'élargissent à leur base. Comme toujours les ponctuations de deux cellules voisines sont exactement adossées. Ordinairement l'orifice de la ponctuation est une ellipse à direction oblique (comme en *A*), et les orifices de deux ponctuations correspondantes ont des inclinaisons opposées. Les cavités de deux ponctuations contiguës sont séparées par la membrane primaire, laquelle existait déjà avant la formation des couches secondaires et n'a été ensuite que faiblement épaissie.

Elle s'épaissit à son centre, où elle forme ce qu'on appelle le torus, qui demande pour être aperçu une observation attentive. Il constitue un disque atteignant un diamètre double environ de celui de l'orifice de la ponctuation (voyez en *A*). Dans les cas les plus favorables, principalement sur les préparations de bois sec, on voit le torus entouré de stries radiales, de sorte que la partie mince de la membrane de séparation paraît différenciée en lamelles disposées radialement (1).

On ne peut se faire une idée exacte et complète de la structure des ponctuations aréolées avant d'avoir étudié des coupes tangentielles. Comme les ponctuations se trouvent sur les cloisons radiales des cellules ligneuses (2), on les voit sur les sections exactement tangentielles en coupe transversale (fig. 27, *B*). Il faut les chercher sur les membranes séparant les cellules ligneuses et ne pas se laisser induire en erreur par les sections des rayons médullaires, comprenant un petit nombre de cellules superposées. La figure de la ponctuation sectionnée n'est bien nette que dans les endroits minces de la coupe; elle apparaît alors entre les cellules les plus larges comme deux têtes de tenailles tournées l'une vers l'autre ou comme deux voûtes mauresques, ainsi que le représente la figure ci-dessus (27, *B*). Une fois connue la structure de ces grandes ponctuations, on peut étudier les plus petites, celles qui se trouvent sur les parois épaisses des cellules ligneuses plus étroites. La différence entre les deux consiste, en ne tenant pas compte des dimensions, en ce que ici, des deux côtés, un canal plus long correspondant à l'épaisseur plus grande de la membrane, traverse la cavité de la ponctuation. Les ponctuations les plus grandes se rattachent d'ailleurs par tous les degrés intermédiaires aux plus petites. A l'intérieur de ces ponctuations on reconnaît, dans les cas les plus favorables, le torus (*t*), formé par un épaississement central de la membrane de séparation. Si l'on a employé du bois sec, on voit que cette membrane adhère le plus souvent à une des parois de la cavité lenticulaire. Dans le bois vert ou celui qui a été con-

1. Russow. *Bot. Centralbl.* 1883, XIII, Nos 4-5.

2. Des ponctuations aréolées ne se rencontrent que rarement sur les membranes tangentielles du Pin; par contre on les y trouve presque régulièrement dans le bois d'automne des autres Abrotinées.

servé dans l'alcool, elle est tendue au centre de l'espace creux si l'on considère l'aubier, et elle se trouve placée comme nous venons de le voir ci-dessus pour le bois sec, si la coupe a été prise dans le duramen. Les détails de structure de la ponctuation aréolée sont parfois rendus plus clairs par l'action du chlorure de zinc iodé, qui colore en jaune brun les membranes lignifiées. Cependant en quelques places où la couche interne d'épaississement n'est pas encore complètement lignifiée il se manifeste une légère coloration violette. La membrane de séparation ne se colore pas au contact du chlorure de zinc iodé. Par l'action de ce réactif on peut se convaincre facilement que les cellules lignifiées ne possèdent ni utricule protoplasmique ni noyau; elles se composent donc uniquement de parois mortes et ressemblent, aussi bien par leur fonction, qui est de conduire l'eau, que par leur mode d'épaississement, aux trachées; aussi les a-t-on nommées trachéides.

Il n'est pas rare que le bois de Pin montre, sur les coupes longitudinales, des stries plus ou moins visibles qui dessinent des spirales inclinées d'environ 45 degrés. Le pore interne de la ponctuation s'allonge dans la direction de ces stries, et comme celles-ci sont inversement inclinées sur les deux faces de la membrane, il en résulte que les orifices des deux ponctuations adossées se croisent à angle droit.

Il nous reste à étudier la coupe transversale du bois de Pin. Les coupes doivent être très minces; les trachéides y paraissent pour la plupart rectangulaires et forment des séries disposées radialement. Sur les membranes radiales on voit les sections des ponctuations aréolées (fig. 27, C), dont la figure ne diffère pas de celle que nous ont présentée les coupes longitudinales tangentielles. Entre les cellules on remarque, comme de très fines lignes de séparation, les lamelles moyennes (*m*). Aux endroits où plus de deux cellules aboutissent, la lamelle moyenne s'élargit en un prisme plein ou creux (*m**). La couche la plus interne de la membrane cellulaire est la plus réfringente; elle forme la couche limite (*i*), particulièrement nette dans les trachéides à épaississement considérable et à lumen étroit. Par l'action de l'acide sulfurique, les couches d'épaississement se gonflent et bientôt se dissolvent, la couche limite résiste plus

longtemps et apparaît avec plus de clarté. Entre les couches d'épaississement gonflées se montre la membrane primaire des cellules, et finalement il ne reste de celles-ci que le réseau délicat des lamelles moyennes colorées en jaune brun. Ces lamelles moyennes résistant à l'action de l'acide sulfurique, sont cutinisées. Après un gonflement prolongé dans l'acide sulfurique on voit souvent, principalement dans les trachéides très épaissies, que la couche d'épaississement se compose de lamelles très nombreuses et excessivement minces. Au contact du chlorure de zinc iodé, la coupe transversale, comme la coupe longitudinale, se colore en jaune brun; mais il arrive que dans quelques cellules la partie de l'épaississement qui touche immédiatement à la membrane limite prend une nuance violette. Si après le traitement au chlorure de zinc iodé on ajoute sur la coupe de l'acide sulfurique étendu (deux tiers d'acide sulfurique et un tiers d'eau), les couches d'épaississement tout entières se colorent en bleu. — Enfin lorsqu'on traite une coupe transversale mince par l'acide chromique concentré, on observe les phénomènes inverses de ceux que nous avons signalés après l'action de l'acide sulfurique : la lamelle moyenne est dissoute, et par suite les cellules se séparent les unes des autres. Les couches d'épaississement éprouvent un fort gonflement; la membrane limite interne apparaît plus nettement au commencement de l'action, mais devient bientôt méconnaissable.

Comme réactifs caractéristiques de la substance lignifiée (lignin) nous citerons encore la phloroglucine et le sulfate d'aniline (1). Pour opérer on dissout une trace de phloroglucine dans l'alcool et on mouille quelques coupes dans cette solution; après cela on les met sur le porte-objet, dans une goutte d'eau; on recouvre de la lamelle et on fait pénétrer par le bord un peu d'acide chlorhydrique; les membranes des cellules prennent aussitôt une magnifique coloration rouge violet. — D'autres coupes sont portées dans une solution aqueuse de sulfate d'aniline et se colorent presque immédiatement en jaune safran; la coloration monte encore par l'addition d'acide sulfurique étendu. —

1. Ces deux réactions sont dues à Wiesner, *Stzber. d. math. nat. Kl. d. Akad. d. Wiss.*, LXXVII, 1.

Au lieu de phloroglucine on peut employer presque avec autant de succès l'extrait aqueux ou alcoolique de bois de Cerisier (1). — Lorsqu'on traite des coupes fraîches d'une tige peu âgée de Pin, ayant conservé son écorce et sa moelle, par l'acide chlorhydrique concentré, le bois se colore d'abord en jaune; mais progressivement de l'extérieur vers l'intérieur en partant de l'écorce et inversement à partir de la moelle, la coloration jaune fait place à une coloration violette (2). Cette réaction est produite par la phloroglucine qui se trouve dans les cellules de l'écorce et de la moelle. Les rayons médullaires de la tige jeune contiennent eux-mêmes un peu de phloroglucine, de sorte qu'ils sont aussi le point de départ de la coloration violette.

Dans la suite nous nous servirons encore de différentes matières colorantes pour distinguer les membranes lignifiées de celles qui ne le sont pas.

CHAPITRE VI

ÉPIDERME ET STOMATES (3)

Enlevons une coupe tangentielle à la face externe (morphologiquement la face inférieure) des feuilles engainantes de *Iris florentina*. Cette coupe devra être très mince, afin que le tissu sous-jacent ne soit qu'effleuré par le rasoir. Elle sera étudiée dans l'eau, la face externe tournée d'abord en dessus. On

1. V. Höhnel, *Stzber. d. math. n. Kl. d. Wiener. Akad. d. Wiss.*, LXXVI, p. 685.

2. *Ibid.*, p. 676.

3. Strasburger, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, V, p. 297; de Bary, *Vergl. Anat.*, p. 52 et suivantes, 70 et suivantes; — Schwendener, *Monatsber. d. kgl. Akad. d. Wiss.*, Berlin, 1881, p. 835. — Les deux premiers mémoires donnent l'histoire du sujet.

remarque alors que l'épiderme est formé de cellules allongées parallèlement à l'axe longitudinal de la feuille et séparées les unes des autres par des cloisons qui ne laissent entre elles aucun méat. On trouve à leur intérieur un suc cellulaire incolore, un noyau et une couche pariétale très réduite de protoplasma. La face externe de l'épiderme est recouverte d'un enduit cireux composé de fins granules. Les stomates sont disposés en lignes comme les cellules épidermiques; mais on les aperçoit à peine, parce que les quatre cellules qui entourent les cellules

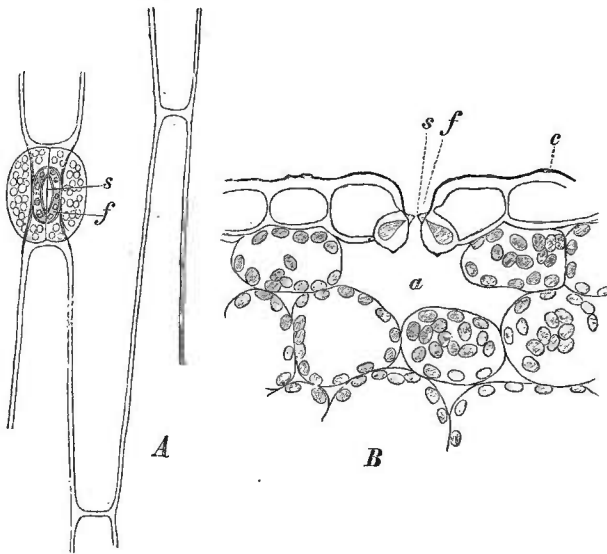


Fig. 28. Épiderme inférieure de la feuille d'*Iris florentina*. — *A*, vu de face; *B*, en coupe transversale; *f*, puits; *s*, fente stomatique; *c*, cuticule; *a*, chambre sous-stomatique. — Gr. 240.

stomatiques les recouvrent en partie. On ne voit qu'une ouverture elliptique (*f*), le puits, qui conduit au stomate; elle paraît noire parce qu'elle contient de l'air (fig. 28, *A*). Pour bien étudier le stomate, il faut retourner la coupe. On constate alors facilement qu'il est formé de deux cellules en forme de croissant (cellules stomatiques), qui, contrairement aux autres cellules épidermiques, renferment des grains de chlorophylle. Leurs noyaux se montrent comme des taches claires vers le centre de

la cellule. Elles laissent entre elles une fente fusiforme (*s*) égale à la moitié de leur longueur.

Dans le cas qui nous occupe, l'axe longitudinal des stomates étant parallèle à celui de la feuille, il est facile d'obtenir des coupes exactement transversales de ces organes; il suffit de pratiquer les sections perpendiculairement à l'axe de la feuille. Pour cela on découpe dans la feuille, avec des ciseaux, une lanière d'environ 3 millimètres de largeur, que l'on monte dans un petit morceau de moelle de Sureau ou de Grand-Soleil. On emploie un morceau de moelle de 3 centimètres de longueur environ, et on le fend en deux avec un rasoir bien tranchant. Le fragment de feuille est placé entre les deux morceaux de moelle, de façon que l'une de ses extrémités vienne affleurer la section de la moelle. On fait alors des coupes minces à travers moelle et feuille; on saisit celles de la feuille avec un pinceau et on les dépose sur le porte-objet. Pendant que l'on coupe on peut tenir réunis les deux fragments de moelle en les serrant entre le pouce et l'index de la main gauche, ou en les ficelant. Il faut avoir soin que le rasoir entame l'objet non par le bord, mais par la surface de section; on obtient de cette façon une épaisseur plus uniforme. Pour les objets mous, la moelle de Grand-Soleil, d'un tissu peu résistant, est préférable à la moelle de Sureau; enfin pour les corps durs le liège à bouchons convient parfaitement. — Il n'est pas difficile d'obtenir de bonnes coupes dans l'objet que nous étudions; mais dans d'autres cas il n'en est pas de même, surtout lorsque les sections doivent se faire sur une certaine étendue; il est bon alors de se servir d'un microtome. Le microtome de Ranvier, d'une construction très simple, suffit à l'étudiant. On le trouve chez tous les constructeurs au prix de 15 à 20 francs environ. Il se compose d'une platine circulaire de 8 centimètres à peu près de diamètre, bien plane, fixée à un cylindre creux qui sert en même temps pour tenir l'instrument. A l'intérieur de ce premier cylindre s'en trouve un autre plein qui, au moyen d'un pas de vis, peut être élevé ou abaissé à volonté. Les deux morceaux de moelle renfermant l'objet à sectionner sont assujettis solidement dans le cylindre creux. Au moyen de la vis inférieure on relève progressivement la moelle, et à chaque élévation on coupe avec un rasoir ordinaire ou un

rasoir plan ce qui dépasse la surface de la platine. Des microtomes compliqués comme en ont les zoologistes ne rendraient que peu de services à l'étudiant en botanique.

Nous préparerons de suite un grand nombre de coupes et nous les déposerons dans un verre de montre rempli d'eau; elles serviront plus tard à des usages différents. Quelques-unes sont examinées dans l'eau; elles montrent, dans les endroits les plus favorables, des coupes médianes de stomates, comme celle qui a été représentée figure *B*. Nous voyons sur ces préparations que les cellules épidermiques de l'*Iris florentina* ont les membranes externes beaucoup plus épaisses que les internes, et que les cloisons radiales demeurent tout à fait minces. Ces particularités se rattachent à la double fonction de l'épiderme, qui non-seulement constitue à l'organe un revêtement protecteur, mais encore sert de réservoir d'eau (1). Le peu d'épaisseur des parois latérales leur permet de se plisser, et la capacité des cellules épidermiques peut ainsi être amoindrie. Si la quantité d'eau diminue, les cellules s'aplatissent, semblables à un soufflet de forge; si elles se gorgent d'eau, elles se relèvent au contraire. Les deux cellules stomatiques sont enchâssées entre les cellules épidermiques voisines. On peut voir sur ces coupes de quelle manière ces dernières surplombent les cellules stomatiques en formant au-dessus d'elles une cavité appelée le puits (*f*). Les cellules stomatiques présentent une coupe transversale tout à fait caractéristique. Elles sont fortement épaissies sur leurs faces supérieure et inférieure. Ces faces épaissies se rencontrent du côté de la fente et là se trouve une émergence en forme de bec qu'on appelle l'arête. La face opposée, celle qui touche aux cellules épidermiques, est relativement mince. Cet épaississement particulier est en rapport avec le mécanisme du mouvement des cellules stomatiques, qui doivent, lorsque la turgescence augmente, se courber davantage et agrandir la fente, et dans le cas contraire devenir moins courbes et resserrer la fente. Il est en effet clair que le côté le moins résistant des cellules stomatiques devient plus convexe quand la turgescence augmente et que le côté le plus résistant devient plus concave. Les

1. Westermaier, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, XIV, p. 43.

choses se passent comme dans un tuyau de caoutchouc dont la paroi serait plus épaisse d'un côté que de l'autre; si l'on y comprimait de l'eau ou de l'air sous forte pression, le côté épais plus résistant deviendrait concave. La bande restée mince du côté de la fente, où les deux faces épaissies se rencontrent, facilite l'appâtissement des cellules pendant qu'elles se courbent. Afin que les cellules stomatiques ne soient pas gênées dans leurs mouvements, nous voyons que la membrane externe de l'épiderme se relie à ces cellules par une partie subitement amincie; les cellules stomatiques sont donc fixées ici comme avec une articulation en charnière. Sous le stomate se trouve la chambre sous-stomatique (*a*), grand espace intercellulaire naturellement rempli d'air, entouré de cellules à chlorophylle et qui communique avec les méats du tissu voisin. — L'action du chlorure de zinc iodé sur ces coupes transversales nous apprend que les membranes des cellules épidermiques et stomatiques se colorent en bleu, à l'exception d'une couche très mince externe, qui devient jaune brun; c'est la cuticule (*c*). Elle forme sur les cellules stomatiques les deux proéminences en forme de bec déjà citées, proéminences qui se colorent en jaune brun par le chlorure de zinc iodé, ce qui montre qu'elles sont cutinisées. La cuticule se continue, sous forme d'une fine pellicule, à travers la fente jusqu'à la limite des cellules parenchymateuses chlorophylliennes. L'acide sulfurique concentré dissout toute la coupe; il ne respecte que la cuticule et les arêtes proéminentes des stomates.

Le *Tradescantia virginica* nous offre un très bel exemple pour l'étude de l'appareil stomatique. L'épiderme se compose sur les deux faces de la feuille de cellules polygonales généralement allongées dans le sens de l'organe. Des lignes étroites de cellules moins larges et plus longues alternent avec les premières. Ces lignes sont déjà visibles à l'œil nu, surtout à la face inférieure; elles paraissent vertes, tandis que les séries de cellules plus larges sont grises. Les parois latérales des cellules épidermiques sont ponctuées, et les externes légèrement striées. Le nombre des stomates est le plus considérable sur la face inférieure; c'est pourquoi nous la choisirons pour l'étude. Les stomates, situés au niveau de la surface foliaire, sont presque constamment

entourés de quatre cellules épidermiques (fig. 29). Les cellules stomatiques laissent entre elles une fente relativement grande; elles contiennent des grains de chlorophylle, parmi lesquels on distingue presque toujours le noyau. Dans les cellules épidermiques le noyau est bien marqué aussi, et entouré de leucoplastes (*l*) (fig. 29 *A*); le suc des cellules épidermiques est quelquefois rose. L'axe longitudinal de la feuille étant parallèle à celui des stomates, il est encore facile ici d'obtenir des coupes transversales bien orientées. Le stomate se présente alors comme

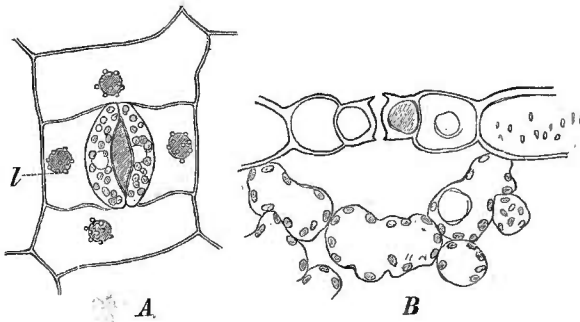


Fig. 29. Épiderme inférieure de la feuille de *Tradescantia virginica*. — *A*, vu de face; *B*, en coupe transversale; *l*, leucoplaste. — Gr. 240.

le montre la figure 29 *B*. La paroi des cellules stomatiques tournée vers la fente est très épaisse, tandis que celle qui les sépare des cellules épidermiques demeure mince. On remarque en outre que les deux cellules voisines des cellules stomatiques sont plus aplaties et qu'elles ont leur membrane externe moins épaisse que les autres cellules épidermiques. Elles appartiennent à l'appareil stomatique, et sont appelées *cellules annexes*. Elles forment les charnières qui, chez *Iris florentina*, étaient simplement représentées par l'amincissement de la membrane épidermique au contact des cellules stomatiques. Les leucoplastes (*l*), qui dans les cellules épidermiques entourent le noyau, présentent un sujet d'observation très intéressant. Il est en effet remarquable que les leucoplastes restent ici petits et incolores et ne se transforment pas en grains de chlorophylle, malgré la vive lumière à laquelle ils sont exposés. C'est que

l'épiderme remplit ici un autre but, il ne fonctionne pas comme appareil d'assimilation.

Le *Tradescantia zebrina*, fréquemment cultivé, possède un appareil stomatique tout à fait semblable au précédent. La face inférieure de la feuille porte seule des stomates. La coupe transversale est très instructive, mais il est difficile de l'obtenir bien mince. Les cellules épidermiques des deux faces de la feuille sont remarquables par leur hauteur, comme on peut le voir sur la coupe transversale; ainsi celles de la face supérieure atteignent la moitié de l'épaisseur de la feuille. Beaucoup de ces cellules sont subdivisées par des cloisons transversales. Les cellules épidermiques contiennent un suc aqueux, le plus souvent coloré en rouge à la face inférieure. Les feuilles de cette plante ont donc dans leur épiderme un réservoir d'eau très considérable. Les cellules annexes, presque toujours au nombre de quatre, se montrent, comme on le voit sur la coupe transversale, tout à fait aplaties; de sorte que les dimensions de la chambre sous-stomatique, augmentées de la hauteur des cellules épidermiques avoisinantes, deviennent considérables. On peut aussi se faire une idée de la chambre sous-stomatique sur des coupes tangentielles assez épaisses pour la comprendre dans leur épaisseur et par conséquent pour l'empêcher de se vider d'air. Les leucites se voient encore très nettement autour du noyau des cellules épidermiques.

Les genres *Aloë* et *Agave* ont des stomates enfoncés profondément entre ces cellules épidermiques à membranes externes fortement épaissies. Nous choisirons les feuilles en forme de langue et rangées sur deux rangs de l'*Aloë nigricans*, espèce très répandue dans les serres, parce qu'il est surtout facile d'en obtenir des préparations intéressantes. Cependant d'autres espèces d'*Aloë* peuvent au besoin servir à cette étude. L'épiderme des deux faces est composé de cellules polygonales régulières, la plupart hexagonales. Le lumen de chacune se réduit à un espace circulaire relativement petit. Cet espace paraît noir parce que le rasoir a ouvert les cellules par en bas et leur a permis de se remplir d'air. Les stomates, auxquels conduisent des puits profonds, se rencontrent sur les deux faces de la feuille. Les puits sont constamment entourés de quatre cellules annexes, et

possèdent une forme rectangulaire. Un cadre légèrement saillant les entoure. Si on veut voir les cellules stomatiques, il faut placer la coupe sur le porte-objet, la face interne tournée en haut. Elles sont relativement larges et courtes, et contiennent des gouttelettes sphériques huileuses, très réfringentes. A cause de la dureté très grande de l'épiderme, les coupes transversales se feront de préférence dans du liège. On ne prendra pas toute l'épaisseur de la feuille pour faire ces coupes; une bande de tissu de 1 millimètre d'épaisseur à peu près, à partir de la surface de la feuille, suffit. Comme les stomates sont dirigés parallèlement à l'axe longitudinal de l'organe, on devra couper transversalement le fragment choisi. De plus on aura soin de couper de l'intérieur vers l'extérieur, c'est-à-dire du tissu mou au tissu dur. Le grand épaissement des cellules épidermiques est semblable à celui représenté par la figure 30. Il ne se produit que

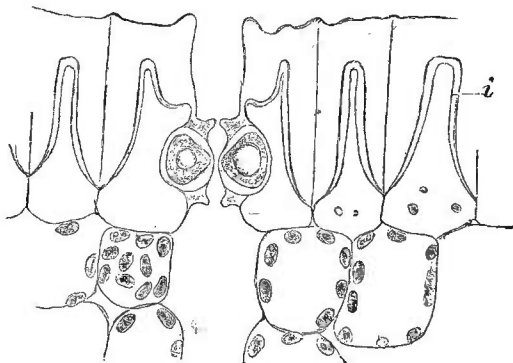


Fig. 50. Coupe transversale de l'épiderme et stomate de *Aloë nigricans*.
i, couche interne d'épaississement. — Gr. 240.

sur la moitié externe de la cellule; c'est pourquoi le lumen se rétrécit vers l'extérieur. Les parois épaissies sont blanches, très réfringentes, et recouvertes d'une cuticule encore plus réfringente, mais cependant peu nettement limitée. La limite latérale des cellules n'est marquée, au milieu de la masse d'épaississement, que par des lignes fines, et extérieurement par une bande proéminente légèrement. La face interne des couches fortement réfringentes d'épaississement est tapissée par une couche

mince moins réfringente (*i*). Celle-ci enveloppe, d'après cela, la partie rétrécie et conique du lumen; elle se termine sur les membranes latérales des cellules au même endroit que les couches épaissies et réfringentes, et en s'amincissant peu à peu. La coupe de ces parties épaissies de l'épiderme a l'aspect d'un rideau dont le bord serait découpé en dents régulières. A l'endroit où se trouve un puits il faut d'abord observer la saillie qui encadre le puits, et ensuite, noter que la dent qui le limite est non seulement partagée en deux suivant sa largeur, mais en outre n'a que la moitié de la hauteur des autres dents. Les cellules stomatiques montrent, du côté de la fente, en haut comme en bas, une arête saillante en forme de bec qui apparaît sur la coupe transversale. Au-dessus des cellules stomatiques se trouve la partie amincie de la membrane épidermique, faisant fonction de charnière. La chambre sous-stomatique est profonde et peu large. On remarque souvent, sur la membrane externe des cellules épidermiques, des stries parallèles plus ou moins marquées produites par le rasoir; on les obtient habituellement toutes les fois que l'on coupe des corps durs et élastiques. Le chlorure de zinc iodé colore en jaune brun la couche épaissie fortement réfringente et démontre qu'elle est cutinisée. Le revêtement interne de cette couche (*i*), ainsi que les autres tissus de la feuille, se colore au contraire en violet. La coloration jaune brun passant sur les charnières s'étend sur les arêtes qui bordent en haut et en bas les cellules stomatiques. Le reste des membranes des cellules stomatiques est coloré en violet. L'acide sulfurique concentré laisse par conséquent inattaquée toute la partie qui s'est colorée en jaune brun par le chlorure de zinc iodé; toutefois celle-ci disparaît à son tour après une macération de quelques heures, et alors il ne reste plus que la fine cuticule et les lamelles moyennes des cellules épidermiques. La cuticule se continue sur les cellules stomatiques jusqu'au contact des cellules à chlorophylle qui bordent la chambre sous-stomatique. L'huile que contiennent les cellules stomatiques, sous l'action de l'acide sulfurique, se rassemble en une sphère très réfringente qui disparaît après quelque temps.

La disposition des stomates sur l'épiderme présente plusieurs modifications. Une des plus remarquables est celle où le stomate

est entouré par une seule cellule annulaire. On observe ce cas chez l'*Aneimia fraxinifolia*, Fougère qui se trouve dans tous les jardins botaniques. Les cellules de l'épiderme ont un contour très ondulé (fig. 31); elles gagnent en solidité par cet engrenage réciproque, très fréquent d'ailleurs dans ce tissu. Comme

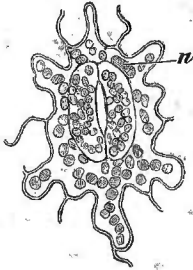


Fig. 31. *Aneimia fraxinifolia*. Stomate de la face supérieure entouré par une cellule épidermique; n, noyau de cette cellule. — Gr. 240.

toutes les autres Fougères, l'*Aneimia* renferme dans son épiderme de nombreux grains de chlorophylle. La division du travail qui a lieu chez la plupart des Phanérogames n'est ici pas atteinte, et l'épiderme fonctionne comme tissu assimilateur. Vu de face, le stomate paraît encadré dans la cellule épidermique; sur la coupe transversale (perpendiculaire aux nervures latérales) il dépasse un peu la surface de l'épiderme. Ce cas extrême est re-

lié aux stomates ordinaires par des formes intermédiaires, sur lesquelles nous ne nous arrêterons pas.

Le *Nerium Oleander* offre une disposition particulière de ses stomates. Au premier abord ceux-ci paraissent manquer. Les deux faces de la feuille, presque semblables entre elles, sont recouvertes de cellules relativement petites, et portent, surtout à la face inférieure, des poils courts, unicellulaires, à parois épaissies presque jusqu'à oblitération du lumen. Mais nous remarquons en outre à la face inférieure des cryptes plus ou moins profondes remplies d'air, dont les bords sont garnis de poils courts, semblables aux poils déjà mentionnés, mais toutefois à membranes moins épaissies. Ces poils, en s'entrecroisant, ferment extérieurement l'entrée de la crypte. Une deuxième coupe tangentielle pratiquée à la face inférieure à l'endroit où l'épiderme a déjà été enlevé, permet de voir dans la profondeur de ces cavités. Pour cela il est d'abord nécessaire de chasser l'air qu'elles contiennent, soit au moyen de la pompe à air, soit en plongeant les coupes dans l'alcool. On voit alors de petites proéminences coniques dont le sommet se termine par un stomate faire saillie à l'intérieur de la crypte. La surface des cônes est recouverte de cellules épider-

miques parmi lesquelles se trouvent quelques stomates. Entre les cônes stomatifères on voit, sur les parois de la cavité, les mêmes poils que nous avons déjà remarqués à son bord.

Disons quelques mots maintenant des stomates aquifères. Ces organes présentent la même structure que les stomates aërifères, ou stomates proprement dits, que nous venons d'étudier; seulement ils sont plus grands, et la fente ainsi que la chambre sous-stomatique sont remplies d'eau au moins par moments. Les cellules des stomates aquifères sont probablement immobiles dès leur naissance; elles meurent rapidement et dans tous les cas perdent leur mobilité. Le meilleur objet pour l'étude de ces pores est le *Tropæolum majus*. Les stomates aquifères se trouvent sur la face supérieure de la feuille, aux extrémités des nervures principales; à cet endroit le bord de la feuille présente une légère dépression. On peut déjà assez bien voir ces stomates lorsqu'on examine au microscope et sous l'eau un morceau de feuille dans toute son épaisseur. Les détails de structure ne se distinguent nettement que sur des coupes superficielles que l'on fera sur le bord de la feuille, à l'endroit indiqué. Un tel stomate aquifère est représenté par la figure 32 ci-dessus. Le contenu des cellules stomatiques est réduit à son minimum. On trouve toujours plusieurs stomates aquifères non loin l'un de l'autre.

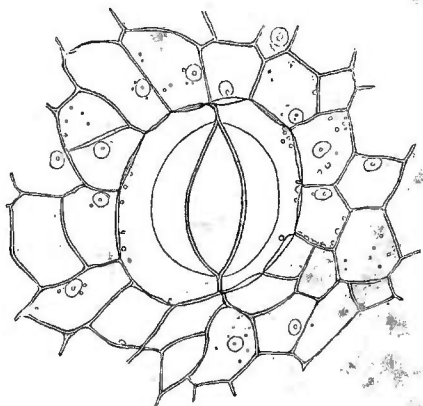


Fig. 32. Stomate aquifère de la marge foliaire du *Tropæolum majus*; tout autour, les cellules épidermiques avoisinantes. — Cr. 240.

est entouré par une seule cellule annulaire. On observe ce cas chez l'*Aneimia fraxinifolia*, Fougère qui se trouve dans tous les jardins botaniques. Les cellules de l'épiderme ont un contour très ondulé (fig. 51); elles gagnent en solidité par cet engrenage réciproque, très fréquent d'ailleurs dans ce tissu. Comme

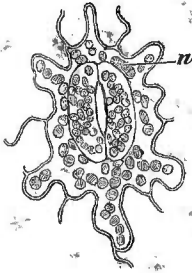


Fig. 51. *Aneimia fraxinifolia*.
Stomate de la face supérieure
entouré par une cellule épi-
dermique; n, noyau de cette
cellule. — Gr. 240.

toutes les autres Fougères, l'*Aneimia* renferme dans son épiderme de nombreux grains de chlorophylle. La division du travail qui a lieu chez la plupart des Phanérogames n'est ici pas atteinte, et l'épiderme fonctionne comme tissu assimilateur. Vu de face, le stomate paraît encadré dans la cellule épidermique; sur la coupe transversale (perpendiculaire aux nervures latérales) il dépasse un peu la surface de l'épiderme. Ce cas extrême est re-

lié aux stomates ordinaires par des formes intermédiaires, sur lesquelles nous ne nous arrêterons pas.

Le *Nerium Oleander* offre une disposition particulière de ses stomates. Au premier abord eux-ci paraissent manquer. Les deux faces de la feuille, presque semblables entre elles, sont recouvertes de cellules relativement petites, et portent, surtout à la face inférieure, des poils courts, unicellulaires, à parois épaissies presque jusqu'à oblitération du lumen. Mais nous remarquons en outre à la face inférieure des cryptes plus ou moins profondes remplies d'air, dont les bords sont garnis de poils courts, semblables aux poils déjà mentionnés, mais toutefois à membranes moins épaissies. Ces poils, en s'entrecroisant, ferment extérieurement l'entrée de la crypte. Une deuxième coupe tangentielle pratiquée à la face inférieure à l'endroit où l'épiderme a déjà été enlevé, permet de voir dans la profondeur de ces cavités. Pour cela il est d'abord nécessaire de chasser l'air qu'elles contiennent, soit au moyen de la pompe à air, soit en plongeant les coupes dans l'alcool. On voit alors de petites proéminences coniques dont le sommet se termine par un stomate faire saillie à l'intérieur de la crypte. La surface des cônes est recouverte de cellules épider-

miques parmi lesquelles se trouvent quelques stomates. Entre les cônes stomatifères on voit, sur les parois de la cavité, les mêmes poils que nous avons déjà remarqués à son bord.

Disons quelques mots maintenant des stomates aquifères. Ces organes présentent la même structure que les stomates aërières, ou stomates proprement dits, que nous venons d'étudier; seulement ils sont plus grands, et la fente ainsi que la chambre sous-stomatique sont remplies d'eau au moins par moments. Les cellules des stomates aquifères sont probablement immobiles dès leur naissance; elles meurent rapidement et dans tous les cas perdent leur mobilité. Le meilleur objet pour l'étude de ces pores est le *Tropæolum majus*. Les stomates aquifères se trouvent sur la face supérieure de la feuille, aux extrémités des nervures principales; à cet endroit le bord de la feuille présente une légère dépression. On peut déjà assez bien voir ces stomates lorsqu'on examine au microscope et sous l'eau un morceau de feuille dans toute son épaisseur. Les détails de structure ne se distinguent nettement que sur des coupes superficielles que l'on fera sur le bord de la feuille, à l'endroit indiqué. Un tel stomate aquifère est représenté par la figure 32 ci-dessus. Le contenu des cellules stomatiques est réduit à son minimum. On trouve toujours plusieurs stomates aquifères non loin l'un de l'autre.

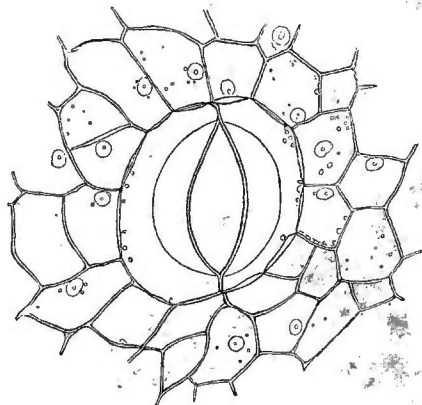


Fig. 32. Stomate aquifère de la marge foliaire du *Tropæolum majus*; tout autour, les cellules épidermiques avoisinantes. — Gr. 240.

CHAPITRE VII

ÉPIDERME, POILS, AIGUILLONS, MUCILAGE ET CIRE

Nous connaissons déjà parmi les poils radicaux ceux de l'*Hydrocharis Morsus ranæ*; nous nous dispenserons de les étudier chez d'autres espèces, vu qu'ils sont toujours unicellulaires et, par suite, de structure très simple. Nous avons aussi examiné sur un certain nombre de pétales (*Tropæolum*, *Rosa*) les cellules épidermiques allongées en papilles coniques; puis les poils simples articulés du *Tradescantia* (fig. 16), et enfin les poils de *Cucurbita*, qui d'une base pluricellulaire passent à une simple rangée de cellules, ont attiré notre attention.

Les poils des plantes nous sont par conséquent déjà connus en partie, et il nous reste seulement à compléter nos connaissances sur ce sujet (1).

Les feuilles et les tiges des Crucifères nous offrent des poils unicellulaires ramifiés de formes très variées. Chez la Giroflée (*Cheiranthus Cheiri*), on voit sur les feuilles et les tiges des poils fusiformes (fig. 33, A) à lumen très réduit et même oblitéré aux extrémités, dont la surface extérieure est couverte de protubérances plus ou moins saillantes. Comme ces fuseaux sont dirigés parallèlement à l'axe longitudinal de la feuille, il est relativement facile d'en obtenir de bonnes coupes transversales. Il s'agit que la section passe par le centre d'insertion du poil, et ce n'est souvent que parmi de nombreuses coupes que l'on en trouve une qui remplisse cette condition. On remarque alors que le point d'attache du poil (fig. 33, B) est légèrement déprimé, que la cellule épidermique qui le forme est moins large que ses voisines, qu'elle se gonfle un peu à sa base, s'arrondit et s'en-

1. Voyez, sur ce chapitre de Bary, *Vergl. Anat.*, §§ 10, 15, 16 et suivants. On y trouve l'historique du sujet.

fonce plus que les autres dans le tissu sous-jacent. Elle forme le pied du poil. On constate facilement sur des coupes longitudinales que le lumen du pied se prolonge sans interruption dans le corps du poil. On peut se faire une idée encore plus parfaite de la forme du pied, en examinant par sa face interne une coupe superficielle de la feuille. Le pied montre alors un contour circulaire. On voit de même que les cellules chlorophylliennes du tissu de la feuille sont disposées radialement et sans lacunes contre la base de ce pied.

Les poils des feuilles et des tiges du *Mathiola annua* se ramifient plusieurs fois dans le même plan (fig. 53, C). Ils se trouvent ordinairement sur la face inférieure de la feuille, et en si grand nombre que leurs ramifications s'entre-croisent. Le lumen du poil est presque oblitéré, à cause du fort épaissement des membranes. Des verrues à peine visibles se rencontrent à la surface du poil. Une coupe superficielle vue par sa face interne montre le pied du poil fortement renflé, et les cellules chlorophylliennes groupées radialement autour de lui.

Les longs poils unicellulaires qui se trouvent dans la cavité du pétale allongé en éperon du *Viola tricolor* ont une structure toute particulière (fig. 54). On peut les étudier parfaitement sur les coupes transversales de ce pétale passant tout près de l'en-

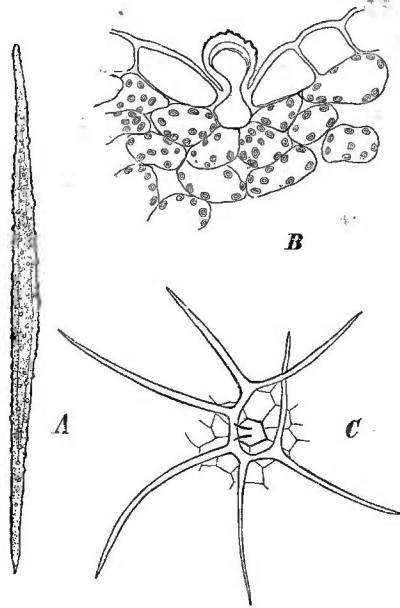


Fig. 53. A et B, poil de la face inférieure de la feuille de *Cheiranthus Cheiri* : A, vu de dessus (gr. 90) ; B, en coupe médiane transversale (gr. 240). — C, poil vu de dessus de la face foliaire inférieure de *Mathiola annua*. — Gr. 240.

droit où il se replie en gouttière. Les poils, aussi larges à leur sommet qu'à leur base, sont recouverts de proéminences noueuses irrégulières. La cuticule présente des bandelettes longitudinales saillantes. Le suc cellulaire est incolore; toutefois, le protoplasma pariétal renferme le plus souvent des corpuscules colorés en jaune.

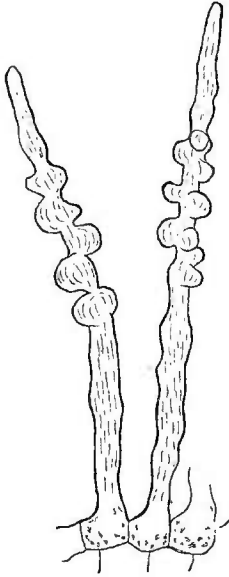


Fig. 34. Poil à l'intérieur de l'épéron du *Viola tricolor*. — Gr. 240.

Les filets staminaux du *Verbascum nigrum* sont couverts de poils violets unicellulaires. Pour les étudier, on sépare l'anthère du filet et on dissèque ce dernier sur le porte-objet dans une goutte d'eau. Les poils sont très longs, renflés en massue à leur sommet; ils renferment un suc cellulaire violet; leur surface est couverte de verrues allongées disposées en spirales régulières.

Sur la même plante, à la face inférieure et sur les bords de la corolle, nous trouvons des poils pluricellulaires ramifiés. Vus de dessus, ces poils présentent une certaine analogie avec ceux du *Matthiola*; toutefois, les ramifications partent ici d'un centre commun et chacune d'elles forme une cellule complète. Les ramifications ne s'étendent pas dans un même plan horizontal, mais s'élèvent avec des inclinaisons variables. Les parois sont épaissies aussi fortement que chez le *Matthiola*, cependant les proéminences extérieures manquent. Le corps du poil est séparé par une cloison de la cellule épidermique qui lui a donné naissance. Ce corps se compose d'un pédicelle, dans la plupart des cas unicellulaire, et des ramifications qui en naissent. Outre ces poils ramifiés, le bord de la corolle porte encore de petits poils glanduleux. Ceux-ci sont formés d'un pédicelle bi-ou tricellulaire, surmonté d'une tête aplatie, quelquefois recouverte à son sommet d'une substance fortement réfringente. Nous étudierons plus tard ces formations sur des objets plus favorables.

Pour se faire une idée de la forme des poils qui constituent le

duvet feutré des feuilles du *Verbascum thapsiforme*, il suffit de se représenter superposés un certain nombre de poils pluricellulaires ramifiés du *Verbascum nigrum*. Chaque étage est séparé de l'étage inférieur par un article unicellulaire qui contribue à former l'axe principal du poil. Il y a des poils qui ont jusqu'à cinq étages. Leurs cellules sont en grande partie remplies d'air. Les meilleures coupes transversales sont celles qui intéressent la nervure médiane.

Les écailles du *Shepherdia canadensis* appartiennent à la même catégorie que les poils ramifiés des pétales des *Verbascum*. On voit à la simple loupe, sur la face inférieure de la feuille, des étoiles blanches d'une structure lâche et des étoiles brunes d'une structure plus résistante (fig. 35, A). A la face supérieure

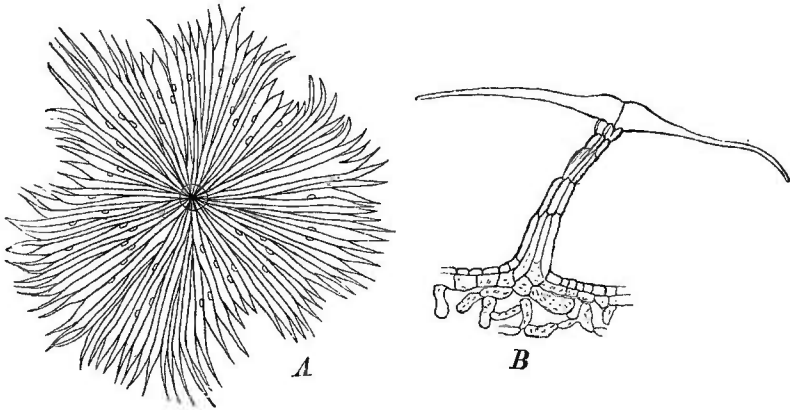


Fig. 35. Écaille de la face foliaire inférieure de *Shepherdia canadensis* : — A, vue de dessus ; B, en coupe transversale. — Gr. 240.

on ne trouve que des étoiles blanches et en plus petit nombre. Les cellules des étoiles blanches ne renferment que de l'air, comme nous le fait voir l'examen microscopique. Elles prennent naissance à un point central commun, puis s'écartent latéralement l'une de l'autre. A la face supérieure de la feuille, elles ne s'étendent pas dans un même plan, mais rayonnent plutôt dans tous les sens comme les piquants d'une massue. Les cellules des étoiles brunes sont reliées entre elles presque jusqu'à leur extrémité et possèdent un contenu vivant; les noyaux s'aperçoivent

facilement dans leur intérieur. Une coupe transversale de la feuille passant exactement par une étoile brune (fig. 35, B) montre que le pédicelle de cette étoile est pluricellulaire et qu'il est formé non-seulement par l'épiderme, mais encore par la couche cellulaire immédiatement sous-jacente. Le pédicelle porte à son extrémité une expansion étoilée formée de plusieurs cellules disposées en une seule couche.

Dans le cas où l'on n'a pas à sa disposition le *Shepherdia canadensis*, on peut le remplacer dans une certaine mesure par l'*Eleagnus angustifolia*. Chez cette plante, on ne trouve à la face inférieure de la feuille que des écailles blanches remplies d'air. Le disque se compose de cellules isolées latéralement, ou bien aussi de cellules reliées entre elles presque jusqu'à l'extrémité.

Faisons maintenant dans la tige d'un Rosier de jardin, du *Rosa semperflorens*, par exemple, une coupe longitudinale passant par un aiguillon. Nous chercherons à couper aussi exactement que possible l'aiguillon en son milieu et à obtenir une coupe mince, condition qui n'est pas facile à réaliser. Une précaution presque indispensable consiste à humecter constamment avec de l'eau la surface de section pendant l'opération. Sur une coupe réussie, on peut constater que l'épiderme de la tige se continue sur l'aiguillon, où il est représenté par des cellules très épaissies, à grande dimension parallèle à l'axe de l'émergence. Sous l'épiderme de l'aiguillon on trouve des cellules étroites, à membranes assez épaisses et finement ponctuées qui appartiennent au tissu fondamental du rameau. L'épiderme de la tige est séparé du tissu chlorophyllien intérieur par une couche d'épaisseur variable, formée de cellules sans chlorophylle, passablement épaissies et allongées. Ces cellules sont de même origine que celles qui forment le tissu intérieur de l'aiguillon. Les éléments de l'aiguillon sont séparés du tissu chlorophyllien de la tige par une zone de cellules aplaties. Cette zone provient par division cellulaire de la couche la plus inférieure du tissu de l'aiguillon; elle ne suit que quelque temps le tissu chlorophyllien de la tige, se relève ensuite de toute part vers l'épiderme, pour marquer les limites de la base de l'aiguillon. C'est une zone de suber. Elle est accompagnée à l'extérieur d'une lame séparatrice

qui provoque sur les tiges plus vieilles la chute des aiguillons. On réussit à détacher l'aiguillon de la zone de liège avant la formation de la lame séparatrice.

Si l'on examine un aiguillon du pétiole, on lui trouve la structure précédente ; cependant la zone de liège manque à sa base.

Le tissu cortical voisin d'un aiguillon possède dans ses cellules de nombreux cristaux d'oxalate de chaux ; on les reconnaît à ce qu'ils sont insolubles dans l'acide acétique et dans la potasse, mais solubles dans l'acide chlorhydrique sans dégagement de gaz. Ils revêtent ou bien la forme de prismes monocliniques ou celle de macles radiées. Ces dernières, particulièrement remarquables par leur grosseur, sont formées par la réunion d'un grand nombre de cristaux enchâssés sur un cristal primitif.

Pour obtenir intact un poil urticant de la Grande Ortie (*Urtica dioica*), il faut s'adresser aux parties jeunes de la plante ; le mieux est de les prendre sur les nervures des feuilles nouvelles, en pleine activité vitale. Au moyen d'un rasoir, on détache le poil, visible à l'œil nu, au-dessous de son insertion et on l'examine dans l'eau. Si le poil était déjà mort, on trouverait sa cavité remplie d'air et sa pointe brisée. La figure 36 représente un de ces poils non endommagé. On voit qu'il est unicellulaire et que sa pointe, très aiguë, porte sur le côté un petit renflement. Sa base se dilate fortement, et le bulbe ainsi formé est enfoncé dans une ampoule développée aux dépens du tissu de la feuille. Ainsi que nous l'apprend l'étude du développement, le poil doit son origine à une seule cellule épidermique, d'abord égale en hauteur à ses voisines, laquelle se renfle ensuite en même temps qu'elle est soulevée par une émergence du tissu hypodermique de la feuille. La cellule pileuse présente tous les caractères des éléments vivants ; elle renferme un noyau habituellement situé dans le bulbe, et suspendu par des filaments protoplasmiques parcourus par des courants rapides. Comme on peut le voir par l'incinération, la membrane du poil est silicifiée ; sa surface externe, cutinisée, est marquée de stries obliques ayant la même direction chez tous les poils. La pointe du poil se brise facilement, aussi ne la trouve-t-on que rarement chez ceux que l'on examine. Au moindre contact de l'Ortie avec la peau, les pointes

des poils pénètrent dans celle-ci, se brisent, le liquide fortement acide qu'ils contiennent coule dans la plaie, occasionnant de vives démangeaisons. — Sur un fragment d'épiderme d'Ortie, on voit souvent à côté des poils urticants de petits piquants unicellulaires (voyez fig. 56) reconnaissables, à l'épaississement considérable de leur membrane et à leur pointe très aiguë. Ces formations se trouvent aussi sur les bords de la feuille; pour les étudier, il suffit de détacher un morceau de celle-ci et simplement de le monter en préparation dans l'eau. Sur les feuilles âgées, le lumen de ces petits poils est presque oblitéré; leur surface externe est recouverte de fins tubercules.

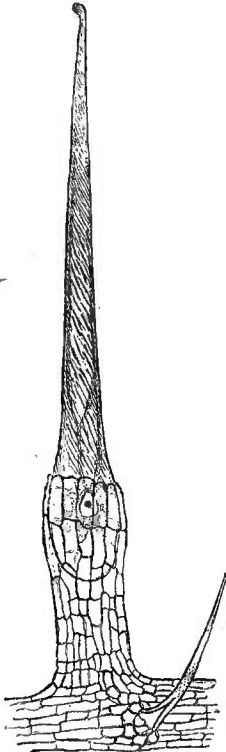


Fig. 36. Poil urticant de la Grande Ortie (*Urtica dioica*), accompagné d'un fragment d'épiderme sur lequel se trouve un petit piquant. — Gr. 60.

Nous avons déjà rencontré des poils glanduleux à la marge des pétales du *Verbascum nigrum*; nous allons étudier ces organes dans de meilleures conditions chez le *Primula sinensis*. Il faut pour cela faire une coupe transversale dans le pétiole. Le corps du poil est séparé du pied par une cloison transversale extérieure à l'épiderme; il se compose d'une file de cellules comprenant le plus souvent deux (ou un plus grand nombre) cellules longues et larges surmontées d'une (rarement de deux) cellule moins large et aussi plus courte que les précédentes. La cellule terminale porte une tête arrondie, sur laquelle s'étend une calotte plus ou moins développée, formée d'une substance très réfringente,

résineuse, jaunâtre. Le produit de sécrétion s'amasse entre la cuticule et les autres couches de la membrane cellulaire; il en résulte que la cuticule se soulève peu à peu en se dilatant, puis finalement se déchire, laissant échapper la résine, qui se répand sur la partie supérieure du poil. Par l'addition d'alcool

on dissout la résine; la cuticule qui n'est plus soutenue se plisse, et peut être observée facilement. Les cellules du poil possèdent un beau réseau de filaments protoplasmiques, dans lequel est suspendu un noyau cellulaire à grand nucléole. Des grains de chlorophylle sont contenus dans la couche pariétale de protoplasma.

On trouve de très beaux poils massifs sécréteurs sur l'ocréa du *Rumex Patientia*. Ils produisent une sécrétion si abondante que par les temps humides la pointé de la tige et les jeunes feuilles sont entièrement recouvertes d'un liquide poisseux. On peut observer directement sous le microscope un fragment de cette ocréa, réduite à une

membrane mince, en ayant soin de tourner vers le haut la face interne de l'organe. Les glandes se présentent à l'observation comme de petites feuilles à courts pétioles (fig. 57). Elles sont insérées sur une petite cellule épidermique par un pied court, unicellulaire. A ce pied succèdent quatre étages de cellules; l'inférieur n'a que deux cellules petites, isodiamétriques; les trois autres sont formés chacun de quatre grandes cellules allongées parallèlement à l'axe du poil. Sur les membranes cellulaires tournées vers l'extérieur on voit souvent des dilatations vésiculeuses recouvrant la cellule en totalité ou en partie; elles sont

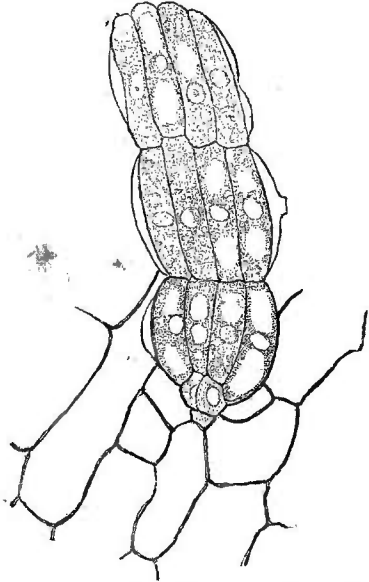


Fig. 57. Poil massif sécréteur de l'ocréa du *Rumex Patientia*. — Gr. 240.

produites par l'introduction entre la cuticule et les autres couches de la membrane du mucilage sécrété. Ces vésicules s'ouvrent finalement et laissent écouler le mucilage. Celui-ci présente les caractères suivants : il ne se colore ni en présence

de l'iode ni en présence du chlorure de zinc iodé; dans l'eau il se gonfle d'abord, puis se dissout complètement et se comporte alors comme une gomme. Les cellules de la glande contiennent un protoplasma abondant et un noyau très apparent. Le violet de rosaniline donne au poil une coloration violette intense, et au mucilage une coloration rouge clair; la nigrosine aqueuse colore le mucilage en bleu d'acier et n'atteint pas le poil.

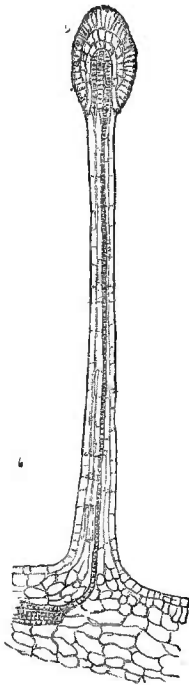


Fig. 58.
Glande digestive
du
Drosera rotundifolia.
Gr. 60.

Les poils glanduleux du *Rosolis* (*Drosera rotundifolia*), aussi appelés tentacules ou glandes digestives, présentent une structure particulièrement intéressante. Ces lobes filiformes se rétrécissent en s'éloignant de leur point d'insertion, puis se renflent en massue à leur sommet; ils sont implantés sur les bords et sur toute l'étendue de la face supérieure de la feuille. Chaque filament (fig. 58) se compose de cellules faiblement épaissies, allongées; les filaments les plus forts sont parcourus par un ou plusieurs vaisseaux spirales. Sur le renflement, l'épiderme se divise en deux ou trois couches à éléments étendus radialement, disposés en éventail, comme le montre bien la coupe optique du poil. Le nombre des cellules spirales augmente dans le renflement; elles sont immédiatement entourées des cellules issues des divisions de l'épiderme. A l'insertion du poil on peut constater que ce n'est pas l'épiderme seul qui le forme, mais que le tissu parenchymateux de la feuille y contribue aussi. — Ces glandes digestives sécrètent un produit mucilagineux qui ne s'entasse pas sous la cuticule, mais traverse toute l'épaisseur de la membrane et vient perler à la surface du poil comme une goutte de rosée. Les petits insectes viennent se coller à cette goutte de mucilage; les segments filiformes se rabattent autour d'eux, et par des mouvements convenables les amènent au centre de la feuille. Alors la composition chimique du liquide sécrété

se modifie ; il y apparaît un acide libre et un ferment analogue à la pepsine, capable de dissoudre, au bout d'un temps plus ou moins long, les substances albuminoïdes du corps de l'insecte. Le produit de cette digestion est absorbé par la plante.

Une coupe transversale à travers le bourgeon hivernal du Marronnier (*Æsculus Hippocastanum*) nous montre, sur les écailles qui le forment, de nombreux poils massifs sécréteurs (fig. 59). Les écailles médianes du bourgeon portent des glandes sur les deux faces ; les extérieures en ont davantage sur la face interne, et les écailles du centre sur la face externe. La structure de ces poils est donnée en coupe longitudinale par la figure ci-contre ; on y voit un groupe central de cellules, recouvert par un épiderme rayonnant. Le produit de sécrétion rompt la cuticule, puis se répand sur les écailles, qu'il agglutine. Ce produit est formé de gomme et de résine. Dans l'eau, on voit se gonfler les particules de gomme, et d'un autre côté, par l'addition de violet de rosaniline, on colore la résine en bleu ; le contenu des glandes se teint en même temps en rouge.

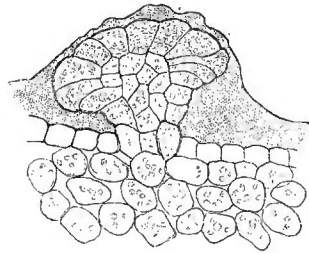


Fig. 59. Poil massif sécréteur du bourgeon hivernal de l'*Æsculus Hippocastanum*, enveloppé du produit sécrété. — Gr. 240.

Nous avons déjà signalé l'enduit cireux, finement granulé, qui recouvre les feuilles de l'*Iris florentina* ; nous devons nous arrêter quelque temps sur ce genre de production, et étudier à ce point de vue quelques autres plantes.

Un objet très propre à cet examen est l'*Echeveria globosa*, souvent employé maintenant dans les jardins comme plante d'ornement. L'enduit cireux donne à la plante un aspect givré ou glauque ; il se laisse facilement détacher de la feuille. L'examen externe de l'épiderme montre que le revêtement est une croûte réticulée composée de grains agglutinés.

Les feuilles de l'*Eucalyptus globulus* sont recouvertes d'un enduit cireux constitué par des baguettes courtes, pressées les unes contre les autres et dirigées perpendiculairement à la surface de l'épiderme.

Ces baguettes sont encore mieux développées chez la Canne à sucre (*Saccharum officinarum*), maintenant cultivée dans toutes les serres. Ici le revêtement cireux affecte la forme de baguettes longues, souvent recourbées en boucle à l'extrémité libre. Pour l'étudier, on fait une coupe tangentielle sur un nœud très glauque de la tige. De l'air est presque toujours retenu en grande quantité entre les bâtonnets ; on l'enlève en plongeant pendant quelques instants la coupe dans l'alcool ; l'observation devient

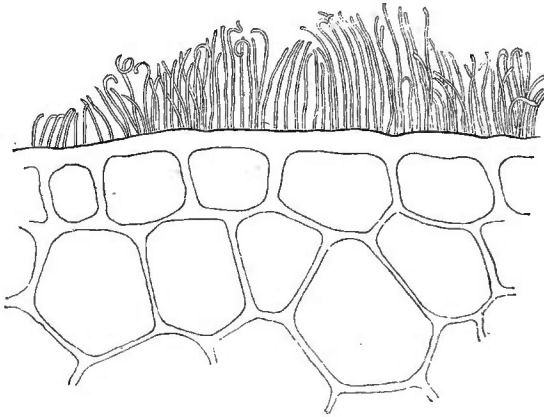


Fig. 40. Coupe transversale dans un nœud de la tige de Canne à sucre. L'épiderme est recouvert d'un enduit cireux formé de petits bâtonnets. — Gr. 240.

plus facile. Il est par contre extrêmement difficile d'obtenir une bonne coupe transversale, avec les bâtonnets intacts et encore adhérents. La figure 40 représente une de ces coupes ; les baguettes s'y montrent serrées les unes contre les autres, et quelques-unes sont recourbées comme il vient d'être dit. Si l'on approche une coupe tangentielle d'une flamme, on peut voir ensuite au microscope que tous les bâtonnets se sont fondus ; ils disparaissent dans l'alcool bouillant.

CHAPITRE VIII

FAISCEAUX LIBÉRO-LIGNEUX COLLATÉRAUX FERMÉS

Un excellent objet pour étudier la structure des faisceaux libéro-ligneux collatéraux fermés(1) des Monocotylédones est la tige de *Zea Mays*. Examinons un fragment qui a séjourné quelque temps dans l'alcool, afin de pouvoir en même temps étudier le contenu des cellules. Pour cela, faisons une coupe transversale dans un entre-nœud. L'intelligence de la coupe sera rendue plus facile si on la place de suite dans une goutte de chlorure de zinc iodé. Elle se colore aussitôt, et les faisceaux libéro-ligneux se détachent alors vivement, même à l'œil nu. En plaçant le porte-objet sur un fond blanc, on peut déjà se faire une idée sommaire de la disposition éparpillée de ces faisceaux, disposition propre aux Monocotylédones. On est ensuite frappé de leur rapprochement vers la périphérie de la tige. La coupe transversale d'un de ces faisceaux apparaît comme une tache ovale, entourée par le tissu fondamental. La séparation de ce dernier en moelle et en écorce n'a pas lieu lorsque les faisceaux sont comme dans le cas présent isolés.

Étudions maintenant de plus près, cependant encore à un faible grossissement, la coupe que nous venons d'obtenir. Nous choisirons un faisceau libéro-ligneux rapproché du centre, parce que ceux de la périphérie se simplifient souvent dans leur structure ou se soudent entre eux. Avant de commencer l'observation, nous aurons soin de nous orienter, de manière à avoir toujours présente la direction de la surface externe de la tige. Le faisceau auquel nous nous arrêtons se rapproche par sa structure de celui que nous avons représenté figure 41. On y remarque en premier

1. Sur les faisceaux libéro-ligneux, voyez principalement de Bary, *Vergl. Anatomie*, 1877, notamment le chapitre VIII, où se trouve aussi la littérature du sujet, et G. Haberland, *Encyclopädie der Naturwissenschaften, Handbuch der Botanik*, II, p. 595.

lieu une gaine (*vg*) qui entoure le faisceau ; elle prend au contact du chlorure de zinc iodé une coloration brun rouge. Elle se compose de cellules sclérenchymateuses fortement épaissies et lignifiées, et c'est pour cette raison qu'elle se colore comme on vient de le voir. Très développée à la face interne et à la face externe

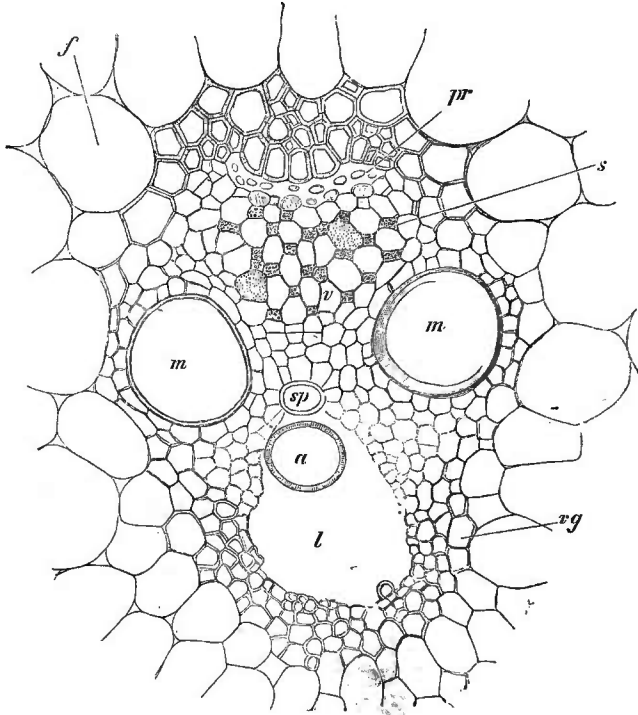


Fig. 41. Coupe transversale d'un faisceau libéro-ligneux pris au centre de la tige du *Zea Mays*. — *a*, anneau d'un vaisseau annelé; *sp*, vaisseau spiralé; *m* et *m'*, vaisseaux ponctués non aréolés; *v*, tubes criblés; *s*, cellules annexes; *pr*, cellules écrasées du protophloème; *l*, espace intercellulaire; *vg*, gaine. — Gr. 180.

du faisceau, elle demeure faible sur ses côtés. Continuant à examiner le faisceau de l'intérieur vers l'extérieur, nous remarquons un espace intercellulaire (*l*) limité par des cellules étroites, peu épaissies, et malgré cela colorées en jaune par la solution de chloro-iodure de zinc. Dans cette lacune fait saillie un anneau (*a*)

provenant d'un vaisseau qui d'ordinaire a été déchiré pendant l'accroissement longitudinal de la tige. La lacune elle-même doit sa naissance à la destruction de plusieurs cellules. Les espaces intercellulaires ainsi formés sont dits lysi-gènes, pendant que ceux qui doivent leur naissance à l'écartement des cellules sont appelés schizogènes. — Le vaisseau déchiré par étirement, aussi bien que quelques autres restés intacts qui pourraient proéminer dans la lacune intercellulaire, représentent les éléments formés en premier lieu dans cette partie du cordon libéro-ligneux, éléments apparus pendant que cette partie de la plante était encore dans la période active d'accroissement longitudinal. — A la lacune confinent vers le dehors un ou plusieurs autres vaisseaux reconnaissables à leur lumen, plus large que celui des cellules voisines. Dans l'exemple figuré à la page 94, il n'existe qu'un seul de ces vaisseaux (*sp*), relativement étroit. Comme on peut le constater seulement sur une coupe longitudinale, ces vaisseaux, plus ou moins nombreux, présentent des épais-sissements spirales. Vers le centre du faisceau on voit en outre, à droite et à gauche, deux lumens larges (*m*, *m'*) qui sont les sections d'autant de vaisseaux à épais-sissement réticulé ou ponctué, rarement spirale. Il arrive souvent que dans ces grands vaisseaux, un anneau ou une partie d'anneau (*m'*) proémine vers le centre, sous forme d'épais-sissement de la membrane; c'est le reste de la cloison diaphragmatique qui séparait à l'origine deux cellules vasculaires voisines. Quelques-unes des cellules parenchymateuses situées entre les deux grands vaisseaux et aussi celles qui limitent ces éléments vers le centre du cordon libéro-ligneux offrent un épais-sissement réticulé. Vers l'extérieur, les deux grands vaisseaux touchent immédiatement aux cellules de la gaine. Les membranes de tous les vaisseaux, mais particulièrement celles des grands, se colorent en brun jaune au contact du chlorure de zinc iodé. Les cellules situées entre les deux grands vaisseaux sont plus foncées en couleur que celles qui limitent la lacune.

La partie du faisceau libéro-ligneux que nous venons de décrire forme ce qu'on a désigné sous le nom de *bois*, de *xylème*, de *hadromé* ou encore de *partie vasculaire* du faisceau. Pour des raisons pratiques, je préfère la vieille dénomination de bois; elle

n'implique par conséquent pas, comme on l'a vu dans le premier exemple, la présence d'éléments très fortement épaissis, sur laquelle est fondée habituellement l'idée de bois. L'élément qui ne manque jamais dans la partie ligneuse est le vaisseau, et, d'après cela, la désignation de *partie vasculaire* est la plus rationnelle. Mais l'expression de *bois* simplifie la terminologie et permet de former plus tard facilement, lorsque l'aceroissement secondaire les rend nécessaires, les expressions correspondantes de bois primaire et de bois secondaire. Dans l'exemple étudié ci-dessus, nous avons observé dans la partie ligneuse du faisceau les éléments formés en premier lieu ou *protoxylème*, composés du parenchyme ligneux primaire et des vaisseaux. — La seconde partie du faisceau, celle qui se trouve en dehors du bois, est le *liber* ou *phloème*, expression qui a fait naître les mêmes objections que celle de bois. Les tubes criblés ne manquent jamais dans le liber ; ils en constituent la partie fondamentale, comme le vaisseau est l'élément essentiel du bois ; l'expression de *partie criblée* serait donc morphologiquement la plus rationnelle pour désigner le liber (1). En opposition à hadrome et aussi pour des raisons physiologiques, on a encore appelé le liber *leptome*. Le bois et le liber forment ensemble le faisceau libéro-ligneux. Dans l'exemple qui nous occupe, on a vu que le liber ne touche au bois que d'un seul côté ; c'est ce qui a valu au faisceau ainsi constitué le nom de *faisceau collatéral*. Réunit-on la gaine, qui le plus souvent est rapportée au tissu fondamental, au faisceau, celui-ci prend le nom de cordon fibro-vasculaire. Les mêmes considérations physiologiques qui ont amené la division du faisceau libéro-ligneux en hadrome et leptome, ont fait adopter pour le faisceau tout entier le nom de *mestome* (2).

Le liber du faisceau que nous examinons prend le plus souvent au contact du chlorure de zinc iodé une belle coloration violette ; il se compose donc d'éléments non lignifiés. On y trouve des cellules à lumen large et d'autres à lumen étroit disposées suivant un ordre régulier ; les premières sont les tubes criblés

1. Les dénominations de partie vasculaire et de partie criblée ont été introduites par de Bary, *Anat.*, p. 530.

2. Voyez Haberlandt, *die Entwicklungsgeschichte des mech. Gewebesystems der Pflanzen*.

(*v*), les secondes les cellules annexes (*s*). Il n'est pas rare que la coupe contienne, sous forme de crible finement ponctué, la cloison transverse d'un tube criblé (voyez la figure). A l'extérieur des éléments ci-dessus décrits on voit, dans le cas présent, un certain nombre de cellules à membranes fortement gonflées et à lumen presque oblitéré (*pr*); ce sont les cellules annexes et les tubes criblés les premiers formés, maintenant hors d'activité; ils correspondent au protoxylème, et en opposition avec lui doivent être désignés sous le nom de *proto-phloème*. Le chlorure de zinc iodé leur communique une coloration brunâtre. A ces cellules touchent les éléments sclérenchymateux de la gaine, dont les plus internes se distinguent par leur largeur. Ces éléments passent par tous les intermédiaires aux grandes cellules du tissu fondamental parenchymateux (*f*); lesquelles dans les tiges développées se colorent aussi en jaune par le chlorure de zinc iodé, avec çà et là des teintes violettes. Vers la périphérie de la tige, nous remarquons que les faisceaux libéro-ligneux sont plus rapprochés, que les lacunes intercellulaires disparaissent à leur intérieur, et que les éléments qui les constituent, principalement ceux du liber, réduisent considérablement leur diamètre, tandis que la gaine augmente en épaisseur. Pourtant cette gaine demeure faiblement développée sur les deux côtés du faisceau libéro-ligneux, en regard du liber, ce qui rend plus facile l'échange des substances entre le faisceau et le tissu fondamental environnant. Les faisceaux libéro-ligneux les plus externes, dont le liber est très réduit et enfoncé entre les vaisseaux du bois, ont une gaine affaiblie en dehors du liber. Ainsi, dans ce cas comme dans tous les autres, une communication facile est établie entre les éléments internes du faisceau et ceux qui l'entourent. Des soudures latérales de petits faisceaux avec de grands s'observent fréquemment à la périphérie de la tige. A l'épiderme de la tige se rattache un anneau sclérenchymateux plus ou moins développé, dont les éléments ont le même aspect que ceux de la gaine fasciculaire et réagissent de la même façon en présence du chlorure de zinc iodé. De telles couches de tissus, distinctes de l'épiderme, mais y adhérant, forment ce qu'on appelle un *hypoderme*. Cet hypoderme n'est interrompu que sous les

stomates ; il a pour fonction, aussi bien que la gaine des faisceaux, de protéger les tissus à parois minces et d'assurer la solidité des différentes parties de la plante. Ces cellules de solidification, les *stéréides*, sont les éléments du système mécanique(1), et les tissus qu'elles forment sont les *stéréomes*. Les tiges devant être construites de façon à résister à la flexion, il faut, conformément aux lois de la mécanique, que les stéréomes soient autant que possible rapprochés de la périphérie.

Il est très instructif de traiter quelques coupes transversales par la coralline sodée. Tous les éléments épaissis des faisceaux libéro-ligneux et du tissu fondamental se colorent rapidement en rouge corail brillant, les éléments non lignifiés en rose. Par conséquent les cellules sclérenchymateuses de la gaine se détachent très nettement sur la coupe ; les membranes des vaisseaux se colorent comme la gaine, mais avec un ton brunâtre. L'anneau hypodermique prend la même teinte que la gaine.

Il s'agit maintenant d'obtenir une coupe longitudinale radiale dans la tige que nous étudions. On fera plusieurs coupes, pour en choisir une qui contienne un faisceau sectionné exactement suivant son axe. Ce faisceau devra nous montrer en même temps le liber et le vaisseau annelé proéminent dans l'espace intercellulaire. Si on plonge une telle coupe dans la solution de chlorure de zinc iodé, on constate facilement que le liber se colore en violet et que les cellules à parois minces entourant la lacune prennent aussi une légère teinte violette. Comme nous l'avons déjà vu sur la coupe transversale, les autres éléments deviennent jaunes ou jaune brun. Mais pour une étude plus approfondie nous préférons la coupe qui a d'abord été colorée par la coralline sodée (fig. 42). Le premier soin est de s'orienter, c'est-à-dire de rechercher de quel côté de la coupe se trouve la surface de la tige ; comme pour l'examen de la coupe transversale, nous procédons encore du bord interne du faisceau à son bord externe. Alors nous voyons qu'aux cellules larges, obscurément quadrangulaires du tissu fondamental succèdent des cellules plus étroites appartenant à ce même tissu, et enfin qu'à celles-ci confinent les cellules plus étroites encore (*vg*) de la gaine fasciculaire. Ces

1. Schwendener, *das mechan. Princip im anat. Bau der Monocotylen*.

derniers éléments, qui se colorent fortement avec la coralline, se reconnaissent à leur longueur considérable, à ce qu'ils sont séparés les uns des autres par des cloisons plus ou moins inclinées et qu'ils sont munis de petites punctuations en fente à direction oblique. A leur intérieur on trouve une couche pariétale protoplasmique très réduite et un petit noyau : nous sommes en présence de cellules sclérenchymateuses allongées. Après les

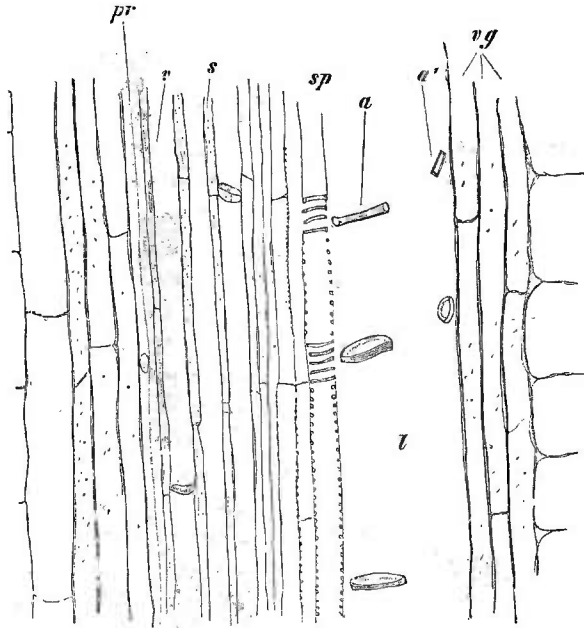


Fig. 42. Coupe longitudinale dans un faisceau libéro-ligneux de la tige de *Zea Mays*. -- *a* et *a'*, anneaux d'un vaisseau annelé; *sp*, vaisseau spiralé; *v*, tubes criblés; *s*, cellules annexes; *pr*, protoxylème; *l*, lacune remplie d'air; *vg*, gaine. — Gr. 480.

cellules de la gaine vient la lacune intercellulaire, qui se continue sans interruption dans toute la longueur du faisceau. Elle est entourée de cellules à parois minces beaucoup plus courtes que celles de la gaine, renfermant un contenu plus riche et séparées par des cloisons transversales; elles forment le parenchyme ligneux primaire. Dans la lacune proéminent des anneaux le plus souvent isolés; ils adhèrent à la paroi externe, c'est-à-

dire tournée vers la surface de la tige, de la lacune. Ces anneaux proviennent des vaisseaux annelés déchirés pendant l'allongement de l'entre-nœud. On voit le plus souvent encore, sur une face ou l'autre de la lacune intercellulaire, d'autres petits anneaux isolés (*a*). Ils représentent ensemble les restes du protoxylème. A ces anneaux touchent vers l'extérieur un ou plusieurs vaisseaux spiralés ou réticulés ; dans notre figure il n'en existe qu'un, et encore assez étroit (*sp*). Ensuite viennent les cellules relativement courtes du parenchyme ligneux primaire, avec des membranes partiellement réticulées. Ces cellules sont plus épaisses que celles qui bordent la lacune. Nous arrivons maintenant au liber, qui, dans la solution de coralline, se reconnaît à quelques fortes cloisons transversales colorées en rose, les plaques criblées (*v*). Ces plaques sont très fortement réfringentes et, à un plus fort grossissement, se montrent percées de fins pores, comme des cribles ; sur une de leurs faces seulement, rarement sur les deux, le contenu cellulaire se rassemble sous forme d'un bouchon mucilagineux très réfringent. A la périphérie du liber (en *pr*), aux endroits où sur les coupes transversales nous avons remarqué les membranes gonflées du protophloème, on voit souvent briller une plaque transversale d'une couleur rose particulièrement belle. C'est une plaque criblée recouverte de son cal, dont nous étudierons plus tard la structure sur des objets plus favorables. La plaque calleuse fixe énergiquement la coralline et ainsi teinte apparaît très distinctement (1). A côté des tubes criblés se voient les cellules annexes (*s*). Elles sont plus étroites et plus courtes que les tubes criblés et renferment un contenu abondant et un noyau très apparent, qu'on chercherait en vain dans les tubes criblés. Les cellules de la gaine se retrouvent de nouveau à la périphérie du faisceau libéro-ligneux. Quelques-unes de leurs cloisons transversales sont tellement inclinées, qu'on pourrait prendre ces cellules pour des fibres de sclérenchyme. Les cellules les plus internes de la gaine se distinguent, ainsi que nous l'ont déjà montré les coupes transversales, par un lumen relativement grand. — On

1. Cette réaction de coloration a été indiquée par Szyszyłowicz, *Bot. Centrbl.*, XII, p. 138.

ne trouve aucune trace de grains d'amidon dans les cellules du faisceau libéro-ligneux ; ils manquent également dans les éléments du tissu fondamental. Toutes les cellules du faisceau et du tissu fondamental, à l'exception des vaisseaux et des tubes criblés, possèdent un noyau. — Il est clair qu'une coupe longitudinale orientée comme celle que nous venons de décrire ne contient aucun des deux grands vaisseaux ; c'est tout au plus si en mettant au point les parties profondes, on peut apercevoir l'un d'eux, et encore peu distinctement. Pour étudier suivant sa longueur un de ces vaisseaux, il faut obtenir des coupes qui atteignent latéralement le cordon libéro-ligneux. Alors on voit que le grand vaisseau présente des punctuations obliques et qu'il est rarement spiralé ; les places épaissies des vaisseaux ponctués se disposent en réseau. Les punctuations s'élargissent à leur base, mais ne sont cependant aréolées que d'un seul côté ; de l'autre, celui qui correspond à la cavité des cellules de parenchyme ligneux ambiantes, les aréoles manquent. Ceci résulte de ce que ces cellules sont plus faiblement épaissies que les vaisseaux. Les diaphragmes des grands vaisseaux se voient très facilement sur les coupes longitudinales ; ils se présentent comme des anneaux doubles, ne proéminent du reste que faiblement dans le lumen. Ces anneaux doivent leur naissance à l'épaississement du bord extérieur de la cloison transverse, dont le centre, demeuré mince, a été dissous. Du nombre des diaphragmes nous pouvons conclure au nombre et à la grandeur des cellules qui se sont réunies pour former le vaisseau. Sur la face externe du vaisseau se remarquent de faibles étranglements correspondant aux diaphragmes.

On peut désirer conserver en préparations quelques coupes longitudinales ou transversales bien réussies d'un faisceau libéro-ligneux. Nous ferons remarquer que les colorations avec le chlorure de zinc iodé et la coralline ne sont pas persistantes ; la safranine et le vert d'iode, au contraire, donnent des teintes durables et peuvent nous servir. On obtient des coupes très instructives, à double coloration, en les plongeant d'abord pendant un court espace de temps dans le vert d'iode, et ensuite pendant plus longtemps dans le carmin aluné de Gren-

cher (1); la picro-nigrosine ou le picro-bleu d'aniline donnent instantanément des colorations doubles. En outre, le carmin aluné, la nigrosine et le bleu d'aniline colorent les membranes non lignifiées, tandis que le vert d'iode et l'acide picrique se fixent sur les membranes lignifiées. Le contenu cellulaire prend la coloration du carmin, de la nigrosine ou du bleu d'aniline. Le liquide conservateur peut être la gélatine-glycérinée ou la glycérine seule; avec cette dernière il faut luter hermétiquement les bords du couvre-objet. Pour cela on enlève d'abord, s'il y a lieu, avec du papier buvard, la glycérine qui déborde la lamelle, puis on recouvre ses bords d'une solution, en consistance de sirop épais, de baume du Canada dans l'essence de térébenthine, la benzine ou le chloroforme. Cette manipulation se fait très aisément avec une mince baguette de verre de laquelle on laisse découler tout d'abord l'excédent de baume. Le *Maskenlack* et le *Gold-Size* ne sont pas propres à cette inclusion, car ils n'adhèrent pas au verre mouillé de glycérine. On peut pourtant recouvrir le baume du Canada, après qu'il a été bien durci, de *Maskenlack* ou de *Gold-Size*, ce qui donne une fermeture très solide. Le *Maskenlack* et le *Gold-Size* se manient au moyen d'un pinceau fin. — On peut encore recommander, pour l'occlusion des préparations, le liquide de Hoyer, dont nous donnerons plus tard la composition. De même que la gélatine glycérinée, ce liquide n'exige pas que le couvre-objet soit luté.

Dans le cas où l'on ne pourrait se procurer la tige du Maïs, on la remplacerait par celle de l'*Avena sativa* ou d'autres Graminées, qui donneraient des résultats analogues.

Préparons maintenant quelques coupes transversales et quelques coupes longitudinales dans une feuille d'*Iris florentina* complètement développée et conservée dans l'alcool. Nous donnons ici la préférence aux objets ainsi traités parce qu'il est plus facile d'en obtenir de bonnes coupes, que ces objets sont privés d'air, et en outre que le contenu cellulaire étant fixé, on peut l'étudier en même temps que la trame tissulaire. On facilite encore la section de ces feuilles en les laissant quelque temps

1. Tangl, *Jahrb. f. Wiss. Bot.*, XII, p. 170.

dans un mélange d'alcool et de glycérine. On met ensuite les coupes en contact pendant quelques heures avec le carmin boraté, puis seulement quelques instants avec le vert d'iode. Le contenu des cellules fixe le carmin, qui dans ce cas, grâce à son mélange avec le borax, ne colore pas les membranes ; d'un autre côté, les membranes lignifiées sont colorées en vert par le vert d'iode. Par conséquent, prennent cette coloration d'abord les vaisseaux et habituellement aussi les cellules externes de la gaine ; en outre, un groupe d'éléments à membranes gonflées, le protophloème, se remarque toujours coloré en bleu dans la région externe du liber. Nous commencerons notre étude sur une préparation ainsi traitée, d'après laquelle du reste la figure 43 a été dessinée. Dans cette figure, toutes les cellules à contenu abondant, et qui par conséquent se sont colorées en rouge ont été ombrées. Les membranes teintées en vert des vaisseaux ont été représentées par un contour noir, pendant que le groupe de protophloème, à membranes bleuies, a été laissé clair. La coupe ayant été prise à la base de la feuille, les éléments épaissis du tissu fondamental confinant au liber, non encore lignifiés, ne se sont pas colorés. Si on désirait colorer rapidement une coupe, on la passerait seulement au vert d'iode, le traitement par le carmin demandant plus de temps. Afin que les membranes lignifiées soient seules colorés, on ne laissera pas agir trop longtemps le vert d'iode.

Pour l'examen de la préparation, nous procéderons du bois au liber, c'est-à-dire de la face supérieure et interne de la feuille à sa face inférieure ou externe. Nous constatons d'abord que les vaisseaux du bois sont assez nombreux et que leur diamètre diminue en allant vers le liber. Les vaisseaux, ou bien sont immédiatement en contact les uns avec les autres, ou sont séparés par des cellules de parenchyme ligneux primaire à lumen relativement étroit, à membranes faiblement épaissies ; elles possèdent un contenu abondant. Les mêmes cellules se rencontrent aussi sur les côtés du cordon libéro-ligneux, séparant latéralement les vaisseaux du tissu fondamental. Au bord interne de la partie ligneuse, on voit toujours quelques éléments écrasés (ss) appartenant au protoxylème et dont les membranes sont colorées comme celles des vaisseaux. Le liber montre de

nouveau une alternance de grandes et de petites cellules, mais elles ne se succèdent pas aussi régulièrement que chez le Mais.

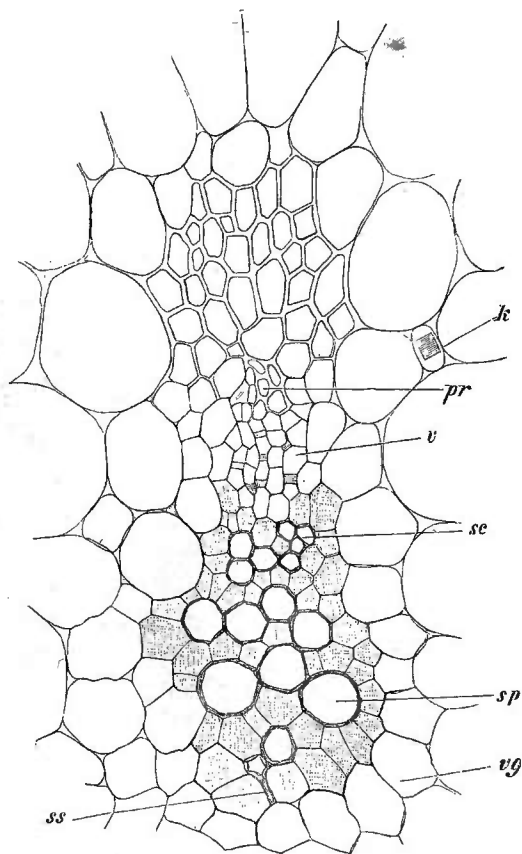


Fig. 43. Coupe transversale d'un faisceau libéro-ligneux de la feuille d'*Iris florentina*. — Les vaisseaux ont le contour noir; les cellules à contenu abondant de parenchyme ligneux sont ombrées à l'intérieur. — *ss*, vaisseaux spirales écrasés; *sp*, vaisseaux spirales plus larges; *sc*, vaisseaux scalariformes; *v*, tubes criblés, et entre eux les cellules annexes plus étroites; *pr*, éléments écrasés du protoplasme; *vg*, gaine à membranes radiales ondulées; *k*, coupe transversale d'un cristal. — Gr. 240.

Les cellules à large lumen sont les tubes criblés; les plus étroites, remarquables par leur riche contenu, sont les cellules annexes. Dans la région externe du liber on trouve les élé-

ments maintenant sans fonction du protophloème (*pr*), déjà mentionnés, dont les membranes gonflées sont plus ou moins nettement colorées en bleu. Ce liber externe est enchâssé dans le sclérenchyme de la gaine, qui forme au faisceau un soutien plus ou moins solide. A tout le reste du faisceau il manque une gaine nettement différenciée; cependant on constate que les cellules du tissu fondamental les plus rapprochées du faisceau sont plus petites et sont réunies sans laisser de vides entre elles. Sur les côtés du faisceau, ces petites cellules sont représentées par une seule couche, tandis qu'à son bord interne elles en comprennent plusieurs; la membrane de quelques-unes se colore en bleu. Le passage aux grandes cellules du tissu fondamental, laissant entre elles des méats intercellulaires remplis d'air, a lieu au moyen de formes intermédiaires.

Dans le tissu qui environne le faisceau libéro-ligneux, on voit souvent parmi les grandes et petites cellules isolées renfermant un cristal très réfringent (fig. 43 *k*). Il se présente à nous en coupe transversale ou vu de sommet; nous nous rendrons plus facilement compte de sa forme sur des coupes longitudinales.

Afin de compléter les résultats déjà obtenus, étudions encore quelques coupes transversales d'une feuille fraîche. Nous constatons que les grandes cellules du tissu fondamental contiennent, dans les parties externes de la feuille, des grains de chlorophylle, mais que celles qui avoisinent les faisceaux libéro-ligneux en manquent. Sur les préparations fraîches, les vaisseaux sont remplis d'air et, pour cette raison, leur image est moins claire que sur les préparations conservées dans l'alcool.

Une coupe longitudinale dans ce faisceau libéro-ligneux montre à son bord interne des vaisseaux spiralés très allongés, en partie écrasés, que nous avons déjà vus en *ss* sur la coupe transversale, et que nous avons considérés comme les éléments du protoxylème, c'est-à-dire comme les premiers formés du bois. Viennent ensuite des vaisseaux spiralés plus grands, puis encore des vaisseaux scalariformes à lumen étroit. Dans le liber, les tubes criblés ne se reconnaissent que sur les préparations traitées par la coralline. Plus loin, vers la partie externe du faisceau, des fibres de sclérenchyme se font remarquer par leur épaissement considérable, leur grande longueur et leurs extrémités aiguës.

Les cristaux, placés parallèlement à l'axe longitudinal de la feuille, sont vus de profil dans cette coupe (fig. 44, *A-D*). Ils sont contenus dans des cellules allongées du tissu fondamental qui ne sont guère plus grandes que le cristal lui-même. Ces cellules ne renferment pas de grains de chlorophylle, pendant que les voisines en possèdent un plus ou moins grand nombre. Les cris-

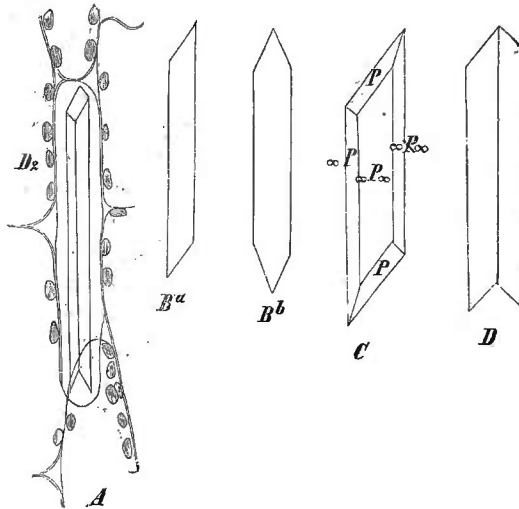


Fig. 44. Cristaux d'oxalate de chaux de la feuille d'*Iris florentina*. — *A*, un cristal inclus dans une cellule; *B-D*, différentes formes de ces cristaux; *Ba*, *Bb* et *D*, en coupe longitudinale optique, *C*, en projection. — Gr. 240.

taux en question se dissolvent sans dégagement de gaz dans l'acide chlorhydrique, d'où nous pouvons conclure qu'ils sont formés d'oxalate de chaux. Ils ont tous la forme de prismes allongés et appartiennent au système monoclinique; la plupart sont réunis par deux (*D*). — Le contenu des cellules à cristaux ne fixe pas la coralline.

Les faisceaux libéro-ligneux des Monocotylédones, abstraction faite de modifications accessoires, de réductions ou de fusions, sont construits sur le type des deux que nous venons de décrire; nous nous dispenserons donc de nous étendre plus longuement sur leur étude.

Les faisceaux fermés ne sont pas susceptibles d'accroissement

en épaisseur; lorsqu'un tel accroissement se présente chez les Monocotylédones, il est donc dû à d'autres tissus. Il a lieu par le jeu d'une zone cambiale extérieure aux faisceaux et est limité aux familles des Dracénées, Aloïnées et Dioscorées.

Nous choisirons pour l'examen de ce tissu d'accroissement la *Cordyliné* des horticulteurs, ou *Dracæna rubra*. Pour l'étude, il sera nécessaire de sacrifier la plante. Nous commencerons par observer à l'œil nu la section transversale de la tige. Nous voyons, à l'intérieur de la couche subéreuse brune, l'écorce molle, verte, épaisse d'environ 1 millimètre, contre laquelle s'arrête avec des limites peu nettes le tissu dur, jaunâtre de la tige. L'anneau cambial se trouve entre les deux. Dans le tissu jaunâtre de la tige se distingue par sa coloration plus claire une région centrale circulaire.

Soumettons maintenant la coupe transversale à l'observation microscopique, mais encore avec un faible grossissement (fig. 45). Nous voyons d'abord à la partie centrale de la tige un tissu fondamental composé de cellules arrondies (*m*), dans lequel sont distribués irrégulièrement des faisceaux libéro-ligneux isolés, à section arrondie ou elliptique (*f'*). A une certaine distance du centre, les faisceaux (*f''*) deviennent plus nombreux, s'allongent en direction radiale et se rapprochent tellement les uns des autres qu'ils ne sont plus séparés que par des bandes relativement étroites de tissu fondamental. Dans ces dernières, les cellules sont fortement épaissies, ponctuées, plus ou moins allongées radialement et disposées dans cette direction en séries souvent ondulées. A la limite entre le tissu interne jaunâtre et l'écorce verte, nous trouvons une zone circulaire formée de cellules aplaties à parois minces, rangées exactement en files radiales (*c*). C'est l'anneau de cambium, dont la fonction est de produire l'accroissement en épaisseur de la tige. Il appartient évidemment au tissu fondamental. Ses cellules les plus aplaties sont situées au milieu de son épaisseur. Là se trouve une couche initiale, formée selon toute probabilité d'une seule assise de cellules, qui par des divisions consécutives produit, surtout vers l'intérieur, de nouveaux éléments. Ces divisions ont lieu au moyen de cloisons tangentielles; il en résulte que les nouvelles cellules sont disposées en séries rayonnantes, qui

de temps en temps se dédoublent par suite de la formation de cloisons radiales. Dans le tissu jeune issu de l'anneau cambial sont plongés de nombreux faisceaux libéro-ligneux à tous les

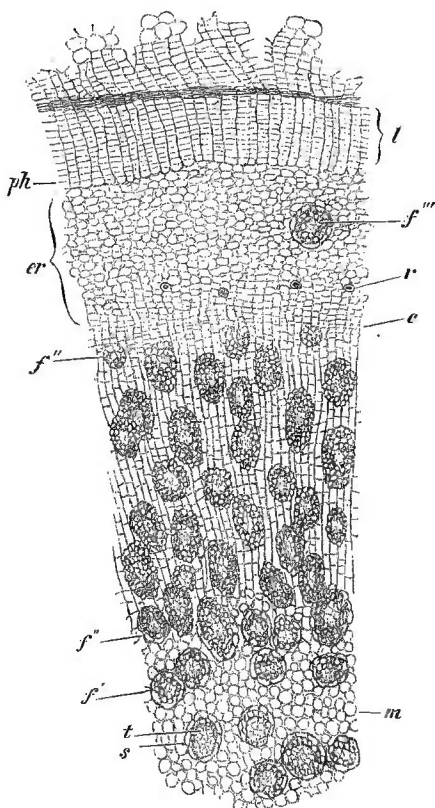


Fig. 45. Coupe transversale de la tige de *Dracæna rubra*. — *f'*, faisceau libéro-ligneux primaire; *f''*, faisceau secondaire; *f'''*, faisceau foliaire; *m*, tissu fondamental non lignifié; *s*, éléments lignifiés du tissu fondamental formant la gaine du faisceau libéro-ligneux; *t*, trachéides; *c*, anneau cambial; *cr*, écorce; *l*, liège; *ph*, phellogène; *r*, faisceau de raphides. — Gr. 30.

stades de développement. Les plus jeunes se composent uniquement d'un groupe de cellules à parois minces; d'autres, plus vieux, ont terminé leur développement à leur bord interne, tandis que par le bord externe, à membranes minces, ils plongent encore dans l'anneau cambial et ne sont qu'au début de leur différenciation. A partir de l'endroit où les faisceaux libéro-ligneux se rapprochent les uns des autres et où les cellules qui les séparent sont disposées en séries radiales, le tissu a été produit secondairement par l'activité de la zone de cambium. L'écorce qui succède, vers l'extérieur, à l'anneau cambial, se compose de cellules arrondies (*cr*).

Entre elles on voit, principalement dans les parties internes de l'écorce, des cellules isolées contenant de fins aiguilles cristallines très rapprochées et réunies en un faisceau serré (*r*). Ces

fines aiguilles sont formées d'oxalate de chaux, on les nomme raphides. La coupe transversale les montre vues d'en haut. Plusieurs cellules à raphides sont toujours ouvertes par le rasoir et les aiguilles qu'elles renfermaient se dispersent sur la coupe. Les autres cellules de l'écorce contiennent des grains de chlorophylle. On voit aussi dans l'écorce des sections transversales arrondies, isolées, de faisceaux libéro-ligneux (f''); ce sont ceux qui se rendent dans les feuilles. Vient ensuite une couche épaisse (l) composée de cellules à parois minces, incolores, disposées en séries radiales, laquelle vers son bord externe passe à un tissu brun moins régulier. C'est la couche de liège, composé à sa partie interne d'un tissu jeune et incolore, et à sa partie externe d'un tissu vieux, coloré en brun et irrégulièrement dénudé.

Les coupes transversales traitées par la coralline sont surtout très instructives. Les faisceaux libéro-ligneux y apparaissent distinctement, bien que la coralline colore en même temps, toutefois avec une autre nuance, les cellules lignifiées du tissu fondamental secondaire. Les membranes non lignifiées prennent une teinte rose pâle. Nous voyons aussi dans l'écorce les cellules à raphides prendre les teintes du rouge corail à l'orange. A l'aide de cette coloration on se convainc facilement que les raphides sont incluses dans un mucilage homogène fixant la coralline. Outre la propriété qu'elle partage avec le bleu d'aniline de colorer le cal des vaisseaux criblés, la coralline a encore une action colorante spéciale sur les mucilages végétaux. Si l'on place dans l'alcool une coupe longitudinale de *Dracæna* colorée par la coralline et qu'on fasse bouillir le liquide, le mucilage ne se décolore pas. Nous concluons de ce fait que nous avons affaire à un mucilage de nature amyloïde, car le mucilage cellulosique se décolore déjà dans l'alcool froid, mais en tous cas dans l'alcool bouillant (1). — La gomme n'est pas colorée par la coralline; les mélanges de gomme et de mucilage le sont en diverses proportions.

La coupe transversale du *Dracæna* suffit pour faire comprendre le mécanisme de l'accroissement en épaisseur des tiges mono-

1. D'après Szyszłowicz, *loc. cit.*

cotylées. Nous nous en contenterons, sans faire l'étude de la coupe longitudinale et sans nous occuper ici d'autres détails.

CHAPITRE IX

FAISCEAUX LIBÉRO-LIGNEUX COLLATÉRAUX OUVERTS

Comme exemple pour l'étude des faisceaux libéro-ligneux collatéraux ouverts, propres à la classe des Dicotylédones, nous choisirons les stolons de la Renoncule rampante (*Ranunculus repens*). Pour faciliter l'observation, nous colorons immédiatement les préparations à la coralline. La coupe transversale nous montre les faisceaux vasculaires complètement isolés les uns des autres et disposés suivant un cercle. Le parenchyme fondamental se compose de cellules arrondies, diminuant de diamètre à mesuré qu'elles se rapprochent de la surface de la tige. Ces cellules contiennent des grains de chlorophylle; elles laissent entre elles des méats assez grands. La surface de la tige est recouverte par l'épiderme; au centre se trouve une cavité due à la déchirure et à l'écartement des cellules. Les faisceaux ont même apparence extérieure que ceux des Monocotylédones; on y reconnaît les mêmes parties disposées dans le même ordre. Les vaisseaux les plus rapprochés du bord interne du faisceau ont pris peu de matière colorante, ce sont des vaisseaux annelés et des vaisseaux spiralés (fig. 46 s). Les vaisseaux plus éloignés de ce bord, dispersés dans la partie ligneuse, se sont colorés en rouge brun. Leur contour est à peu près polygonal; la coupe transversale fait soupçonner déjà que leurs parois portent des punctuations aréolées (*m*). Entre ces vaisseaux se trouve le parenchyme ligneux primaire, à membranes minces. Comme dans les exemples cités plus haut, on distingue facilement dans le liber les tubes criblés (*v*), plus gros, alternant avec les cellules annexes plus

petites. Une couche formée de cellules disposées en files rayonnantes sépare le bois du liber. Ces cellules doivent leur naissance à l'activité de la couche cambiale (*c*), ainsi que le démontre leur arrangement. La présence d'une zone de cambium séparant le liber du bois nous apparaît pour la première fois et nous fournit un caractère différentiel entre les Dicotylédones et les Monocoty-

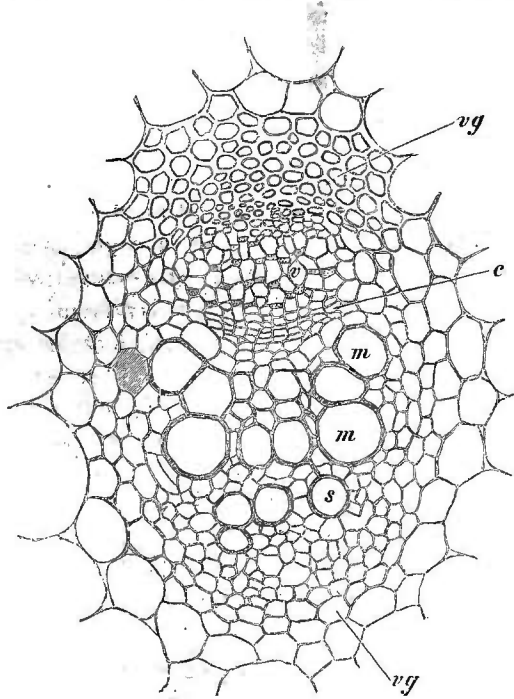


Fig. 46. Coupe transversale dans un faisceau libero-ligneux du stolon du *Ranunculus repens*. — *s*, vaisseau spiralé; *m*, vaisseaux à ponctuations aréolées; *c*, cambium; *v*, tubes criblés; *vg*, gaine. — Gr. 180.

lédons. L'activité de ce cambium, bien que très limitée dans le faisceau qui nous occupe, suffit pour le faire ranger parmi les faisceaux ouverts, c'est-à-dire susceptibles de développement ultérieur; elle s'est manifestée dans le cas actuel par la production de plusieurs assises de cellules à parois minces. Le liber est protégé vers l'extérieur par un cordon d'éléments sclerenchymateux se colorant en rouge corail. Le bord interne du faisceau est

entouré d'éléments protecteurs identiques, mais moins épaissis. Sur les côtés du faisceau ces éléments ne se retrouvent pas ; il en résulte dans la gaine protectrice une interruption correspondant à la ligne de séparation du bois et du liber. — La coupe longitudinale nous permet de démontrer très facilement l'existence de vaisseaux annelés, spiralés et ponctués, entre lesquels se trouvent les cellules allongées du parenchyme ligneux primaire ; plus loin on voit les cellules à membranes minces du cambium ; puis les tubes criblés et les cellules annexes, enfin les éléments de la gaine, avec cloïsons terminales plus ou moins inclinées et ponctuées.

Le faisceau libéro-ligneux de la tige de la Grande Éclaire (*Chelidonium majus*) se rapproche tellement par sa structure de celui de la Renoncule rampante, que sa coupe peut être comprise sans nouvelle explication. Pour cette plante nous nous servons d'objets durcis dans l'alcool. Le bois présente de gros vaisseaux serrés les uns contre les autres et dont les membranes sont jaunâtres chez les tiges âgées. Le liber est très développé. Entre les deux, l'activité, très courte d'ailleurs, du cambium a produit quelques séries radiales de cellules à parois minces. La gaine est représentée à la partie externe du liber par un faisceau de cellules sclérenchymateuses fortement épaissies, colorées en jaune dans les parties inférieures de la tige. Séparé de l'épiderme par deux rangs de cellules environ, se trouve un anneau formé d'éléments sclérenchymateux analogues à ceux qui protègent le faisceau ; cet anneau sert de gaine générale aux tissus internes de la tige. — Nous observons ici pour la première fois, aussi bien dans le faisceau lui-même que dans son voisinage, des éléments nouveaux, les vaisseaux laticifères. En effet nous remarquons dans le liber, de même que sur le bord interne du bois, mais surtout sur les flancs et le bord externe du cordon de sclérenchyme, enfin dispersées dans le tissu fondamental entre les faisceaux, des cellules renfermant une substance colorée en brun foncé. Cette coloration est due au latex de couleur orange, qui a été coagulé par l'alcool. L'aspect de ces cellules est si frappant, qu'il est impossible de ne point les remarquer. Ces cellules, celles même qui se trouvent enchâssées dans le cordon de sclérenchyme, ont toutes les membranes minces, sans pourtant se

caractériser par une forme particulière. — Les laticifères se retrouvent facilement sur les coupes longitudinales radiales, où leur contenu jaune brun les fait aisément reconnaître. Ils se présentent sous la forme de longs tubes à peu près parallèles à l'axe longitudinal de la tige. Il sera facile de remarquer la présence de cloisons transversales dans ces tubes. Ces cloisons sont percées vers leur centre d'un ou plusieurs pores plus ou moins nets, et font çà et là défaut aux places où l'on pourrait s'attendre à les rencontrer. Bien souvent quelques-uns des vaisseaux du cordon libéro-ligneux sont remplis de latex conerété. — On obtient des préparations très instructives de faisceaux libéro-ligneux et de vaisseaux laticifères en colorant d'abord la coupe à la coralline, puis en déposant au bord du couvre-objet une goutte de solution de potasse. Les vaisseaux se colorent en rouge brun, le selénchyme en rose et le contenu des laticifères en brun foncé. En traitant une coupe longitudinale très mince par une solution de carmin dans l'acide acétique à 45°, on arrive à démontrer l'existence de noyaux cellulaires dans les laticifères ; mais cette démonstration n'est pas précisément des plus faciles à obtenir. La Grande Éclairé ne fournit pas d'exemple de fusion latérale des laticifères.

L'*Aristolochia Siphon* constitue un excellent exemple pour l'étude de l'accroissement en épaisseur des Dicotylédones. Examinons une coupe transversale dans un rameau de 3 à 4 millimètres de diamètre. Déjà à la loupe nous y voyons la moelle spongieuse, entourée d'une couronne de faisceaux vasculaires isolés, plus en dehors un cercle blanc continu, puis le parenchyme cortical vert, et finalement une enveloppe périphérique d'un vert jaunâtre. Observée au microscope à un faible grossissement, la moelle se montre formée de grandes cellules arrondies, en partie remplies d'air. La portion ligneuse des faisceaux est plus foncée en couleur ; on y remarque les ouvertures des vaisseaux. La zone cambiale est formée de cellules claires, disposées en séries radiales ; elle touche immédiatement au liber quelque peu plus foncé, composé de grandes cellules ne présentant pas d'arrangement régulier. Chaque faisceau est entouré, principalement vers l'extérieur, d'un tissu parenchymateux contenant des grains de chlorophylle et quelquefois aussi des substances de

réserve. Le cercle blanc que nous avons remarqué vers l'extérieur est constitué par des cellules de sclérenchyme à parois fortement épaissies. Ce cercle touche par son bord externe à un tissu chlorophyllien dont la couche la plus interne est remarquable par sa richesse en amidon ; elle appartient à la catégorie des gaines amylières. Après le traitement par l'iode, elle se détache avec beaucoup plus de netteté. Un autre tissu chlorophyllien lui fait suite ; ses cellules étroites ont les membranes blanches et fortement épaissies aux angles ; à ce dernier caractère nous reconnaissons le *collenchyme*. Recouvrant le tout, nous trouvons l'épiderme.

Cette disposition générale une fois connue, nous pouvons passer à l'étude détaillée du faisceau. Il faut avant tout obtenir des coupes très fines ; pour cela nous donnerons la préférence à des tiges durcies dans l'alcool, que nous aurons ensuite fait macérer dans un mélange par parties égales de glycérine et d'alcool. Les coupes une fois faites, nous les colorons par un séjour assez long dans la coralline. La figure 47 représente la coupe d'un faisceau libéro-ligneux appartenant à une tige de l'année, en plein développement et coupée au commencement de juin. Le faisceau est formé, dans sa partie interne, de parenchyme ligneux primaire à membranes peu épaissies (*p*), dans lequel sont disséminés des vaisseaux très étroits d'abord (éléments du protoxylème), mais qui s'élargissent de plus en plus, en même temps que les parois des cellules du parenchyme ligneux s'épaississent davantage. Ce parenchyme se trouve en contact immédiat des vaisseaux, et les intervalles restants sont remplis par des trachéides à ponctuations aréolées et à parois épaissies. Les vaisseaux adultes et les trachéides, ainsi que les cellules à membranes épaissies du parenchyme ligneux, prennent une coloration rouge foncé sous l'influence de la coralline ; les cellules à parois minces du parenchyme ligneux se colorent en rose tendre, ce qui fait ressortir davantage les vaisseaux internes. Les deux grands vaisseaux que montre la figure sont encore dans la période de développement. Entre eux, on voit un tissu jeune à membranes minces, dont les cellules disposées en séries sont évidemment issues d'une couche génératrice. Sur la face externe des vaisseaux nous trouvons le cambium, à l'intérieur duquel

une zone cellulaire assez mince et à caractères du reste peu tranchés représente la couche initiale. En allant plus loin vers l'extérieur nous apercevons le liber, composé de cellules à parois

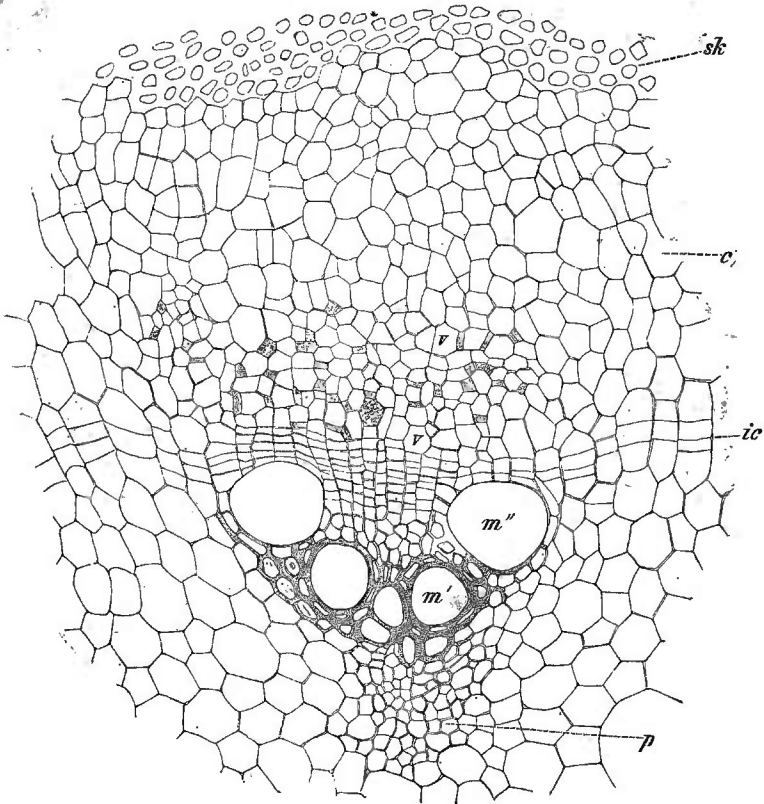


Fig. 47. Coupe transversale dans un rameau de deux ans de *Aristolochia Sipo*, montrant un faisceau libéro-ligneux après le commencement de l'activité cambiale. — *p*, cellules parenchymateuses au bord interne du faisceau vasculaire; *m'* et *m''*, vaisseaux à punctuations aréolées; *ic*, cambium interfasciculaire, se continuant avec le cambium intrafasciculaire; *v*, tubes criblés; *c*, parenchyme cortical; *sk*, partie interne de l'anneau de fibres sclérenchymateuses. — Gr. 130.

minces dont la disposition radiale, au moins à la partie interne, indique clairement la formation secondaire aux dépens du cambium. Le liber adulte contient des tubes criblés, qu'il est facile de distinguer des cellules annexes à contenu abondant qui les

accompagnent, et du parenchyme libérien. La partie externe du liber, le protophloème, est formée de tubes criblés étroits, qui pour cette raison ne se distinguent pas nettement de leurs cellules annexes. Le liber est séparé de l'anneau selérenchymateux (*sk*) par un parenchyme cortical sans méats et à grandes cellules. Le selérenchyme est tout aussi coloré que les parties lignifiées du faisceau libéro-ligneux. Les cellules du protophloème ne tardent pas à être écrasées, sous l'influence de la pression exercée par les éléments issus du cambium.

La formation du cambium interfasciculaire est très intéressante à étudier. Dès le début du fonctionnement du cambium fasciculaire, les cellules voisines appartenant au parenchyme fondamental s'étendent radialement, puis se cloisonnent (*ic*). Il se forme ainsi, à travers le parenchyme fondamental, une zone de cambium qui, s'unissant à celle des faisceaux, constitue un cercle cambial non interrompu. Il est relativement très facile de suivre la formation du cambium interfasciculaire (*ic*) de l'*Aristolochia Siphon*; le contour primitif des cellules du tissu fondamental qui se sont divisées demeurant longtemps reconnaissable. — Toute trace de gaine manque autour des faisceaux libéro-ligneux. Le cercle de selérenchyme sert d'enveloppe commune à l'ensemble des tissus internes de la tige.

En colorant à la coralline une coupe longitudinale radiale très fine passant exactement par le milieu d'un faisceau, on voit à la partie la plus interne le parenchyme ligneux primaire dont les cellules sont cloisonnées transversalement; entre elles des vaisseaux annelés étroits, plus ou moins comprimés; puis en allant vers l'extérieur, des vaisseaux annelés plus larges, tendant à la forme spiralée ou réticulée, et enfin des vaisseaux à grand lumen portant des ponctuations aréolées. Entre ces vaisseaux nous distinguons des trachéïdes allongées et à ponctuations aréolées, sans contenu, puis des cellules fibreuses isolées, qui ressemblent par leur forme aux trachéïdes, mais qui en diffèrent par leurs ponctuations non aréolées et la présence d'amidon; enfin les cellules du parenchyme ligneux épaissi, plus courtes, amylières, à cloisonnement transversal et à ponctuations non aréolées. Les vaisseaux en voie de formation sont composés de cellules cylindriques très larges, encore à membranes minces, séparées par

des cloisons transversales, et renfermant une couche pariétale abondante de protoplasma et un noyau. Il ne reste absolument plus rien de ce contenu dans les vaisseaux adultes, et à la place de la cloison transversale complète, on ne trouve plus dans les vaisseaux ponctués que des diaphragmes incomplets proéminent en forme d'anneaux dans la cavité. Les cellules aplaties du cambium sont riches en protoplasma; elles possèdent toutes un noyau et sont séparées par des cloisons transversales minces. Les plaques criblées du liber paraissent surtout très belles; souvent elles sont inclinées et présentent à l'observateur une surface rose, parsemée de points brillants plus foncés. Lorsque l'inclinaison de la plaque est très forte, celle-ci se montre divisée, par des raies claires et homogènes, en plusieurs compartiments ponctués et colorés en rose. De plus, les membranes latérales des tubes criblés sont couvertes de ponctuations criblées étendues transversalement et colorées aussi en rose. La formation des cals est surtout facile à saisir à la périphérie du liber; ils se présentent sous forme de masses à surface convexe, fortement colorées en rose et très réfringentes. Elles recouvrent également les deux faces de la plaque criblée ou se développent davantage d'un côté ou de l'autre. Les petites ponctuations criblées latérales elles-mêmes sont recouvertes de petites plaques calleuses. Entre les tubes criblés on voit les cellules annexes étroites, remplies de protoplasma et les cellules plus larges de parenchyme libérien moins riches en contenu. Ainsi que l'on peut s'en assurer facilement, le liber est séparé du cercle de sclérenchyme par les cellules courtes et larges du parenchyme fondamental. Les fibres du sclérenchyme sont très longues, terminées en pointe à leurs extrémités, qui s'engrènent les unes dans les autres; leurs membranes sont percées de pores très fins. Enfin nous constatons que les cellules de collenchyme confinant à l'épiderme sont plus longues que larges, et plus ou moins régulièrement rectangulaires.

Examinons maintenant une tige plus âgée, ayant à peu près un centimètre de diamètre; faisons en une coupe que nous examinerons d'abord à la loupe. La moelle et les rayons médullaires se détachent en blanc; le bois paraît jaune. Les rayons médullaires les plus épais, dont le nombre est le plus souvent de dix à

douze, débouchent dans la moelle; ce sont les rayons médullaires *primaires*, c'est-à-dire ceux qui dès le début séparaient les premiers faisceaux libéro-ligneux. Appliquées contre la moelle, se trouvent les parties les plus internes du bois primaire. A cause de l'absence de vaisseaux à large lumen, elles ont l'aspect d'un cercle très dense, de couleur foncée, interrompu par les rayons médullaires primaires. Au delà on remarque les couches annuelles concentriques. Le lumen des vaisseaux augmente dans le courant des premières années, jusqu'à ce qu'il ait atteint un certain diamètre. Les couches concentriques annuelles sont très bien marquées par les vaisseaux larges, qui ne se forment qu'au début du développement, c'est-à-dire au printemps. La partie externe du cercle annuel ne possède point de vaisseaux visibles à la loupe. Au fur et à mesure que le corps ligneux secondaire s'étend, il s'y intercale de nouveaux rayons médullaires que nous désignerons comme rayons médullaires de deuxième et de troisième ordre et ainsi de suite, suivant leur rang d'apparition, mais que nous comprendrons en général comme des rayons médullaires secondaires. L'apparition de ces rayons a lieu ici avec la plus grande régularité; ils sont d'autant plus nombreux et d'autant plus courts qu'ils s'éloignent davantage du centre de la tige. La couleur plus foncée de l'anneau cambial le fait très bien distinguer. Il entoure le corps ligneux et coupe perpendiculairement les rayons médullaires. Faisant face au bois secondaire, on voit, reconnaissables à leur couleur d'un brun plus clair, les parties du liber secondaire formées par l'accroissement progressif. Sous l'influence du développement tangentiel de la tige, les rayons médullaires s'élargissent en dehors du cambium; le liber, par contre, n'est pas susceptible d'une extension ultérieure de ce genre, aussi la largeur de ses bandes décroît-elle vers l'extérieur en même temps que leurs extrémités s'arrondissent. Le sclérenchyme, dont le cercle ne présentait, au début, aucune solution de continuité, a été rompu et s'est divisé en faisceaux isolés de grosseur variable, colorés en vert olive. Il en est de même de la zone de collenchyme, qui elle aussi était continue; ses fragments sont colorés en vert olive plus foncé. Le périoderme a remplacé l'épiderme et se présente comme une gaine externe nettement stratifiée, enveloppant toute la tige,

dont il constitue le revêtement protecteur. Toutes les parties produites vers l'extérieur par l'activité du cambium, à savoir les éléments libériens secondaires et les extrémités élargies des rayons médullaires, forment l'écorce secondaire, par opposition à l'écorce primaire, qui existait avant le commencement de l'accroissement en épaisseur. Il est du reste impossible d'établir une limite bien marquée entre l'écorce primaire et l'écorce secondaire.

Nous allons étudier maintenant à un plus fort grossissement et sur des coupes transversales minces la structure de la tige que nous venons de décrire. Le tissu médullaire nous paraît identique à celui des tiges plus jeunes, mais ses cellules contiennent de nombreuses macles radiées d'oxalate de chaux. Les éléments ligneux primaires pénètrent dans la moelle et constituent ce qu'on appelle l'étui médullaire. Les plus internes de ces éléments, qu'il nous a été impossible de distinguer à la loupe, sont des cellules à parois minces, en partie écrasées. Ce n'est qu'à l'endroit où apparaissent, entre les grands vaisseaux ponctués, les éléments épaissis, que le bois se distingue nettement. En même temps, les faisceaux ligneux prennent un fort développement tangentiel, tandis que les rayons médullaires primaires se rétrécissent en proportion. Les vaisseaux formés au printemps n'atteignent leur maximum de grandeur qu'à la troisième ou même à la quatrième couche concentrique annuelle. Le lumen des vaisseaux de chaque couche annuelle diminue rapidement du printemps à l'automne. Peu avant l'arrêt de la végétation, il ne se produit plus que des vaisseaux à lumen étroit. Le bois est composé en grande partie d'éléments étroits, à membranes épaisses et à ponctuations aréolées, éléments qui paraissent vides et qui par conséquent constituent les trachéides; ils servent au transport de l'eau. Si l'on y trouvait un contenu tel que des grains d'amidon, c'est que ces corps y auraient été entraînés par le rasoir. On aperçoit aussi, principalement autour des vaisseaux, mais de même entre les trachéides, quelques cellules ponctuées, à membranes un peu moins épaisses, contenant du protoplasma et habituellement des grains d'amidon; ce sont les cellules du parenchyme ligneux et les cellules fibreuses. Les vaisseaux ne présentent de ponctuations aréolées que là où ils

sont en contact avec un autre vaisseau ou avec une trachéide. Que la ponctuation d'un vaisseau ou d'une trachéide vienne à tomber sur celle d'une cellule de parenchyme ligneux ou d'une fibre, elle ne sera aréolée que du côté du vaisseau ou du côté de la trachéide.

La membrane de séparation tendue dans ces ponctuations aréolées unilatérales ne présente pas d'épaississement central; elle est sans torus, et contrairement à celles qui en ont, se colore en bleu sous l'influence du chlorure de zinc iodé (1).

Les cellules des rayons médullaires, relativement peu épaissies et finement ponctuées, s'allongent radialement. A la limite externe du bois, on reconnaît facilement le cambium, dont les cellules aplaties et à parois minces se suivent en files radiales; puis au delà le liber, formé aussi de cellules à parois minces. Outre les tubes criblés et les cellules annexes, on retrouve dans le liber les cellules parenchymateuses remplies d'amidon. Sur des coupes suffisamment minces, on peut y suivre l'alternance de couches de cellules intactes et de cellules écrasées. Les cellules intactes sont du parenchyme libérien formé au printemps et rempli ordinairement d'amidon. Les cellules écrasées dérivent des tubes criblés, des cellules annexes et du parenchyme libérien formés plus tard dans l'année. Les bandes aplaties les plus externes sont finalement rompues; on les distingue pourtant assez longtemps sous forme d'arcs d'étendue plus ou moins grande. Le liber étant continuellement dédoublé par l'intercalation de nouveaux rayons médullaires, chaque bande plus ancienne du tissu libérien embrasse deux bandes de tissu libérien plus jeune. En dehors du liber, on rencontre dans l'écorce les fragments de l'anneau de sclérenchyme; ils sont séparés par des éléments parenchymateux. Ce parenchyme a rempli les lacunes qui se formaient dans l'anneau disjoint sous la pression des tissus nés de la couche cambiale. La zone de collenchyme a aussi été partagée en fragments; elle n'a pourtant pas été rompue; seulement à certaines places ses cellules ont été tendues tangentiellement, puis ont commencé à se diviser, formant des masses de tissu parenchymateux. Le périderme recouvre extérieurement

1. Voyez Russow, *Bot. Centralbl.*, XIII, p. 140.

le rameau ; il présente une alternance régulière de zones plus larges formées de cellules subérecuses plus grandes, à minces parois, et de zones moins larges, à cellules plus petites et plus épaissies. On trouve dans l'écorce aussi bien que dans la moelle et les rayons médullaires des macles radiées d'oxalate de chaux.

La coupe longitudinale radiale nous montre dans le bois secondaire, d'abord les vaisseaux plus ou moins étroits, à ponctuations aréolées et pourvus de diaphragmes annulaires ; les trachécides avec le même mode d'ornement ; les cellules fibreuses, reconnaissables à leur contenu et à leurs ponctuations simples, et enfin les cellules courtes du parenchyme ligneux, moins longues, à parois plus minces, à contenu abondant et à ponctuations également simples ; elles se suivent en files continues. Si la coupe a rencontré un rayon médullaire, celui-ci se distingue facilement à la direction radiale de ses cellules. A la limite externe du bois se présente le cambium, formé de cellules aplaties, à membranes minces, remplies de protoplasma et séparées à leurs extrémités par des cloisons transversales ; puis vient le liber encore actif, et enfin le liber ancien, dans lequel des bandes d'éléments écrasés alternent avec des bandes d'éléments non écrasés. La zone externe, formée de périderme à couches stratifiées, se reconnaît aussi facilement ; d'ailleurs la coupe longitudinale du périderme ressemble à la coupe transversale, ses cellules ayant même largeur et même hauteur. — La section longitudinale radiale du bois montre déjà à l'œil nu que le parcours des rayons médullaires est rectiligne. Cette particularité est due à la longueur considérable des entre-nœuds, à l'intérieur de chacun desquels les faisceaux libéro-ligneux et les rayons médullaires conservent la même direction. La coupe tangentielle présente au microscope les rayons médullaires sous la forme de traits plus ou moins larges, parallèles entre eux, séparés par les couches du corps ligneux.

Comme il est généralement difficile d'étudier en particulier sur les coupes du bois chacun des éléments qui le constituent, nous indiquerons une méthode qui permet d'atteindre ce but : c'est la macération, par laquelle on peut dissocier et isoler toutes les cellules. On met quelques cristaux de chlorate de potasse au fond d'une éprouvette assez large, et on y verse de l'acide azo-

tique en quantité suffisante pour les recouvrir. Des coupes épaisses du bois sont chauffées dans ce mélange jusqu'à dégagement abondant de gaz. Au bout de quelques minutes, on verse le tout dans une assez grande quantité d'eau. Puis on retire les coupes à l'aide d'une baguette de verre et on les lave encore dans l'eau; enfin on les place sur le porte-objet. Les vapeurs qui se dégagent pendant la réaction étant capables d'attaquer le microscope, il est prudent de faire cette opération dans une salle séparée. Au moyen d'une aiguille on divise les coupes placées sur le porte-objet en fragments très ténus. Cette séparation se fait avec la plus grande facilité, si la réaction a produit son effet complet, c'est-à-dire si elle a dissous les lamelles moyennes des cellules. On a maintenant sous les yeux, isolés l'un de l'autre, les différents éléments que nous avons étudiés précédemment, alors qu'ils étaient réunis en tissus. La plupart d'entre eux sont bien conservés, mais dépouillés de lignine, ce qui se reconnaît à ce qu'ils se colorent en violet au contact du chlorure de zinc iodé. Les vaisseaux ponctués, le plus souvent brisés aux endroits qui correspondent aux diaphragmes annulaires, se remarquent tout d'abord. Les trachéides se présentent surtout en grand nombre dans la préparation; ce sont des éléments allongés, à punctuations aréolées, et dont les extrémités sont tronquées ou arrondies. A cause du gonflement qu'a éprouvé la membrane pendant le traitement, ces punctuations ont l'aspect de fentes étroites, obliques; mais il est facile de se rendre compte, sur des coupes optiques, que ces fentes s'élargissent à leur orifice extérieur. Lorsque plusieurs trachéides demeurent réunies, elles présentent souvent des punctuations en croix, parce que les ouvertures en fente qui les mettent en communication sont inclinées l'une sur l'autre à angle droit. — A côté des vaisseaux et des trachéides, nous trouvons aussi dans la préparation les cellules du parenchyme ligneux, à parois minces et à grandes punctuations simples; ces cellules se reconnaissent facilement à leur contenu granuleux contracté. Elles restent ordinairement réunies en files courtes terminées en pointe. Cet arrangement est dû à ce que les cellules de chaque file ont été formées par des divisions transversales dans une même cellule cambiale. Les cellules fibreuses que nous trouvons chez

L'*Aristolochia Siphon* ne diffèrent d'une pareille file de cellules du parenchyme ligneux que par l'absence de cloisons transversales.

CHAPITRE X

STRUCTURE DE LA TIGE DES CONIFÈRES

Revenons au Pin (*Pinus sylvestris*), qui nous a déjà servi de sujet d'observation, et examinons en détail la constitution de sa tige (1). Après avoir étudié l'accroissement en épaisseur de l'*Aristolochia*, ces recherches ne nous présenteront plus aucune difficulté. Ce qui caractérise les Conifères, c'est que le bois secondaire se compose uniquement de trachéides, ou par exception, comme dans le Pin, de trachéides et de cordons isolés de parenchyme ligneux. Si l'on veut trouver des vaisseaux dans la tige, il faut donc les chercher dans l'étui médullaire, dans le bois primaire des faisceaux libéro-ligneux. On peut facilement y arriver, même avec des branches de 10 centimètres et plus de diamètre. Sur les coupes transversales dans la région de la moelle, qui se distingue à l'œil nu par sa couleur foncée, on peut remarquer que les parties internes du bois ne se composent que de cellules à lumen étroit et à membranes colorées en brun. Sur des coupes longitudinales radiales très minces pratiquées dans la même région, on voit clairement que ces éléments sont des vaisseaux spirales. Quelques-uns d'entre eux, qui possèdent en même temps des punctuations aréolées, forment la transition vers les trachéides.

Notre étude s'appliquera surtout au cambium, et pour cette raison il est utile de nous servir de fragments de tiges durcis dans l'alcool, car sur les matériaux frais le cambium est presque

1. Kny, *Anat. d. Holzes von Pinus sylvestris*. Bot. Wandtafeln, VI.

toujours déchiré par le rasoir, et les rameaux secs ne fournissent que difficilement de bonnes coupes. L'objet à examiner, au sortir de l'alcool, est mis à tremper à peu près pendant vingt-quatre heures dans un mélange par parties égales d'alcool et de glycérine; les coupes se font dans ces conditions beaucoup plus facilement. L'alcool a un autre avantage, c'est de fixer le contenu des cellules. On choisira un fragment à la périphérie d'une tige âgée, parce que le lumen des trachéides augmente avec l'âge des couches annuelles. La meilleure saison pour la récolte des objets d'étude est le mois de juin ou de juillet, époque où le cambium est dans toute son activité; c'est un tel fragment que nous étudierons. On examine les coupes dans la glycérine, et au cas où l'on voudrait les traiter par d'autres réactifs, on les laverait d'abord à l'eau. — Commençons par étudier une coupe transversale mince prise vers la périphérie de la tige et comprenant l'écorce, le cambium et plusieurs couches annuelles de bois. Les trachéides sont disposées en séries radiales; de temps en temps une de ces séries se dédouble vers l'extérieur. La coupe des trachéides affecte la forme d'un quadrilatère, d'un pentagone ou d'un hexagone. Celles de l'automne deviennent plus étroites, en même temps que leurs membranes s'épaississent davantage. A ces éléments succèdent tout à coup les cellules moins épaisses, à lumen plus grand du bois formé au printemps, lequel marque la limite interne visible à l'œil nu de la zone annuelle. Les rayons médullaires étroits, généralement formés d'une seule assise de cellules, rarement de plusieurs, et le plus souvent aussi reconnaissables à l'amidon qu'ils renferment, se dirigent parallèlement aux séries radiales de trachéides. On aperçoit sur les parois latérales des trachéides de nombreuses punctuations aréolées, tandis qu'elles sont extrêmement rares sur les cloisons tangentielles. Les membranes séparant les trachéides et les cellules à amidon des rayons médullaires portent des punctuations larges, à demi aréolées, ou punctuations aréolées unilatérales, qui occupent presque toute l'étendue de la membrane de séparation; dans ces formations la cavité aréolée ne se développe donc que vers le lumen trachéidien. La membrane de séparation est généralement bombée vers l'intérieur de la trachéide et ne possède pas l'épaississement central que nous

avons nommé torus. Les cellules des rayons médullaires, à l'endroit où viennent s'appuyer les cloisons tangentielles des trachéïdes, portent une bande d'épaississement saillante (voyez sur la figure 49 le rayon médullaire *m* et les trachéïdes avoisinantes). — Si la coupe rencontre les cellules vides des rayons médullaires, on voit que dans ce cas les membranes sont pourvues de punctuations aréolées bilatérales. Immédiatement contre le cambium (fig. 48), nous apercevons des trachéïdes en voie de formation dont les membranes s'aminçissent rapidement du côté de cette zone génératrice. Souvent, en examinant des coupes transversales d'une tige plus âgée, on voit les cloisons radiales s'épaissir à nouveau à l'intérieur de la couche cambiale (1), comme dans la figure 48. Ce que nous appelons cambium dans ce cas est formé : 1° de la couche initiale (*i*), qui théoriquement doit être simple, et 2° des cellules mères qui

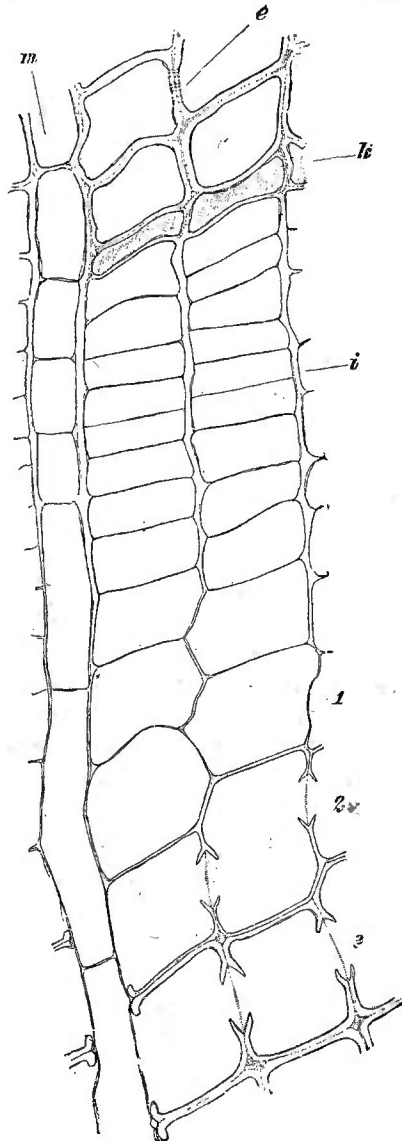


Fig. 48. Partie d'une coupe transversale dans une tige âgée de *Pinus sylvestris*. La bande traverse le cambium et se termine d'un côté dans le jeune bois, de l'autre dans le jeune liber. — *i*, couche initiale; 1, 2, 3, stades progressifs de développement de la punctuation aréolée; *m*, rayon médullaire; *e*, plaque criblée; *k*, cellules aplaties à contenu brun, renfermant plus tard des cristaux — Gr. 540.

1. Sanio, *Jahrb. f. wiss. Bot.* IX, p. 31. — E. Strasburger, *Zellhülle*, p. 39.

en sont issues par cloisonnement tangentiel et qui donnent, en continuant à se diviser, les premiers éléments du bois et du liber. On ne peut songer à tracer nettement une ligne de démarcation entre la couche initiale et les cellules mères du tissu ligneux et du tissu libérien. — Il est facile de reconnaître dans le cambium les cloisons les plus récentes des cloisons plus âgées ; les premières s'appliquent directement sur les membranes radiales (*i*), les secondes présentent au point de contact un léger renflement. Du côté du bois on peut suivre sans difficulté le développement des punctuations aréolées (1, 2, 3). Les files de trachéides traversent le cambium et se continuent dans le liber, dont les éléments présentent au début une orientation radiale très nette. Les membranes cellulaires s'épaississent rapidement du côté du liber, et leur aspect est d'un blanc plus mat, moins brillant que dans le bois. Des punctuations criblées (*e*) se retrouvent sur les membranes radiales des éléments à lumen large du liber, aux endroits correspondant à ceux qu'occupent dans le bois les punctuations aréolées. Sur des coupes très minces on peut apercevoir les fins canalicules qui traversent ces punctuations. Des bandes formées généralement d'une seule couche de cellules aplaties alternent avec les couches plus épaisses de tubes criblés ; elles représentent le parenchyme libérien. La plupart des cellules du parenchyme libérien se distinguent par leur contenu brun fortement réfringent (*k*). A une certaine distance du cambium, on trouve dans le contenu brun de ces cellules un ou deux cristaux. Chaque année il se forme dans le Pin une seule couche de parenchyme libérien, de sorte que le nombre des cercles ainsi engendrés peut parfaitement servir à la détermination de l'âge d'une partie donnée du liber. Des cellules à amidon se trouvent entre les cellules cristallifères ; on voit de même des cellules amylières et cristallifères dispersées soit isolément, soit par groupes, entre les tubes criblés. Les rayons médullaires (*m*) partent du bois, traversent le cambium, et pénètrent dans le liber, où une partie de leurs cellules contient de même de l'amidon. — Une zone relativement restreinte du liber est formée de cellules turgescents ayant conservé leur arrangement primitif. Au delà de cette zone les files radiales s'infléchissent, les membranes se colorent en brun et les lumens s'aplatissent, de

sorte que les parois radiales des cellules semblent ondulées. Les cellules à amidon du liber et des rayons médullaires restent seules gonflées, s'arrondissent et prennent l'aspect de corps plus ou moins globuleux, entièrement remplis d'amidon. Finalement les tubes criblés et les cellules cristallifères s'écrasent complètement; ils se sont étendus tangentiellement et n'ont plus que l'apparence de membranes stratifiées séparant les cellules à amidon. L'écorce externe semble entièrement formée de ces dernières. En poursuivant notre examen vers l'extérieur, nous trouvons contre cette écorce des feuilletts minces de périderme, et en dehors de ceux-ci des tissus morts colorés en brun foncé.

Jusqu'ici nous avons passé sous silence les cordons de parenchyme ligneux qui existent dans toutes les coupes transversales du bois et qui enferment chacun un canal sécréteur (fig. 49). Ce dernier a perdu son contenu résineux pendant le séjour de l'objet dans l'alcool. Toute coupe transversale à travers le bois sectionne aussi transversalement les canaux sécréteurs. Ce sont des espaces intercellulaires (*i*) entourés d'une couche de grandes cellules à parois minces (cellules épithéliales, *e*). Leurs membranes sont colorées en brun; elles contiennent de gros noyaux et une couche pariétale de protoplasma. Contre cette assise cellulaire s'en trouve immédiatement une autre de même forme, mais dont les éléments sont moins riches en contenu et plus aplatis; vient ensuite une couche plus ou moins complète, souvent double, formée de grandes cellules de parenchyme ligneux remplies d'amidon (*a*). Cette dernière, entourée de trachéides, est souvent contiguë à un rayon médullaire. Par l'étude du développement des canaux sécréteurs, on peut s'assurer

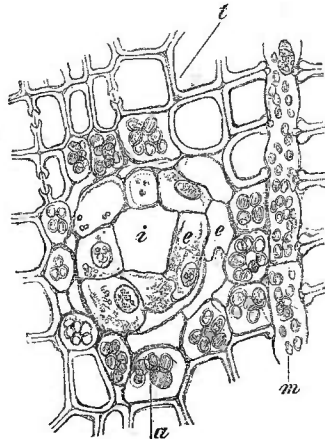


Fig. 49. Coupe transversale d'un canal sécréteur dans le bois du *Pinus sylvestris*. — *i*, canal rempli de résine; *e*, épithélium entourant le canal; *a*, cellules amylofères; *t*, trachéides; *m*, rayon médullaire. — Gr. 240.

qu'ils sont schizogènes, c'est-à-dire formés par l'écartement de cellules d'abord en contact.

Comme terme de comparaison, examinons une autre coupe pratiquée dans le bois d'une branche fraîche de Pin. Nous constatons d'abord que les canaux sécréteurs sont remplis de résine. Cette substance se présente dans la coupe actuelle sous forme de gouttes à contours souvent irréguliers, se laissant étirer en fils très réfringents. Ces gouttes ne tardent pas à disparaître par l'addition d'un peu d'alcool. Il nous est facile de les teindre en rouge au moyen du principe colorant de la racine d'Orcanette (*Alkanna tinctoria*) (1), qui nous a déjà servi à reconnaître les huiles. Pour cela nous plaçons une coupe transversale du bois de Pin sur le porte-objet, dans une goutte d'eau; nous pratiquons une coupe semblable dans l'écorce d'une racine sèche d'Orcanette, et nous enlevons, en soufflant, les parcelles qui y adhèrent; nous la posons ensuite sur celle du Pin et nous recouvrons le tout d'une lamelle. Nous introduisons dans la préparation, par le côté, une goutte d'alcool à 50°, et nous abandonnons le tout pendant une demi-heure ou une heure. Au bout de ce temps, nous enlevons le morceau d'Orcanette et, en examinant la coupe de Pin, nous voyons les parties résineuses seules colorées en beau rouge foncé, tandis que les autres sont demeurées incolores.

Une coupe transversale dans un rameau conservé dans l'alcool, traitée par le chlorure de zinc iodé, montre les parois des trachéides colorées en jaune brun, et leurs couches internes d'épaississement, c'est-à-dire celles qui adhèrent à la membrane limite, en partie encore colorées en violet. Au voisinage du cambium, il est facile de distinguer le protoplasma et le noyau dans les trachéides en voie de formation. Il est également facile de constater que les trachéides entièrement développées sont privées de contenu. Le cambium, ainsi que les cellules jeunes qui y confinent, se colore en violet clair, les membranes du tissu libérien plus ancien en violet foncé. Le contenu des cellules cristallifères est resté brun, les cellules du périoderme ont pris une couleur brun rouge. Les faces internes des cellules qui entourent les canaux sécréteurs se colorent le plus souvent en vio-

1. D'après N. J. C. Müller, *Jahrb. f. wiss. Bot.* V. p. 598.

let sale. Une observation attentive apprend aussi que la membrane de séparation des punctuations aréolées unilatérales se colore en violet, tandis que celle des punctuations bilatérales demeure incolore (1).

Si nous appliquions les réactions de la substance ligneuse, déjà essayées sur les Conifères, à des coupes traversant le cambium, il nous serait facile de voir l'intensité de la coloration diminuer graduellement à son voisinage. De même la coralline, grâce à ses propriétés, qui nous sont déjà connues, colore diversement les cellules lignifiées et celles qui ne le sont pas. Nous obtiendrons des préparations intéressantes en trempant nos coupes pendant quelque temps dans une solution alcaline de coralline, et les examinant ensuite dans la glycérine. Les membranes lignifiées sont colorées en rouge intense; cette coloration diminue à mesure qu'on avance vers le cambium, où elle est remplacée par du jaune clair. Les membranes libériennes ont pris une teinte orange peu prononcée; les plaques criblées une teinte rose foncée, principalement aux endroits recouverts de cal. La coralline colore aussi en rose les grains d'amidon et les fait mieux ressortir dans les parties externes du liber.

Examinons maintenant la coupe longitudinale radiale d'une tige conservée de même dans l'alcool. — Elle montre dans le bois les trachéides allongées, couvertes de punctuations aréolées et s'engrenant par leurs extrémités obliquement tronquées. Nous connaissons déjà l'aspect de la punctuation aréolée vue de face; elle est très petite et peu fréquente sur les trachéides étroites nées en automne. Les rayons médullaires s'étendent transversalement sur les trachéides; la plupart ont peu de hauteur, bien qu'il y en ait qui présentent jusqu'à 20 cellules superposées (2). Ces rayons se composent de cellules allongées radialement, reliées l'une à l'autre sans solution de continuité. Les cellules du centre contiennent de l'amidon et montrent du côté des trachéides de grandes punctuations aréolées unilatérales. Une à trois rangées de cellules, formant le bord supérieur et le bord inférieur du rayon, sont vides et munies de petites punctuations

1. Russow, *Bot. Centralbl.*, 1885. XIII, p. 140.

2. Pour plus de détails, voyez de Bary, *Vergl. Anatomie*, p. 505.

aréolées semblables à celles des trachéides du bois; pour cette raison on pourrait aussi les appeler trachéides, mais nous préférons cependant réserver exclusivement cette désignation pour les éléments de la partie ligneuse du faisceau. Quelquefois la coupe longitudinale radiale intéresse aussi un faisceau de parenchyme ligneux secondaire et met à découvert un canal sécréteur. Les cellules parenchymateuses qui l'entourent sont bombées vers sa cavité et presque aussi larges que hautes; les cellules qui suivent sont de beaucoup plus hautes. Dans les plus grands rayons médullaires, nous voyons courir horizontalement un canal sécréteur, et cette observation nous permet de supposer que les canaux verticaux et les horizontaux communiquent entre eux. — En coupe longitudinale radiale le cambium présente surtout des cellules étroites, allongées, superposées, dont les faces terminales sont plus ou moins inclinées, et qui se transforment en cellules ligneuses et en cellules libériennes; en outre des cellules plus larges et moins hautes se continuent des deux côtés dans les rayons médullaires.

Pour étudier les punctuations criblées (1), nous nous servirons encore d'une tige qui a séjourné dans l'alcool, et nous plongerons les coupes dans une solution aqueuse de bleu d'aniline (2). Nous ne les y laisserons que quelques minutes, au bout desquelles nous les porterons dans la glycérine. Ce liquide enlève la matière colorante fixée sur toutes les parties de la coupe, excepté sur les punctuations criblées. Il est donc facile de les distinguer dans le champ du microscope. Leur coloration, d'un beau bleu, se maintient longtemps, ce qui permet de conserver ces préparations. Nous pouvons reconnaître des punctuations criblées tout près du cambium, et les suivre jusqu'à l'endroit où les tubes criblés étant aplatis elles ne sont plus bien visibles. Avant d'arriver là, ces punctuations perdent la propriété d'absorber la matière colorante. Les tubes criblés ont la forme des cellules

1. Janczewski, *Mém. de la Soc. des sc. nat. de Cherbourg*, vol. XXIII, p. 260; — E. Strasburger, *Zellhüte*, p. 57; — Russow, *Dorp. naturf. Gesellsch.* 17 fév. 1882, p. 264.

2. K. Wilhelm, *Beiträge zur Kenntniss des Siebröhrenapparates*, 1880, p. 36; — Russow, *Stzber. d. Dorp. naturf. Gesellsch.*, 1881, p. 63.

cambiales; ils ne portent de ponctuations criblées que sur leurs parois radiales, comme les trachéides les ponctuations aréolées. Les ponctuations criblées sont du reste plus petites que les ponctuations aréolées. Elles apparaissent comme des taches rondes ou ovales, divisées en un nombre indéterminé de taches plus petites, finement pointillées (fig. 50). A une certaine distance du cambium, les ponctuations criblées sont recouvertes d'une substance homogène, colorée en bleu d'azur éclatant, c'est la plaque calleuse. Un peu plus loin, cette plaque est de nouveau dissoute et la ponctuation criblée mise à nu ne se colore plus; les tubes criblés ont déjà cessé de fonctionner en cet endroit. Il n'est pas difficile de reconnaître que les tubes criblés actifs ont conservé leur protoplasma; cependant il est surprenant qu'ils soient dépourvus de leur noyau, qui disparaît dès les plus jeunes états.

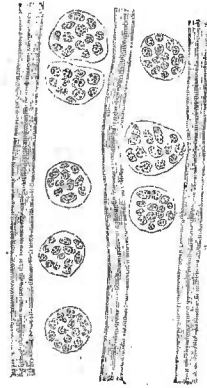


Fig. 50. *Pinus sylvestris*.
Portion de deux tubes criblés
avec ponctuations criblées.
— Gr. 540.

Les cellules cristallifères du liber se distinguent sur la coupe longitudinale par leur contenu brun, leur peu de longueur, leur superposition rectiligne et leur cloisons transversales généralement peu ou point inclinées; elles doivent vraisemblablement leur formation à un cloisonnement transversal de certaines cellules du cambium. — Les cristaux qu'on y trouve sont nombreux, prismatiques, placés l'un sur l'autre ou à côté l'un de l'autre. Nous apercevons de plus les cellules à amidon, plus courtes que les cellules cristallifères, se superposant par fils entremêlés aux cellules à cristaux. Ces cellules à amidon s'agrandiront plus tard considérablement. — Les rayons médullaires sont faciles à suivre du bois au liber; ils y conservent leur forme essentielle, mais perdent leur ponctuation caractéristique. Les séries internes contenant de l'amidon sont accompagnées, au-dessus et au-dessous, de cellules sans amidon. Ces dernières cellules sont plus étroites, mais plus hautes que celles qui contiennent de l'amidon, perdent bientôt leur contenu vivant

et s'écrasent. Tous les éléments des rayons médullaires corticaux conservent leurs membranes minces. Les canaux sécréteurs horizontaux contenus dans les rayons médullaires passent avec eux dans l'écorce.

Les coupes longitudinales tangentielles doivent être tirées aussi d'objets durcis dans l'alcool. Il faut en faire deux au moins, l'une dans le bois, l'autre dans le liber. La coupe dans le bois nous montre les trachéides et les rayons médullaires; ces derniers paraissent fusiformes, parce que leurs cellules de bordure se rétrécissent aux extrémités. Les rayons médullaires les moins hauts sont formés de trois rangs de cellules superposées, mais la plupart de huit rangs; ce chiffre peut s'élever quelquefois jusqu'à vingt. Les rayons médullaires étroits n'ont qu'une épaisseur de cellules; les autres peuvent, dans leur partie moyenne, avoir plusieurs couches de cellules, et généralement dans ce dernier cas ils sont parcourus par un canal sécréteur, qui est alors coupé transversalement.

La coupe peut aussi rencontrer un canal sécréteur vertical; il se présente comme sur une coupe longitudinale radiale. — Il n'est pas possible d'arriver à une connaissance sérieuse du liber au moyen d'une seule coupe. Il faut en pratiquer une série partant des éléments libériens les plus âgés et arrivant jusqu'au jeune bois. Nous examinerons les coupes à un faible grossissement, en choisissant celles qui nous présentent des tubes criblés vivants. Les plaques calleuses nous serviront de guide; car, même sous un faible grossissement et sans avoir été colorées, on les aperçoit facilement, sous forme de renflements très réfringents, accolés aux parois des cellules. La section transversale des ponctuations criblées

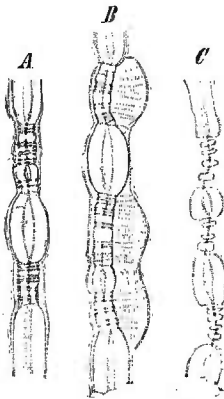


Fig. 51. *Pinus sylvestris*.
Fragments de membranes de tubes criblés, après le traitement au chlorure de zinc iodé. — A, avant, B, après la formation du cal; C, membrane de tube criblé hors d'activité. — Gr. 340.

peut être étudiée très facilement sur des coupes traitées par le chlorure de zinc iodé, auquel on ajoute une quantité égale de

solution d'iode ioduré de potassium que l'on a étendue de moitié d'eau. L'aspect des ponctuations criblées est identique à celui que l'on obtient sur les coupes transversales du bois ; mais le nombre des ponctuations atteintes étant ici beaucoup plus grand, on a plus de chances d'en obtenir de bonnes coupes transversales ; on les trouve le plus rapidement sur les bords de la préparation. Les ponctuations criblées se présentent de profil (fig. 51, A) sur les cloisons radiales des tubes criblés atteints par le rasoir. Les membranes se sont gonflées au contact du chlorure de zinc iodé et colorées en violet. La ponctuation criblée, au contraire, celle du moins qui appartient à un tube criblé vivant, est colorée en brun rouge. Cette coloration est due aux filaments de protoplasma qui traversent les cribles, reliant les corps plasmatiques des deux cellules voisines. La ponctuation criblée semble traversée par des chevilles colorées en rouge brun. — Si la solution de chlorure de zinc iodé n'a pas été trop concentrée pour agir comme dissolvant, les plaques calleuses (B) sont colorées en rouge brun. Les ponctuations criblées des tubes hors de fonction paraissent violet clair ; les filaments protoplasmiques et les plaques calleuses y ont disparu. En traitant une de ces coupes tangentielles par le bleu d'aniline, et l'examinant dans la glycérine, nous verrons la substance du cal colorée en bleu très vif. A l'aide de ce réactif, nous pouvons suivre aisément ou son accroissement ou sa régression.

CHAPITRE XI

STRUCTURE DE LA TIGE DU TILLEUL. — FAISCEAUX LIBÉROLIGNEUX BICOLLATÉRAUX DES CUCURBITACÉES. — TUBES CRIBLÉS.

Nous choisirons le *Tilia parvifolia*. La coupe transversale d'un rameau de 5 millimètres de diamètre présente une moelle

dont les grandes cellules remplies d'air sont groupées en rosette autour de cellules isolées plus petites, contenant une substance brune, finement granuleuse. Dans les parties extérieures de la moelle, on trouve des réservoirs à gomme formant dans le tissu parenchymateux des cavités déjà vides. La moelle, à sa limite externe, se compose de petites cellules à contenu finement pointillé. Dans ce tissu à petites cellules proémine le bois primaire du faisceau libéro-ligneux. Les trachées déroulables de ce bois se font déjà remarquer sur la coupe transversale par des bandes d'épaississement visibles çà et là. On compte environ cinq couches annuelles dans la coupe transversale du rameau de 5 millimètres de diamètre ; ces couches peuvent être de différentes épaisseurs. Chaque printemps, il se forme des vaisseaux à grande ouverture, très rapprochés, qui marquent nettement la limite de l'épaississement annuel. Ensuite il se produit encore de larges vaisseaux, mais isolés ou en groupes séparés, et enfin dans les dernières phases de la végétation annuelle, le cambium ne forme que des éléments à lumen étroit. De l'autre côté du cambium on aperçoit tout d'abord des parties libériennes à section cunéiforme, dans lesquelles on remarque des bandes tangentielles alternativement blanches et sombres. Les zones brillantes et claires sont formées par des fibres libériennes nombreuses, solidement reliées entre elles, et dont les membranes se sont épaissies presque jusqu'à l'oblitération du lumen, celui-ci n'étant plus représenté que par un point noir. Ces zones ont les contours irréguliers et peuvent être interrompues. Les bandes obscures intercalées aux précédentes se composent de cellules amylières à lumen moins large, qui se trouvent ordinairement en contact des fibres libériennes et qui appartiennent au parenchyme libérien ; puis d'éléments à lumen plus large, qui occupent plus particulièrement le milieu des bandes, et dans lesquels nous reconnaissons les tubes criblés. De petites cellules qui ont été séparées des angles des tubes criblés représentent les cellules annexes. D'une façon générale, on trouvera dans le liber environ deux fois plus de bandes de fibres libériennes secondaires que de couches annuelles dans le bois. Il naît à peu près régulièrement, à l'exception des deux premières années, deux zones de fibres libériennes par année. La pointe de la figure cunéiforme est occupée par des

cordons de sclérenchyme primaire composés d'éléments semblables aux fibres libériennes secondaires. Les rayons médullaires primaires présentent le plus souvent deux couches de cellules, rarement davantage ; les rayons médullaires secondaires n'ont même qu'une seule couche. On peut suivre les premiers à travers le cambium jusqu'à l'écorce primaire ; on voit finir les seconds dans le corps libérien. Les extrémités externes des rayons médullaires primaires sont considérablement élargies et séparent les filots libériens ; elles constituent des coins disposés à l'envers des premiers. Les nombreuses divisions tangentielles qui ont eu lieu dans ces rayons médullaires élargis ont amené une disposition des cellules en assises de même direction. Le bord externe des rayons médullaires et les parties primaires du liber pénètrent dans l'écorce primaire, vivement colorée en vert. Dans les parties externes du liber et dans l'écorce primaire, on voit de nombreuses macles radiées d'oxalate de chaux. Viennent ensuite vers l'extérieur les cellules de collenchyme contenant de la chlorophylle, facilement reconnaissables à leurs membranes blanches et fortement épaissies aux angles. La surface de la tige est recouverte d'un périderme régulièrement développé, dont les cellules plates sont d'autant plus fortement colorées en brun qu'elles sont plus âgées.

Sur les coupes longitudinales radiales on peut voir que les vaisseaux du bois secondaire portent des punctuations aréolées, et entre ces dernières des bandes spiralées constituant la couche la plus interne d'épaississement. Les vaisseaux ont les cloisons de séparation inclinées, percées largement au centre d'une seule ouverture. Outre les vaisseaux et se reliant à eux par des formes intermédiaires, on remarque, surtout dans le bois d'automne, des éléments ayant le même mode d'épaississement, mais effilés et fermés aux extrémités ; ce sont des trachéides. Entre les vaisseaux et les trachéides se trouvent réparties des fibres ligneuses (fibres libriformes) allongées, pointues aux extrémités, munies çà et là de petites punctuations faiblement aréolées à la base ; on y remarque aussi des cellules de parenchyme ligneux étroites superposées en files, remplies d'amidon ou de gouttelettes huileuses, et dont toutes les membranes portent des punctuations simples. Les fibres ligneuses sont plus longues que les tra-

chéides, comme elles privées de contenu vivant et ne renferment que de l'eau ; physiologiquement ces deux éléments doivent à peu près s'équivaloir. Les ponctuations des fibres ligneuses s'ouvrent dans le lumen cellulaire par une fente oblique étroite, et dans deux cellules contiguës les fentes sont inclinées en sens inverse ; de là vient qu'à une mise au point moyenne, on aperçoit une petite croix à l'endroit de la double ponctuation. Les ponctuations de ces fibres ligneuses, de même que dans presque tous les éléments mécaniques (stéréides), sont disposées suivant une ligne hélicoïde montant vers la gauche (1). Dans les vaisseaux, les ponctuations ne sont grandes et nombreuses que sur les parties de membrane contiguës à un autre vaisseau ou à une trachéide. Les membranes qui adhèrent aux fibres ligneuses ne portent, comme celles-ci, que des ponctuations petites et rares. Là où les vaisseaux sont adossés à des cellules de parenchyme ligneux, les ponctuations ne sont aréolées que du côté du vaisseau. Les fibres du bois d'automne sont particulièrement étroites. — Les rayons médullaires courent comme des rubans transversaux à travers le bois ; ils se composent de cellules rectangulaires allongées radialement, remplies d'amidon et munies, sur les parois tangentielles, de nombreuses ponctuations. Dans le liber on voit d'abord des fibres libériennes blanches très longues, fortement épaissies et terminées en pointes ; entre les faisceaux formés par ces fibres, des cellules courtes de parenchyme, cloisonnées transversalement, contenant de l'amidon et quelquefois aussi des cristaux prismatiques ; et enfin les tubes criblés, dont les plaques criblées, lorsqu'elles sont placées obliquement, se montrent divisées en petites surfaces par des travées transversales. Ensuite viennent deux tissus caractéristiques, le collenchyme et le liège. Ceux-ci étant formés de cellules aussi hautes que larges, présentent exactement en coupe longitudinale le même aspect que sur la coupe transversale.

La coupe longitudinale tangentielle confirme ce que nous a montré la coupe radiale, que les rayons médullaires ont une hauteur considérable ; elle nous fait voir en outre qu'ils n'ont ou bien qu'une seule couche de cellules dans toute leur hauteur, ou bien

1. Voyez Schwendener, *Das mech. Princip*, p. 8.

que cette couche se dédouble dans leur partie médiane. Pour le reste des tissus, il n'y a rien à ajouter à ce qui vient d'être dit.

Après avoir examiné les coupes longitudinales, revenons à la coupe transversale ; nous pourrons maintenant y reconnaître facilement tous les éléments du bois. La masse principale du corps ligneux se compose de fibres ; dans le bois d'automne elles sont aplaties et existent presque seules. Les ponctuations de ces fibres ligneuses sont difficiles à voir ; aux endroits où on peut le mieux les observer, elles ne montrent à leur base qu'une petite aréole. Les vaisseaux et les trachéides se reconnaissent facilement à leurs ponctuations aréolées ; ce n'est qu'aux surfaces de contact de ces éléments que les ponctuations sont nombreuses. Il ne faut pas du reste songer à distinguer nettement sur une coupe transversale les trachéides et les vaisseaux. Les cellules du parenchyme ligneux se reconnaissent à leur faible largeur ; elles sont placées de préférence autour des vaisseaux, mais peuvent aussi se trouver dispersées isolément entre les autres éléments. Leur contenu amylicé, après le traitement par l'iode, ne peut servir à leur reconnaissance que dans les parties épaisses de la coupe, car dans les places minces l'amidon est enlevé par le rasoir et répandu sur toutes les cellules.

Le chlorure de zinc iodé colore le bois en jaune brun et le cambium en violet. Le liber présente une alternance régulière entre les parties à membranes minces, colorées en violet, et les couches de fibres libériennes, à parois épaisses, de couleur jaune clair. Les rayons médullaires prolongés et l'écorce primaire deviennent violets, le liège rouge brun.

La coralline colore le bois en rouge cerise et les fibres libériennes en beau rose brillant. Les plaques criblées, colorées en rouge fuchsine, s'aperçoivent avec la plus grande facilité, même sur les coupes transversales.

A cause des difficultés qu'offre l'étude du bois secondaire, nous dissociérons les éléments au moyen de la macération de Schultze et nous les observerons isolément. Nous opérons de la même façon que chez l'*Aristolochia* (page 121), puis nous divisons les coupes macérées en menus fragments avec des aiguilles. Les préparations nous présentent de grandes quantités de fibres ligneuses (fig. 52 A, B). Leurs ponctuations ont l'aspect de fentes

obliques, que le gonflement des membranes a rendues beaucoup plus étroites. Parmi ces éléments, on remarque les cellules courtes du parenchyme, reconnaissables à leur contenu; quelquefois elles sont isolées, mais le plus souvent réunies en files dont le contour externe (*C*) a la plus grande ressemblance avec celui des fibres. On trouve en outre, mais en nombre plus faible, des trachéides à épaississements spiraux qui par leur forme générale se rapprochent tantôt plus des fibres ligneuses (*E*), tantôt plus des vaisseaux (*D*); enfin la prépara-

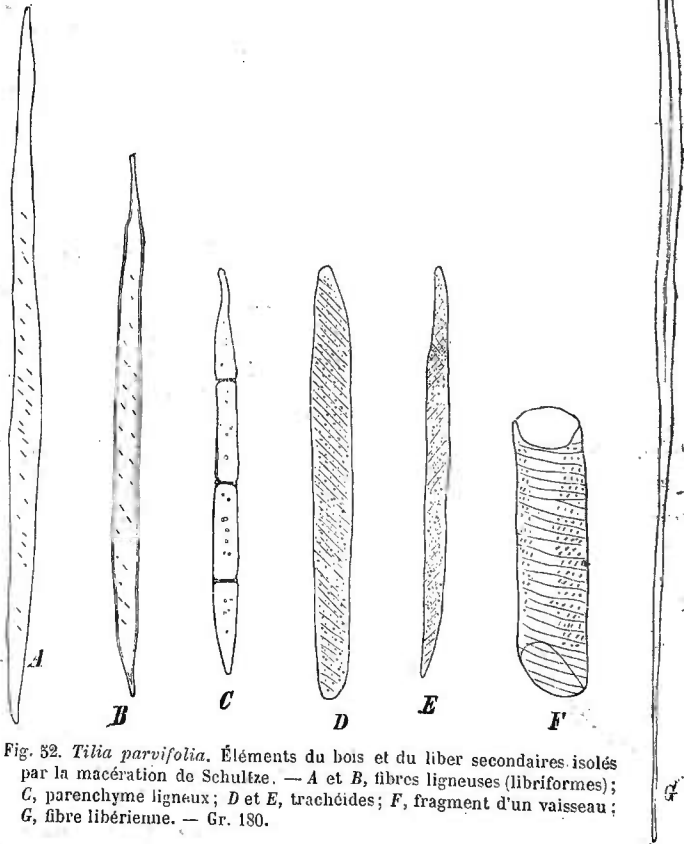


Fig. 32. *Tilia parvifolia*. Éléments du bois et du liber secondaires isolés par la macération de Schultze. — *A* et *B*, fibres ligneuses (libriformes); *C*, parenchyme ligneux; *D* et *E*, trachéides; *F*, fragment d'un vaisseau; *G*, fibre libriforme. — Gr. 180.

tion contient des vaisseaux brisés en fragments (*F*) ou formant

de longs tubes. Nous remarquons aussi à première vue les fibres libériennes très longues (*G*), avec un lumen excessivement étroit. Un examen attentif des trachéides et des vaisseaux permet de constater que les orifices fissiformes des punctuations ont une inclinaison inverse de celle des bandes spiralées; que dans les vaisseaux les plus larges cette inclinaison est beaucoup plus forte que celle de ces bandes, et qu'enfin dans les trachéides étroites, les deux inclinaisons sont les mêmes. — Les trachéides, ainsi qu'on l'a déjà vu, peuvent être très semblables aux vaisseaux, et même en réalité on n'établirait qu'avec peine une distinction nette entre les plus larges trachéides et les vaisseaux les plus étroits. Dans quelques cas particuliers la présence ou l'absence de perforation à l'extrémité d'un élément pourrait faire trancher la question; mais l'application de ce critérium offrirait certainement dans les cas douteux de grandes difficultés, et c'est pour cela que pratiquement on ne peut en tenir compte. Cette distinction n'a même pas une grande importance, car les vaisseaux et les trachéides, comme nous le voyons par cet exemple, passent de l'un à l'autre par tous les intermédiaires. Aussi nous sommes-nous laissé guider jusqu'ici, dans le choix de ces dénominations, par la forme externe, et nous avons compté comme vaisseaux les éléments tubiformes et comme trachéides les éléments fibriformes.

Chez presque toutes les Cucurbitacées, parmi lesquelles nous étudierons seulement le *Cucurbita Pepo*, les faisceaux libéro-ligneux possèdent deux parties libériennes, l'une à la face externe, l'autre à la face interne du bois. Ces faisceaux ont par conséquent une structure bicollatérale, d'où vient leur nom. Le liber externe est séparé du bois par une couche de cambium, tandis que le liber interne s'y applique directement. Si on veut obtenir des faisceaux arrivés à tout leur développement, il faut prendre une tige d'au moins 8 millimètres d'épaisseur, c'est-à-dire pratiquer les coupes à environ 50 centimètres de son sommet. Sur des rameaux de 5 à 6 millimètres de diamètre, ou à des endroits plus rapprochés du point végétatif, les grands vaisseaux ne sont pas encore complètement formés. Nous nous servirons d'abord d'objets durcis dans l'alcool, parce qu'ils présentent différents avantages. — Le faisceau libéro-ligneux n'a

pas de gaine et, par suite, n'est pas très nettement séparé du parenchyme fondamental environnant. Cependant on peut en obtenir une image assez bien circonscrite en exposant les coupes pendant un temps très court à l'action du bleu d'aniline, et en les examinant ensuite dans la glycérine. Les cellules appartenant au faisceau libéro-ligneux se colorent plus que celles du parenchyme fondamental. Si nous en exceptons la partie libérienne interne, la figure se rapproche beaucoup de celle d'autres faisceaux libéro-ligneux qui nous sont déjà connus, tels que ceux des *Ranunculus* et *Chelidonium*, et nous pourrions l'étudier sans difficulté. Nous examinerons d'abord la coupe transversale d'un faisceau libéro-ligneux adulte dont des vaisseaux ont terminé leur développement. Dans les cas normaux, nous remarquerons surtout deux vaisseaux plus grands que les autres. Entre eux sont les cellules du parenchyme ligneux primaire à lumen assez large, le plus souvent étendu radialement, cellules portant des épaissements réticulés aussi forts que ceux des vaisseaux. Vers l'intérieur on trouve des vaisseaux dont le diamètre est considérablement plus faible que celui des deux premiers. L'intervalle entre ces vaisseaux est rempli par le parenchyme ligneux primaire à parois minces, qui se continue jusqu'aux vaisseaux les plus internes. A la face externe du bois on remarque les cellules cambiales, disposées radialement et à membranes minces. Puis vient le liber interne, composé de tubes criblés à large ouverture, de cellules annexes étroites et de cellules de parenchyme libérien. Dans ces coupes on a fréquemment l'occasion de voir de face des plaques criblées (fig. 53 A). Les cellules annexes se détachent nettement à leur pourtour par leur contenu coloré en bleu foncé. On arrive enfin au liber externe, qui a la même structure que l'interne. Les plaques criblées sont facilement reconnaissables dans les deux parties libériennes à leur aspect poreux. Les pores paraissent traversés, suivant leur état de développement, par un canalicule plus ou moins large. Dans les tubes criblés anciens les canalicules sont plus étroits et tapissés d'une substance très réfringente (en A, fig. 53). Souvent aussi la plaque criblée est recouverte d'un corps coloré en bleu violet. Dans les tubes criblés plus étroits du bord externe et du bord interne du faisceau libéro-ligneux, la coupe

fait voir aussi les cals, qui se présentent comme des masses homogènes colorées en bleu ciel. Si nous examinons plus attentivement une telle plaque calleuse, nous retrouvons facilement dans son intérieur le réseau de la plaque criblée. — Les faisceaux libéro-ligneux, ainsi que le montre l'examen à un faible grossissement d'une coupe transversale, sont disposés suivant deux cercles concentriques, au nombre de cinq par cercle. Les faisceaux du cercle externe alternent avec ceux du cercle interne.

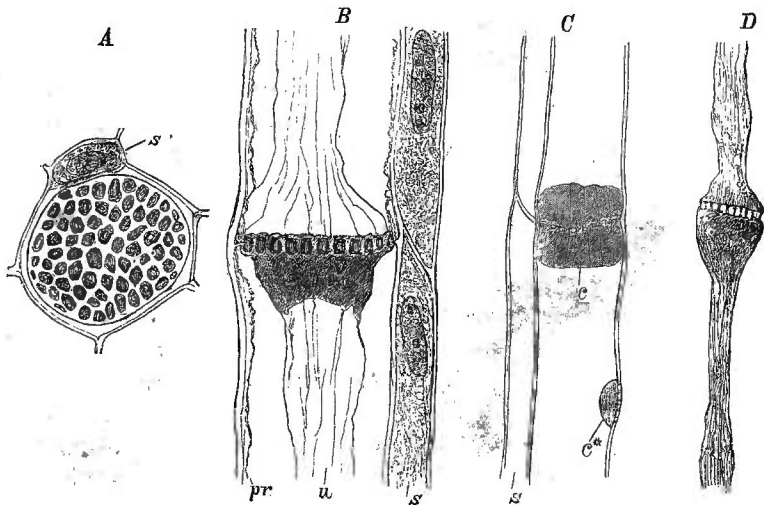


Fig. 53. Tubes criblés du *Cucurbita Pepo*. — A, en coupe transversale; de B à D, en coupe longitudinale. — A, plaque criblée vue de dessus; B et C, tubes criblés et leurs cellules annexes vus de côté; D, extrémités reliées des cordons mucilagineux de deux tubes criblés, après l'action de l'acide sulfurique; s, cellules annexes; u, cordon de mucilage; pr, utricule protoplasmique; c, cal; c', petit cal d'une ponctuation criblée unilatérale. — Gr. 510.

— Un anneau de fibres sclérenchymateuses dont les éléments se sont beaucoup plus colorés que le tissu fondamental protège la partie interne de la tige. A cet anneau fait suite vers l'intérieur un parenchyme cortical chlorophyllien, et ensuite un collenchyme type, par places interrompu, à membranes d'un blanc brillant. Ces solutions de continuité du collenchyme correspondent à des stomates; là le parenchyme cortical arrive jusqu'au contact de l'épiderme. La tige est creuse intérieurement. — Sur des coupes

transversales dans une tige plus mince, de 5 à 6 millimètres de diamètre, on voit que les plus grands vaisseaux et les éléments situés entre eux sont encore en voie de formation. Il n'est pas rare qu'un seul de ces vaisseaux se développe normalement et atteigne un diamètre considérable, tandis que l'autre s'oblitére. Dans certains cas même les deux vaisseaux s'atrophient. Enfin il arrive quelquefois que les deux vaisseaux existent et sont aussi grands que lorsqu'un seul persiste.

Des coupes longitudinales radiales intéressant un faisceau libéro-ligneux suivant toute sa longueur nous apprennent que les vaisseaux les plus étroits sont annelés et spiralés, que les plus larges sont ponctués et possèdent des diaphragmes annulaires transversaux. Les deux plus grands vaisseaux ont des épaisissements irrégulièrement réticulés; entre les mailles du réseau se trouvent de nombreux punctuations. Assez souvent on verra sur les coupes longitudinales les plus grands vaisseaux avoir encore complètes leurs cloisons transversales, et même présenter une couche protoplasmique pariétale et un noyau. Mais un certain nombre de cloisons de séparation sont déjà gonflées à leur partie centrale et se présentent, coupées transversalement, comme des lentilles biconvexes. Des coupes longitudinales dans des parties de tige un peu plus âgées ne montrent plus, à la place des diaphragmes transversaux, que des anneaux minces insérés sur la paroi latérale du vaisseau. Le contenu protoplasmique des cellules, ainsi que leurs noyaux, a maintenant disparu. Le tissu à membranes minces qui remplit l'espace entre les vaisseaux étroits se compose de cellules parenchymateuses allongées, à cloisons transversales; c'est par conséquent du parenchyme ligneux primaire non épaissi. Les cellules plus fortement épaissies situées entre les grands vaisseaux sont munies, aussi bien sur leurs parois transversales que sur les latérales, de nombreuses punctuations simples; elles appartiennent donc au parenchyme ligneux primaire à membranes épaissies. Comme caractère particulier de ces cellules, nous signalerons les ondulations de leurs membranes perpendiculaires aux vaisseaux. Ces ondulations permettent à la membrane d'éviter les punctuations vasculaires. On trouve dans ces cellules de parenchyme ligneux un utricule protoplasmique et un noyau. Lorsque les vaisseaux s'adossent l'un à

l'autre, leurs ponctuations sont aréolées des deux côtés; où un vaisseau adhère à une cellule de parenchyme ligneux, les ponctuations ne sont aréolées que d'un seul côté, vers le lumen vasculaire.

Sur les deux faces du faisceau libéro-ligneux il existe des tubes criblés très larges, que l'on peut parfaitement étudier sur ces coupes longitudinales (1) (fig. 53, B). Pour cela on met quelque temps en contact les coupes avec le bleu d'aniline, et on les examine ensuite dans la glycérine. Après un séjour prolongé dans ce dernier liquide, les membranes cellulaires se sont plus ou moins complètement décolorées, pendant que le contenu des tubes criblés a conservé sa coloration. Presque toutes les plaques criblées sont placées verticalement dans la préparation; il n'y en a que peu qui soient inclinées. La plupart de ces plaques paraissent recouvertes d'une substance calleuse très réfringente et présentent par cela même une certaine épaisseur (B). On peut les apercevoir déjà à de faibles grossissements. Dans les préparations traitées par le bleu d'aniline ces plaques se détachent colorées en bleu pur. A l'intérieur des tubes qui offrent de pareilles plaques on remarque (en *u*) un tuyau axile contracté; c'est un cordon mucilagineux élargi à une de ses extrémités, quelquefois aux deux; il s'est coloré en bleu indigo. Les extrémités appliquées aux plaques criblées sont ordinairement plus denses (voyez en B) et forment un bouchon plus ou moins large. Outre le cordon axile, les tubes criblés contiennent encore un enduit pariétal mince de protoplasma (*pr*), dont l'observation demande une grande attention; cette couche pariétale peut être excessivement délicate et presque toujours elle reste adhérente à la membrane du tube. Le noyau cellulaire disparaît des tubes criblés pendant leur développement. Dans les tubes adultes les canalicules de la plaque criblée sont perforés. A travers ces canalicules étroits le contenu mucilagineux se continue d'un tube à l'autre

1. Voyez principalement sur ce sujet, de Bary, *Vergl. Anat.* p. 179; K. Wilhelm, *Beiträge zur Kenntniss des Siebröhren-Apparates dicotyler Pflanzen*; E. v. Janczewski, *Études comparées sur les tubes cribreux*; *Mém. de la soc. des sc. nat. de Cherbourg* t. XXIII; Russow, *Sitzber. der Dorp. naturf. Gesellsch.*, 1881 et 1882; A. Fischer, *Unters. üb. das Siebröhren-system d. Cucurbitaceen*, 1884.

(comme en *B*). A la face interne et à la face externe du faisceau libéro-ligneux, nous voyons, comme précédemment sur la coupe transversale, les plaques criblées recouvertes d'un cal (fig. 53, *C*). Les cals se distinguent facilement à leur aspect brillant et à leur coloration bleu de ciel. Au milieu du cal on reconnaît plus ou moins nettement la plaque criblée. Le cal se compose par conséquent ici de deux moitiés appartenant aux cellules criblées voisines, et reliées entre elles à travers les pores de la plaque criblée. On voit le plus souvent dans la substance du cal des stries verticales très délicates (voyez la figure *C*) qui traversent les canalicules. Lorsque deux tubes criblés sont latéralement contigus l'un à l'autre, on remarque de petites ponctuations criblées sur les parois latérales communes. Celles-ci se munissent aussi plus tard de cals unilatéraux (*c*^{*}) ou bilatéraux et deviennent par là visibles. — A côté des tubes criblés, se voient les cellules annexes (*s*), de longueur moins considérable. Elles contiennent un protoplasma abondant et un noyau. Entre les tubes criblés et les cellules annexes il existe des ponctuations nombreuses étendues transversalement.

Les tubes criblés encore dans la période de développement contiennent dans la couche pariétale du protoplasma des gouttelettes mucilagineuses colorées en bleu indigo; ce sont elles qui se réunissent pour former le cordon axile de mucilage. Le traitement par l'acide sulfurique concentré d'une coupe longitudinale dans un fragment durci à l'alcool est très instructif. Les membranes des tubes criblés, ainsi que les plaques criblées, se dissolvent et il ne reste plus que le cordon mucilagineux; on obtient ainsi des tubes criblés adultes des préparations analogues à celles que représente la figure *D*. Ces sortes de préparations démontrent de la façon la plus claire la communication directe des tubes criblés contigus. On peut laver ces préparations en ajoutant de l'eau d'un côté du couvre-objet et l'aspirant de l'autre avec du papier buvard, puis colorer le mucilage avec une goutte de bleu d'aniline.

Comme terme de comparaison, il est nécessaire d'étudier quelques coupes longitudinales dans une tige fraîche. Les plaques criblées se montrent aussi nettement que sur les objets qui ont macéré dans l'alcool. Les amas de mucilage se voient de même

contre les plaques criblées ; mais nulle part cette substance ne forme des cordons individualisés écartés de la membrane latérale des tubes criblés. Ce phénomène est donc dû à l'action de l'alcool.

CHAPITRE XII

CYLINDRE CENTRAL ET ACCROISSEMENT SECONDAIRE DE LA RACINE

Nous commencerons l'étude du cylindre central (1) de la racine chez l'*Allium Cepa* ou Oignon des jardins. On peut se procurer en toute saison la racine de cette plante en faisant germer le bulbe dans les vases dits verres à Jacinthes. La figure 54 nous montre une coupe transversale à la base d'une forte racine adventive obtenue de cette façon. L'épiderme et le parenchyme cortical, très développé, n'ont pas été représentés dans le dessin ; on n'y a conservé que quelques rangs internes (*c*) du parenchyme, contigus à l'endoderme. Celui-ci (*e*) est caractérisé par l'existence sur ses parois radiales de traits noirs produits par les plissements de la partie médiane de la cloison ; il est toujours à une seule assise de cellules. Nous l'avons déjà rencontré autour des faisceaux libéro-ligneux de la feuille d'*Iris*, d'où il résulte qu'il n'est pas exclusivement propre aux racines. La partie centrale du cylindre axile est occupée par deux vaisseaux scalariformes larges (*sc*), mais ce nombre peut varier ; dans certains cas on n'en trouve qu'un, et quelquefois plus de deux. Si la racine n'est pas assez âgée, on le reconnaîtra à ce que les vaisseaux du centre et même ceux qui y touchent sont à

1. Van Tieghem, *Ann. des sc. nat. Bot.* 5^e série, XIII, 1871 ; de Bary, *Vergl. Anat.*, p. 365 ; on y trouve l'histoire du sujet ; Olivier, *Ann. des sc. nat. Bot.*, 6^e série, XI, p. 5.

parois minces et n'ont pas encore atteint leur développement définitif. Contre les vaisseaux centraux s'appuient presque toujours six vaisseaux scalariformes plus étroits (sc^x). Puis à chacun de ces derniers se rattache un groupe de vaisseaux annelés et spiralés à lumen encore plus réduit ($sp, sp+a$). Le diamètre des vaisseaux va en diminuant progressivement de l'in-

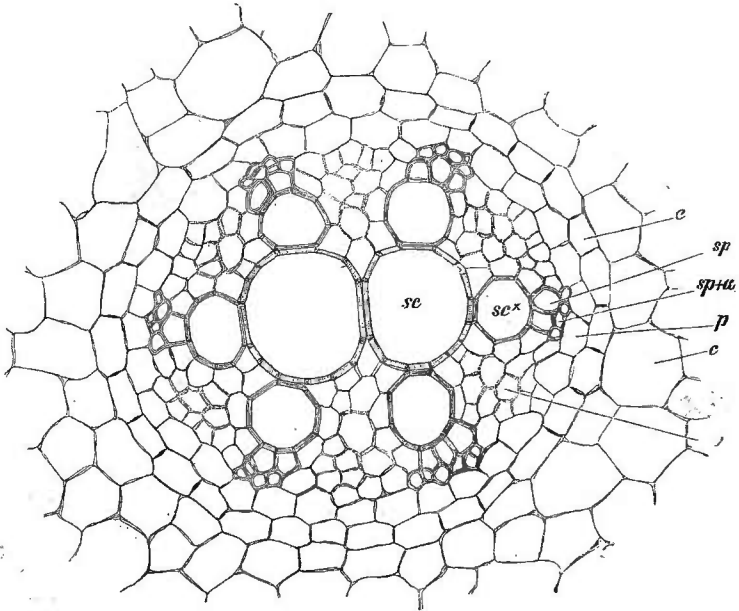


Fig. 54. Coupe transversale à la base d'une forte racine adventive de l'*Allium Cepa*. — *c*, écorce; *e*, endoderme; *p*, péricycle; *sp*, vaisseaux spiralés; *sp+a*, vaisseaux annelés; *sc* et *sc^x*, vaisseaux scalariformes; *v*, liber. — Gr. 240.

térieur vers l'extérieur et ce sont les vaisseaux annelés et spiralés qui se trouvent à la périphérie. La racine présente donc une disposition de ses vaisseaux inverse de celle de la tige : les parties ligneuses y ont subi une rotation de 180°. Les faisceaux ligneux forment une étoile à six rayons; on dit dans ce cas que le cylindre central est hexarque. Les faisceaux libériens (*v*) alternent avec les faisceaux ligneux, et cette disposition caractérise en général la structure du cylindre central des racines. Les faisceaux libériens sont séparés des faisceaux ligneux par une couche de

cellules parenchymateuses. On reconnaît le liber aux parois blanches et brillantes de ses cellules. Il se compose de quelques tubes criblés et de cellules annexes, éléments souvent difficiles à distinguer les uns des autres sur une coupe transversale. Une seule couche de cellules formant le *péricycle* (1) sépare les vaisseaux et le liber de l'endoderme. L'acide sulfurique concentré dissout toute la coupe, à l'exception de l'assise pilifère et de la couche cellulaire sous-jacente, de l'endoderme et des vaisseaux ; ces derniers prennent une belle coloration jaune. L'endoderme, qui pendant l'action de l'acide sulfurique a dû en partie s'incliner, laisse bien voir les plissements de la région centrale de ses parois radiales. On observe un phénomène analogue dans la couche corticale externe contiguë à l'assise pilifère, et si nous revenons à des préparations fraîches, nous pouvons nous assurer que les cloisons radiales présentent à cet endroit une ombre noire. Les cellules en question sont réunies sans lacunes et forment ainsi une espèce d'endoderme externe, que l'on appelle aussi *couche épidermoïdale* (2) et *couche subéreuse* (3). La coupe longitudinale nous montre les vaisseaux avec leurs épaississements respectifs cités plus haut, et l'on peut rendre facilement visibles les plaques criblées du liber en les colorant en rose par la coralline. On distingue maintenant, des tubes criblés les cellules annexes à leur contenu protoplasmique abondant et à leur faible longueur. Les plissements des parois radiales de l'endoderme étant vus de face, présentent l'apparence d'un épaississement scalariforme. Les cellules du péricycle ont la même forme que celles de l'endoderme, mais sont un peu plus grandes. On est surpris de voir que les cellules de l'endoderme interne fixent avec avidité la coralline, tandis que celles de l'endoderme externe ou couche épidermoïdale demeurent incolores et par là contrastent avec les tissus environnants.

La racine de l'*Acorus Calamus* nous servira pour continuer nos études. La coupe transversale d'une racine développée montre

1. Les expressions de *péricambium*, *couche rhizogène*, *assise périphérique* du cylindre central, *péricycle*, sont synonymes. (Trad.).

2. Voyez v. Höhnel, *Sitzber. d. k. Ak. d. Wiss. in Wien, math. naturwiss. Cl.* LXXVI, 1, 1877, p. 642 ; Olivier, *l. c.*

3. Van Tieghem, *Traité de Botanique*, p. 686. (Trad.).

que les parties ligneuses du cylindre axile (fig. 55, *s*) ne se réunissent pas au centre de ce dernier, mais se groupent au nombre de 8 suivant un cercle dont la partie médiane est occupée par du tissu médullaire. Comme dans l'*Allium*, les grands vaisseaux se trouvent vers l'intérieur, les petits vers la périphérie. Les faisceaux libériens (*v*) alternent comme d'habitude avec les faisceaux ligneux; ils sont séparés latéralement les uns des autres par une ou deux couches de cellules du tissu fondamental, et de l'endoderme (*e*) par un péricycle à une seule couche (*p*). L'endoderme se compose de cellules aplaties et à parois minces. L'endoderme, le péricycle, ainsi que les autres tissus parenchymateux contenus dans le cylindre central, sont le plus souvent gorgés d'amidon; par là ils se distinguent facilement du liber, qui en est tout à fait dépourvu. Les éléments de l'écorce interne sont disposés en travées à une seule couche, circonscrivant des espaces aérifères de volume considérable. Vers la périphérie,

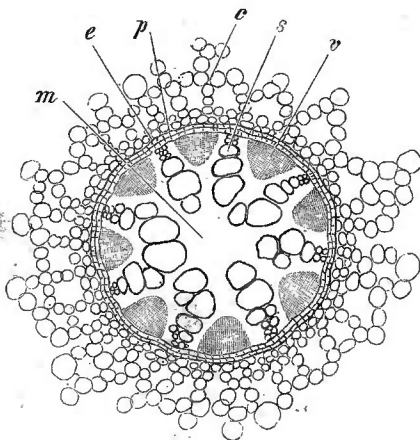


Fig. 55. Coupe transversale de la racine d'*Acorus Calamus*. — *m*, moelle; *s*, partie ligneuse; *v*, partie libérienne; *p*, péricycle; *e*, endoderme; *c*, écorce. — Gr. 90.

au contraire, les cellules du parenchyme cortical sont réunies en un tissu dense à plusieurs assises. La couche corticale externe ou couche subéreuse se compose de cellules allongées radialement, et forme, comme dans beaucoup d'autres racines, un endoderme externe qui persiste, tandis que l'assise pilifère meurt et se détruit. Par l'action de la potasse, l'amidon disparaît et l'on peut s'assurer de l'existence

d'ombres noires sur les cloisons radiales des deux endodermes. Le traitement des coupes par l'acide sulfurique montre que dans l'endoderme interne la région des plissements est seule

cutinisée et que, dans l'endoderme externe, au contraire, la membrane cellulaire tout entière a subi cette modification; de plus, ici, les cellules renferment de la résine. Ces deux endodermes remplissent un rôle mécanique; en vertu de la subérisification de leurs membranes, qui les a rendus moins extensibles mais plus solides, ils protègent la surface de la tige et le cylindre central. C'est pour permettre la migration des liquides entre le cylindre central et le parenchyme cortical que seules les membranes radiales de l'endoderme interne sont cutinisées (1).

Le cylindre central de la racine de *Iris florentina* a la plus grande ressemblance avec celui de *Acorus*, seulement l'endoderme présente une structure différente (fig. 56). Ses cellules (e) portent à leur partie interne un épaissement en U nettement stratifié. On rencontre de temps en temps, et toujours en face d'un faisceau ligneux, des cellules à parois minces (f) qu'on appelle cellules de communication (2), parce qu'elles sont perméables et rendent possibles les échanges entre le cylindre central et le parenchyme cortical. Lorsqu'on traite les coupes par l'acide sulfurique concentré, les couches d'épaissement se gonflent puis se dissolvent; seule la lamelle moyenne cutinisée subsiste et forme une enveloppe délicate autour des cellules endodermiques et des cellules perméables. Les lamelles moyennes des vaisseaux et des cellules médullaires ne se dissolvent pas non plus dans l'acide sulfurique concentré, et après

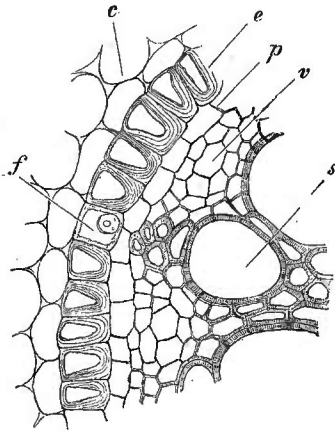


Fig. 56. Fragment d'une coupe transversal dans la racine d'*Iris florentina*. — e, endoderme; p, péri-cycle; f, cellule de communication; v, liber; s, vaisseau du bois; c, écorce. — Gr. 240.

1. Schwendener, *Abh. d. kgl. Ak. d. Wiss.* in Berlin, 1882: *Die Schutzscheiden und ihre Verstärkungen*.

2. Voyez à ce sujet Schwendener, *die Schutzscheiden*, p. 15.

l'action de cette substance constituent un réseau jaune brun très élégant.

Une coupe tangentielle atteignant l'endoderme montre que les bandes longitudinales qui dans cette couche se trouvent en face des faisceaux ligneux se composent de cellules perméables alternativement courtes, à contenu dense et à membranes minces, et longues, à membranes épaisses, et à contenu peu abondant. Çà et là deux cellules perméables courtes se suivent.

Les racines des Dicotylédones sont moins favorables à l'étude que celles des Monocotylédones, mais une fois celles-ci connues, les premières n'offrent plus guère de difficultés. Nous commencerons par une coupe transversale à la base d'une forte racine adventive du stolon du *Ranunculus repens*. Au premier abord il ne semble pas qu'il y ait une limite distincte entre le cylindre central et le parenchyme cortical, comme chez les Monocotylédones; mais après un examen plus attentif, on découvre aussi entre les deux un endoderme à parois radiales ombrées. Selon l'épaisseur de la racine, le cylindre central renferme quatre ou cinq faisceaux vasculaires rayonnants; les grands vaisseaux se trouvent aussi vers l'intérieur, et les petits vers la périphérie. Chez les Monocotylédones, il existe souvent un vaisseau central très grand, qui ne se présente que rarement chez les Dicotylédones et d'ailleurs manque dans la racine que nous examinons. — Les lames vasculaires rayonnantes atteignent dans le *Ranunculus repens* le milieu du cylindre central et arrivent souvent à s'y toucher. Généralement les vaisseaux du centre restent à l'état de cellules allongées et à parois minces, et, s'ils achèvent leur développement, ce n'est que bien tard. Comme toujours les faisceaux libériens alternent avec les faisceaux ligneux.

Les racines des Cryptogames vasculaires sont plus simples, mais cependant construites sur le même type que celles des Phanérogames.

Nous suivrons chez le *Taxus baccata* les premiers phénomènes qui signalent le développement secondaire des racines dicotylédones et gymnospermes, seules capables d'accroissement en épaisseur. Nous nous procurerons pour cela des fragments de racines portant des radicules jeunes, et nous commencerons

par faire quelques coupes transversales dans une de ces radicules, dont l'épaisseur sera d'environ 1 millimètre. La partie externe, qui, par suite de l'absence d'un épiderme proprement dit, a un contour assez mal défini, se compose d'un parenchyme cortical d'au moins dix assises de cellules. Comme précédemment, le centre de la coupe est occupé par le cylindre axile, entouré de la couche endodermique. Cette dernière comprend des cellules tabulaires bien moins grandes que celles du parenchyme cortical et dont les parois minces et subérifiées sont colorées en brun. Leurs membranes radiales montrent les ombres noires caractéristiques déjà connues. Autour de l'endoderme se trouve une couche de renforcement formée d'une assise de cellules de même dimension que les autres du parenchyme cortical, mais se distinguant d'elles par un anneau épais d'un jaune brillant développé sur les parois radiales. Ces épaisissements annulaires se correspondent d'une cellule à l'autre, ce qui leur donne sur une coupe transversale l'aspect de lentilles biconvexes. — Le cylindre central présente un faisceau ligneux binaire diamétral dont les extrémités sont occupées par des vaisseaux spiralés étroits, se détachant en noir, et dont la partie centrale consiste en une lame de trachéides à ponctuations aréolées, faciles à reconnaître à leurs membranes jaune clair et très épaissies. De chaque côté des trachéides se trouve une ou deux rangées de cellules parenchymateuses gorgées d'amidon, à parois minces et à lumen étroit. A ce parenchyme fait suite le tissu libérien, composé également de petits éléments mous. Au delà de ce dernier se voit enfin une couche formée d'environ quatre assises de grandes cellules remplies d'amidon; cette couche entoure complètement le cylindre, mais elle est fortement réduite devant les vaisseaux spiralés; elle représente le péricycle.

Examinons maintenant une coupe transversale dans une racine un peu plus épaisse, ayant de 2 à 3 millimètres de diamètre; nous voyons que de chaque côté de la plaque trachéidienne la couche du tissu fondamental adjacente au liber commence à se diviser. Elle se transforme par là en une zone génératrice, et à partir de ce moment produit vers l'intérieur des trachéides, vers l'extérieur du liber, et en même temps, des deux côtés, des

rayons médullaires. Nous allons étudier le fonctionnement de cette couche cambiale sur une racine épaisse de 2 millimètres, dont la coupe transversale est représentée par la figure 57. Nous y retrouvons les tissus déjà connus : l'écorce (*c*), dont l'assise la plus externe a déjà perdu ses poils ; la couche de

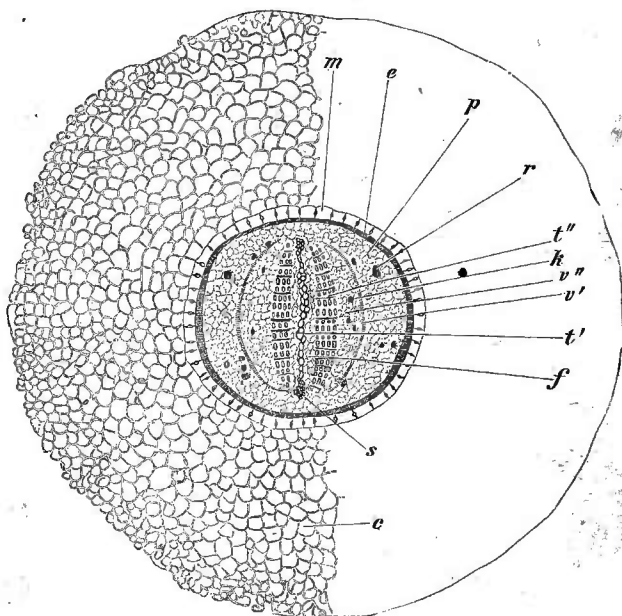


Fig. 57. Coupe transversale de la racine du *Taxus baccata*, après le commencement de l'accroissement en épaisseur. — *c*, écorce; *m*, couche de renforcement; *e*, endoderme; *p*, péricycle; *s*, vaisseaux spirales; *t*, plaque trachéidienne primaire; *f*, bande de parenchyme fondamental; *t''*, trachéides secondaires séparées par des rayons médullaires; *v''*, liber secondaire; *v'*, liber primaire écrasé; *k*, cellules du liber secondaire avec cristaux d'oxalate de chaux; *r*, cellules à résine du péricycle — Gr. 42.

renforcement (*m*), l'endoderme (*e*) et le cylindre axile. La couche cellulaire la plus extérieure du péricycle a commencé à se diviser par des cloisons tangentielles; et s'est transformée en un périoderme encore peu développé. Des deux côtés de la plaque trachéidienne (*t*) nous voyons la couche adjacente, inactive, du tissu fondamental (*f*), aussi nommé tissu conjonc-

tif; en outre les trachéides nouvellement formées (t'') disposées en files radiales laissant entre elles de nombreux rayons médullaires. — Pour reconnaître plus aisément ces différents éléments, on peut traiter la préparation par une solution étendue de potasse. Les vaisseaux (s) apparaissent nettement, avec leur contour noir, aux extrémités de la plaque moyenne. Celle-ci (t'), aussi bien que les trachéides secondaires (t'') formées par le cambium, se colore en beau jaune; le tissu conjonctif demeure blanc. Les bandes ligneuses secondaires ont une section plan convexe; elles n'arrivent pas jusqu'en avant des vaisseaux. Au bord externe du corps ligneux nous trouvons le cambium, puis le liber secondaire (v''), qui paraît blanc après le traitement à la potasse, et dans lequel se distinguent quelques cellules noires isolées (k). Ce sont des cellules à cristaux d'oxalate de chaux. On retrouve le liber primaire (v'), comprimé, au bord externe du liber secondaire. Il apparaît dans le péricycle, après l'action de la potasse beaucoup plus clairement qu'avant, des cellules isolées de forme indéterminée, contenant une substance jaune brun; elles représentent des cellules à résine. La couche de liège naissant de la zone périphérique du péricycle se colore au contact de la potasse en vert jaunâtre; les anneaux d'épaississement de la couche de renforcement m en jaune brillant. L'endoderme est comprimé par la couche de suber.

Considérons encore la coupe transversale d'une racine de 2 millimètres environ de diamètre, mais dont l'écorce s'est déjà exfoliée et dont la surface externe est colorée en jaune brun. Cette coupe nous montre un corps ligneux complètement fermé, qu'il serait impossible de distinguer de celui d'un rameau de même épaisseur, si à la place de la moelle on ne trouvait ici la bande des trachéides primaires. Les vaisseaux des extrémités de cette plaque ne se reconnaissent plus que difficilement. La plaque est entourée par le tissu conjonctif amylofère, qui représente évidemment une couronne de moelle et dans lequel débouchent les rayons médullaires les plus anciens. Les deux corps ligneux secondaires se sont rejoints en avant des groupes de vaisseaux primaires, et le rayon médullaire formé à cette place se distingue à peine des autres par sa largeur un peu plus

- considérable. Les tissus périphériques de cette racine sont formés d'une forte couche de liège, issue de l'assise la plus externe du péricyle. L'écorce secondaire se compose du liber secondaire et des rayons médullaires prolongés; le tissu représentant l'écorce primaire est formé par le péricyle, dont les cellules, entièrement remplies d'amidon, se sont agrandies et en partie multipliées.

Les coupes longitudinales dans la racine que nous venons d'étudier sont intéressantes par cela même qu'elles nous montrent avec certitude que les plaques trachéidiennes médianes sont composées des mêmes éléments que le bois secondaire. Nous retrouvons au bord de ces plaques les vaisseaux spiralés, et nous constatons que les cellules de l'endoderme n'ont qu'une faible hauteur, tandis que celles de la couche de renforcement sont beaucoup plus grandes et surpassent même les autres cellules du parenchyme cortical. Sous l'influence de la coralline, les trachéides se colorent, aussi bien sur la coupe longitudinale que sur la coupe transversale, en beau rouge corail, et les plaques criblées du liber primaire et du liber secondaire se détachent nettement. Les anneaux de la couche de renforcement fixent aussi avidement la coralline.

CHAPITRE XII

FAISCEAUX LIBÉRO-LIGNEUX DES FOUGÈRES ET DES LYCOPODIACÉES

Les Fougères, parmi lesquelles nous étudierons d'abord le *Pteris aquilina*, présentent des faisceaux libéro-ligneux concentriques: le bois, situé au centre, est entouré complètement ou presque complètement par la partie libérienne. Chez le *Pteris*

aquilina, l'étude du faisceau est relativement facile, bien que des coupes minces, à cause des nombreuses fibres sclérenchymateuses que contient le tissu fondamental, ne s'obtiennent qu'avec difficulté. Le rhizome, au-dessous de son point végétatif, et les pétioles des jeunes feuilles sont les parties qui conviennent le mieux. On trouvera en effet à ces endroits des faisceaux libéro-ligneux déjà complètement développés, tandis que les épaisissements du tissu fondamental n'existent pas encore. La structure du faisceau est la même dans le rhizome et dans le pétiole, et c'est de la base de ce dernier organe que la figure 58 a été tirée. En raison de la grande dimension de ces faisceaux, on en a dû en choisir un petit pour la figure; cependant tous les éléments qui entrent dans sa constitution ont pu facilement y entrer. On aperçoit d'abord les grands vaisseaux scalariformes à punctuations aréolées (*sc*), puis de plus petits vaisseaux avec le même mode d'épaississement; les quelques vaisseaux (*sp*) du protoxylème situés aux deux extrémités de la partie ligneuse sont seuls spiralés. Les vaisseaux sont entourés, partout où ils ne sont pas en contact avec d'autres vaisseaux, de cellules amylières étroites (*lp*) que nous pouvons considérer comme les éléments du parenchyme ligneux. Les vaisseaux et le parenchyme ligneux forment ensemble le bois, enveloppé presque complètement par le liber. Ce dernier confine au parenchyme ligneux par ses tubes criblés (*v*); les cellules annexes, à lumen plus étroit (*s*), sont situées plus extérieurement. Elles renferment un contenu abondant, mais formé uniquement, ainsi qu'on peut le démontrer facilement par l'addition d'iode, de protoplasma, sans aucune trace d'amidon. Seulement parmi elles se trouvent dispersées des cellules amylières. La périphérie du liber est occupée par une couche à éléments étroits et à membranes épaisses, le protophloème (*pr*). Le liber tout entier est entouré d'une couche simple dont les cellules sont exactement remplies d'amidon (*pp*); cette couche, différente par son origine du péricycle, occupe cependant une place analogue; on peut l'appeler *périphloème*. Elle est contiguë à l'endoderme (*e*), composé d'éléments à membranes minces, subérifiées, ne contenant pas d'amidon et présentant sur les parois radiales les ombres noires déjà mentionnées. Les cel-

lules du périphloème et de l'endoderme se correspondent en séries radiales, ce qui démontre que dans chaque file les deux cellules sont issues d'une même cellule mère. Le bois confine immédiatement à ses deux extrémités, par la couche de paren-

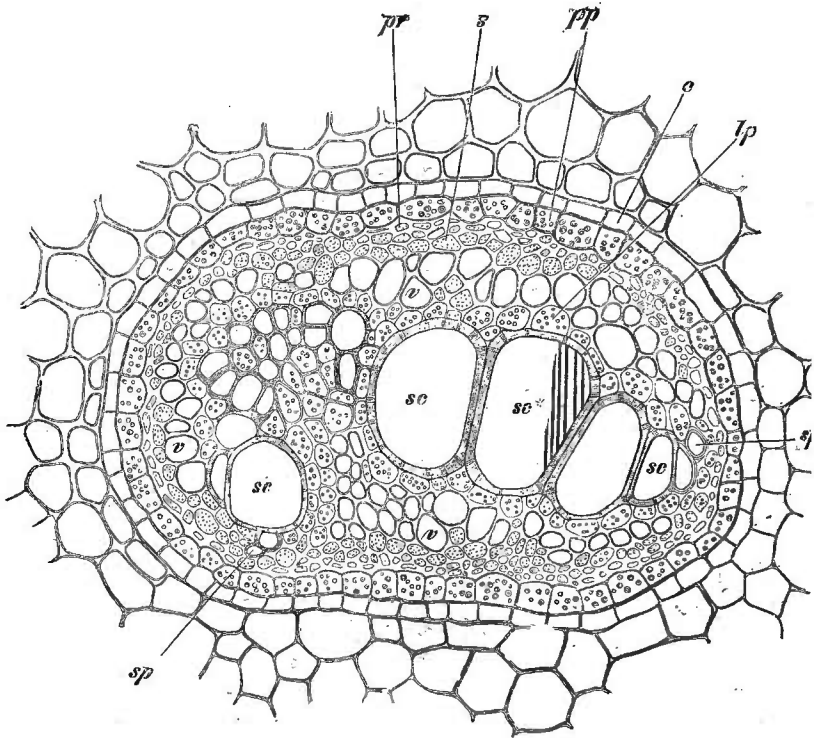


Fig. 58. Coupe transversale dans un faisceau libéro-ligneux du pétiole de *Pteris aquilina*. — *sc*, vaisseaux scalariformes; *sp*, vaisseaux spiralés; dans le vaisseau scalariforme *sc'*, on voit une partie de la membrane de séparation avec son épaissement; *lp*, parenchyme ligneux; *v*, tubes criblés; *s*, cellules annexes; *pr*, protophloème; *pp*, périphloème; *e*, endoderme. — Gr. 240.

chyme qui le recouvre, au périphloème ou au protophloème. A ces deux endroits le liber est donc interrompu complètement ou presque complètement; cependant cette solution de continuité peut manquer chez d'autres Fougères. — Très fréquemment les membranes des cellules endodermiques sont déchirées par le

rasoir, et le faisceau libéro-ligneux se trouve isolé du tissu fondamental. Les cellules de ce tissu avoisinant l'endoderme sont par places très fortement épaissies et colorées en jaune brun. — La coupe transversale du rhizome présente, sous l'épiderme brun foncé, un tissu parenchymateux à membranes brunes et cutinisées, qui devient incolore et se remplit d'amidon vers l'intérieur. Il est traversé par les faisceaux libéro-ligneux et par des fibres rouge brun de sclérenchyme, formant des cordons qui courent entre les faisceaux et parallèlement à eux. Les faisceaux libéro-ligneux périphériques sont protégés sur leur face externe par ces fibres, situées immédiatement contre l'endoderme ; elles constituent ici le tissu mécanique ou stéroéme. — A l'intérieur du pétiole, les rapports sont les mêmes ; cependant un anneau hypodermique de fibres sclérenchymateuses colorées en rouge brun est appliqué contre l'épiderme. — La coupe longitudinale du rhizome attire tout d'abord notre attention par ses larges vaisseaux scalariformes. Leurs faces terminales, très inclinées, sont munies de punctuations aréolées scalariformes en partie ouvertes (1). Sur les membranes latérales séparant deux vaisseaux, on peut aussi facilement constater que les punctuations étendues transversalement sont aréolées des deux côtés (la membrane de séparation est épaissie en torus). Les membranes séparant un vaisseau et une cellule de parenchyme ligneux ne sont aréolées que d'un seul côté, vers la cavité vasculaire ; la membrane de séparation est sans torus. La coupe longitudinale a pu intéresser aussi l'un ou l'autre des vaisseaux spiralés ; elle peut même contenir, ce que l'on ne voit qu'au prix d'une observation attentive, les plaques criblées des tubes criblés. Ces tubes s'aperçoivent beaucoup plus facilement si on traite les coupes par la coralline ; on remarque en même temps que les plaques criblées terminales sont très inclinées et partagées par des bandes d'épaississement en nombreuses subdivisions. Les membranes latérales des tubes criblés portent en outre des punctuations criblées arrondies. A côté des tubes criblés on reconnaît les étroites cellules annexes, avec leur contenu finement granuleux et leur noyau. Au contact des vais-

1. Voyez de Bary, *Vergl. Anatomie*, p. 170.

seaux se trouvent les cellules relativement courtes et remplies d'amidon du parenchyme ligneux. De même forme que ces dernières sont les cellules amylofères du périphloème. Les fibres sclérenchymateuses épaisses, allongées et terminées en pointe du tissu fondamental ont les membranes traversées de fins canalicules.

Une coupe transversale dans le pétiole du *Polypodium vulgare* est aussi très intéressante à étudier. Les faisceaux libéro-ligneux sont encore très nettement délimités; toutefois la gaine qui les entoure ne correspond pas à l'endoderme, mais à une couche de renforcement formée d'une seule assise de cellules épaissies et colorées en jaune brun foncé. L'endoderme proprement dit s'applique immédiatement vers l'intérieur contre cette couche, mais ne se voit qu'avec peine, parce que ses cellules sont aplaties. Vient ensuite, toujours en allant vers le centre, le périphloème, à une seule assise de cellules remplies d'amidon, puis le tissu libérien, composé d'éléments presque aussi larges. Les cellules annexes, mêlées ici aux tubes criblés, se distinguent parfaitement à leur contenu granuleux. Les vaisseaux, réunis tous ensemble, sont entourés par une couche simple de parenchyme ligneux amylofère, qui peut atteindre vers les deux bords étroits du bois jusqu'au périphloème.

Examinons encore chez les Fougères une coupe transversale dans le pétiole du *Scolopendrium vulgare*; nous verrons que deux faisceaux libéro-ligneux s'y réunissent en un seul. Deux parties ligneuses séparées ou se touchant pour former un x sont enveloppées dans un liber commun. Les branches les plus fortes de la figure en x sont tournées vers la face supérieure du pétiole. Les extrémités des branches sont occupées par les plus petits vaisseaux, et on voit souvent se détacher des extrémités supérieures de petits faisceaux libéro-ligneux. Les éléments du liber sont tous d'égale dimension; cependant on reconnaît encore avec facilité à leur contenu abondant les cellules annexes mêlées aux tubes criblés. Sur les côtés de la figure on voit un périphloème à plusieurs couches et à membranes épaissies. Le contour externe du complexe fasciculaire est creusé à quatre places en forme de gouttière: à la partie supérieure, à la partie inférieure et sur les côtés; au fond de ces excavations

l'endoderme est recouvert d'un cordon de fibres sclérenchymateuses rouge brun, épaissies presque jusqu'à disparition du lumen. En montant dans la feuille, la partie ligneuse du faisceau prend progressivement la forme d'un T. Les faisceaux sclérenchymateux de soutien, bien qu'affaiblis, se retrouvent encore, mais seulement au nombre de trois.

L'appareil libéro-ligneux central des différentes espèces de *Lycopodium* atteint un degré de complication relativement élevé. Pourtant son étude ne nous présentera pas de bien grandes difficultés, maintenant que nous connaissons les faisceaux libéro-ligneux soudés du pétiole de la Scolopendre. Nous avons affaire en somme à plusieurs faisceaux à bois central comme ceux des Fougères, mais dont les parties libériennes sont coaléscentes. Nous avons choisi pour l'explication le *Lycopodium complanatum*; cependant toute autre espèce pourrait de même être employée, car toutes présentent la même structure, avec des écarts insignifiants. Nous nous faciliterons beaucoup la tâche en traitant les coupes transversales par une solution aqueuse de safranine. L'esquisse ci-contre (fig. 59) nous servira pour l'explication. — Nous remarquons sur la coupe transversale de la tige, vers l'extérieur, l'épiderme (*ep*); ensuite le parenchyme cortical, dont les cellules sont d'abord très larges, puis se rétrécissent vers le centre en même temps que leurs membranes augmentent d'épaisseur, de manière à former une gaine sclérenchymateuse solide que nous désignerons sous le nom de gaine externe (*ve*). Ces éléments corticaux épaissis ne laissent entre eux aucun espace aëri-fère. Les cellules externes de l'écorce se sont colorées en rouge cerise, les internes, à membranes épaisses, en rouge rosé. L'écorce scléreuse se termine brusquement vers l'intérieur, et il lui succède deux ou trois couches de cellules polygonales un peu allongées tangentiellement, reliées entre elles sans lacunes. Ces cellules occupent la place de l'endoderme, mais sont distribuées sur plusieurs rangs et n'ont pas les ombres noires caractéristiques sur les membranes radiales ni aucun autre épaississement; la safranine les colore en rouge cerise. Par contre elles sont cutinisées comme l'endoderme et résistent à l'action de l'acide sulfurique. Nous considérerons cette couche (*vi*) comme une gaine interne. — En allant toujours vers l'intérieur on rencontre plu-

sieurs couches de cellules à large lumen, isodiamétriques sur la coupe transversale et le plus souvent remplies d'amidon; leurs membranes, d'un blanc brillant et d'aspect gonflé, se colorent, après une action assez longue, en rouge orange au contact de la safranine. Cette couche se trouve donc à la place du péricycle, et peut d'après cela, par analogie avec ce qui a lieu chez les Fougères, être appelée périphloème (*pp*). Examinons maintenant les bandes ligneuses, colorées en beau rouge cerise. Elles se composent dans leur portion médiane de

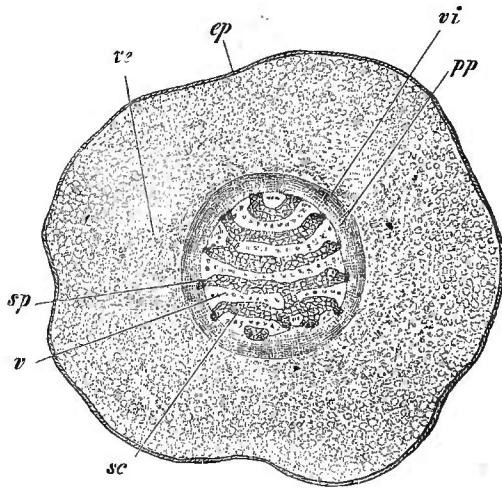


Fig. 59. Coupe transversale de la tige du *Lycopodium complanatum*. — *ep*, épiderme; *ve*, gaine externe; *vi*, gaine interne; *pp*, périphloème; *sc*, vaisseaux scalariformes; *sp*, vaisseaux annelés et vaisseaux spirales; *v*, tissu criblé. — Gr. 26.

larges vaisseaux scalariformes (*sc*), étroitement reliés entre eux et sans interposition de cellules, et sur leurs bords amincis des éléments du protoxylème, c'est-à-dire de vaisseaux spirales et annelés à lumen étroit (*sp*). Les bandes ligneuses du *Lycopodium complanatum*, quelque peu convexes d'un côté et concaves de l'autre, parcourent transversalement la coupe du cylindre central, à peu près parallèles entre elles. On peut encore constater qu'elles sont parallèles à la surface du sol sur lequel la tige de cette plante est couchée, et qu'elles tournent leurs côtés con-

caves en haut. Les petits faisceaux libéro-ligneux des feuilles, après qu'ils sont entrés dans le cylindre central, se rattachent à un des groupes de vaisseaux spiralés d'une bande ligneuse. Il n'est pas rare que deux bandes vasculaires s'anastomosent; on en voit un exemple au bas de la figure ci-contre. Dans les tiges dressées du *Lycopodium Selago*, toutes les bandes ligneuses se soudent entre elles par leur partie médiane, et sur une coupe transversale donnent une figure étoilée. Les bandes vasculaires sont entourées d'une couche simple de cellules à membranes minces et à lumen étroit que nous rapporterons, comme chez les Fougères, au parenchyme ligneux. Les faisceaux ligneux arrivent avec le protoxylème et le parenchyme ligneux de leurs bords jusqu'au tissu du périphloème. Entre les bandes de vaisseaux se trouvent des cellules étroites à membranes blanches très réfringentes, dont les moyennes se font remarquer par un lumen un peu plus large; ce tissu est le liber et les éléments un peu plus grands qu'il contient sont les tubes criblés (*v*). Avec de la safranine on peut réussir à colorer les membranes des tubes criblés en rouge rosé, pendant que les autres cellules du liber demeurent incolores. Aux extrémités des bandes libériennes on distingue à leur étroitesse les éléments du protophloème. Le liber arrive avec ceux-ci jusqu'au périphloème, dont les grandes cellules se distinguent facilement du bois et du liber. Pendant que l'on fait les coupes, la partie axiale du cylindre central, se composant du bois et du liber, se détache facilement du périphloème à sa limite interne. La coupe longitudinale nous montre à l'extérieur l'épiderme, puis, posées obliquement contre ce tissu, les larges cellules du parenchyme cortical; plus intérieurement les fibres sclérenchymateuses de la gaine externe, et la gaine interne, composé de cellules parenchymateuses allongées; vient ensuite le périphloème, avec ses membranes épaisses et blanches et ses cloisons terminales inclinées; puis on trouve les vaisseaux scalariformes, les vaisseaux annelés et spiralés étroits, mais souvent très étirés, et enfin les éléments du liber. Ces derniers sont des cellules très longues, superposées et séparées l'une de l'autre à leurs extrémités par des cloisons plus ou moins obliques. Même à l'aide de la coralline et du bleu d'aniline, on n'arrive qu'avec peine à y

montrer des plaques relativement petites et inclinées. Les plus larges cellules sont seules des tubes criblés; celles beaucoup plus nombreuses à lumen étroit, à contenu granuleux et brillant sont les cellules annexes.

CHAPITRE XIV

LIÈGE, LENTICELLES. — MÉCANISME DE LA CHUTE DES FEUILLES

Nous avons déjà parlé en plusieurs circonstances de la disposition et de la structure du liège. Nous allons revenir plus spécialement sur ce sujet, pour étudier d'une part les lenticelles, et de l'autre les membranes cellulaires subérifiées ainsi que leurs réactions (1).

Une coupe transversale dans un rameau de *Sambucus nigra* de 5 millimètres environ de diamètre présente une moelle très développée et à grandes cellules, entourée d'un cercle de faisceaux libéro-ligneux déjà reliés entre eux par du cambium interfasciculaire. L'anneau cambial a commencé à fonctionner et a produit à la manière habituelle, aussi bien à l'intérieur des faisceaux que dans les intervalles qui les séparent, vers l'intérieur du bois secondaire, vers l'extérieur du liber secondaire. Le liber primaire est protégé extérieurement par des fibres de sclérenchyme. L'écorce présente dix à quinze cellules d'épaisseur. Les arêtes saillantes de la tige sont formées par une couche épaisse de collenchyme hypodermique, laquelle se réduit dans les sillons à deux ou trois assises de cellules. Sous les stomates, le collen-

1. On trouvera l'histoire du sujet dans de Bary, *Vergl. Anat.*, p. 560; voir aussi v. Höhnel, *Stzber. d. math. naturw. Cl. d. k. Ak. d. W. in Wien*, LXXVI, 1877.

chyme est interrompu et remplacé par le parenchyme cortical vert, qui arrive à ces places jusqu'à l'épiderme. Dans un fragment de tige de 4 millimètres environ de diamètre, commence la formation de la couche subéreuse par la division tangentielle des cellules collenchymateuses les plus externes, immédiatement appliquées contre l'épiderme. L'interne des cellules sœurs ainsi produites se divise encore une fois, et c'est la cellule médiane qui fonctionnera dans la suite comme cellule cambiale subéreuse. Celle-ci est facile à reconnaître, même lorsque le péricorème comprend déjà plusieurs

assises (fig. 60 *ph*). La partie interne de la cellule primitive de collenchyme (*cl*) se trouve reportée, dans chaque série radiale, tout à fait à l'intérieur, et la partie externe à l'extérieur de la couche nouvellement formée. La cellule plate limitant intérieurement la couche de liège est la cellule cambiale subéreuse ou la cellule de *phellogène* (*ph*). Sur des coupes transversales heureuses, on peut du reste constater que la formation d'une couche continue de liège est précédée d'un proces-

sus particulier qui commence sous les stomates. Les cellules de l'écorce primaire qui entourent les chambres sous-stomatiques se mettent à se diviser, et les divisions se rattachent latéralement aux cellules limitrophes de collenchyme. Il se produit bientôt sous le stomate une couche en forme de ménisque (fig. 61 *pl*), dont les cellules en se divisant donnent naissance vers l'extérieur à des éléments arrondis et incolores (*l*), et vers l'intérieur à l'écorce subéreuse ou *phellogène* (*pd*). Les cellules externes (*l*) sont

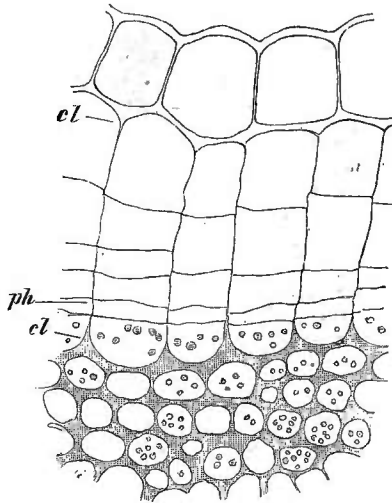


Fig. 60. Coupe transversale dans la région externe d'une jeune tige de *Sambucus nigra*. — *ph*, phellogène; *cl* et *cl*, partie supérieure et partie inférieure de la cellule collenchymateuse primitive. — Gr. 240.

considérées comme des cellules de remplissage. Elles brunissent, mais ne se subérifient pas; leur nombre augmentant, elles exercent sous l'épiderme une telle pression que celui-ci se fend. Ainsi se produisent les pores corticaux ou lenticelles. Si l'on examine un rameau à l'œil nu, les lenticelles se présentent comme de petits sillons entourés d'un bourrelet en forme de lèvres; la coloration brune des cellules de remplissage se remarque aussi facilement.

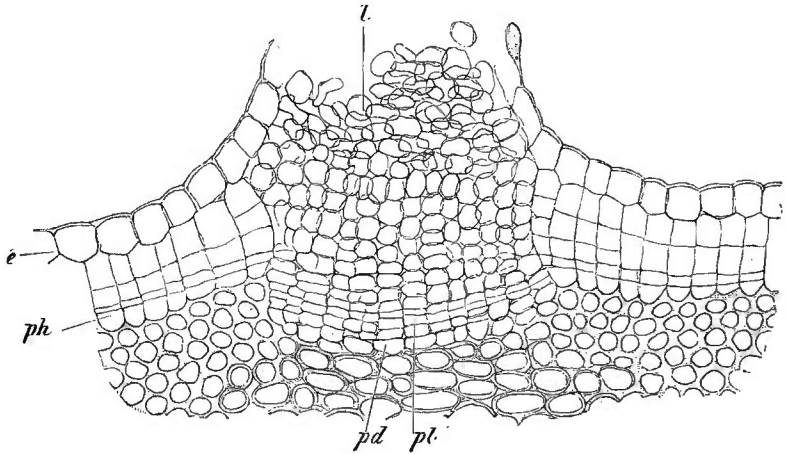


Fig. 61. Coupe transversale d'une lenticelle de *Sambucus nigra*. — *e*, épiderme; *ph*, phellogène; *l*, cellules de remplissage; *pl*, cambium de la lenticelle; *pd*, phellogen. — Gr. 90.

Aux endroits plus jeunes de la tige, les lenticelles apparaissent comme des taches elliptiques, légèrement convexes; sur des états plus jeunes encore, les lenticelles ne sont plus que des taches claires. C'est là qu'il faut pratiquer des coupes transversales si l'on veut obtenir les stades les plus jeunes du développement des lenticelles. C'est seulement après que l'épiderme a été rompu par la lenticelle que commencent dans le collenchyme avoisinant les divisions qui doivent conduire à la formation du périoderme. — Les cellules de remplissage des lenticelles se séparent l'une de l'autre et se désorganisent vers l'extérieur, mais au fur et à mesure elles sont reproduites par le phellogène. Les espaces qui les séparent sont remplis d'air, et ainsi il s'établit une communication entre le tissu interne de la tige et l'atmosphère

extérieure; les lenticelles remplacent par conséquent les stomates dans les parties plus âgées de la plante, où a commencé la formation du liège. Pour l'hiver nous voyons apparaître des cellules de remplissage plus serrées et plus résistantes. Le Surcau ne forme donc pas, pour la période hibernale, de couche isolante spéciale, composée de cellules étroites et sans méats, comme cela a lieu chez beaucoup d'autres plantes, qui peuvent même intercaler de pareilles couches, pendant le temps de la végétation, entre les cellules de remplissage. Les cellules de ces couches isolantes ou intercalaires sont subérifiées; cependant elles laissent entre elles des espaces libres à direction radiale, de sorte qu'elles ne constituent pas une fermeture complète (1). Les parties de tiges plus âgées du *Sambucus* présentent des fentes longitudinales dans le périoderme; elles traversent les lenticelles sans les endommager; ces dernières se retrouvent encore sur les troncs les plus vieux, pendant qu'entre elles les couches externes du périoderme s'exfolient continuellement.

On recommande d'étudier d'abord la structure des cellules subéreuses chez le *Cytisus laburnum*, parce que là elles présentent un épaississement remarquable. Une coupe transversale dans l'écorce d'une tige âgée fait voir que le périoderme ne se compose que d'une seule sorte de cellules subéreuses régulièrement disposées en files radiales. Les plus jeunes sont incolores; les plus âgées colorées en jaune brun. Celles de ces cellules qui occupent la périphérie du périoderme s'étendent tangentiellement et s'aplatissent même, de sorte que leur lumen tend à disparaître. Elles sont toutes très fortement épaissies, notamment sur leurs parois externes. On distingue facilement dans l'épaisseur de ces membranes et sans le secours d'aucun réactif: 1° les couches moyennes, minces, formant la limite des cellules; 2° une couche secondaire d'épaississement, très épaisse et nettement lamelleuse; 3° à l'intérieur de cette dernière une couche tertiaire d'épaississement. D'après cela, la membrane tout entière se compose de cinq couches distinctes; la moyenne, lignifiée, représentant la membrane primaire; les deux couches secondaires, qui sont subérifiées, et enfin les deux couches tertiaires,

1. Klebahn, *len.*, *Zeitschrift f. Naturw.*, XVII.

ordinairement à l'état de cellulose, mais cependant, dans le cas actuel, quelque peu lignifiées. Le chlorure de zinc iodé donne aux cellules subéreuses toutes les nuances du jaune au jaune brun; les plus jeunes deviennent plus sombres que les plus vieilles; la couche tertiaire d'épaississement présente toujours les teintes les plus foncées. Les réactifs spéciaux de la substance subéreuse ou *subérine* sont la potasse, le mélange de Schultze et l'acide chromique (1). On traite d'abord les coupes par la potasse et l'on constate que les cellules subéreuses deviennent jaunes. Si l'on chauffe avec précaution la coupe placée sur un porte-objet et recouverte de la lamelle, on voit bientôt augmenter l'intensité de la coloration. — Avec la macération de Schultze (mélange de chlorate de potasse et d'acide nitrique), on obtient la réaction de l'acide cérique. A la température ordinaire, ce mélange colore les cellules subéreuses en jaune brun, et en outre rend toutes leurs parties plus distinctes. Si l'on porte à l'ébullition sur le porte-objet, en ajoutant encore, s'il est nécessaire, un peu de réactif, il ne reste bientôt plus de toute la coupe que les couches de membrane subérifiées; celles-ci se gonflent finalement et se fondent en une masse globuleuse incolore; c'est là le prétendu acide cérique, facilement soluble dans l'alcool, mais surtout dans l'éther. — En laissant agir sur les coupes l'acide chromique passablement concentré, il ne reste non plus que les couches subérifiées des cellules; si l'action se continue ces couches deviennent tellement transparentes que l'on a de la peine à les distinguer; elles ne disparaissent cependant pas. Malgré la dissolution des lamelles moyennes, les couches secondaires demeurent unies.

Le liège à bouchons (du *Quercus suber*) se compose de grandes cellules presque cubiques, à membranes minces, lesquelles passent progressivement à des cellules plates et plus fortement épaissies, marquant la limite externe de la couche d'accroissement de l'année; à celles-ci succèdent de nouveau les cellules cubiques à parois minces. L'addition d'une solution de potasse colore la coupe en jaune, mais principalement les couches annuelles à membranes épaisses. On peut voir en même temps que chacune

1. Indiqué par v. Höhnel, *Stzber. d. math. naturw. Cl. d. k. Ak. d. W. in Wien*, LXXVI, p. 522.

des cloisons se compose de cinq couches, comme chez le *Cytise*. Ici encore la couche tertiaire ne donne pas d'abord la réaction de la cellulose, mais seulement après un traitement approprié. Les réactions de la subérine réussissent encore mieux que chez le *Cytise*, notamment la réaction de l'acide cérique.

Quelquefois le phellogène ne forme pas seulement en direction centripète des cellules subéreuses, mais encore en direction centrifuge des cellules parenchymateuses qui constituent le *phello-derme*. Mais rarement ce phelloderme atteint une épaisseur aussi considérable que chez les différentes espèces de *Ribes*. Si nous examinons une coupe transversale dans une tige âgée de *Ribes rubrum*, nous trouvons d'abord sous la couche subéreuse brune à parois minces le phellogène, et ensuite vers l'intérieur une couche épaisse de cellules corticales aplaties, contenant de la chlorophylle. Ces dernières sont disposées en séries radiales se continuant avec celles du liège. Cet arrangement se perd vers l'intérieur du phelloderme, à la suite de l'accroissement des cellules. Les éléments les plus internes du phelloderme se rattachent à l'anneau collenchymateux. Toutes ces formations issues du phellogène sont comprises sous la désignation de *périderme*; chez le *Ribes* le périderme est par conséquent formé de liège (phellème) et de parenchyme subéro-cortical (phelloderme). --- Il est aussi très intéressant de pratiquer des coupes transversales dans une tige d'un an du *Ribes rubrum*, où la formation du liège a à peine commencé. Ici on peut voir le premier développement du phelloderme, et constater en même temps que chez la plante en question le phellogène est situé assez profondément dans l'écorce. Les tissus qui se trouvent en dehors de la couche de liège, ne recevant plus de sève, ne tardent pas à mourir; ils brunissent et forment ensemble ce qu'on a appelé l'écorce crevassée ou *rhytidome*.

La chute des feuilles à l'automne est provoquée par le jeu d'un méristème séparateur qui se développe plus ou moins tôt pendant le temps de la végétation, et qui coupe transversalement le pétiole à son articulation. Cette couche séparatrice est la seule formation secondaire que l'on observe à la base des folioles des feuilles composées et aussi à la base du pétiole primaire de beaucoup d'autres feuilles (Fougères et nombreuses Phanérogames). La cicatrice

est ensuite fermée, mais plus tard, par une couche de liège ou, comme chez les Fougères, par la simple dessiccation des cellules périphériques. Mais dans beaucoup d'autres cas il se développe avant la chute de la feuille, à la base du pétiole primaire, un périderme isolé de la couche séparatrice par quelques rangs de cellules arrondies; ce périderme n'arrive à toute son activité qu'au moment où la feuille doit se détacher (1). Nous étudierons la marche du phénomène chez l'*Æsculus hippocastanum*. Les objets conservés dans l'alcool sont aussi favorables à l'observation que les objets frais. La couche séparatrice et la couche de liège se développent à l'endroit, visible extérieurement, où le tissu brun de la tige se sépare du tissu vert du pétiole; à la face supérieure cette limite se trouve dans l'angle que forment le pétiole foliaire et le bourgeon axillaire. Pour obtenir des préparations qui montrent ces nouvelles productions, on détache le pétiole du rameau en enlevant en même temps les parties voisines de l'écorce, et on le divise en deux suivant la ligne médiane. On fait ensuite un certain nombre de coupes longitudinales minces à la base de ce pétiole, en cherchant autant que possible que quelques-unes passent par le faisceau libéro-ligneux. De telles coupes tirées d'objets frais montrent déjà à un faible grossissement la couche de liège, comme une bande brunâtre claire placée entre les cellules colorées en brun foncé de l'écorce et celles du pétiole. Sur les objets que l'on a durcis dans l'alcool, les membranes cellulaires de l'écorce et du pétiole sont incolores; mais la couche de liège, notamment du côté cortical, est nettement colorée en rouge brun. Elle se compose de six à huit assises cellulaires et se rattache par ses bords au périderme du rameau, le phellogène étant tourné du côté de la tige. La couche de liège est traversée par les faisceaux libéro-ligneux de la feuille. Séparée de ce périderme par quelques rangs de cellules, on voit, dans le tissu du pétiole, la couche séparatrice à quelques assises de cellules seulement, et reconnaissable à sa coloration jaune, à ses membranes en partie encore jaunes, et à la richesse du contenu de ses cel-

1. V. Mohl, *Bot. Zeit.*, 1860, pages 1, 152, 275; Bretfeld, *Jahrb. f. wiss. Bot.* XII, page 133; van Tieghem et Guignard, *Bull. de la Soc. bot. de France*, 28 juillet 1882.

lules, remplies de petits grains d'amidon. Elle se produit peu de temps avant la chute de la feuille, tandis que le périoderme se forme bien longtemps avant et est traversé par les éléments vivants du faisceau libéro-ligneux. Au reste les cellules du pétiole sont presque dépourvues de substances de réserve; elles ne contiennent, comme le démontre le traitement par l'iode, que des traces d'amidon. Cette substance manque également à l'intérieur du faisceau libéro-ligneux, aussi bien dans la feuille que dans l'écorce, mais il est abondant, par contre, dans l'écorce autour de ce faisceau. Les éléments à parois minces du faisceau libéro-ligneux sont remplis de masses très réfringentes qui donnent les réactions du tannin. Si l'on examine des coupes fraîches dans l'eau, ce liquide prend bientôt, à cause de l'æseuline contenu dans l'écorce, une fluorescence bleuâtre. De nombreuses cellules du pétiole contiennent des macles radiées cristallines, quelquefois aussi des cristaux isolés d'oxalate de chaux. Lorsqu'on traite les préparations par le vert de méthyle acétique, on aperçoit encore dans les cellules du pétiole les restes de l'utricule protoplasmique, du noyau cellulaire et des grains de chlorophylle. Les corps jaunes en lesquels se sont transformés les grains de chlorophylle donnent à la feuille sa coloration automnale. Le décollement du pétiole se produit à l'intérieur de la couche séparatrice, dont les cellules en s'arrondissant pressent les unes contre les autres et détachent l'organe. La cicatrice foliaire est recouverte de cellules parenchymateuses rondes, placées entre la couche de séparation et la couche de liège; elle paraît par conséquent d'abord verdâtre. Ces cellules brunissent rapidement à l'air et se dessèchent. Les éléments brisés et détachés du faisceau libéro-ligneux meurent bientôt et leurs membranes, aussi bien que leur contenu, se colorent en brun foncé. Sous ces cellules inertes il va se former maintenant dans le faisceau lui-même une couche de phellogène. Elle naît par la division de tous les éléments encore vivants, et s'interrompt, on le comprend, à la place des vaisseaux, privés depuis longtemps de tout contenu protoplasmique. Ceux-ci sont bientôt comprimés par les cellules en voie de division. Ainsi se forme sur la cicatrice une couche de liège complètement fermée et qui augmente encore plus tard en épaisseur. Entre les cellules de ce liège on reconnaît encore

pendant longtemps les fragments de vaisseaux aplatis et déchirés. Les extrémités desséchées du faisceau libéro-ligneux continuent à proéminer au nombre de 5 à 7 sur la surface scutiforme de la cicatrice. — Comme plantes très favorables à l'étude du processus ci-dessus décrit, on peut recommander le *Gymnocladus Canadensis*, ou encore le *Robinia pseud-acacia* et le *Populus dilatata*. Les résultats seront sensiblement les mêmes que ceux qui viennent d'être rapportés. Si l'on place des feuilles vigoureuses de *Gymnocladus Canadensis* ou aussi d'*Ailanthus glandulosa* dans un lieu sombre et humide, elles perdent déjà leurs folioles par le plus léger contact, les premières après quarante-huit heures, les secondes au quatrième jour (1). Des coupes longitudinales à l'insertion des folioles montrent qu'il s'est formé à leur base une couche séparatrice. Il s'en développe également une, mais seulement au sixième ou au septième jour, à la base du pétiole commun. Toutefois dans ces circonstances on n'observe jamais la production d'un périderme sous la couche séparatrice. Le *Fraxinus excelsior* et le *Juglans regia* peuvent aussi être employés à cette étude.

CHAPITRE XV

STRUCTURE DES FEUILLES CAULINAIRES ET DES FEUILLES FLORALES. — TERMINAISON DES FAISCEAUX LIBÉRO-LIGNEUX

Nous nous proposons dans ce chapitre d'étudier sur un certain nombre d'exemples la structure interne des feuilles. Nous nous occuperons d'abord des feuilles caulinaires et nous choisirons les types qui présentent la plus grande différenciation possible de leurs tissus. Comme premier exemple nous prendrons la Rue (*Ruta graveolens*), qui conserve souvent son feuillage pendant l'hiver. Les feuilles de cette plante sont bipinnatiséquées, avec

1. V. Mohl, *loc. cit.* p. 271.

les folioles obovées. En les regardant contre la lumière, on y remarque des points clairs qui sont des réservoirs à huile essentielle ou glandes internes. L'examen de coupes superficielles des épidermes montre que la face supérieure de la feuille ne porte que peu ou point de stomates (fig. 62 *A*), tandis que la face inférieure en présente de nombreux (*B*). Un petit puits allongé rempli

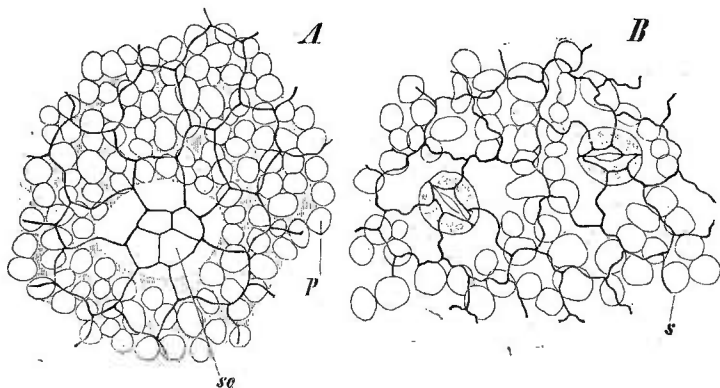


Fig. 62. Épiderme et tissu sous-jacent de la feuille de *Ruta graveolens*.—*A*, épiderme supérieur; *sc*, cellules épidermiques recouvrant un réservoir sécréteur; *p*, parenchyme en palissade; — *B*, épiderme inférieur; *s*, parenchyme spongieux. En *A*, les espaces intercellulaires remplis d'air ont été ombrés; en *B*, ils sont laissés en blanc. — Gr. 240.

d'air conduit à la fente stomatique. Sur les poches sécrétrices se trouvent quatre cellules (*A*, *sc*), ainsi qu'on peut le constater à la face supérieure ou à la face inférieure de l'épiderme. Dans les parties les plus épaisses de la coupe, où le rasoir n'a pas ouvert les réservoirs, on voit dans chacun d'eux une goutte jaune réfractant fortement la lumière. A une mise au point plus profonde on peut constater qu'il se trouve sous l'épiderme supérieur un tissu vert formé de cellules paraissant rondes en coupe optique (*A*, *p*). Ces cellules sont latéralement presque entièrement isolées les unes des autres, et les espaces compris entre elles remplis d'air. L'épiderme inférieur est également tapissé de cellules vertes, rondes aussi en coupe optique (*B*, *s*), mais moins nombreuses. Ces cellules sont de même séparées par des méats contenant de l'air et laissent entre elles, particulièrement sous les stomates, de larges cavités respiratoires (*B*). Étant données ces notions par l'étude

des coupes superficielles, nous allons maintenant étudier les coupes transversales. Nous les ferons perpendiculairement à l'axe longitudinal de la foliole et selon la méthode que nous connaissons déjà, c'est-à-dire en soutenant l'organe entre deux morceaux de moelle de Sureau. Les deux épidermes contiennent entre eux le tissu interne de la feuille, ou mésophylle. En allant du haut en bas, nous remarquons d'abord l'épiderme supérieur (fig. 63 *ep'*), puis une double couche de cellules à chlorophylle, parallèles, allongées perpendiculairement à la surface de la feuille, que nous nommons cellules en palissade. Nous avons déjà constaté en coupe optique superficielle, que ces cellules sont latéralement plus ou moins complètement séparées l'une de l'autre; nous voyons maintenant que par leurs extrémités, les cellules des deux couches sont intimement reliées. Les cellules de la deuxième couche de palissades (*pl''*) sont moins nombreuses que celles de la première, et il arrive donc souvent que plusieurs cellules palissadiformes externes se rattachent à une seule cellule interne. Un tissu lâche succède à ces deux premières couches; il s'étend jusqu'à l'épiderme inférieur et forme sur la coupe un réseau à larges mailles; nous désignerons ce tissu sous le nom de parenchyme spongieux. Il contient un peu moins de grains de chlorophylle que le tissu en palissade. Les cellules de la couche supérieure du parenchyme spongieux (*sp'*) sont reliées aux cellules inférieures des palissades, plus nombreuses qu'elles, de la même façon que celles-ci le sont aux cellules du rang externe. Aucune des cellules palissadiformes n'est libre à son extrémité inférieure; lorsque le contraire paraît avoir lieu (comme dans la figure ci-contre), c'est que la soudure n'est pas dans le plan de l'image. Il n'y a pas non plus d'extrémités libres dans le parenchyme spongieux, toutes les cellules se soudant à d'autres par les rameaux qu'elles émettent. La couche inférieure du parenchyme spongieux (*sp''*) a ses éléments allongés perpendiculairement à l'épiderme; c'est ainsi que se produit une forme intermédiaire entre le parenchyme spongieux proprement dit et le parenchyme en palissade. Les cavités respiratoires (*a*) placées sous les stomates (*st*) sont complètement isolées. Quelques cellules du parenchyme spongieux contiennent une macule radiée d'oxalate de chaux; renflées en forme de tonneaux, elles ne possèdent pas de chlorophylle et paraissent sus-

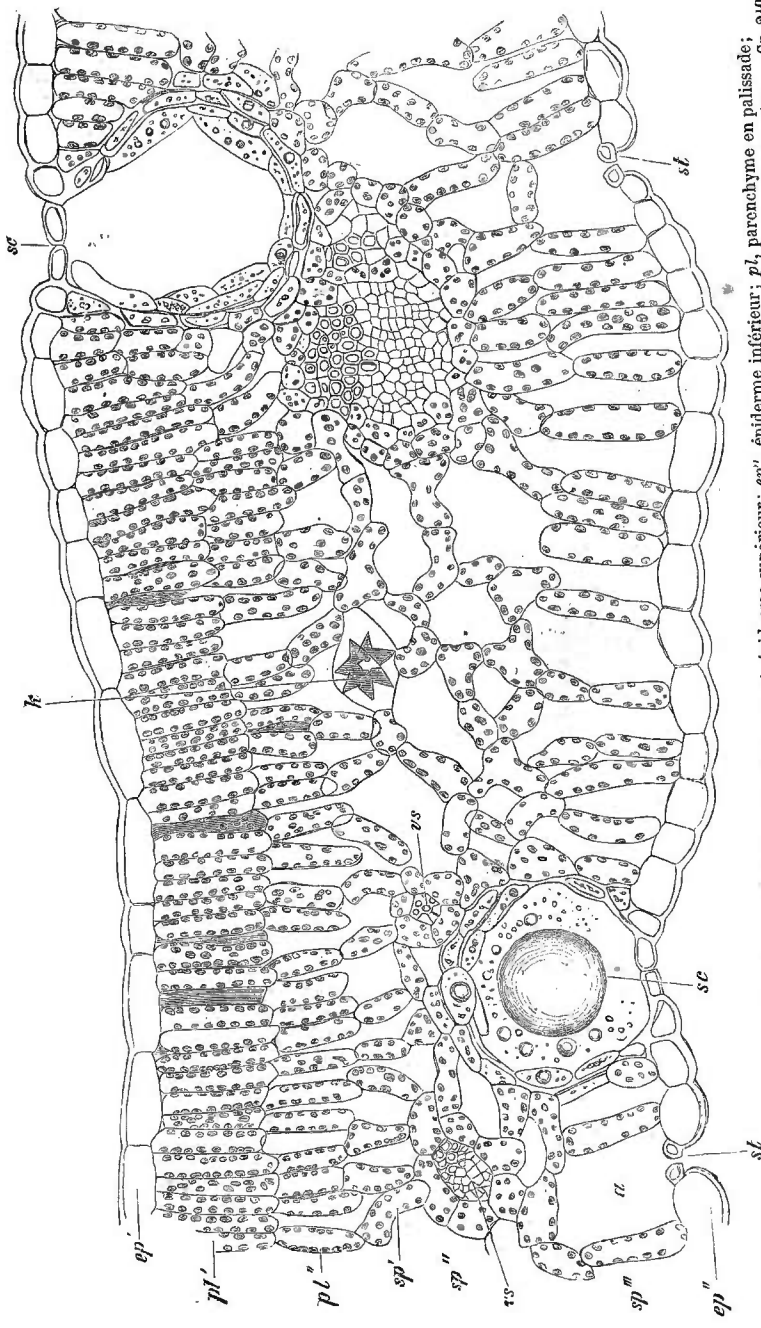


Fig. 65. Coupe transversale dans la feuille de *Rata grazeolens*. — *ep'*, épiderme supérieur; *ep''*, épiderme inférieur; *pl*, parenchyme en palissade; *sp*, parenchyme spongieux; *k*, cellules cristallifères; *vs*, faisceaux libéro-ligneux; *sc*, poches sécrétrices; *a*, chambre sous-stomatique; *st*, stomates. — Gr. 240.

pendues parmi les cellules vertes. Au bord des folioles, la membrane externe des cellules épidermiques est très fortement épaissie ; à ce même endroit la couche palissadique est simple et se continue sur la face inférieure de l'organe, où elle passe aux cellules allongées du parenchyme spongieux (*sp''*). Les faisceaux libéro-ligneux se trouvent dans le parenchyme spongieux : la nervure médiane, la plus développée, touche par une de ses faces à l'assise palissadique interne, et de l'autre arrive jusqu'à la dernière couche du parenchyme spongieux. Dans chaque faisceau on reconnaît facilement le bois, à son aspect foncé, et le liber à sa couleur claire. Le cambium, situé entre ces deux tissus, a une activité très limitée, comme le démontre le petit nombre des éléments disposés en files. Autour du faisceau libéro-ligneux se trouve une gaine parenchymateuse à grains de chlorophylle entourée par les cellules du parenchyme spongieux. Les plus petits faisceaux (*vs*) sont réduits à quelques vaisseaux et quelques cellules libériennes ; ils sont quand même enveloppés par une gaine parenchymateuse. Les réservoirs à huile essentielle (*sc*) s'appuient contre l'épiderme des deux faces. Une couche de cellules plus ou moins désorganisées, à parois minces, les entoure, et à celle-ci succède une autre couche de cellules aplaties, à contenu granuleux, à membranes blanches passablement épaisses. C'est à ces cellules que se rattache le mésophylle. Les cellules épidermiques qui se trouvent sur la glande sont plus aplaties que les autres. L'huile volatile est facilement dissoute par l'alcool. — Des coupes superficielles à la base du pétiole commun montrent que les cellules épidermiques des deux faces sont plus allongées et écartées par des ouvertures de stomates ; on y trouve aussi ces réservoirs à huile essentielle. Sous l'épiderme, il existe une couche de cellules collenchymateuses allongées, puis un tissu chlorophyllien. Sur la coupe transversale, on voit que la membrane externe de l'épiderme est très épaissie et qu'elle recouvre une simple couche de cellules collenchymateuses qui ne fait défaut que sous les ouvertures des stomates. Les deux à trois couches de cellules vertes et allongées en forme de palissades qui viennent ensuite sont assez uniformément développées sur toute la périphérie de la coupe, toutefois plus lâchement reliées entre elles à la face inférieure. A ces cel-

lules en succèdent d'autres, arrondies, d'abord vertes, ensuite incolores, qui s'agrandissent en allant vers l'intérieur. Dans ce cylindre central composé de cellules incolores courent les faisceaux libéro-ligneux, le plus fort dans le plan médian et plus près de la face inférieure, les autres tout autour du pétiole, avec leur partie ligneuse tournée vers le centre commun. Les plus gros faisceaux sont munis extérieurement de cordons de fibres sclérenchymateuses. C'est dans ces gros faisceaux que l'activité du cambium a duré le plus longtemps, produisant en dedans du bois secondaire et en dehors du liber secondaire à membranes minces. On ne trouve de vaisseaux quelque peu larges qu'à l'intérieur des faisceaux; à la périphérie il n'y a que des trachéides à punctuations aréolées.

Comme deuxième exemple nous choisirons la feuille du *Fagus silvatica*. A cause de la très faible épaisseur de cet organe, il est difficile d'en obtenir de bonnes coupes transversales. Il n'existe de stomates que sur l'épiderme inférieur. Une couche de cel-

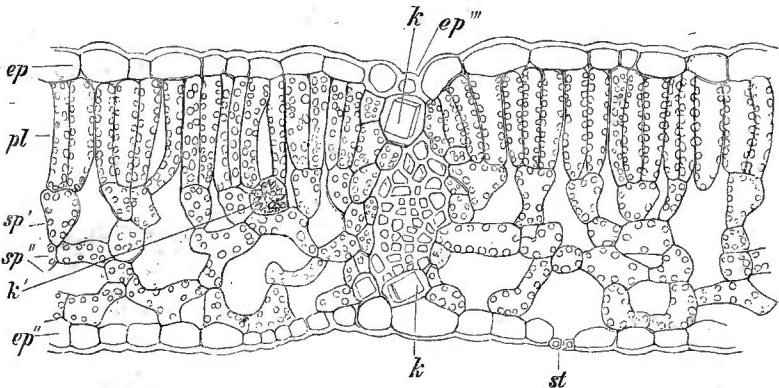


Fig. 64. Coupe transversale dans la feuille du *Fagus silvatica*. — *ep*, épidermie; *pl*, parenchyme en palissade; *sp*, parenchyme spongieux; *k*, cellules cristallifères (en *k'*, macle radiée); *st*, stomate. — Gr. 360.

lules en palissade (fig. 64 *pl*) occupe la face supérieure des feuilles exposées au soleil. Ces cellules sont plus ou moins complètement séparées les unes des autres par des espaces aëri-fères. Elles se réunissent en touffes par deux ou trois, et chaque touffe s'insère sur une ou plusieurs cellules du paren-

chyme spongieux, élargies pour cela en entonnoir (*sp'*). Ces dernières se relient à des cellules oblongues formant un parenchyme lâche qui atteint jusqu'à l'épiderme inférieur (*ep''*). Quelques cellules sans chlorophylle et contenant une macle radiée cristalline (*k'*) se remarquent dans les autres éléments du parenchyme spongieux. La nervure principale et les nervures latérales de premier ordre se détachent en saillie à la face inférieure de la feuille. Les arêtes sont parcourues par les faisceaux libéro-ligneux. Elles sont recouvertes par des cellules allongées de l'épiderme reposant sur des cellules de collenchyme également allongées. A celles-ci se rattachent des cellules contenant chacune un cristal simple. Une couche à plusieurs assises de fibres sclérenchymateuses venant ensuite, enveloppe le faisceau tout entier. A la face supérieure, le faisceau est recouvert d'une couche en palissade interrompue suivant une bande étroite et remplacée là par du collenchyme. Les cellules épidermiques allongées forment un ruban étroit (*ep'''*) au-dessus du faisceau. Une couche de cellules à chlorophylle entoure la gaine de sclérenchyme et sert à l'insertion des cellules du parenchyme spongieux.

Les nervures représentent le système mécanique de la feuille, construit de manière à résister à la flexion. La lame foliaire est encore tendue par ces nervures qui l'empêchent de se plisser (1).

Les faisceaux les plus petits, tels que celui qui est représenté par la figure 64, ne sont soutenus que de deux côtés par quelques fibres de sclérenchyme. Les dernières ramifications ne possèdent aucun appareil protecteur et se trouvent directement entourées par une gaine de parenchyme. Les faisceaux moyens sont accompagnés du côté du bois et du liber par des cellules à cristaux (*k*). Au-dessus et au-dessous d'elles se trouvent les cellules de l'épiderme; elles sont un peu allongées et forment des bandes légèrement enfoncées. Les cellules épidermiques qui se trouvent au-dessus des nervures produisent de longs poils semblables à des fibres de sclérenchyme, que les feuilles adultes ont perdu le plus souvent.

1. Voyez Haberlandt, in *Encykl. d. Naturwiss., Handb. d. Bot.* II, p. 614; J. v. Sachs, *Vorlesungen über Pflanzen-Physiologie*, p. 59 et suivantes.

Il est très facile de constater que les Hêtres poussant en des lieux exposés au soleil ont les feuilles particulièrement épaisses, tandis que ceux qui croissent à l'ombre les ont très minces (1). L'examen microscopique montre que cet épaississement est dû au parenchyme en palissade, qui allonge considérablement ses cellules et peut même en former plusieurs couches. Ce parenchyme est le tissu qui convient par excellence à une grande intensité lumineuse, tandis que le parenchyme spongieux est mieux approprié à une lumière peu intense. Dans les cellules en palissade, les grains de chlorophylle sont toujours adossés aux parois latérales et proéminent seulement plus ou moins dans le lumen cellulaire, selon l'intensité de l'éclairage. Dans les cellules du tissu spongieux par contre, suivant que la lumière est plus ou moins vive, les grains de chlorophylle peuvent occuper les parties de membranes perpendiculaires à la surface de la feuille ou celles qui lui sont parallèles. Les grains de chlorophylle des cellules en palissade sont frappés tout d'abord par les rayons du soleil, tandis que ceux du parenchyme spongieux ne reçoivent que de la lumière affaiblie par son passage à travers les premières cellules. Ces conditions défavorables sont en partie compensées par les différentes positions que peuvent prendre les grains de chlorophylle dans les cellules de ce tissu. Lorsque l'éclairage devient trop intense pour le parenchyme spongieux, les grains de chlorophylle se placent sur les cloisons latérales, afin de présenter moins de surface à la lumière. Les feuilles de Hêtre les plus exposées au soleil ont dans ce but leur tissu vert composé presque exclusivement de parenchyme palissadiforme, tandis que les feuilles qui croissent à l'ombre et qui sont à peu près trois fois plus minces, sont presque entièrement formées de parenchyme spongieux.

Nous ajouterons encore quelques autres considérations physiologiques, qui ressortent de l'examen microscopique précédent (2).

C'est dans des chromatophores verts qu'a lieu exclusivement

1. Stahl, *Ien. Zeitschr. f. Naturw.* XVI, 1885; *Ueber den Einfl. des sonnigen oder schattigen Standortes auf die Ausbildung der Laubblätter.*

2. Haberlandt, in *Encykl. d. Naturwiss., Handb. d. Bot.* II, p. 640.

l'assimilation du carbone. Ainsi il n'y a que ces corps capables de décomposer, à une intensité lumineuse suffisante, l'acide carbonique et l'eau, et de former de leurs éléments des corps riches en carbone. Ce processus a principalement lieu dans les cellules en palissade, et c'est pour cette raison que, physiologiquement, on peut surtout les considérer comme des cellules assimilatrices. Ainsi que nous l'avons vu, ces cellules sont latéralement plus ou moins éloignées les unes des autres et ne se touchent que par leurs extrémités. Par conséquent les matières assimilées ne progressent pas latéralement de cellule à cellule, mais sont conduites directement vers l'intérieur de la feuille. A chaque groupe de cellules en palissade se relie (fig. 63 et 64 *sp'*) une ou deux cellules du parenchyme spongieux dilatées en entonnoir, qui reçoivent immédiatement les produits élaborés et qui pourraient être appelées cellules collectrices. Les cellules du parenchyme spongieux qui suivent (fig. 63 et 64, *sp''*) sont, d'après le même point de vue, des cellules de transport. Le parenchyme spongieux renferme de grandes cavités à air qui sont en communication avec les chambres respiratoires des stomates; il constitue donc aussi un tissu aérifère. C'est encore un tissu de transpiration, vu qu'à la surface de ses cellules a lieu, vers les intervalles intercellulaires, une transpiration active. Enfin le tissu collecteur et le tissu de transport sont, à cause de leurs grains de chlorophylle, en même temps des tissus assimilateurs. Les cellules du parenchyme spongieux se relient aux gaines parenchymateuses des faisceaux libéro-ligneux. Elles conduisent les matières assimilées en dernier lieu dans la gaine parenchymateuse et dans le liber des faisceaux libéro-ligneux, tissus qui constituent donc ensemble l'appareil conducteur. Les faisceaux vasculaires sont en même temps des canaux de transport pour l'eau, qui circule dans leurs vaisseaux, pour être distribuée de là aux tissus environnants et en partie se rendre à l'épiderme, fonctionnant comme réservoir d'eau.

Nous allons maintenant étudier la structure d'une feuille florale, et nous en profiterons pour suivre le cours et la terminaison des faisceaux libéro-ligneux, cet objet étant le plus propice pour cette observation. Les pétales du *Verbascum nigrum* nous conviennent parfaitement dans ce double but. L'air qu'ils retiennent à leur

surface peut facilement s'enlever en frappant légèrement sur le couvre-objet. On ne peut pas employer ici l'alcool, car il rend les images confuses. Le pétale a sur ses deux faces un épiderme délicat, et comme tissu de remplissage un parenchyme spongieux de deux à quatre assises de cellules. Sur les bords, on ne trouve que deux couches de cellules, et à partir de là la feuille allant s'épaississant, on arrive bientôt à quatre couches. Les faisceaux libéro-ligneux les plus forts, aussi bien que les ramifications les plus fines, sont entourés d'une couche de cellules parenchymateuses allongées et à parois très minces. Ces gaines se referment en avant des extrémités des faisceaux. On peut observer des courants protoplasmiques dans leurs cellules. Les éléments ramifiés du parenchyme spongieux se rattachent aux éléments de la gaine. La terminaison offre un très bel aspect et montre une disposition radiée des cellules du parenchyme spongieux autour de la gaine.

Les pétales du *Papaver Rhœas* peuvent aussi être étudiés sans préparation, à condition toutefois de détacher l'air qu'ils retiennent par de petits chocs sur le couvre-objet. Ici on ne trouve entre les épidermes qu'une seule couche de parenchyme spongieux. Les faisceaux libéro-ligneux ne sont nullement libres à leurs extrémités, mais ils se rattachent au contraire les uns aux autres vers les bords de la feuille par des arcs convexes. Ils sont entourés pendant tout leur cours par une gaine à une seule couche. Les cellules du parenchyme spongieux s'y rattachent des deux côtés.

CHAPITRE XVI

CÔNE VÉGÉTATIF DE LA TIGE. — DIFFÉRENCIATION DES TISSUS. — COURSE DES FAISCEAUX LIBÉRO-LIGNEUX

Nous allons maintenant faire connaissance, au moyen de quelques exemples bien choisis, avec le point végétatif des plantes vasculaires. Nous étudierons en premier lieu une plante

phanérogame possédant un cône végétatif fortement développé et facile à préparer, l'*Hippuris vulgaris* (1). Nous nous adresserons à une pousse vigoureuse, dont nous couperons le bourgeon terminal à environ 1 centimètre du sommet; puis nous détacherons de ce fragment les plus grosses feuilles. Il s'agit maintenant d'obtenir une coupe longitudinale médiane dans ce bourgeon; pour cela on le tient, le sommet en bas, entre le pouce et l'index, et on le coupe avec le rasoir, que l'on enfonce verticalement entre les deux doigts faisant office de pinces. On fait d'abord une première section qui divise le bourgeon en deux parties égales; chaque moitié est encore partagée de la sorte, et ainsi de suite jusqu'à ce qu'on obtienne une coupe longitudinale suffisamment mince. On n'arrivera peut-être pas à ce résultat la première fois; cependant il n'y a là aucune difficulté sérieuse, et avec un peu d'exercice on finira par réussir. Si du reste le commençant éprouvait des obstacles trop considérables, il pourrait employer un autre procédé. Au lieu de prendre l'objet entre les doigts, on l'assujettit entre deux morceaux de moelle de Sureau bien plats et on enfonce le rasoir entre eux. Ici l'opération est rendue plus facile, mais le succès est abandonné au hasard. L'objet peut encore être inclus entre deux morceaux de moelle de Sureau et découpés avec eux, de la manière qui a été indiquée précédemment à la page 73.

Parmi les coupes obtenues, nous en choisissons une exactement médiane, ce que nous reconnaissons au cône végétatif, qui dans ce cas doit présenter un contour régulier et une grande élévation. Ce cône végétatif produit les feuilles verticillées de la plante, qui près du sommet se réduisent à de petites éminences disposées régulièrement autour de l'axe. Au-dessous de l'avant-dernier verticille, les nœuds de la tige commencent à apparaître, sous forme de disques transversaux plus denses, au-dessus et au-dessous desquels se montrent dans l'écorce des espaces aërifères longitudinaux. Ces lacunes, qui vont d'un nœud à l'autre, sont d'autant plus développées que la tige a un plus grand diamètre. Les entre-nœuds s'allongent très rapi-

1. Sanio, *Bot. Zeit.*, 1864, p. 225; note **, 1865, p. 184; de Bary, *Vergl. Anat.*, p. 9; L. Kny, *Wandtafeln*, III, p. 99.

dement, et leur épaisseur s'accroît de même. Un peu au-dessus du quatrième verticille foliaire, a lieu l'apparition des premiers vaisseaux caulinaires; on les voit très bien, après l'addition de quelques gouttes de solution de potasse, courir suivant l'axe longitudinal de la tige. Ils appartiennent à un faisceau libéro-ligneux à accroissement acropète, terminé par quelques vaisseaux annelés. Ce n'est que vers le dixième ou le douzième nœud que l'on trouve des vaisseaux foliaires se reliant au faisceau caulinaire. La tige de l'*Hippuris* est donc traversée par un faisceau central unique qui lui est propre (faisceau caulinaire), et auquel se rattachent les faisceaux des feuilles ou faisceaux foliaires. — A l'aisselle des feuilles situées non loin du sommet, s'élèvent de petites proéminences aplaties qui sont les ébauches d'écailles flabelliformes portées par un pédicule simple, unicellulaire. Les sujets qui se préparent à fleurir présentent seuls des rudiments de bourgeons axillaires. — Pour étudier de plus près la structure du cône végétatif, nous choisirons une coupe longitudinale médiane bien réussie et nous la traiterons par l'eau de Javelle. Bientôt des bulles de gaz commencent à se dégager de la préparation. La réaction, suivant les circonstances, dure plus ou moins longtemps. C'est avec les objets conservés dans l'alcool qu'on obtient les plus belles préparations. L'eau de Javelle dissout le contenu des cellules et respecte les membranes, qui apparaissent après cela beaucoup plus nettement. Il s'ensuit que la disposition des cellules est plus facile à suivre. Lorsque le degré de transparence nécessaire est atteint, on lave les préparations à l'eau. Si la coupe était devenue trop claire, on remédierait à cet inconvénient en la traitant par l'alcool ou par une solution d'alun. Des granules calcaires restent quelquefois attachés à la préparation; on les dissout à l'aide de l'acide acétique étendu. Les coupes lavées se conservent très longtemps dans la glycérine; cependant il faut d'abord les placer dans la glycérine très étendue, qu'on laisse se concentrer en l'abandonnant à l'air. L'eau de Javelle peut encore être employée dans d'autres cas semblables, lorsqu'il s'agit de dissoudre le contenu des cellules pour mieux faire apparaître les membranes. Cette liqueur attaque, au bout d'un certain temps, les parties cutinisées. Lorsque les cellules sont abon-

amment remplies de substance de réserve, l'emploi de l'eau de Javelle n'offre plus que peu d'avantages. Si l'on n'a pas ce liquide à sa disposition, on traite les coupes par une solution concentrée de potasse, on les lave, puis on les dépose dans l'acide acétique concentré. Après quelque temps on peut les étudier, soit dans ce liquide, soit dans l'acétate de potasse. Pour monter la préparation, il est préférable, au lieu de poser directement la coupe sur le porte-objet, de la placer sur un couvre-objet reposant sur lui, et de la recouvrir d'un second couvre-objet. De cette manière il est facile de retourner la coupe et on peut l'examiner par ses deux faces. Nous pouvons constater maintenant, à un plus fort grossissement (voyez fig. 65), un arrangement

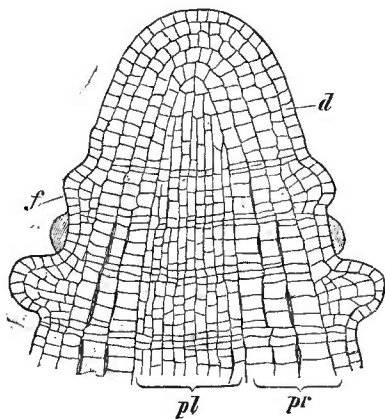


Fig. 65. Coupe longitudinale dans le cône végétatif de l'*Hippuris vulgaris*. — *d*, dermatogène; *pr*, péribleme; *pl*, plérome; *f*, ébauche foliaire. — Gr. 240.

caractéristique des cellules dans le *méristème* du cône végétatif. Elles sont disposées en assises continues recouvrant le cône comme des manteaux, en formant des sortes de paraboles à foyer commun emboîtées les unes dans les autres. La couche cellulaire externe, qui recouvre le cône et qui se continue, nettement distincte des autres, sur les rudiments de feuilles, constitue le *dermatogène* (*d*) ou couche formatrice de l'épiderme. On trouve au-dessous au moins quatre assises de cellules non encore différenciées; c'est le *péribleme* (*pr*), duquel proviendra l'écorce de la tige. Enfin on remarque un cylindre central s'effilant en cône et terminé ordinairement à son sommet par une seule cellule; il forme, comme on peut le constater plus bas sur la coupe, le cylindre axile de la tige; c'est le *plérome*. L'épiderme, l'écorce et le cylindre central ont par conséquent chez l'*Hippuris* leurs cellules mères spéciales. Il n'existe pas ici de cellule terminale unique, mais bien une ou plusieurs

cellules initiales pour chaque histogène. Mais il faut ajouter que la spécialisation des histogènes dans le cône végétatif n'est pas poussée aussi loin chez toutes les Phanérogames que dans le cas présent. Chez beaucoup de Gymnospermes (Abiétinées, Cycadées) il n'existe pas de séparation nette entre le dermatogène et le périblème; souvent même celui-ci n'est pas bien distinct du plérome. Les Angiospermes possèdent toujours un dermatogène bien caractérisé, cependant le périblème et le plérome sont fréquemment confondus. Il ne s'agit donc pas ici d'une différenciation des tissus qui se continuerait jusque dans le méristème du cône végétatif, mais plutôt d'un arrangement mécanique des membranes destiné à donner aux jeunes tissus la solidité nécessaire. Ces membranes se coupent à angle droit. Nous nommons celles qui sont dirigées perpendiculairement à la surface du cône anticlines, celles qui lui sont parallèles périclines (1). Dans tous les cas, nous conserverons les expressions de dermatogène, périblème et plérome, attendu que la disposition des cellules que nous avons observée dans l'*Hippuris* se répète fréquemment chez les Phanérogames, et que ces termes sont très commodes pour désigner les différentes régions du cône végétatif. A quelques exceptions près, le dermatogène ne produit, chez les plantes angiospermes, que l'épiderme. Mais le système des faisceaux libéro-ligneux ne provient pas toujours du plérome; il peut aussi prendre naissance dans le périblème. — Pour former les feuilles, la couche externe du périblème se divise parallèlement à la surface (en *f*), puis perpendiculairement. Le dermatogène se voûte au-dessus de ces nouvelles cellules, mais demeure à une seule couche; il ne se divise que perpendiculairement à la surface. La naissance des bourgeons a lieu de la même façon par les divisions anticlines et périclines du périblème et seulement anticlines du dermatogène.

Examinons maintenant un sommet végétatif aplati, comme on en rencontre chez la plupart des Phanérogames. Nous prendrons pour exemple le Fusain du Japon (*Evonymus japonicus*) (2),

1. Sachs, *Arbeiten des bot. Inst. in Würzburg*. II, pp. 46 et 185.

2. Hanstein, *die Scheitelzellgruppe im Vegetationspunkt d. Phanerogamen*, p. 9; Warming, *Rech. sur la ramif. des Phanérogames*.

que l'on peut trouver en toute saison dans les jardins, où il est cultivé comme plante d'ornement, parce que ses bourgeons se sectionnent avec facilité. Préparons d'abord des coupes transversales pour avoir la vue de sommet du cône végétatif. Nous traiterons ces coupes de la même manière que celles de l'Hippuris, à l'eau de Javelle ou bien à la potasse et à l'acide acétique. A un faible grossissement, le cône végétatif apparaît sous la forme d'une protubérance aplatie, entourée par les débuts des plus jeunes feuilles. Elles sont disposées par verticilles alternant de deux feuilles, c'est-à-dire décussées, comme on dit d'habitude. Chaque nouvelle paire de feuilles se forme, après un accroissement suffisant du cône végétatif, dans l'intervalle compris entre les feuilles précédentes (fig. 66, A). En grossissant davantage, on arrive à voir avec la plus grande facilité la disposition des cellules du cône. La figure 66, B, représente l'image que l'on aperçoit et indique que dans ce cas encore il n'existe pas de cellule mère terminale unique. — Des coupes transversales passant immédiatement sous le sommet de la tige montrent que le tissu du cône se différencie rapidement en moelle primaire, en *procambium* devant former les faisceaux libéro-ligneux, et en écorce primaire. La zone procambiale prend sur la coupe transversale une figure quadrangulaire, avec des angles légèrement proéminents et arrondis. Le procambium se compose de cellules étroites, à membranes minces, disposées en files radiales. C'est aux angles du quadrilatère que commence la transformation des cellules procambiales en éléments du faisceau libéro-ligneux; le proto-phloème est produit à la face externe, le protoxylème, formé de vaisseaux spiralés, à la face interne du procambium. Cette région où a lieu la première différenciation en éléments de faisceaux n'est pas nettement délimitée du reste du tissu procambial. La zone de procambium s'ouvre aux places où de nouveaux faisceaux foliaires arrivent s'y souder. A l'aisselle des jeunes feuilles, on voit les rudiments de bourgeons axillaires. — La figure 66, C, représente, à un faible grossissement, une coupe longitudinale médiane de l'extrémité d'un rameau. A première vue on distingue le cône végétatif aplati, les bourgeons axillaires (*g*), la différenciation de la moelle primitive (*m*), de la zone procambiale (*pc*), des faisceaux libéro-ligneux communs à la tige et aux

feuilles, des traces foliaires (*pf*) et enfin de l'écorce primaire (*c*). La moelle et l'écorce contiennent de nombreuses macles radiées d'oxalate de chaux. Sur des coupes fraîches examinées dans l'eau, la couche procambiale tranche, par sa couleur claire, sur la moelle

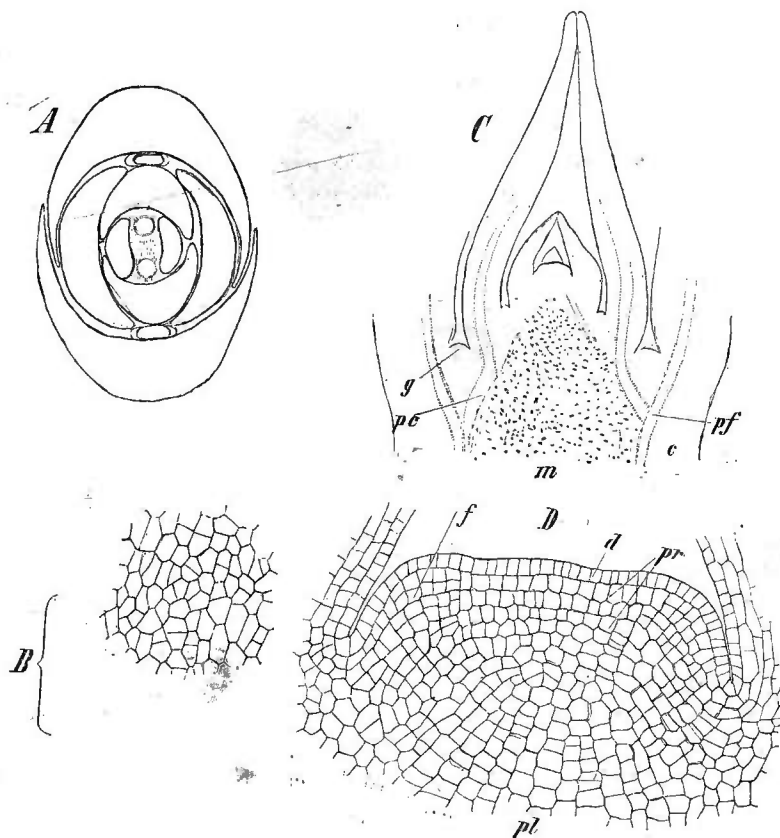


Fig. 66. Extrémité de la tige de l'*Evonymus japonicus*. — A, vue de sommet grossie 12 fois; B, épiderme du cône végétatif, gr. 240; C, coupe longitudinale médiane dans l'extrémité de la tige, gr. 28; D, coupe longitudinale médiane dans le cône végétatif, gr. 240; *d*, dermatogène; *pr*, périlème; *pl*, plérome; *f*, débuts d'un bourgeon; *pf*, trace foliaire; *pc*, anneau procambial; *m*, moelle; *c*, écorce.

et l'écorce, d'aspect verdâtre. Pour bien voir la disposition des cellules du cône végétatif, il faut employer l'eau de Javelle ou la solution de potasse et l'acide acétique. On trouve à la surface du

cône le dermatogène à une seule couche de cellules (fig. 66, *D, d*); au-dessous, trois couches cellulaires emboîtées (*pr*) qui représentent le périlème, et ensuite un cylindre central plein, quelquefois peu nettement limité du côté du périlème, le plérome (*pl*). Le cône végétatif apparaît comme un mamelon étroit entre les débuts assez avancés des deux dernières feuilles. C'est ainsi qu'ordinairement on arrive à le voir, tandis que les préparations montrant le premier développement des feuilles sont relativement rares. La formation des feuilles commence par des divisions tangentielles dans les deux couches externes du périlème (en *f*); le dermatogène demeure à une seule couche. — C'est également par des divisions tangentielles des cellules sous-épidermiques que les bourgeons prennent naissance à l'aisselle des feuilles de la troisième paire. — On peut constater avec certitude que le dermatogène ne produit que l'épiderme, le périlème l'écorce et le plérome la moelle de la tige. Il est moins certain que l'auneau procambial provienne du plérome. Ce qui prouve que la formation des faisceaux libéro-ligneux n'est pas due exclusivement à ce tissu, c'est que la partie des faisceaux qui se rend aux feuilles naît dans l'écorce et par conséquent dans le périlème, et que le tissu intérieur tout entier de la feuille, ainsi que les faisceaux qui le parcourent, sont un produit du périlème.

Enfin nous étudierons une Cryptogame s'accroissant par une seule cellule terminale; nous choisirons l'*Equisetum arvense*, qui se prête très bien à cette étude (1). Ici il est relativement facile d'obtenir des préparations montrant la cellule terminale, sur des pousses encore en croissance, à l'état frais ou durcies dans l'alcool. Pour faire les préparations, on détache le sommet de la tige à 1 centimètre environ de l'extrémité, et, le saisissant entre les doigts la pointe tournée en bas, on y pratique des coupes longitudinales, comme il a été expliqué précédemment.

On cherche ensuite une coupe qui présente intact le cône

1. Cramer, *Pflanzenphys. Unters. v. Naegeli*. III, p. 21; Reess, *Jahrb. f. wiss. Bot.* VI, p. 209; Sachs, *Lehrb.*, 4^e édition, p. 593, et Goebel, *Grünzüge*, p. 291; de Bary, *Vergl. Anat.*, p. 20.

végétatif. Pour mieux distinguer l'arrangement des cellules, il faut ordinairement rendre les coupes transparentes, ce à quoi on arrive en les traitant avec de l'eau de Javelle ou de la potasse très diluée. Si la potasse avait trop éclairci la coupe, on y remédierait en la lavant à grande eau. Comme il est important de pouvoir examiner alternativement les deux faces de la coupe, nous la placerons, comme il a déjà été fait pour le cône végétatif de l'*Hippuris*, entre deux couvre-objets.

La cellule terminale du cône végétatif a la forme d'une pyramide triangulaire à base convexe (fig. 67, *t*); c'est un coin

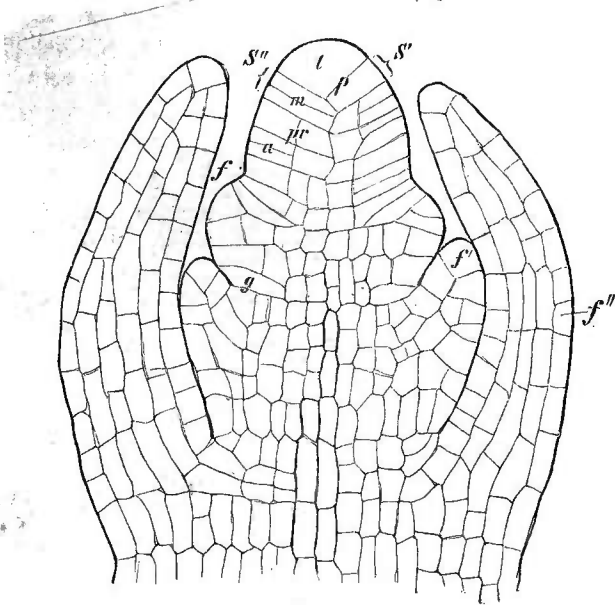


Fig. 67. Coupe longitudinale dans le cône végétatif terminal de l'*Equisetum arvense*. *t*, cellule terminale; *s'*, dernier, *s''*, avant-dernier segment; *p*, membrane primordiale; *m*, membrane de subdivision; *pr*, membrane tangentielle; *a*, membrane radiale se formant plus tard; *f*, première, *f'*, deuxième, *f''*, troisième début foliaire; *g*, cellule initiale d'un bourgeon axillaire. — Gr. 240.

qui s'enfonce par sa pointe dans le tissu du cône végétatif, et dont la base libre se bombe vers l'extérieur. Cette cellule de sommet se partage par des cloisons parallèles à ses faces planes et forme trois séries de segments (*s*), vus de profil dans la figure, qui se suivent suivant une ligne spirale. Les divisions

continuent à se produire d'après la même loi, et c'est ainsi que s'édifie progressivement le corps de la plante. A quelque distance du sommet, il

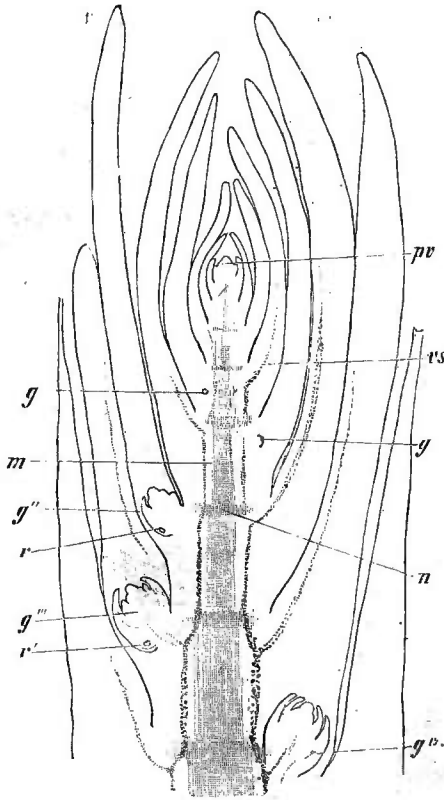


Fig. 68. Coupe-longitudinale médiane à travers le bourgeon terminal de l'*Equisetum arvense*. — *pv*, cône végétatif; *g*, cellule initiale d'un bourgeon; *g'*, *g''*, *g'''*, *g''''*, différents stades du développement d'un bourgeon; *r*, *r'*, insertions de racines sur les bourgeons; *m*, différenciation de la moelle primitive; *vs*, apparition des vaisseaux spirales; *n*, formation des diaphragmes aux nœuds. — Gr. 26.

s'élève sur le cône végétatif une protubérance annulaire qui s'accroît aussi par les divisions de cellules terminales cunéiformes. Certaines places de ce rebord sont le siège d'un développement plus actif, et deviennent les extrémités des jeunes feuilles, qui se détachent ensuite du verticille foliaire. Plus loin du sommet, le verticille foliaire grandit, en même temps que se poursuit la différenciation des tissus internes de la tige et en particulier sa division en nœuds courts, compacts, à petites cellules, et en entrenœuds allongés,

moins denses et à cellules plus amples (fig. 68). A l'intérieur de la tige, la moelle à grandes cellules commence à se spéciali-

ser. Vers le cinquième entrenœud compté à partir du sommet, les premiers vaisseaux annelés se distinguent dans les cordons de procambium, à la limite de la moelle, et montent

dans le verticille foliaire le plus proche. Chaque faisceau libéro-ligneux appartient en commun à la tige et à la feuille, et constitue dans la tige une trace foliaire. Dans chaque entre-nœud courent par conséquent en descendant autant de faisceaux libéro-ligneux qu'il y a de feuilles dans le verticille. Les traces foliaires sont formées isolément et ce n'est que vers le septième nœud, en comptant du sommet, qu'elles sont réunies par des rameaux latéraux; un système de faisceaux libéro-ligneux est ainsi formé. Vers le dixième entre-nœud, la moelle commence à devenir creuse; par suite de la disjonction de ses cellules. Aux nœuds, au contraire, les cellules de la moelle ont éprouvé une multiplication proportionnelle à l'accroissement de la tige et elles demeurent réunies. Les bourgeons latéraux naissent chacun d'une seule cellule à l'aisselle des verticilles foliaires; ils alternent avec les feuilles du verticille qui les abrite. Pour se faire jour ils doivent percer à sa base le tissu du verticille, et c'est pour cela qu'une coupe longitudinale montre les ébauches des bourgeons englobées dans un tissu parenchymateux. A la hauteur du septième nœud environ, les bourgeons possèdent déjà plusieurs ébauches de verticilles foliaires. Leur cône végétatif peut être employé avec avantage pour l'étude de la cellule terminale.

Parmi les Cryptogames vasculaires, les Équisétacées et les Ophioglossées possèdent seules des faisceaux libéro-ligneux collatéraux, ce qu'on peut aisément constater sur une coupe transversale d'un entre-nœud âgé de l'*Equisetum arvense*. Ces faisceaux sont disposés sur un cercle unique autour de la moelle creuse. Dans la partie ligneuse, tournée vers le centre de chaque faisceau, on remarque une lacune intercellulaire, la cavité carinale; le liber à membranes minces regardant l'extérieur est embrassé de chaque côté par les vaisseaux annelés et réticulés du bois. Un endoderme enveloppe l'ensemble des faisceaux libéro-ligneux. Dans l'écorce épaisse l'attention est surtout attirée sur des espaces intercellulaires larges, alternant avec les faisceaux; ce sont les cavités valléculaires. On constate encore facilement que le nombre des faisceaux libéro-ligneux de la tige est égal au nombre des feuilles du verticille supérieur. Pour se renseigner sur le cours des faisceaux libéro-ligneux,

il faut faire des coupes transversales successives d'un entrenœud au suivant, en passant par le nœud intermédiaire. On peut se servir pour cela de matériaux frais ou conservés dans l'alcool, mais il faut choisir des tiges aussi jeunes que possible, parce que les vieilles étant très silicifiées ébrécheraient rapidement le rasoir. Afin que les coupes se suivent régulièrement, on les fera au moyen du microtome décrit à la page 73. Les coupes sont rangées sur le porte-objet d'après leur ordre d'obtention, puis éclaircies par la potasse. La comparaison exacte de ces séries de coupes nous permet de tracer une figure analogue à celle ci-contre (fig. 69), dans laquelle on suppose la tige fendue en long suivant une génératrice et le cylindre circonscrit par les faisceaux libéro-ligneux rabattu sur un plan. Une telle figure montre que les faisceaux provenant de l'entrenœud immédiatement inférieur se trifurquent dans le nœud : la branche médiane donne le faisceau foliaire supérieur, les latérales se réunissent deux par deux en un faisceau unique qui monte dans l'entrenœud. Il en résulte un réseau dont les mailles en forme d'hexagones alternes ont la longueur d'un entrenœud. Lorsque les faisceaux libéro-ligneux des bourgeons latéraux sont déjà développés, la figure est un peu plus compliquée. Chaque bourgeon reçoit deux faisceaux libéro-ligneux (*g*), émanés chacun d'une des branches du faisceau caulinaire supérieur. Les bourgeons alternent avec les faisceaux du verticille foliaire axillant, mais correspondent aux faisceaux du verticille supérieur. — Comme il résulte de ces observations, le système libéro-ligneux de la tige d'*Equisetum* est

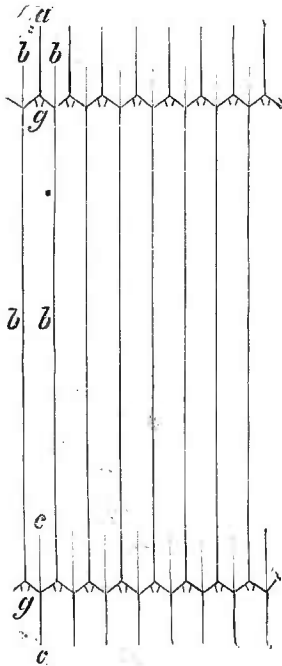


Fig. 69. Course des faisceaux dans la tige de l'*Equisetum arvense*. — *a*, *b*, *c*, traces foliaires; *g*, insertion des faisceaux provenant des bourgeons latéraux.

seau dont les mailles en forme d'hexagones alternes ont la longueur d'un entrenœud. Lorsque les faisceaux libéro-ligneux des bourgeons latéraux sont déjà développés, la figure est un peu plus compliquée. Chaque bourgeon reçoit deux faisceaux libéro-ligneux (*g*), émanés chacun d'une des branches du faisceau caulinaire supérieur. Les bourgeons alternent avec les faisceaux du verticille foliaire axillant, mais correspondent aux faisceaux du verticille supérieur. — Comme il résulte de ces observations, le système libéro-ligneux de la tige d'*Equisetum* est

commun à la tige et aux feuilles ; il est formé des traces foliaires, qui se bifurquent à leur base à l'intérieur du nœud, pour se souder par leurs bifurcations à d'autres faisceaux. — Ce cas où les traces foliaires réunies forment le système libéro-ligneux tout entier est de beaucoup le plus fréquent chez les plantes vasculaires. Nous bornons sur ce sujet nos études à la course des faisceaux de *l'Equisetum arvense*, qui constitue un exemple de la plus grande simplicité. — Si l'on voulait passer à un cas plus compliqué, il serait nécessaire de faire des coupes successives et de les placer dans le même ordre sur le porte-objet, afin de pouvoir les comparer plus facilement. On facilite ce travail en faisant, pour s'orienter, suivant une génératrice de la tige, une incision longitudinale peu profonde. Souvent il faut dessiner les coupes successives, afin de pouvoir constater avec certitude le déplacement des faisceaux libéro-ligneux. Des coupes longitudinales tangentielles, rendues transparentes par l'eau de Javelle ou la potasse, peuvent dans beaucoup de cas donner sur une seule préparation la course entière des faisceaux libéro-ligneux.

CHAPITRE XVII

CÔNE VÉGÉTATIF DE LA RACINE

Nous commencerons par les racinés des Angiospermes, et parmi elles nous choisirons en premier lieu celles des Graminées, dont la pointe est très facile à étudier (1). Il est vrai qu'elles ne

1. Sachs, *Lehrb.*, 4^e édition, p. 166 ; v. Janczewski, *Ann. d. sc. nat.*, 5^e série, XX, 1873, p. 162 et suivantes ; Treub, *Musée bot. de Leide*, II, 1876 ; de Bary, *Vergl. Anat.*, 1877, p. 10 ; Flahaut, *Recherches sur l'accroissement terminal de la racine chez les Phanérogames*. *Ann. des sc. nat.*, 6^e série, VI, 1878.

nous montreront qu'un seul des nombreux types d'accroissement des racines d'Angiospermes; mais ce type est tellement fréquent et si instructif qu'il constitue un des meilleurs exemples que nous puissions choisir. Il faut prendre de préférence les plantes élevées dans des pots; pour obtenir des extrémités de racines, on renverse le pot, et le plus souvent on en voit de nombreuses à la périphérie de la motte de terre. Une plante qui se prête très bien à ce genre de culture et à l'étude microscopique de la racine est l'Orge commune (*Hordeum vulgare*). On fait d'abord, pour s'orienter, une coupe transversale dans la partie âgée de la racine. Au milieu du cylindre central on aperçoit un grand vaisseau, autour duquel sont rangées environ huit lames vasculaires rayonnantes, et alternant avec elles autant de faisceaux libériens. Comme il arrive d'habitude chez les Graminées, les vaisseaux atteignent jusqu'à l'endoderme en traversant par conséquent le péricycle. L'endoderme porte sur ses cloisons radiales les ombres noires déjà connues et ici plus ou moins facilement reconnaissables; en dehors vient une écorce passablement épaisse. — Les coupes longitudinales de la pointe, qui doivent être exactement médianes, se font en tenant la racine entre le pouce et l'index; elles sont suffisamment transparentes pour qu'il soit inutile de les soumettre à l'action des réactifs. L'eau de Javelle peut cependant être employée avec succès. — On remarque avant toute chose que le corps de la racine est séparé nettement de la coiffe. La ligne de séparation se suit facilement depuis la surface libre de la racine jusqu'à sa pointe (voyez fig. 70). L'assise pilifère (*d*) ne se continue pas comme telle jusqu'au sommet; mais on constate qu'à ce point elle se termine par des initiales communes avec le périblème (*pr*). L'exemple ci-contre ne montre qu'une seule initiale de ce genre, mais il y en a souvent plusieurs. L'assise pilifère se laisse facilement suivre jusqu'à ces initiales; le périblème y aboutit aussi, réduit à une seule assise cellulaire. Le plérome se termine par des initiales propres sous cette calotte complexe formée par l'assise pilifère et le périblème. Contre la ligne de séparation du corps de la racine et de sa coiffe s'appliquent les initiales de cette coiffe, consistant en cellules aplaties, désignées sous le nom de cellules calyptrogènes (*k*). Les cellules issues de cette

couche, en raison de leur mode de formation, sont disposées en séries longitudinales régulières; d'abord plates, elles deviennent

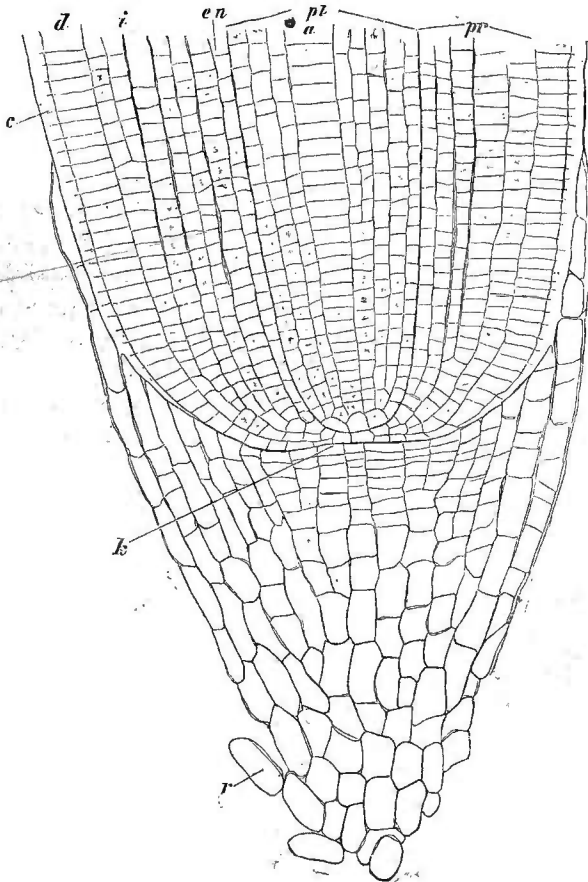


Fig. 70. Coupe longitudinale médiane dans la pointe de la racine de l'*Hordeum vulgare*. — *k*, initiales de la coiffe; *c*, membrane externe épaissie de l'assise pilifère *d*; *pr*, périblème; *pl*, plérome; *en*, endoderme; *i*, espace intercellulaire rempli d'air; *a*, série de cellules qui formera le vaisseau central; *r*, cellules externes de la coiffe en voie d'émiettement. — Gr. 180.

bientôt isodiamétriques; vers la pointe de la coiffe elles s'arondissent, puis se détachent finalement et se désorganisent (*r*).

— Un caractère propre aux racines des Graminées consiste en ce

que la paroi externe de leur assise pilifère est très fortement épaissie (c), nettement stratifiée, d'un blanc brillant, et susceptible de se gonfler beaucoup dans l'eau. Le périblème augmente rapidement le nombre de ses couches par des divisions tangentielles. Entre les assises cellulaires internes de ce tissu, il se forme bientôt des méats remplis d'air, représentés sur la figure par des lignes larges et sombres. Le périblème produit l'écorce, et sa couche la plus interne l'endoderme. Le plérome se termine en cône par un petit groupe d'initiales; il forme le cylindre central de la racine. Le grand vaisseau central signalé sur la coupe transversale commence déjà à se différencier, et l'on peut facilement le suivre jusqu'aux initiales. Les cellules qui doivent par leur fusion le former se distinguent déjà par leur largeur considérable (a); celles qui sont destinées à former les petits vaisseaux ne se reconnaîtront que plus tard.

Les racines des Gymnospermes (1) présentent sous certains rapports une organisation spéciale de leur méristème formateur. Nous étudierons avec quelque détail la racine du *Thuia occidentalis*. La coupe transversale d'une racine développée ressemble à celle du *Taxus baccata*, déjà étudiée page 151, avec cette différence qu'elle possède ordinairement quatre lames vasculaires dans son cylindre central. Une coupe longitudinale médiane dans la pointe de la racine montre un plérome nettement limité, terminé par un petit nombre d'initiales; il est recouvert d'un périblème comprenant de douze à quatorze couches de cellules. Ce dernier tissu se continue jusqu'au sommet, où ses huit ou dix rangs de cellules internes forment des couches initiales serrées, pendant que les rangs externes passent à des cellules relativement grandes et irrégulièrement disposées. Ces grandes cellules atteignent jusqu'à la pointe de la coiffe, mais là elles se désunissent et sont rejetées. La coiffe du *Thuia* et en général des Gymnospermes se compose donc des parties externes du périblème; les initiales de l'assise pilifère et les cellules calyptrogènes manquent. Les couches initiales du périblème, placées sous le sommet du plérome, se

1. Strasburger, *Goniferen und Gnetaceen*, p. 340; de Bary, *Vergl. Anat.*, p. 14; on y trouve l'historique du sujet; Flahaut, *loc. cit.*

divisent par des cloisons radiales et tangentielles. Les divisions tangentielles augmentent le nombre des couches de cette région et remplacent vers l'intérieur les éléments qui se détachent à la périphérie. Les cloisons radiales augmentent le nombre des cellules de chaque couche et sont spécialement chargées de l'édification de l'écorce. Les parois radiales se correspondent plus ou moins exactement dans les différentes couches, et forment des séries anticlines de cellules dont l'aspect peut être comparé à celui d'une gerbe d'eau émanée du sommet de la racine : c'est un groupe de paraboles coaxiales emboîtées. Les divisions péricleines dans les couches initiales du sommet font que l'on voit toujours les séries cellulaires de l'écorce se dédoubler si on les poursuit vers la pointe. Les séries anticlines terminales du périblème se trouvant dans le prolongement de l'axe de la racine se distinguent de leurs voisines ; elles forment une colonne de périblème qui se perd dans les éléments bruns extérieurs de la coiffe. Cette colonne paraît plus claire et ses cellules sont exactement unies, tandis que les cellules latérales sont séparées par des espaces intercellulaires remplis d'air ; les éléments de cette colonne se font aussi remarquer par leur grande richesse en amidon. Il résulte des observations précédentes que la racine du *Thuia* ne peut pas posséder d'épiderme, la surface de la racine étant formée par les couches externes du périblème. Si l'on suit une de ces couches dans la direction du sommet, on la voit bientôt s'enfoncer sous une autre qui occupe à son tour sur une certaine longueur la superficie de la racine. Ces couches externes vivantes sont protégées vers le dehors par des cellules mortes colorées en brun. Les racines de Gymnospermes ne portent en général pas de poils ; c'est donc en vain qu'on en chercherait sur celles du *Thuia occidentalis*. — La figure 71, ci-contre, destinée à faire comprendre les descriptions précédentes, représente à un faible grossissement une coupe longitudinale de la racine de *Thuia*. On y voit, en allant de l'extérieur vers l'intérieur, les enveloppes cellulaires brunies et mortes (*x*), ensuite le périblème (*pr*), qui se continue jusqu'au sommet, où ses couches externes forment la coiffe ; enfin le plérome (*pl*) dont le sommet ne s'aperçoit pas très distinctement à un aussi faible grossissement. On serait tenté d'exagérer le diamètre de la

partie supérieure du plérome, parce que les couches internes du périblème ne renferment pas de méats intercellulaires et sont par conséquent aussi claires que le plérome. Ce cylindre central de la racine est entouré, dans les parties plus âgées de la coupe, par une couche cellulaire rouge qui correspond, comme on peut le voir sur les coupes transversales, à un endoderme dont les cellules contiennent un suc rouge. Cet endoderme devient méconnaissable quand on se rapproche du sommet. Quelques vaisseaux (*s*) apparaissent aussi dans les parties plus âgées du plérome. La colonne plus claire (*c*) traverse le sommet du périblème; sur elle s'appuie latéralement les couches de périblème à méats remplis d'air. Ces couches à méats n'atteignent complètement toutefois ni le plérome ni la surface de la racine; cette dernière est formée de grosses cellules brunes.

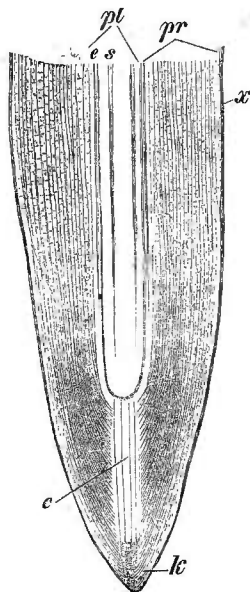


Fig. 71. Coupe longitudinale à la pointe de la racine du *Thuia occidentalis*. — *x*, couche externe brune formée de cellules écrasées; *pr*, périblème; *pl*, plérome; *e*, endoderme; *s*, vaisseau spiralé; *c*, colonne du périblème; *k*, coiffe. — Gr. 26.

Nous nous servirons encore des Conifères pour étudier le mode général de ramification des racines. Celles du *Thuia occidentalis* portent trois ou quatre séries longitudinales de racines latérales. On constate facilement sur des coupes transversales que les racines à trois séries de radicelles possèdent un cylindre libéro-ligneux triarche, et que celles à quatre séries ont le cylindre central tétrarche. Si l'on fait une coupe transversale dans une racine à la hauteur d'une radicelle, on observe que celle-ci est insérée en face d'une lame vasculaire. Comme ces lames vasculaires parcourent en ligne droite toute la longueur de la jeune racine, il est facile de comprendre pourquoi les radicelles sont de même disposées suivant des lignes droites longitudinales.

Étudions maintenant le cône végétatif d'une racine pourvue d'une

cellule terminale (4). On ne trouve pas dans ces racines la même diversité que dans les tiges douées du même mode d'accroissement. Elles sont toujours terminées par une cellule en forme de pyramide triangulaire, et la disposition des segments qu'elle engendre est toujours la même. Nous choisirons comme exemple la racine du *Pteris cretica* (fig. 72), mais d'autres

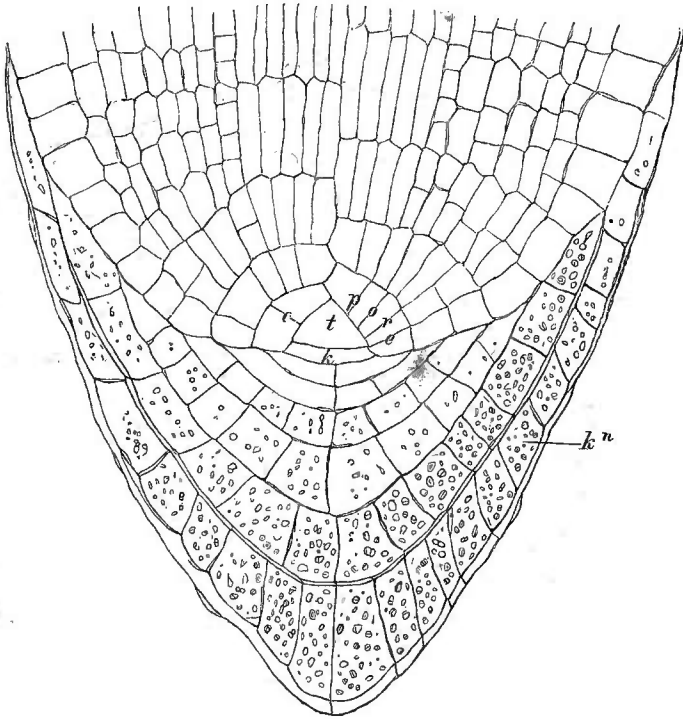


Fig. 72. Coupe longitudinale médiane dans la pointe de la racine du *Pteris cretica*. , cellule terminale; k, initiale de la coiffe; kn, partie externe de la coiffe. — Gr. 240

Fougères pourraient également être utilisées. Il est facile d'obtenir des extrémités de racines intactes en renversant le pot dans lequel la plante est cultivée. Les racines du *Pteris cretica*, comme celles des Fougères en général, sont diarches; les faisceaux libériens alternent avec les faisceaux ligneux; le péricycle

n'a qu'une seule couche de cellules; l'endoderme est aplati; l'écorce brune a ses parties internes très fortement épaissies. Pour étudier le point végétatif de la racine, on fait des coupes longitudinales médianes à son extrémité en la tenant entre le pouce et l'index, comme il a déjà été expliqué plus haut. Il n'est pas difficile d'obtenir dans cette coupe la cellule terminale. On voit qu'elle n'occupe pas le sommet de la racine, mais est recouverte par la coiffe; elle a, comme dans la tige de l'*Equisetum*, la forme d'une pyramide triangulaire dont la base convexe est tournée vers l'extérieur et dont le sommet s'enfonce dans le corps de la racine (fig. 72, t). Les divisions se succèdent comme dans l'*Equisetum* et se produisent parallèlement aux faces latérales; mais en outre de temps en temps (le plus souvent après trois des divisions latérales) une cloison parallèle à la face convexe détache une cellule extérieure en forme de calotte (voyez la figure). La cellule terminale conserve sa forme pendant la division. La cellule en calotte (*k*) détachée vers l'extérieur est une des initiales de la coiffe. Elle se divise d'abord en deux moitiés par une cloison parallèle à l'axe de la racine; puis chacune des deux moitiés se dédouble par le même procédé, de sorte que la calotte comprend déjà quatre cellules disposées en croix. Ces divisions se répétant toujours de la même façon par des cloisons perpendiculaires, il en résulte qu'une calotte déjà âgée (k^n) est composée d'un grand nombre de cellules disposées sur une seule couche. Ces cellules s'emplissent de grains d'amidon. Au fur et à mesure qu'elles s'éloignent de la cellule terminale, elles se désorganisent progressivement, pendant que cette dernière continue à produire de nouvelles initiales de coiffe. Les membranes externes des cellules limitant la coiffe sont très fortement épaissies. — Les cloisons formées latéralement par la cellule terminale se succèdent comme dans la tige d'*Equisetum*, suivant une ligne spirale.

CHAPITRE XVIII

STRUCTURE DE L'APPAREIL VÉGÉTATIF DES MUSCINÉES

Nous avons étudié jusqu'ici la structure de la tige et des feuilles uniquement chez les plantes vasculaires; examinons maintenant ces mêmes organes chez les plantes sans vaisseaux, c'est-à-dire chez les Muscinées (1). Pour commencer nous prendrons une Mousse où la différenciation des tissus est déjà passablement avancée, le *Mnium undulatum*. Des coupes transversales minces à travers la tige présentent au centre un cylindre formé de cellules à membranes délicates et à lumen étroit; on peut considérer ce cylindre comme le plus simple des faisceaux conducteurs. Ses cellules, dépourvues de tout contenu vivant, ne renferment que de l'eau; elles se distinguent des cellules environnantes par la coloration jaune brun de leurs membranes. Contre ce faisceau central s'appliquent les cellules chlorophylliennes de l'écorce, à large lumen, à membranes d'un jaune verdâtre. Elles augmentent d'abord en largeur de l'intérieur vers l'extérieur; puis tout à fait à la périphérie elles deviennent rapidement plus étroites et à parois plus épaisses; enfin elles se transforment en une couche à un ou deux rangs de cellules très fortement épaissies et à lumen réduit qui joue le rôle d'épiderme. A plusieurs endroits on voit la couche cellulaire externe de la tige se prolonger extérieurement en lames cellulaires à une seule assise, représentant les ailes foliaires. Les coupes transversales dans les parties inférieures, brunes, non feuillées de la tige, montrent que cette coloration est due aux membranes des cellules périphériques. Ça et là une cellule

1. Voyez P. G. Lorentz, *Jahrb. f. wiss. Bot.* VI, 1867-68, p. 363; Gæbel, *Grundriss der systematischen und speciellen Pflanzenmorphologie*, 1882, p. 184; à la page 179 on trouve l'histoire de la question. Plus récemment consulter G. Fritsche, *Ber. d. deutsch. bot. Gesell.*, I, p. 83 et Haberland, *ibid.*, p. 263.

superficielle s'accroît en un filament long, ramifié et à membranes brunes, remplissant les fonctions de racine; ces filaments sont connus sous le nom de rhizoïdes et caractérisés par l'obliquité de leurs cloisons de séparation, ce qui constitue une exception remarquable à la division à angle droit, généralement observée dans les cellules végétales. Au-dessous de ces cloisons il se forme souvent des branches latérales qui continuent à se ramifier; seules les extrémités en voie d'accroissement des rhizoïdes ne sont pas brunies.

Le protonéma des Mousses, issu directement de la spore, présente la plus grande ressemblance, par sa ramification et l'inclinaison de ses cloisons de séparation, avec les rhizoïdes. Toutefois cependant les filaments du protonéma, au moins ceux qui ne s'enfoncent pas dans le sol, ont les membranes incolores et contiennent de nombreux grains de chlorophylle. Les bourgeons qui se développent en tiges sont des rameaux latéraux de ce protonéma. La parenté étroite qui le relie aux rhizoïdes est encore démontrée par cette circonstance que ces organes, maintenus dans un lieu humide et éclairé, peuvent produire un protonéma, lequel donnera naissance à de nombreuses plantes nouvelles. Il suffit de retourner un gazon de *Mnium* et de le tenir humide pour transformer les rhizoïdes en un protonéma feutré vert. Ce dernier rappelle à l'observation macroscopique une touffe de *Vaucheria* terrestre.

Si la coupe transversale a rencontré une place endommagée de la tige du *Mnium*, on voit que la blessure n'est pas fermée par du liège, car les Cryptogames, à l'exception du *Botrychium*, n'en forment pas, mais que les cellules mises à nu ont épaissi et bruni leurs membranes; elles ressemblent donc aux autres cellules périphériques; pourtant leur lumen est plus grand.

Près de la surface on voit souvent, sur les coupes transversales, de petits faisceaux isolés de cellules à membranes minces qui ressemblent par leur coloration aux éléments du cylindre central, et qui, comme ces derniers, sont dépourvus de contenu vivant et ne renferment que de l'eau. Ce sont les faisceaux conducteurs foliaires, qui se terminent ici en culs-de-sac dans l'écorce de la tige, mais qui peuvent en d'autres cas, par exemple chez le *Polytrichum*, se réunir au faisceau axile

du rameau. — La feuille, que l'on peut examiner immédiatement et sans autre préparation en la plaçant dans une goutte d'eau sur le porte-objet, est formée d'une lame à une seule couche de cellules, et d'une nervure médiane à plusieurs couches. Cette nervure, composée de cellules rhomboédriques, se termine dans la dent qui occupe le sommet de la feuille; ses éléments sont allongés suivant l'axe de l'organe; les périphériques contiennent des grains de chlorophylle. La lame foliaire se compose de cellules chlorophylliennes polygonales; la marge est découpée en fines dents constituées chacune par deux cellules épaissies et allongées. Les coupes transversales de feuilles s'obtiennent en même temps que les coupes de tiges; cependant si l'on voulait en avoir séparément, ce qui n'est pas facile à cause de la faible épaisseur de l'organe, on pourrait avoir recours au procédé suivant. On colle ensemble un grand nombre de feuilles au moyen de la gomme glycinée, et, sans attendre qu'elle soit desséchée, on inclut cet objet dans la moelle de Sureau et on le débite en tranches. Les coupes sont ensuite portées dans l'eau du porte-objet, où la gomme se dissout. Cette méthode peut être employée toutes les fois que l'on a à faire des coupes transversales dans des organes très minces. — On constate de nouveau que la lame est formée d'une seule assise de cellules et que celles du bord sont fortement épaissies. La nervure proémine plus sur la face dorsale que sur la face ventrale. A l'intérieur de la nervure et plus près de sa face inférieure, on voit un faisceau de cellules à parois minces, que l'on reconnaît facilement pour le faisceau conducteur déjà observé dans l'écorce. Ce cordon à membranes minces est protégé sur sa face supérieure par quelques cellules très fortement épaissies, à lumen étroit. Sa figure rappelle assez celle de certains faisceaux libéro-ligneux très réduits des Monocotylédones.

Une mousse fanée que l'on plongerait dans l'eau seulement par l'extrémité de sa tige resterait telle, tandis qu'elle reprendrait rapidement sa turgescence si on l'immergeait avec ses feuilles. L'absorption de l'eau par les feuilles a donc lieu ici avec une grande énergie.

La structure des Sphaignes présente quelques particularités intéressantes; nous allons par conséquent nous y arrêter. Prati-

quons d'abord des coupes transversales dans la tige du *Sphagnum acutifolium*. Elles font voir un cylindre central large, formé à sa partie interne de cellules collenchymateuses à large lumen, se rétrécissant progressivement vers la périphérie et se colorant en jaune brun dans les couches extérieures. Il n'existe pas de faisceau conducteur spécialisé à l'intérieur de ce cylindre; ce dernier est entouré par une zone annulaire formée de trois assises de grandes cellules. Les parois de ces cellules sont percées de grands trous ronds ou ovales et portent des bandes spirales d'épaississement très délicates. Ces trous se remarquent facilement, et lorsque la coupe les traverse, on peut constater sans peine qu'ils font communiquer directement les cellules voisines. Aussi il n'est pas rare de voir dans ces trous des filaments de Champignons, qui passent sans le moindre obstacle d'une cellule à l'autre. Tous ces éléments perforés de la tige de *Sphagnum* ne contiennent que de l'air ou de l'eau, et sont dépourvus de toute substance vivante; ils servent à la plante d'appareil capillaire pour conduire l'eau au lieu de son utilisation. Il n'y a aucune partie cutinisée dans la plante, et par conséquent l'acide sulfurique concentré dissout tous les tissus; les lamelles moyennes du cylindre central, et surtout leurs parties épaissies aux angles et colorées en jaune brun, résistent cependant quelque temps.

Le limbe de la feuille est ovale et son bord entier; il se compose, comme sa vue de face l'apprend, de deux sortes de cellules disposées en une seule assise. Les unes sont étroites, vivantes, contiennent de la chlorophylle et par conséquent du protoplasma, et un noyau; les autres, plus larges, sont mortes, remplies d'air ou d'eau; leurs membranes sont munies d'épaississements spirales ou annulaires, et percées de trous ronds ouverts entre cellules voisines. — Le fait que nous avons déjà rencontré si souvent que les cellules mortes contenant de l'air ou de l'eau, si elles ne sont pas fortement épaissies, possèdent des bandes spirales, annelées ou réticulées, s'explique par la simple raison que ces cellules ne peuvent conserver leur turgescence, et qu'elles ont par conséquent besoin d'un appareil mécanique pour ne pas être comprimées et écrasées. — Les cellules vertes du limbe se relient les unes aux autres et forment un réseau élégant dont les mailles

sont remplies par les cellules vides. Les cellules à chlorophylle ont pour fonction d'assimiler le carbone; les cellules vides, de même que celles qui se trouvent à la périphérie de la tige, servent d'appareil capillaire pour le transport de l'eau. Une observation attentive montre que le nombre des trous augmente vers les bords de la feuille, qu'ils prédominent à sa face inférieure, et qu'ils occupent surtout ici les faces latérales des cellules proéminentes. Le bord de la feuille est formé par une bande de cellules vertes étroites et par un rebord de cellules aplaties contenant seulement du suc cellulaire, et dont les membranes externes ne sont que faiblement épaissies, tandis que les cloisons terminales le sont assez fortement. Ces cloisons terminales font pour cela saillie au dehors.

De même que la tige des Sphaignes est dépourvue de faisceau conducteur central, ainsi leur feuille manque de nervure médiane; sous ce rapport ces plantes présentent donc une différenciation moins avancée que le *Mnium*; par contre elles sont plus compliquées quant à la structure de l'appareil capillaire.

Le thalle d'une Hépatique très fréquente sur les sols humides, le *Marchantia polymorpha* (1), facilement reconnaissable à ses corbeilles à propagules, et aussi à ses rameaux sexués terminés en disque ou en ombrelle, offre une structure très compliquée. Le manque de différenciation cormophyte n'entraîne donc pas nécessairement une structure anatomique simple. Le thalle est dur, coriace; il se ramifie par dichotomie de son sommet, toujours placé au fond d'une échancrure apicale. Peu de temps après qu'une dichotomie a eu lieu, le sommet est occupé par un lobe de thalle de chaque côté duquel il faut chercher les nouvelles échancrures apicales. Sur la ligne médiane de chaque pousse proémine à la face ventrale une nervure assez mal limitée, de laquelle se détachent obliquement des bandes courbes qui se dirigent vers les bords du thalle. A quelque distance de son sommet le thalle est fixé au sol par des rhizoïdes naissant vers sa ligne médiane. Si l'on examine un thalle par sa face ventrale à la loupe montée, on constate qu'il porte des écailles émergeant

1. Voyez Leitgeb, *Untersuchungen über die Lebermoose*, VI, 1881, avec l'historique.

de sa surface. Ces écailles ventrales sont de trois sortes : les écailles marginales, qui dépassent le plus souvent le bord du thalle et qui sont brunes ; les écailles médianes, et les écailles latérales, insérées des deux côtés de la ligne médiane, mais qui peuvent manquer. Les écailles médianes, souvent de couleur pourpre, alternent entre elles et se recouvrent par leurs bords sur la ligne médiane. Entre les écailles médianes et les écailles latérales, s'il y en a, on voit émerger du thalle de minces poils radicaux ou rhizoïdes ; ils suivent l'insertion des écailles et, recouverts par elles, gagnent la ligne médiane du thalle, où ils se réunissent en faisceaux. Ce sont les écailles médianes et les écailles latérales qui produisent à la face inférieure du thalle les bandes transversales déjà visibles à l'œil nu. — Si l'on observe à la loupe la face dorsale du thalle, elle paraît divisée en losanges. Les limites de ces losanges sont colorées en vert foncé ; eux-mêmes paraissent grisâtres ; au centre de chacun d'eux on voit une ostiole punctiforme. — Examinons maintenant à un fort grossissement une

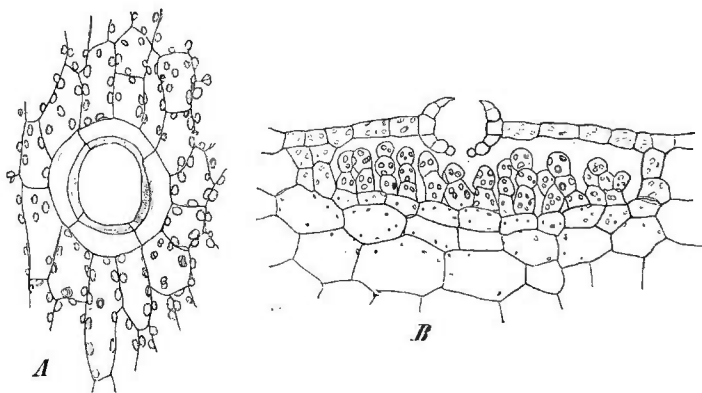


Fig. 73. *Marchantia polymorpha*. — A, cavité respiratoire vue de dessus ; B, en coupe transversale. — Gr. 240.

coupe superficielle parallèle à la face dorsale du thalle. Elle montre que les cellules externes de cette face sont polygonales, étroitement reliées les unes aux autres et contiennent des grains de chlorophylle volumineux. La limite des losanges se distingue nettement ; chacun d'eux porte à son centre une

petite ouverture ronde, entourée le plus souvent par quatre cellules sans chlorophylle, étroites et falciformes (fig. 73 A). Aux endroits plus épais de la coupe, de l'air est emprisonné sous les surfaces losangiques. Du fond de ces chambres aërifères s'élèvent des files de cellules à chlorophylle. Les parois latérales des chambres sont formées par des cellules étroitement reliées, disposées sur une ou plusieurs couches et contenant aussi de la chlorophylle. Certaines cellules périphériques et d'autres encore de l'intérieur du tissu se font remarquer par la présence de corps très réfringents, en forme de grappes; ces corps sont brunâtres dans les jeunes pousses, bruns dans les vieilles, et contiennent principalement une huile grasse; ils forment les corps huileux des Hépatiques (1). Les cellules où se trouvent ces corps ne possèdent aucun autre contenu différencié. — Les coupes superficielles prises à la face inférieure du thalle ne présentent pas de division en losanges. Les cellules y sont plus grandes et plus pauvres en chlorophylle qu'à la face supérieure. Les poils radicaux qui s'y implantent appartiennent à deux types de structure; les uns, grêles, montrent intérieurement des épaisissements spirales; les autres, plus forts, ont les membranes lisses. Les poils à sculpture spiralée s'insèrent entre les écailles médianes et les écailles latérales, s'il y en a. Ils adhèrent au thalle et en suivent en faisceaux la nervure médiane, recouverts par les écailles; leur rôle est d'augmenter la rigidité du thalle. Les rhizoïdes à membrane lisse sortent principalement de la nervure médiane et se dirigent obliquement vers le substratum, sur lequel ils assujettissent le thalle. Ils se divisent souvent à leur pointe en lobes festonnés; leur base est fréquemment rouge pourpre. Toutes les écailles ventrales sont à une seule couche; les médianes se composent de cellules encore vivantes, les latérales ainsi que les marginales de cellules mortes. — Une coupe transversale dans le thalle montre d'abord à sa face dorsale une zone de tissu chlorophyllien; l'intérieur est formé de grandes cellules presque dépourvues de chlorophylle, dont les membranes portent par places des grandes ponctuations elliptiques.

1. Pfeffer, *Die Oelkörper der Lebermoose*, Flora 1874, n° 2.

A la face inférieure les deux dernières couches de cellules deviennent de nouveau plus étroites, aplaties, et riches en chlorophylle; elles forment la couche corticale ventrale. Les corps huileux sont disséminés dans tout le tissu. D'autres cellules isolées se font remarquer par leur grandeur et la réfringence de leur contenu; ce sont les cellules à mucilage, mieux représentées d'habitude chez d'autres Marchantiacées que dans le genre *Marchantia*.

Une étude plus approfondie des couches dorsales externes, abondamment remplies de chlorophylle, complète les renseignements que nous avait donnés la coupe superficielle. On voit à l'extérieur une couche simple de cellules aplaties recouvrant les chambres aérifères et fixées sur les murailles verticales qui limitent latéralement ces cavités. Au milieu de la paroi externe de la chambre se trouve l'ostiole, qui, comme on peut le voir sur la figure 73, B, est un canal bordé de quatre à huit étages de cellules (1). Ce canal se rétrécit à son orifice antérieur, mais surtout à son orifice postérieur, et prend la forme d'un tonneau. Les cellules de bordure de l'étage supérieur s'amincissent en rebord membraneux. Comme l'air est retenu très fortement dans l'ostiole, l'image en est peu claire, et il est bon avant l'observation d'enlever cet air au moyen d'une pompe. Il s'élève de la paroi inférieure de la chambre aérifère des files cellulaires quelquefois ramifiées, de une à deux cellules de hauteur. Ces filaments sont particulièrement riches en chlorophylle; ils prennent naissance sur la couche cellulaire inférieure, formée de cellules aplaties contenant peu de chlorophylle. A la face ventrale du thalle les écailles médianes se recouvrent alternativement par leurs bords. Entre les écailles on remarque encore les coupes transversales des faisceaux de rhizoïdes. Les coupes longitudinales médianes montrent l'insertion des rhizoïdes, aussi bien de ceux à membrane lisse qui quittent immédiatement le thalle, que de ceux à épaississements spirales qui adhèrent à la nervure médiane.

Un thalle très instructif sous beaucoup de rapports et d'une

1. Voigt, *Beitrag zur vergl. Anat. der Marchantien*, *Bot. Zeit.* 1879, p. 729. On y trouve l'histoire du sujet.

structure très simple est celui du *Metzgeria furcata* (1). Cette petite plante peu apparente se rencontre abondamment sur l'écorce des arbres. Le thalle est en forme de ruban d'un vert clair, ramifié en dichotomie et parcouru par une nervure médiane. A l'exception de cette nervure, le thalle n'est formé que d'une seule couche de cellules polyédriques contenant de nombreux grains de chlorophylle allongés. La nervure étroite

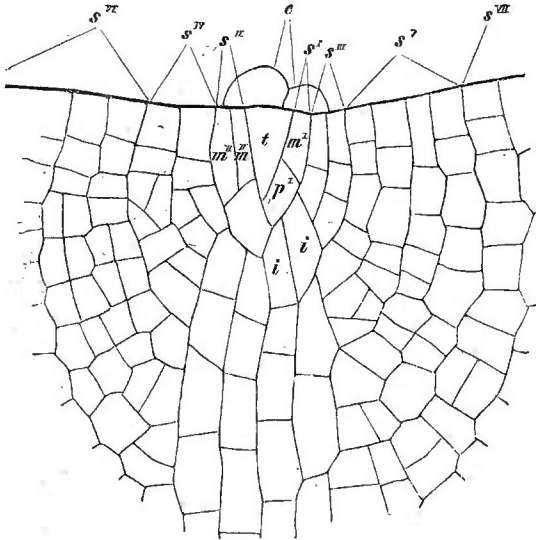


Fig. 74. Sommet d'une pousse du *Metzgeria furcata*.

t, cellule terminale; *s^{vi}-s^{vii}*, segments successifs; *m*, *m*¹, cellules de bordure; *p*, cellule superficielle de 1^{re} génération; *i*, *i*, cellules internes de la nervure médiane; *c*, poils en massue. L'image a été dessinée pendant la mise au point sur les cellules internes de la nervure médiane. — Gr. 540.

proëmine beaucoup plus fortement à la face ventrale qu'à la face dorsale; elle se compose de haut en bas (ce que l'on peut constater en coupe optique en mettant au point à différentes profondeurs) de cellules larges peu allongées, ensuite de cellules étroites et très longues, et finalement encore de cellules larges. Les deux couches cellulaires externes contiennent de la chlo-

1. Leitgeb, *Untersuchungen über die Lebermoose*, III, p. 54, avec l'historique du sujet.

rophyllé, les internés en manquent. A l'extrémité antérieure des nervures et à la face ventrale sont implantés quelques poils claviformes courts dont le sommet est rempli d'une substance très réfringente. Des parties adultés des nervures et des bords du thalle se développent d'autres poils qui peuvent former à leur extrémité un disque adhésif lobé et fonctionner comme rhizoïdes. Ils naissent toujours à la partie basilaire de la cellule, de laquelle ils sont séparés par une membrane bombée. — Comme le montre la coupe transversale, les cellules internes de la nervure médiane se distinguent par des membranes fortement épaissies, d'aspect collenchymateux et d'un blanc brillant. — La marche de la division de la cellule terminale est chez le *Metzgeria* des plus faciles à suivre et aussi des plus instructives (1). Le sommet, en continuel accroissement, est situé au fond d'une échancrure relativement faible; c'est là que se trouve la cellule terminale et que finit la nervure. Nous examinons ce thalle par sa face dorsale, afin de ne pas être gênés par les poils claviformes de la face inférieure. La cellule terminale, (t fig. 74) a la forme d'un triangle isocèle dont la base est légèrement convexe vers l'extérieur et dont les côtés sont faiblement courbes. Elle se divise par des membranes parallèles à ses faces latérales, et de cette manière produit alternativement à droite et à gauche des segments (s) situés par conséquent tous dans le même plan.

1. Kny, *Jahrb. f. wiss. Bot.* IV, p. 85.

CHAPITRE XIX

APPAREIL VÉGÉTATIF DES CHAMPIGNONS, DES LICHENS ET
DES ALGUES. — MÉTHODES DE COLORATIONS DU CONTENU
CELLULAIRE.

L'appareil végétatif des Champignons se compose, si l'on en excepte les formes les plus simples, d'éléments filiformes plus ou moins abondamment ramifiés qui ont reçu le nom d'*hyphes*. Ces hyphes tantôt ne forment pas de cloisons de séparation, et leur corps tout entier consiste en une seule cellule; ou bien ils se divisent par des membranes transversales en une série de cellules réunies bout à bout. Même les Champignons les plus volumineux sont formés de ces hyphes entrelacés les uns avec les autres. En se réunissant, les hyphes peuvent donner naissance à un tissu solide ayant l'apparence du parenchyme, que l'on a appelé *pseudo-parenchyme*. Le pseudo-parenchyme est le produit du feutrage de filaments, et non le résultat d'une division cellulaire ayant eu lieu suivant trois directions. — Pour nous faire une idée de ce mode de structure, examinons l'appareil sporifère d'un Hyménomycète (1). Nous choisirons l'*Agaricus campestris*, parce qu'on peut se le procurer en toute saison, et en outre parce que sa structure est relativement simple. Nous ferons d'abord des coupes longitudinales très minces dans le pied d'un sujet bien développé. — On reconnaîtra facilement que ce pied est composé d'hyphes disposés longitudinalement et que l'on peut isoler avec des aiguilles. Ils sont plus ou moins exactement parallèles entre eux; cependant quelques-uns prennent des directions obliques. Chaque hyphe forme un filament cellulaire qui se ramifie, çà et là, en branches latérales. Celles-ci prennent naissance ou immédiatement sous une cloison de séparation, ou bien plus bas sur

1. H. Hoffmann, *Icones anal. fung.*, I-III; de Bary, *Morph. d. Pilze, etc.*, p. 49 et suivantes.

les côtés de la cellule. De temps à autre on rencontre un filament terminé en cæcum. Fréquemment les cellules des filaments voisins sont reliées par une branche transversale et en communication ouverte. A la périphérie du pied les hyphes se rétrécissent et en même temps se pressent plus fortement; tout à fait à la surface leurs membranes brunissent et s'affaissent de façon à faire disparaître plus ou moins complètement le lumen. Vers le centre du pied les filaments deviennent plus minces et forment un feutrage plus lâche; leur course est en cette région tout à fait irrégulière. De grandes masses d'air occupent les espaces laissés libres entre les hyphes. — Tant que l'influence destructive de l'eau ne s'est pas fait sentir sur lui, le contenu des hyphes est peu visible; c'est d'ordinaire contre les cloisons transversales qu'il est le plus abondant. Plus tard de grandes vacuoles commencent à se former dans les cellules; on y trouve aussi de petits cristaux isolés.

La coupe transversale du pied offre l'aspect d'un tissu parenchymateux, excepté dans les parties médianes de la coupe, où

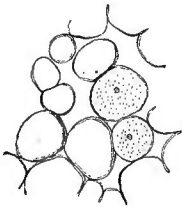


Fig. 75. *Agaricus campestris*.
Fragment d'une coupe transversale dans le pied. La section comprend la membrane transversale de deux hyphes; sur chacune de ces membranes on remarque un point central brillant. — Gr. 540.

les hyphes s'enchevêtrant sont souvent vus en long. Ce pseudo-parenchyme paraît formé de cellules de dimensions inégales, irrégulièrement polygonales, entre lesquelles se trouvent des espaces plus ou moins nombreux remplis d'air (fig. 75). Par un examen plus attentif de la coupe, on remarque, exactement au centre de certaines cellules, un point réfringent (voyez la figure). Une cloison transversale est ici comprise dans la coupe et le point médian représente la place d'une ponctuation, qui de chaque côté de la membrane est recouverte d'une petite masse de substance très réfringente. De telles ponctuations au centre des cloisons transversales sont très répandues chez les Basidiomycètes et les Ascomycètes (1). — Les cellules des hyphes contiennent

1. Sur les ponctuations des cloisons transversales des Floridiées voyez Bornet,

une couche protoplasmique pariétale et de nombreux et très petits noyaux cellulaires, mais que l'on n'aperçoit que difficilement; nous ne voulons du reste pas chercher à les voir.

L'Anaptychia ciliaris, partout répandu sur les troncs d'arbres, se prête au mieux à l'étude du thalle des Lichens. Le thalle, foliacé-fruticuleux, est coloré sur sa face dorsale du gris vert au vert vif, et sur sa face ventrale il est partout gris. Des bords du thalle naissent des cils raides, souvent lobés à leur extrémité libre, reliant le Lichen au substratum partout où ils atteignent celui-ci. Pour l'examen microscopique, il faut préparer des coupes transversales, ce que l'on fait avec facilité en serrant un petit morceau de thalle dans la moellé de Sureau. A un grossissement suffisamment fort, on voit que le thalle se compose sur sa face supérieure d'hyphes à membranes épaisses, étroitement entrelacés, qui forment ce qu'on appelle la couche corticale. Vers l'intérieur, les hyphes sont plus écartés l'un de l'autre et constituent la couche médullaire, de consistance lâche. On constate facilement sur ces coupes que les hyphes sont des tubes longs, subdivisés par des cloisons transversales, et de temps en temps ramifiés. A la limite de l'écorce et de la moelle se trouvent dispersées des cellules vertes arrondies, relativement grandes, les *gonidies*; elles appartiennent à l'Algue connue sous le nom de *Cystococcus humicola* Naeg.

Les hyphes adhèrent aux gonidies et leur amènent les suc nutritifs non élaborés; ils en reçoivent en retour une partie des substances qu'elles ont assimilées. Cette association à bénéfice réciproque de l'Algue et du Champignon a été souvent appelée une *symbiose*. A la face ventrale du thalle de l'*Anaptychia*, les filaments du champignon s'entrelacent de nouveau très étroitement pour former une sorte d'écorce inférieure; ou bien il arrive que ce feutrage ne se produit pas et le tissu médullaire lâche s'étend jusqu'à la face ventrale. Ce dernier cas est le plus fréquent. Des bords du thalle il naît, comme on peut déjà le constater à l'œil nu, des filaments composés d'hyphes parallèles, reliés solidement, les *rhizines*. Les membranes de

ces hyphes ont une coloration brunâtre; les rhizines se bifurquent souvent à leur base. Dans les autres Lichens, les rhizines se détachent le plus souvent de la face ventrale du thalle. — Le chlorure de zinc iodé colore immédiatement les membranes des gonidies en beau bleu, tandis que les hyphes donnent la réaction de la cellulose de Champignon, c'est-à-dire prennent une teinte jaune ou jaune brun.

Nous avons rencontré dans l'*Anaptychia ciliaris* un Lichen à thalle stratifié ou thalle *hétéromère*, ainsi appelé parce que les gonidies y forment une couche spéciale. D'autres Lichens moins élevés en organisation ont le thalle *homéomère*, c'est-à-dire que les gonidies sont distribuées également dans tout le tissu. A ces derniers appartiennent les Lichens gélatineux, chez lesquels les gonidies sont enfermées dans une gelée transparente, traversée en tous sens par les hyphes du Champignon. Les Algues qui prennent part à la formation du thalle des Lichens, suivant l'espèce dans laquelle elles se rangent, sont colorées en vert ou en vert bleu; mais elles se rattachent toutes aux divisions inférieures de cette classe.

Les Cladophorées (1) nous offrent à étudier des filaments verts, abondamment ramifiés, dont les branches diminuent de diamètre à mesure qu'elles se ramifient. Ce sont les Algues d'eau douce les plus répandues. La détermination de l'espèce est dans ce genre presque toujours incertaine; mais toutes les espèces peuvent servir aux observations. Nous choisirons le *Cladophora glomerata*, espèce flottante formant des gazons verts. Cette plante se ramifie en touffes; les rameaux latéraux naissent, comme chez toutes les autres Cladophorées, de l'extrémité supérieure des cellules du filament. La ramification est acropète, de sorte que les cellules qui occupent le sommet des rameaux ont bien le caractère des cellules terminales. Mais les cellules plus âgées peuvent aussi produire des rameaux que l'on doit considérer comme adventifs.

Observée à un grossissement suffisamment fort, la couche pariétale verte des cellules paraît formée de petites plaques poly-

1. Schmitz, *Siphonocladaceen*, p. 17; Strasburger, *Zellb. und Zellth.*, 3^e édit., p. 204.

gonales (fig. 76, *ch*) séparées par des lignes incolores extrêmement minces; ce sont les chromatophores. Dans chacun d'eux on voit des granules pâles (*a*) plus ou moins nombreux qui sont des grains d'amidon, et en outre des formations très réfringentes, irrégulièrement sphériques et relativement grandes, formées d'un noyau intérieur et d'une enveloppe, qu'on pourrait nommer *amylosphères* (*p*) (1). La partie centrale des cellules est remplie d'un liquide aqueux traversé par des plaques plasmatiques excessivement minces, incolores, qui, partant de la couche protoplasmique pariétale, divisent le lumen cellulaire en compartiments polyédriques irréguliers et de grandeur variable. On remarque par places dans les plaques intérieures des chromatophores. Sur des coupes optiques, on voit de distance en distance des sphères plasmatiques incolores qui proéminent de la couche pariétale dans le lumen; ce sont les noyaux cellulaires (*n*), dans lesquels on peut voir, dans des conditions favorables, un petit nucléole. Le *Cladophora* nous offre donc, comme il résulte de cette analyse, des cellules à plusieurs noyaux. Si l'on comprime assez fortement les préparations, le contenu des cellules écrasées se retire de la membrane et les plaques chlorophylliennes se séparent l'une de l'autre et s'arrondissent. En même temps, les petits granules et les amylosphères apparaissent nettement dans les chromatophores, qui se présentent maintenant avec

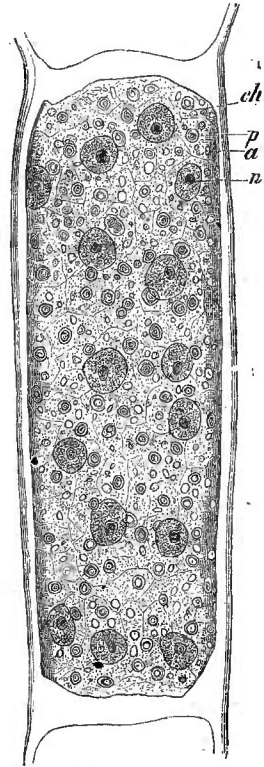


Fig. 76. *Cladophora glomerata*.

Une cellule du filament, d'après une préparation au carmin et à l'acide chromique. — *n*, noyau cellulaire; *ch*, chromatophores; *p*, amylosphère; *a*, granules d'amidon. — Gr. 540.

1. Schmitz, *Chromatophoren der Algen*, pages 16, 35 et 37.

l'aspect ordinaire des grains de chlorophylle qui ont subi l'influence de l'eau. Si l'on ajoute un peu de solution d'iodure de potassium ioduré à la préparation, les petits corpuscules et l'enveloppe des amylospères se colorent en violet, mais paraissent bruns parce qu'ils sont renfermés dans des chromatophores verts; les noyaux cellulaires se teignent aussi en brun. Il ne faudra pas négliger d'étudier dans cette préparation des cellules restées intactes, dans lesquelles les amylospères et les grains d'amidon ayant été colorés dans leur position naturelle, apparaissent nettement; nous pourrons aussi distinguer très facilement, en mettant au point les parties profondes, les noyaux des cellules. — Examinons encore un filament que nous avons porté directement dans une goutte de solution alcoolique d'acide picrique et dans lequel, à la suite de ce traitement, le noyau de l'amylospère ou *pyrénoïde* se détache nettement dans le contenu cellulaire coloré en jaune brun. A un fort grossissement, ces noyaux paraissent anguleux: ce sont des cristaux d'albumine (1) ou cristalloïdes, qui se rencontrent souvent à deux dans une amylospère. — Après un temps très court, il apparaît dans les plaques chlorophylliennes des corps bruns à contour irrégulier, provenant de la destruction de la matière colorante verte, et présentant la réaction de l'hypochlorine (2). Cette réaction se produit aussi sous l'influence d'autres acides. — Cependant, afin d'arriver à une connaissance plus approfondie des noyaux cellulaires et de leur mode de distribution, nous emploierons encore d'autres méthodes. Ceci nous donnera en outre l'occasion d'apprendre à connaître quelques procédés de fixation et de coloration qui ont fait faire un grand pas aux études histologiques modernes. Il est d'abord nécessaire de fixer le contenu des cellules. Pour cela, portons quelques rameaux de *Cladophora* dans l'acide chromique à 1 %; d'autres dans une solution concentrée d'acide picrique, et enfin un troisième lot dans l'acide chromo-acétique à 1 % (acide chromique 0,7 %, acide acétique 0,3 %) (5). On

1. D'après les communications de A. W. Schimper.

2. Pringsheim, principalement in *Jahrb. f. wiss. Bot.*, XII, p. 294. A. Tschirsch, *Ber. d. deut. Bot. Gesell.* I, p. 140, avec l'historique.

3. Flemming, en dernier lieu in *Zellsubstanz, Kern- und Zelltheilung*, 1882, p. 379. Ce mémoire contient aussi la littérature du sujet.

laisse agir l'acide chromique et l'acide chromo-acétique à 1 % pendant quelques heures, et même sans inconvénient pendant vingt-quatre heures, l'acide picrique environ vingt-quatre heures. Tous ces objets doivent ensuite être lavés avec le plus grand soin à l'eau distillée ; il est bon de les laisser enfin pendant toute une journée dans de l'eau fréquemment renouvelée. Les préparations à l'acide picrique demandent dans leur traitement des soins tout particuliers, lorsqu'elles doivent être colorées ensuite avec l'hématéate d'ammoniaque. — Les préparations bien lavées sont placées maintenant, pour être colorées, dans des verres de montre avec du carmin de Beale (1), du carmin boraté de Thiersch ou de Grenacher, ou encore avec le carminate neutre d'ammoniaque de Hoyer. Les coupes doivent séjourner jusqu'à vingt-quatre heures dans le carmin de Beale, la moitié de ce temps dans celui de Hoyer, et plusieurs heures dans le carmin boraté. Une autre partie des filaments est colorée par l'hématoxyline de Grenacher ou de Boehmer, liquides qui, si on veut arriver à un bon résultat, doivent être aussi vieux que possible. Pour l'usage, cette solution sera très étendue. On fera bien de retirer de temps en temps de petits fragments de coupe de la solution d'hématoxyline pour les examiner sous le microscope, afin de s'assurer que le degré de coloration est suffisant. Si malgré ces précautions l'objet se colorait trop, on le porterait dans l'eau pure, ou dans une solution aqueuse d'alun, ou encore dans une liqueur très étendue d'acide chlorhydrique, et on le laisserait dans ces liquides jusqu'à ce que la coloration n'ait plus que l'intensité désirée. Lorsqu'on a traité la préparation par l'eau acidulée, il est nécessaire de la porter en dernier lieu quelques minutes dans une eau faiblement ammoniacale. Pour colorer les coupes à l'hématéate d'ammoniaque, il faut avoir soin de les priver de toute trace d'acide picrique (2). Pour cela on les lave

1. La propriété du noyau cellulaire de fixer et de condenser les matières colorantes a été découverte par Th. Hartig : « *Ueber das Verfahren bei Behandlung des Zellkerns mit Farbstoffen* », *Bot. Zeit.*, 1854, p. 877. *Entwicklungsgesch. d. Pflanzens*, 1858, p. 154. Le procédé de coloration a été indiqué dans l'Histologie animale de Gerlach. *Mikr. Stud. a. d. Geb. d. menschl. Morphol.*, 1858.

2. Voyez Schmitz, *Sitzber. d. niederrh. Gesellsch.*, 13 juillet 1880, p. 2.

plusieurs fois dans de l'eau qu'on a laissée longtemps bouillir pour en chasser tout l'acide carbonique. On laisse les coupes pendant vingt-quatre ou quarante-huit heures dans cette eau, et c'est seulement alors qu'elles peuvent être soumises à l'action de la matière colorante. Dans ce but on jette quelques cristaux d'hématoxyline dans une petite quantité d'eau distillée et l'on souffle dessus du gaz ammoniac. Les cristaux d'hématoxyline se dissolvent en prenant une belle coloration violette. On étend très fortement la solution d'eau distillée et l'on y laisse les préparations environ deux heures. L'essai du degré de coloration se fait aisément sous le microscope. Il est avantageux de dépasser un peu le ton que l'on désire, puis ensuite d'abandonner les coupes plusieurs heures dans l'eau distillée. Cette méthode de coloration est un peu compliquée, mais elle donne souvent d'excellents résultats. Les préparations durcies autrement qu'à l'acide picrique sont peu propres au traitement à l'hématéate d'ammoniaque. Les préparations colorées au carmin de Beale, au carmin boraté ou au carmin de Hoyer, deviennent aussi très belles, lorsqu'on laisse la teinte s'exagérer et qu'on les traite dans un verre de montre avec de l'alcool à 70° environ, auquel on ajoute une goutte d'acide chlorhydrique. (On fera bien de préparer pour cela à l'avance une solution d'acide chlorhydrique à 1/2 % dans de l'alcool à 70°.) Les préparations ont d'abord une coloration plus ou moins diffuse; dans l'alcool chlorhydraté la coloration atteint bientôt une grande netteté. Les coupes qui ont été passées à l'alcool acidulé seront dans tous les cas lavées à l'alcool neutre.

Pour conserver ces préparations colorées, on peut se servir de glycérine, de gélatine glycinée, ou, pour les préparations au carmin, du liquide d'inclusion de Hoyer. Pour les colorations à l'hématoxyline, la glycérine ou la gélatine glycinée doivent être absolument neutres. Le liquide de Hoyer convient très bien aussi pour les préparations à l'hématoxyline. — Les préparations ne doivent pas être portées directement dans les liquides conservateurs ci-dessus désignés, car les cellules, à la suite de la privation subite d'eau, se contracteraient; il est bon de placer d'abord les coupes dans de la glycérine très étendue, qu'on laisse se concentrer lentement à l'air. A la suite de ce traitement, les

filaments de l'Algue peuvent être portés sans inconvénient dans la glycérine concentrée, dans la gélatine glycerinée ou le liquide de Hoyer. Les préparations à la glycérine sont closes avec le baume du Canada. La gélatine glycerinée et le liquide de Hoyer n'ont besoin, ainsi que nous l'avons déjà vu, d'aucune inclusion.

Si nous soumettons ces différentes préparations à un examen minutieux, nous trouvons que celles qui ont été traitées à l'acide chromique et teintes au carmin boraté d'une part, et de l'autre celles qui, après avoir été convenablement fixées, ont été colorées par l'hématoxyline ou l'hématéate d'ammoniaque, donnent dans le cas présent les meilleurs résultats. Nous aurions tort pourtant de généraliser ce procédé, car dans d'autres cas, une méthode qui aura ici moins bien réussi, pourrait bien mériter la préférence. Il arrive souvent aussi qu'une méthode qui a réussi une première fois fait ensuite défaut; il faut en conclure qu'un seul cas ne peut servir à poser de règle à cet égard.

La fixation et la coloration du contenu des cellules sont devenues un art qui demande beaucoup d'exercice, en sorte qu'il faut s'attendre à essayer pour les premiers-essais quelques succès. — Nous avons choisi les Cladophorées comme objets très propres pour s'initier aux différentes méthodes de durcissement et de coloration; l'étudiant qui voudra s'en tenir aux procédés les plus sûrs, sans jamais rien hasarder, durcira ses objets à la manière indiquée ci-dessus avec l'acide chromique à 4 pour 100, et en colorera une partie au carmin boraté, une autre à l'hématoxyline. Le carmin boraté réussit toujours.

Dans les préparations au carmin boraté, les noyaux cellulaires apparaissent avec beaucoup de netteté (fig. 76). Les amylospères, ainsi que le protoplasma et les grains d'amidon, restent incolores. Les amylospères, dans les coupes ainsi traitées, permettent de voir très nettement à leur intérieur le cristal d'albumine réfringent, entouré par une couche de substance qui nous a déjà donné avec l'iode la réaction de l'amidon. Les noyaux cellulaires, sur lesquels nous fixons plus particulièrement notre attention, sont à peu près régulièrement distribués dans la cellule; ils adhèrent à la face interne de la couche chlorophyllienne et proéminent à l'intérieur de la cavité. Chacun de ces noyaux paraît finement granuleux ou finement poreux, et possède un nucléole plus

fortement teint. — Le traitement à l'hématoxyline et à l'hématéate d'ammoniaque colore très fortement le noyau, et en outre, mais plus faiblement, les cristaux des amylospères. Les grains d'amidon ne sont pas colorés; les microsomes par contre le sont, et presque d'une façon aussi intense que les cristaux des amylospères.

Le genre *Spirogyra* est constitué par des plantes à filaments simples. Nous choisirons une espèce qui présente un noyau cellulaire central facilement visible; le *Spirogyra majuscula* (1), qui se rencontre assez fréquemment et à l'état sporadique dans les mares, est dans ce cas. Cependant on peut également employer d'autres espèces à noyau central, ne s'écartant que peu de la structure prééitée. Lorsqu'on a réussi à trouver une espèce favorable, on cherche à la propager par la culture. On y arrive assez bien au moyen de vases peu profonds, opaques ou entourés de papier noir, car la lumière latérale est très nuisible à ces plantes. Les vases doivent être tenus dans un lieu éclairé, mais cependant protégés contre la lumière solaire directe. Le liquide dans lequel on élève la plante peut être de l'eau de source pauvre en sels calcaires, à laquelle on ajoute de temps en temps quelques morceaux de tourbe bouillis et imbibés de la solution nutritive suivante. On dissout dans 100 centimètres cubes d'eau 1 gramme de nitrate de potasse, 50 centigrammes de chlorure de sodium, 50 centigrammes de sulfate de chaux, 50 centigrammes de sulfate de magnésie, et on y ajoute 50 centigrammes de phosphate de chaux pulvérisé, dont il ne se dissout que des traces (2). Dans de telles conditions, les Spirogyres et en général les Algues d'eau douce se développent rapidement. — Les cellules du *Spirogyra majuscula* sont à l'état adulte environ une fois et demie à deux fois plus longues que larges (fig. 77). La membrane est tapissée intérieurement d'une couche mince incolore de protoplasma, qui devient très apparente lorsqu'on plasmolyse les cellules, c'est-à-dire lorsqu'on contracte le protoplasma par des substances avides d'eau, telles qu'une dissolution de sucre, de

1. Strasburger, *Zellb. u. Zellth.*, 3^e édit., p. 175.

2. D'après Sachs. *Vorl. über Pflanzen-Physiol.*, p. 342.

chlorure de sodium ou de salpêtre, ou la glycérine concentrée. Contre ce revêtement incolore sont appliquées huit à dix bandes chlorophylliennes spiralées. Ces bandes ont les bords élégamment découpés et sont assez transparentes pour permettre de voir à l'intérieur de la cellule. Elles enveloppent des corps denses, sphériques, incolores, inégalement éloignés l'un de l'autre, que nous avons déjà appris à connaître sous le nom d'amylosphères. Ils sont formés d'un cristal d'albumine recouvert d'une couche de petits grains d'amidon. On peut déjà reconnaître les cristaux à leur contour anguleux sans le secours de réactifs ; on les aperçoit bien mieux si l'on ajoute à la préparation, par le bord du couvre-objet, quelques gouttes d'une solution alcoolique d'acide picrique. Lorsqu'on les traite par la solution d'iodure de potassium ioduré, les colorations de l'enveloppe amylicée et du cristal se confondant, font paraître le corps entier brun foncé. Le noyau cellulaire central vu de profil paraît fusiforme ; de face il se présente comme un disque, de sorte qu'en réalité il a la forme d'une lentille biconvexe. Vers son centre il contient un gros nucléole ; plus rarement on en rencontre deux ou trois distribués régulièrement dans le noyau. — Chez d'autres espèces très voisines, le noyau est plus épais et se présente, dans la position naturelle de la cellule, comme un rectangle à angles arrondis. — Le noyau est entouré d'une très mince couche de protoplasma, de laquelle partent des filaments plasmatiques très déliés qui la relient à la couche pariétale ; il est suspendu par ces filaments dans le lumen, rempli de suc cellulaire. Tous les fils naissent du bord tranchant du noyau, se bifurquent plusieurs fois pendant leur cours, et viennent s'attacher aux parties internes et saillantes des bandes chlorophylliennes,

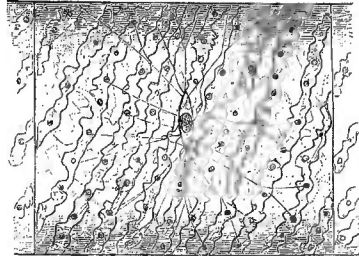


Fig. 77. *Spirogyra majuscula*.

Une cellule de filament esquissée en faisant varier la mise au point ; on y voit le noyau central et les filaments qui le supportent.
— Gr. 240.

qui cachent les amylospères. On peut se convaincre dans la plupart des cas de ces faits en changeant lentement la mise au point.

CHAPITRE XX

DIATOMÉES, PROTOCOCCUS, LEVURE, NOSTOCACCÉES

Les Diatomées sont des organismes unicellulaires qui constituent un groupe bien défini. L'espèce la plus propre pour étudier la structure de ces végétaux est le *Pinnularia viridis* (1), très fréquente dans les eaux stagnantes et dans les eaux courantes. Elle se distingue parmi les formes d'eau douce par sa taille relativement considérable et il est très facile d'étudier sa structure. Sous le microscope et aux plus forts grossissements que nous puissions employer, elle se présente sous la forme d'une ellipse allongée ou d'un rectangle à angles arrondis. Dans le premier cas elle est vue de face (fig. 78, A); dans le second, de profil (fig. 78, B). Dans la vue de face, d'étroites cannelures de la membrane cellulaire partent des bords et se dirigent vers la région centrale, sans cependant l'atteindre (voyez la figure). On considère généralement ces cannelures comme des enfoncements de la surface de l'enveloppe, c'est-à-dire comme des places amincies. L'espace médian, uni, laissé libre par les cannelures, présente à chacune de ses extrémités et à son centre un épaissement plus réfringent que l'on désigne sous le nom de nodule. Les deux nodules des extrémités sont reliés au nodule central par une ligne qui se contourne légèrement autour de celui-ci et se termine par un léger renflement. Les nodules des extrémités sont enveloppés par la terminaison

1. Voyez Pfützner, in *Hanstein's Bot. Abh.*, 1^{re} partie, 2^e livraison, p. 40, et Schenck, *Handbuch d. Bot.* II, p. 410. Dans le premier traité se trouve l'histoire du sujet.

de cette ligne, qui se replie autour d'eux en forme de croissant. Dans le milieu de sa course, entre les nodules, cette ligne s'élargit un peu; on admet qu'elle n'est pas autre chose qu'une fente conduisant dans l'intérieur de la cellule; elle a reçu le nom de *raphé*. Sur la figure de profil (*B*) les cannelures ne sont visibles que sur les bords. En coupe optique et au prix d'une observation attentive des extrémités de la cellule, on constate ce fait remarquable que sur la ligne médiane la paroi cellulaire est double. Ceci résulte de ce que la membrane se compose de deux moitiés ou valves, placées l'une dans l'autre comme une boîte dans son couvercle. Les bords du couvercle ont la même hauteur que ceux de la boîte, mais ces deux parties ne sont qu'en partie emboîtées. Sur la face externe de la cellule, les bords minces des deux moitiés de sa membrane apparaissent comme deux lignes très ténues. — On arrive facilement, soit par la pression, soit au moyen de réactifs chimiques, à séparer les deux

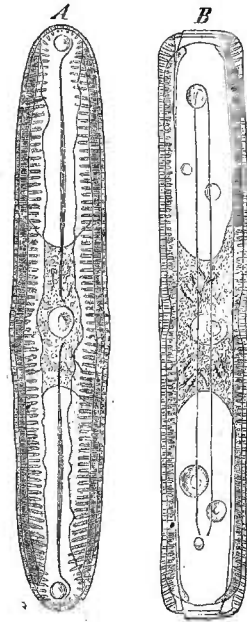


Fig. 78. *Pinnularia viridis*.
A, vu de face; B, vu de profil.
— Gr. 540.

valves du *Pinnularia*; on trouve aussi quelquefois des sujets morts où une telle séparation s'est produite naturellement. Par la pression, on peut briser les bandes emboîtées à une certaine distance de leur bord libre, suivant une ligne parallèle à ce bord. Ces lignes correspondent à un amincissement de la membrane. — Le contenu cellulaire se présente avec différents aspects, selon que l'on examine la Pinnulaire de face ou de profil. Dans le premier cas (fig. 78, A), une bande claire, médiane, traverse la cellule d'une extrémité à l'autre. Vers le milieu de la longueur de la cellule, le protoplasma forme un pont biconcave. Dans ce pont se trouve le noyau cellulaire, qui n'est pas toujours facilement visible sans l'aide

de réactifs; il est muni de nucléoles relativement grands. Aux bandes claires aboutissent de chaque côté, avec un contour uni ou lobé, les chromatophores bruns ou *plaques endochromiques*. Ils sont situés par conséquent sur les faces emboîtées de la cellule. Dans les ponts plasmatiques se remarquent de petits bâtonnets étroits réunis par deux, dont la signification est encore inconnue. Le suc cellulaire est parsemé le plus souvent, cependant pas toujours, de gouttelettes huileuses de grandeur variable. Vu de profil, le contenu cellulaire paraît uniformément brun, parce que le chromatophore recouvre alors toute la couche protoplasmique latérale. Ce n'est qu'aux extrémités de la cellule que le protoplasma incolore se montre un peu. Le chromatophore est d'une densité et d'une coloration partout égales, sans différenciation apparente.

Les *Cladophora* que nous avons montés récemment en préparations contiennent certainement quelques Diatomées adhérentes à leurs filaments. Leur corps protoplasmique a été fixé et teint en même temps que celui de la Cladophorée, et nous pouvons voir dans chaque cellule un noyau très coloré.

Parmi de nombreux individus de *Pinnularia*, on ne sera pas sans en rencontrer quelques-uns de doubles. Ils sont formés de deux cellules sœurs issues de la division récente d'une cellule mère. Elles adhèrent l'une à l'autre par leurs faces, et l'on constatera, si le développement de leurs membranes est terminé, que les deux valves internes nouvellement formées sont emboîtées dans les valves externes plus âgées. Chaque cellule possède par conséquent une valve plus jeune et une plus vieille, et il peut se faire que la différence d'âge entre les deux soit considérable.

Les *Pinnularia* sont mobiles. Les cellules progressent habituellement suivant la direction de leur axe longitudinal, soit régulièrement, soit par saccades; quelquefois aussi elles se déplacent latéralement de leur voie. Elles ne nagent pas librement, mais plutôt rampent sur le substratum, et il est probable que la ligne médiane, le raphé, que nous avons considérée comme une fente sur la face de chaque valve, laisse passer une bande mince de protoplasma, qui forme l'organe de mouvement, une sorte de pseudopode.

Plaçons maintenant une préparation de *Pinnularia* sur une lame de mica que nous porterons à l'incandescence dans la flamme à gaz ou à alcool. Après avoir placé la lamelle de mica sur le porte-objet et posé dessus un couvre-objet, examinons à sec et à un fort grossissement la préparation. Nous constatons que le squelette tout entier des Pinnulariées est demeuré intact. Si le temps de l'incandescence a été court, ce squelette est bruni par les substances organiques carbonisées; si on a chauffé suffisamment longtemps, il est devenu incolore. L'acide chlorhydrique n'attaque pas ces squelettes; ils se composent par conséquent de silice, et présentent encore les détails les plus fins de structure observés auparavant; les membranes cellulaires devaient donc être au plus haut degré de silicification. Les cannelures se remarquent très distinctement sur cette préparation comme des bandes sombres; les autres particularités peuvent aussi y être très bien étudiées. Le raphé devient notamment très visible sur la Diatomée vue de face. Son élargissement moyen est très net. Sur la carapace vue de profil les bords des deux moitiés de membrane se voient aussi facilement; en outre on remarque encore sur les parties qui s'emboîtent deux lignes parallèles l'une à l'autre et aux bords des valves; elles n'atteignent pas les extrémités de la cellule. — On peut obtenir aussi de très beaux squelettes siliceux en faisant agir sur les Diatomées une goutte d'acide sulfurique concentré, en ajoutant, après quelque temps, de l'acide chromique à 20 p. 100, puis progressivement de l'acide chromique concentré, et en enlevant ensuite à l'eau ces deux réactifs (1). Les Diatomées pauvres en silice ne supportent pas les traitements précédents; il faudra plutôt, pour en obtenir de bons squelettes, les plonger pendant quelques jours dans l'acide chlorhydrique contenant quelque peu de chlorate de potasse. Si ce traitement ne suffisait pas, on les laisserait pendant deux jours dans l'ammoniaque, puis on les passerait de nouveau à l'acide chlorhydrique.

Les autres Diatomées présentent aussi ce phénomène remarquable que leur membrane se compose de deux parties. Toutes celles qui sont libres sont aussi douées de mouvement. Beau-

1. Miliarakis, *die Verkiesslung*, Wurzburg, 1884.

coup d'espèces adhérentes au substratum ou même enfermées dans des tubes gélatineux, une fois devenues libres, sont aptes à se mouvoir, pendant que cette faculté paraît manquer le plus souvent à celles qui sont réunies en filaments. — A cause de la structure souvent extraordinairement fine de leurs membranes, les Diatomées sont fréquemment employées comme tests-objets pour l'essai des objectifs microscopiques à forts grossissements. On se sert particulièrement des valves du *Pleurosigma angulatum*, qui, à une amplification suffisante, montrent des hexagones régulièrement disposés en quinconce.

Les formes les plus simples des Algues vertes unicellulaires sont représentées par le genre *Protococcus*, que nous allons maintenant étudier. A ce groupe appartiennent la plupart des revêtements verts que l'on trouve sur les tiges des arbres, les planches humides, les murs et en d'autres lieux semblables. Ces *Protococcus* ne constituent du reste pas une espèce autonome, mais ils représentent plutôt un état de développement d'autres Algues (1). La forme que nous avons récoltée sur le tronc d'un

vieil arbre peut être rapportée par exemple au *Protococcus viridis* (fig. 79). En l'examinant à un fort grossissement, nous trouvons que elle est formée de cellules arrondies, isolées ou réunies en petites familles (fig. 79, A-F). Le contenu des cellules est d'un vert clair; cependant le protoplasma n'est pas coloré uniformément, mais renferme un certain nombre de chro-

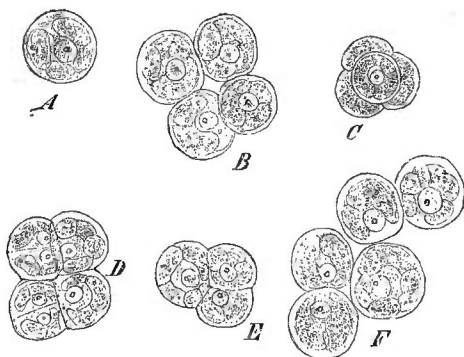


Fig. 79. *Protococcus viridis* après l'action de l'iodure de potassium ioduré. — En D, les cellules de gauche viennent de se diviser. — Gr. 540.

loré uniformément, mais renferme un certain nombre de chro-

1. Voyez à ce sujet principalement Cienkowski, *Bot. Ztg.*, 1876, p. 17, et *Mélanges biol. de Saint-Pétersb.*, IX, p. 531.

matophores en contact les uns avec les autres et occupant toute la surface du contenu cellulaire. Aux endroits où ces petits corps ne se touchent pas exactement, on aperçoit le plasma cellulaire incolore. A peu près au centre de la cellule est situé le noyau, muni d'un nucléole visible seulement à l'aide de réactifs. Les cellules possèdent une membrane mince que le chlorure de zinc iodé colore en violet. Le plus souvent il se trouve dans la préparation de nombreuses cellules en voie de division; cette multiplication s'effectue au moyen de cloisons de séparation qui partagent en deux les cellules sphériques (fig. 79, *D*). Les divisions se succèdent dans les cellules voisines dans le même plan ou dans des plans presque perpendiculaires. Les cellules filles s'arrondissent bientôt (*C-F*); elles demeurent encore assez longtemps en contact ou se séparent complètement. Si on traite ces cellules par l'iodure de potassium ioduré, les noyaux apparaissent très distinctement avec leurs nucléoles. (La figure ci-contre a été dessinée sur de telles préparations.) Dans les cellules récemment divisées, les noyaux adhèrent aux jeunes membranes (*D*). La solution d'iode démontre dans les chromatophores la présence de petits grains d'amidon, mais pas d'amylospères.

Les Champignons unicellulaires incolores compris jusqu'ici parmi les Saccharomycètes nous présentent des organismes d'une structure très simple. Pour les examiner on se procure dans une brasserie de la levure de bière, ou mieux du moût en fermentation, et on en dépose une trace dans une goutte d'eau sur le porte-objet. A un fort grossissement le champ du microscope est rempli de petites cellules qui sont les individus du Champignon formant la levure de bière, le *Saccharomyces cerevisiæ* (1). Les cellules sont arrondies ou elliptiques; elles possèdent une membrane très délicate et laissent voir à leur intérieur une grande ou plusieurs petites vacuoles et quelques granules très réfringents (fig. 80, 1). On ne peut pas y distinguer de noyau; cependant il en existe un, mais difficilement visible (2). Pour le voir, il est nécessaire de fixer d'abord l'objet avec l'acide picrique,

1. Reess, *Alcoholgährungspilze*, 1870.

2. Schmitz, *Stzber. d. niederrh. Gesell.*, 4 août 1879.

comme il a été fait pour le *Cladophora*, et de le colorer ensuite à l'hématéate d'ammoniaque. A la suite de ces traitements, on voit dans chaque cellule, vers le centre, un petit noyau ar-



Fig. 80.
Saccharomyces cerevisiæ.
1, cellules non bourgeonnantes; 2 et 3, cellules bourgeonnantes. Gr. 540.

rondi, de couleur sombre. Si la levure que l'on observe est vivante, on remarque que de nombreuses cellules y sont en multiplication. Ce phénomène a lieu d'une façon toute spéciale; sur chaque cellule il se forme un, rarement plusieurs petits renflements sphériques, qui prennent progressivement la forme et la grandeur de la cellule mère et ensuite se séparent d'elle par une cloison (2-3). Lorsque le développement est énergique, les cellules filles se présentent réunies en petits chapelets ramifiés de distance en distance; si l'action est lente au contraire, les cellules nouvellement formées se détachent au fur et à mesure de la cellule mère. Dans des liquides sucrés, ces champignons déterminent la fermentation alcoolique. — Récemment (1) on a contesté l'autonomie des Saccharomycètes et on les a considérés comme les conidies (sorte particulière de spores) de Champignons différents, conidies qui, placées dans un milieu nutritif convenable, auraient la faculté de se multiplier à l'infini par bourgeonnement.

Nous examinons encore une Nostocacée qui, à cause de ses relations symbiotiques avec une autre plante, est pour nous d'un grand intérêt. Elle vit sur l'*Azolla caroliniana*, petite plante cultivée depuis peu dans tous les jardins botaniques. Comme l'*Azolla* passe l'hiver dans les serres, il est donc possible de se procurer en tout temps l'Algue en question. Les Nostocacées ont une grande tendance à vivre en symbiose, et nous les retrouvons sur des plantes très différentes, notamment comme partie constituante du corps des Lichens.

L'*Anabæna Azollæ* vit dans des organes déterminés de l'*Azolla*. Cette dernière plante a ses feuilles divisées en deux lobes. Le lobe supérieur est charnu et nage à la surface de l'eau;

1. Brefeld, *Bot. Unters. über Hefepilze; die Schimmelpilze*, V, 1885. p. 178.

l'inférieur est membrancux et reste submergé. Le lobe supérieur est creusé d'une large cavité à laquelle conduit une ouverture étroite débouchant à la face inférieure de la feuille. Cette cavité est remplie d'*Anabæna*, et de ses parois il naît des poils ramifiés qui s'insinuent entre les circonvolutions de cette plante. Pour obtenir le Nostoc, il suffit de déchirer avec des aiguilles quelques lobes de feuilles supérieures d'*Azolla*, que l'on a placées sur un porte-objet, et qu'on recouvre avec une lamelle sur laquelle on presse assez fort; on est sûr d'obtenir des filaments d'*Anabæna*, car ils ne manquent dans aucun individu d'*Azolla*. On observe les chapelets à un grossissement aussi fort que possible (fig. 81), et l'on voit qu'ils se composent d'une série de cellules en forme de tonneau, interrompue de temps en temps par une cellule plus grande, ellipsoïde ou sphérique, la *cellule limite* ou *hétérocyste*. Les filaments sont contournés en forme de serpents, et ne possèdent pas de revêtement gélatineux visible. Le contenu des cellules végétatives ordinaires est coloré en vert-de-gris; celui des cellules limites en vert-olive; elles contiennent toutes de petits corpuscules se distinguant par leur coloration plus foncée, mais jamais de noyau. Le plus souvent on rencontre quelques cellules en voie de division (fig. 81, *a-d*). — En pratiquant entre les doigts des coupes longitudinales dans une feuille d'*Azolla*, on arrive souvent à voir sous le microscope les filaments de l'*Anabæna* en place, à l'intérieur de la cavité foliaire. Il faut cependant avoir atteint par hasard la cavité d'une feuille dans une direction convenable, ce qui réussit le plus souvent; alors on voit aussi les poils ramifiés qui traversent l'*Anabæna*.

Les chapelets dispersés dans les masses gélatineuses ridées et d'un vert-olive que l'on rencontre souvent en grande quantité sur les chemins humides, et qui appartiennent au *Nostoc cini* flo-

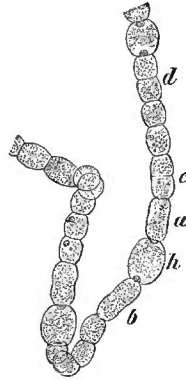


Fig. 81. *Anabæna Azollæ*.
De *a* à *d*, états successifs
de cellules en voie de
division; *h*, cellule li-
mite. — Gr. 50.

num Tournefort, *commune* Vauch., ont exactement la même structure (1).

En examinant les formes terrestres de *Vaucheria*, principalement celles qui recouvrent les pots de fleurs, on rencontre des Oscillariées qui certainement aussi sont des Schizophycées, voisines des Nostocacées. On les trouve encore dans les eaux stagnantes, sur les sols bourbeux et dans d'autres conditions analogues. Leur présence se trahit souvent par une odeur désagréable de moisi. Cultivées dans des vases, elles rampent en partie sur les parois, au-dessus de la nappe d'eau. Ce sont des filaments à peu près droits ou sinucux (fig. 82), colorés en vert-bleu, en vert-de-gris, en vert-olive ou même en brun, mais qui peuvent être aussi incolores et qui se distinguent dans beaucoup de formes par des mouvements rapides. Les filaments sont libres ou enfermés dans une gaine gélatineuse, isolément ou en grand nombre. Les gaines proviennent des couches membraneuses externes des filaments. Aux endroits où ces couches se sont liquéfiées, les gaines manquent. Des cloisons transversales partagent les filaments en cellules courtes, tout à fait semblables entre elles. Les membranes de séparation s'aperçoivent très facilement dans certaines espèces, difficilement dans d'autres. A l'exception de cette différence, il existe dans la structure de ces organismes les plus grandes analogies : le contenu des cellules est coloré uniformément; on ne peut reconnaître dans sa masse de noyau cellulaire, mais seulement des granules petits et nombreux qui se répartissent ou bien régulièrement dans tout le contenu, ou se rassemblent de préférence contre les membranes de séparation. — Toutes les espèces conviennent pour l'étude que nous venons de faire; cependant il est préférable de choisir les formes les plus grandes et à cloisons transversales nettes, telles que celle qui est représentée par la figure 82.

Les phénomènes de mouvement que l'on a dû remarquer depuis le commencement de l'étude des Oscillaires sont très intéressants. C'est principalement sur les grandes formes, recourbées à leurs extrémités et à granulations apparentes, que l'on peut le mieux juger, cependant à un fort grossissement, de

1. Voir Thuret et Bornet, *Notes algologiques*, II, p. 102.

ces mouvements. On constate ainsi que le déplacement des filaments est lié à une rotation lente autour de leur axe. En même temps les filaments exécutent des mouvements irréguliers de flexion (*nutation*) qui expriment des différences dans l'intensité de leur accroissement sur leurs faces différentes. Ces courbures se produisent le plus souvent lentement, mais peuvent aussi donner lieu à des mouvements brusques, par exemple lorsque, ayant été empêchées par un obstacle, elles finissent par le surmonter. Les filaments d'Oscillaires se meuvent tantôt en avant, tantôt en arrière. Les mouvements ne sont possibles que lorsque la

plante trouve un point d'appui sur un autre objet. Les filaments droits se meuvent comme les courbes, mais seulement dans ces derniers les phénomènes s'observent facilement et sans aucune précaution spéciale, tandis que chez les filaments droits il est nécessaire, pour constater la rotation autour de l'axe, de fixer du regard quelques-uns des corpuscules superficiels. — La cause du mouvement n'est pas encore connue avec certitude; dernièrement on a avancé qu'il serait produit par des filaments protoplasmiques traversant la membrane (1).

A la même famille que les Nostocées et les Oscillariées, appartiennent les Chroococcées, de structure aussi simple, et que nous étudierons sur des espèces de *Glæocapsa* partout très répandues. Nous choisirons le *Glæocapsa polydermatica* (fig. 83), qui croît sur les murs et les rochers humides et qui se reconnaît aisément

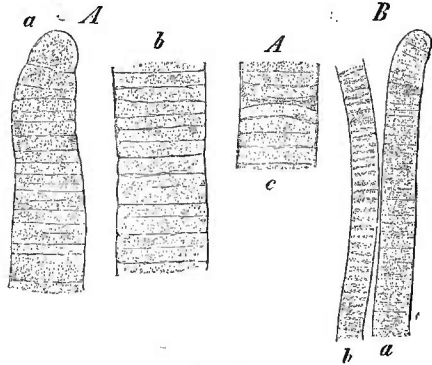


Fig. 82.

A, *Oscillaria princeps*; B, *Oscillaria Frælichii*.
a, extrémités de filaments; *b*, fragments pris dans la longueur moyenne des filaments; en B, *b*, on voit de petits granules rassemblés contre les membranes transversales; en A, *c*, une cellule morte est intercalée entre les cellules vivantes.

1. Engelmann, *Bot. Ztg.*, 1879, p. 79.

aux revêtements gélatineux colorés en vert sale ou en vert-olive qu'il forme sur le substratum, et aux couches stratifiées, de même nature, qui entourent ses cellules. D'autres espèces à couches moins nettes pourraient également servir. On trouve dans tous ces revêtements uniformément colorés des cellules sans noyau et à granulations plus ou moins distinctes. Par ces caractères de leur corps protoplasmique, les Chroococcées se distinguent de maintes formes de Protococcacées et surtout

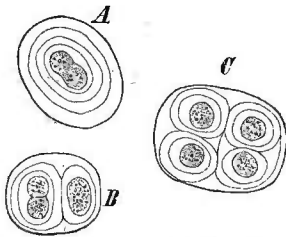


Fig. 83. *Glaeocapsa polydermatica*.

En A, la division commence ; à gauche de B, elle vient d'avoir lieu. — Gr. 540.

de Palmellacées qui leur ressemblent au plus haut degré, mais qui possèdent un noyau et des chromatophores. — Dans le *Glaeocapsa polydermatica*, les corps cellulaires nés récemment par division sont presque arrondis (fig. 83, C). Ensuite ils croissent en longueur et deviennent ellipsoïdaux ; puis ils se compriment par le milieu en forme de biscuit (A), et bientôt apparaît à cette place une membrane cellu-

laire très mince. Les cellules filles s'arrondissent, puis sont écartées l'une de l'autre par le gonflement de la membrane de séparation et par la formation de nouvelles couches d'épaississement. Pendant que de nouvelles strates gélatineuses se produisent à l'intérieur de la colonie, les couches anciennes s'étendent, finalement éclatent et sont rejetées (1). Un grand nombre de générations sont par conséquent réunies en une famille cellulaire commune par des enveloppes gélatineuses. Par la rupture des enveloppes externes la famille se divise. Plus rarement on trouve des cellules indépendantes, et dans ce cas elles sont enveloppées par un grand nombre de couches gélatineuses (fig. 80, A). Ici la division cellulaire a fait défaut, mais les membranes se sont quand même épaissies.

Il résulte de ces observations que chez les Nostocées, les Oscillariées et les Chroococcées, le contenu cellulaire diffère notablement de celui que nous avons vu chez toutes les autres plantes

1. Schmitz, *Stzber. d. niederrh. Gesell.*, 6 décembre 1880.

étudiées. Pendant que dans celles-ci la différenciation du protoplasma en plasma cellulaire, en noyau et en chromatophores a eu lieu, les premières présentent au contraire un corps protoplasmique homogène (1). — A cause de leur coloration, différant sensiblement du vert pur des autres plantes, on a réuni les Oscillariées, Nostocées et Chroococcées dans le groupe des Phycochromacées ou Cyanophycées. L'infériorité d'organisation de ces végétaux se traduit encore par l'absence chez eux de reproduction sexuée. Comme mode de multiplication asexuée, on retrouve toujours la bipartition cellulaire; c'est ce qui leur a valu le nom d'Algues fissipares ou *Schizophycées* (2). — De récentes recherches ont montré (3) que les Schizophycées filamenteuses peuvent désunir leurs cellules, qui s'entourent ensuite d'enveloppes gélatineuses sphériques semblables à celles du *Glæocapsa*; elles passent ainsi à l'état de Chroococcacées. Nous avons déjà signalé un fait analogue parmi les Algues vertes protococcacées, et nous avons été amenés à nous demander si le *Protococcus viridis* doit être considéré comme une espèce autonome. Cette question se pose par conséquent de nouveau à propos des Chroococcacées, qui ne sont peut-être que des états de développement de Schizophycées filamenteuses.

CHAPITRE XXI

BACTÉRIACÉES. — EMPLOI DES OBJECTIFS A IMMERSION

Nous allons maintenant porter notre attention sur quelques exemples d'organismes les plus petits, les Bactéries, afin de

1. Schmitz, *Chromatophoren der Algen*, p. 9.

2. Voyez par exemple Falkenberg, in *Schenks Handbuch der Bot.*, II, p. 304.

3. Zopf, *Bot. Centralbl.* X, p. 52; *zur Morphologie d. Spaltpl.*, 1882.

nous faire une idée de la forme générale qu'ils affectent (1). Nous ne nous proposerons pas d'étudier tout d'abord une forme donnée : nous nous laisserons au contraire conduire par le hasard et nous prendrons la première Bactérie qu'il nous présentera. Nous ferons cuire quelques feuilles vertes, des feuilles de salade par exemple, puis nous laisserons le vase qui les contient ouvert, dans une chambre où la température soit assez élevée. D'autre part nous abandonnerons dans l'eau quelques pois, que nous aurons d'abord fait bouillir pour les tuer. En même temps nous distribuerons sur des verres de montre ou des porte-objets des tranches de pomme de terre, de carotte et de navet cuits, et nous les placerons ici et là dans des endroits chauds et modérément humides, les unes à l'air libre, les autres sous une cloche. — Il se formera, au bout de deux jours environ, sur la décoction de feuilles, une pellicule mince que l'on appelle la *fleur*. Sur les tranches de légumes nous verrons apparaître de petites masses gélatineuses blanches ou rarement colorées. Si nous prenons une trace de cette gélatine et que nous la portions, dans une goutte d'eau, sur le porte-objet, nous verrons, aux plus forts grossissements, qu'elle renferme un nombre infini de corps ronds, extraordinairement petits, presque punctiformes. Ces petits corps sont disposés en filaments articulés ; on en voit aussi d'isolés ou réunis par deux et plus. Nous avons sous les yeux une forme de Bactérie considérée comme un *Micrococcus* et englobée dans de la gélatine. Ces masses gélatineuses contenant des Bactéries ont reçu le nom de *Zoogloæa*. La gélatine est formée des membranes gélifiées de ces organismes. — Pour colorer les Bactéries, nous utiliserons la propriété qu'elles ont de fixer avidement certaines couleurs d'aniline et azoïques. Nous emploierons principalement pour cela le violet de méthyle, le violet de gentiane, le bleu de méthyle, la fuchsine ou la vésuvine. L'hématoxyline colore en même temps la gélatine, de sorte que nous pourrions rendre aussi cette substance apparente. Nous nous en tiendrons d'abord au violet

1. Sur ce sujet voyez Zopf, *die Spaltpilze*, et de Bary, *Vergl. Morph. und Biol. d. Pilze, Mycetozoen und Bacterien*. Ces deux ouvrages donnent l'histoire de la question. Pour les méthodes de coloration j'ai consulté principalement Hoyer, *Gazeta lekarska*, 1884. *Zeitschr. f. wiss. Mikr.*, 1, p. 411.

de gentiane, qui colore les Bactéries avec une rapidité et une intensité extraordinaires. Les Bactéries ainsi teintées apparaissent très distinctement, et il nous est possible d'étudier leur mode de multiplication, par bipartition répétée. Ce procédé de propagation, par opposition au bourgeonnement de la levure, leur a valu autrefois le nom de Champignons fissipares ou *Schizomycètes*. — Souvent il arrive que la gelée dont il a déjà été question ne contient pas de corps arrondis, mais des baguettes (voyez fig. 87 A, p. 247). Ces baguettes sont formées d'articles qui se montrent plus nettement lorsqu'on traite la préparation par une solution d'iode. Les articles paraissent alors plus courts qu'à l'état naturel, des cloisons transversales qu'il était impossible de distinguer auparavant devenant visibles.

Certaines Bactéries produisent peu avant la formation des spores, soit dans tout leur corps, soit suivant des zones transversales, une substance analogue à l'amidon, qui se colore en bleu ou en violet au contact des solutions iodées.

La fleur qui recouvre la décoction de feuilles contient aussi une forme Zoogloea (voyez fig. 87 A, p. 247). Les séries de cellules sont reliées entre elles en une pellicule superficielle par de la gélatine. Ces cellules sont rondes ou allongées en baguettes et forment des filaments ondulés à directions parallèles. L'articulation en Microcoecus ou en baguettes se montre ici encore avec plus de netteté si l'on ajoute une solution d'iode à la préparation. Des gouttes de liquide prisées dans ces décoctions nous mettront souvent aussi en présence de baguettes mobiles. Nous en trouverons certainement après un ou deux jours dans l'eau qui a séjourné sur les pois. Nous verrons alors les Bactéries animées d'un mouvement saccadé très rapide, qui les porte dans toutes les directions. On a cru pouvoir attribuer la cause de ce mouvement à la présence de cils extrêmement fins (fig. 87, B); cependant dans certains cas on n'en a trouvé aucun.

Si nous examinons la fleur d'une décoction qui date de quelque temps, nous y verrons probablement les baguettes ou filaments former des spores (fig. 87, C). Le contenu des cellules s'est concentré sur un point et a produit des corps arrondis ou elliptiques très réfringents, d'aspect sombre, qui représentent

des spores. Celles-ci se conservent, tandis que les membranes vides des cellules finissent par être détruites. Sur d'autres cultures on trouvera aussi fréquemment des baguettes formant à leur extrémité une spore de conservation, et qui ressemblent par là à une épingle ou un têtard. Ces formes sont par exemple très fréquentes parmi les Bactéries de la fermentation butyrique (*Bacillus Amylobacter*).

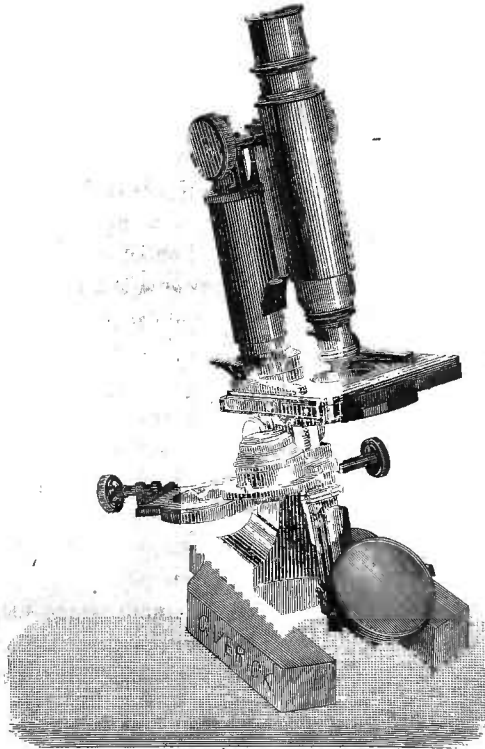


Fig. 84. Microscope grand modèle muni de l'appareil d'Abbe.

Les Bactéries étant les plus petits organismes connus, il est nécessaire, pour en faire une étude approfondie, d'employer les plus forts et les meilleurs objectifs, et un éclairage aussi favorable que possible. Les objectifs à immersion homogène doivent être dans le cas présent particulièrement recommandés, ainsi

que les appareils d'éclairage de Dujardin ou d'Abbe. Mais ces appareils ne peuvent être montés que sur un pied assez grand, ainsi qu'il a déjà été dit dans l'introduction (p. 6). On devra donc se procurer pour ce nouveau genre d'études un modèle de microscope de grandeur suffisante. Nous avons indiqué au commencement les principaux opticiens constructeurs; nous donnerons seulement ici la figure (84) d'un microscope muni du condensateur d'Abbe.

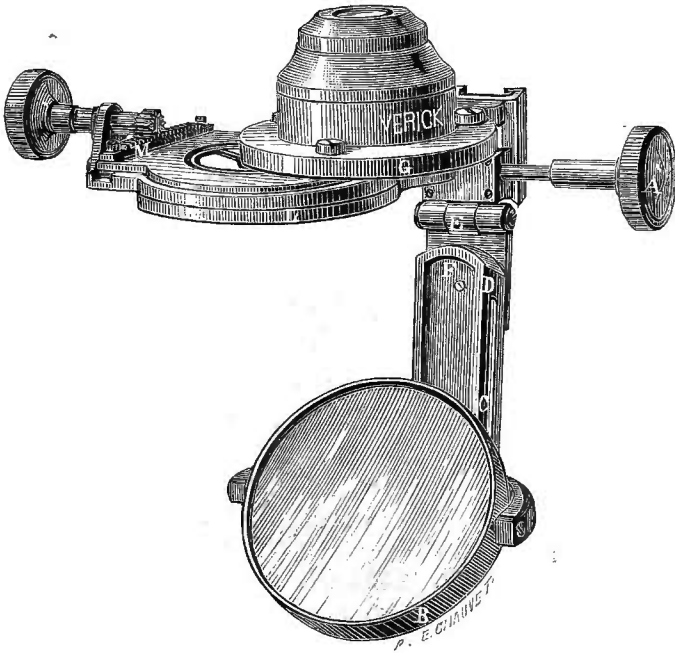


Fig. 83. Appareil d'éclairage d'Abbe en grandeur naturelle.

A, crémaillère servant à élever ou à abaisser l'instrument; B, miroir mobile suivant trois directions; C, collier destiné à recevoir les condensateurs; L, porte-diaphragmes; M, crémaillère pour décentrer les diaphragmes.

Pour fixer cet appareil, on renverse le corps du microscope, plus encore que dans la figure 84, on enlève le miroir, puis on le remplace par l'appareil, que l'on fait glisser au moyen d'une coulisse que l'on voit très bien dans la figure 85. On déplace ensuite vers le haut et vers le bas le condensateur au

moyen de la crémaillère A, et l'on s'arrête lorsqu'on a obtenu un éclairage convenable. On doit se servir en général du miroir plan, et n'employer le miroir concave qu'avec les objectifs les plus faibles, lorsque le premier ne peut servir à éclairer régulièrement tout le champ. A l'exception d'un cas spécial à l'étude des Bactéries, sur lequel nous reviendrons, il ne faut jamais se servir sans diaphragme de l'appareil d'Abbe. Le diaphragme qui, tout en donnant encore une clarté suffisante, est le plus étroit, doit être préféré. Lorsqu'on veut faire usage des disques diaphragmatiques joints à l'instrument, on tire vers la droite le porte-diaphragmes L, comme dans les figures 84 et 85; on y place les diaphragmes, puis on le ramène sous la platine, dans l'axe optique du microscope. La crémaillère M sert à pousser le diaphragme en dehors du centre et à obtenir par conséquent la lumière oblique. En outre, la platine L tournant tout autour de l'axe optique, on peut par sa rotation faire occuper au pinceau lumineux oblique toutes les positions autour de cet axe. Le collier G est destiné à recevoir soit l'appareil à polarisation, soit le concentrateur. Pour adapter ces pièces, on porte le collier G en dehors de la platine comme dans la figure 84, et leur échange se fait avec facilité.

L'appareil d'Abbe est d'un emploi si commode et offre de si grands avantages, qu'on ne saurait trop en recommander l'usage, principalement pour les recherches difficiles. D'ailleurs l'étudiant qui possède un microscope d'assez grand modèle devrait s'en servir pour toutes les observations. L'appareil d'Abbe convient aussi très bien avec les faibles objectifs, car il permet, grâce à l'échange des diaphragmes et aux déplacements qu'on peut leur faire subir, d'obtenir toutes les intensités et toutes les qualités d'éclairage.

L'observateur qui se sert d'un objectif à immersion dans l'eau doit se procurer des couvre-objets d'une épaisseur égale, indiquée par l'opticien (p. 5).

Lorsqu'on a à sa disposition un objectif à immersion avec correction, on peut, en faisant tourner une bague qui se trouve à sa partie supérieure, le régler pour toutes les épaisseurs des couvre-objets. Les diverses positions de cette bague peuvent être fixées à l'aide d'une division en millimètres qu'elle porte habituel-

lement. Pour se servir de l'objectif à immersion, on dépose une petite goutte d'eau distillée sur la lentille frontale, et l'on a soin qu'elle ne se dessèche pas pendant l'observation. Cet accident est d'ailleurs peu à craindre, car la goutte d'eau est si bien protégée contre l'évaporation, entre l'objectif et la lamelle, qu'elle se conserve ordinairement pendant plusieurs heures. Il faut encore veiller à ce que, pendant que l'on fait glisser le porte-objet pour explorer tous les points de la préparation, la goutte d'eau qui est à l'extrémité de l'objectif ne touche pas le bord du couvre-objet et ne se mêle pas au liquide de la préparation. Si cela arrivait, on nettoierait immédiatement l'objectif et on aspirerait avec du papier buvard le liquide couvrant la lamelle. L'objectif étant mis en place, il s'agit maintenant d'en régler la correction d'après l'épaisseur du couvre-objet. Pour cela, tout en observant, on tourne en tous sens la bague supérieure et l'on s'arrête lorsque l'objet examiné apparaît le plus distinctement. Comme les objectifs sont ordinairement construits de façon que pendant les mouvements de correction la lentille frontale reste immobile, l'objet gardera approximativement sa mise au point.

Les objectifs à immersion homogène sont presque toujours sans correction, et l'épaisseur du couvre-objet est avec eux, dans de certaines limites, indifférente. Pour l'observation, on dépose sur la lentille frontale une goutte d'un liquide à immersion fourni par le constructeur, et qui est habituellement l'huile de Cèdre, ou l'essence de Fenouil mêlée à l'huile de Ricin. On n'emploie qu'une très petite quantité de liquide, car on n'a pas à craindre ici l'évaporation. De même que lorsqu'on emploie l'eau comme liquide d'immersion, il faut éviter qu'en déplaçant le porte-objet le liquide ne touche le bord de la lamelle. Les objectifs s'essuient avec un linge de toile mince, bien propre; pour nettoyer le couvre-objet le mieux est un chiffon imprégné de chloroforme. — Les objectifs à immersion homogène supportent parfaitement le changement d'oculaires, de sorte qu'il sera bon de s'en procurer une série complète.

Pour pouvoir travailler au microscope avec un fort objectif par un temps sombre ou le soir, on se sert avec avantage d'une lampe à grosse flamme, et l'on intercale entre elle et le miroir du microscope une boule de cordonnier aussi grande que possible

que l'on remplit d'une dissolution très diluée d'oxyde de cuivre ammoniacal. Les opticiens construisent d'ailleurs, pour éclairer le microscope, des lampes spéciales munies de lentilles convergentes. On emploiera aussi très commodément des lampes électriques à incandescence dans le vide, que l'on trouvera chez tous les électriciens et opticiens. Le travail du soir au microscope ne fatigue pas les yeux, à condition que l'éclairage de la pièce soit approximativement aussi intense que celui du champ du microscope.

Comme il a déjà été dit, on se sert principalement pour colorer les Bactéries du violet de méthyle, du violet de gentiane, du bleu de méthyle, de la fuchsine et de la vésuvine. Ces matières colorantes s'emploient le plus souvent en solutions aqueuses fraîchement préparées ou au moins récemment filtrées. Afin de pouvoir les préparer extemporanément, on a toujours à l'avance des solutions alcooliques saturées de ces substances, et au moment du besoin on les ajoute par goutte à une assez grande quantité d'eau distillée. La vésuvine seule, s'altérant dans l'alcool, doit être conservée en solution aqueuse, et toujours filtrée avant l'usage. — Lorsqu'on veut faire une préparation, on dispose les Bactéries, avec le liquide dans lequel elles vivent, en couche mince sur le couvre-objet, puis on laisse dessécher le tout à la température ambiante. Quand le liquide nourricier contient des matières albuminoïdes ou des mucilages, il faut fixer ces corps après la dessiccation complète de la préparation. Pour cela on tient le couvre-objet pendant plusieurs jours dans l'alcool absolu, ou plus simplement on le porte à une haute température, en le faisant passer plusieurs fois rapidement au-dessus d'une flamme à gaz ou à alcool, la surface recouverte de Bactéries tournée vers le haut. On colore en étendant sur le couvre-objet, préparé d'après l'une ou l'autre des méthodes précédentes, mais qui doit être en tous cas complètement sec, une goutte de solution tinctoriale qu'on laisse agir pendant 5 à 40 minutes. On peut encore colorer dans un vase plat tel qu'un verre de montre, qu'on emplit du liquide tinctorial, sur lequel on laisse nager le couvre-objet pendant 10 à 30 minutes. En chauffant le liquide jusqu'à 30 à 60°, on accélère l'opération. Une fois les Bactéries colorées, on lave le couvre-objet à l'eau distillée, on le laisse se

dessécher à la température de la pièce, puis on y dépose une goutte d'essence de térébenthine, de xylol ou d'huile de Cèdre; on observe dans un de ces liquides. Si la préparation doit être conservée, on enlève ces liquides avec du papier buvard et on les remplace par une goutte d'une solution de dammar ou de baume du Canada dans l'essence de térébenthine, mais jamais dans le chloroforme. — Il faut avoir soin, au cas où la préparation devrait être plus tard examinée à l'aide d'un objectif à immersion homogène, que le dammar ou le baume du Canada ne dépasse pas les bords du couvre-objet, car ces substances, étant solubles dans les liquides d'immersion, souilleraient toute la surface de la lamelle. On évitera cet accident en bordant le couvre-objet, après que le dammar ou le baume du Canada aura été desséché, d'un cadre de maskenlack noir ou de gold-size. On se sert pour cela d'un pinceau fin, et l'on veille à ce que la bordure de maskenlack ou de gold-size ne soit pas plus large qu'il est nécessaire.

Lorsqu'on a réussi à trouver une Bactérie de grande forme, on peut, au moyen des objectifs les plus forts et en appliquant les procédés de coloration ci-dessus indiqués, étudier le contenu de ses cellules. Il paraît formé d'un protoplasma homogène, englobant des granules plus ou moins fins, composés probablement de corps gras. On ne peut trouver de noyau même dans les types de plus grande dimension. — Ce n'est que dans des cas extrêmement rares que des Bactéries peuvent être colorées vivantes.

Nous allons maintenant étudier une espèce de *Micrococcus* extraordinairement petite et facile à obtenir, le *Micrococcus vaccinæ* Cohn, la Bactérie sphérique de la pustule du vaccin (1). Pour en obtenir une préparation on dépose sur un couvre-objet un peu de lymphé, on la laisse se dessécher, puis on la colore au violet de gentiane. On peut y distinguer, à un grossissement considérable, des Coccées punctiformes, petites, arrondies, de couleur foncée, isolées dans le champ ou réunies par deux. De la lymphé fraîche protégée sous le couvre-objet contre l'évaporation et abandonnée pendant quelques heures à la température d'une chambre chaude, ou mieux placée dans une étuve réglée à 36° environ,

1. Cohn, *Beitr. d. Biol.*, I, p. 161; Zopf, *loc. cit.*, p. 92.

présente des filaments réunis en chapelets plus ou moins longs, et plus tard des amas de Coccées. On voit facilement et à l'œil nu ces amas de Bactéries dans la lymphe qui a été conservée dans un tube capillaire, où ils forment de petits flocons. Ce sont ces Bactéries qui, introduites par inoculation dans le corps humain, s'y multiplient, produisent les pustules de la vaccine, et pour des raisons inconnues protègent l'organisme contre la variole.

Si on fait pourrir dans l'eau certaines Algues, principalement des Spirogyres et des Vauchéries, et que l'on examine une

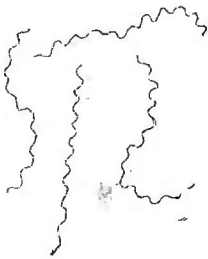


Fig. 86. *Spirochaete plicatilis* coloré à l'aniline, montrant l'articulation des bâtonnets. Gr. 540.

goutte du liquide, on y trouve presque certainement des filaments hélicoïdes extrêmement minces (fig. 86), qui se meuvent avec une grande rapidité. Ils tournent autour de leur axe et en même temps se courbent en tous sens; puis subitement s'arrêtent pour recommencer bientôt à s'agiter. Ces sortes de tire-bouchons appartiennent, selon toute probabilité, au *Spirochaete*

plicatilis ou Spirochète des marais. En desséchant ces filaments et en les colorant on voit qu'ils ne sont pas unicellulaires, mais bien composés d'articles ayant la valeur d'autant de cellules. D'après les circonstances, ces filaments atteignent une plus ou moins grande longueur.

On voit fréquemment adhérer aux Algues en putréfaction, ou à d'autres plantes se trouvant dans le même état, des filaments minces qui appartiennent au *Beggiatoa alba* Vauch (1). Ces Bactéries se trouvent surtout en grande abondance dans l'eau contenant des résidus de fabriques et dans les eaux thermales sulfureuses; elles forment sur le sol une couche limoneuse d'un blanc sale. Ces organismes, qui se rattachent aux Oscillaires par leur forme et l'absence de sporulation interne, et aux Bactériacées par l'absence de pigment chlorophyllien, atteignent des dimensions relativement grandes, ce qui fait qu'on peut les apercevoir même à de faibles grossissements. Les cellules

1. Engler, *Bericht. der Commission zur Erf. d. deut. Meere*, 1884; Zopf, *die Spaltpilze*, p. 43, 75 et suivantes. Le mémoire contient l'historique du sujet.

sont soudées en filaments d'épaisseur variable (de 0,001 — à 0,005 millimètres), fixés à un substratum ou nageant librement; ces derniers ne sont du reste que des fragments des filaments fixés. On remarque à l'intérieur des cellules un plus ou moins grand nombre de granules très réfringents. Lorsqu'on traite les *Beggiatoa*, après les avoir desséchés, par le sulfure de carbone, ces petits grains se dissolvent et montrent par là qu'ils sont formés de soufre. Les articles ne se distinguent que difficilement dans les filaments qui contiennent une grande quantité de soufre; on ne peut les mettre en évidence qu'en colorant la préparation à l'aniline, ou quelquefois en la chauffant dans la glycérine ou le sulfite de soude. Dans la glycérine, les granules sont en partie, dans le sulfite de soude entièrement dissous. Les filaments peuvent se résoudre en Coccées par la division répétée de leurs articles, et il est même à remarquer que dans des filaments plus épais les divisions transversales peuvent être suivies de divisions longitudinales. Des Coccées mobiles, des bâtonnets et des hélices ont encore été observés dans la série des développements que présentent les *Beggiatoa*. Les filaments fixés sont quelquefois contournés en hélice à leur partie supérieure. Les fragments de filaments, droits ou hélicoïdes, se meuvent en exécutant des mouvements de reptation. — Les *Beggiatoées* réduisent les sulfates des eaux qu'elles habitent, dégagent des quantités plus ou moins grandes d'hydrogène sulfuré, et fixent de petits cristaux de soufre.

Continuant à passer en revue les Bactéries les plus connues, nous allons étudier une forme que l'on rencontre toujours dans l'enduit blanc de la base des dents, et qui est formée par des Coccées, des *Bacillus* et des *Spirillum* séparés ou réunis en filaments. On écrase un peu de cette substance dans une goutte d'eau, puis on l'examine à un grossissement aussi fort que possible; on voit dans la préparation des filaments longs non articulés, des *Bacillus* de différentes longueurs, des *Spirochaetées* hélicoïdes, et enfin de petits *Micrococcus* serrés les uns contre les autres. Il a été démontré récemment (1) que toutes ces formes ne sont que des états de développement d'une même Bac-

1. Consultez encore Zopf, *loc. cit.*, p. 80.

térie, le *Leptothrix buccalis* Robin. Cet organisme vit en saprophyte sur la muqueuse buccale et dans le tartre dentaire, mais peut, dans certaines conditions, devenir parasite, pénétrer à l'intérieur des dents, dont il amène la carie. — Lorsqu'on traite une préparation par une solution iodée, on voit que les longs filaments qu'elle renferme se composent d'articles plus ou moins allongés. Les Microcococcus réunis en masses globuleuses se laissent de même alors facilement distinguer; ils ne manquent jamais, bien que souvent il ne soit pas certain qu'ils appartiennent au genre *Leptothrix*.

Les recherches de ces derniers temps ont appelé l'attention sur ce fait que des formes telles que les Microcococcus, Bacterium, Bacillus, Vibrio, Spirillum, Spirochaete, etc., que l'on considérait autrefois, d'après leur aspect extérieur, comme des genres distincts (1), peuvent rentrer dans le cycle de développement d'une seule et même espèce (2). On n'emploie donc plus aujourd'hui ces expressions que pour désigner une forme donnée du développement, et c'est ainsi qu'on nomme *Coccées* des formations globuleuses ou ellipsoïdales; les bâtonnets courts sont un *Bacterium*; s'ils sont plus longs, c'est un *Bacillus*; les filaments simples, très longs et minces constituent un *Leptothrix*, quand ils se ramifient, un *Cladothrix*; les filaments épais, formant une hélice à grand rayon s'appellent un *Spirillum*, ou s'ils contiennent des grains de soufre un *Ophidomonade*; si le filament est enroulé en une hélice très allongée, c'est un *Vibrio*; les filaments très minces, formant une hélice serrée et à petit rayon sont un *Spirochaete*; les rubans en hélice pointus à leurs bouts sont un *Spiromonade*; enfin des hélices flexibles dont les extrémités se recourbent l'une vers l'autre, s'appellent une *Spiruline* (3).

L'étude des Cyanophycées nous a montré précédemment que ces plantes se distinguent, comme les Bactériacées, par une grande richesse de formes qui correspondent à des stades progressifs de développement; ces deux familles paraissent déjà reliées sous ce rapport par une étroite parenté. De plus nous

1. Voyez Cohn. *Beiträge zur Biologie*, I, p. 135.

2. L'historique de cette question se trouve dans Zopf, *die Spaltpilze*, 1885

3. Zopf, *loc. cit.*, p. 5.

avons appris à connaître chez elles des formes semblables : Coccécs, Bacterium, Bacillus, Spirillum, Vibrio, etc. Nous y avons de même reconnu des phénomènes de mouvement, et nous avons vu qu'elles résistent également à des températures très élevées. Les premières plantes qui apparaissent en effet dans les eaux thermales sont des Cyanophycées, et certaines Bactériacées, telles que celles qui se développent dans les infusions de foin, voient la faculté germinative de leurs spores s'accroître quand on les fait bouillir un certain temps. Ces deux groupes d'organismes se rapprochent encore par la structure de leur corps protoplasmique, dépourvu de noyau et de chromatophores, et par leur mode de multiplication végétative par bipartitions successives. Pour ces raisons, on peut considérer les Bactériacées, autrefois rangées dans la classe des Champignons, comme des Algues incolores; avec les Cyanophycées, elles constituent un groupe bien défini par son mode de propagation, et que l'on a nommé plantes fissipares ou *Schizophycées*.

Le *Bacillus tuberculosis*, trouvé récemment dans les crachats des phthisiques et regardé comme la cause de la tuberculose (1), est toujours immobile, très petit, un peu atténué aux extrémités, et contient quelquefois quatre à six granules considérés comme des spores. Ce Bacillus est remarquable par une manière d'être spéciale envers les réactifs colorants qui le distingue de tous les autres. On étend sur un couvre-objet une couche aussi égale que possible de la substance à examiner, et on la fait sécher à la température de la chambre. On fixe ensuite l'albumine qu'elle contient en promenant la lamelle, la préparation tournée vers le haut, trois ou quatre fois dans la flamme du gaz ou de l'alcool. Pour préparer la solution colorante, on sature d'aniline une certaine quantité d'eau en l'agitant avec un excès de cette substance. On filtre sur du papier mouillé avec de l'eau distillée, puis on ajoute goutte à goutte, à 100 centimètres cubes de la liqueur, 11 centimètres cubes d'une solution alcoolique saturée de fuchsine ou de violet de méthyle, et 10 centimètres cubes d'alcool absolu. La solution préparée de cette façon se maintient au moins dix jours sans altération dans un flacon bien

1. R. Koch, *Berliner klinische Wochenschrift*, 1882, p. 221.

bouché, et il n'est pas nécessaire de filtrer chaque fois avant l'usage. On laisse nager sur ce liquide le couvre-objet pendant une demi-journée; la coloration se produit plus rapidement si on chauffe la solution jusqu'à commencement de production de bulles, ce qui demande environ dix minutes. Ensuite on place le couvre-objet, au plus pendant une demi-minute, dans une solution formée d'une partie d'acide nitrique et de trois ou quatre parties d'eau distillée, et enfin quelques minutes dans l'alcool à 60°. Après cette opération, toute la préparation est décolorée, à l'exception des Bacillus de la tuberculose, s'il y en a. La préparation est ensuite étudiée dans l'eau; ou bien on la lave à l'eau, on la fait sécher et on l'observe dans le baume du Canada dissous dans l'essence de térébenthine. — Le *Bacillus tuberculosis* se colore fortement par la fuchsine (1). On prépare la solution de cette substance en dissolvant tout d'abord 5 grammes d'acide phénique dans 100 grammes d'eau distillée, en ajoutant 1 gramme de fuchsine et 10 grammes d'alcool, et en filtrant. Ce liquide se conserve sans s'altérer. On fait bien de le chauffer avant de s'en servir.

On emploie aussi la méthode des doubles colorations pour les Bactéries qui se trouvent dans des liquides. D'après l'une de ces méthodes (2), on dessèche le liquide répandu d'abord sur le couvre-objet, et on fixe l'albumine au moyen des vapeurs d'acide osmique ou par une solution d'acide chromique à 0,5 pour 100. On lave à l'eau distillée, puis on colore en maintenant la préparation pendant une demi-heure ou une heure en contact avec du vert d'aniline à 0,001 pour 100. On lave de nouveau pendant vingt-quatre à quarante minutes, à l'eau distillée, on porte la préparation pendant quelques minutes dans une solution faible de picro-carmin. La préparation est encore une fois lavée, puis déshydratée au moyen de l'alcool absolu ou, plus simplement, par dessiccation; finalement on l'éclaircit, s'il est est nécessaire, avec de l'essence de girofle, et on la monte dans le baume du Canada.

Pour étudier les Bactéries enfermées dans les tissus, le plus

1. Méthode de Neelsen, d'après une communication de Hoyer.

2. D'après Soudbotine, *Arch. de phys. norm. et path.*, XIII, 1881, p. 477.

avantageux est de durcir ces tissus par une macération d'un ou deux jours au moins dans l'alcool absolu ou ne marquant pas moins de 90°. La coloration s'obtient au moyen des substances colorantes que nous connaissons déjà. Le tissu des préparations teintes au violet de gentiane ou au violet de méthyle est complètement décoloré dans l'alcool fort, auquel on ajoute une trace de solution de potasse, pendant que les Bactéries conservent leur coloration. On arrive à un résultat semblable en traitant tout au plus pendant une demi-minute la préparation par l'acide picrique; le tissu prend en même temps une coloration jaune. Après que le tissu a été décoloré dans l'alcool, il se laisse de nouveau teindre par le vert d'iode, le vert de méthyle, l'éosine, le magdala, la fuchsine acide et d'autres matières colorantes qui n'ont aucune action sur les Bactéries (1). — On obtient aussi de bonnes colorations doubles avec le violet de gentiane et le picro-carmin (2). Dans la plupart des cas, c'est une solution de violet de gentiane dans l'eau d'aniline et une solution d'iodure de potassium ioduré qui rendent les meilleurs services pour colorer les Bactéries à l'intérieur des tissus (3). Pour obtenir l'eau d'aniline on opère comme il a été indiqué à la page 243 et l'on dissout du violet de gentiane sec à saturation dans cette eau, ou bien on ajoute à 100 parties de cette eau 5 parties d'une solution alcoolique saturée de violet de gentiane. La solution peut servir plusieurs mois, à condition de la filtrer chaque fois avant l'emploi. Les coupes au sortir de l'alcool absolu sont portées quelques minutes dans cette solution de matière colorante, puis une à trois minutes dans une solution étendue d'iodure de potassium ioduré (1 partie d'iode, 2 parties d'iodure de potassium et 300 parties d'eau distillée), puis enfin dans l'alcool absolu. On les éclaircit ensuite dans l'essence de girofle et on les inclut dans le baume du Canada en solution dans le xyloïl. Les tissus sont maintenant décolorés, et les Bactéries ressortent en bleu foncé. Les Bacillus du typhus et les Coccées de certains cas de pneumonie se décolorent par le traitement ci-dessus et se distinguent par là de la

1. D'après Hoyer, *loc. cit.*

2. Weigert, *Virchow's Archiv.*, LXXXIV, p. 201; Firket in Bizzozero trad. franç. *Manuel de micr. clin.*, p. 314.

3. Gram, *Fortschr. d. Med.*, 1884, p. 185.

plupart des autres Bactéries. Pour colorer ces tissus on place les préparations pendant un temps très court dans une solution faible de vésvine avant de les traiter à l'essence de girofle ; on obtient ainsi des colorations doubles très belles, où le tissu devient brun. — On obtient aussi au moyen de la safranine des colorations très instructives sur les coupes qui ont été durcies à l'alcool ou à l'acide chromique (1). On mélange par parties égales une solution aqueuse et une solution alcoolique concentrée de safranine et on abandonne les coupes dans ce liquide pendant une demi-heure ; on les lave un peu dans l'eau, puis quelques minutes dans l'alcool absolu ; on les porte ensuite dans l'essence de térébenthine et enfin on les monte dans le baume du Canada.

L'appareil d'éclairage d'Abbe s'emploie avec grand avantage et d'une manière toute spéciale pour étudier les Bactéries dans les tissus que l'on a colorés (2). Après l'installation de la préparation sur la platine, on enlève complètement le diaphragme, de sorte que le cône lumineux tout entier pénètre dans l'objectif. Dans ces conditions, les images non colorées, qui ne sont visibles que par la différence de leur pouvoir réfringent, disparaissent complètement, tandis que les corps colorés, absorbant la lumière, restent visibles. On désigne ce procédé sous le nom d'isolement des images colorées. Des effets analogues peuvent aussi être obtenus au moyen de petits appareils d'éclairage.

Après avoir passé en revue les différentes formes de Bactéries et donné les principales méthodes qui servent à leur investigation, nous indiquerons les procédés de culture les plus employés pour les élever. Comme application, nous cultiverons une forme déterminée et nous la suivrons pendant toute son évolution. — On arrose du foin sec (3) avec la quantité d'eau exactement nécessaire pour le mouiller, et on laisse l'infusion pendant quatre heures dans une étuve portée à une température

1. Victor Babes, *Archiv. f. mikr. Anat.*, XXII, pp. 359 et 361.

2. Indiquée par R. Koch, *Unters. über. Act. d. Wundinfektionskrankheiten*; Leipzig, 1878.

3. D'après une méthode recommandée par Roberts et Buchner ; voyez aussi Zopf, *die Spaltpilze*, p. 57, auquel je renvoie principalement pour les sources.

constante de 36° centigrades. On retire l'extrait sans le filtrer et on l'étend, au cas où il serait trop concentré, jusqu'à l'amener au poids spécifique 1,004. Ensuite on transvase le liquide dans un ballon d'environ 500 centimètres cubes. On bouche le ballon au moyen d'un tampon d'ouate et l'on fait bouillir le liquide pendant une heure, tout en ayant soin que le dégagement de vapeur ne soit pas trop fort; on laisse redescendre la température, que l'on arrête à 36° centigrades. Après un jour ou un jour et demi, il s'est formé à la surface du liquide une pellicule grise, mince, la fleur, qui se compose des Zoogloea du *Bacillus subtilis* ou Bactérie du foin. On utilise donc, pour obtenir une culture pure de cette espèce, la propriété qu'ont ses spores de résister longtemps à une haute température. Les Bactéries se distinguent, ainsi qu'on l'a déjà vu dans le cours de ces leçons, par leur résistance aux températures élevées, mais celle-ci tient le premier rang sous ce rapport. — Pour l'examen, on porte une petite parcelle de la fleur, avec une quantité convenable du liquide producteur, sur le porte-objet, et on étudie aux plus forts grossissements dont on dispose. On

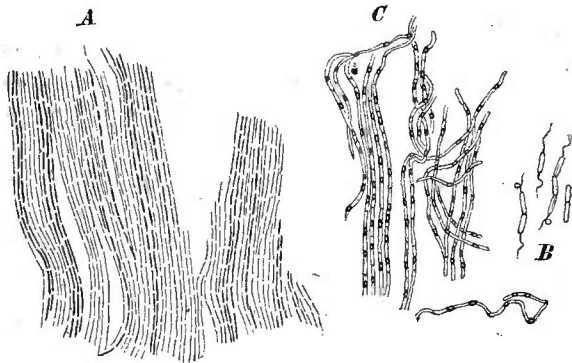


Fig. 87. *Bacillus subtilis*. — A, fragment de la fleur; B, bâtonnets mobiles; C, formation des spores. — Gr. : A 500, C 800, B 1000.

trouve que la pellicule est formée par des filaments longs, articulés, ondulés et parallèles les uns aux autres. Les filaments demeurent réunis pour la plupart en une seule couche par une substance gélatineuse invisible (fig. 87, A); ils sont composés de

bâtonnets cylindriques de différentes longueurs, mais en général deux ou trois fois plus longs que larges. La substance des bâtonnets paraît homogène, incolore et assez réfringente; même aux plus forts grossissements, on n'y peut reconnaître aucune structure. Le chlorure de zinc iodé colore toute la masse du bâtonnet en jaune brun et le rend plus visible. Les images sont plus belles qu'avec d'autres solutions iodées. Après ce traitement, les articles des filaments paraissent plus courts qu'à l'état frais, parce que leurs limites s'aperçoivent maintenant. Pour mieux faire apparaître les bâtonnets, on les colore, d'après les procédés déjà indiqués, avec la fuchsine, le violet de méthyle, le violet de gentiane ou la vésuvine, et on peut les conserver alors en préparations persistantes dans le baume du Canada ou la résine dammar. La picro-nigrosine est aussi employée avec avantage pour fixer et colorer ces préparations.

En grossissant environ 1000 fois un petit fragment de la fleur, on peut voir directement la division des bâtonnets (1). Le plus simple est de dessiner le filament en observation à de courts intervalles à la chambre claire, et de comparer ensuite les transformations qu'a subies le dessin. Si les substances nutritives sont encore en quantité suffisante dans le liquide d'observation, les divisions des bâtonnets se répètent à une heure ou une heure et demie d'intervalle. Les divisions sont d'autant plus fréquentes et rapides que la température de la pièce est plus élevée. Les bâtonnets augmentent en longueur sans s'amincir pour cela; lorsqu'ils ont atteint une dimension déterminée, il se forme à leur partie médiane une cloison de séparation d'aspect plus foncé. Ce mode de division explique l'arrangement des bâtonnets en filaments; il rend compte aussi des courbures de ces derniers; en effet, de nouvelles divisions venant s'intercaler dans le filament, il faut nécessairement, dans le cas où ses extrémités ne peuvent s'éloigner, qu'il se déplace latéralement pour gagner en longueur. C'est pour cette raison que la fleur ne tarde pas à se plisser elle-même et à présenter des rides visibles à l'œil nu. — Si on veut observer cette Bactérie dans toutes ses phases et voir la formation des spores, il faut porter un mince fragment

1. Voyez Brefeld, *Schimmelpilze*, IV, p. 38.

de la pellicule dans une goutte d'eau suspendue à la paroi supérieure d'une petite chambre humide. Rien n'est plus facile que de préparer une telle chambre humide suffisante pour les observations de ce genre. On découpe, dans une feuille de carton d'épaisseur convenable, un petit cadre dont l'ouverture soit un peu plus étroite que le couvre-objet employé, et dont le contour externe ne dépasse pas la largeur du porte-objet. Ceci fait, on plonge le cadre dans l'eau pour l'imbiber et on le pose sur le porte-objet. D'autre part on dépose au centre d'un couvre-objet une petite goutte du liquide de culture dans laquelle on place la Bactérie à examiner. Puis, par un mouvement rapide, on retourne le couvre-objet et on le place sur le cadre préparé, la goutte liquide en dessous. Si l'observation dure longtemps, on ajoute de temps à autre une goutte d'eau sur le cadre en carton pour l'empêcher de se dessécher. Lorsqu'on a besoin d'interrompre l'observation, on protège la préparation contre l'évaporation en la plaçant dans une chambre humide plus grande, telle que celle que nous avons mentionnée à la page 49. Pour retrouver une place déterminée de la préparation, le porte-objet doit être ramené à sa position primitive, et pour cela on trace avec un crayon ses contours sur la platine. Il vaut peut-être encore mieux, pour le cas présent et pour d'autres analogues, marquer deux croix sur la platine à l'aide d'un instrument aigu. Ces deux croix, situées de chaque côté de l'ouverture centrale, copiées par transparence sur le porte-objet avec un crayon polychrome, indiquent, lorsqu'elles coïncident avec celles de la platine, que la préparation est ramenée à sa position primitive. — Les substances nutritives de la goutte une fois épuisées, la bipartition végétative cesse, et bientôt commence la formation des spores. Au bout de six à huit heures il existe déjà dans les filaments des spores ellipsoïdes très fortement réfringentes (fig. 87, C). Les filaments paraissent alors vides; les spores ne sont plus reliées que par une enveloppe incolore. A certaines places de la préparation, on trouvera sûrement encore des spores en voie de formation; elles se présentent comme des amas d'une substance très réfringente, situés le plus souvent vers le centre de chaque bâtonnet. Ce petit globule grossit pendant que le bâtonnet se vide, et finalement la spore est complètement ter-

minée. Si on continue la culture pendant quelques heures, les enveloppes des bâtonnets disparaissent et au bout d'un jour les spores devenues libres tombent à la partie inférieure de la goutte liquide. Contrairement aux bâtonnets, les spores ne se colorent pas dans le violet de gentiane ni dans les autres colorants que nous avons employés jusqu'à présent, excepté toutefois la fuchsine à l'acide phénique, dont nous avons donné la préparation à la page 244. Cette fuchsine est fortement absorbée par les spores. — Les spores germent très facilement dans une solution fraîche de substance nutritive; à la température de la pièce la germination est assez lente; elle devient beaucoup plus rapide à 30° centigrades; le mieux est de les faire bouillir environ cinq minutes et de les laisser se refroidir lentement. Le début de la germination peut déjà se manifester après deux à trois heures (1). La membrane de la spore s'ouvre, le petit germe commence à faire saillie, puis s'allonge progressivement en bâtonnet, tandis que son extrémité postérieure demeure renfermée dans la membrane de la spore. Il faut ensuite environ douze heures avant que la Bactérie nouvelle se divise pour la première fois. Les préparations examinées pendant ce temps montreront donc tous les stades de la germination et de la bipartition. Le plus souvent les bâtonnets jeunes entrent bientôt en mouvement, portant encore à une de leurs extrémités la membrane de la spore. Le nombre des bâtonnets mobiles augmente rapidement par suite de leurs divisions continues; ils remplissent finalement, avant la formation de la fleur, tout le liquide. Ils se rassemblent ensuite à la surface du liquide, se mettent au repos et produisent la fleur. Les bâtonnets mobiles ont des longueurs inégales, car ils se composent d'un nombre variable d'articles (fig, 87, B). Leur mouvement est serpentiforme. Pour obtenir une préparation persistante de ces organismes, on dessèche sur le couvre-objet le liquide qui les contient et on les colore comme il a été indiqué à la page 238 (2). Les Bactéries mobiles possèdent à chacune de leurs extrémités un cil qu'il est très difficile d'apercevoir (3).

Les cultures de Bactéries se font de préférence dans des bal-

1. Brefeld, *loc. cit.*, p. 43.

2. Koch, in *Cohn's Beitr. z. Biolog.* II, p. 402.

3. Brefeld, *loc. cit.*, p. 40.

lons, des éprouvettes ou des verres de forme spéciale (1); on peut même les fenter sur le porte-objet. Les porte-objets, les vases et tous les ustensiles employés doivent d'abord être stérilisés. Pour cela on les passe rapidement à la flamme du gaz ou de l'alcool, ou encore on les laisse pendant quelque temps dans l'alcool absolu, et on les dessèche ensuite rapidement; on peut encore les soumettre à l'action d'une solution de sublimé à 1 pour 100 et les laver ensuite à l'alcool. Les solutions nutritives qui doivent servir aux cultures sont portées à l'ébullition dans les vases adoptés, bouchés avec un tampon d'ouaté. On recommande de faire bouillir ces liqueurs pendant plusieurs jours consécutifs, et chaque fois peu de temps. Toutes les Bactéries qui ont germé dans l'intervalle, et qui ne supportent pas une température aussi élevée que les spores, sont tuées par ce moyen. Il est à supposer qu'au bout de cinq jours tous les germes seront détruits. Pour plus de sécurité on laisse encore pendant quelque temps les liqueurs nutritives sans les ensemercer; si elles restent claires, c'est une preuve qu'elles sont bien stérilisées. Une seule ébullition d'une heure n'est pas toujours efficace pour tuer les germes; le *Bacillus subtilis* nous en a fourni un exemple. — L'impureté des cultures provient le plus souvent de ce que les vases n'ont pas été complètement stérilisés. Le danger de l'infection par l'air en ouvrant les vases pour les ensemercer est beaucoup moins grand que celui qui est dû aux vases mal stérilisés (2). — Pour obtenir des cultures pures on suit différentes méthodes :

1° La méthode des cultures fractionnées (3). Elle est basée sur ce fait expérimental que de plusieurs Bactéries cultivées dans une même solution, l'une d'elles finit toujours par devenir prépondérante. On prélève un peu de la culture initiale et on la porte dans une autre solution stérilisée; après un temps suffisant on met un peu de la deuxième culture dans une troisième

1. Buchner, in *Naegeli's Unters. üb. niedr. Pilze*, p. 192. On y trouve la figure des verres à employer.

2. Buchner, *Sitzber. d. bair. Ak. d. Wiss.*, 1880, p. 381, et in *Naegeli's Unters. über niedr. Pilze*, p. 159.

3. Indiquée par Klebs, *Archiv. f. exper. Path.*, I, p. 46; je renvoie encore à Zopf, *Spaltpilze*, p. 43 et suivantes.

solution, et ainsi de suite; on a beaucoup de chances pour arriver à une culture pure, la Bactérie qui se développe le plus rapidement dans les conditions où l'on opère finissant par demeurer seule.

2° La méthode par dilution (1). Lorsque les Bactéries qu'on désire cultiver prédominent dans le liquide, cette méthode donne le plus souvent de très bons résultats. On étend la liqueur qui contient les Bactéries avec de l'eau stérilisée jusqu'à ce que l'on suppose qu'une goutte prélevée n'en contienne qu'une. On enseme avec une goutte de ce liquide une série de vases préparés contenant chacun de la solution nutritive, et on a toutes chances, parmi le grand nombre des cultures ainsi installées, d'en obtenir quelques-unes de pures. On peut de même employer cette méthode pour déterminer le nombre des Bactéries contenues dans une quantité donnée d'un liquide. On étend ce dernier avec de l'eau stérilisée, jusqu'à un volume connu, puis on en soustrait une partie que l'on ajoute à une quantité connue de liquide nutritif; on répartit également le mélange entre un certain nombre de vases. Le nombre de vases restés stériles, comparé au nombre total des vases et à la quantité de liquide employé, permet de trouver par le calcul le nombre de Bactéries contenues dans le premier liquide. Si tous les vases contiennent des Bactéries, le liquide employé n'a pas été assez dilué (2).

Lorsqu'une culture de Bactéries dans une solution nutritive est pure, on peut le constater dans la plupart des cas à l'œil nu; car alors le liquide se trouble uniformément, ou forme une pellicule à sa surface ou un nuage à sa base; quelquefois aussi il se colore également ou produit de la gélatine dans toute sa masse. On peut aussi conclure à la pureté d'une culture, lorsqu'une fermentation vive ou une putréfaction rapide ont lieu (3).

1. Von. Naegeli, *Stzber. d. kgl. bair. Ak. d. Wiss.*, 1880, p. 410 et *Unters. über niedr. Pilze*, p. 15; Buchner, *Stzber d. kgl. bair. Ak. d. Wiss.*, 1880, p. 374 et in *Naegeli's Unters. über niedr. Pilze*, p. 146.

2. H. Fol et P. L. Dunant. *Arch. des sc. phys. et nat. de Genève*, t. XIII, 1885, p. 114.

3. D'après Zopf, *loc. cit.*, p. 44.

3° La méthode de culture à la gélatine (1). Cette méthode donne assurément les meilleurs résultats et a fait faire les plus grands progrès à l'étude des Bactéries. Les sols destinés à recevoir les cultures se préparent avec la gélatine, l'agar-agar ou le sérum sanguin. Très fréquemment on emploie une solution de gélatine, de peptone et d'infusion de viande, dans laquelle la gélatine est dans la proportion de 5 pour 100. 50 grammes de gélatine sont ramollis dans 500 centimètres cubes d'eau. D'autre part on fait macérer dans la même quantité d'eau froide, pendant vingt quatre heures, 1 demi-kilogramme de viande finement hachée; on fait cuire ensuite le liquide obtenu par expression de la viande et on filtre à travers une fine gaze. On mélange à la gélatine, on ajoute 10 grammes de peptone et 1 gramme de sel de cuisine, puis on neutralise avec du carbonate de potasse, du carbonate de soude ou du phosphate de soude, et on filtre de nouveau au papier. On verse dans des verres à expériences de 10 à 15 centimètres cubes de cette gélatine nutritive, on les ferme d'un tampon de ouate et on les stérilise ensuite par une seule coction de plusieurs heures, ou mieux en les faisant bouillir plusieurs jours de suite, chaque fois une demi-heure ou une heure. On recommande dans beaucoup de cas d'incliner légèrement le verre pendant que la gélatine se prend en gelée, de façon que la surface supérieure libre de cette dernière soit augmentée. La proportion de gélatine peut descendre suivant les besoins à 2 et 5 pour 100 ou monter jusqu'à 10 pour 100. On prépare de la même façon que la précédente les liqueurs nutritives de gélatine et d'infusion de foin, de gélatine et d'humeur aqueuse, de gélatine, de peptone, d'extrait de viande, de sucre de canne (1 p. 100) ou de glucose. Lorsque les cultures doivent être tenues pendant quelque temps à la température de l'incubation, il vaut mieux ajouter à la solution nutritive, au lieu de gélatine, de l'agar-agar ou du sérum sanguin. Le sol ainsi préparé demeure encore solide à la température de l'incubation, pendant que celui à la gélatine se liquéfie. On ajoutera environ 1 pour 100 d'agar-agar à la solution nutritive.

1. Indiquée par Brefeld, *Schimmelpilze*, I, p. 15; complétée par R. Koch, *zur Untersuchung pathog. Organismen, Mitth. aus dem kais. Gesundheitsamte*, 1881, p. 18, et par de nombreux travaux insérés dans la même publication.

La préparation de solutions coagulables au moyen du sérum sanguin est plus compliquée. Le sang de l'animal est immédiatement recueilli, au sortir de la blessure, dans des vaisseaux assez hauts, auparavant stérilisés et munis d'un couvercle de verre. Ces vaisseaux sont remplis entièrement et placés de vingt-quatre à trente heures dans une glacière, c'est-à-dire jusqu'à ce qu'une couche épaisse de sérum coloré en jaune d'ambre et complètement transparent se soit formée sur le caillot sanguin. Le sérum est ensuite transvasé, au moyen d'une pipette, dans un verre à expériences et celui-ci recouvert d'ouate. Les tampons d'ouate ont d'abord été tenus pendant une heure dans une étuve chauffée à 150 ou 160°, et de cette façon stérilisés. — On chauffe le sérum au bain-marie cinq jours de suite, une heure par jour, à la température de 58°. Le dernier jour on laisse la température s'élever pendant une demi-heure ou une heure à 65°, ce qui coagule le sérum. — Le sérum du Mouton est celui qui se coagule le plus rapidement; celui du veau est plus long. Le sérum sanguin coagulé doit être complètement clair et transparent; s'il n'est pas convenablement stérilisé, il se trouble bientôt. Il peut être employé seul ou être ajouté comme corps coagulable à la solution nutritive. — Le terrain de culture solide peut être employé avec avantage pour les essais sur le porte-objet. Pendant que la solution nutritive de gélatine, d'agar-agar ou de sérum est encore liquide, on en dépose une faible quantité sur un porte-objet, préalablement stérilisé, de façon que la couche de gelée ait environ 2 millimètres d'épaisseur. Les porte-objets sont placés, après ensemencement, sous une cloche de verre contenant un peu d'eau ou dans une boîte de gypse. Une boîte formée entièrement de gypse et munie d'un couvercle de même substance est très propre à servir de grande chambre humide pour la culture des Champignons et des Bactéries, végétaux qui n'exigent pas de lumière, parce que l'humidité s'y distribue également et que l'on n'a pas à craindre que des gouttes d'eau tombent du sommet sur les préparations. Au lieu d'ensemencer le sol nutritif solide sur le porte-objet, on préfère quelquefois mélanger la semence à la gélatine nutritive, que l'on a liquéfiée en la chauffant à 25° environ, puis déposer une goutte de ce liquide sur le porte-objet. S'il se trouvait plusieurs organismes dans la

semence, il se produirait sur le porte-objet des colonies séparées formant chacune le plus souvent une culture pure. La pureté d'une colonie peut se constater directement sous le microscope, et chaque colonie peut ainsi servir à ensemercer d'autres préparations. L'aspect macroscopique des colonies est en outre souvent caractéristique et peut conduire à la reconnaissance des formes, reconnaissance qui offre parfois au microscope de grandes difficultés. La forme de la colonie, la coloration qu'elle prend, son aptitude à liquéfier ou non le sol, ou à le colorer sont de très bons indices de sa nature.

L'inoculation d'une solution ou d'un sol nutritifs se fait au moyen d'une aiguille ou d'un fil de platine récemment portés au rouge. Pour cela on éraffe légèrement le sol sur le porte-objet. Si le sol se trouve dans un verre à expériences, on enfonce l'aiguille jusqu'à une profondeur de 1 1/2 à 2 centimètres. Le mode de développement à l'intérieur du sol nutritif, dans le verre à expériences, est aussi caractéristique que sur le porte-objet et permet souvent de distinguer macroscopiquement l'espèce de Bactéries. Lorsqu'il est nécessaire de suivre directement sous le microscope la marche du développement d'une forme, on se sert d'une petite chambre humide. Pour des cultures pures de longue durée, la chambre en carton que nous avons précédemment conseillée ne suffit pas. On recommande dans ce cas une chambre formée d'une bague de verre (1) haute d'environ 5 millimètres, que l'on a détachée d'un tube de diamètre convenable. Cette bague est rodée à ses deux extrémités sur une meule et collée au porte-objet au moyen de baume du Canada. Une lamelle ronde, de grandeur correspondante, sert de couvercle. Au centre de ce couvre-objet on applique une couche aussi mince que possible de sol nutritif à la gélatine, à l'agar-agar ou au sérum sanguin, que l'on ensemece ensuite à la manière habituelle. On fixe le couvre-objet sur la bague de verre au moyen de trois petites gouttes d'huile. Une mince couche d'eau est déposée au fond de la chambre afin d'y entretenir l'humidité nécessaire. Une telle chambre humide

1. D'après Van Tieghem et Le Monnier, *Ann. des sc. nat. bot.* 5^e série, XVII, p. 263.

se transforme facilement en une chambre à gaz, en pratiquant dans l'anneau de verre deux ouvertures latérales auxquelles sont soudés ou collés des tubes de verre qui servent à l'introduction et à l'extraction des gaz. On recommande encore une autre chambre humide (1) se composant d'un porte-objet creusé d'une excavation centrale, circulaire ou quadrangulaire, laquelle est entourée d'une rainure mince un peu plus profonde. Cette rainure est remplie d'eau. Les couvre-objets à employer doivent être assez grands pour atteindre par leurs bords le bord externe de la rainure, et par conséquent reposer sur la face supérieure non excavée du porte-objet. Pour maintenir les cultures à des températures élevées, on se sert de chambres de végétation à parois doubles ou thermostates. Celles d'Arsonval, que l'on trouvera chez Wiesnegg, rue Gay-Lussac, 64, à Paris, sont surtout à recommander.

CHAPITRE XXII

REPRODUCTION DES ALGUES

Jusqu'ici nous nous sommes appliqués à faire connaître les traits fondamentaux de la morphologie générale des végétaux, aussi bien des plus simples que des plus élevés en organisation; nous allons maintenant porter notre attention sur la morphologie spéciale de ces êtres. Nous suivrons sur ce nouveau terrain une marche inverse de celle que nous avons adoptée jusqu'ici, c'est-à-dire que nous procéderons des groupes inférieurs aux groupes supérieurs. Dans le précédent chapitre nous avons étudié les Bactéries, dont tout le cycle de développement nous est dès lors connu; l'examen des organes de reproduction

1. Dippel, *das Mikroskop*, 2^e édition, p. 662; *Grunzüge der allg. Mikro*, p. 295.

sexués et asexués des autres Algues fera l'objet du présent chapitre.

On a souvent l'occasion d'observer des Spirogyres en copulation (1). Elles se font remarquer, dans les eaux où elles croissent, à leur aspect frisé et à l'adhérence réciproque de leurs filaments. La marche de la copulation peut être suivie facilement; cependant il ne faut pas étudier directement les filaments sur le porte-objet; il vaut mieux se servir des petites chambres humides décrites aux pages 249 et 255, en plaçant les Spirogyres dans la goutte d'eau suspendue au couvercle. Pendant la copulation, la plupart des espèces forment des sortes de petites échelles, ce qui tient à ce que deux filaments parallèles placés l'un à côté de l'autre se réunissent par des ponts transversaux. Les cellules des montants opposés de l'échelle émettent d'abord l'une vers l'autre des saillies latérales courtes, tronquées, qui s'allongent jusqu'à se rencontrer. Souvent, même avant la copulation, on distingue déjà les filaments mâles des filaments femelles à ce que les cellules de ceux-ci se renflent en tonneaux. Lorsque les saillies sont arrivées au contact, le contenu protoplasmique de la cellule mâle se contracte en une masse arrondie; ensuite il s'engage dans le canal transversal ou canal de copulation, traverse la membrane moyenne de séparation, à ce moment ramollie. Le contenu de la cellule femelle s'est arrondi de même à l'approche de la cellule mâle. Enfin les deux sphères viennent à se toucher, puis se fusionnent. Dans la formation nouvelle, les bandes chlorophylliennes se placent bout à bout, les noyaux se réunissent en un seul (2), ce que l'on ne peut voir toutefois qu'à l'aide des réactifs colorants. La *zygospore* formée commence bientôt à se contracter, et au bout d'une heure son lumen a complètement disparu. Les bandes chlorophylliennes occupent la partie interne, et un protoplasma incolore et spumeux la périphérie de la cellule. La *zygospore* contractée est plus ou moins arrondie; après 24 heures elle s'agrandit de nouveau, se creuse au centre et prend une forme ellipsoïdale; les bandes de chlorophylle sont repoussées à la

1. De Bary, *Conjugaten*, p. 5; Strasburger, *Befr. und Zellth.*, p. 5; Kny, *Wandtafeln*, texte, p. 11.

2. Schmitz, *Sitzber. der niederrh. Gesell.*, 4 août 1879, p. 25.

surface en même temps que la zygospore se recouvre d'une enveloppe nettement différenciée, à double contour.

Le mode de copulation que l'on vient d'observer est caractéristique pour toutes les Algues de la famille des Conjuguées. A cette famille appartiennent encore, outre les *Spirogyra*, les *Zygnema*, si répandus dans les eaux douces et reconnaissables à leurs chromatophores étoilés, au nombre de deux par cellule, et aussi les Desmidiées, de forme si élégante.

Le genre *Cladophora*, qui se rattache à l'ordre des Chlorophycées, famille des Confervacées, et dont la structure nous est déjà connue, est très propre à l'étude des zoospores (1); il est seulement à regretter que la plante n'ait pas toujours de tendance à former ces corps. On obtient assez facilement des zoospores des formes marines en les mettant dans un grand vase avec de l'eau de mer. Parmi les formes d'eau douce, le *Cladophora glomerata*, qui croît dans les eaux rapides, donne souvent au bout d'un jour des zoospores en le mettant le soir dans un vase plat contenant une couche d'eau d'environ 1 centimètre. La formation des spores commence à l'extrémité des rameaux et se continue vers leur base; on peut donc trouver réunis sur un même filament tous les stades du développement. On les étudiera du plus jeune au plus avancé, c'est-à-dire de la base au sommet du rameau. La structure des cellules de ce *Cladophora* nous est déjà connue; nous reconnaitrons par conséquent bientôt tout ce qui peut être vu sans le secours des réactifs : les chromatophores polygonaux, serrés les uns contre les autres, les petits grains d'amidon, et les amylospères souvent assez grandes, les plaques de protoplasma qui traversent le lumen de la cellule et contiennent la plupart aussi des chromatophores. Si nous passons progressivement de telles cellules, purement végétatives, à celles qui se transforment en *sporangies*, nous remarquons tout d'abord un changement dans la couleur du contenu. A un grossissement suffisamment fort, on constate aussi l'absence d'amylospères; elles se sont dissociées en petits grains d'amidon, et en même temps a eu lieu aussi une division

1. Voir à ce sujet Thuret, *Ann. des sc. nat. Bot.*, 3^e série, XIV, p. 219 et pl. 16; Schmitz, *Siphonocladaceen*, p. 54, et *Chromatophoren*, p. 119, note; Strasburger, *Zellb. u. Zellth.*, III^e édition, p. 72.

des chromatophores en chromatophores plus petits. Dans le stade qui suit immédiatement, les chromatophores commencent à se disposer en réseau, de sorte que le contenu pariétal de la cellule paraît divisé en petits polygones à peu près d'égale grandeur. Le centre de chacune de ces divisions est exempt de granulations, et, sur des objets fixés et colorés, on voit que chacune possède un noyau cellulaire. — Pendant ce temps, la couche protoplasmique pariétale augmente d'épaisseur et devient plus facilement visible, principalement aux angles de la cellule. Vers l'extrémité libre des filaments, le protoplasma incolore se rassemble en un corps lenticulaire. Au contact de cette accumulation, la membrane cellulaire se gonfle et se voûte, et apparaît vers le dehors comme une papille. — La première modification qui survient ensuite consiste en ce que les chromatophores se retirent vers l'intérieur des plaques polygonales et que ces dernières paraissent séparées les unes des autres par des lignes claires. Puis les divisions polygonales commencent à s'arrondir et à s'éloigner l'une de l'autre. Celles qui se trouvent à la périphérie proéminent vers le dehors comme des tubercules arrondis. La couche pariétale de protoplasma incolore ne prend aucune part à la division du contenu chlorophyllien en plaques polygonales, mais plutôt se transforme en un mucilage incolore qui joue un certain rôle lors de la mise en liberté des zoospores. Au lieu où le protoplasma incolore est le plus épais, et où plus tard se fera l'ouverture de sortie, le mucilage formé est en grande quantité et les zoospores encore agglomérées demeurent éloignées de la membrane cellulaire gonflée. Au centre de la masse mûriforme des spores, on voit facilement le lumen cellulaire cylindrique, plus ou moins développé. Lorsque le contenu du sporange est très abondant, ce lumen peut manquer ; mais d'habitude il existe, et autour de lui les zoospores se rangent sur une couche double ou même triple. Les zoospores deviennent bientôt piriformes ; leur extrémité antérieure, incolore et effilée, se distingue facilement de l'extrémité postérieure, arrondie et contenant de la chlorophylle. A la surface de chaque spore se voit une marque circulaire rouge brun, qui est connue sous le nom de tache oculaire. La membrane cellulaire est déjà si fortement gonflée à la place qui correspond à la papille,

que ses contours ne se voient plus que difficilement. Par une observation prolongée, on pourra bientôt saisir le moment où les spores seront mises en liberté. Sous la pression du contenu, la substance gonflée de la papille est percée, et les zoospores se pressent pour sortir. En même temps que les spores de petites masses granuleuses sont rejetées au dehors. Les zoospores une fois libres ne tardent pas à se mettre en mouvement. Le contenu du sporange s'écarte de la membrane en diminuant de volume, comme si la couche gélatineuse qui entoure la cellule pressait sur son contenu. Lorsqu'il n'y a plus que quelques spores dans le sporange, elles commencent à s'y mouvoir dans tous les sens et sortent une après l'autre par l'ouverture de la papille; il en reste cependant quelquefois un petit nombre qui ne peuvent s'échapper. Si on observe l'objet dans la goutte d'eau suspendue à la paroi supérieure de la chambre humide, on voit les zoospores se rassembler sous l'influence de la lumière et se diriger vers la fenêtre ou à l'opposé. Ces spores ne sont cependant pas des plus impressionnables par la lumière; elles restent assez longtemps dispersées dans la goutte d'eau, se meuvent ensuite suivant des



Fig. 88. *Cladophora glomerata*.
Une zoospore fixée par la solution
d'iodure de potassium ioduré.
On y voit à droite la tache ocu-
laire, et à la partie antérieure
incolore le noyau cellulaire. —
Gr. 540.

directions indéterminées, et ce n'est que progressivement, pendant que l'énergie de leur mouvement diminue, qu'elles arrivent au bord du liquide, où elles se mettent au repos. Elles s'arrondissent ensuite et s'entourent d'une membrane. — Au moyen d'une faible trace d'iodure de potassium ioduré, les zoospores en question se fixent très bien (fig. 88), et dans cet état on peut y reconnaître deux cils (chez quelques autres

espèces de *Cladophora* quatre) implantés sur une petite éminence qui forme l'extrémité antérieure de la spore. Lorsque celle-ci est convenablement placée, le traitement à l'iode y fait découvrir facilement un noyau cellulaire à l'extrémité antérieure (voir la figure); le nucléole se colore le plus souvent distinctement.

Les zoospores que nous venons de voir sont asexuées; cepen-

dant le genre *Cladophora* produit d'autres zoospores plus petites, de sexes différents, c'est-à-dire des *gamètes*. Elles s'accouplent entre elles, mais n'ont été observées jusqu'ici que dans les formes marines (1).

Nous étudierons la formation des spores asexuées et des organes sexuels du *Vaucheria sessilis*, Algue très répandue appartenant à la famille des Siphonées. Nous commencerons par les premières. La plante en question est très abondante dans les eaux tranquilles ou mieux encore dans les eaux courantes; en en mettant le soir dans un vase plat avec de l'eau fraîche, on est presque certain d'obtenir le lendemain matin de nombreuses zoospores. Ces dernières sont expulsées pendant toute la matinée, de sorte qu'on pourra trouver tous les états de développement (2). On examine d'abord la culture au moyen d'une loupe à long foyer, et de la sorte on peut reconnaître facilement, à la coloration foncée de l'extrémité des filaments, les premières traces de la formation des sporanges. On retire avec une pince les filaments qui semblent présenter ce caractère, et on les place sur un porte-objet sans les courber; cette préparation permet d'étudier directement la marche entière du phénomène. Il arrive souvent qu'elle se passe sans trouble sous le couvre-objet, surtout si on a pris soin, en le soutenant latéralement par de petits morceaux de moelle de Sureau ou de crin, qu'il ne puisse comprimer la préparation. Lorsque l'extrémité d'un rameau doit se transformer en sporange, la chlorophylle s'y rassemble et il se renfle en même temps en massue. Le lumen se rétrécit (fig. 89, A) puis se divise bientôt à la partie supérieure en vacuoles sphériques. Le sporange se sépare du reste du filament par une cloison transversale, pendant la formation de laquelle il se produit entre le contenu chlorophyllien du sporange et celui de la cellule dont il provient une bande claire (fig. 89, B). Autour du contenu du zoosporange il se forme une bordure transparente (E) qui prend bientôt une structure radiée; elle se compose de protoplasma incolore, et la disposition radiée provient des nombreux noyaux cellulaires allongés perpendiculairement à la surface, contre laquelle ils se

1. Areschoug, *Observ. phycol.*, II, Acta soc. scient. Upsal., IX, 1874.

2. Thuret, *Ann. d. sc. nat. Bot.*, 2^e s., XIX, p. 270; Strasburger, *Zellb u. Zellth.*, 5^e édition, p. 88.

rassemblent (*F*, *G*). Ces noyaux ne peuvent être vus distinctement qu'après un traitement convenable et avec les plus forts grossissements (1). Les zoospores de ce *Vaucheria* sont par conséquent polynucléaires. — Dès que la zoospore a terminé son développement elle cherche à sortir. Le sommet du sporange se perce d'une ouverture circulaire et au même moment l'extrémité antérieure de la zoospore fait saillie par l'ouverture, puis commence à tourner autour de son axe longitudinal. La zoospore doit se rétrécir pour traverser l'ouverture; sa mise en liberté dure

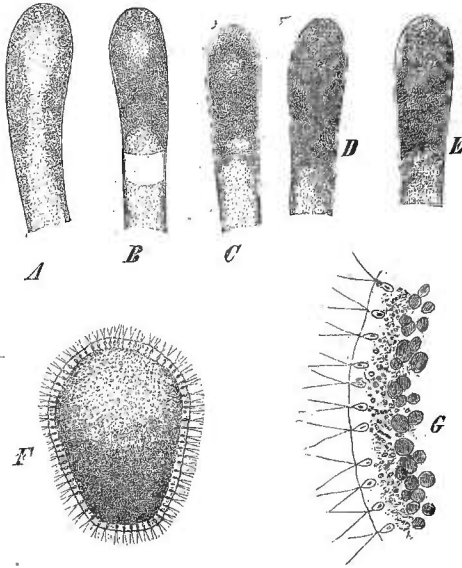


Fig. 89. *Vaucheria sessilis*. — A et B, débuts de sporanges; C, D, E, développement de la zoospore aux dépens du contenu sporangial; F, zoospore libre; G, fragment de la couche plasmatique incolore externe de l'extrémité antérieure d'une zoospore. — Gr. A-E 95, F 250, G 450.

le plus souvent environ une minute. Une substance gonflable, formée à l'intérieur du sporange, presse contre la zoospore et l'aide à sortir. Quelquefois, mais rarement, il arrive que l'extrémité antérieure de la zoospore, déjà sortie du sporange, se détache de l'extrémité postérieure, qui y reste incluse; il se forme de cette façon deux zoospores. Ceci n'est possible que par suite du grand nombre de noyaux que contient la zoospore, ce qui fait que chaque moitié possède encore les noyaux nécessaires à son existence. Le mouvement des spores mises en liberté dure environ un quart d'heure; sa direc-

1. Schmitz, *Stzber. d. niederrh. Gesell.*, 4 août 1879, imprimé en septembre, p. 4; Strasburger, *Zellb. u. Zellth.*, 3^e édition, p. 88.

tion n'est pas influencée par celle des rayons lumineux incidents. Les zoospores sont ovoïdes; c'est dans leur extrémité antérieure, la plus large, que se trouve le lumen cellulaire. Les cils qui garnissent toute leur surface comme un duvet court, ne peuvent se voir que sur la zoospore au repos. Ils peuvent rentrer dans le corps de la zoospore, qui pendant ce processus présente une surface ridée; ensuite elle devient complètement unie. Pendant la rentrée des cils, on remarque que la zoospore s'entoure déjà d'une mince pellicule. Elle s'arrondit lentement, son bord incolore disparaît et les grains de chlorophylle se portent à la périphérie; la membrane cellulaire s'épaissit enfin rapidement.

Dans la forme terrestre du *Vaucheria sessilis* Vauch. on trouve facilement l'appareil sexuel. Cette espèce se reconnaît à ses organes femelles, les *oogones*, insérés directement sur le filament du thalle, et à ses organes mâles ou *anthéridies*, terminant un petit rameau recourbé en forme de corne. Une anthéridie se trouve habituellement à côté d'un oogone, mais il arrive assez souvent qu'une anthéridie soit placée entre deux oogones. Il faut choisir pour l'observation cette espèce de Vauchérie, et non celle qui se rencontre aussi fréquemment sur la terre humide, et dans laquelle l'anthéridie et l'oogone sont portés sur un rameau latéral commun que termine l'oogone. Cette dernière espèce, qui est le *Vaucheria terrestris* Lyngb., est peu propre à l'observation. La forme aquatique du *Vaucheria sessilis* produit d'abord dans les cultures les zoospores déjà étudiées, puis quelques semaines après les organes sexués. — Les oogones ont la forme d'ovoïdes asymétriques (fig. 90, o), remplis exactement d'un plasma chlorophyllien et huileux, séparés du thalle par une cloison basilaire (1). L'oogone est muni d'un bec latéral dans lequel le protoplasma incolore est accumulé. Ce dernier occupe dans des stades plus avancés du développement environ le tiers supérieur de l'œuf (2). Si l'on soumet maintenant l'oogone à une observation continue, on voit la substance incolore s'allonger en une papille qui s'arrondit ensuite, se sépare finalement

1. Pringsheim, *Monatsber. d. kgl. Ak. d. Wiss. zu Berlin*, 1885.

2. La cellule femelle non fécondée, l'*oosphère* de plusieurs auteurs, est pour nous l'œuf; cette même cellule après la fécondation, qui est quelquefois désignée comme l'œuf, devient pour nous l'*oospore*.

du contenu de l'oogone, puis est chassée dans l'eau ambiante, où elle se désorganise lentement. L'observation directe apprend que la membrane de l'oogone n'est pas percée à l'extrémité du bec, mais se gonfle comme de la gélatine, de sorte que la goutte plasmatique qui sort traverse cette gélatine. Le reste du contenu de l'oogone s'arrondit; son sommet incolore est la tache de conception. — Le rameau qui porte l'antheridie est plus ou moins

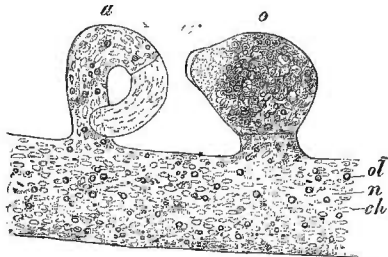


Fig. 90. *Vaucheria sessilis*. Fragment du thalle avec les organes sexuels. — o, oogone; a, antheridie; ch, chromatophores; ol, gouttelettes huileuses; les noyaux cellulaires n ont aussi été indiqués, bien qu'on ne les aperçoive qu'après avoir coloré la préparation. — Gr. 240.

courbe; son tiers supérieur, qui se transformera seul en antheridie, se sépare par une cloison transversale (fig. 90, a). L'antheridie à l'état de maturité se distingue par son protoplasma incolore, du reste de la corne, qui contient de nombreux grains de ehlorophyll. L'antheridie tourne le plus souvent sa pointe vers l'oogone; dans sa partie incolore on ne tarde pas

à distinguer avec plus ou moins de netteté de courts bâtonnets disposés longitudinalement. A peu près au moment où l'oogone expulse sa substance protoplasmique incolore, l'antheridie s'ouvre à son sommet et met en liberté son contenu mucilagineux, dont la plus grande partie est formée de vésicules incolores qui se désorganisent lentement dans l'eau ambiante; les bâtonnets restants se mettent en mouvement, ce sont les *anthérozoïdes*. Ces anthérozoïdes s'agitent vivement, puis se rassemblent dans la gélatine du sommet de l'oogone. Quelques-uns arrivent jusqu'à la tache de conception et cherchent à y pénétrer; dans les observations heureuses, on a constaté la fusion d'un anthérozoïde avec la substance de l'œuf. L'œuf fécondé devient une *oospore* et se recouvre d'une membrane mince, plus facilement visible vers la tache de conception. Après quelques heures, le protoplasma incolore qui forme cette tache se répand également dans tout l'oospore. Plus tard on trouve les oospores remplis de gouttelettes d'huile; leur protoplasma est devenu rouge brun et

leur membrane très épaisse. — On fixe les anthérozoïdes au moyen de l'iode de potassium ioduré; on peut voir de cette façon qu'ils possèdent deux eils d'inégale longueur, insérés à chacune de leurs extrémités.

CHAPITRE XXIII

REPRODUCTION DES CHAMPIGNONS

Si on place un morceau de pain humide sous une cloche de verre, il se recouvre, au bout de quelques jours, d'un feutrage de filaments qui, presque toujours, appartiennent au *Mucor mucedo* (1), Champignon du groupe des Phycomycètes (Oomycètes). Cette moisissure croît surtout très bien sur du fumier frais que l'on tient dans une atmosphère saturée d'humidité. Du substratum s'élèvent des filaments dressés, de plusieurs centimètres de hauteur, se tournant bientôt vers la source lumineuse; ils se terminent par une tête arrondie, facilement visible à la loupe, d'un jaune brunâtre plus ou moins foncé. Si l'on détache avec précaution une petite quantité de ce feutre blanc et qu'on l'examine dans une goutte d'eau à un fort grossissement, on voit que le mycélium est formé de tubes épais, irrégulièrement éloisonnés et très ramifiés, desquels se détachent des filaments fructifères droits, qui par contre ne sont ni ramifiés ni éloisonnés. Tant qu'ils ne sont pas mûrs, leur contenu, composé d'un protoplasma jaune brunâtre, se conserve dans l'eau. Dans les plus jeunes états de développement, le sporange n'est pas séparé de son pédicule; plus tard il se forme une cloison transversale qui se bombe fortement du côté du sporange, de manière à imiter une quille à jouer; cette voussure forme la *columelle*.

1. Brefeld, *Schimmelpilze*, I, p. 10. Ce mémoire contient l'histoire du sujet. Bainier, *Ann. des sc. nat. Bot.*, 6^e série, XI, p. 345. On y trouve des indications très étendues sur la culture des Mucorinées.

Le sporange mûr diffuse dans l'eau; il ne reste de sa membrane que de petites aiguilles d'oxalate de chaux (1). Les spores ou *gonidies* (2), une fois sorties du sporange, se placent à des distances assez régulières les unes des autres, et on constate, en pressant sur le couvre-objet, qu'elles sont englobées dans un mucilage incolore. Sur le pédicule fructifère on remarque le plus souvent, à la base de la columelle, un petit anneau formé par le reste de la membrane du sporange, insérée en cet endroit. Dans la couche protoplasmique pariétale des filaments fructifères pas trop âgés, on peut suivre des courants très élégants, dirigés principalement dans le sens longitudinal. Les tubes de *Mucor* contiennent un grand nombre de noyaux très petits, visibles seulement après l'action des réactifs colorants. — Dans les cultures sur fumier, le Champignon produit quelquefois, par la copulation de deux filaments mycéliens renflés en massues, des zygospores qui ont l'aspect de points noirs. Sur ces spores mûres, noires et garnies de verrues, on voit encore des taches claires, circulaires, qui représentent leur point d'attache au filament producteur.

La maladie de la Pomme de terre est occasionnée par une Péronosporée, le *Phytophthora infestans* de Bary (3), dont les filaments germinatifs traversent les membranes épidermiques de la feuille, pénètrent dans les espaces intercellulaires, et s'y développent, détruisant le tissu de la plante nourricière et formant des taches brunes dont le diamètre s'accroît constamment. Pour obtenir en grande quantité les fructifications du Champignon, on laisse pendant un jour ou deux un petit fragment de tige feuillée de la Pomme de terre malade dans une atmosphère saturée d'humidité, sous une cloche de verre par exemple. Les feuilles atteintes se couvriront bientôt sur les deux faces, mais principalement sur l'inférieure, d'une sorte de moisissure blanche, surtout développée aux bords des taches brunes, formée par les pédicules

1. Brefeld, *loc cit.*, p. 18:

2. D'après la terminologie de de Bary, que j'adopte ici et dans la suite.

(Ces gonidies sont appelées *conidies* par la plupart des auteurs. Trad.)

3. De Bary, *Ann. der sc. nat. Bot.*, 4^e série, XX, p. 52, et *Beiträge zur Morph. u. Phys. der Pilze*, II, p. 35,

fructifères filamenteux du Champignon. Sur une coupe superficielle d'une partie recouverte de cette efflorescence, on voit les *gonidiophores* sortir par les ouvertures des stomates. On peut déjà constater ce fait, bien que d'une façon incomplète, en examinant sous le microscope un fragment de feuille dans toute son épaisseur. Les gonidiophores sont des filaments ramifiés à leur partie supérieure, très délicats, non cloisonnés et remplis d'un protoplasma finement granuleux (fig. 91, A). La ramification est monopodique et le nombre des rameaux ne dépasse pas deux ou trois; le long de leur cours on remarque souvent des renflements inégalement éloignés. Dans l'air sec, les gonidiophores aplatis se tordent autour de leur axe. A l'extrémité d'un rameau on trouve par places une gonidie en voie de développement; les gonidies mûres ont la forme d'un citron; elles adhèrent faiblement à leur pédicule, car elles s'en détachent par simple immersion dans l'eau. Pour obtenir

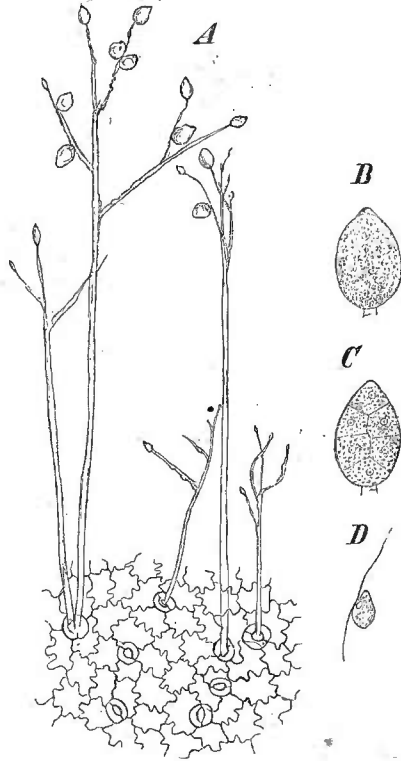


Fig. 91. A, coupe superficielle de l'épiderme foliaire du *Solanum tuberosum* avec les gonidiophores du *Phytophthora infestans* sortant par les stomates. Gr. 90. B, gonidie mûre; C, une autre dont le contenu s'est divisé; D, zoospore. — Gr. de B à D, 540.

des gonidies encore attachées aux gonidiophores, il faut se servir de préparations à sec; cependant il est nécessaire d'introduire une trace d'eau par le bord du couvre-objet, car sans cette précaution, les fila-

ments gonidifères, se desséchant rapidement, se ratatineront, ainsi qu'il vient déjà d'être dit. Les plantes élevées à l'air libre ne portent de goniophores qu'à la face inférieure des feuilles, et encore ils n'atteignent pas la même hauteur que sur celles qui ont été maintenues dans la chambre humide, et sont beaucoup moins facilement visibles à l'œil nu. — Des coupes transversales minces passant par les bords d'une tache permettent de voir les goniophores sortir du tissu à travers les stomates. Il arrive parfois que plusieurs de ces filaments sortent par la même ouverture, ou bien plus fréquemment les hyphes se ramifient à leur sortie et produisent plusieurs goniophores. A partir de l'ouverture des stomates, on peut suivre les hyphes dans l'intérieur de la feuille, cependant avec de grandes difficultés, et voir qu'ils s'insinuent dans les espaces intercellulaires. Contrairement aux *Peronospora*, qui ont avec eux d'étroites affinités, les *Phytophthora* ne forment que des suçoirs courts et peu nombreux s'introduisant dans les cellules de la plante nourricière, de sorte que c'est souvent en vain qu'on les cherche; leurs filaments mycéliens très délicats, par contre, s'appliquent solidement aux cellules de leur hôte. Dans les cellules envahies les grains de chlorophylle se colorent d'abord en brun, puis finalement se fusionnent entre eux et avec les autres substances contenues dans la cellule en une masse coagulée d'un brun foncé.

Les gonidies ont la forme d'un citron (fig. 91 B) acuminé à l'extrémité libre et possèdent un court pédicule et un contenu finement granuleux. La membrane des gonidies est très mince, un peu renflée sur la papille terminale; elles naissent, comme on l'a déjà dit, à l'extrémité des rameaux du goniophore. Dès qu'elles ont atteint leur grosseur normale, il se forme au-dessous de chacune d'elles un rameau qui s'allonge en la rejetant de côté; de sorte qu'elle prend une direction perpendiculaire à celle du rameau. A l'extrémité du rameau il se développe bientôt une nouvelle gonidie (voyez fig. 91, A). — On sème ces gonidies dans une goutte d'eau sur le couvre-objet, en ayant soin par l'agitation que la plupart au moins plongent dans le liquide. Le couvre-objet est ensuite placé dans une chambre humide, la goutte d'eau en dessous. La culture ne doit pas être exposée à une lumière

trop intense. Au bout d'une heure environ, quelquefois plus tard, on voit se former, aux dépens du contenu de la gonidie, de petites zoospores; la gonidie s'est donc transformée en sporange. Les gonidies peuvent d'ailleurs aussi germer directement, car nous voyons souvent celles qui sont situées à la surface ou au bord de la goutte d'eau émettre de la papille antérieure un tube germinatif. Chez celles qui sont plongées dans le liquide et qui produisent des zoospores, le contenu se partage en un nombre indéterminé de cellules (C) dans chacune desquelles on remarque une petite vacuole centrale. Le sommet de la gonidie se gonfle et finalement se dissout; les cellules formées au dedans d'elle, pressées contre l'ouverture, s'échappent au dehors; ce sont des zoospores. Si on les fixe au moyen d'une solution d'iode, on constate qu'elles portent chacune deux eils à directions opposées, insérés latéralement au voisinage de la vacuole, devenue périphérique (D). Le mouvement des zoospores dure environ une demi-heure; une fois au repos, elles s'entourent d'une membrane cellulosique, et émettent bientôt un boyau germinatif. Le tube de germination né directement de la gonidie ou d'une zoospore perfore l'épiderme de la tige ou de la feuille d'une plante saine et y provoque la maladie connue. La production de gonidies assure la propagation rapide du parasite.

On n'a pas encore trouvé d'organes sexuels chez le *Phytophthora infestans*; ils sont cependant connus chez plusieurs Péronosporées voisines. Des rameaux mycéliens situés dans l'intérieur du tissu de la plante hospitalière se renflent à leur extrémité en une sphère qui se sépare par une cloison du reste du filament, et constitue un oogone. Sur chaque oogone s'applique un autre rameau mycélien dont l'extrémité également renflée est une anthéridie. L'oogone produit à son intérieur, aux dépens de la plus grande partie de son protoplasma, un œuf central. L'anthéridie émet ensuite une fine branche qui pénètre jusqu'à l'œuf; celui-ci, une fois fécondé, s'entoure d'une membrane résistante.

Sur les objets les plus divers exposés à l'humidité, pourvu qu'ils renferment seulement quelque trace d'aliment, il se produit bientôt une moisissure d'un vert bleuâtre due au *Peni-*

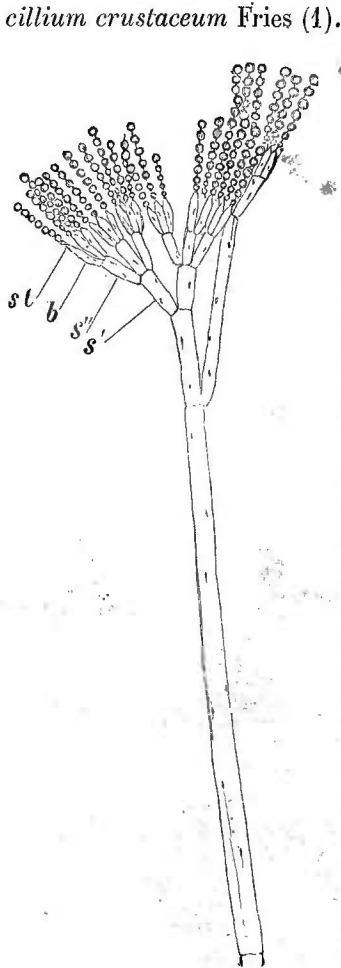


Fig. 92. *Penicillium crustaceum*.
Filament sporifère avec plusieurs verticilles de rameaux *s'* et *s''*; *b*, basides; *st*, stérigmates et spores. Les noyaux cellulaires multiples sont visibles. D'après une préparation traitée par l'hématoxyline alcoolique. — Gr. 840.

cillium crustaceum Fries (1). C'est la plus répandue des moisissures, et on la rencontre partout; il est donc facile de s'en procurer. Le plus commode est de placer sous une cloche de verre un morceau de pain mouillé. Des Mucorinées prennent d'abord naissance; mais bientôt elles sont remplacées par le *Penicillium*, dont le développement est plus lent au début; après environ huit jours le substratum est entièrement recouvert d'un enduit dense, d'un vert bleu. Cette coloration est produite par les gonidies du Champignon, mais seulement lorsqu'elles sont vues en grandes masses. On enlève un peu de cette croûte verdâtre et on l'examine dans l'eau. Le mycélium se compose d'hyphes ramifiés, divisés par des cloisons transversales. Leur contenu, facilement visible, est un protoplasma finement granuleux renfermant de petites vaeoles. Quelques filaments, que rien ne distingue des autres, se développent en branches sporifères. Leur extrémité porte un verticille de courts rameaux, qui produisent ou bien directement des verticilles de *basides*, ou seulement après la formation d'un verticille secondaire de branches courtes. Ce mode de ramification donne à l'appareil gonidifère l'aspect d'un pineau. Fréquemment, outre ce pineau terminal, il

s'en forme de latéraux, qui naissent au-dessous de la cloison de séparation du filament fructifère primaire, et constituent des filaments fructifères secondaires (à droite de la figure). A un grossissement suffisamment fort, on voit que les basides sont cylindriques, allongées en une pointe fine, le *stérigmate* (*st*). Celui-ci se renfle en sphère à son extrémité et forme une gonidie qui s'accroît rapidement. Sous la première gonidie se montre bientôt un deuxième renflement qui devient à son tour une gonidie, et ainsi de suite. Il se produit donc rapidement un chapelet de gonidies dont les supérieures se détachent pendant qu'il s'en développe de nouvelles par en bas. — Le *Penicillium* fixé par l'alcool absolu se colore très bien à l'hématoxyline très diluée; et on peut constater qu'il existe de nombreux noyaux dans les cellules du mycélium et de l'appareil gonidifère (1). Ces noyaux sont très petits, en sorte qu'il faut les rechercher à de forts grossissements. Ils sont allongés suivant l'axe longitudinal de la cellule et reliés les uns aux autres par des cordons plasmatiques très déliés. On en compte un grand nombre dans les cellules longues; dans les petits articles verticillés de l'appareil gonidifère, on n'en rencontre qu'un ou deux, et dans les basides, un seul, vers l'extrémité supérieure. Encore les basides renferment le plus souvent un protoplasma tellement dense, qu'il devient impossible d'y découvrir le noyau. Au moyen des objectifs les plus puissants on aperçoit aussi un noyau dans chacune des spores.

Avant de terminer, mentionnons encore que l'on a réussi à obtenir chez le *Penicillium*, outre l'appareil reproducteur ci-dessus décrit, une deuxième forme de corps fructifères (2). De la grosseur d'une tête d'épingle et de couleur jaunâtre, ils naissent dans les cultures en masses. Après un temps de repos assez long, il se forme à leur intérieur des *asques*, et dans chacune de celles-ci, huit spores. D'après cela le *Penicillium* doit être rangé parmi les Ascomycètes et dans la famille des Périsporiacées. Les *ascospores* ont produit sur le porte-objet les appareils fructifères en pinceaux qui viennent d'être étudiés.

1. Strasburger, *Zellbild. u. Zellth.*, 5^e édition, p. 221.

2. Brefeld, *loc. cit.*, p. 59.

CHAPITRE XXIV

REPRODUCTION DES CHAMPIGNONS ET DES LICHENS

Dans les mois de mai et de juin, on trouve fréquemment à la face inférieure des feuilles de l'Épine-Vinette (*Berberis vulgaris*) des verrues de couleur orange qui, à l'œil nu, paraissent finement ponctuées. Examinées à la loupe, elles ont l'aspect de coussinets jaunes portant de petites coupes d'un rouge orangé. Aux places correspondantes de la face supérieure de la feuille, on remarque des taches rougeâtres bordées de jaune. Ces taches, examinées aussi à la loupe, montrent le plus souvent vers leur centre des points nombreux, bruns, enveloppés d'un cercle rouge orangé. On rencontre aussi ces points bruns au bord des coussinets de la face foliaire inférieure. Les coupes se trouvant sur ces coussinets représentent une forme d'appareil reproducteur, l'*æcidium*, du Champignon nommé autrefois *Æcidium Berberidis*; les points sur les taches et sur le bord des coussinets sont les *spermatogonies* du même Champignon. Les deux ensemble forment la première génération du *Puccinia graminis*, appartenant à la famille des Urédinées, et dont la deuxième génération vit sur le Blé et d'autres Graminées, où elles déterminent la maladie nommée la *rouille orangée* par les cultivateurs (1). — Pour étudier la forme *æcidienn*e de ce Champignon, on fait des coupes transversales minces dans les parties de feuilles infestées et on les examine d'abord à un faible grossissement, ensuite à un plus fort. Nous supposons que l'on a à sa disposition des feuilles fraîches; toutefois des feuilles conservées dans l'alcool et même des feuilles sèches ramollies dans l'eau donnent des préparations très satisfaisantes. Les coupes de feuilles fraîches s'éclaircissent beaucoup quand on les traite par une solution étendue de potasse. Les feuilles saines du *Berberis* présentent

1. De Bary, *Monatsber. d. k. Akad. d. Wiss. in Berlin*, 1865, p. 15.
Kny, *Bot. Wandtafeln*, p. 68. Frank, *die Krankh. d. Pfl.*, p. 454.

sur la coupe transversale, de la face supérieure à la face inférieure : un épiderme, une couche unique de cellules palissadi-formes allongées, un parenchyme spongieux de cinq cellules d'épaisseur environ, et enfin l'épiderme inférieur. Dans les places atteintes par le Champignon, la feuille arrive à une épaisseur double de l'épaisseur normale. À la couche de cellules en palissade, laquelle est plus haute qu'à l'état sain, mais du reste peu modifiée, se rattache un tissu serré qui s'allonge plus ou moins perpendiculairement à la surface de la feuille, et qui se distingue très nettement, par le faible développement de ses espaces intercellulaires, du parenchyme spongieux environnant. L'épiderme des deux faces de la feuille n'est pas modifié dans sa structure. Le contenu des cellules est désorganisé et se compose de masses granuleuses et de gouttelettes huileuses, en partie incolores, en partie jaunes ou rougeâtres, issues des grains de chlorophylle et du plasma cellulaire. Le tissu des coussinets a ses intervalles cellulaires traversés par des hyphes étroits, cloisonnés transversalement et contenant des gouttelettes huileuses. Ces hyphes atteignent sur les deux faces les épidermes. Ils ne se colorent pas en bleu par le chlorure de zinc iodé, ni par l'iode et l'acide sulfurique, car la cellulose de Champignon ne donne que rarement cette réaction. Les petites corbeilles reproductrices que présentent les préparations sont enfoncées de plus de la moitié de leur hauteur dans le tissu du coussinet. On constate facilement que les filaments mycéliens forment au-dessous d'elles une couche dense de pseudo-parenchyme, de laquelle s'élèvent perpendiculairement vers le dehors et parallèlement entre eux des hyphes nombreux, en forme de massues et reliés sans lacunes; ils forment ce qu'on appelle l'*hyménium*. Ces hyphes, qui constituent des basides, se transforment vers leurs extrémités libres en séries droites de spores qui, d'abord incolores et par pression réciproque polyédriques, s'arrondissent progressivement et se colorent en rouge orangé. Elles se séparent les unes des autres vers l'extrémité du chapelet et s'échappent du fruit entr'ouvert. L'examen des plus jeunes spores montre qu'elles sont séparées successivement par des cloisons transversales des basides en continuels accroissement. La paroi latérale de l'organe, le *périidium*, se

compose de cellules très semblables aux jeunes spores, mais qui demeurent polyédriques et ne se séparent pas latéralement l'une de l'autre. Leurs membranes, élégamment et finement ponctuées, sont particulièrement épaissies sur la face externe. Le péridium en se développant repousse et détruit le tissu supérieur du coussinet, déchire l'épiderme et fait saillie au dehors.

Les spermogonies, en forme de poires et principalement abondantes à la face supérieure de la feuille, sont enveloppées, de même que l'œcidium, par un réseau d'hyphes, desquels s'élèvent des filaments étroitement comprimés qui se dirigent vers la partie centrale de l'organe. Ces filaments sont très ténus; ceux qui s'implantent à la partie supérieure de la spermogonie sortent au dehors comme un pinceau délicat. Les filaments de l'intérieur, les stérigmates, s'étranglent à leur extrémité libre et produisent des cellules globuleuses extraordinairement petites, les *spermaties*, qui sont rejetées de l'organe dans une masse mucilagineuse. Les stérigmates renferment des gouttelettes huileuses rouge orangé qui produisent la coloration de l'organe, notamment dans sa partie la plus externe. Les spermaties ne germent pas, et leur signification est encore inconnue; on incline cependant à les considérer comme des organes mâles, et à admettre qu'un acte sexuel précède la formation de l'œcidium.

Ainsi qu'on l'a déjà dit, la seconde génération du Champignon vit sur les Graminées. Il se range donc parmi les parasites *hétéroïques* qui, à l'opposé des *homoïques*, accomplissent le cycle de leur développement sur des hôtes différents. Ce fait peut être démontré directement en semant les spores de l'œcidium sur des Graminées en germination (1).

Les taches de l'uredo du *Puccinia graminis* ne se rencontrent que trop fréquemment dans les champs de Seigle, de Blé, d'Orge, d'Avoine, et principalement aussi sur le Chiendent (*Triticum repens*), du milieu de juin jusqu'à l'automne. Elles attaquent de préférence la tige et les gaines foliaires de la plante; elles se présentent comme des bandes étroites, parallèles aux nervures, couleur rouille ou brun foncé et atteignant plusieurs centimètres de longueur. L'épiderme de la plante infestée est

1. De Bary, *Monatsber. d. k. Akad. d. Wiss. zu Berlin*, 1866, p. 206.

déchiré et soulevé par la couche des gonidies. Les taches formées par les gonidies couleur rouille, ou *urédo-spores*, apparaissent d'abord, puis il s'y mêle peu à peu des gonidies brunes, des *téleuto-spores*. Ces dernières envahissent finalement toute la tache, qui se colore par suite en brun foncé, presque noir. Vers la fin de l'été, on ne trouve plus que des *téleuto-spores*. — Si on n'a pas de plantes fraîches, on peut se servir indifféremment pour l'observation de plantes conservées dans l'alcool ou même de plantes sèches ramollies dans l'eau. En faisant une coupe transversale dans une tige d'Avoine couverte de taches de rouille, on constate facilement que les filaments du Champignon ne sont répandus que dans certains tissus déterminés de l'hôte; ce sont les bandes de parenchyme chlorophyllien, qui alternent à la périphérie de la tige avec les cordons de tissus sclérenchymateux et qui sont recouvertes d'un épiderme à stomates. Les cellules de ce parenchyme sont étroitement enveloppées par des hyphes ramifiés, et leur contenu est désorganisé. A la surface des taches, on voit qu'il s'élève perpendiculairement du mycélium des rameaux nombreux et courts, qui détachent chacune de leur extrémité renflée une seule gonidie, nommée ici *urédo-spore*. Les gonidies sont à différents états de développement; celles qui sont arrivées à maturité ont la forme d'un ovale allongé, et on peut voir à un assez fort grossissement que leur membrane d'enveloppe comprend deux couches. L'externe, d'un brun foncé, est recouverte de petites verrues; l'interne, moins colorée, présente un nombre variable de tubercules, le plus souvent quatre, distribués régulièrement suivant l'équateur. La gonidie renferme un contenu granuleux, coloré en rouge orange vif dans les parties internes.

Sur des coupes de tige d'Avoine recouvertes de *téleuto-spores*, la disposition des hyphes offre le même aspect que précédemment. Les *téleuto-spores* sont aussi portées par des pédicules, mais un peu plus épais que ceux des *urédo-spores*. Elles sont bicellulaires, et les deux cellules forment ensemble un corps obovale dont les extrémités sont légèrement effilées. Les membranes ont une coloration brun foncé. Dans le courant de l'été, les plantes présentent souvent réunies dans une même tache de rouille des *urédo-spores* et des *téleuto-spores*.

Nous devons encore ajouter que ces téléutospores passent l'hiver et ne revêtent leur deuxième forme qu'au printemps suivant. Chacune des deux cellules pousse un tube mince, le *promycélium*, qui se cloisonne en plusieurs cellules et forme à l'extrémité de filaments terminaux grêles des spores réniformes appelées *sporidies*. La sporidie ne germe que sur les feuilles d'Épine-Vinette; lorsqu'elle tombe sur un de ces organes suffisamment jeune, le tube de germination qu'elle émet perce la membrane externe de la cellule épidermique et pénètre dans le tissu de la feuille; elle y produit le mycélium qui engendre les *æcidiums* et les *spermogonies* que nous avons plus haut étudiés. Nous voyons par conséquent que la voie à travers les stomates, que suivent les *æcidiospores* et les *urédospores*, n'est pas la seule qui puisse donner accès à la contagion.

Pour nous rendre compte de la structure de l'hyménium des Hyménomycètes (1), nous choisirons une des nombreuses espèces d'Amanite, d'Agaric ou de Russule. Nous accorderons cependant la préférence à cette dernière, parce qu'elle nous donnera en même temps l'occasion d'étudier les formations connues sous le nom de *cystides*. — Le chapeau porte à sa face inférieure des lamelles rayonnantes recouvertes par l'hyménium. On détache parallèlement aux lamelles un petit morceau du chapeau, et on y fait dans le sens perpendiculaire au précédent des coupes microscopiques aussi minces que possible. La coupe entière a l'aspect d'un peigne dont les dents seraient formées par la section des lamelles. A un faible grossissement, on peut voir que les hyphes pénètrent du chapeau dans les lamelles, à la partie médiane desquelles leur marche est rectiligne; de là ils se rendent obliquement et en se ramifiant sur les faces des lamelles, où ils continuent à se ramifier. Une partie de ces rameaux se renflent en massues et se terminent en culs-de-sac; le plus grand nombre demeurent étroits et forment à l'extérieur des précédents une couche de tissu dense, composé d'articles arrondis et courts, qui constitue la couche sous-hyméniale (*sh*). La partie interne des lamelles est la trame. Les rameaux renflés en mas-

1. De Bary, *Morph. u. Phys. der Pilze*, p. 112; Gœbel, *Grundzüge*, p. 143. Ces deux ouvrages donnent l'histoire du sujet.

sues de la tramé servent, selon toute probabilité, à donner aux lamelles la rigidité nécessaire. De la couche sous-hyméniale s'élèvent perpendiculairement des tubes claviformes courts, les basides et les paraphyses, dont l'ensemble forme l'hyménium (fig. 93). Les basides (*b*) émettent, à leur sommet légèrement aplati, quatre filaments régulièrement distribués, les stérigmates (*s*). Ceux-ci se renflent progressivement à leur pointe jusqu'à former un corps ellipsoïde, la basidiospore (*sp*). La surface de ces spores peut demeurer unie; quelquefois cependant, comme dans beaucoup d'espèces de Russules (voy. fig. 93), elle se recouvre de tubercules courts. Parvenues à maturité, les basidiospores se séparent du stérigmate par une cloison transversale et tombent; la séparation a lieu à l'endroit, bien visible sur la

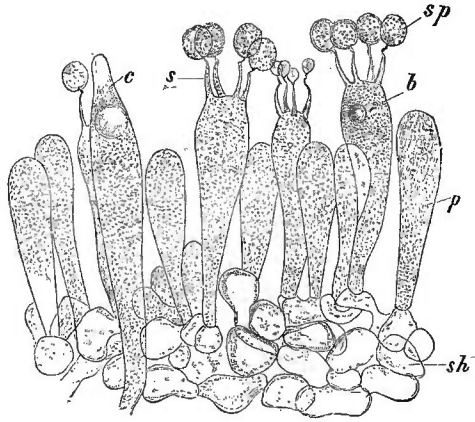


Fig. 93. Partie de l'hyménium du *Russula rubra*.
sh, couche sous-hyméniale; *b*, basides; *s*, stérigmates
sp, spores; *p*, paraphyses; *c*, cystide. — Gr. 340.

figure, où le stérigmate se coude, de sorte que la spore emporte avec elle un court pédicule. Les basides les plus petites demeurent stériles; ce sont les paraphyses (*p*). Les Amanites et les Agarics présentent la plus grande ressemblance avec la Russule, dont la structure vient d'être décrite. Dans celle-ci on trouve en outre, parmi les basides et les paraphyses, des cellules pointues à leur extrémité (*c*), plus longues que les basides et qui, au lieu de prendre naissance sur la couche sous-hyméniale, la traversent et vont s'insérer sur la trame de la lamelle. Tous ces éléments sont limités à leur base par des cloisons transversales; ils contiennent un protoplasma finement granuleux, et assez souvent de petites gouttes d'huile.

Nous nous servons d'une Morille, le *Morchella esculenta*,

pour étudier l'hyménium des formes élevées des Ascomycètes. Des individus secs, après qu'on les a fait ramollir dans l'eau, peuvent être employés pour ces recherches ; il vaut naturellement mieux s'adresser au Champignon frais. La Morille, connue de tout le monde, a un corps fructifère pédicellé et irrégulièrement ovoïde dont la partie supérieure renflée est couverte de rides profondes, et dont l'intérieur renferme une cavité simple. Les intervalles entre les rides sont recouverts d'une couche hyméniale qui ne se développe pas sur la partie proéminente des côtes. Il est très facile d'obtenir des coupes microscopiques perpendiculaires à la surface du Champignon et rencontrant une de ces cavités. L'hyménium se compose de tubes dont les uns contiennent des spores et les autres seulement du protoplasma ; les premiers sont les *asques*, les seconds les *paraphyses* (fig. 94).

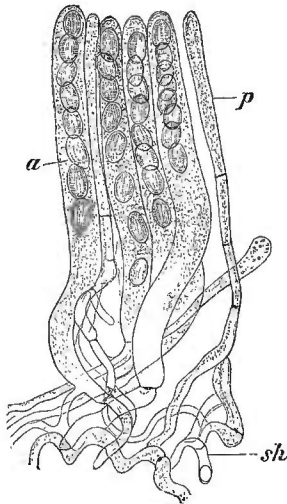


Fig. 94. Fragment d'hyménium du *Morchella esculenta*. — *a*, asques ; *p*, paraphyses ; *sh*, tissu sous-hyménial. — Gr. 240.

Les asques (*a*) sont presque cylindriques ; on voit à leur partie supérieure huit *ascospores* unicellulaires, elliptiques, comprimées les unes par les autres ; outre ces spores, les asques contiennent encore un épiplasma en partie très réfringent. Les paraphyses sont des filaments brunâtres, cloisonnés, et quelque peu renflés vers leur extrémité ; bien que leur cellule supérieure soit très longue, elles n'atteignent jamais la hauteur des asques. Les asques et les paraphyses s'élèvent, comme terminaisons des hyphes, à la surface du tissu sous-hyménial. Celui-ci repose sur le tissu interne, spongieux, du corps reproducteur. L'addition d'io-

dure de potassium ioduré colore en brun rouge les masses d'épiplasma contenues dans les asques. Cette réaction (1) est caracté-

1. Leo Errera, *L'épiplasme des Ascomycètes*, 1882. Le mémoire contient l'histoire du sujet.

téristique de l'épiplasma et a été indiquée récemment aussi comme appartenant au glycogène; elle ne se manifeste que sous l'influence de la chaleur. Si l'on ajoute à des préparations placées dans l'eau et colorées à l'iodure de potassium ioduré une certaine quantité d'eau, insuffisante pour les décolorer, et qu'on chauffe ensuite avec précaution sans atteindre le point d'ébullition, on voit, en examinant les préparations sur du papier blanc, que la teinte est devenue plus pâle. En laissant refroidir brusquement les coupes, on voit déjà à l'œil nu sur les plus grandes la coloration se renforcer de nouveau (1). A l'aide de cette coloration, la base des asques peut se poursuivre assez profondément dans le tissu sous-hyménial. Le contenu des spores, des paraphyses, du tissu sous-hyménial et du tissu interne du corps reproducteur se colore en même temps en jaune ou en jaune brun.

Les Champignons qui entrent dans la constitution du thalle des Lichens appartiennent, à quelques rares exceptions près, au groupe des Ascomycètes. *L'Anaptychia ciliaris*, déjà connu de nous, fructifie très abondamment, aussi le prendrons-nous comme exemple.

Les *apothécies* sont en forme d'assiettes doublées par le tissu du thalle. Cette couche de soutien se rétrécit inférieurement sous l'apothécie et se transforme en pédicule. Une coupe transversale dans celui-ci y montre une structure radiée, et fait voir qu'il est formé d'une couche corticale dense recouvrant une couche d'Algues uniformément développée. La partie interne du pédicule est une moelle formée par un enchevêtrement lâche des hyphes du Champignon. — Pour étudier l'apothécie, il faut y faire des coupes microscopiques perpendiculaires à la surface; on voit à la face inférieure une enveloppe formée par le tissu du thalle; la couche à Algues atteint presque le bord de l'organe, où s'implantent de petits appendices ciliés. Le pédicule de l'apothécie s'élargit en forme d'assiette pour porter un hyménium reposant sur le tissu médullaire. L'hyménium se distingue par sa coloration brunâtre; il se compose de filaments cloisonnés, extrêmement minces, très nombreux, les paraphyses, et de tubes beaucoup moins

1. *Loc. cit.*, p. 45.

nombreux, claviformes, les asques. Ces derniers sont toujours d'âges différents; ceux qui sont mûrs contiennent huit ascospores ellipsoïdes à membranes brunes, bicellulaires et légèrement étranglées à la limite des deux cellules. Les paraphyses, comme les asques, s'élèvent d'une couche feutrée, horizontale, de faible épaisseur, considérée comme la couche sous-hyméniale. Celle-ci repose sur le tissu médullaire du pédicule, duquel elle se distingue par sa coloration brunâtre et le manque d'espaces aérifères. Pendant que, comme nous l'avons déjà vu, les hyphes du thalle ne se colorent même pas en bleu au contact du chlorure de zine iodé, la couche sous-hyméniale prend déjà une coloration bleu foncé par l'addition d'une petite quantité d'iodure de potassium ioduré. Les membranes des éléments de l'hyménium sont donc formées d'une modification particulière de la cellulose, nommée cellulose amylicée ou amylo-cellulose. — En examinant à la loupe le thalle de l'*Anaptychia ciliaris*, on remarque à certaines places des soulèvements verruqueux isolés ou réunis par groupes. Si l'on fait à ces places un grand nombre de coupes transversales minces, on aura quelque chance de passer par le centre de l'un de ces renflements (fig. 95). On verra qu'il est occupé par une cavité ovoïde enfoncée dans le thalle et s'ouvrant extérieurement par un pore; c'est une spermogonie. La cavité

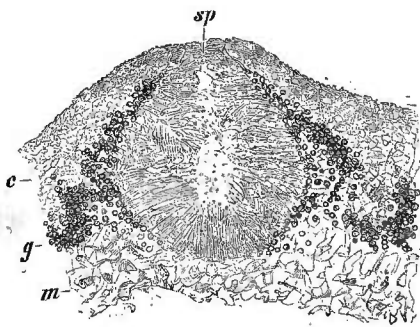


Fig. 95. Coupe transversale dans le thalle de l'*Anaptychia ciliaris* contenant une spermogonie *sp* ouverte suivant son axe; *c*, couche corticale; *m*, couche médullaire; *g*, couche d'Algues. — Gr. 90.

s'étend à presque toute l'épaisseur du thalle; elle est tapissée latéralement d'une couche d'Algues et contient des filaments mous, courttement ramifiés, disposés radialement, soit isolément, soit en faisceaux; ce sont les stérigmates (voyez la figure). À l'intérieur de l'organe on trouve des spermaties en forme de petites baguettes, se détachant de l'extrémité des stérigmates;

queux isolés ou réunis par groupes. Si l'on fait à ces places un grand nombre de coupes transversales minces, on aura quelque chance de passer par le centre de l'un de ces renflements (fig. 95). On verra qu'il est occupé par une cavité ovoïde enfoncée dans le thalle et s'ouvrant extérieurement par un pore; c'est une spermogonie. La cavité

elles s'échappent à l'extérieur par l'ouverture de la spermogonie. Il a été démontré que chez les Collémacées les spermaties représentent des organes sexuels mâles (1); mais chez les autres Lichens leur signification est encore inconnue.

CHAPITRE XXV

REPRODUCTION DES MUSCINÉES

Le *Marchantia polymorpha*, Hépatique dont nous connaissons déjà l'appareil végétatif, se multiplie très rapidement, par voie asexuée, au moyen de ses *propagules*. Ces organes sont fréquents chez cette famille, mais nulle part ils ne revêtent une forme aussi favorable à l'étude que dans la plante que nous nous proposons comme exemple. Les propagules du *Marchantia*, d'un vert très vif, se développent à la face dorsale du thalle, dans des conceptacles en forme de corbeilles à bords finement dentés. Une coupe longitudinale suivant l'axe du thalle, et rencontrant une de ces corbeilles évasées, montre que leur fond est recouvert de papilles uni cellulaires en massue, dont les membranes gélifiées sont susceptibles de se gonfler beaucoup. Entre ces papilles il s'en trouve d'autres qui forment les propagules (2). Elles se divisent d'abord en deux cellules, dont l'inférieure reste simple et fournit le pédicelle de l'organe, tandis que la supérieure continue à se diviser. Les cellules filles constituent finalement une lame composée au centre de plusieurs assises de cellules, et d'une seule vers les bords. Lorsque le propagule a achevé son développement, il a la forme d'un biscuit; après la rupture facile de son pédicule, il est rejeté de la coupe par le gonflement du mucilage dont nous venons de voir la provenance.

1. E. Stahl, *Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Flechten*, I, 1877.

2. Goebel, *die Muscineen in Schenk's Handbuch der Botanik*, II, p. 338.

Les deux échancrures latérales du propagule cachent chacune un point végétatif, protégé en outre par de courtes papilles. Les cellules du propagule sont abondamment remplies de chlorophylle; cependant près du centre de l'organe on en voit de grandes, irrégulièrement distribuées, qui en sont dépourvues. Quelques cellules du bord contiennent des corps huileux. Les grandes cellules sans chlorophylle se développent en poils radicaux un ou deux jours après l'ensemencement du propagule, mais seulement sur sa face non éclairée; la face éclairée devient morphologiquement la face supérieure du propagule (1).

Les organes sexuels des Marchantiées sont portés sur des réceptacles pédicellés que nous étudierons encore chez le *Marchantia polymorpha* (2). Les réceptacles mâles et les réceptacles femelles se distinguent facilement; les premiers présentent la

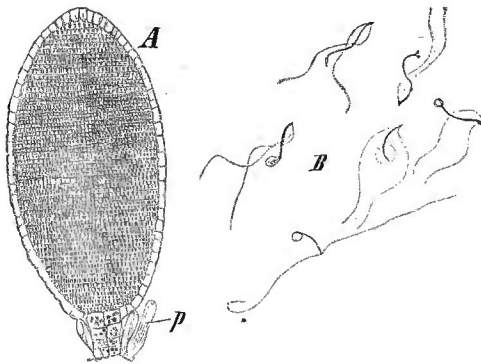


Fig. 96. *Marchantia polymorpha*. — A, anthéridie presque mûre en coupe optique; p, paraphyses. B, anthérozoides fixés par l'acide osmique à 1 %. — Gr. : A, 90; B, 600.

forme d'un disque, les seconds d'une ombrelle; ils sont portés par des plantes différentes; le *Marchantia* est par conséquent dioïque. Si on fait une coupe perpendiculaire à la surface dans un chapeau mâle, on peut se convaincre que sa face supérieure a la même structure que la face

dorsale du thalle, et que sa face inférieure produit, comme la face ventrale de celui-ci, des rhizoïdes et des écailles. Les anthéridies (fig. 96, A) sont enfoncées dans des cavités particu-

1. Voyez A. Zimmermann, *Ueber die Einwirkung des Lichtes auf den Marchantienthallus*. Arb. aus. d. bot. Inst. in Würzburg, II, p. 665.

2. Leitgeb, *Untersuchungen über die Lebermoose*, VI, 1881, pages 20 et 117; Goebel, *loc. cit.*; Strasburger, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, VII, p. 409, et *Befruchtung und Zelltheilung*, 1877, p. 12.

lières s'ouvrant à la face supérieure du réceptacle. Des coupes réussies montrent que dans chaque cavité se trouve une seule anthéridie, et à côté quelques paraphyses unicellulaires courtes (*p*). La cavité se rétrécit en un étroit canal au-dessus de l'anthéridie. Celle-ci présente la forme d'un corps ovoïde brièvement pédicellé, enveloppé d'une membrane chlorophyllienne à une seule couche. Les cellules mères des anthérozoïdes sont produites par une série de cloisonnements perpendiculaires les uns aux autres, de sorte que même très près de la maturité, elles sont disposées dans le sens horizontal et dans le sens vertical en rangées rectilignes (Voyez la figure). Un peu avant la maturité de l'anthéridie, ces cellules mères se séparent l'une de l'autre et s'arrondissent; puis la paroi de l'anthéridie se déchire au sommet, et les petites cellules rondes sont mises en liberté. Si on dépose une goutte d'eau à la face supérieure d'un chapeau développé, le liquide se répand rapidement sur toute la surface et devient bientôt laiteux. En examinant maintenant cette eau à un fort grossissement, on voit qu'elle contient un nombre infini de cellules d'anthérozoïdes libérés qui demeurent encore un certain temps au repos, pendant lequel leur membrane se gonfle. Elle s'ouvre enfin et l'anthérozoïde s'échappe dans le liquide ambiant. Les anthérozoïdes sont relativement très petits, filamenteux, et possèdent deux longs cils; à leur extrémité postérieure adhère une vésicule qui se détache pendant leurs mouvements. Pour les voir nettement, il faut ajouter à la préparation une goutte d'acide osmique à 1 p. 100; ce réactif les fixe et permet de les étudier commodément (fig. 96, *B*). On obtient le même résultat par l'addition d'un peu d'iodure de potassium ioduré.

Le réceptacle femelle présente, comme le réceptacle mâle, une disposition radiée; il possède en général neuf rayons, et entre ceux-ci sont fixées, à la face inférieure, autant de séries d'*archégonés*. Contrairement aux chapeaux mâles, les chapeaux femelles portent leurs organes reproducteurs sur la face inférieure; cependant il faut faire remarquer que ce phénomène est dû à un retournement précoce des points végétatifs vers cette face. On peut constater sous la loupe à dissection que chacune des séries d'*archégonés* placées entre deux rayons est entourée par une

enveloppe commune (périchète) à une seule couche de cellules, ayant l'apparence d'un voile à bords frangés. Si l'on fait des coupes microscopiques minces perpendiculairement à la surface d'un réceptacle relativement jeune, on trouve facilement dans quelqu'une de ces coupes les organes femelles ou archéogones. Les plus âgées sont situées près du bord du réceptacle et les plus jeunes dans le voisinage du pédicule ; les premières, lorsqu'elles

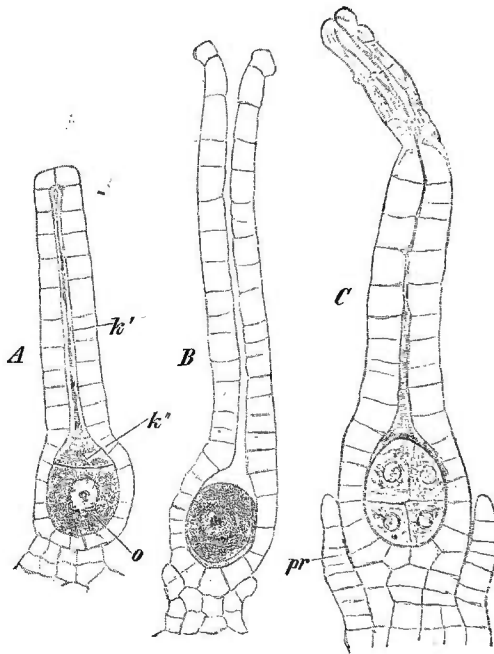


Fig. 97. *Marchantia polymorpha*. — A, jeune archéogone ; B, archéogone ouverte ; C, archéogone fécondée montrant le début de la formation de l'embryon ; *k'*, cellule de canal du col ; *k''*, cellule de canal ventrale ; *o*, cellule mère de l'œuf ; *pr*, périante. — Gr. 540.

sont mûres, tournent leur col vers le dehors, tandis que les autres le dirigent directement en bas. Une archéogone à peu près mûre (fig. 97, A) se compose d'un court pédicule, d'une partie ventrale dilatée et d'un col. La cellule centrale du ventre contient la cellule mère de l'œuf (*o*) surmontée de la cellule de canal ventrale (*k''*). On aperçoit facilement le noyau de la cellule mère. Le

col est parcouru par un canal, canal du col, rempli par quatre cellules superposées, cellules de canal du col, dont les membranes transversales ont été dissoutes. Le contenu des quatre cellules de canal du col s'est rassemblé en une traînée mucilagineuse. — Entre les archégonies on voit des écailles foliaires nombreuses, petites, qui s'insèrent sur le réceptacle. Beaucoup de préparations présentent aussi l'enveloppe frangée à une seule couche, entourant chaque groupe d'archégonies. Un grand nombre de ces cellules contiennent des corps huileux.

Il est relativement facile de suivre directement sous le microscope l'ouverture de l'archégonie. On fait rapidement une coupe transversale à travers une inflorescence femelle qui ne s'est encore élevée que peu ou pas du tout sur son pédicule, on la recouvre à sec d'une lamelle, et on l'examine sous le microscope. Lorsque l'on croit avoir trouvé une archégonie mûre, on introduit, tout en observant, une goutte d'eau par le bord du couvre-objet; quand elle a pénétré, l'archégonie s'ouvre presque aussitôt. La cause de l'ouverture réside dans le gonflement considérable du contenu du canal du col. Les cellules situées à l'extrémité du canal s'écartent l'une de l'autre. Le contenu du canal du col s'échappe au dehors, ensuite celui de la cellule de canal ventrale. La partie homogène de ce contenu est formée d'un mucilage qui se gonfle beaucoup et se répand dans l'eau environnante; la partie granuleuse, qui provient du protoplasma des cellules, demeure dans l'eau, où elle se désorganise lentement. Peu de temps après l'expulsion de la cellule ventrale de canal, la cellule du ventre s'arrondit et se transforme en œuf (fig. 97, B). A son extrémité antérieure on remarque le plus souvent, cependant pas toujours, une place plus claire, la tache de conception. La pénétration des anthérozoïdes dans le canal du col peut aussi être facilement observée sur cette plante. On ajoute pour cela à la préparation observée d'abord à sec, au lieu d'eau pure, de l'eau qui a séjourné quelque temps sur un réceptacle mâle à l'état de maturité. Les anthérozoïdes se rassemblent bientôt dans le mucilage adhérent à l'archégonie, puis s'engagent dans le col, où ils disparaissent. L'archégonie a sécrété une substance qui exerce une excitation chimique sur les anthérozoïdes et détermine la direction de leur mouvement. C'est sous cette impulsion

qu'ils se dirigent vers la goutte de mucilage, dans laquelle ils continuent à se mouvoir lentement du côté de l'ouverture du canal. — Il est aussi très intéressant de constater que le canal d'une archégone non fécondée ne se referme pas, et que l'archégone finit par se flétrir en cet état. Si, par contre, on a ajouté à la préparation de l'eau contenant des anthérozoïdes et que l'œuf ait été fécondé, le canal se ferme, en se rétrécissant, de la partie supérieure à la partie inférieure, en quelques heures. En conservant la préparation, on peut facilement reconnaître, après vingt-quatre heures, la présence d'une membrane cellulosique autour de l'œuf; les jours suivants cette membrane s'accroît en épaisseur.

Dans les archégonies fécondées que contiennent les coupes, les cellules du col se sont brunies et flétries, tandis que l'œuf s'est divisé (fig. 97, C). A la base de l'archégone gonflée il commence à se développer, s'élevant de son pied, une enveloppe appelée *périanthe* (*pr*), qui l'entoure bientôt complètement. Sur des coupes à travers des réceptacles qui ont déjà relevé leurs rayons marginaux, on voit les archégonies grossies, d'un vert vif, fixées à la base élargie de la surface réceptaculaire et surmontées des restes des cellules de canal. — L'œuf fécondé se transforme peu à peu en un *sporogone* que l'on arrive à voir finalement sur les coupes prises dans les réceptacles encore plus vieux. Ces sporogones forment des capsules ovoïdes, courtement pédicellées et colorées en vert jaunâtre. La membrane de la capsule est à une seule couche; si on l'étale avec des aiguilles et qu'on l'examine à un fort grossissement, on voit des anneaux d'épaississement caractéristiques dans les cellules dont les membranes étaient au reste très minces. Les spores, à parois jaunes, sont finement ponctuées. Entre les spores sont situées des cellules pointues aux extrémités, longues et étroites, qui se distinguent par deux bandes spiralées brunes; ce sont des *élatères*. L'intérieur de la capsule est exclusivement rempli de spores et d'élatères. Sur les capsules déjà ouvertes on peut constater que la déchirure produit, au sommet, des dents qui se recourbent vers le dehors. Les élatères sont très hygroscopiques, se replient dans tous les sens suivant les changements d'humidité de l'atmosphère, et par ces mouvements aident à la dissémination des spores. — Les organes sexuels ne sont pas élevés

chez toutes les Hépatiques sur des réceptacles de structure particulière; on peut même dire que ceux-ci manquent le plus souvent dans cette famille. Par contre il arrive très fréquemment que le pédicelle du sporogone s'allonge considérablement en soulévant la capsule, et remplit le même rôle physiologique que le réceptacle à long pédicule.

Les anthéridies des Mousses peuvent être étudiées facilement dans un genre dont les fleurs mâles sont très apparentes; on choisit habituellement un représentant du genre *Mnium*, le *Mnium hornum*, partout très répandu, qui fleurit abondamment en mai et offre en même temps à l'observateur des fleurs femelles et des sporogones. Les fleurs mâles sont beaucoup plus apparentes que les femelles, de sorte qu'il est plus facile de les reconnaître. Elles se présentent sous la forme de disques d'un vert foncé, enveloppés par une rosette de feuilles appelée *périgone*. Vers l'intérieur de la fleur, ces feuilles diminuent rapidement de grandeur. Dans l'aisselle des feuilles périgonales externes, mais principalement des internes, sont insérées des anthéridies et des paraphyses nombreuses, qui recouvrent le sommet de l'axe. On voit facilement la disposition de ces organes sur des coupes longitudinales médianes, que l'on obtient le mieux en saisissant la fleur entre les doigts, le sommet tourné vers le bas. On peut constater sur ces coupes que l'axe floral s'élargit en forme de réceptacle pour l'insertion des organes sexuels et qu'il se creuse même un peu à son centre. Le faisceau conducteur central propre aux espèces du genre *Mnium* éprouve une dilatation correspondante et se termine par un tissu chlorophyllien qui s'élargit sous le réceptacle. Les anthéridies et les paraphyses se reconnaissent au premier examen, et leur structure n'offre aucune difficulté à l'étude. Les anthéridies sont des corps claviformes brièvement pédicellés, un peu amincis à leurs extrémités. Une enveloppe à une seule couche de cellules contenant de nombreux grains de chlorophylle les entoure. L'intérieur se compose de cellules petites et incolores dont les cloisons de séparation se coupent nettement, dans les états jeunes, à angles droits. Dans les anthéridies mûres qui ont été ouvertes par la coupe on voit des cellules arrondies, adhérant cependant encore les unes aux autres, les cellules à anthérozoïdes, dans lesquelles on reconnaît

déjà le plus souvent les corps filamenteux des anthérozoïdes. Les grains de chlorophylle prennent au sommet des anthéridies mûres une coloration brunâtre. Les paraphyses se présentent comme des filaments cellulaires simples, dont les articles s'élargissent progressivement vers le haut, jusqu'à la cellule terminale, qui habituellement est pointue. Les cellules ont le plus souvent, dans la partie inférieure des paraphyses, quelquefois aussi plus haut, les membranes colorées en brun; elles contiennent de la chlorophylle. Des coupes transversales dans la partie inférieure de la fleur montrent d'une manière très instructive la distribution des paraphyses; elles offrent en même temps de nombreuses sections transversales d'anthéridies.

Les fleurs mâles colorées en rouge des *Polytrichum* sont encore plus apparentes que celles des *Mnium*; on en trouve toujours pendant le mois de mai. Nous ehoisirons pour nos études le *Polytrichum Juniperinum*. Les feuilles externes du périgone diffèrent encore, outre leur coloration, des autres feuilles de la plante, en ce que leur gaine à une seule couche de cellules se continue jusqu'à la pointe de la feuille. La formation des lamelles vertes, caractéristiques des *Polytrichum*, est limitée à la partie apicale de la feuille et encore presque uniquement à la nervure. Les feuilles rouge brun diminuent sensiblement de diamètre vers l'intérieur de la fleur et ne portent ces lamelles vertes que sur leur sommet fortement recourbé vers l'extérieur. Ainsi la feuille paraît finalement presque réduite à sa gaine. Les anthéridies et les paraphyses sont situées dans l'aisselle des feuilles périgonales. Mais le centre de la fleur est occupé par un bourgeon végétatif dans lequel se continue le faisceau conducteur de la tigelle. La présence de ce bourgeon est la cause de l'accroissement ultérieur du rameau florifère, qui après la floraison paraît traverser la fleur mâle. Les anthéridies ont la même structure que chez les *Mnium*. Les paraphyses, formées à leur base d'une seule série de cellules constituant un pédicelle, s'élargissent au sommet en une lame cellulaire spatulée à une seule couche. Si l'on comprime une fleur mâle de *Polytrichum* entre les doigts, le contenu des anthéridies s'écoule avec l'apparence d'un mueilage laiteux que le fond rouge brun de la fleur fait très bien ressortir.

Les fleurs femelles du *Mnium hornum* ne s'aperçoivent pas aussi facilement que les fleurs mâles; il faut même souvent les chercher longtemps. Les plantes qui les portent sont moins élevées que les pieds mâles et ont un feuillage un peu plus sombre. Les feuilles supérieures se rapprochent en forme de bourgeon pour protéger les organes sexuels femelles, les archégonies. Ainsi que le montre la coupe longitudinale médiane, le sommet de l'axe floral n'est pas sensiblement élargi; seulement il est fortement émoussé, et nous pouvons déjà conclure de là que nous avons affaire à une fleur femelle, quand même nous n'aurions pas encore pu trouver les archégonies. Le faisceau conducteur central de la tige s'étale sous le sommet de l'axe et se termine, comme dans les fleurs mâles, par un tissu chlorophyllien.

Les feuilles du périgone diminuent de grandeur vers le centre de la fleur tout en conservant leur forme. Chaque fleur ne contient qu'un petit nombre d'archégonies placées sur le sommet, en sorte qu'il faut que les coupes soient exactement médianes pour en rencontrer. Les archégonies ont essentiellement la même structure que celles des Hépatiques, cependant le pied est beaucoup plus développé et moins rétréci vers le bas. L'œuf paraît pour cette raison relativement petit et on doit le chercher immédiatement sous le commencement du col, qui n'est guère plus étroit que la partie ventrale de l'archégonie. Le contenu chlorophyllien des cellules rend l'archégonie opaque, aussi on ne peut apercevoir l'œuf ni les cellules de canal qu'après l'action de la potasse étendue. Des paraphyses nombreuses, courtes, sont insérées à l'aisselle des feuilles du périgone; elles se composent d'une série de cellules, dont les supérieures sont renflées et dont les inférieures présentent le plus souvent une coloration brune.

Maintenant que nous connaissons les organes reproducteurs mâles et femelles des Muscinées, nous étudierons, toujours sur le *Mnium hornum*, leur fruit ou sporogone. Il se compose du pédicelle et de la capsule et est enfoncé dans le tissu de la plante mère. La coiffe ou calypstre, formée de l'archégonie agrandie, recouvre d'abord la jeune capsule, mais tombe de bonne heure, de sorte que le plus souvent on ne la trouve

plus. Elle est formée d'une ou de deux couches de cellules allongées, et est fendue latéralement jusque près de son sommet, terminé en pointe. Son extrémité supérieure amincie représente le col desséché et bruni de l'archégone; à sa base, où elle a été détachée par le sporogone s'accroissant, elle est comme coupée. Lorsque la coiffe est enlevée, on voit que la capsule est recouverte d'un cône assez aigu qui a reçu le nom d'*opercule*. On le détache facilement avec des aiguilles, et au-dessous apparaissent les dents qui garnissent le bord de l'urne capsulaire. Les dents forment le *péristome*. La partie supérieure renflée du pédicelle, qui se trouve immédiatement sous la capsule, s'appelle l'*apophyse*. Dans le cas présent, l'apophyse est séparée de la capsule par un faible étranglement; elle en diffère par sa coloration brune. Chez quelques Mousses, par exemple les Splachnacées, l'apophyse se développe beaucoup plus que la capsule.

Pour étudier la structure du péristome, nous pratiquons une coupe transversale dans la capsule immédiatement au-dessous de son bord supérieur, et nous la déposons, les dents tournées vers le haut, sur un porte-objet. Nous enlevons le miroir du microscope, puis nous examinons l'objet éclairé par en haut, en n'employant que de faibles objectifs. Nous constatons que les dents sont insérées au bord interne de l'urne, qu'elles s'effilent en forme de coins, et qu'elles portent de petites bandes saillantes transversales. Si pendant l'observation nous soufflons légèrement sur la préparation, nous voyons les dents s'infléchir ensemble vers l'intérieur. Elles sont hygroscopiques; par les temps humides elles se recourbent en dedans et ferment l'ouverture de l'urne, par les temps secs au contraire elles se renversent vers le dehors et ouvrent de nouveau la capsule. Le nombre des dents est de 16. Nous plaçons maintenant la coupe précédente dans une goutte d'eau, nous l'ouvrons latéralement avec une aiguille et nous l'étendons à plat; puis, après l'avoir recouverte d'une lamelle, nous l'examinons par sa face externe, en ayant soin d'abord de rétablir le miroir. Nous voyons alors au bord de l'urne une double couche de cellules inclinées, allongées en papilles, assez fortement épaissies et contenant beaucoup de grains de chlorophylle. Ces cellules ont les mem-

branes incolores, brunies seulement à leur base. Elles se séparent facilement du bord de l'opercule et amènent son décollement; elles forment ce qu'on appelle l'*anneau*. La préparation, examinée maintenant par sa face interne, fait voir que les bandes transversales déjà précédemment remarquées sur les dents sont des lignes saillantes qui proéminent sur leur face interne. Outre ce péristome externe formé de dents, il en existe un interne constitué par des *cils*. Le *Mnium hornum* possède par conséquent un double péristome; d'autres Bryacées n'en ont qu'un simple ou même en sont dépourvues. Les cils, de même que les dents, sont ici des lamelles plates portant des bandelettes proéminentes qui les partagent dans leur partie inférieure en petits compartiments, et forment des stries transversales à leur partie supérieure. Les cils se réunissent par leurs bases en une membrane continue qui s'infléchit légèrement entre les dents du péristome externe. Une paire de cils soudés à leur partie supérieure est toujours placée entre deux dents. Leurs bords sont garnis, à la partie inférieure et seulement intérieurement, de petites proéminences en forme de dents de scie dans lesquelles se terminent les bandelettes transversales. C'est par ces dents que deux cils voisins sont reliés à leur partie supérieure par leurs bords et se soudent finalement en une seule pointe étroite, effilée. Avec ces paires de cils alternent des cils très étroits, au nombre de trois à cinq, placés devant les dents du péristome externe. — Une coupe transversale mince traversant la capsule un peu plus bas que la précédente présente une colonne centrale formée d'un tissu à grandes cellules: c'est la *columelle*. Autour d'elle se trouve un espace circulaire creux renfermant les spores et représentant le sporange. La paroi interne de cette cavité est formée par la columelle elle-même, et la paroi externe par une couche cellulaire chlorophyllienne le plus souvent à deux assises, qui est séparée de la membrane externe de la capsule par un tissu spongieux rempli de chlorophylle. La paroi de la capsule, recouverte par un épiderme bien différencié et à membranes externes épaissies, comprend deux ou trois assises cellulaires.

Les spores contiennent de la chlorophylle; leur membrane est brunâtre et garnie de fins tubercules; sur une de leurs faces

elles présentent le sommet d'une pyramide triangulaire, ce qui tient à ce qu'elles étaient disposées à l'intérieur de la cellule mère comme les sommets d'un tétraèdre; les faces de la pyramide correspondent aux surfaces de contact des trois autres spores.

Une coupe longitudinale exactement médiane dans une capsule complètement développée, mais encore verte et munie de son opercule, nous fera voir la structure de ce couvercle, son mode de séparation de l'urne, et enfin la formation des dents et des cils du péristome. L'opercule se compose d'une couche externe de cellules brunes très fortement épaissies, recouvrant plusieurs couches de cellules à membranes minces. A la limite entre l'urne et l'opercule est située la double couche de cellules chlorophylliennes obliques que nous connaissons déjà et suivant laquelle a lieu le décollement de l'opercule; elles constituent l'anneau. Les cellules de l'urne avoisinant l'anneau sont brunes, fortement épaissies et peu hautes; elles forment une saillie interne à plusieurs assises, qui porte les dents du péristome externe. A l'assise cellulaire suivante sont insérés les cils. L'histoire du développement nous apprend que les dents et les cils sont formés par l'épaississement local des membranes d'une seule et même assise cellulaire qui tapisse l'intérieur de l'opercule. Certaines parties épaissies des parois externes forment les dents, dont les bandelettes proéminentes correspondent aux insertions des parois transversales. Les cils sont formés par l'épaississement des parois intérieures, et leurs bandelettes faiblement proéminentes sont dues aux parois transversales de l'assise cellulaire suivante.

Sur la coupe longitudinale médiane que nous examinons le couvercle est creux; le tissu intérieur s'est flétri après la formation des dents et des cils, s'écartant de la face interne de ces derniers, qui atteignent jusqu'à la pointe de l'opercule. Ce tissu forme cependant encore une petite éminence conique au-dessus de la columelle. Celle-ci se présente sur la coupe dans toute sa longueur et on voit en même temps le sac sporifère ainsi que sa paroi externe, le tissu lâche qui est situé entre lui et la membrane capsulaire et enfin cette dernière. Tant que l'opercule n'est pas détaché, le sac sporifère est fermé vers le haut par une

couche mince de tissu; il s'ouvre plus tard par la déchirure de cette couche. A la base de la capsule, sous le sac sporifère, il s'est formé une cavité annulaire. L'apophyse porte des stomates, et presque toutes les coupes longitudinales en montrent; ces stomates, auxquels aboutit un puits assez profond, sont situés au-dessous du niveau de l'épiderme. Ils se terminent vers l'intérieur par une chambre sous-stomatique entourée de tissu chlorophyllien. Les espaces intercellulaires de ce tissu communiquent avec la cavité annulaire située sous le sac et avec les méats du tissu chlorophyllien qui sépare la paroi de la capsule de celle du sac. Tous ces stomates sont sectionnés suivant leur longueur et, autant qu'on peut dès maintenant le constater, offrent la plus grande ressemblance avec ceux des Cryptogames vasculaires et des Phanérogames. Ce fait est d'autant plus frappant que les apophyses (et dans d'autres cas aussi la paroi de la capsule) sont les seuls organes des Mousses qui portent de vrais stomates construits sur le même type que ceux des plantes les plus élevées.

Pour compléter les résultats obtenus, examinons encore quelques coupes tangentielles prises sur la capsule et l'apophyse. Nous constaterons que la surface externe de la capsule est dépourvue de stomates; mais entre les cellules à membranes brunes de l'apophyse nous voyons les canaux qui conduisent à ces organes. Si nous retournons la coupe pour l'examiner par sa face interne, nous pouvons distinguer dans quelques cas favorables des cellules stomatiques conformées comme celles des plantes supérieures. Sur ces mêmes coupes nous constatons aussi que les cellules vertes placées entre la paroi de la capsule et le sac sporifère se superposent en direction longitudinale, qu'elles sont ramifiées et ont tout à fait l'aspect de filaments d'Algues. — Les coupes transversales à travers l'apophyse contiennent le plus souvent des sections de stomates dont les cellules de bordure ne se voient que difficilement. La spécialisation de l'épiderme cesse sur le pédicelle, dont la surface est occupée par deux ou trois rangs de cellules très fortement épaissies, colorées en jaune ou en rouge brun, et dont le lumen va en augmentant vers l'intérieur. Dans le pédicelle s'est différencié un faisceau conducteur central. Des coupes longitudinales médianes au niveau de l'apophyse

montrent que ces rapports commencent très près de cette région et s'établissent peu à peu définitivement.

CHAPITRE XXVI

REPRODUCTION DES CRYPTOGAMES VASCULAIRES

Les sporanges des Fougères sont situés, à quelques rares exceptions près, à la face inférieure des feuilles. Ils se réunissent le plus souvent en groupes appelés *sores*, fréquemment recouverts par une excroissance membraneuse, l'*indusie*. L'indusie peut se développer de différentes manières; lorsqu'elle est formée par le bord de la feuille rabattue sur le sore, elle est considérée comme une fausse indusie. — Nous prendrons pour exemple le *Scolopendrium vulgare*. La feuille est parcourue par une forte nervure médiane de laquelle se détachent obliquement des nervures latérales faibles. Les sores allongés se développent dans la moitié supérieure des feuilles fertiles et parallèlement aux nervures secondaires. Ils sont recouverts par deux indusies en forme de lèvres fermées d'abord, entr'ouvertes à la maturité.

Pour étudier de plus près les organes reproducteurs, il nous faut maintenant faire une coupe transversale à travers un fragment d'une feuille fertile. Nous choisirons pour cela une feuille dont les sores soient déjà colorés en brun, mais où les bords de l'indusie ne soient pas encore écartés. Nous découperons avec des ciseaux, parallèlement aux sores, une petite bande de feuille, puis, la saisissant entre deux morceaux de moelle de Sureau, nous chercherons à en tirer quelques coupes transversales minces. La figure 98, A, qui représente une de ces coupes, nous fait voir que les deux faces de la feuille sont recouvertes d'un épiderme simple et que le mésophylle est formé d'un parenchyme spongieux dont les éléments se resserrent un peu sous l'épiderme supérieur. La bande formée par le sore, qui à l'œil nu paraissait simple, se montre maintenant double, et chacune des moitiés,

s'inclinant vers l'autre, est placée immédiatement au-dessus d'un faisceau libéro-ligneux. La surface foliaire est creusée en gouttière au-dessous de chaque moitié de sore et se relève en arête entre elles. L'épiderme et les sporanges reposent immédiatement, au fond des gouttières, sur la gaine des faisceaux libéro-ligneux.

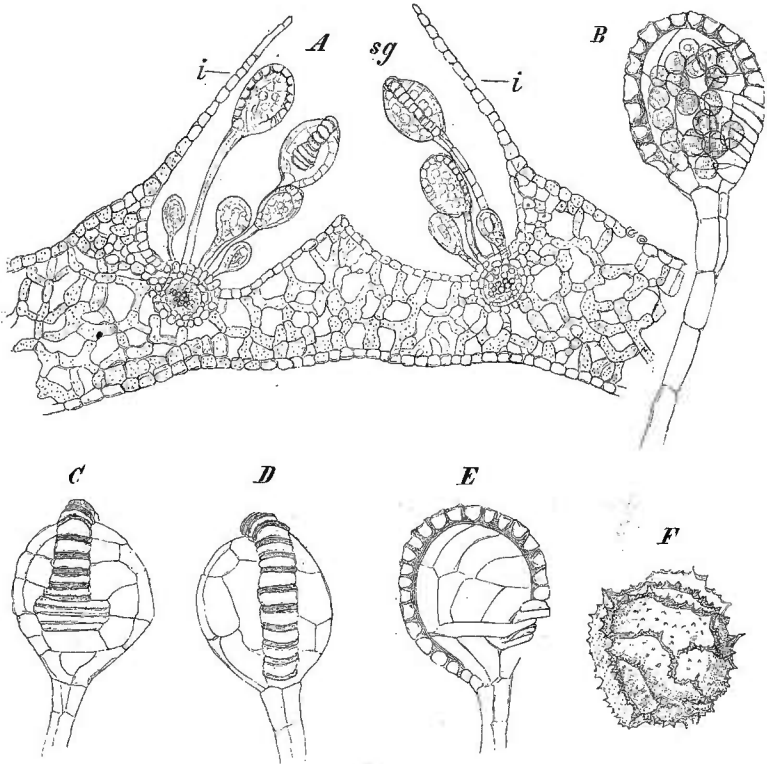


Fig. 98. *Scolopendrium vulgare*. A, coupe transversale dans un sore; *i*, indusie; *sg*, sporanges. B-E, sporanges détachés: B et E, vus de côté; C, par la face ventrale; D, par la face dorsale. F, spore. — A 50, B-E 145, F 540 fois grossis.

Cet épiderme se réunit à celui de la face inférieure de la feuille pour former une couche cellulaire d'abord à deux assises, ensuite à une seule, qui constitue l'indusie (*i*). Les cellules de cette couche membraneuse ressemblent aux autres cellules épidermiques, avec cette différence qu'elles ne forment ni stomates ni

grains de chlorophylle ; elles contiennent cependant des chromatophores petits et incolores. Des sporanges (*sg*) à différents états de développement, nés chacun d'une seule cellule épidermique, s'élèvent du fond des gouttières. Déjà à un faible grossissement on distingue dans chaque sporange un pédicelle et une capsule (fig. 98, *A*) ; dans les sporanges plus âgés on remarque en outre autour de la capsule un anneau jaune brun. Pour arriver à une connaissance plus approfondie de ces organes, il faut employer maintenant de plus forts grossissements. Le pédicelle est formé d'une série de cellules, simple à sa naissance, double à sa terminaison. La paroi de la capsule ne comprend qu'une seule assise cellulaire. Comme le montrent les différents aspects du sporange représentés de *B* à *E*, l'anneau se compose d'une série de cellules qui commence au pédicelle, entoure la capsule suivant un méridien, et se termine par des cellules aplaties et élargies, mais sans rejoindre le pédicelle. Les membranes transversales et internes des cellules qui composent l'anneau sont très fortement épaissies et colorées en brun ; l'épaississement va en diminuant vers l'extérieur sur les cloisons transversales. Le sporange s'ouvre entre les cellules larges qui terminent l'anneau (fig. 97, *C*, *E*). Cette déchirure est produite par l'anneau, qui par la dessiccation tend à diminuer sa courbure, en se redressant brusquement. — La membrane brune des spores mûres (fig. *F*) est recouverte de bandelettes d'épaississement en forme de crêtes dentées, qui se relient en réseau.

L'*Aspidium Filix mas* a des indusies réniformes, qui, en vieillissant, deviennent gris de plomb et enfin brunâtres ; en même temps elles se rident et ne recouvrent plus entièrement les sores. Les sporanges ont presque la même structure que ceux de la Scolopendre. Sur le pédicelle de quelques-uns on voit une petite glande pédonculée unicellulaire, particulière à cette espèce. Les sporanges sont insérés sur une éminence en forme de bourrelet qui est un véritable placenta situé au-dessus d'un faisceau libéro-ligneux. A ce dernier se rattachent des trachéides à épaississements réticulés qui se répandent dans le placenta. L'indusie est insérée par sa partie centrale sur l'éminence placentaire. — Si on ajoute par le bord du couvre-objet, à une préparation dans l'eau d'un sporange mûr, mais cependant encore

fermé, un liquide avide d'eau, tel que la glycérine, les sporanges s'ouvrent lentement sous les yeux de l'observateur. L'anneau se redresse, puis devient concave par le dos; enfin un peu après, par un mouvement opposé, le sporange se referme de nouveau. Le phénomène entier peut se répéter, toutefois avec une moindre intensité, une et même plusieurs fois. Une observation attentive nous montre qu'au moment où le sporange se ferme, une bulle d'air est sécrétée dans chaque cellule de l'anneau (1) et remplit toute sa cavité. Si cette sécrétion de gaz n'a pas eu lieu dans certaines cellules, celles-ci continuent à se contracter et un mouvement secondaire d'ouverture a lieu. Chasse-t-on la glycérine par de l'eau, les bulles d'air se contractent et finissent par disparaître. En réajoutant de la glycérine on reproduit le premier phénomène. — Les sores nus du *Polypodium vulgare* méritent aussi d'être étudiés; ils sont complètement dépourvus d'indusie. Le placenta ne fait que peu saillie à la surface de la feuille. Les sporanges sont construits sur le même type que les précédents.

Nous choisirons aussi les Fougères pour étudier les organes sexuels des Cryptogames vasculaires et pour suivre dans ce groupe la marche de la fécondation. La première génération sexuée des Fougères, le *prothalle*, s'obtient toujours facilement; il suffit de semer des spores ou de récolter des prothalles mûrs. Nous prendrons encore nos exemples dans la famille très répandue et si riche en espèces des Polypodiacées. Pour l'ensemencement, on peut se servir des spores du *Ceratopteris thalictroides*, cultivé dans tous les jardins botaniques. Quant aux prothalles développés, on ne les trouve que très difficilement à l'air libre, mais par contre ils sont très abondants dans les serres. Les murs humides et ombragés, les tiges des Fougères arborescentes, les pots de fleurs y sont presque toujours recouverts de ces prothalles. Sur la terre de bruyère qui sert à la culture des Orchidées, des Sarracéniées, etc., se trouvent habituellement de nombreux prothalles du *Polypodium vulgare*; ce sont eux qui nous serviront dans nos recherches. — Comme ceux de la plupart des autres Polypodiacées, les prothalles de cette espèce ont l'aspect de petites feuilles d'un vert vif, cordiformes, appliquées sur le

1. Voyez Leclerc du Sablon, *Ann. des sc. nat. Bot.*, 7^e série, t. II, p. 10.

substratum. On en détache de moyenne grandeur à l'aide d'une pince, on les plonge dans l'eau et on les y agite plusieurs fois dans tous les sens pour faire partir les parcelles de terre qui leur adhèrent, et enfin on les place, la partie ventrale tournée vers le haut, sur le porte-objet; on recouvre ensuite d'une lamelle. Comme on l'a déjà remarqué, le prothalle est cordiforme; il se compose de cellules polyédriques contenant de nombreux grains de chlorophylle. Dans son échancrure antérieure est situé le méristème à petites cellules du point végétatif. En faisant varier la mise au point, on voit que sur ses bords et à sa base il ne comprend qu'une couche de cellules, mais qu'à sa partie médiane il forme un coussinet à plusieurs couches. De la partie postérieure du prothalle naissent les poils radicaux ou rhizoïdes, implantés principalement sur sa ligne médiane. Ce sont des tubes allongés, unicellulaires, brunissant de bonne heure. Au bord et à la face inférieure du prothalle, certaines cellules isolées se développent en outre en papilles courtes, pres-

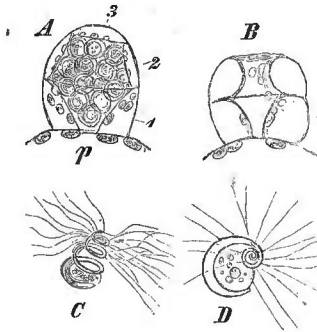


Fig. 99. *Polypodium vulgare*.

A, antheridie mûre; B, antheridie vidée; p, cellule du prothalle; 1 et 2, cellules latérales; 3, cellule de couverture; C, anthérozoïde en mouvement; D, un autre fixé par une solution d'iode. — Gr. A et B 240, C et D 540.

que toujours unicellulaires, qui comme les rhizoïdes s'isolent à leur base par une cloison transversale. Si l'observation porte sur des prothalles jeunes, on ne trouvera que des organes mâles; si les prothalles sont vieux, il n'y a plus que des organes femelles. Enfin on conçoit que quelques-uns, d'âge intermédiaire, portent à la fois les deux sortes d'organes.

Les organes sexuels mâles (antheridies) sont limités à la partie postérieure du prothalle; ils naissent entre les poils radicaux, mais aussi latéralement à l'extérieur de ceux-ci. Leur formation progresse continuellement vers le sommet.

Ce sont des corps globuleux (fig. 99, A) qui, à l'état de maturité, contiennent, à l'intérieur d'une enveloppe à une seule couche, un grand nombre de petites cellules rondes. A côté des

anthéridies mûres on en voit souvent de vides (*B*), qui se reconnaissent facilement à la coloration brune de leurs membranes et à ce qu'elles sont percées, au sommet, d'une ouverture étroite. Pour avoir une idée exacte des anthéridies, il faut les examiner de profil. On obtient quelquefois accidentellement de telles vues en des endroits repliés du prothalle, mais on peut toujours y arriver en recourbant avec des aiguilles des prothalles possédant de nombreuses anthéridies.

Lorsque l'anthéridie est ainsi vue de côté (fig. 99, *A*), on constate facilement qu'elle repose sur une cellule prothallienne légèrement voûtée (*p*) dont elle est séparée par une cloison transversale. La paroi de l'anthéridie se compose presque toujours de deux étages de cellules latérales (1 et 2) et d'une cellule de couvercle (3). Les cellules de l'étage inférieur ont un lumen plus large que celles de l'étage supérieur et que le couvercle. Sur des anthéridies vidées vues de profil (fig. 99, *B*) on voit que les cellules latérales sont fortement gonflées, ce qui les rend plus facilement visibles; la cavité de l'anthéridie est réduite en proportion, et la cellule de couvercle est aplatie et percée. — Revenons maintenant à la vue superficielle du prothalle et examinons par le sommet une anthéridie; nous pouvons constater que les cellules latérales ne sont pas subdivisées. D'aucune manière on ne peut y apercevoir de cloisons de séparation; de sorte qu'il faut admettre que la paroi de l'anthéridie se compose de deux cellules annulaires superposées, auxquelles il faut joindre la cellule de couverture. C'est un phénomène extrêmement rare en général, mais constant dans les anthéridies des Polypodiacées. Une exception fréquente à la forme représentée ci-dessus est celle dans laquelle l'anthéridie est portée par une cellule pédicellaire plate, et sa paroi formée par une seule cellule annulaire. — Si on a choisi pour l'étude un prothalle qui n'ait pas été humecté depuis longtemps, ses anthéridies mûres ne tarderont pas à se vider. Ce phénomène est produit par la pression que les cellules latérales annulaires exercent sur le contenu de l'anthéridie, et par une substance gonflable distribuée entre les cellules qui y sont renfermées. Le couvercle est finalement percé et le contenu s'épanche en dehors de l'anthéridie, après quoi les cellules qui forment sa paroi peuvent augmenter de volume. Le contenu de

l'anthéridie se présente sous la forme de cellules globuleuses isolées, les cellules mères des anthérozoïdes, qui d'abord sont immobiles dans l'eau. Dans chaque cellule on peut reconnaître, même à un faible grossissement, un filament enroulé, l'anthérozoïde, et un amas central de petits granules. Les membranes de ces cellules se dissolvent dans l'eau ambiante, et déjà après quelques secondes les anthérozoïdes deviennent successivement libres par la détente instantanée de leurs spirales. Si on les observe dans l'eau, on constate qu'ils progressent avec une assez grande rapidité, en même temps qu'ils tournent autour de leur axe. Il est bien intéressant d'observer ces anthérozoïdes à l'aide de l'appareil d'Abbe, dans le champ obscur. On obtient cet effet en plaçant dans le portediaphragme le diaphragme à disque central. Dans le champ obscur produit par cette disposition, les anthérozoïdes apparaissent comme des images lumineuses et se distinguent très bien. Pour obtenir tout l'effet possible, on place sur la lentille supérieure de l'objectif ou entre l'objectif et son cône récepteur un diaphragme à petite ouverture. Il n'y a que les plus faibles objectifs qui puissent se passer de ce diaphragme supplémentaire. Les objectifs à correction ne peuvent pas servir pour cette observation. — Après vingt ou trente minutes, le mouvement des anthérozoïdes se ralentit, puis cesse finalement. Pendant les derniers instants du mouvement, la forme des anthérozoïdes est facilement reconnaissable. On les étudie encore plus aisément, lorsqu'on ajoute à la goutte d'eau qui les contient une dissolution filtrée de gomme à 10 %, qui ralentit beaucoup leurs mouvements (1). L'anthérozoïde est formé d'un ruban enroulé en tire-bouchon (fig. 99, C). La spire est étroite à son extrémité antérieure, qui porte de longs et fins cils, et devient plus large à l'opposé. Entre les spires postérieures on trouve de petits corpuscules souvent contenus dans une vésicule. Par l'addition d'un peu d'iodure de potassium ioduré les anthérozoïdes se fixent très bien.

Les organes sexuels femelles ou archégones se trouvent placés sur le coussinet médian, vers l'échancrure antérieure du prothalle.

1. Voyez Pfeffer, *Unters. a. d. bot. Inst. zu Tübingen*, I, p. 370.

Très près de cette échancrure les archégonies ne sont pas encore mûres ; au fur et à mesure qu'elles s'en éloignent, elles présentent des degrés de développement de plus en plus avancés ; d'abord mûres et encore fermées, on les trouve progressivement mortes et ouvertes, puis brunies à leur intérieur. Les organes sexuels femelles se distinguent facilement des mâles. Ils proéminent à la surface du prothalle sous forme de cylindres courts recourbés vers l'échancrure antérieure. Cette partie libre de l'archégonie ne comprend que le col ; la partie ventrale est enfoncée dans le tissu du prothalle. On distingue dans le col une paroi à une seule couche formée de quatre séries de cellules, et un canal central dont le contenu paraît dans les archégonies mûres granuleux au centre et très réfringent à la périphérie. Ce canal interne, canal du col, s'élargit légèrement à son extrémité supérieure ; à l'autre il passe à la cellule centrale de l'archégonie, dans laquelle se trouve la cellule mère de l'œuf. Cette dernière, à la vérité, ne se distingue qu'avec peine. Si, avant de les examiner, on a laissé les prothalles quelques jours sans les humecter, on peut réussir à voir très bien les archégonies s'ouvrir. On choisit pour cette observation des archégonies chez lesquelles la substance contenue dans le canal soit très réfringente. Souvent l'ouverture se fait de suite, mais il faut quelquefois attendre assez longtemps. L'ouverture du col est le résultat de la pression que la substance gonflable et réfringente qui y est contenue exerce sur sa paroi. Les quatre cellules du sommet du col s'écartent brusquement l'une de l'autre et la substance interne du canal s'écoule au dehors. La substance hyaline réfringente se répand comme un mucilage incolore dans l'eau ambiante, tandis que la substance granuleuse se désorganise peu à peu. L'archégonie se vide en plusieurs temps ; c'est d'abord le contenu du canal du col ; puis celui de la cellule centrale de canal avoisinant la cellule mère de l'œuf.

Dans des circonstances particulièrement favorables, on peut aussi observer l'entrée des anthérozoïdes dans l'archégonie. On augmente beaucoup les chances de voir ce phénomène, en plaçant à côté des prothalles jeunes, qui portent surtout des anthéridies, des prothalles plus vieux, sur lesquels les archégonies sont plus abondantes. Les anthérozoïdes se montrent dispersés dans la

préparation, et aussi longtemps que les archégonies demeurent closes, ils passent devant elles sans paraître influencés. Mais dès qu'elles s'ouvrent ils prennent (même ceux qui sont assez éloignés) la direction de l'orifice du col et sont bientôt englobés dans le mucilage extravasé. A l'intérieur de cette substance, leurs mouvements se ralentissent mais conservent la direction primitive; ils arrivent jusqu'au canal du col, dans lequel ils pénètrent. On a constaté récemment que, chez les Fougères comme chez les Mousses, le col de l'archégonie sécrète une substance qui agit sur les anthérozoïdes comme excitant chimique et détermine le sens de leur progression (1). Cet excitant spécial est ici l'acide malique, qui se trouve dans la proportion d'environ 0,5 % dans le liquide sorti du col de l'archégonie. On arrive aussi à attirer les anthérozoïdes dans des tubes capillaires fermés à une extrémité et dans lesquels on a instillé, au moyen d'une pompe, un liquide contenant de 0,01 à 0,1 % d'acide malique combiné à une base quelconque. Les anthérozoïdes des Fougères pénètrent également bien dans de grands poils contenant de l'acide malique, par exemple dans ceux de la feuille d'*Heracleum Sphondylium*; on coupe la pointe de ces poils, et on les plonge ensuite dans un liquide qui contienne de ces anthérozoïdes (2). Le sucre de canne est l'excitant spécifique des anthérozoïdes des Mousses, tandis que dans le *Marchantia* l'archégonie sécrète un autre corps qui n'est pas encore connu. — Il a été constaté expérimentalement (3) qu'un seul anthérozoïde suffit pour la fécondation; il en entre cependant plusieurs dans l'archégonie, mais un seul pénètre dans l'œuf. Cependant le phénomène ne peut être suivi qu'avec peine dans le cas présent, car le prothalle est opaque; on réussit beaucoup mieux avec celui du *Ceratopteris*. On peut aussi observer que les anthérozoïdes n'entraînent pas avec eux dans le col de l'archégonie la petite vésicule de leur extrémité postérieure, mais qu'ils s'en dépouillent dans le mucilage qui est près de l'ouverture, s'ils ne l'ont fait plus tôt. Il arrive quelquefois que le nombre des anthérozoïdes est si grand, que s'enchevêtrant entre eux en filament, ils remplissent en-

1. Pfeffer, *loc. cit.*, p. 360.

2. Pfeffer, *loc. cit.*, p. 450.

3. Strasburger, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, VII, p. 405.

tièrement le canal de l'archégone, et forment encore à l'extérieur un amas considérable.

Il nous reste encore à étudier des coupes d'archégonies. Pour en obtenir il faut faire les sections suivant la ligne médiane du prothalle, car c'est seulement là que se trouvent les organes que nous cherchons. On facilite la tâche en plaçant l'un sur l'autre plusieurs prothalles convenablement orientés, que l'on a dépouillés auparavant de tous les grains de sable. Comme nous l'avons déjà vu, la partie ventrale de l'archégonie est enfoncée dans le tissu du prothalle (fig. 100, A et B). La

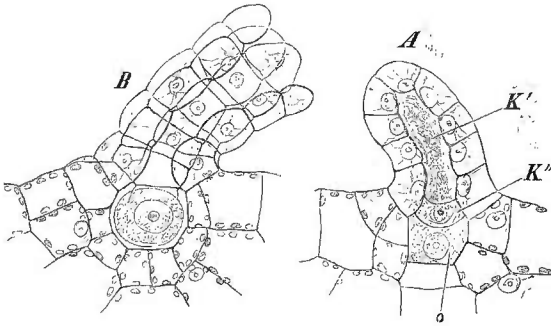


Fig. 100. *Polypodium vulgare*. A, archégonie non mûre; K', cellules de canal du col; K'', cellule de canal ventrale; o, cellule mère de l'œuf. B, archégonie mûre et ouverte. — Gr. 240.

cellule de canal du col (K') et la cellule de canal ventral (K'') se distinguent facilement; on voit de même la cellule mère de l'œuf (o) avec son noyau. Le ventre de l'archégonie est revêtu d'une couche de cellules plates. Dans l'archégonie mûre et ouverte (B), on aperçoit le plus souvent, au sommet de l'œuf, un point incolore, la tache de conception, par où pénètrent les anthérozoïdes. — Sur les coupes qui ne sont pas exactement médianes, il peut se faire que l'on voie de profil quelques anthéridies.

Les Sélaginellées sont des Lycopodiées hétérospores; contrairement aux plantes que nous avons prises jusqu'ici pour exemples, elles possèdent deux sortes de sporanges et de spores, et c'est pour cela qu'il nous faut les étudier, afin de compléter les notions que nous avons déjà acquises sur la reproduction des

Cryptogames vasculaires. Les Sélaginellées sont quelquefois aussi appelées Ligulatées, parce que leurs feuilles sont munies à la base d'une petite languette. Nous choisirons le *Selaginella Martensii* Sprg., que l'on trouve communément dans les serres. Les individus fertiles se reconnaissent aisément à leurs épis, développés à l'extrémité des rameaux. L'appareil végétatif de la plante s'étale suivant un plan; il porte quatre séries de feuilles, disposées par paires, qui se croisent obliquement. Dans chaque paire, la feuille supérieure, située sur la face éclairée, demeure petite, la feuille inférieure, insérée sur la face non éclairée, devient au contraire très grande. L'appareil végétatif de la plante est par conséquent bilatéral et dorsiventral, c'est-à-dire qu'il présente un plan de symétrie qui le divise en deux moitiés, une droite et une gauche, et montre une face ventrale et une face dorsale. Les épis terminaux fertiles sont par contre quadrangulaires, munis de quatre séries de feuilles semblables et dressées. Pour prendre une idée d'ensemble de la structure des épis, on en place un sous la loupe montée, et, au moyen d'aiguilles, on détache successivement toutes ses feuilles, de la base au sommet. A l'aisselle de chaque feuille on voit un sporangé ovale, un peu aplati. Déjà après cet examen sommaire on aura remarqué que certains sporanges sont plus gros et bosselés. Si l'on ouvre un de ces gros sporanges avec des aiguilles, on y trouve quatre grandes spores qui le remplissent complètement, et qui produisent les bosses que nous avons remarquées à sa surface. Si nous ouvrons un petit sporangé, nous le trouvons rempli de nombreuses petites spores. Les grands sporanges sont des macrosporanges et leurs spores des spores femelles ou macrospores; les petits sporanges ainsi que les spores qu'ils contiennent sont des organes mâles et sont appelés microsporanges et microspores. Toutes ces spores présentent d'un côté la pointe d'une pyramide à trois faces, et les petites sont souvent collées ensemble par quatre, disposées comme les sommets d'un tétraèdre. Leur surface est parcourue par des bandes saillantes réticulées qu'on ne peut bien voir sur les macrospores qu'en les écrasant. La membrane des microspores devient brun foncé à la maturité; celle des macrospores demeure beaucoup plus claire. Si on observe les feuilles dont on a détaché les sporanges, on remarque immédiatement au-dessous de l'in-

sersion des sporanges la petite pellicule en forme de languette appelée ligule ; on voit en même temps que les microsporangies sont les plus abondants, principalement dans les parties inférieures de l'épi. — Les sporanges mûrs s'ouvrent transversalement en deux parties.

Mentionnons en terminant que les Sélaginelles se conservent très bien par la dessiccation, et qu'on peut employer, pour étudier le point végétatif et la disposition des sporanges, les plantes d'herbier, après qu'on les a ramollies. Les coupes dans les sujets frais ou dans les sujets ramollis peuvent être rendues transparentes par l'addition de potasse.

CHAPITRE XXVII

REPRODUCTION DES GYMNOSPERMES

Les plantes phanérogames se divisent en deux grandes classes : celles à semences nues ou *Gymnospermes* et celles à semences couvertes ou *Angiospermes*. Ces deux divisions se distinguent principalement par la structure de la fleur et par la manière dont s'opèrent chez elles la fécondation et la formation de l'embryon. Nous étudierons en premier lieu les Gymnospermes, et dans ce groupe nous commencerons par la fleur mâle du Pin (*Pinus silvestris*) (1). La pollinisation a lieu chez cette plante vers la fin de mai ; cependant on peut en toute saison se servir d'objets conservés dans l'alcool, mais qui, à cause de la fragilité qu'ils acquièrent dans ce liquide, seront traités, au moins un jour avant que l'on s'en serve, par un mélange à parties égales de glycérine et d'alcool. Les objets ainsi préparés sont même plus commodes à couper que les frais. — On constate d'abord que les fleurs mâles sont situées à la base des pousses

1. Voyez sur ce sujet : Strasburger, *Coniferen und Gnetaceen*, p. 120 ; Eichler, *Blüthendiagramme*, I, p. 58 ; Gebel, *Grundzüge*, p. 365.

de l'année. Elles sont disposées suivant la spirale $5/13$ et correspondent morphologiquement aux rameaux courts terminés par deux aiguilles, dont la production, interrompue par l'inflorescence, se continue de nouveau au-dessus d'elle. Les fleurs s'insèrent aussi, comme les rameaux courts, à l'aisselle de feuilles écailleuses. Sur le pédoncule des fleurs mâles on trouve d'abord trois paires de feuilles inférieures décussées. La paire la plus basse est placée latéralement à la feuille axillante et à la branche mère, situation qui lui est assignée par les lois de la phyllotaxie et qui se reproduit presque sans exception dans la paire foliaire inférieure des bourgeons végétatifs des Gymnospermes. A ces feuilles du court pédoncule foliaire succèdent les feuilles staminales, très serrées, et le plus souvent disposées suivant dix séries rectilignes. L'axe floral est allongé en fuseau. Une *étamine* détachée et examinée à la loupe paraît orbiculaire; à sa face inférieure elle contient dans son tissu deux sacs polliniques parallèles à la ligne médiane, de chaque côté de laquelle ils sont situés; elle se termine latéralement par un petit rebord qui atteint jusqu'à son sommet. Une coupe longitudinale médiane dans une fleur prête à s'ouvrir (fig. 101, A) montre très nettement, surtout après l'action de la potasse, la course des faisceaux libéro-ligneux dans l'axe floral, la disposition des anthères, leurs faisceaux, l'insertion des sacs polliniques sur la feuille staminale. Sur les coupes longitudinales incomplètes on trouve quelquefois des endroits plus minces qui permettent de mieux étudier la structure des anthères (B). Pratiquons maintenant quelques coupes longitudinales tangentielles dans la fleur, afin d'obtenir des coupes transversales d'anthères, et examinons-les attentivement (C). Nous voyons que les deux sacs polliniques sont situés à droite et à gauche de la ligne médiane, et qu'à l'état de maturité ils ne sont le plus souvent séparés que par une cloison plane, formée de cellules écrasées, entre lesquelles on peut cependant trouver parfois une ou plusieurs couches d'éléments plats contenant de l'amidon. Les sacs polliniques sont recouverts, sur les deux faces, par un épiderme simple, contre lequel s'appliquent encore vers l'intérieur quelques cellules aplaties. L'épiderme de toute la feuille staminale est caractérisé par des bandes d'épaississement sur les cloisons

radiales. Survant la ligne médiane de l'anthère, au-dessus et au-dessous de la cloison de séparation des deux loges, court un cordon de mésophylle. Le cordon supérieur, le plus fort, est parcouru par un très grêle faisceau libéro-ligneux. L'épiderme proémine sur les deux bords de l'étamine en une aile qui, lorsqu'elle est plus développée, contient un peu de mésophylle entre les deux couches épidermiques. A la face inférieure de l'anthère et sur les côtés, les cellules épidermiques dimi-

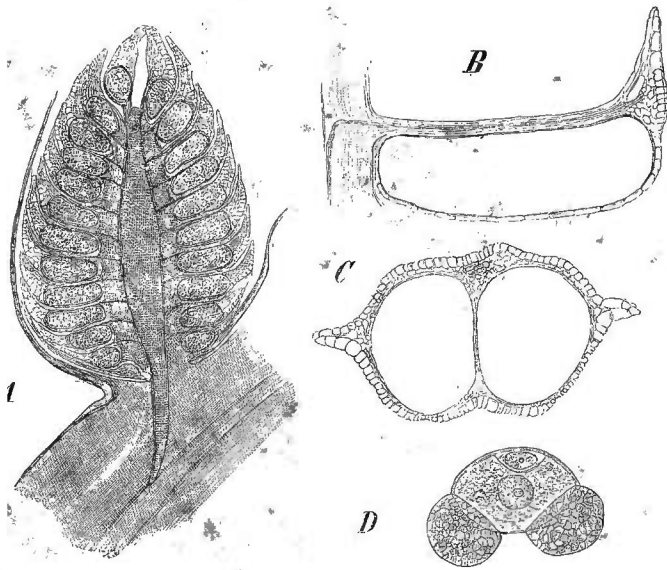


Fig. 101. Les figures A, B et C sont tirées du *Pinus Pumilio*, la figure D du *Pinus silvestris*, qui lui ressemble beaucoup. A, coupe longitudinale dans une fleur mâle presque mûre. B, coupe longitudinale dans une feuille staminale. C, coupe transversale d'une étamine. D, grain de pollen mûr.

nent de hauteur ; c'est à l'endroit où elles sont le plus faibles que s'ouvrent les sacs polliniques. En réalité les études comparées du développement ont montré que les sacs polliniques des Phanérogames et les microsporangies des Cryptogames sont des formations homologues. En examinant, autant que possible à l'état frais, les grains de pollen contenus dans les sacs polliniques, on remarque que de chaque côté du corps central sont placées deux vésicules latérales (D). Lorsque la fleur est mûre, ces vési-

cules paraissent noires parce qu'elles sont remplies d'air; leur surface externe est élégamment réticulée. La cellule interne, la cellule pollinique proprement dite, contient un protoplasma finement granuleux et un gros noyau. Immédiatement avant l'anthèse, c'est-à-dire avant l'ouverture des sacs polliniques, le grain de pollen se divise par une cloison en forme de verre de montre, et il se produit de la sorte, au point le plus éloigné de l'insertion des ailes, une petite cellule lenticulaire. Cette cellule se voit le mieux lorsque, comme dans notre figure, le grain de pollen est posé sur le côté. Il se forme une cellule entièrement semblable dans les microspores des Lycopodiées hétérospores, au début de la germination. Cette cellule qui ne participe pas à la formation des organes sexuels, est appelée cellule végétative, désignation qui pourrait être appliquée aussi au cas présent. — Les ailes ne naissent que tard sur le grain de pollen, ainsi que l'apprend l'histoire du développement; elles sont produites par un soulèvement de la cuticule, qui se détache de la couche interne de la membrane, et forme une vésicule au commencement remplie d'un liquide aqueux.

Les fleurs mâles du *Taxus baccata* diffèrent assez notablement de celles du *Pinus silvestris*. Elles s'ouvrent en mars, mais on peut se procurer des sujets d'étude pour toute saison en conservant ces fleurs dans l'alcool. Les fleurs mâles du *Taxus* sont situées aux aisselles foliaires des rameaux de l'année précédente. Elles commencent par quelques paires décussées d'écaillés qui se disposent bientôt suivant la divergence $2/5$. Ces écaillés deviennent de plus en plus grandes et finalement sont remplacées par des étamines scutiformes, nées en des places indéterminées de l'axe allongé. Ces étamines se rapprochent beaucoup par leur forme, ainsi qu'on peut déjà le voir à la loupe, des écussons de l'épi des *Equisetum*. Si on détache une étamine avec le scalpel et qu'on l'examine au microscope simple, on trouve à la face interne de son écusson et le long de son pédoncule de cinq à sept sacs polliniques. Ceux-ci adhèrent par conséquent à l'écusson par leur base, et au pédoncule par leur face interne. Latéralement; les sacs polliniques n'adhèrent que peu les uns aux autres; ils sont complètement libres sur leur face externe et à leur sommet. Pour bien connaître la structure de l'étamine, il

faut y faire des coupes longitudinales médianes et tangentielles. Les premières sectionnent longitudinalement les sacs polliniques et les secondes transversalement. En coupe longitudinale les étamines prennent la forme de coins, parce que les sacs polliniques s'élargissent vers l'extérieur. En coupe transversale, aussi bien qu'en coupe longitudinale, on voit que la paroi des sacs polliniques mûrs est réduite à l'épiderme et à une couche de cellules écrasées. Les membranes des cellules épidermiques sont munies de bandes d'épaississement. Aux endroits où la paroi du sac pollinique doit se séparer du pédoncule staminal, ses cellules épidermiques montrent une notable diminution de hauteur, ainsi qu'on peut le voir sur des coupes transversales. Afin de mieux observer le mode d'épaississement des membranes du sac pollinique, enlevons avec des aiguilles un fragment de la paroi staminale; nous constatons que les épaisissements sont dus à des bandes en forme d'**U**, qui proéminent sur la membrane interne et sur les membranes latérales des cellules épidermiques. Ces bandes d'épaississement se trouvent aussi dans les cellules épidermiques de la face externe de l'écusson. L'ouverture des sacs polliniques est due à ce que leur paroi se sépare du pédoncule et se redresse. Les grains de pollen sont des ellipsoïdes recouverts de petits tubercules. Immédiatement avant l'anthèse une petite cellule se découpe à l'une des extrémités du grain de pollen. Le contenu des grains de pollen se ratatine dans l'alcool et ne peut plus servir aux observations.

Les grains de pollen du *Taxus* ne possèdent pas d'expansions vésiculeuses; cependant on les retrouve, parmi les Taxinées, dans le genre *Podocarpus*; elles n'existent d'ailleurs pas toujours, même chez les Abiétinées. — Dans beaucoup de genres il se produit plusieurs cellules végétatives; elles forment un corps piriforme qui proémine à l'intérieur du grain de pollen. Parmi les Abiétinées, le genre *Pinus* seul n'a dans ses grains de pollen qu'une seule cellule végétative.

Les fleurs femelles du *Taxus baccata* (1) se trouvent, comme les fleurs mâles, à l'aisselle des feuilles des rameaux de l'année précédente, mais sur d'autres individus, car la plante est dioïque

1. Strasburger, *Coniferen und Gnetaceen*, p. 2.

(fig. 102, A). Le temps de la floraison est aussi le mois de mars; toutefois les fleurs conservées dans l'alcool peuvent très bien servir aux observations, après qu'on les a traitées pendant au moins vingt-quatre heures par le mélange à parties égales de

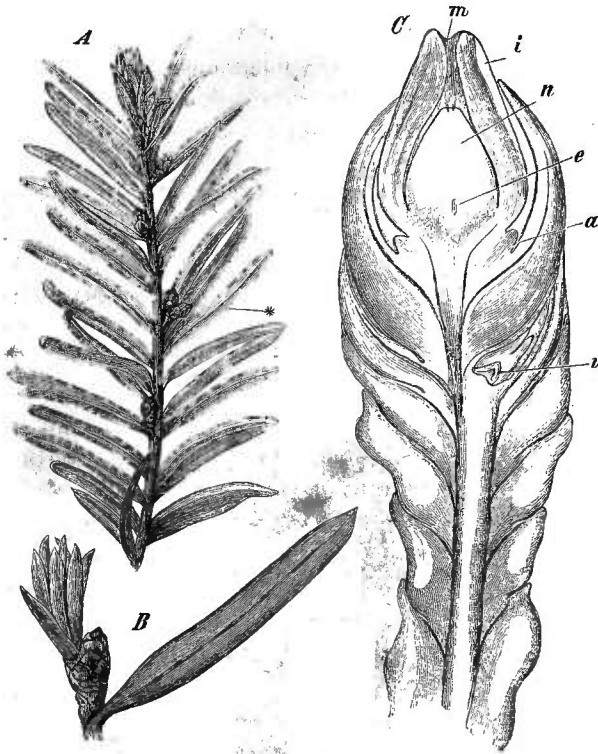


Fig. 102. *Taxus baccata*, A, aspect habituel d'un rameau à fleurs femelles au moment de la pollinisation. Le signe * indique deux ovules nés sur une même pousse. Gr. nat. — B, feuille portant à son aisselle une fleur femelle; la pousse terminale est rejetée de côté. Gr. 2. — C, coupe longitudinale passant par l'axe du rameau primaire et du rameau secondaire; v, cône végétatif du rameau primaire; α , début de l'arille; e, rudiment du sac embryonnaire; n, nucelle; i, tégument; m, micropyle. Gr. 18.

glycérine et d'alcool. Les fleurs paraissent placées au sommet d'une petite pousse, mais en réalité ne sont pas terminales. Il n'est pas rare qu'il existe deux fleurs sur la même petite pousse (fig. 102*); quelquefois on rencontre une monstruosité consistant en ce qu'une pousse continue à se développer sur

le côté de la fleur (fig. 102, *B*). — Examinons d'abord le petit axe floral à la loupe; nous constaterons qu'il commence par une paires d'écaillés latérales, à laquelle succèdent des écaillés disposées en spirales et de plus en plus grandes. L'ovule lui-même est entouré par trois paires d'écaillés décussées qu'il ne dépasse que par sa pointe. Cette pointe présente à son sommet une ouverture punctiforme, le *micropyle*. Après cet examen de la structure externe, il nous faut faire dans la fleur des coupes longitudinales médianes suivant le plan principal de l'avant-dernière paire d'écaillés à partir de l'ovule. On choisit pour cette étude, vers la fin d'avril, des fleurs vieilles, déjà fécondées, parce qu'elles sont plus commodes à couper et sous plusieurs rapports très instructives. Si la coupe a été bien dirigée, on obtient l'image représentée par la figure 102, *C*. La fleur ne termine pas la pousse primaire; mais celle-ci cesse de se développer après avoir produit, à l'aisselle de la feuille supérieure, une pousse secondaire. C'est cette dernière qui porte l'ovule, après avoir formé trois paires d'écaillés décussées. Sur le côté de cette pousse secondaire on voit le cône végétatif déjeté (*v*) de la pousse primaire (A droite sur la figure). Quelquefois il arrive que l'avant-dernière feuille de la pousse primaire produise aussi une pousse secondaire terminée par une fleur. Enfin dans quelques cas rares, la pousse primaire s'accroît au delà de la fleur, comme nous le voyons en *B*, en formant des feuilles végétatives ordinaires. Les paires d'écaillés qui précèdent la fleur doivent être considérées comme ses préfeuilles; elle-même est réduite à un ovule. C'est ce dernier organe qui forme la pointe de la pousse secondaire. Il se compose, comme le montrent les coupes longitudinales, d'une enveloppe simple, le tégument (*i*) percé à son sommet d'une étroite ouverture, le micropyle (*m*): à l'intérieur se trouve le nucelle (*n*). Dans ce dernier on peut voir, seulement dans les cas les plus favorables et quelquefois aussi après le traitement à la potasse, une cellule plus grande (*e*) qui est l'ébauche du sac embryonnaire (1). De même que le sac pollinique représente un microsporange, le nucelle correspond à un macrosporange et le sac embryonnaire à une macrospore. Des recherches sur le dé-

1. Strasburger, *Angiosp. u. Gymnosp.*, p. 109.

veloppement de ces différents organes (1) y ont fait découvrir des analogies frappantes avec les Cryptogames vasculaires et ont en même temps montré qu'une réduction progressive frappe le processus qui conduit chez les Phanérogames à la formation de la macrospore. Le tégument a été comparé à tort à l'indusie des Cryptogames vasculaires ; c'est une nouvelle formation qui apparaît pour la première fois autour des macrosporangies des Phanérogames. — Autour du pédoncule du nucelle on voit dans le *Taxus* un petit bourrelet circulaire (*a*), qui pendant longtemps, jusqu'en juin, demeure stationnaire, mais qui plus tard s'accroît beaucoup et forme l'*arille* d'un rouge vif qui enveloppe à l'automne la semence mûre. — Dans les fleurs pollinisées que nous examinons, nous pouvons voir sur le sommet du nucelle, qui a reçu le nom de *mamelon nucellaire* ou *mamelon d'imprégnation*, des grains de pollen qui ont déjà émis un tube court à travers le tissu de ce mamelon. La grande cellule du grain de pollen s'allonge seule en tube, tandis que la petite, la cellule végétative, se détruit peu à peu. L'enveloppe interne du grain de pollen ou *intine* forme le tube pollinique ; l'externe ou *exine*, dont la surface est munie des tubercules que nous connaissons déjà, se déchire pour lui livrer passage. Les grains de pollen se déposent ici sur la surface papilleuse du mamelon d'imprégnation ; mais chez d'autres Taxinées le mamelon se creuse pour recevoir les grains de pollen et il se forme une cavité qui a reçu le nom de *chambre pollinique* (2). — Pour voir comment les grains de pollen arrivent jusqu'au nucelle, il faut faire, pendant le temps de la pollinisation, des observations sur les plantes cultivées à l'air libre (3). On examine les fleurs femelles à peu près au moment où les sacs polliniques s'ouvrent, et on voit que de chaque fleur il'exsude par le micropyle une petite goutte liquide. Les grains de pollen apportés par le vent sont retenus par cette goutte, qui, le soir, lorsqu'elle s'évapore, les dépose sur le sommet du nucelle.

Le Pin ordinaire, *Pinus silvestris*, nous fournira un deuxième

1. Strasburger, *Angiosp. u. Gymnosp.*, p. 409 ; Gœbel, *Bot. Zeit.*, 1884, p. 681.

2. Strasburger, *Jenaische Zeitschr. f. Naturw.*, VI, 1871, p. 250.

3. Strasburger, *loc. cit.*, p. 250 ; *Conif. u. Gnet.*, p. 265.

et dernier exemple pour étudier la structure des fleurs femelles des Conifères. Le Pin est monoïque, de sorte que nous trouvons les fleurs mâles et les fleurs femelles sur la même plante. — Les ovules ne sont pas isolés comme chez le *Taxus*; mais il se produit un cône qui porte de nombreux ovules disposés sur des formations écailleuses. Les petits cônes, isolés ou en grand nombre, occupent le sommet des pousses de l'année. Ils s'insèrent à l'aisselle des feuilles écailleuses, absolument comme les rameaux courts situés plus bas. Leur place, au sommet de la branche, correspond à celle des rameaux longs. Les cônes sont aptes à être fécondés vers la fin de mai; à cette époque ils sont encore petits et se reconnaissent à leur coloration rouge brun. Portés sur un court pédoncule garni d'écailles brunes, ils se tiennent dressés.

On peut employer, pour l'étude des organes de la reproduction, des objets conservés dans l'alcool, qu'on laisse s'imbiber, avant de s'en servir, d'un mélange de glycérine et d'alcool. Si l'on examine sous le microscope simple quelques écailles détachées au moyen d'un scalpel de l'axe du cône, et qu'on en sépare les différentes parties par une dissection aux aiguilles, on peut constater qu'à l'aisselle des écailles minces, spatulées et à bords frangés (fig. 103, *b*), sont insérées d'autres écailles de forme semblable (*f*), mais épaisses, charnues et à bords entiers. Ces dernières, surmontées d'un stylet (*c*) qui s'implante à leur partie médiane, sont considérées comme des écailles fructifères; les autres sont des *bractées*. A la base de l'écaille fructifère et de chaque côté de son axe, on remarque un ovule renversé (*s*), dont le micropyle (*m*) est tourné en bas et vers le dehors. Les bords du tégument se prolongent à droite et à gauche, au delà du micropyle, en deux lobes étroits. Les bractées et les écailles

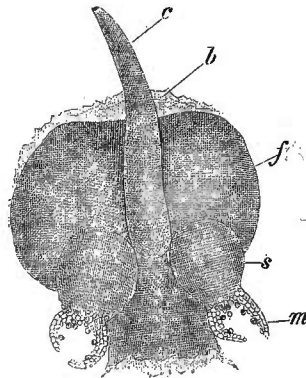


Fig. 103. *Pinus silvestris*. Écaille fructifère *f* avec ses deux ovules *s* et son stylet *c*; derrière on voit l'écaille axillante ou bractée *b*. Les bords du tégument ovulaire sont développés en deux bandelettes *m*. Gr. 17.

fructifères sont conrescentes à la base et se détachent par conséquent ensemble de l'axe du cône. — Les cônes des Abiétinées et des autres Conifères peuvent être considérés comme des fleurs isolées ou comme des inflorescences, suivant la signification que l'on accorde à l'écaille qui porte les ovules. On peut admettre en effet que celle-ci représente une pousse axillaire en partie conrescente avec sa feuille axillante, ou bien une excroissance placentaire d'une feuille fructifère que nous avons jusqu'ici désignée sous le nom de bractée. Dans le premier cas, on aurait affaire à une pousse située à l'aisselle d'une feuille écailleuse et portant deux ovules; le cône, comprenant plusieurs axes fertiles, serait une inflorescence. Dans le second on aurait sous les yeux un placenta à deux ovules, situé à la face supérieure d'un carpelle; le cône, formé d'un seul axe portant plusieurs carpelles, serait considéré comme une scule fleur.(1).

La structure remarquable de l'écaille fructifère devient encore plus nette au moment de la pollinisation, mais seulement sur des cônes frais (2). Dès que les fleurs mâles sont mûres, on peut constater que l'axe des cônes s'allonge, et que par suite les écailles fructifères, avec les écailles bractéales auxquelles elles sont soudées, s'écartent l'une de l'autre. Le pollen peut, grâce à cette nouvelle disposition, arriver jusqu'à l'écaille fructifère; il glisse le long du stylet, qui le conduit entre les deux appendices du tégument de chaque ovule. Ces appendices s'enroulent plus tard et de cette façon portent les grains de pollen dans le micropyle jusqu'au mamelon d'imprégnation. Lorsque la pollinisation est accomplie, les écailles fructifères s'accroissent par leurs bords et se collent par une exsudation de résine. Les écailles bractéales ne prennent plus aucun développement, non plus que le stylet

1. M. Van Tieghem a démontré, par l'étude du système vasculaire, que l'écaille inférieure tourne sa face ventrale en haut et est par conséquent une bractée; l'écaille supérieure est la première et unique feuille du rameau axillaire de la bractée, rameau qui s'éteint immédiatement après l'avoir produite. Cette écaille est orientée en sens inverse de la précédente; sa face dorsale, qui porte les ovules, est tournée vers le haut. Il en résulte que l'ensemble des deux écailles constitue un axe et que le cône doit être considéré comme une inflorescence. *Ann. d. sc. nat. bot.*, 5^e série, X, 1869. (Trad.)

2. Strasburger, *Jen. Zeitschr. für Naturw.*, VI, p. 251; *Conif. u. Gnet.*, p. 267.

des écailles fructifères, devenu désormais inutile. La coloration rouge du cône passe au brun et enfin au vert; puis il s'abaisse lentement pour prendre finalement une position pendante.

Nous nous arrêterons encore un instant sur les modifications ultérieures qui ont lieu dans l'ovule fécondé des Conifères (1). Nous avons déjà appris à connaître l'ovule du *Taxus baccata* et nous avons vu qu'au temps de la pollinisation on n'y trouve encore que la première ébauche du sac embryonnaire. Il se produit donc plus tard un nouveau développement de l'ovule, et d'autant plus rapide qu'il se passe moins de temps entre la pollinisation et la fécondation. Chez l'If, la fécondation a lieu environ à la mi-juin de la même année; chez le Pin, seulement l'année suivante, plus de treize mois après la dissémination du pollen. Enfin, dans l'Épicéa, les deux phénomènes ne sont distants que de six semaines. Nous ferons choix de cette plante, parce qu'elle nous offre encore plusieurs autres avantages: — Il serait trop long de suivre pas à pas l'agrandissement du sac embryonnaire, la formation du prothalle (endosperme) et des organes sexuels qu'il renferme, ainsi que l'augmentation de volume et la différenciation simultanée de la graine. Nous examinerons seulement l'état où les œufs ont terminé leur évolution et sont aptes à être fécondés, puis la graine mûre. Le premier état se trouve atteint dans l'Épicéa commun (*Picea vulgaris* Lk.) vers le milieu de juin; la fécondation suit de peu de jours.

On peut se servir d'objets frais ou d'objets conservés dans l'alcool; ces derniers sont cependant préférables, parce que l'œuf y a été fixé. Avant de faire les coupes dans les objets sortant de l'alcool, il faut les laisser au moins vingt-quatre heures, comme nous l'avons déjà dit souvent, dans un mélange par parties égales de glycérine et d'alcool. Il vaut mieux aussi ne pas mettre les cônes entiers dans l'alcool, mais seulement des écailles fructifères détachées. — Nous commencerons par nous rendre compte de la forme extérieure d'une écaille fructifère entière. Nous verrons qu'elle est obovale, et qu'elle présente, à la base

1. Voyez à ce sujet Strasburger, *Bef. b. d. Conif.*; *Conif. u. Gnet.*, p. 274. *Befr. u. Zellth.*; *Angiospermen und Gymnospermen*, p. 140. Goroschankin: *Ueber die Corpuscula und die Befr. bei den Gymnospermen*, 1880. (En russe.)

de sa face interne, les deux ovules; on y reconnaît aussi les formations ailées qui plus tard se détacheront avec la graine mûre, comme deux minces lamelles, de la surface de l'écaille fructifère. A la face externe de cette écaille, il faut encore trouver la bractée, qui n'a pas augmenté de volume. Au moyen d'aiguilles on enlève facilement et sans les endommager les ovules de l'écaille qui les supporte, puis on y fait des coupes longitudinales en les tenant entre le pouce et l'index. Lorsque le tégument est devenu dur, les coupes ne s'obtiennent plus que difficilement et il est nécessaire de modifier le procédé opératoire. On sectionne alors les ovules à la moitié environ de leur hauteur avec des ciseaux, et on en retire au moyen de pinces la partie supérieure du sac embryonnaire et du nucelle. Puis à travers ces parties molles on peut très bien faire maintenant des coupes longitudinales.

Il ne faut employer qu'avec précaution les réactifs colorants, car ils se fixent sur tout le protoplasma de l'œuf et le rendent opaque. — Nous examinons d'abord, à un faible grossissement, la coupe longitudinale d'un ovule apte à être fécondé. Cet ovule est sectionné tout entier, avec son tégument, perpendiculairement à sa surface d'insertion, et suivant sa ligne médiane (fig. 104). On y voit le tégument (*t*), destiné à former l'enveloppe de la graine; il se détache du nucelle vers la moitié de sa hauteur; le nucelle, au sommet duquel se remarquent le mamelon d'imprégnation et les grains de pollen (*p*) déjà enfoncés dans son tissu. Quelquefois on a la bonne fortune de rencontrer des tubes polliniques (*t*) traversant la partie supérieure du nucelle et arrivant jusqu'au sac embryonnaire. Celui-ci (*e*), de forme elliptique, est rempli par l'endosperme (plus exactement le tissu prothallien); les archégones, que l'on a d'abord appelées corpuscules, y sont aussi contenues; leur partie ventrale (*a*) est facile à reconnaître, tandis que le col ne s'aperçoit qu'avec quelque difficulté. L'archégone contient un œuf (*o*), qui, sur les objets conservés dans l'alcool, présente une coloration jaune brun, et, vers son centre, un gros noyau (*n*). Enfin sous l'ovule on remarque l'insertion de l'aile (*s*). — Si nous pratiquons dans le même sens une coupe dans un ovule frais et de même âge que le précédent, nous retrouverons les mêmes

rapports, seulement il pourra fréquemment arriver que le contenu des archégonies soit diffluent. Lorsque la coupe a rencontré quelques archégonies sans les ouvrir, les œufs y apparaissent comme des masses de protoplasma spumoux et jaunâtre dans lesquelles on distingue avec peine un noyau central, qui, même dans les cas les plus favorables, a l'aspect d'une grande vacuole. Les œufs s'altèrent bientôt sous l'influence de l'eau qu'ils absorbent, et, si l'observation doit durer quelque temps, on recommande de se servir comme médium de blanc d'œuf étendu d'eau, auquel on ajoute un peu de camphre (1). Le col de l'archégonie ne se voit que difficilement sur ces préparations; il se compose de deux à quatre étages de cellules; au-dessous se trouve une petite cellule qui correspond à la cellule de canal ventrale des Cryptogames vasculaires; l'œuf se

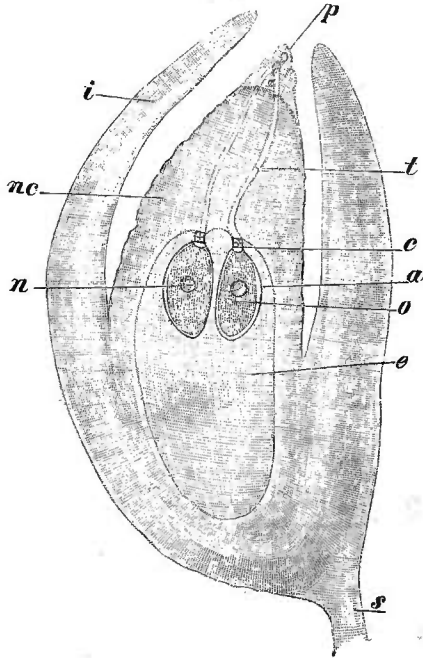


Fig. 101. Coupe longitudinale médiane dans un ovule fécondé du *Picea vulgaris* Lk. — e, sac embryonnaire rempli par l'endosperme; a, partie ventrale d'un corpuscule ou archégonie; c, le canal du col; œ, œuf; n, noyau de l'œuf; nc, nucelle; p, grains de pollen en contact avec le mamelon d'imprégnation; t, tube pollinique qui a traversé le nucelle; i, tégument ovulaire; s, aile de la graine. — Gr. 9.

partage un peu avant la maturité pour la former. La partie ventrale de l'archégonie est enveloppée d'une couche de cellules aplaties, à contenu abondant, semblable à celle que nous avons vue autour du même organe chez les Fougères. Pour nous rendre compte du

1. Strasburger, *Befr. b. d. Conif.*, p. 8.

nombre et de la disposition des archéogones, il faut mener un certain nombre de coupes transversales successives par la partie supérieure de l'ovule. Nous nous assurerons de cette manière que trois à cinq archéogones sont placées en cercle au sommet du sac embryonnaire. Les coupes qui rasent tangentiellement le sac à son extrémité supérieure présentent le col de l'archéogone, vu de sommet, comme une rosette de six à huit cellules. Si les cônes ont été récoltés après la fécondation, il arrive quelquefois que l'on peut suivre jusque dans l'oospore quelques tubes polliniques, et rencontrer à l'extrémité inférieure de chaque oospore une rosette à quatre cellules de laquelle partent quatre tubes réunis qui s'enfoncent très avant dans le tissu prothallien. Les quatre cellules terminales de ces tubes donneront plus tard l'embryon.

La semence mûrit en octobre. Elle se sépare facilement, ainsi que l'aile, de l'écaille fructifère. L'aile s'épanouit à la face interne de la semence, qui s'en détache bientôt en y laissant une large ouverture. Les cellules du tégument séminal, que l'on doit observer sur des coupes transversales et sur des coupes longitudinales, ont les membranes épaissies presque jusqu'à l'oblitération du lumen. Une partie du tissu du prothalle se retrouve dans la semence, avec des cellules exactement remplies de substances de réserve; il représente physiologiquement l'albumen des Angiospermes; il a reçu le nom d'*endosperme*. Il forme un sac enveloppant de toute part l'embryon, excepté à l'extrémité micropylaire, qui reste ouverte et qui loge la pointe de la radicule. Autour de l'endosperme on retrouve les restes comprimés du nucelle. L'embryon se laisse facilement enlever de la semence fendue en long. Il a la forme d'un petit cylindre s'élargissant progressivement vers l'extrémité cotylédonnaire. Il paraît blanc et opaque comme un albumen, parce que ses cellules sont remplies de matière nutritive. Pour étudier les tissus de l'embryon, il faut y faire une coupe longitudinale médiane que l'on traite par l'acide phénique étendu d'alcool. L'image devient très claire, plus même que par la potasse et même l'hydrate de chloral, de sorte que l'on peut suivre les séries de cellules. Nous voyons (fig. 105) que les cotylédons n'atteignent pas tout à fait le tiers de la longueur totale de l'embryon; entre eux et à leur base \uparrow proémine légèrement le

cône végétatif de la tigelle. Celle-ci, désignée sous le nom de *membre hypocotylé* (*h*), se continue sans ligne de démarcation avec la racicule. A ce dernier organe fait maintenant suite un cône végétatif qui n'est que le sommet du plérome de la racine (*pl*), tandis que les séries cellulaires du membre hypocotylé se continuent directement dans les couches paraboliques de la coiffe radriculaire (*cp*). On retrouve ces rapports dans toutes les racines de Gymnospermes (voyez au cône végétatif de la racine du *Thuia*, p. 194). La coiffe est traversée suivant l'axe longitudinal par une colonne (*cl*) formée de cellules tabulaires disposées en séries rectilignes. Dans le membre hypocotylé commence à se différencier le tissu de la moelle (*m*), et autour de celui-ci les cellules allongées de l'anneau procambial (*op*), destiné à donner naissance aux faisceaux libéro-ligneux. Ces cellules peuvent déjà être suivies jusque dans les cotylédons, lorsqu'ils ont été sectionnés suivant leur axe (voyez la figure). — Ainsi les parties essentielles de la plante future sont représentées dès maintenant dans l'embryon.

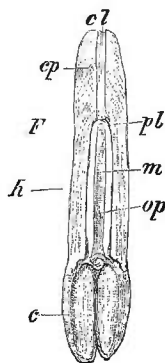


Fig. 108. Coupe longitudinale dans un embryon mûr. — *c*, cotylédons; *h*, membre hypocotylé; *pl*, sommet du plérome; *cp*, coiffe de la racine; *cl*, colonne médiane de cette coiffe; *m*, moelle; *op*, anneau procambial du membre hypocotylé. — Gr. 10.

CHAPITRE XXVIII

L'ANDROCÉE CHEZ LES ANGIOSPERMES

L'ensemble des organes mâles de la fleur des Angiospermes constitue l'*androcée*. Chacune des feuilles transformées qui le composent, ou étamine, est formée d'un pédicelle mince, le *filet*, et de l'*anthère* (1). Celle-ci comprend deux moitiés allongées,

1. Sur la structure de l'étamine et du pollen, voyez v. Mohl, *Ueber den Bau*

placées parallèlement, réunies par l'extrémité du filet ou *connectif*, qu'il vaut mieux considérer comme faisant partie de l'anthère. Dans le tissu de chacune des demi-anthères sont creusées deux cavités appelées les sacs polliniques, qui correspondent à des microsporanges. Nous étudierons d'abord l'étamine d'une Liliacée à grandes fleurs, par exemple de l'*Hemerocallis fulva*, que l'on trouve assez communément dans les jardins. Le filet, coloré en jaune, est très long, s'amincit vers son extrémité supérieure et se termine en pointe au lieu d'insertion des anthères. Celles-ci sont brunes, mobiles au sommet du filet. Le connectif a l'apparence d'une mince bande entre les deux moitiés de l'anthère.

Le pollen mûr et desséché observé au microscope a la forme de grains de café; de couleur jaune, il est orné sur sa face externe de bandelettes saillantes qui s'anastomosent en réseau. Si pendant l'observation on fait pénétrer de l'eau dans la préparation par le bord du couvre-objet, on voit que chaque grain de pollen, dès qu'il est humecté, tend à égaliser sa surface, et prend la forme d'un ellipsoïde aplati latéralement. La partie de membrane primitivement déprimée, d'une épaisseur relativement considérable, est incolore et sans sculpture; elle se termine nettement du côté de la partie brune qui porte les épaissements réticulés. La mise au point exacte d'un grain de pollen convenablement placé, montre qu'il n'est enveloppé que d'une pellicule simple, dont la partie incolore s'amincit au bord et se continue directement avec la partie colorée. Entre les grains de pollen il existe toujours, dans les préparations, une huile d'un jaune orangé qui adhère même à la surface des grains, et leur communique à l'état sec leur coloration jaunâtre. Le contenu des

und die Formen der Pollenkörner, 1834. — Fritsche, *Ueber den Pollen*. Mémoires des sav. étrang., 1836. — Naegeli, *Zur Entwicklungsg. d. Poll. bei den Phan.*, 1842. — Schacht, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, II, p. 109. — Warming, in *Hanstein's bot. Abh.*, II, fascicule II. — Strasburger, *Befr. und Zellth.*, p. 15, et *Bau der Zellhäute*, p. 86. — Elfving, *Jen. Zeitschr. f. Naturw.*, XIII, p. I. — Göebel, *Grundz. d. Syst.*, etc., p. 398. — Luerssen, *Grundz. d. Bot.*, 5^e édition, p. 359; *Med. Pharm. Bot.*, II, p. 198. — Prantl, *Lehrb. d. Bot.*, 4^e édition, p. 192. — On trouvera les autres sources dans les ouvrages cités.

grains de pollen paraît gris, finement granuleux. Au bout de peu de temps, après que le grain de pollen s'est lentement gonflé, il finit par éclater et son contenu se répand dans l'eau sous la forme d'une traînée vermiculée. Dans une solution de sucre suffisamment concentrée, les grains s'arrondissent sans éclater et peuvent être observés longtemps intacts. — Si l'on soumet des grains de pollen à l'action de l'acide sulfurique concentré, la partie plane, incolore de leur membrane se dissout immédiatement, tandis que l'autre résiste; celle-ci est donc cutinisée. La partie cutinisée a pour fonction de protéger le grain de pollen tout entier lorsque, sorti de l'anthère, il est encore plissé. Sur des grains secs, les bords de la partie de membrane cutinisée se rejoignent tout le long d'une fente, sous laquelle se trouve un repli formé par la partie non cutinisée. Celle-ci n'apparaît à la place du hile que lorsque le grain de pollen commence à se gonfler et à émettre le tube pollinique. Il est impossible de distinguer une couche spéciale interne et une externe, une intine et une exine, dans le grain de pollen de l'Hémérocalle. Cependant la partie cutinisée de la membrane remplit le rôle d'exine, et la partie demeurée cellulosique se comporte comme l'intine, dans les cas où cette dernière existe. — Sous l'influence de l'acide sulfurique, la structure de la membrane cutinisée apparaît très nettement. Observée par le dessus à un fort grossissement, elle présente un réseau méandrique formée par des bandelettes élégamment ondulées. Dans beaucoup de mailles on aperçoit un corps bleu à contours irréguliers, qui représente une gouttelette d'huile, auparavant jaune, mais qui a bleui au contact de l'acide sulfurique. La partie de membrane cutinisée est elle-même devenue jaune. En coupe optique, on reconnaît une couche fondamentale sur laquelle reposent les bandelettes saillantes. Après une action de quelques heures de l'acide sulfurique, la membrane se colore en rouge brun, pendant que le contenu du grain de pollen prend une coloration rose, réaction que manifeste le plus souvent le protoplasma au contact de l'acide sulfurique (1).

Étudions maintenant les anthères mûres et, pour cela, prati-

1. Sachs, *Bot. Zeitg.*, 1862, p. 242.

quons des coupes transversales minces à travers un bouton à fleur arrivé aux deux tiers à peu près de son développement. Puis avec des aiguilles enlevons de la préparation les coupes des feuilles périgonales. Nous trouverons probablement dans la préparation des sections d'anthères qui, malgré l'âge peu avancé de la fleur, se seront déjà ouvertes par la pression du rasoir. L'image obtenue (fig. 106 A) servira pour notre examen. Les valves des sacs polliniques se sont déjà détachées de la cloison (*p*) qui partage en deux chaque moitié de l'anthère. Les deux demi-anthères

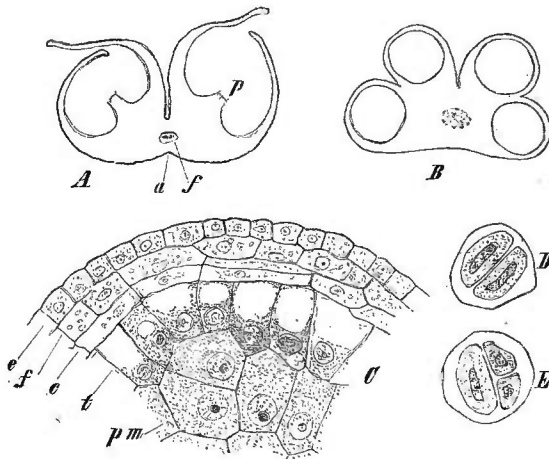


Fig. 106. *Hemerocallis fulva*. — A, coupe transversale dans une anthère presque mûre dont les loges ont été ouvertes pendant la section; *p*, cloison de séparation des loges; *f*, faisceau libéro-ligneux du connectif; *a*, sillon du connectif. Gr. 14. — B, coupe transversale dans une jeune anthère. Gr. 28. — C, fragment plus grossi de la coupe précédente; *e*, épiderme; *f*, cellules donnant la couche fibreuse; *c*, couche destinée à disparaître; *t*, couche épithéliale intérieure qui se dissoudra plus tard; *pm*, cellules mères du pollen. Gr. 240. — D et E, cellules mères de pollen en voie de division. Gr. 240.

sont reliées par un mince connectif, parcouru par un faisceau libéro-ligneux (*f*). Si l'on observe la coupe transversale à un plus fort grossissement, on voit que les anthères sont recouvertes d'un épiderme à cellules aplaties, remplies d'un liquide violet, et dont les membranes externes sont voûtées vers le dehors. Au bord des parois valvaires, à l'endroit où a lieu leur séparation de la cloison médiane, les cellules épidermiques diminuent rapidement de hauteur. Des stomates sont distribués sur toute la

surface de l'anthère ; au-dessous de chacun d'eux se trouve une petite cavité respiratoire. A l'épiderme fait suite vers l'intérieur une couche unique de cellules assez hautes, munies d'épaississements annelés, spiralés ou anastomosés en réseau, qui constitue ce qu'on a appelé la couche fibreuse. Vers la face dorsale des anthères, la paroi des sacs s'épaissit progressivement, et la couche des cellules fibreuses devient double. Le reste du corps de l'étamine est formé exclusivement de cellules fibreuses ; il n'y a que les cellules qui enveloppent le faisceau du connectif et celles (*p*) qui forment la cloison de séparation entre les deux sacs polliniques qui ne présentent pas de bandes d'épaississement. — Pour obtenir des coupes superficielles des anthères, nous emploierons encore un bourgeon floral aux deux tiers développé. Elles nous montrent que sur les parois valvaires des loges les cellules épidermiques sont étendues suivant l'axe longitudinal de l'organe ; les cellules fibreuses sont au contraire allongées radialement. Il n'en est pas de même au dos de l'anthère, où les cellules fibreuses deviennent à peu près isodiamétriques. Sur les valves, les bandes d'épaississement s'amincissent sur la face externe des cellules fibreuses et ne s'y aperçoivent même souvent qu'avec peine. Par la dessiccation, les cellules de la couche fibreuse se contractent tangentiellement par rapport à l'organe, une contraction radiale étant empêchée par les bandes d'épaississement. A la face externe, où les bandes ne sont presque pas développées, la contraction tangentielle est plus forte qu'à la face interne, ce qui produit la courbure des parois des loges vers le dehors et la déhiscence des sacs polliniques (1). Fréquemment l'épaississement de la membrane des cellules fibreuses n'a lieu chez les Angiospermes, de même que dans le *Taxus*, que sur les faces internes et sur les faces latérales, de sorte que les bandes d'épaississement offrent la figure d'un U ou d'une corbeille ouverte vers le dehors. Il est clair qu'une telle répartition de l'épaississement facilite encore le renversement au dehors des parois des sacs polliniques.

Pour établir d'une manière précise les rapports du filet avec l'anthère, exécutons une coupe longitudinale médiane passant

1. Voyez Leclerc du Sablon, *Ann. des sc. nat., Bot.*, 7^e série, I, p. 97.

entre les deux demi-anthères. On voit que le filet s'amincit fortement près de son point d'insertion ; son faisceau entre dans le connectif, où il se continue presque jusqu'au sommet en se rétrécissant peu à peu. Les cellules non fibreuses entourant le faisceau, que nous avons vues sur la coupe transversale, se continuent jusque dans le filet. — Si l'on veut obtenir des coupes transversales de sacs polliniques fermés, il faut, à partir de l'état que nous avons examiné, redescendre autant qu'il est nécessaire vers des fleurs de plus en plus jeunes (fig. 106, B).

Dans des boutons à fleur d'environ 6 à 7 millimètres de longueur, où les anthères sont encore loin de leur développement définitif, la paroi des loges se compose uniquement, outre l'épiderme (fig. 106 C, e), de deux à trois couches de cellules aplaties (f, c) et d'une seule couche de cellules plus grandes, étendues radialement (t) qui forment l'épithélium interne de la loge (1). Ce dernier enveloppe entièrement le sac pollinique, rempli par les cellules mères polyédriques du pollen.

La naissance des grains de pollen sera observée sur des bourgeons floraux d'un centimètre environ de longueur dont on fera des coupes transversales. Les cellules mères du pollen y sont déjà parfois isolées les unes des autres et en état de division. Ces cellules se reconnaissent à leurs membranes blanches, épaisses et très réfringentes ; leur contenu s'est divisé en deux, quelquefois en quatre cellules, suivant des plans perpendiculaires entre eux (fig. 106, D, E). Les grains de pollen se forment par conséquent comme les spores, par quadripartition à l'intérieur de leurs cellules mères. L'épithélium qui tapisse intérieurement la paroi des anthères, et qui provient de la couche la plus interne (t) du sac pollinique, est remplie par un protoplasma coloré en jaune brun. Dans des fleurs immédiatement plus âgées, les membranes des cellules mères se sont déjà dissoutes et les jeunes grains de pollen sont devenus libres ; les cellules épithéliales ayant réparti leur contenu entre les grains de pollen ont en partie cessé d'exister. La couche de cellules aplaties (f) située sous l'épiderme s'est beaucoup accrue et a formé la couche fibreuse, pendant que la couche plus interne (c)

1. Warming dans *Hanstein, Bot. Abh*, t. II, 2.

a été écrasée et désorganisée. Finalement, ainsi qu'on peut l'observer sur des fleurs encore un peu plus avancées, la partie non employée du protoplasma des cellules épithéliales a pris une coloration jaune brun intense et l'aspect brillant des corps gras ; elle forme la substance huileuse qui adhère à la surface des grains de pollen.

Les anthères des diverses espèces de *Lilium* présentent la même structure que celles de l'*Hémérocalle* ; cependant la marche de leur différenciation est plus lente. Dans des boutons longs de deux centimètres des *Lilium candidum*, *croceum* et autres, les cellules mères du pollen commencent seulement à se diviser. Sur des coupes transversales dans des fleurs fraîches non épanouies, on distingue parfaitement les grandes cellules épithéliales internes à la coloration jaune brun de leur contenu. Les cellules sous-épidermiques, comme d'ailleurs toutes celles qui se muniront plus tard de bandelettes d'épaississement, sont remplies de grains d'amidon.

Le *Funkia ovata* constitue aussi un sujet d'étude très favorable et se comporte comme l'*Hemerocallis* et le *Lilium* ; de même aussi l'*Agapanthus umbellatus*. La Tulipe et la Jacinthe orientale peuvent aussi être employées avantageusement. Dans la Tulipe le filet s'amincit tellement que les anthères peuvent tourner sur son extrémité ; dans la Jacinthe les anthères sont presque sessiles et posées directement sur le périgone.

Bien que la fleur du *Tradescantia virginica* ne se sectionne que difficilement, nous l'étudierons cependant, à cause de la structure spéciale de ses grains de pollen. Des coupes transversales dans un bouton à fleur ayant atteint environ les deux tiers de sa longueur définitive font voir que les deux demi-anthères sont séparées par un connectif très développé latéralement. Les parois des sacs polliniques sont dès maintenant réduites à deux couches cellulaires, et les bandelettes d'épaississement de la couche interne existent déjà. Les jeunes grains de pollen sont enveloppés dans une substance jaune brun, dont la formation aux dépens des cellules épithéliales internes nous est connue. La cloison de séparation des sacs polliniques prend ici un grand développement et procémine tellement que le sillon qui d'habitude se trouve entre les sacs polliniques est presque effacé. La

couche fibreuse se termine brusquement au lieu d'insertion de la paroi des sacs sur leur cloison de séparation; c'est à cet endroit que se produit plus tard la déhiscence. Les cellules épidermiques sont aussi disposées longitudinalement au-dessus des loges, et les cellules fibreuses radialement; les bandelettes d'épaississement manquent le plus souvent sur la membrane externe de ces cellules.

Si nous examinons à la loupe les étamines d'une fleur prête à s'ouvrir, nous voyons que les anthères, d'un beau jaune soufre, sont portées sur des filets violets recouverts de poils de la même couleur. Les grains de pollen secs sont plissés latéralement (fig. 107 A). Dans l'eau les plis s'égalisent et les grains de-

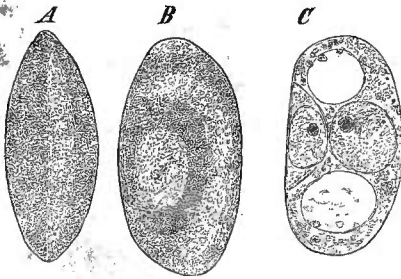


Fig. 107. *Tradescantia virginica*. — A grain de pollen sec; B, dans l'eau; C jeune grain de pollen dans l'eau, montrant la cellule reproductrice. — Gr. 540.

viennent presque elliptiques, mais cependant plus fortement voûtés du côté du pli. Leur membrane est ornée de sculptures finement méandriques qui s'étendent sur toute sa surface; le côté qui a été plissé ne se distingue que par une coloration plus claire et une plus faible cutinisation. Dans le contenu granuleux on remar-

que deux taches homogènes plus claires (B); ce sont les deux noyaux cellulaires, dont l'un paraît vermiforme et l'autre elliptique. Le reste du contenu est régulièrement granuleux. Les grains de pollen ne tardent pas à éclater, et leur contenu, ainsi que leurs noyaux, se répand au dehors. On peut voir très bien les deux noyaux en écrasant des grains de pollen dans une goutte de vert de méthyle acétique ou de vert d'iode acétique. Le noyau vermiforme se colore très fortement et s'allonge beaucoup lors de sa sortie. Si l'on porte les grains de pollen, sans les comprimer, dans les réactifs ci-dessus, les noyaux se voient à leur place naturelle, celui qui est vermiforme très fortement coloré, l'autre moins. Les autres parties du grain de pollen demeurent incolores. — En ajoutant aux grains de pollen en préparation dans

l'eau une goutte de solution d'iode de potassium ioduré, on remarque, en les écrasant, que leur contenu coloré en jaune brun et extravasé renferme de nombreux grains d'amidon petits, maintenant colorés en bleu. — Revenant à de plus jeunes fleurs, extrayons les anthères d'un bouton long de 6 millimètres et comprimons-les sous l'eau; nous verrons qu'une partie des grains de pollen ne possèdent qu'un noyau, et que les autres, semblables à ceux qui sont représentés figure 107, C, en ont deux très rapprochés. Ces deux noyaux sont séparés par une membrane courbée en forme de verre de montre, qui enveloppe un des noyaux avec une petite quantité de protoplasma. La cellule de la sorte circonscrite est presque circulaire à sa base et toujours située sur la face plane du grain de pollen opposée au pli qui se formera plus tard. Dans les fleurs un peu plus vieilles on peut voir que cette cellule s'est séparée de la membrane du grain de pollen et est devenue libre. Elle s'est étendue en longueur et amincie proportionnellement, en même temps qu'elle s'est effilée; le noyau la remplit entièrement, excepté aux extrémités (1). Dans les grains de pollen presque mûrs, l'enveloppe de ce noyau a disparu, de sorte qu'il est devenu complètement libre. s'est encore étendu davantage en forme de ver, se rapprochant de plus en plus de l'aspect de celui figuré en B. La comparaison de ces grains de pollen avec ceux des Gymnospermes pourrait faire croire que la petite cellule doit être prise pour la cellule végétative, tandis qu'en réalité c'est la cellule reproductrice, et c'est son noyau, se colorant davantage, qui joue le rôle actif pendant la fécondation (2). — La différence de coloration entre le noyau végétatif et le noyau générateur est ordinairement plus accentuée que dans le *Tradescantiâ*. — Les observations ci-dessus, lorsqu'elles s'adressent à des états jeunes, peuvent se faire dans l'eau pure; pour les fleurs plus âgées il faut se servir de vert de méthyle acétique ou de vert d'iode acétique. — Les diverses espèces de *Leucoïum* se comportent exactement comme le *Tradescantiâ*.

Si l'on ouvre un bouton à fleur prêt à s'épanouir de l'*Oenothera biennis*, on constate que les anthères sont en pleine déhiscence

1. Voyez à ce sujet Elfving, *Jenaische Zeitschr. f. Naturwiss.*, XIII, p. 12.

2. E. Strasburger, *Neue Untersuchungen über den Befruchtungsvorgang bei den Phanerogamen*, 1884, p. 5.

et ont déjà perdu beaucoup de pollen. Celui-ci est retenu entre les anthères par de petits filaments qui, examinés au microscope, ont l'apparence de cordons très minces, étirés en ligne droite ou ondulés. Les grains de pollen sont opaques à l'état sec; cependant leur forme triangulaire apparaît nettement. Examinés dans l'eau à un fort grossissement, ils font la sensation de corps aplatis, avec trois angles prééminent en forme de mamelons. A la base de chacun de ces mamelons se remarque un épaissement annulaire de la membrane. Le contenu des grains de pollen est finement granuleux; les deux noyaux ne peuvent se démontrer que difficilement dans les grains mûrs. Dans l'acide sulfurique, la membrane se colore en rouge brun. En outre il s'élève de la surface du grain, en formant des plis, une couche externe jaunâtre, mince, séparée d'une couche interne plus épaisse. Ces deux couches se réunissent pour former la membrane des mamelons. Sur leurs côtés cette membrane émet vers l'intérieur de fines dents, de sorte qu'elle paraît comme poreuse. Les filaments fins qui retiennent les grains de pollen résistent à l'action de l'eau, de l'acide sulfurique et de la potasse, et sont aussi insolubles dans l'alcool. Si on traite les grains par une solution d'acide chromique à 25 pour 100, leur membrane se dissout bientôt en commençant par les parties les plus fortement cutinisées; les parties les moins cutinisées demeurent comme des calottes gonflées et incolores recouvrant les mamelons du contenu plasmatique. Plus tard ces calottes sont aussi dissoutes par l'acide chromique, ainsi que les filaments situés entre les grains. Sur les stigmates des fleurs plus âgées on trouvera des grains de pollen qui ont déjà germé. La formation des tubes polliniques procède habituellement d'un seul mamelon; si plusieurs tubes ont été formés, il n'y en a qu'un seul qui se développe. La membrane du boyau pollinique continue directement la membrane du mamelon; on ne peut y distinguer ni intine ni exine (1). Au lieu de l'*Oenothera* on peut aussi bien se servir pour ces études d'un *Epilobium* ou d'un *Fuchsia*.

Nous examinerons encore quelques autres grains de pollen

1. Strasburger, *Bau d. Zellh.*, p. 95; on y trouve l'histoire du développement.

présentant des particularités intéressantes. Les Malvacées sont remarquables par les grandes dimensions des leurs ; nous choisirons ceux de l'*Althæa rosea*. Dans l'eau, ils paraissent sphériques, opaques, recouverts d'aiguillons incolores. Ils deviennent tout à fait transparents dans l'acide phénique et l'hydrate de chloral, beaucoup moins dans l'essence de girofle, encore moins dans celle de citron. Les préparations sont le plus belles dans l'acide phénique, de sorte que nous nous en tiendrons à ce liquide. L'examen du dehors des grains de pollen nous montre que leur membrane incolore est garnie de grandes épines également espacées et entre elles d'épines plus courtes, tronquées et de différentes épaisseurs ; des ouvertures circulaires, régulièrement distribuées, traversent la membrane, dont le fond est finement pointillé. Le contenu des grains de pollen est granuleux ; les noyaux ne se voient que difficilement. La coupe optique équatoriale d'un grain de pollen nous révèle la forme des grandes et des petites épines ainsi que celle des pores de la membrane. Une intine extrêmement mince existe en réalité, mais ne se distingue guère du contenu ; elle se renfle en mamelon au-dessous de chaque pore.

L'acide sulfurique concentré colore rapidement l'exine en rouge brun et fait en même temps apparaître distinctement les détails de sa structure.

Les grains de pollen de la plupart des autres Malvacées présentent la même structure que ceux de l'*Althæa*. Dans le *Malva crispa*, par exemple, espèce très fréquemment cultivée dans les jardins, les grains de pollen sont exactement conformés comme dans l'*Althæa*, avec cette différence que les épines sont toutes semblables ; entre elles sont distribués de nombreux pores ; enfin la membrane paraît finement ponctuée.

Les grains de pollen de grandes dimensions des Cucurbitacées sont toujours cités comme exemple, à cause du couvercle qui ferme les pores de l'exine. Dans l'eau, des gouttelettes huileuses jaunes se détachent de la surface de l'exine ; les grains perdent bientôt leur contenu et la structure de leur membrane devient plus apparente. L'exine porte de grandes épines placées à égale distance les unes des autres, entre lesquelles s'en trouvent de plus petites, nombreuses. Les pores sont circulaires ; les cou-

vercles sont soulevés obliquement ou droit par l'intine, épaissie en papilles sous les pores. On obtient de très bonnes préparations de ces grains dans l'essence de citron, de moins belles dans celle de girofle; d'un autre côté les images dans le chloral hydraté sont préférables à celles dans le phénol. En résumé, les quelques observations précédentes démontrent qu'il faut pour chaque espèce de grains de pollen essayer le liquide éclaircissant le plus favorable. Sur des préparations examinées dans l'essence de citron ou l'hydrate de chloral, on voit facilement, en coupe optique, les rapports du couvercle avec l'exine, dans laquelle il est enfoncé; sous ce couvercle on remarque le gonflement de l'intine. Les gouttes d'huile qui adhèrent aux grains de pollen se colorent en bleu dans l'acide sulfurique; l'exine brunit lentement et les couches sont soulevées par l'augmentation de volume du contenu. L'intine est rapidement dissoute dans le réactif, tandis que l'exine se conserve; enfin le contenu vidé du grain de pollen se colore progressivement en rose comme dans les autres cas analogues. Une dissolution d'acide chromique à 25 pour 100 agit à l'inverse de l'acide sulfurique; l'exine se dissout rapidement; l'intine résiste plus longtemps et apparaît comme une pellicule homogène très fortement gonflée. Le grain de pollen se vide, ce qui facilite encore l'examen de cette membrane.

Comme types des grains de pollen composés qui se rencontrent quelquefois chez les Monocotylédones et chez les Dicotylédones, nous proposerons ceux du *Calluna vulgaris*. Les grains sont réunis par quatre et disposés le plus souvent comme les sommets d'un tétraèdre. La membrane ne présente que quelques élévations et habituellement trois pores par grain. — Les grains de pollen des différentes espèces d'*Erica*, *Azalea* et *Rhododendron* sont semblables à ceux du *Calluna*. — Plusieurs espèces d'*Acacia* et d'autres Mimosées (1) ont les grains de pollen réunis par groupes de 4, 8, 12 et 16; ils peuvent cependant demeurer isolés.

Dans une solution contenant de 5 à 50 pour 100 de sucre et 1,5 de gélatine, les grains de pollen germent le plus souvent avec

1. Rosanoff, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, IV, p. 441. — Engler *ibid*, X, p. 277. On y trouvera le complément de la littérature.

facilité et émettent des tubes qui présentent de très beaux courants protoplasmiques. La germination des grains de pollen provenant de fleurs récemment ouvertes de *Pæonia*, *Staphylea* et de *Tradescantia* a lieu sûrement et rapidement dans une solution contenant 5 pour 100 de sucre et 1,5 pour 100 de gélatine. Les sujets d'études les meilleurs à cet égard sont peut-être les grains de pollen des différentes espèces de *Lathyrus* dans une solution à 15 pour 100 de sucre et 1,5 pour 100 de gélatine. Tous ces liquides nutritifs doivent être récemment préparés ; les expériences réussissent le mieux dans une goutte de la liqueur maintenue dans une chambre humide (pages 249 et 255).

CHAPITRE XXIX

LE GYNÉCÉE CHEZ LES ANGIOSPERMES

Rendons-nous d'abord compte de la structure générale de l'ovaire (1). Nous nous adresserons pour cela à une Renonculacée, par exemple au *Delphinium Ajacis* ou Pied-d'Alouette des jardins. Nous choisirons une fleur déjà un peu passée, dont les enveloppes et les étamines puissent s'enlever facilement, et nous considérerons les trois pistils restés au centre de cette fleur. Déjà une observation sommaire permet de reconnaître à chaque pistil une partie inférieure verte, élargie, l'*ovaire* ; une partie amincie qui le surmonte, ici colorée en rose ; c'est le *style* ; enfin, au sommet du style, le *stigmat*, qui n'est pas très distinct dans ce cas. — Nous ferons d'abord des coupes transversales dans ces trois ovaires et nous les examinerons à un faible grossissement, après y avoir ajouté un peu de solution de potasse. Ces coupes nous font voir qu'il n'y a qu'une seule cavité dans chaque ovaire (fig. 108). Chacun d'eux est évidem-

1. Gœbel, *Grundzüge d. Syst.*, etc., p. 417. Luerssen, *Grundzüge, d. Bot.*, p. 356, et *Med. Pharm. Bot.*, II, p. 244. Prantl, *Lehrb. d. Bot.* 4^e édition, p. 195.

ment formé d'une seule feuille carpellaire repliée et à bords soudés. Cette origine est encore indiquée par la suture longitudinale qui se remarque sur la face de l'ovaire tournée vers

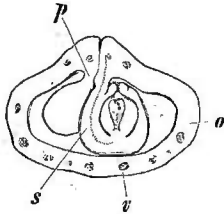


Fig. 108. *Delphinium Ajacis*.
Coupe transversale d'un ovaire.
o, paroi de l'ovaire; v, faisceaux libéro-ligneux qui y sont contenus; p, placenta; s, ovule. — Gr. 18.

le centre de la fleur. Un tel ovaire, formé par un seul carpelle, est dit *monomère*. Lorsqu'un certain nombre d'ovaires monomères se trouvent réunis dans une seule fleur, comme dans notre exemple, la fleur est *polycarpique*. Les ovaires sont ici libres jusqu'à leur base, par laquelle ils s'insèrent sur l'extrémité dilatée de l'axe, ou *réceptacle*. On dit dans ce cas que les ovaires sont *supères*. L'appareil femelle total, composé d'un ou de plusieurs pistils, est appelé *gynécée*. Nos coupes

transversales montrent un sillon sur la face ventrale de l'ovaire, et à un plus fort grossissement, nous pouvons voir l'épiderme externe traverser toute l'épaisseur de la paroi ovarienne, puis se continuer avec celui de la cavité. Nous constaterons aussi ce fait intéressant que l'épiderme interne de l'ovaire a formé des stomates. La paroi de l'ovaire est parcourue par des faisceaux libéro-ligneux dont le plus grand nombre sont situés sur la face dorsale, le plus petit nombre à la face ventrale et aux bords des carpelles. Ces bords sont un peu renflés vers la cavité et forment les *placentas* (p). Sur ces derniers s'insèrent les ovules (s), disposés en deux rangs comme les placentas. Nous reviendrons plus tard sur ces ovules, et dans ce but nous conserverons nos préparations.

Dans la fleur du *Butomus umbellatus* se trouvent, comme dans celle du *Delphinium*, des ovaires multiples, au nombre de six; seulement ces ovaires ne sont libres que dans leur moitié supérieure; dans la moitié inférieure, ils sont soudés latéralement les uns aux autres et ne peuvent être isolés sans déchirure. Le style est très court et porte le stigmate à son extrémité supérieure. Pratiquons maintenant des coupes transversales dans les parties libres et dans les parties soudées des ovaires. L'image que donnent les parties supérieures libres est, au point de vue

de la disposition du carpelle exactement la même que dans le *Delphinium*; la cavité formée par chaque feuille carpellaire reste distincte des autres jusqu'à la base; seulement ici on ne peut pas, comme dans l'exemple précédent, les détacher l'une de l'autre sans les endommager. Le *Butomus* nous offre donc un intermédiaire entre les fleurs monocarpiques et les fleurs polycarpiques, et cet exemple est en même temps très propre à nous conduire aux ovaires à plusieurs loges formés de plusieurs carpelles. En outre, le *Butomus* présente un phénomène nouveau. Les ovules ne sont plus seulement insérés sur les bords, mais plutôt, à l'exception cependant de la ligne médiane, sur toute la surface interne du carpelle; la placentation n'est pas *marginale*, comme chez le *Delphinium*, mais *diffuse*. Les parois tout entières sont recouvertes d'ovules et fonctionnent comme placentas. Aux lieux d'insertion des ovules on voit les petits faisceaux libéro-ligneux qui leur sont destinés; ce sont les rameaux des gros faisceaux situés plus profondément dans le tissu.

L'ovaire des Liliacées est supère; on arrivera aux mêmes résultats, que l'on étudie une Tulipe, une Jacinthe, un Lis ou une Hémérocalle. Chez la Tulipe, les trois lobes stigmatiques reposent directement sur l'ovaire: le stigmate est sessile. La Jacinthe possède un style court et un stigmate petit, obscurément trilobé. Le Lis a un style long, un stigmate à trois lobes. Enfin dans l'Hémérocalle le style, encore plus allongé, porte un stigmate trifide très petit. — Les coupes transversales dans l'ovaire de cette dernière plante démontrent qu'il est à trois loges, composé de trois carpelles soudés formant chacun une cavité close. Ici on ne peut plus reconnaître, ni à la périphérie ni au centre, de distinction entre les tissus des différents carpelles; un épiderme continu recouvre extérieurement tout l'organe; les trois carpelles constituent donc un ovaire polymère à trois loges. Chacune des trois feuilles carpellaires soudées pour le former porte sur ces deux bords deux séries d'ovules, de sorte que les placentas sont situés ici à l'angle interne des loges. La placentation est donc marginale, comme dans le *Delphinium*; en considérant la place des ovules par rapport à l'ovaire, on peut aussi dire qu'elle est *centrale*. Des coupes transversales dans le style de

l'Hémérocalle présentent à leur partie médiane la section d'un canal triangulaire; c'est le *canal conducteur* des tubes polliniques. Trois faisceaux libéro-ligneux correspondent aux trois angles de ce canal. Une coupe longitudinale au sommet du style et qui intéresse par conséquent le stigmate, fait voir que la surface de cet organe est couverte de papilles allongées. Ce phénomène est très fréquent; mais le stigmate de l'Hémérocalle offre encore cette particularité que la cuticule des papilles est soulevée par une formation de mucilage qui s'interpose entre elle et la couche membraneuse interne; finalement cette cuticule est rejetée: — Les autres Liliacées ont aussi un style creux; dans la plupart des plantes cependant il est solide, mais parcouru par un tissu dont les cellules se dissocient facilement ou encore ont des parois gonflées, de sorte que les tubes polliniques peuvent y progresser sans difficultés.

Les fleurs des *Primula* ont un ovaire supère. Elles sont dimorphes: les unes ont un style court et des étamines insérées très haut sur la corolle, tandis que les autres présentent des dispositions inverses. Sur une coupe longitudinale médiane de l'ovaire, l'axe floral paraît se continuer dans la cavité ovarienne, pour y former un renflement ayant la forme d'un chapeau de champignon. Ce chapeau doit en réalité être considéré comme de nature carpellaire (1). Il pénètre par sa partie supérieure dans le tissu conducteur du style. Toute la surface du chapeau est couverte d'ovules. Nous avons donc sous les yeux un exemple de placentation *centrale libre*. La paroi de l'ovaire n'est soudée nulle part avec le placenta. On démontre ce fait au moyen de coupes transversales, sur lesquelles la paroi de l'ovaire se présente comme un anneau libre entourant le placenta. Sur cet anneau on ne voit pas non plus de trace de séparation entre les carpelles qui forment l'ovaire, en sorte que leur nombre ne peut être déterminé; cependant si

1. M. Van Tieghem a démontré par l'étude des faisceaux que la colonne centrale de l'ovaire des Primulacées n'est pas de nature axile, mais qu'elle est formée par les appendices ligulaires soudés des carpelles, dont les limbes constituent la paroi ovarienne, *Ann. d. sc. nat. bot.*, 5^e série, XII, 1869, et *Recueil des savants étrangers*. (Trad.)

on considère que les pièces des autres verticilles de la fleur sont au nombre de cinq, et que dans beaucoup de Primulacées la capsule mûre s'ouvre au sommet par cinq dents, on admettra facilement qu'il y a ici cinq carpelles. Dans le *Primula* lui-même, le nombre des dents par lesquelles s'ouvre la capsule n'est pas déterminé. — Au lieu des Primevères, on peut se servir, pour étudier cette sorte d'ovaire, des différentes espèces de *Lysimachia* et d'*Anagallis*; elles portent aussi leurs ovules sur un placenta central libre.

Il nous reste à examiner un ovaire infère; celui de l'*Epipactis palustris* ou d'une autre Orchidée nous convient parfaitement. Nous en choisirons un jeune, sur lequel cependant les feuilles du périanthe ont déjà commencé à brunir. Les coupes transversales sont très instructives; elles font voir un ovaire à une seule loge, qui porte sur sa paroi externe et à des distances égales trois paires de placentas qui se replient vers l'intérieur et sur lesquels peuvent s'insérer un grand nombre d'ovules. La paroi de l'ovaire est parcourue extérieurement par six côtes proéminentes; trois d'entre elles correspondent aux placentas; les trois autres, les plus fortes, alternent avec eux; ce sont les côtes dorsales. Chaque côte contient un faisceau libéro-ligneux, et en outre on rencontre encore un petit faisceau au lieu de séparation de deux placentas. Nous n'hésiterions pas à considérer un ovaire supère dont la coupe ressemblerait tout à fait à celle que nous avons sous les yeux comme formé de trois feuilles carpellaires, et les paires de placentas comme les bords soudés des carpelles contigus. Il ne peut en être autrement ici, et de plus nous admettrons que les côtes qui alternent avec les placentas représentent les nervures médianes des trois feuilles carpellaires. Seulement dans ce cas les choses sont un peu plus compliquées à cause de la place de l'ovaire. Nous pouvons nous représenter ou bien que les carpelles sont soudés avec l'axe floral creusé, de sorte que la partie externe de la paroi appartiendrait à la tige, et la partie interne aux carpelles, ou bien que tous les verticilles de la fleur sont soudés par leurs bases pour former un organe tapissé intérieurement par les feuilles carpellaires (1). Ces hypothèses n'ont cependant

1. En considérant la course des faisceaux libéro-ligneux, M. Van Tieghem

qu'une valeur phylogénétique, c'est-à-dire que nous admettons que les ovaires infères sont ainsi nés dans les temps les plus reculés. Pour nous, il suffit d'avoir constaté que la structure externe de cet ovaire infère correspond à celle d'un ovaire supère polymère à une seule loge. — Si nous avons à notre disposition une capsule mûre de l'*Epipactis*, nous voyons que, comme chez la plupart des autres Orchidées, la paroi s'ouvre par six fentes longitudinales. Les six bandelettes que séparent les fentes se réunissent à la base et au sommet de l'ovaire. Trois d'entre elles sont larges et fertiles, les autres étroites et stériles. Celles-ci correspondent aux nervures médianes que nous avons vues sur la coupe transversale; elles forment les pièces intermédiaires. Les trois bandes fertiles portent sur leur partie médiane les placentas.

Maintenant que nous connaissons l'anatomie générale de l'ovaire, nous pouvons étudier de plus près la structure des ovules et en même temps la marche de la fécondation chez les Angiospermes. Pour voir les différentes parties de l'ovule, pratiquons d'abord des coupes transversales dans l'ovaire de l'*Aconitum Napellus* ou d'une autre espèce d'Aconit. Nous choisirons une fleur épanouie, et après avoir enlevé les autres parties, nous sectionnerons ensemble les trois ovaires. Il faut veiller à ce que les coupes rencontrent à angle droit l'axe longitudinal de chacun des ovaires. Le nombre des coupes doit être très grand, car ce n'est que par hasard qu'on réussit à obtenir la section médiane d'un ovule. Au cas où la coupe qui contient un ovule ne serait pas assez mince, on l'éclaircirait par un peu de potasse. L'image est presque identique à celle que nous venons de voir dans le *Delphinium*, cependant la structure des enveloppes de l'ovule présente une légère différence qui nous engage à accorder la préférence à l'Aconit. Un ovule sectionné suivant son plan principal nous donne à peu près la figure ci-contre (fig. 109). L'ovaire est monomère et la placentation marginale. L'ovule est suspendu à la surface placentaire par un petit cordon, le *funicule* (*f*), dont une partie, de faible longueur, est libre, et dont

est arrivé à ce résultat que l'ovaire infère est formé par la condescence de la partie inférieure des verticilles externes de la fleur avec le pistil. *Ibid.*, 5° série IX, 1868. (Trad.)

l'autre se soude à l'ovule, formant ce qu'on a appelé le *raphé*. Dans l'ovule nous distinguons une masse de tissu interne conique, le *nucelle* (*n*), qui correspond au macrosporange des Cryptogames vasculaires. Il est entouré de deux enveloppes ou téguments ; l'un interne (*ii*), l'autre externe (*ie*). Le tégument interne, ou *secondine*, est développé tout à l'entour du nucelle, et descend jusqu'à sa base ; le tégument externe ou *primine* se soude d'un côté au funicule, et cesse d'exister comme tel à cet endroit. Le tégument interne ne se referme pas exactement à sa partie supérieure, mais laisse libre un étroit canal, le *micropyle*, qui parvient jusqu'au sommet du nucelle. Le funicule est parcouru par un faisceau libéro-ligneux venant du placenta ; le plus souvent, cependant pas toujours, il peut-être suivi jusque sous le nucelle. Le tissu situé à la base de ce dernier organe, reconnaissable dans cette plante à sa coloration plus elaire, forme la *chalaze* (*ch*).

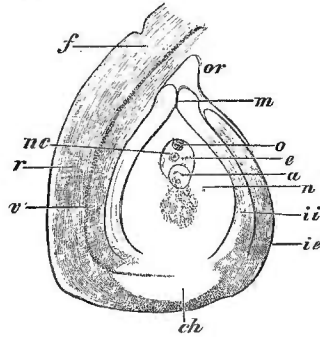


Fig. 109. *Aconitum Napellus*.

Coupe longitudinale médiane d'un ovule : *f*, funicule ; *r*, raphé ; *v*, faisceau du funicule ; *ie*, primine ; *ii*, secondine ; *n*, nucelle ; *ch*, chalaze ; *e*, sac embryonnaire ; *a*, cellules antipodes ; *o*, l'œuf ; *nc*, noyau du sac ; *m*, micropyle ; *or*, paroi de l'ovaire. — Gr. 55.

Dans l'axe longitudinal du nucelle on distingue une grande cellule (*e*) formant un espace creux ; c'est le *sac embryonnaire*. A sa partie inférieure se trouvent quelques cellules sphériques, les *cellules antipodes* (*a*), très développées dans l'Aconit et en général chez les Renonculacées. Sur les coupes le mieux réussies on peut constater qu'elles sont au nombre de trois. Au sommet du sac embryonnaire on voit également une petite cellule, mais seulement sur les coupes exactement médianes ; cette cellule est l'œuf (*o*). L'ovule appartient à la catégorie des anatropes, c'est-à-dire à ceux où le corps de l'ovule n'est pas dans le prolongement du funicule, mais se réfléchit et se soude latéralement avec lui ; il en résulte que le micropyle se rapproche de la base du funicule. Cette forme d'ovule est celle qui se rencontre le plus souvent chez les Angio-

spermes. Si nous comparons maintenant notre préparation du *Delphinium* (fig. 108) à celle de l'*Aconitum* (fig. 109), nous pourrions voir que dans les deux cas la structure de l'ovaire et de l'ovule est presque identique; la seule différence est que dans le *Delphinium* les deux téguments de l'ovule sont soudés en un seul.

On peut aussi, pour obtenir des coupes d'ovules de l'*Aconit*, les détacher de l'ovaire, puis les sectionner isolément entre le pouce et l'index, d'après la méthode qui a déjà souvent été indiquée. Si l'on oriente bien l'ovule entre les doigts, on peut de cette manière obtenir rapidement de bonnes coupes longitudinales médianes. Il vaut peut-être mieux encore, dans ce cas et dans d'autres analogues, inclure les ovules détachés dans la gélatine glycéinée ou le collodion, et les couper seulement ensuite. La gélatine glycéinée doit être presque solide, c'est-à-dire contenir beaucoup de gélatine; on ne peut se servir du collodion qu'avec des objets imbibés d'alcool. On coule la solution de collodion dans de petites boîtes rectangulaires de papier, puis on y plonge les ovules. On abandonne la préparation à l'air libre jusqu'à ce qu'il se soit formé autour du collodion une pellicule résistante; on le plonge alors avec la boîte dans l'alcool à 82° cent. Au bout de quelques heures il a pris la consistance cartilagineuse et peut être coupé. On sectionne ensemble le collodion et l'objet, et l'on porte les coupes dans la glycérine ou la gélatine glycéinée, sans qu'il soit nécessaire d'enlever le collodion. On peut ensuite teindre les coupes au carmin ou à l'hématoxyline, mais pas aux couleurs d'aniline, qui se fixent aussi sur le collodion. Si l'on a reçu le collodion en tablettes solides, il faut évidemment avant l'usage le dissoudre dans un mélange à parties égales d'alcool absolu et d'éther. Pour rendre plus facilement visibles les ovules qui devront être inclus dans la gélatine glycéinée ou dans le collodion, on peut les colorer d'abord à l'hématoxyline aqueuse; puis on les déshydrate par l'alcool absolu avant de les plonger dans le collodion. Les objets qui pour être coupés ont besoin d'être imbibés de collodion seront d'abord traités par une solution très étendue de cette substance, dans laquelle on les laissera plusieurs jours; on les portera ensuite dans une solution plus dense, qui sera celle que l'on coagulera.

Nous arrivons à l'anatomie interne du sac embryonnaire. Le meilleur objet pour cette étude est le *Monotropa Hypopitys* (1), vulgairement Asperge des Pins, petite plante d'un blanc jaunâtre assez fréquente dans les forêts de Pins. Dans beaucoup de contrées elle est très répandue, et est si favorable pour l'étude si difficile du sac embryonnaire, qu'on ne doit reculer devant aucune difficulté pour se la procurer. Elle fleurit en juin et en juillet ; il faut l'employer fraîche, car dans l'alcool elle se colore en brun foncé et devient opaque. D'ailleurs la plante supporte très bien le transport et peut se conserver très longtemps en bon état dans un verre d'eau. Les différentes espèces de *Pyrola* offrent les mêmes avantages que le *Monotropa*, mais leurs ovules sont plus petits. Une coupe transversale dans l'ovaire supère de ce dernier montre qu'il est à quatre loges ; les placentas sont très gonflés et portent des ovules nombreux, petits, disposés en files serrées. Les deux demi-placentas de chaque loge sont séparés par une ligne radiale. A la partie supérieure de l'ovaire ces lignes de séparation arrivent jusqu'au centre, où elles se rejoignent. Nous avons par conséquent quatre paires de placentas qui peuvent être facilement séparés avec des aiguilles. Pour obtenir des ovules, on enlève avec des pinces une partie de la cloison ovarienne et on les détache, au moyen d'aiguilles, des placentas mis à découvert. On les porte dans l'eau pure ou dans une solution de sucre à 3 pour 100, dans laquelle ils se conservent longtemps. Si l'on se sert d'une fleur déjà âgée, dont les étamines soient ouvertes, on trouvera les ovules mûrs, les uns non encore fécondés, les autres déjà fécondés. Entre les ovules se trouvent souvent des fragments de tubes polliniques. Les ovules aptes à être fécondés ont l'aspect représenté par la figure ci-contre (110, A). Ils sont transparents et par conséquent on peut facilement les étudier en coupe optique. Ce sont des ovules anatropes à un seul tégument (i). Leur partie centrale est occupée uniquement par le sac embryonnaire, qui pendant son développement a comprimé et résorbé le nucelle. Trois cellules bien visibles occupent le sommet du sac. Elles forment ensemble l'appareil femelle proprement dit ou *appareil ovifère*, mais n'ont pas toutes

1. Strasburger, *Befr. u. Zellth.*, pp. 34 et 35.

la même valeur ; les deux supérieures sont les *synergides* (fig. 110, *Bs*), l'inférieure est l'œuf (*o*). On peut constater sans difficulté que chacune des synergides contient à sa base une vacuole, et est occupée à son sommet par le protoplasma

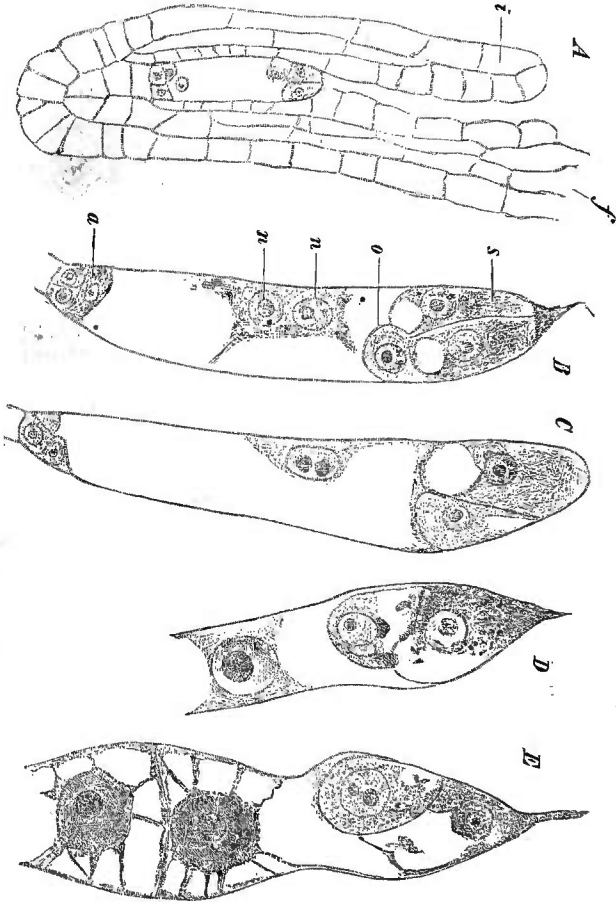


Fig. 110. *Monobrota Hypophysis*. — A, ovule entier avec les restes du funicule *f*; *i*, tégument unique. — B et C, sacs embryonnaires entiers, isolés, dans lesquels on voit les synergides *s*, l'œuf *o* et les noyaux du sac *n*. — D et E, parties supérieures de deux sacs embryonnaires; en E a lieu la première division pour la formation de l'albumeu. — Gr., A 240, B-E 600

et le noyau. L'œuf, au contraire, a la vacuole en haut, le protoplasma et le noyau en bas. On n'aperçoit pas toujours les deux synergides, parce que l'une est souvent cachée par l'autre (fig. 110, C). Dans la région inférieure du sac embryonnaire, on reconnaît quelquefois, bien qu'avec peine, les

trois cellules antipodes, et vers le milieu de sa cavité son noyau propre muni d'un nucléole (fig. 110 A); dans d'autres cas cependant on trouve deux noyaux (B), ou un noyau contenant deux nucléoles (C), ce qui indique que le noyau finalement unique du sac embryonnaire est formé par la fusion de deux noyaux. On reconnaît les ovules où la fécondation a eu lieu aux modifications qu'ont éprouvées les synergides; elles sont devenues toutes deux très réfringentes; cependant il arrive quelquefois qu'une seule s'est ainsi transformée. Un tube pollinique a certainement pénétré jusqu'au sac, et bien qu'il soit extrêmement rare de le retrouver dans le micropyle, on en voit souvent un fragment faisant saillie au dehors. La pointe du tube pollinique s'introduit entre les synergides et arrive jusqu'à l'œuf. Une observation attentive permet de trouver deux noyaux cellulaires (D) dans les œufs qui avoisinent les synergides fortement réfringentes; un plus grand, qui est le noyau primitif de la cellule, et à côté de lui un autre plus petit qui représente un noyau spermatique ou noyau mâle issu du tube pollinique. Ce dernier augmente de volume. En comparant des ovules de différents âges, on peut suivre la fusion du noyau de l'œuf et du noyau spermatique. On voit ensuite un seul noyau embryonnaire à deux nucléoles de grandeurs inégales, dont le plus petit provient du noyau spermatique (E), et finalement un seul nucléole. Pendant que la fécondation a lieu dans l'œuf, le contenu très réfringent de l'une ou des deux synergides décroît progressivement; il est employé, selon toute apparence, à la nutrition de l'œuf. En même temps que ces modifications ont lieu dans l'appareil ovifère, commence dans le sac embryonnaire, par la formation de cloisons de séparation, la production de l'*albumen*. La naissance de ce tissu est donc due ici à des divisions successives de la cellule du sac; dans d'autres cas, au contraire, et même le plus fréquemment, le noyau du sac embryonnaire et ses descendants se reproduisent en restant libres dans le protoplasma pariétal, et ce n'est que plus tard qu'ils s'entourent de membranes de séparation. Le processus qui se présente ici se rencontre en général dans les sacs embryonnaires qui ne s'accroissent que lentement et dans de faibles proportions. Dans ceux au contraire qui prennent rapidement après la fécondation un grand

développement, a lieu d'abord une division des noyaux; puis ensuite, lorsque le sac est arrivé à peu près à ses dimensions définitives, les cellules pariétales s'accroissent vers l'intérieur et en se cloisonnant à mesure arrivent à le remplir à peu près complètement. — Après la fécondation, l'oospore s'enveloppe d'une membrane cellulosique mince, puis bientôt s'allonge en un tube dont la pointe pénètre dans le tissu de l'albumen et y produit un embryon paucicellulaire. — Jusqu'ici nous avons étudié ces premiers débuts de la formation de la graine dans l'eau pure ou dans une dissolution de sucre; nous les traiterons

maintenant, pour mieux faire apparaître les noyaux, par l'acide acétique à 2 pour 100. Nous obtiendrons ainsi le plus souvent des images très nettes, et nous fixerons les différents stades de la division des noyaux, sans cependant nous en occuper sérieusement pour le moment. Les réactifs colorants ne peuvent être recommandés, parce qu'ils teignent aussi les noyaux des téguments et par là diminuent la transparence des ovules.

Au lieu du *Monotropa* on peut se servir, pour ce genre de recherches, des Orchidées (1). La fécondation a lieu chez ces plantes longtemps après la pollinisation, trois à dix jours selon l'espèce, alors que les ovaires ont déjà grossi. Pour étudier sa marche, on ouvre un ovaire, on détache les ovules des placentas et on les porte dans l'eau ou dans une solution de sucre à 3 pour 100. L'ovule mûr est très semblable à celui du *Monotropa*, cependant il a deux téguments et une chambre à air

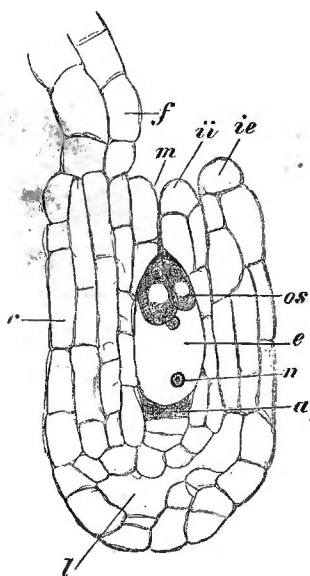


Fig. 111. *Orchis pallens*. — Ovule fécondé : *os*, appareil ovifère; *e* sac embryonnaire; *ii*, tégument interne ou secondine; *ie*, tégument externe ou primine; *l*, cavité aërifère. Les autres lettres, comme dans les figures précédentes. — Gr. 240.

1. Strasburger, *loc. cit.*, p. 55.

dans la région chalazienne (fig. 111). Cette cavité gêne l'observation parce qu'elle se continue entre les deux téguments. Avant d'être soumis à l'observation, les ovules doivent par conséquent être privés par la pompe pneumatique de l'air qu'ils enferment. Le plus souvent une légère pression sur le couvre-objet suffit pour détacher l'air compris entre les deux téguments. Le nucelle est aussi, chez les Orchidées, comprimé par le sac embryonnaire; il n'en reste qu'une calotte de substance très réfringente placée sur le sommet du sac. L'appareil ovifère (*os*) présente la même structure que dans le *Monotropa*, seulement l'œuf est placé un peu plus bas. Il est impossible de voir les cellules antipodés; à leur place on trouve une substance très réfringente, dans laquelle on peut démontrer avec de grandes difficultés trois noyaux cellulaires. Le tube pollinique peut se suivre plus facilement que dans le *Monotropa*, jusqu'aux synergides; les modifications que celles-ci éprouvent ensuite sont les mêmes. On trouve aussi deux noyaux dans l'œuf fécondé. L'albumen n'est à cette époque en général pas formé.

Dans le cas où l'on manquerait de *Monotropa* ou d'Orchidées, on pourrait employer différentes espèces de Gesnériacées (1) à ovules transparents; on recommande surtout le *Gloxinia hybrida*, plante à grandes fleurs habituellement cultivée dans les jardins. L'ovule, à un seul tégument, est tellement transparent, que les deux synergides ainsi que l'œuf pyriforme s'aperçoivent très distinctement. Dans quelques circonstances il se forme deux œufs. Le sac embryonnaire est renflé à sa partie supérieure, tandis qu'il se rétrécit subitement à sa partie inférieure. On ne trouve pas facilement les antipodes.

Une des plantes les plus favorables à l'étude de la fécondation est le *Torenia asiatica* (2), de la famille des Scrophularinées, qui fleurit toute l'année et est cultivée dans tous les jardins botaniques. Elle se recommande à nous parce que le sac embryonnaire fait saillie au dehors du micropyle, et que l'appareil ovifère, sans autre enveloppe que celle du sac, est tout à fait en évidence et à nu. Des coupes transversales dans l'ovaire supère allongé font voir qu'il est à deux loges, et que dans chacune

1. Strasburger, *loc. cit.*, p. 54.

2. Strasburger, *loc. cit.*, p. 52.

d'elles proémine comme un bourrelet le placenta central. Les ovules se présentent en grand nombre. Pour obtenir une préparation on ouvre une des loges de l'ovaire puis, sous

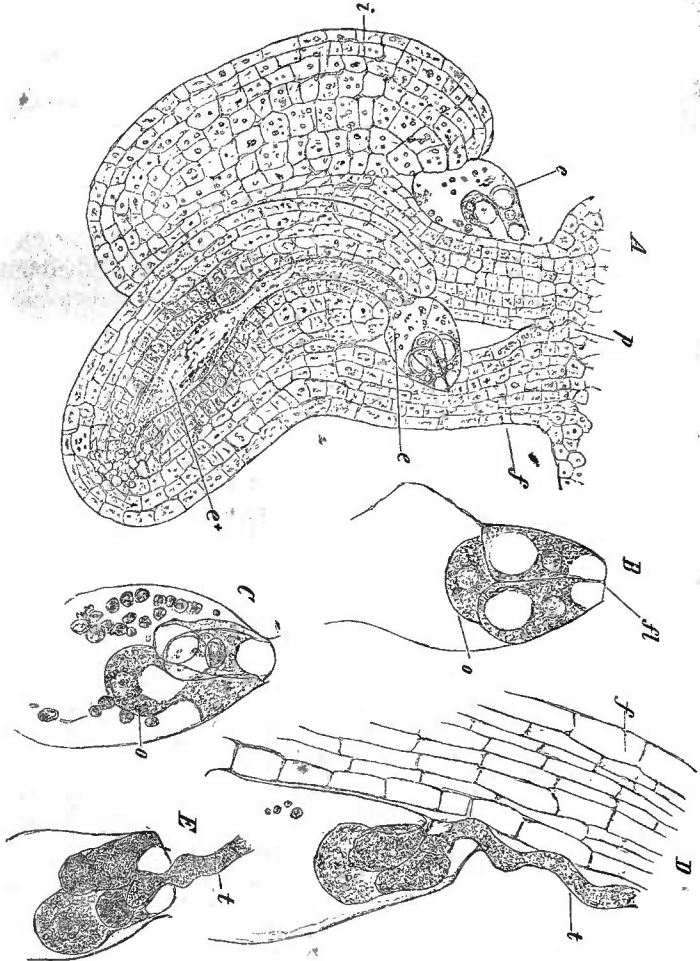


Fig. 112. *Torenia asiatica* : — A, deux ovules attachés au placenta (p); e, sommet libre du sac embryonnaire; e', sa partie élargie à l'intérieur du nucelle; f, funicule; t, tégument de l'ovule. Gr. 240. — B et C, sommet du sac embryonnaire avant la fécondation; H, synergides; o, cent. — D et E ont été dessinés pendant la fécondation; D, avec une partie du funicule /; t, tube pollinique. — Gr. B-E 600 fois.

le microscope à dissection, on détache les ovules du placenta. On emploie avec avantage comme liquide médium de l'eau sucrée à 5 pour 100. Les ovules sont anatropes, ou plus exactement campylotropes, car le sac embryonnaire et le tégument

se courbent à leur partie supérieure (fig. 112, A). La portion libre du funicule (*f*) est assez longue. Il n'existe qu'un seul tégument épais. Le sac embryonnaire (*e*) projette son extrémité supérieure au dehors du micropyle; cette partie saillante se renfle d'abord puis se termine en pointe; elle s'appuie contre le funicule. Il est difficile de suivre le sac embryonnaire à l'intérieur de l'ovule; cependant en ajoutant un peu de solution de potasse on peut se convaincre, lorsque cette substance commence à agir, qu'il est appliqué immédiatement contre le tégument, que d'abord très étroit, il se renfle plus tard en fuseau (*e**), puis s'amincit de nouveau à sa base. Les préparations dans l'eau sucrée permettent de voir au sommet libre du sac embryonnaire les deux synergides et l'œuf, par conséquent toujours trois cellules comme composant l'appareil ovifère. Suivant la situation des coupes on aperçoit quelquefois les deux synergides (fig. 112, B), d'autres fois l'une est recouverte par l'autre (C). Au sommet de chaque synergide se remarque une petite calotte homogène, très réfringente, nettement limitée du côté de la partie postérieure, finement granuleuse; elle a été désignée sous le nom d'*appareil filamenteux*. Elle se colore en violet au contact du chlorure de zinc iodé et se compose par suite de cellulose. Le reste de la substance des synergides et de l'œuf se colore en jaune brun. Une observation attentive montre que la membrane du sac est ouverte au-dessus de l'appareil filamenteux (B, C), qui constitue par conséquent la fermeture de cette cavité. Nous ferons remarquer incidemment que cet appareil se montre particulièrement fréquent chez les Monocotylédones, et qu'il se prolonge souvent jusqu'à une assez grande distance au delà du sac embryonnaire. Les stries longitudinales qu'il porte presque toujours sont produites par de fins pores, remplis d'une substance plasmatique. — Revenons à nos préparations dans l'eau ou dans la solution de sucre, et constatons que dans le cas présent la distribution du contenu dans les synergides et dans l'œuf est la même que dans le *Monotropæ* et l'*Orchis* (B, C). Dans les synergides, les noyaux sont en haut, les vacuoles en bas; l'œuf présente une disposition inverse de son contenu.

Maintenant que nous connaissons la structure de l'ovule, cherchons à suivre les phénomènes de la fécondation dans le

Torenia. Nous devons nous procurer pour cela des fleurs pollinisées. Il se passe environ trente-six heures entre la pollinisation et la fécondation, de sorte que les observations ne doivent commencer qu'un jour et demi ou deux après la première. On détache, comme précédemment, les ovules du placenta, en se servant de la loupe à dissection, mais avec précaution, afin d'obtenir autant que possible des tubes polliniques. On les suit ici avec la plus grande facilité jusqu'à la pointe du sac embryonnaire et de là entre les appareils filamenteux jusqu'à l'œuf (*D, E*). On voit que ces tubes, dirigés d'abord par le placenta, sont conduits plus tard par le funicule à la pointe du sac embryonnaire. Ce dernier exerce une influence directe sur la direction du tube pollinique; on peut donc admettre que les synergides sécrètent une substance particulière qui agit comme excitant sur le boyau pollinique. — Les appareils filamenteux, par suite de leur consistance molle, opposent peu de résistance à l'expulsion du produit sécrété. Dans les cas où ils prennent un grand développement, ils sont traversés par de fins canaux qui conduisent au dehors la sécrétion. Les synergides du *Torenia* se désorganisent après avoir reçu le contact du tube pollinique et, comme on l'a déjà vu, deviennent très réfringentes. Cet objet n'est pas favorable pour continuer à suivre le phénomène.

CHAPITRE XXX

STRUCTURE DE LA SEMENCE DES ANGIOSPERMES

Dans ce chapitre nous nous proposons d'étudier la structure d'une semence mûre, en portant plus particulièrement notre attention sur l'embryon. Une plante propice pour ce genre de recherches est le *Capsella bursa pastoris*, Crucifère qui a été fréquemment utilisée pour les études embryologiques (1). La

1. Voyez Hanstein, *Bot. Abhandl.*, t. 1, 1^{re} livraison, p. 5. Westermaier, *Flora*, 1876, p. 483. Famintzin, *Mém. de l'Acad. imp. d. sc. de St-Petersb.*,

semence est relativement petite, mais offre au point de vue de l'étude du développement quelques dispositions avantageuses. C'est pour cette raison que nous l'avons choisie, malgré les difficultés que l'on rencontre à y faire des coupes lorsqu'elle est mûre. Avant tout il nous faut obtenir une coupe longitudinale médiane, afin de nous rendre compte de la structure microscopique de l'organe dont nous voulons étudier le développement. Ces coupes se font sans trop de difficulté, entre les doigts, lorsqu'on a à sa disposition des objets frais. On y parvient encore mieux en assujettissant la semence entre deux plaques de liège, dans l'intervalle desquelles on fait passer le rasoir. Un autre moyen consiste à coller la graine, avec de la gomme, entre deux morceaux de bois mou de Tilleul ou de Peuplier, dans la position convenable, et une fois cette monture sèche, de couper à travers le bois et la graine. On peut encore fixer la semence, au moyen d'une solution de gomme glycinée, à l'extrémité d'un bâton de moelle de Sureau, et après dessiccation, on sectionne l'objet et la gomme.

Les coupes, obtenues d'une manière ou d'une autre, doivent être examinées dans la glycérine, car dans l'eau l'embryon se gonflerait et sortirait de ses enveloppes. L'embryon (fig. 113 A) remplit toute la semence; il est replié au milieu de sa longueur, de façon que les cotylédons (c) s'appliquent contre l'axe *hypocotylé* (h). Cette disposition est caractéristique de la tribu des Notorhizées, et se représente habituellement par le signe 110. Si la coupe est mince et a été prise dans le plan principal de la graine (comme dans la figure ci-contre A), on remarque à la base, entre les cotylédons, le petit cône végétatif de la tigelle et on peut voir en même temps à l'extrémité de la radicule le revêtement formé par la coiffe. Cette graine ne possédant pas d'albumen, l'embryon est immédiatement appliqué contre les enveloppes séminales. A l'aide d'un fort grossissement, on peut se convaincre qu'elles se composent de trois couches cellulaires (fig. 113, B). La couche interne (a) est formée de cellules ren-

VII^e série, t. XXVI, n^o 10. Kny, *Bot. Wandtafeln*, I, p. 20. Tous les travaux embryologiques ont été réunis par Goebel, *Vergl. Entwicklungsgeschichte*, in *Schenk's Handb. d. Bot.*, III, p. 165 et suivantes.

fermant une substance granuleuse, munies de membranes presque incolores et relativement peu épaisses. Au contact d'une solution iodée les granules se colorent en jaune brun; ce sont par conséquent des grains d'aleurone. La deuxième couche (c) comprend des cellules dont les membranes sont colo-

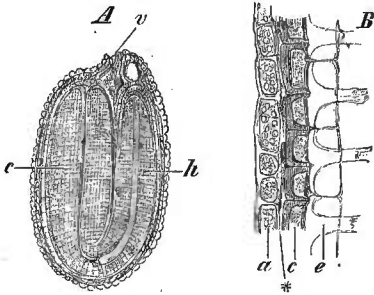


Fig. 113. *Capsella bursa pastoris*.

A, coupe longitudinale de la graine mûre; h, membre hypocotylé; c, cotylédons; v, faisceau du funicule. Gr. 26. — B, partie d'une coupe longitudinale dans le tégument séminal ramolli dans l'eau; e, épiderme gonflable; c, couche fortement épaissie et colorée en brun; * couches cellulaires écrasées; a, la couche à aleurone. Gr. 240.

rées en brun très foncé et épaissies presque jusqu'à l'oblitération du lumen.

La couche externe a, dans la glycérine, l'apparence d'une pellicule homogène, incolore; les cellules qui la composent sont très aplaties et l'on peut à peine y reconnaître une cavité. Entre la couche interne et la couche moyenne on distingue souvent encore une assise cellulaire aplatie (*) ayant l'aspect d'une lamelle anhyste. En examinant du

dehors, les enveloppes on aperçoit facilement les contours des cellules polygonales, tabulaires de la couche externe; elles sont séparées quelquefois par des méats remplis d'air. Au centre de chacune d'elles se voit une partie assez mal délimitée et très réfringente. Les membranes de la couche cellulaire moyenne (c) sont brunes, très épaisses et les cellules sont seulement un peu plus petites que celles de la couche externe. Par contre, celles de la couche interne, à aleurone, sont beaucoup plus petites et à membranes peu épaisses. — Si on laisse arriver de l'eau à la coupe par les bords du couvre-objet, on voit les cellules de la couche externe se gonfler rapidement et se voûter vers le dehors; à leur centre on remarque une petite colonne très réfringente. Le lumen n'existe plus; la cellule est entièrement comblée par les couches d'épaississement de sa membrane, dont les internes sont très réfringentes, tandis que les externes ne le sont que peu. Ces couches internes d'épaississement

forment la columelle centrale, qui fait très fortement saillie à la surface de la graine, en même temps que les espaces intercellulaires disparaissent. Les membranes gonflées laissent voir le plus souvent une stratification nette. Si l'eau continue à arriver à la préparation, la cuticule des cellules se brise et les couches d'épaississement externes s'échappent au dehors, se répandant comme un mucilage incolore dans l'eau ambiante. La columelle demeure, marquant le centre de chaque cellule (fig. 113, *Be*). Elle s'est beaucoup gonflée, et à son sommet se voient les restes des couches d'épaississement dissoutes. Les lamelles moyennes latérales restent et, attendu qu'elles ne se gonflent pas, elles paraissent maintenant moins hautes que les colonnettes. La figure 113, *B*, qui représente une coupe des enveloppes de la graine, montre tous ces détails. On peut se rendre compte rapidement de ces phénomènes de gonflement, en examinant d'abord les coupes dans l'alcool, puis en y faisant pénétrer de l'eau sans cesser l'observation. — Cette gélification des membranes, dans les couches externes de la semence et des fruits, est un phénomène relativement fréquent, qui permet à ces organes de se coller aux corps étrangers et de s'y fixer pour germer; d'un autre côté, ce mucilage retient à la surface de la graine une certaine quantité d'eau.

La section de la graine mûre offrant quelques difficultés, nous pouvons, si nous voulons nous en tenir à la position et à la structure de l'embryon, nous contenter de coupes dans des semences incomplètement mûres et encore molles, et étudier seulement les enveloppes sur des graines tout à fait mûres.

Maintenant que nous connaissons l'organisation de la graine mûre, nous pouvons commencer l'étude des états plus jeunes. Nous plongerons les graines en entier dans une solution de potasse, ce qui les rend transparentes presque jusqu'à leur maturité et permet d'étudier commodément l'embryon dans leur intérieur. Cet embryon se colore, dans la potasse, en beau vert, parce que les grains d'amidon se gonflent et deviennent transparents, laissant voir ainsi les grains de chlorophylle. Si nous examinons des sujets de plus en plus jeunes, nous remarquons que l'embryon, et notamment ses cotylédons, se raccourcit de plus en plus. Il se retire toujours davantage de la moitié infé-

rieure repliée du sac embryonnaire. De jeunes semences retirées de silicules ayant environ, sans le pédoncule, 5 millimètres de longueur, montrent l'embryon comme un petit globule cordiforme. Les deux petits tubercules antérieurs, écartés l'un de l'autre, représentent les ébauches des cotylédons. — En même temps que nous suivons le développement du germe, nous constatons que l'albumen n'est encore formé qu'aux deux extrémités du sac embryonnaire, et apparaît, surtout dans la région chalazienne, comme une petite masse de tissu colorée en vert. Elle n'est atteinte par les cotylédons que dans les semences presque mûres, puis est résorbée par eux. Nous pouvons également constater que le testa provient des deux couches cellulaires de la primine et de la couche cellulaire interne de la secondine. Cette dernière couche se distingue de bonne heure par l'abondance du contenu de ses cellules. Les assises cellulaires placées entre cette couche interne et la primine sont progressivement comprimées, de sorte que finalement elles forment la pellicule située entre la première et la deuxième couche de l'enveloppe de la graine mûre.

Pour nous rendre compte de la structure de l'appareil ovifère dans un ovule apte à être fécondé, il faut nous servir d'objets durcis dans l'alcool, que nous éclaircirons à notre gré par une addition ménagée de potasse. Nous constaterons ainsi la présence dans l'appareil ovifère de deux synergides et d'un œuf, mais les cellules antipodes sont très difficiles à voir. La structure de l'ovule peut se suivre sans difficulté sur des objets frais examinés dans l'eau et rendus transparents par l'addition d'une quantité minime de potasse. L'ovule est campylotrope, c'est-à-dire que le nucelle et le sac embryonnaire sont recourbés, comme on peut le voir sur des états plus avancés. Le tégument externe comprend deux couches; le tégument interne en a deux dans sa partie supérieure et trois plus bas. Le nucelle a déjà été résorbé, de sorte que le sac embryonnaire s'applique directement au tégument interne. Le funicule acquiert une assez grande longueur; il est parcouru par un faisceau libéro-ligneux qui se termine dans la chalaze et peut encore être vu sur la graine mûre (fig. 113, *Av*). Les premières phases du développement de l'embryon peuvent être avantageusement étudiées sans addition de potasse sur des

états un peu plus avancés. On constate que l'oospore fécondée s'accroît en un seul filament allongé, le *proembryon*, composé d'environ dix cellules, dont la supérieure, c'est-à-dire la plus éloignée du micropyle, s'arrondit pour former l'embryon, tandis que le reste du filament constitue le suspenseur. La cellule inférieure du suspenseur, ou cellule d'attache, se gonfle et forme une vésicule que nous retrouvons encore à la maturité de la graine.

Le tissu de la chalaze augmente de volume, en même temps que le contenu de ses cellules prend une teinte foncée. Bientôt on aperçoit les cellules vertes de l'albumen, qui entourent en petit nombre l'extrémité micropylaire de l'embryon. — Sur ces préparations, on peut déjà constater que la cellule sphérique qui doit former l'embryon se divise par deux cloisons longitudinales perpendiculaires l'une à l'autre, puis ensuite à la moitié de sa hauteur par des cloisons transversales. Elle est partagée ainsi en huit octants, dans lesquels de nouvelles cloisons anticlines et périclines se suivent bientôt en alternant. La petite sphère embryonnaire s'accroît de la sorte en augmentant le nombre de ses cellules, commence ensuite à s'aplatir, et émet enfin les cotylédons à son extrémité antérieure. Ceux-ci se touchent par leur base, et ce n'est que plus tard que se forme entre eux le cône végétatif de la tigelle.

Nous choisirons, pour l'étude de l'embryon des Monocotylédones, le Plantain d'eau (*Alisma Plantago*) (1), plante très propre à ces recherches et qui a été pour cela fréquemment employée. Il faut avant tout connaître la semence mûre. La fleur de l'*Alisma Plantago* renferme de nombreux ovaires monomères : elle est polycarpique. Ces ovaires, étroitement serrés les uns contre les autres, forment un fruit syncarpé à contours triangulaires. Chacun des fruits partiels est très aplati, mais assez épais à son extrémité supérieure; ils sont obovales de profil et portent sur le dos un sillon médian. Au bord ventral de chacun des carpelles, vers le centre du fruit composé, on voit à la moitié de la hauteur un petit appendice court (fig. 114,

1. Hanstein, *Bot. Abhandl.*, I, p. 33; Famintzin, *Mém. de l'Acad. imp. d. sc. de St-Petersb.*, VII série, XXVI, n° 10, p. 4.

st), filiforme, qui représente le style desséché. Pour continuer nos recherches, nous choisirons un fruit mûr que nous sectionnerons en long au moyen du rasoir, en le plaçant entre les deux moitiés d'un bouchon de liège fendu. Nous obtiendrons de cette façon des coupes médianes plus facilement qu'entre les doigts, à cause de la dureté des parois du fruit. En même temps nous ferons quelques coupes transversales entre deux morceaux de liège, de la manière qui a déjà été indiquée. Les coupes longitudinales doivent être étudiées dans de l'eau à laquelle on ajoute un peu de potasse; pour les coupes transversales l'eau pure suffit. L'expulsion de l'air, qui gênerait l'étude des enveloppes sur les coupes longitudinales, se fera à l'aide de la pompe pneumatique ou par une courte immersion des coupes dans l'alcool. Les coupes longitudinales seront ensuite portées dans l'acide phénique, et de cette manière on obtiendra des images très satisfaisantes. — Une bonne coupe longitudinale reproduit la figure 114. On y voit d'abord l'enveloppe relativement épaisse du fruit ou *péricarpe*, recouverte sur sa face externe par un épiderme (*ep*), qui sur des coupes minces se distingue nettement et par cette raison a été considéré comme une couche spéciale, l'*épicarpe*. A l'épiderme fait suite un tissu parenchymateux formé de cellules remplies d'air, mais reliées sans méats, à membranes modérément épaisses et sensiblement isodiamétriques, c'est le *mésocarpe* (*m*). Toujours en allant vers l'intérieur on rencontre plusieurs couches d'éléments sclérenchymateux allongés qui constituent l'*endocarpe* (*en*). Une coupe longitudinale exactement médiane traverse, à la face dorsale du péricarpe, un canal à mucilage confinant à l'épiderme et qui se voit surtout bien sur les fruits non mûrs; sur ceux qui sont arrivés à maturité il paraît avoir perdu son contenu et ne se distingue plus qu'avec peine des tissus qui l'environnent. Des coupes longitudinales non exactement médianes mettent à découvert un faisceau libéro-ligneux (*v*), qui, adhérant à l'endocarpe sclérenchymateux, monte au dos du fruit, pour se terminer sur sa face ventrale (en *v**) au-dessous de la moitié de sa hauteur. Sous le point d'insertion du style desséché (*st*), proémine l'arête ventrale du fruit, formée ici par des cellules très allongées. A l'intérieur de ce renflement on voit, dans les cas favorables,

une travée de tissu (*t*) remplie d'air, qui se laisse suivre jusqu'à la base de la cavité ovarienne. C'est la voie qu'ont suivie les tubes polliniques pour arriver jusqu'au micropyle. Celui-ci étant tourné vers le dos de l'ovaire, les tubes polliniques ont nécessairement dû contourner le funicule pour y parvenir. — Les différentes parties du péricarpe, c'est-à-dire l'épicarpe, le mésocarpe et l'endocarpe, se distinguent mieux sur les coupes transversales du fruit que sur les coupes longitudinales; le sillon médian du dos y est mis en évidence d'une façon particulièrement nette. La graine remplit presque complètement la cavité ovarienne; elle y est fixée à la base et dans la position axile par un funicule assez long, recourbé (*f*), parcouru par un faisceau libéro-ligneux (*fv*).

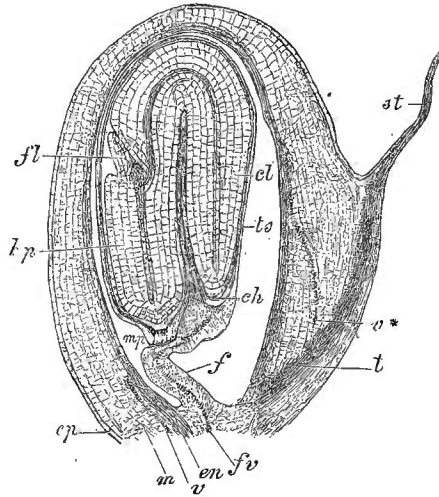


Fig. 114. *Alisma Plantago*. — Coupe longitudinale médiane d'un fruit mûr : *ep*, épicarpe (épidérme); *m*, mésocarpe; *en*, endocarpe. Ces trois couches composent la paroi du fruit ou péricarpe. *v*, faisceau libéro-ligneux du péricarpe; *v**, sa terminaison; *st*, reste desséché du style; *t*, tissu conducteur; *f*, funicule avec son faisceau *fv*; *mp*, micropyle; *ch*, extrémité chalazienne de l'embryon; *ts*, tégument de la graine ou testa; *hp*, membre hypocotylé; *fl*, première feuille; *cl*, cotylédon. — Gr: 28.

Le tégument, formé d'une seule couche mince, comprend deux assises cellulaires faciles à discerner. Entre elles on voit encore par places une troisième assise écrasée, qui, gonflée par la potasse, s'aperçoit ensuite facilement. L'assise cellulaire la plus profonde a les membranes internes très épaissies. Le micropyle (*mp*), auquel vient aboutir l'extrémité radiculaire de l'embryon, forme une petite saillie à la surface de la graine. Si les coupes de l'embryon sont exac-

tement médianes, on voit que l'extrémité terminée en mamelon de la radicule est recouverte d'une coiffe constituée par quelques assises cellulaires qui se continuent dans l'épiderme de l'axe. Vers la moitié de la hauteur de la graine, l'embryon présente du côté externe une petite échancrure dans laquelle est contenu le cône végétatif de la jeune tige, enveloppé lui-même par la gaine cotylédonnaire. On y voit déjà (sur la gauche de la figure en *f*) le début de la première feuille, remplissant complètement l'échancrure. La partie comprise entre ce cône végétatif et l'extrémité radiculaire est l'axe hypocotylé. Recouvert par un épiderme simple, il présente au-dessous trois couches de cellules disposées en revêtements cylindriques emboîtés, enveloppant un cordon médian de cellules allongées qui va de la pointe de la racine au cône végétatif de la tige. Les trois assises cellulaires concentriques forment le périlème et n'ont au sommet qu'une couche d'initiales communes. Sur elles s'étend le dermatogène, qui paraît se dédoubler pour former les couches de la coiffe. Le cordon central qui constitue le plérome finit à son sommet avec des initiales propres. Le cotylédon se replie sur lui-même vers la moitié de sa longueur et sa pointe réfléchie atteint jusqu'à l'extrémité chalazienne de la graine. Il se compose aussi de couches cellulaires disposées régulièrement en cylindres creux, et est parcouru par un cordon de cellules allongées qui n'est que la continuation de celui du membre hypocotylé; ce cordon s'infléchit légèrement sous le cône végétatif de la tigelle (voyez la figure). Les couches cellulaires de l'écorce passent aussi en s'infléchissant de l'axe hypocotylé dans le cotylédon. Le cordon médian se termine à quelque distance de la pointe cotylédonnaire. On ne retrouve plus aucune trace d'albumen dans la graine mûre; l'embryon, par compensation, a toutes ses cellules exactement remplies d'amidon. — Les coupes transversales de la semence sont faciles à interpréter. On y voit deux sections à travers l'embryon, séparées par une bande mince qui va se perdre dans la couche interne du tégument. La structure de ce dernier est plus distincte que sur les coupes longitudinales. Les coupes transversales de l'embryon montrent très bien la disposition concentrique des couches qui le forment.

Les deux plantes angiospermes que nous venons d'examiner

nous ont présenté des exemples typiques et moyens de la formation de l'embryon chez les Dicotylédones et chez les Monocotylédones. Mais ces deux types sont loin de nous avoir donné une idée de la diversité des cas qui peuvent se présenter. Pour le faire comprendre, il nous suffira de signaler, par exemple, que certains embryons de Dicotylédones n'ont qu'un seul cotylédon (*Carum Bulbocastanum*, *Ranunculus Ficaria*), et que chez quelques Monocotylédones, le cotylédon naît latéralement sur le cône végétatif piriforme (Dioscorées, Commélynées) (1).

CHAPITRE XXXI

LE FRUIT DES ANGIOSPERMES

Nous avons déjà appris à connaître, dans la capsule des Orchidées, formée d'un ovaire infère, un fruit excessivement simple ; dans ce chapitre, nous en examinerons quelques autres de structure plus compliquée.

Une prune mûre (*Prunus domestica*) est recouverte d'un enduit cireux très délicat connu sous le nom de pruine, qui se présente sur l'épiderme vu de face comme un revêtement finement granuleux. Sur ces mêmes coupes tangentielles périphériques on voit en même temps que l'épiderme de la prune est composé de cellules réunies par groupes, dont chacun provient d'une même cellule mère ; elles contiennent un suc rouge rosé. — Sur une coupe transversale mince on remarque sous l'épiderme un parenchyme dont les cellules augmentent d'abord rapidement de grosseur vers l'intérieur, pour prendre après quelques rangs un volume constant. Ces éléments sont arrondis et cependant ne laissent entre eux que des espaces relativement petits. Ils contiennent des grains de chlorophylle de faibles

1. Se reporter pour les sources à Gœbel, *loc. cit.*, p. 409.

dimensions, peu nombreux, d'un vert jaunâtre, une couche pariétale mince de protoplasma, un noyau et un suc incolore. Le tissu parenchymateux qu'ils forment est traversé par de nombreux faisceaux libéro-ligneux qui s'y ramifient. Contre le noyau du fruit, le parenchyme passe à de petites cellules allongées radialement. Pour étudier le noyau il faut d'abord le couper transversalement avec un couteau et préparer avec le même instrument la surface de section sur laquelle on détachera seulement avec le rasoir les coupes microscopiques. Le noyau se compose de cellules à membranes fortement épaissies et lignifiées, formées d'une substance dense parcourue par des canaux ramifiés. L'histoire du développement a appris que le noyau fait aussi partie de la paroi ovarienne ou péricarpe; que l'épiderme de la prune ou épicarpe provient de l'épiderme de l'ovaire; que sa partie charnue ou mésocarpe est formée par les parties moyennes, enfin que le noyau ou endocarpe est une transformation des tissus internes de l'ovaire. Le tissu tout entier de la prune, y compris le noyau, a donc son origine dans la paroi de l'ovaire. Le noyau enveloppe et protège la graine, qui se compose de l'embryon, d'un tégument mince et des restes de l'albumen, conservés entre l'embryon et ses enveloppes. Si on coupe transversalement la graine, on distingue facilement les deux cotylédons, appliqués l'un contre l'autre par leurs faces planes. Une coupe suivant le plan principal de la graine permet de voir entre les deux cotylédons et à leur base le jeune axe, avec son extrémité radicaire s'enfonçant dans le micropyle, et à l'opposé le bourgeon primaire ou *plumule*. En augmentant de volume, l'embryon a refoulé tout le tissu qui l'entourait jusqu'au testa, sur lequel on voit encore près du micropyle les restes desséchés du funicule. Des coupes transversales minces dans la semence font voir que le testa est formé de couches cellulaires écrasées et qu'il porte sur sa face externe des cellules épaissies et proéminentes, isolées ou réunies par groupes. Entre le tégument séminal et les cotylédons on retrouve une couche d'albumen réduite par places à une seule assise cellulaire ou même complètement atrophiée. Les coupes tangentielles périphériques nous montrent que les éléments épaissis et saillants, isolés ou en groupes, appartiennent à l'épiderme du testa. Ils se sont épaissies pendant

que leurs voisins demeuraient minces, et lorsque ces derniers se sont affaissés, ils sont restés en saillie. Les punctuations qui couvrent leurs parois latérales donnent à ces cellules un aspect très élégant. Lorsque deux cellules épaissies sont en contact, leurs punctuations se correspondent. L'étude du développement démontre que l'enveloppe de la graine provient du tégument unique de l'ovule. Deux ovules naissent toujours dans chaque fruit, mais un seul arrive à développement.

Ce que nous avons dit de la prune pourrait se répéter, à quelques différences près, de la cerise; en sorte qu'on peut aussi se servir de ce dernier fruit.

Nous passons à la structure de la pomme, qui se range, comme la prune et la cerise, parmi les fruits charnus indéhiscents. Mais tandis que ces deux derniers sont issus d'un ovaire supère et monomère, la pomme doit au contraire son origine à un ovaire infère, à cinq loges, composé de cinq carpelles. Il ne serait pas légitime de considérer la pomme comme un faux fruit, attendu que les formations dont elle provient ne se distinguent en rien des ovaires infères de beaucoup d'autres plantes. La pomme est couronnée par les cinq sépales et par les restes plus ou moins complètement desséchés des autres parties de la fleur. Sur des coupes tangentielles périphériques on peut voir que l'épiderme de la pomme est formé de cellules polygonales relativement petites, dont le groupement permet de reconnaître encore l'ordre de production. Les membranes des cellules présentent un épaississement assez fort; le suc cellulaire est incolore ou rosé. Un enduit cireux finement granuleux recouvre le fruit; les petites éminences facilement visibles à la loupe que l'on remarque à sa surface portent à leur sommet un stomate. Très souvent le tissu situé sous ces stomates est mort, l'épiderme enlevé, et la blessure fermée par du liège. Pour étudier la structure interne de la pomme il faut faire des coupes radiales minces à toutes les profondeurs. C'est ainsi que l'on peut voir que les membranes externes de l'épiderme sont très fortement épaissies, et qu'au-dessous de ce tissu se trouvent plusieurs couches de cellules allongées dans le sens tangentiel et à membranes passablement résistantes, qui passent peu à peu vers l'intérieur à des cellules plus grandes, à membranes minces, conte-

nant de la chlorophylle. Il n'y a donc pas de limite tranchée entre l'épicarpe et le mésocarpe. Les grains de chlorophylle sont entièrement remplis d'amidon; leur coloration disparaît vers le centre du fruit, en même temps qu'ils deviennent moins nombreux. Les grandes cellules vésiculeuses qui occupent la profondeur du mésocarpe, outre la couche pariétale de protoplasma et le noyau, contiennent un suc incolore. Les espaces intercellulaires renferment de l'air. Le tissu tout entier est parcouru par des faisceaux libéro-ligneux. Les cinq loges qui se trouvent au centre du fruit sont tapissées d'écaillés membraneuses dures et luisantes, qui correspondent au noyau pierreux de la prune et représentent l'endocarpe. Elles sont formées de plusieurs assises de fibres sclérenchymateuses à lumen presque oblitéré, et dont les strates sont traversés par de fins pores. Des coupes tangentielles dans l'endocarpe font voir que les fibres qui le constituent sont irrégulièrement obliques et ondulées, et que dans les différentes assises elles ont des directions opposées. Les cinq loges communiquent souvent au centre, formant ainsi une cavité interne dans laquelle elles s'ouvrent. A la base de chaque loge s'insèrent deux ovules, dont un seul le plus souvent produit une graine, ou bien aussi dont aucun ne se développe.

La semence est presque remplie par l'embryon, très semblable par sa structure à celui de la prune ou de la cerise; le testa brun a cependant une beaucoup plus grande épaisseur que dans ces derniers fruits. Il se compose d'un épiderme à cellules fortement épaissies vers le dehors, à couches externes incolores et avides d'eau, à couches internes brunâtres incapables de se gonfler. Lorsqu'on plonge la graine dans l'eau, les couches gonflables, en augmentant de volume, brisent finalement la cuticule et se bombent vers l'extérieur en forme de papilles. Ce sont elles qui, lorsque la semence est humide, en rendent la surface gluante. Le tissu résistant situé sous l'épiderme se montre formé, sur une coupe transversale, de cellules polygonales arrondies aux angles, à membranes assez épaisses et brunes; elle repose sur une autre couche qui n'a que le tiers de son épaisseur, composée de cellules développées tangentiellment, également brunes, mais moins épaisses que les pré-

éédentes. Elles sont contiguës à une pellicule mince, d'un blanc brillant, qui provient de la membrane épidermique externe du nucelle. Le reste des enveloppes de la graine s'est formé tout entier aux dépens du tégument externe de l'ovule, le tégument interne ayant été de bonne heure résorbé. Les cellules nucellaires faisant partie du testa ont été écrasées. Au-dessous de ces couches nucellaires comprimées se trouve une mince membrane appartenant à l'albumen, qui résorbée par places n'enveloppe qu'incomplètement l'embryon. Les cellules de l'albumen sont remplies de grains d'aleurone.

Comme le montrent des coupes tangentielles successives, l'épiderme se compose de cellules relativement peu allongées, dont les couches internes d'épaississement sont percées de nombreux pores. Le tissu qui vient immédiatement au-dessous comprend des éléments qui paraissent en coupe transversale isodiamétriques, mais qui sur les coupes tangentielles sont allongés suivant l'axe de l'organe et munis de ponctuations en fentes à direction oblique. Les éléments internes très allongés du testa se croisent à angle droit avec les précédents.

La coupe transversale d'une Orange mûre (*Citrus vulgaris*) (1) présente une partie externe ou enveloppe et à l'intérieur de celle-ci des loges dont le nombre varie de 6 à 12, remplies d'un tissu charnu coloré en rouge orangé. Les loges sont séparées latéralement par des cloisons qui se réunissent au centre en une colonne axile. Si on veut appliquer à ce fruit les dénominations habituelles, on pourra considérer comme épicarpe l'enveloppe externe, comme mésoearpe la partie charnue rouge orangé, et comme endocarpe les cloisons de séparation et la colonne centrale. — Ces notions générales sur l'anatomie externe du fruit étant connues, nous passons à la structure histologique de chacune de ses parties. Sur des coupes transversales minces à travers l'enveloppe, on voit, tout à fait à l'extérieur, un épiderme à petites cellules, reposant sur un tissu dont les éléments augmentent progressivement de diamètre en allant vers le centre. L'épiderme et les couches externes de ce tissu con-

1. Voir aussi Poulsen : *Botaniska Notiser utg. of Norstedt*, 1877, p. 97, mémoire qui donne la littérature de la question.

tiennent des chromatophores rouge orangé qui se perdent bientôt vers l'intérieur. Les cellules parenchymateuses comprennent entre elles des espaces remplis d'air s'agrandissant vers le centre, pendant que le tissu lui-même, dont les éléments sont étendus dans le sens tangentiel, prend tous les caractères d'un parenchyme spongieux très lâche. Toute cette partie externe du fruit est traversée par des faisceaux libéro-ligneux qui se retrouvent dans toutes les coupes transversales et qui se ramifient vers la périphérie. Sous l'épiderme sont situés des réservoirs sécréteurs remplis d'huile essentielle, très facilement visibles à l'œil nu. Tapissés comme eux intérieurement de quelques couches de cellules molles, ils ressemblent absolument par leur structure à ceux que nous avons étudiés dans la feuille de Rue. A la surface du fruit, ces réservoirs représentent des points plus sombres, séparés par le tissu ambiant, d'une couleur plus claire.

— Une coupe tangentielle périphérique mince présente de face les petites cellules épidermiques polygonales. Celles qui sont situées au-dessus des glandes se distinguent par l'absence de chromatophores rouge orangé; elles contiennent par contre de petites sphères incolores de différentes grosseurs. Sur l'épiderme sont distribués des stomates fermés vers l'intérieur et dont les cellules de bordure ne renferment plus aucune substance. Des coupes plus profondes nous renseignent sur la structure des réservoirs sécréteurs et nous permettent de voir entre eux la terminaison des faisceaux libéro-ligneux. Les coupes prises encore plus profondément ne contiennent plus que le parenchyme spongieux, formé de cellules allongées en tubes. Au contact des loges ovariennes, les cellules de ce parenchyme deviennent encore plus longues et même filamenteuses; quelques-unes sont fortement épaissies et munies de ponctuations étroites et obliques. Les parois de séparation des loges sont construites des mêmes éléments sur leurs faces externes, mais leur lamelle moyenne se compose d'un tissu spongieux dont quelques cellules seulement se sont fortement épaissies. Les éléments spongieux de la face externe des loges, aussi bien que de l'intérieur des cloisons de séparation, se dissocient très facilement. Les cellules fibreuses se montrent au contraire très solidement unies; pour bien les voir, il faut examiner de face la membranc

qu'elles forment. Pour cela on isole, à la manière habituelle, le contenu de chaque loge, en déchirant le tissu spongieux qui se trouve entre elles; la couche fibreuse reste appliquée comme une enveloppe délicate et blanche autour de la partie charnue. Si on étale cette pellicule et qu'on l'observe à un fort grossissement, on peut voir qu'elle est formée de plusieurs couches de fibres parallèles à la surface de la loge, mais perpendiculaires à son axe longitudinal. Entre les fibres minces, on en trouve de même forme, mais épaissies et ponctuées. — La chair du fruit se compose de tubes en forme de massues, qui, ainsi qu'on peut le voir même à l'œil nu, partent de la face dorsale de chaque loge. Ils s'y insèrent par une base étroite, et, fortement comprimés les uns contre les autres, remplissent toute la loge. Ils sont d'autant plus longs qu'ils pénètrent plus profondément dans la cavité; leur direction est sensiblement radiale par rapport au fruit et par conséquent à peu près perpendiculaire à l'axe longitudinal de la loge. L'enveloppe de chacun de ces tubes vésiculeux est formée de cellules allongées en fibres, solidement reliées, comme nous en avons déjà trouvé autour des loges. Entre ces cellules il s'en trouve d'autres de même forme, mais plus épaisses et munies de ponctuations obliques. Les tubes sont remplis de grandes cellules séveuses polyédriques et à membranes minces, dans lesquelles on aperçoit des chromatophores fusiformes très étroits, colorés en rouge orangé. — La colonne centrale de tissu à laquelle viennent aboutir les cloisons de séparation des loges est formée du même tissu spongieux que nous avons déjà vu à la partie interne de l'enveloppe du fruit. — Lorsqu'on partage une orange, on isole, comme on voit, le contenu de chaque loge, qui emporte avec lui la couche fibreuse enveloppante séparée de la couche spongieuse moyenne. Cette couche fibreuse peut en outre être facilement détachée des faces latérales de chaque loge, tandis que sur la face dorsale, à cause de son adhérence aux tubes charnus, on ne peut l'enlever sans déchirure. — Les grains sont plongés en nombre indéterminé dans la chair de la loge, et insérées dans l'angle interne. En isolant les loges, on détache en même temps les graines du placenta; le plus souvent aussi des fragments arrachés à la colonne centrale restent adhérents au contenu des loges.

Les Orangers de nos jardins nous fourniront facilement des fruits à tous les âges. Nous pourrions donc étudier leur développement; toutefois nous nous en tiendrons aux états les plus importants. Une coupe transversale dans un jeune ovaire, au moment de la floraison, nous montre une enveloppe externe déjà passablement épaisse, munie sur toute la périphérie de réservoirs sécréteurs, une colonne centrale relativement forte, et des loges encore très petites. Les ovules s'insèrent radialement en deux séries à l'angle interne des loges. Celles-ci sont tapissées par un épiderme contre lequel s'appliquent vers l'extérieur deux ou trois couches d'un tissu sans interstices, recouvert lui-même d'un tissu à espaces aérifères. De la paroi de chaque loge préminent déjà vers l'intérieur de petites papilles dont la formation est due au soulèvement de l'épiderme et de la couche cellulaire adjacente. Dans un fruit de 5 millimètres de diamètre environ, ces papilles se sont transformées en émergences cylindriques à petites cellules qui commencent à s'introduire entre les ovules fécondés. Leur épiderme se continue avec celui de la loge, et les cellules intérieures avec le tissu hypodermique qui l'entoure. Les tubes qui remplissent les loges en accroissement sont d'autant plus longs que le fruit examiné est plus âgé. Cependant les loges demeurent encore longtemps très petites relativement aux dimensions du fruit, à la surface duquel les réservoirs sécréteurs deviennent de plus en plus nombreux. Les tubes intérieurs commencent ensuite à se renfler en massue, leur épiderme s'allonge suivant leur axe longitudinal, tandis que les cellules qui les remplissent, par suite d'une division continue, demeurent isodiamétriques. Ces dernières se distinguent encore par leur contenu jaunâtre, très réfringent. L'épiderme qui recouvre les loges éprouve en même temps une grande extension parallèlement à la surface de ces cavités, ainsi que les couches du tissu contigu, qui se remarquait auparavant par l'absence d'espaces intercellulaires. Toutes ces transformations sont déjà accomplies dans les fruits qui ont de 15 à 20 millimètres de diamètre, et par conséquent les points essentiels du développement déjà connus, car les tubes n'ont plus qu'à s'allonger et à se différencier pour atteindre l'état de maturité. De l'épiderme des loges et du tissu environnant provient la couche

fibreuse qui entoure chaque tranche du fruit; le tissu déjà rempli d'air de la colonne centrale et de l'enveloppe du fruit fournit le parenchyme spongieux. A la surface de l'orange il se produit sans cesse de nouveaux réservoirs sécréteurs; là se trouvent les couches à chlorophylle qui plus tard contiendront les chromatophores rouge orangé.

Des coupes transversales équatoriales dans un ovaire tiré d'une fleur en plein épanouissement contiennent des sections longitudinales médianes d'ovules (1). Ceux-ci sont anatropes; on y constate l'existence de deux téguments épais, d'un nucelle, et sur les coupes exactement médianes, d'un sac embryonnaire petit. La pollinisation et la fécondation sont distantes dans l'Oranger d'environ quatre semaines. La marche de la fécondation étant difficile à suivre, nous étudierons de suite les jeunes graines dans des fruits ayant environ 20 millimètres de diamètre. Nous pourrions facilement en obtenir des coupes longitudinales entre les doigts et nous trouverons le petit embryon au sommet du sac embryonnaire. Le nucelle est creusé au sommet en forme d'entonnoir, et le chemin qu'y a parcouru le tube pollinique est marqué de petites cellules à contenu abondant. La couche cellulaire la plus profonde du tégument interne se distingue par la coloration brune et les faibles dimensions de ses éléments. Le tégument interne ne possède que quelques couches de cellules, tandis que l'externe a une épaisseur considérable. Sur ce dernier l'épiderme commence à se remplir d'un contenu finement granuleux et à épaissir sa membrane externe. Lorsque les jeunes graines ont atteint une longueur de 3-5 millimètres, on y observe un phénomène tout à fait particulier. Au voisinage immédiat du sommet du sac embryonnaire ou même assez loin de ce point, on voit proéminer dans cette cavité des protubérances dues à une multiplication des cellules contiguës du nucelle. Des coupes longitudinales médianes dans des graines un peu plus âgées nous font voir ces protubérances arrondies formant dans le sac embryonnaire des ébaüches d'embryon à tous les stades de développement; ils s'accumulent principalement à l'extrémité antérieure du sac. Il se forme ainsi dans

1. E. Strasburger, *Ien. Zeitschr. f. Naturw.*, XII, 1878, p. 652.

le genre *Citrus*, comme chez un certain nombre d'autres Angiospermes, à part l'œuf fécondé, plusieurs embryons adventifs. Quelquefois on peut constater que l'embryon issu de l'œuf a aussi continué à se développer. Bientôt a lieu la formation de l'albumen, et sur des coupes longitudinales de semences encore un peu plus avancées ce tissu remplit complètement le sac embryonnaire. Les jeunes embryons s'y enfoncent; un certain nombre d'entre eux commencent ensuite à développer leurs cotylédons et à prendre la forme caractéristique des embryons dicotylés. Le nucelle est refoulé par l'augmentation de volume du sac embryonnaire jusqu'à ses couches cellulaires externes. Les cellules épidermiques du tégument externe se sont allongées parallèlement à l'axe longitudinal de la graine et ont en même temps augmenté de hauteur. Les autres couches de ce tégument, pas plus que celles du tégument interne, n'ont par contre éprouvé de modification sensible. — Comme on peut le constater sur des semences encore plus vieilles, les embryons ne tardent pas à se gêner réciproquement dans leur développement; un ou plusieurs deviennent prépondérants et remplissent complètement le sac, après avoir résorbé l'albumen. Ainsi une coupe longitudinale à travers la graine mûre montre ou bien un seul, ou bien plusieurs embryons se comprimant réciproquement et complètement développés, à côtés desquels on en voit quelques-uns d'avortés. La polyembryonie n'est par conséquent pas due chez les Orangers à l'existence dans le sac embryonnaire de plusieurs œufs, mais bien à la formation d'embryons adventifs. — Le testa ou tégument séminal se compose des couches cellulaires externes, pleines de contenu, du nucelle, et des deux téguments ovulaires. La limite entre ces derniers est effacée, mais par contre la couche la plus profonde du tégument interne se distingue très bien par sa coloration brune. L'épiderme du tégument externe a atteint une hauteur considérable; ses parois latérales se sont épaissies et munies de ponctuations obliques. Les couches d'épaississement externes se gonflent au contact de l'eau et rendent glutineuse la surface de la graine. Les couches internes, les dernières formées, augmentent aussi de volume et font saillié vers le dehors en forme de papilles.

CHAPITRE XXXII

DIVISION DES CELLULES ET DES NOYAUX

Le meilleur objet et le plus sûr pour suivre directement et facilement la division des noyaux et des cellules est fourni par les poils déjà connus de nous du *Tradescantia virginica* ou d'espèces très voisines (1). Ils doivent être examinés à des âges divers, mais où ils ne soient pas encore complètement développés et où leurs cellules se trouvent encore en multiplication active. Dans ce but on détache des boutons à fleur qui mesurent, sans le pédoncule, de 5 à 6 millimètres de longueur. On les ouvre et on détache d'abord avec de fines pinces les anthères de leurs filets. Puis, au moyen d'un scalpel on fait une coupe transversale au-dessous de l'insertion de l'ovaire et des étamines et on enlève toutes ces parties. On les place dans une goutte de solution sucrée à 5 %, et avec des aiguilles on isole, sous le microscope simple, les filets staminaux. L'ovaire ainsi que les autres parties de la fleur sont rejetés. On peut examiner directement la préparation sur le porte-objet, car recouverts de la lamelle les poils conservent assez longtemps leur vitalité, et l'on peut même y appliquer de très forts objectifs; ou bien on dispose les filets sur un couvre-objet que l'on renverse au-dessus d'une petite chambre humide. Dans ces conditions les poils peuvent se conserver une demi-journée et plus en état de développement. Toutefois ceux qui se trouvent dans les parties profondes de la goutte ne peuvent être étudiés à de forts grossissements; c'est pour cette raison que l'on doit veiller à ce que la goutte liquide soit aussi plane que possible.

Le noyau cellulaire au repos paraît finement granuleux

1. Voyez sur cette question : Strasburger, *Zellb. u. Zellth.*, 5^e édition; Flemming, *Zellsubst., Kern. u. Zellth.*; Strasburger, *die Controversen der Kerntheilung*; Guignard, *Ann. des sc. nat. bot.*, 6^e série, t. XVII, p. 1, et XV, p. 310. Ces mémoires donnent aussi l'histoire du sujet.

(fig. 115, 1, cellule inférieure); mais si on l'observe à un fort grossissement, principalement dans les cellules qui ont souffert de l'influence du liquide ambiant, on voit que ces petits granules ne sont pas isolés, mais bien exactement sériés et réunis en filaments fins, çà et là ondulés; le noyau tout entier forme un réseau ou une pelote limitée par une paroi mince. Entre les circonvolutions des filaments, on distingue plusieurs corpuscules nucléaires de grandeurs variables. Le noyau est enveloppé par une mince couche de protoplasma reliée par des cordons de même substance à l'utricule pariétale. Outre les microsomes, qu'on ne distingue du reste qu'avec peine, ce protoplasma contient des corps plus grands, très réfringents, qui sont des leucoplastes. Le noyau qui se prépare à la division augmente en grosseur, puis il se forme progressivement de son réseau à filaments déliés un seul filament à grains plus volumineux. Ensuite le noyau commence à s'allonger et à disposer les circonvolutions de son filament en direction oblique et à peu près parallèlement les unes aux autres (fig. 115, 2). En même temps le plasma cellulaire se rassemble aux deux pôles du noyau. On peut facilement observer toutes ces métamorphoses sur une seule et même cellule, mais cette observation exige beaucoup de temps. Après cela les granules deviennent méconnaissables dans le filament, qui prend peu à peu un aspect homogène et dispose ses replis d'une manière déterminée, mais qu'on ne peut pas suivre sûrement dans toutes ses phases. Dans les cellules qui sont en voie de dépérissement, les noyaux deviennent, pour un temps très court, bien plus nets. Nous pouvons conclure de multiples observations que les replis obliques se sectionnent d'abord suivant le plan équatorial du noyau et se disposent en même temps parallèlement à son axe longitudinal. Le filament nucléaire se segmente ensuite aux places où il se courbe, aussi bien aux pôles qu'à l'équateur, de sorte que la figure du noyau consiste en segments isolés de filaments, qui se courbent en crochet dans la région équatoriale. Les modifications ultérieures restent obscures; on ne distingue plus que l'état où les segments de filaments sont droits, à peu près d'égale longueur, partagés en deux faisceaux dont les extrémités coïncident vers l'équateur (3). Lorsque les segments

filles sont suffisamment longs, ils se courbent en forme de crochets à leur extrémité polaire; ils sont en nombre égal dans chacun des faisceaux opposés. Il s'est écoulé environ une heure depuis l'état (2) où nous avons vu les filaments obliquement orientés et à gros granules. Les segments paraissent presque

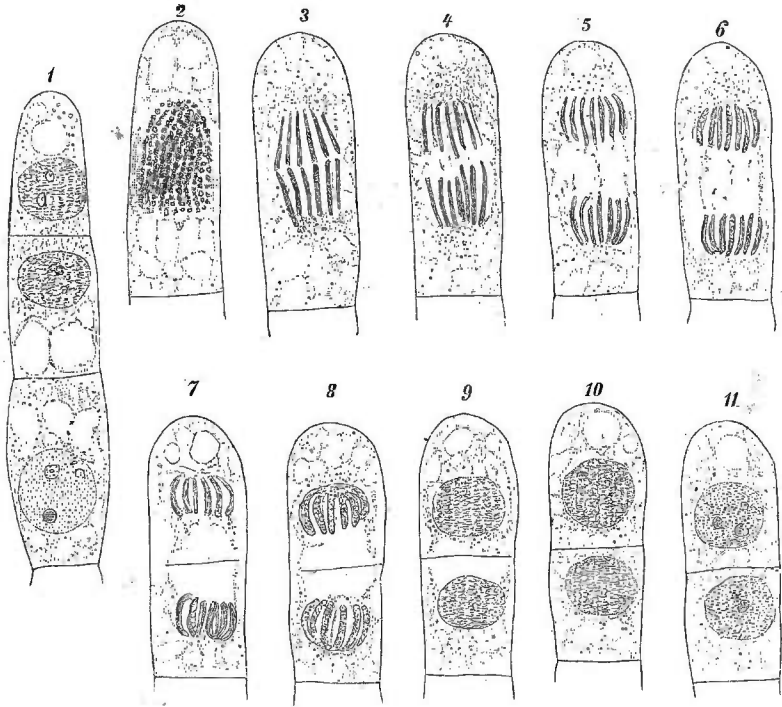


Fig. 115. *Tradescantia virginica*. — Marche de la division des cellules dans les poils des filets staminaux; 1 avec un noyau au repos dans la cellule inférieure et une cellule supérieure qui vient de se diviser. La figure 2 montre des bandes obliques représentant le noyau, formées de granules volumineux. Fig. 3-11, stades successifs de la division observés sur une même cellule; 3, à 10 heures 40 minutes; 4, à 10^h,20' 5, à 10^h,25'; 6, à 10^h,50'; 7, à 10^h,33; 8, à 10^h,40'; 9, à 10^h,50'; 10, à 11^h,10'; 11, à 11^h,50'. — Gr. 540.

homogènes, cependant on peut, au moyen d'un plus fort grossissement, reconnaître à leur surface de faibles étranglements qui sembleraient indiquer qu'ils sont formés de disques empilés. Lorsque le temps est limité, on s'en tient pour l'observation à ce dernier état.

A partir de ce stade on voit au bout de quelques minutes la séparation des deux moitiés de noyau, et elle s'effectue si rapidement qu'elle peut être suivie facilement sous le microscope. Les deux demi-noyaux s'éloignent l'un de l'autre suivant l'axe longitudinal de la cellule (4). Cinq minutes plus tard ils se trouvent à une distance notable l'un de l'autre. Tous les segments filles ne s'écartent pas en même temps l'un de l'autre ; plusieurs éprouvent du retard dans ce mouvement. Pendant qu'ils s'écartent ainsi, les segments de filaments se recourbent aux pôles en devenant plus courts et aussi plus épais (5). Entre les deux moitiés de noyau, on remarque une substance homogène, hyaline, qui augmente encore par l'arrivée de la masse protoplasmique rassemblée d'abord vers les pôles (5 et 6). Dans cette masse claire on ne peut apercevoir aucun indice de structure : cependant nous pourrions constater plus tard que réellement elle est différenciée en filaments très ténus. Elle prend progressivement la forme d'un tonneau. Il a pu se passer environ vingt-cinq à trente minutes depuis le commencement de l'écartement des noyaux et nous voyons apparaître, à l'équateur de la masse centrale, des points noirs disposés suivant un plan les uns à côté des autres. Ces points noirs sont des microsomes et forment ce que l'on a appelé la *plaque cellulaire*. Dans l'instant qui suit, ces microsomes se fusionnent et à leur place il apparaît une ligne sombre, nettement délimitée, qui est la jeune cloison de séparation, formée par conséquent de leur substance. Lorsque le corps protoplasmique central est assez large pour occuper toute la section transversale de la cellule, on voit la cloison naissante se souder sur toute sa périphérie à la membrane de la cellule mère. Si, au contraire, le corps protoplasmique ne s'étend pas à toute la largeur de la cellule, il n'adhère d'abord que d'un côté à la membrane de la cellule mère et nous le voyons, après que la jeune cloison de séparation s'est constituée à cet endroit, se mouvoir à l'intérieur de la cellule pour se mettre successivement en contact avec tous les points de la membrane primitive, et compléter ainsi la cloison de séparation. Le corps central se retire par conséquent un peu de la cloison de séparation déjà existante et complète par l'intermédiaire de la plaque cellulaire les parties non formées de cette membrane

(7-9). Pendant ce processus, nous voyons les segments nucléaires se recourber aussi à leur extrémité équatoriale vers l'intérieur des noyaux (7-8). Les extrémités de ces segments arrivent de cette façon en contact réciproque et se soudent, puis on ne voit plus dans chaque noyau qu'un seul filament formant pelote.

Ce filament nucléaire redevient ensuite finement granuleux, et on peut remarquer à un fort grossissement qu'il commence à se transformer en un filament mince, replié en tout sens. (Cellules supérieures des figures 9 et 1). Les sinuosités de ce filament deviennent plus longues, produisent des lacets de plus en plus nombreux, qui s'anastomosent finalement entre eux, et c'est ainsi que progressivement (10 et 11) est reproduit l'état par lequel ont commencé nos observations. En même temps les deux noyaux filles augmentent de grosseur, suivant toute probabilité aux dépens du cytoplasma ambiant, puis se rapprochent lentement de la cloison de séparation nouvellement formée. Une heure et demie environ après qu'ils ont commencé à s'éloigner l'un de l'autre, les deux nouveaux noyaux ont terminé leur évolution et contiennent chacun un ou plusieurs nucléoles (11). — L'emploi des réactifs ne donne en général dans le cas qui nous occupe que des résultats peu satisfaisants. Les poils de *Tradescantia* se fixent le mieux dans l'acide acétique à 1 pour 100, de sorte que, pour les colorer en même temps, nous nous servirons du vert de méthyle ou du violet de gentiane acétiques. Sur des préparations ainsi traitées, on reconnaît facilement que la masse en forme de tonneau, claire à l'état frais, située entre les deux demi-noyaux et dans laquelle naît la cloison de séparation, contient des filaments qui relient les deux noyaux filles. Parmi ces filaments connectifs, les internes ont une direction rectiligne, et les autres décrivent des courbes d'autant plus marquées qu'ils sont plus rapprochés des bords du complexe. Les granules qui forment la plaque cellulaire, si la préparation est prise à un état convenable et bien fixée, peuvent être vus distinctement et on reconnaît, à un fort grossissement, qu'ils ne sont autre chose que des renflements équatoriaux de chacun des filaments.

Pour obtenir rapidement des états de division fixés des noyaux et des cellules, nous nous adresserons aux cellules mères du

pollen des Monocotylédones. On peut recommander dans ce but beaucoup de Liliacées et d'Amaryllidées, telles que la Fritillaire, le Lis, l'Alstroëmeria, qui possèdent des cellules mères de pollen particulièrement grandes. Les genres ci-dessus ont une structure si voisine, qu'ils peuvent réciproquement se remplacer; nous baserons toutefois notre description sur le *Fritillaria persica*. Le plus grand avantage que présentent les plantes que nous proposons est de pouvoir offrir dans leurs boutons, à un moment donné, un grand nombre de fleurs arrivant l'une après l'autre à maturité. Pour découvrir dans quels boutons les cellules mères du pollen sont parvenues à l'état de développement désiré, il faut se livrer à des essais préliminaires. Pour cela faire, sans perdre trop de temps, on ouvre une très jeune fleur, encore en bouton, on en détache une anthère au moyen d'une pince, on la porte dans une goutte de vert de méthyle ou de violet de gentiane acétiques déposée sur une lamelle et on la comprime avec un objet plat jusqu'à ce que ses loges éclatent et se vident. Le contenu est immédiatement fixé par l'acide acétique et coloré par le vert de méthyle ou le violet de gentiane, et nous pouvons voir bientôt si nous avons rencontré des noyaux au repos ou en état de division. Si les cellules mères du pollen sont déjà partagées en leurs quatre cellules filles, ou si à plus forte raison les jeunes grains de pollen sont déjà séparés l'un de l'autre, nous devons recourir à des états plus jeunes. Nous reconnaitrons que nous avons affaire à de jeunes grains ou à des cellules mères de pollen aux enveloppes incolores et épaisses que possèdent ces dernières. Nous nous adresserons à des boutons plus jeunes, jusqu'à ce que nous trouvions des cellules mères encore adhérentes entre elles et à membranes minces, et dans leurs noyaux un filament pelotonné très fin et un nucléole aplati, appliqué à la paroi du noyau. La pelote filamenteuse se contracte à cet état sous l'influence des réactifs, se retire de la paroi nucléaire restée incolore (fig. 116, a) et on peut constater que cette paroi est une pellicule formée par le plasma cellulaire ambiant (cytoplasma). Le nucléole aplati a été appelé ici *paranucléole*, à cause de sa position excentrique et de sa réaction un peu différente de celle d'un nucléole ordinaire. Ce paranucléole est caractéristique des noyaux des cellules

mères des grains de pollen et des spores. L'état pelotonné du noyau observé ci-dessus succède immédiatement à l'état de repos que nous trouverions dans des ovules encore plus jeunes et qui présente, ainsi que nous sommes habitués à le voir en pareil cas, un réseau délicat et quelques nucléoles. — Nous avons atteint, avec la pelote filamenteuse et le paranucléole, le stade précédant immédiatement la division du noyau; nous passerons maintenant par degrés à des fleurs plus avancées. Nous traiterons toujours les anthères, pour les fixer et les colorer, par le vert de méthyle, le vert d'iode ou le violet de gentiane acétiques ou formiques, ou bien aussi par la picro-nigrosine. Tous ces réactifs fixent directement et offrent certains avantages, variables suivant les cas, de sorte qu'on fera bien de les essayer consécutivement pour chaque plante. Les préparations teintes au violet de gentiane ou à la picro-nigrosine peuvent être conservées dans la glycérine sans se décolorer. — L'état le plus caractéristique est celui (*b*) où la cavité du noyau s'est agrandie, et où les fragments des filaments nucléaires, au nombre de 12 environ, sont appliqués à la paroi nucléaire et distribués d'une façon assez régulière. Ils se colorent seuls par le vert de méthyle acétique, pendant que la cavité nucléaire demeure incolore. Cette dernière ne contient, à un état relativement jeune, qu'un suc homogène. Dans un stade plus avancé, elle est traversée au contraire par un nombre plus ou moins grand de filaments cytoplasmiques très délicats. Le paranucléole est faiblement coloré et toujours en contact avec la paroi nucléaire ou un des segments. Ceux-ci proviennent du filament nucléaire primitif, que nous avons vu précédemment former une pelote. Il s'est raccourci et épaissi, puis élargi en forme de ruban et finalement a donné les segments mentionnés. Dans les cas favorables on peut constater que chacun des segments s'est ensuite fendu suivant sa longueur en deux segments d'égale épaisseur (*b*). Les segments filles se séparent en partie les uns des autres et donnent des figures en forme d'**X** ou d'**Y**. — L'état suivant nous présente les *fuseaux nucléaires* (*c*); on y trouve des segments fortement colorés, placés suivant l'équateur, constituant la plaque nucléaire, et des filaments fins, non colorés, qui convergent vers les deux pôles du noyau. Les segments de la plaque nucléaire adhèrent aux filaments; ils ont la forme d'un

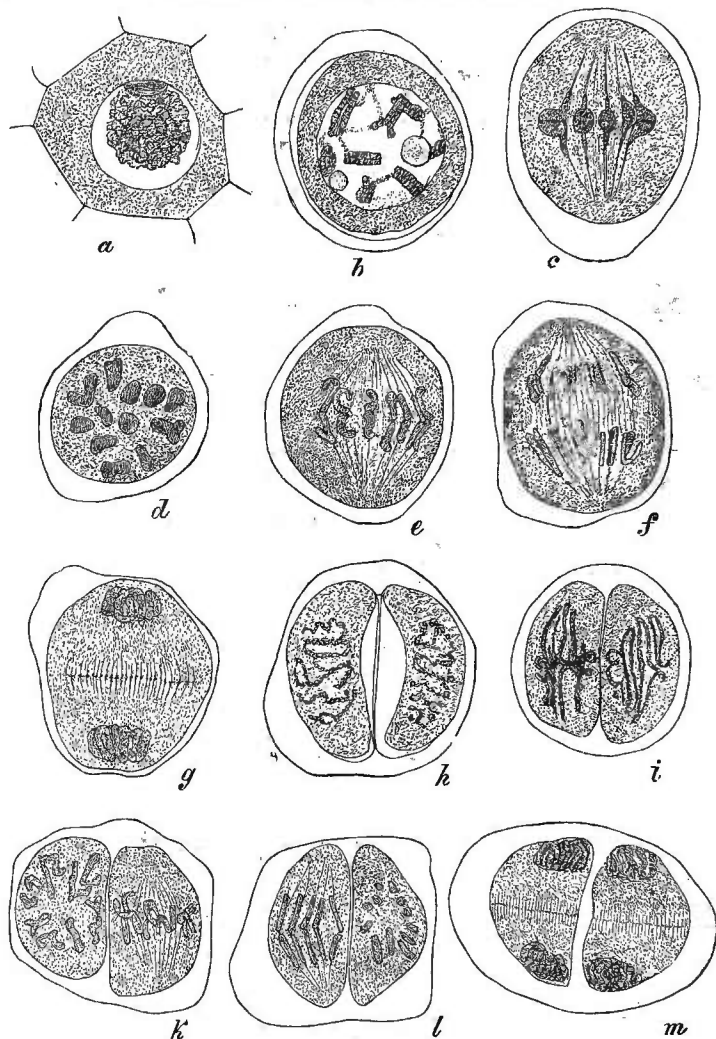


Fig. 116. *Fritillaria persica*. Division des cellules mères du pollen. — *a*, noyau à l'état pelotonné; *b*, les segments des filaments se divisent dans le sens de la longueur; *c*, fuseaux nucléaires vus de profil; *d*, les mêmes vus du pôle; *e*, division de la plaque nucléaire; *f*, éloignement des segments filles; *g*, formation des pelotons secondaires et de la plaque cellulaire; *h*, développement des filaments nucléaires dans les noyaux filles; *i*, leur extension longitudinale; *k*, fuseaux nucléaires, à droite de profil, à gauche vus du pôle; *l*, séparation des segments filles, à droite vus de profil, à gauche du pôle; *m*, pelotons de seconde génération; formation de la plaque cellulaire. — Gr. 800.

Y couché qui dirige ses deux branches vers les pôles en suivant les filaments du fuseau. Vue du pôle, la plaque nucléaire se présente comme dans la figure 116, *d*. Le nombre des segments répartis dans la plaque nucléaire est généralement de 12 pour cette plante. — Les segments de la plaque nucléaire correspondent aux paires de segments appliqués précédemment contre la paroi du noyau, et que nous avons vus se fendre en long. La paroi nucléaire s'est dissoute, et le cytoplasma ambiant s'est introduit dans la cavité nucléaire. Une partie de ce cytoplasma a produit ensuite les filaments fusiformes. C'est en suivant le parcours de ces filaments que les segments réunis par paires viennent se disposer à l'équateur en plaque nucléaire. Chaque paire a la forme d'un Y; le pied de cet Y est formé par les parties des deux segments accolés et le plus souvent soudés sous l'influence des réactifs, les branches par les parties écartées des mêmes segments. — Les phases préparatoires de la division du noyau, les préphases, se terminent ici. — Maintenant commencent les phases de la séparation des segments, les métaphases de la division. Pendant ce processus les segments filles de chaque paire se séparent l'un de l'autre, et exécutent vers le pôle un mouvement de rotation de façon à tourner vers ce point la convexité de leur courbure (*e*). On n'arrive que rarement à obtenir cet état dans les préparations, car il passe très rapidement; on voit plus souvent la phase suivante, celle où les segments filles s'éloignent l'un de l'autre; mais elle appartient déjà aux anaphases, c'est-à-dire aux phases rétrogrades de la division. La figure 116, *f*, représente cet état. Les segments filles suivent le cours des filaments et arrivent en se rapprochant l'un de l'autre jusqu'à leurs extrémités polaires. A cet endroit ils se soudent bout à bout et régèrent une pelote nouvelle (*g*). On peut souvent rencontrer tous ces états, depuis le commencement de l'écartement des segments filles jusqu'au dernier stade observé, dans un seul sac pollinique.

Pendant que les segments filles avancent vers les pôles, les filaments fusiformes restent en place, formant les filaments connectifs (*f*, *g*). Le nombre de ces filaments connectifs augmente par l'intercalation entre eux de nouveaux fils, et tous ensemble représentent finalement un corps en forme de tonneau. Bientôt

ces filaments ne sont plus nettement visibles que dans leur partie équatoriale, et à cet endroit même il se produit par leur épaissement une série de petits corps qui composeront la *plaque cellulaire* (*g*). La plaque cellulaire s'étend à la fin sur tout le diamètre de la cellule; ses éléments se soudent et forment une cloison de séparation qui partage la cellule mère en deux cellules filles. Dans les noyaux de ces dernières il se développe une pelote composée d'un mince filament dont tous les tours demeurent parallèles à la direction primitive des segments filles.

En continuant les observations, on voit que les filaments des noyaux, dans les cellules filles, recommencent bientôt à s'épaissir (*h*), puis, s'éloignant en ceci du processus suivi dans le noyau de la cellule mère, leurs circonvolutions s'étirent dans une direction perpendiculaire à leur disposition primitive (*i*). Aux endroits de l'équateur et du pôle où les segments sont recourbés, une segmentation transversale a lieu, puis les segments se raccourcissent et se rapprochent de l'équateur.

Ainsi naît la plaque nucléaire, dans laquelle on ne peut reconnaître qu'avec la plus grande difficulté les filaments des fuseaux (*k*, à droite). Les segments de la plaque nucléaire sont disposés en couronne (*k*, à gauche). La division des deux noyaux se poursuit dans le même plan ou dans deux plans se coupant perpendiculairement, ce qui donne les deux aspects représentés en *k*. — Les segments de chaque plaque se fendent suivant leur longueur, phénomène que l'on ne peut observer dans les préparations ainsi fixées. Puis les segments filles, de moitié moins épais, se séparent et s'éloignent l'un de l'autre (*l*). Les phénomènes qui suivent se montrent tout à fait identiques à ceux que nous avons observés dans la cellule mère. Les deux cellules se divisent de la même manière en quatre cellules petites-filles, qui ou bien sont situées dans le même plan (*m*), ou dans des plans qui se croisent à angle droit, suivant la direction dans laquelle a eu lieu la division des noyaux. — Les quatre cellules petites-filles se recouvrent bientôt d'une membrane propre, puis deviennent libres par la dissolution de la membrane de la cellule mère.

Pour étudier d'une manière plus approfondie la division des cellules et des noyaux, les préparations fixées comme précé-

demment ne suffisent plus. Il faut durcir les objets en les laissant macérer dans l'alcool absolu. Les préparations fixées à l'acide chromique ou à l'acide picrique sont en général inférieures à celles qui ont été traitées de la façon précédente. Les objets, après qu'ils ont séjourné au moins trois jours dans l'alcool absolu, sont débités en tranches microscopiques parallèlement à l'axe longitudinal des anthères; ces coupes sont ensuite placées dans une solution de safranine dans l'alcool absolu, que l'on a auparavant dédoublé avec son volume d'eau (1). Les coupes sont d'abord examinées dans une goutte de cette solution afin de voir approximativement quels sont les états de division qu'elles contiennent. Les préparations devront être tenues dans la solution de safranine de douze à vingt-quatre heures, puis on les portera dans l'alcool absolu et on les y agitera en tous sens jusqu'à ce qu'il ne s'en échappe plus de matière colorante. On les transporte ensuite dans l'essence de girofle (mieux encore dans l'essence d'Origan) et lorsqu'elles sont complètement imbibées, dans une solution froide de résine Dammar (Dammar dissous à chaud dans l'essence de térébenthine que l'on évapore en consistance sirupeuse) ou dans le baume du Canada dissous dans le chloroforme. Si ce traitement a été convenablement effectué, la substance nucléaire est seule colorée, les filaments des fuseaux ne ressortent que faiblement. Le baume du Canada éclaircit les préparations plus encore que la résine Dammar. — Le violet de gentiane donne, en suivant le même procédé, des colorations de noyaux souvent plus belles encore que la safranine (2). — Pour rendre plus visibles les fuseaux, on place un certain nombre de coupes tirées d'objets fixés par l'alcool dans une solution très étendue d'hématoxyline (on met de l'eau distillée dans un verre de montre et on y ajoute quelques gouttes d'une solution vieille d'hématoxyline de Grenacher ou de Böhmer). Mais les coupes ne doivent pas passer directement de l'alcool dans l'hématoxyline; il faut, afin qu'il ne se forme sur elles aucun précipité, les traiter d'abord par l'eau distillée. On laisse les coupes plusieurs heures dans la solution d'hématoxyline, et

1. Flemming, *Archiv. f. mikr. Anat.*, XIX, p. 317.

2. Flemming, *Zellsubstanz, Kern.*, etc., p. 384.

on contrôle plusieurs fois l'intensité de la coloration par un essai microscopique. Lorsque le degré de coloration désiré a été obtenu, on monte les préparations dans la glycérine. Si ce degré avait été dépassé, on enlèverait l'excédent de matière colorante par l'eau, dans laquelle les coupes devraient séjourner assez longtemps, ou par une dissolution d'alun de fer. Les coupes trop colorées peuvent aussi être traitées par l'alcool à 70° contenant 1/4 % d'acide chlorhydrique, et ensuite lavées dans l'alcool à 70° ou dans une eau très légèrement ammoniacale; cependant ce mode de traitement exige des précautions particulières. On obtient de très belles préparations à l'hématoxyline, ne le cédant en rien à celles obtenues au moyen de la safranine, en transportant les coupes de la solution aqueuse d'hématoxyline dans l'alcool absolu, de là dans l'essence de girofle ou de lavande, et enfin dans une solution de résine Dammara ou de baume du Canada dans le chloroforme. Les détails de structure du cytoplasma apparaissent le mieux dans une solution filtrée, sirupeuse, de gomme laque (Schellack) aussi transparente que possible dans l'alcool absolu; avant ce traitement, les coupes, préalablement colorées, sont portées dans l'alcool absolu. Les préparations ne doivent séjourner que peu de temps dans l'alcool ou dans l'huile volatile. — On obtient rapidement aussi de très bonnes préparations en colorant des coupes provenant d'objets durcis dans l'alcool au moyen de fuchsine-vert d'iode (1). Pour préparer le liquide colorant on dissout dans l'alcool à 50° de la fuchsine d'une part et du vert d'iode d'autre part; on place la solution de vert d'iode dans une éprouvette et l'on y ajoute lentement l'autre solution jusqu'à ce que le liquide prenne une coloration violette prononcée. Les coupes d'anthers à colorer sont disposées sur le porte-objet dans une goutte de ce liquide, qu'on laisse écouler après environ une minute en inclinant le porte-objet et l'on aspire ensuite le reste avec du papier buvard. Puis on met une goutte de glycérine sur l'objet, et les coupes une fois bien placées, on les recouvre de la lamelle. Le cytoplasma et le paranucléole sont colorés en

1. J. Macfarlane a proposé le premier cette matière colorante pour les doubles colorations des tissus. *Transact. Bot. Soc. Edinb.*, XIV, p. 190.

rouge, la nucléine en bleu ; les préparations sont excessivement élégantes et instructives, bien que, quant à la netteté des images, elles soient inférieures aux préparations à la safranine et à l'hématoxyline. On les ferme au baume du Canada, qu'on recouvre de gold-size. Le baume du Canada est sous beaucoup de rapports la meilleure substance de fermeture ; mais, ainsi que nous l'avons déjà mentionné, il a le désavantage d'être dissous par les liquides qui servent pour l'immersion homogène. C'est pourquoi il est bon de le recouvrir de gold-size, que les liquides en question n'attaquent pas. Le maschenlack ne résiste que médiocrement à ces mêmes liquides. Le baume du Canada employé comme moyen de fermeture pénétrant toujours un peu sous le couvre-objet, il n'est pas nécessaire de protéger autrement la coupe contre la pression de celui-ci. Si au contraire on se sert seulement de maschenlack ou de gold-size pour fermer la préparation, il faut avoir soin, pour protéger l'objet, de tracer avec un pinceau deux bandes de maschenlack ou de gold-size transversalement sur le porte-objet. Ces bandes devront avoir un écartement tel que le couvre-objet puisse reposer dessus par ses bords. Le couvre-objet ne doit être posé que lorsque ces deux bandes sont à moitié sèches. Ensuite on opère la fermeture en déposant aux bords du couvre-objet des couches successives de ces substances. On attend que la couche précédente soit sèche avant d'en déposer une nouvelle. Le maschenlack ou le gold-size qui servent à cette opération devront être étendus, le premier d'alcool, le second d'huile de lin. La fermeture est suffisante lorsque, en regardant la préparation contre la lumière, on n'aperçoit plus de voie lumineuse le long des bords du couvre-objet. Pour protéger la coupe on peut encore couler sur le porte-objet quatre petites gouttelettes de cire sur lesquelles on fait reposer le couvre-objet. On peut aussi se servir de cire pour fermer provisoirement une préparation dont le couvre-objet est déjà fixé par les quatre petits tubercules de cire ci-dessus mentionnés.

Dans les coupes longitudinales des anthères, on ne trouve pas toujours toutes les cellules mères au même état de développement. Les différentes phases se succèdent suivant une même direction, ce dont l'observateur peut tirer un grand profit.

Pour suivre chez les *Dicotylédones* la marche de l'évolution des

cellules mères du pollen, les plantes de la famille des Renonculacées ou des Papavéracées sont très avantageuses, cependant ne peuvent servir dans tous les cas. Nous prendrons comme exemple dans ce qui va suivre l'*Helleborus foetidus*; mais toutes les Dicotylédones donneraient les mêmes résultats fondamentaux. Dans un bouton à fleur mesurant, avec le pédoncule, 8 à 10 millimètres de hauteur, on trouve habituellement représentés, de l'intérieur à l'extérieur, dans la série des anthères, tous les états de division des cellules mères. Nous écrasons encore des anthères dans les liquides déjà employés pour la Fritillaire (p. 370), et nous obtenons la même image, mais plus petite. Après la première division du noyau mère il se forme, à travers les filaments connectifs, une plaque cellulaire qui se dissout bientôt, pendant que se prépare la deuxième division des noyaux cellulaires. En opposition avec

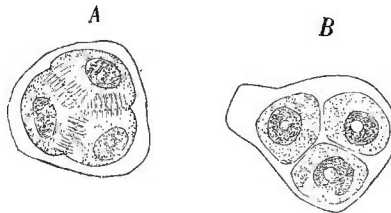


Fig. 117. *Helleborus foetidus*. Cellules mères du pollen. — A, en quadripartition; — B, la quadripartition terminée. Gr. 540.

ce qui se passe dans la Fritillaire, cette deuxième division est tout à fait semblable à la première. Les paires de noyaux sont reliées par des filaments minces et les quatre sont disposés dans la cellule mère sphérique comme les quatre angles d'un tétraèdre (fig. 117, A), après quoi des filaments connectifs se forment librement dans le cytoplasma, suivant toutes les directions, entre les quatre noyaux. Ainsi il se forme six faisceaux de filaments, difficilement visibles, sur lesquels naissent des plaques cellulaires que l'on aperçoit au contraire facilement. Les six plaques cellulaires ont la forme de quadrants de cercles; elles se croisent à l'intérieur de la cellule mère. Sur la membrane épaisse de la cellule mère il s'est produit six bandes proéminentes internes (A) auxquelles se rattachent par leurs bords externes les plaques

cellulaires. Celles-ci se transforment bientôt en membranes celluloses, et ainsi la cellule mère est divisée en quatre cellules filles disposées suivant les sommets d'un tétraèdre (B). Ces quatre cellules possèdent bientôt une paroi propre, puis deviennent libres pendant que la membrane de la cellule mère se dissout.

La première plante sur laquelle on a observé la division des cellules est le *Cladophora glomerata* (1). Nous avons déjà fait connaissance avec la structure de cette plante, et nous savons que chacune de ses cellules renferme des noyaux nombreux. La division cellulaire a lieu sans être accompagnée de la division des noyaux. Chaque cellule fille reçoit nécessairement un certain nombre de noyaux qui peuvent ensuite se multiplier; aussi la division nucléaire et la division cellulaire sont-elles indépendantes l'une de l'autre. — On peut ici trouver des cellules en voie de division à toute heure du jour; mais il arrive le plus souvent qu'on les cherche en vain. Lorsqu'on en a trouvée une, il est à peu près certain qu'on en verra beaucoup d'autres, car habituellement de nombreuses cellules de la culture se divisent à la fois. On reconnaît facilement à quel état de division on a affaire, car la place de la cloison de séparation qui se forme est marquée d'un anneau clair. — Le processus (2) commence par une accumulation annulaire faible de cytoplasma au milieu de la longueur de la cellule. La couche chlorophyllienne se retire par conséquent de la paroi, puis le début de la cloison de séparation apparaît au contact de cette paroi comme une ligne nettement marquée. Elle proémine dans le lumen cellulaire en repoussant toujours plus profondément la couche chlorophyllienne. Une accumulation de cytoplasma peu marquée continue à recouvrir le bord interne de cette cloison. Des deux côtés de la jeune cloison de séparation, entre la couche chlorophyllienne enfoncée et la couche périphérique du protoplasma, le suc cellulaire se rassemble; de là un anneau incolore dans la cellule en voie de division. La couche chlorophyllienne est finalement coupée par le bord de la cloison diaphragmatique annulaire, qui se complète

1. Par v. Mohl en 1835; thèse insérée dans Flora, 1837.

2. Strasbùrger, *Zellb. u. Zellth.*, 3^e édition, p. 203.

à son centre en une cloison entièrement fermée. La couche à chlorophylle, qui se tient pendant quelque temps écartée de la nouvelle membrane, s'en rapproche peu à peu. — La cloison formée est d'abord extrêmement mince; elle s'épaissit ensuite par l'action des deux cellules sœurs. — Les noyaux sont trop petits pour permettre qu'on voie facilement leur mode de division. Les différents stades de la division peuvent être fixés par l'acide chromique à 1 %, mais on n'en trouve pas souvent dans les préparations.

Tous les procédés de divisions des noyaux liés à une différenciation filamenteuse interne sont considérés comme indirects et opposés aux directs, qui ont pour caractère un étranglement simple du noyau cellulaire. On rencontre le plus souvent cette division directe du noyau dans les cellules âgées des plantes vasculaires, ainsi que dans les cellules internodiales des Characées (1).

Pour observer la division directe des noyaux, on se sert au mieux des entre-nœuds âgés du *Tradescantia virginica*. Une coupe longitudinale examinée dans l'eau contient habituellement un grand nombre de noyaux en division (fig. 118, A). Ils ont encore leur contenu primitif, mais sont étranglés irrégulièrement de manière à donner des fragments de grosseur et de forme différentes. Lorsque l'incision se produit latéralement, les noyaux deviennent réniformes; si elle se fait des deux côtés, ils prennent l'aspect de biscuits ou bien ils sont irrégulièrement lobés. Dans beaucoup de cas les fragments se séparent complètement et alors restent l'un à côté de l'autre ou s'éloignent plus ou moins. Le nombre des noyaux ainsi formés peut s'élever dans une même cellule jusqu'à 8 ou 10, de différentes dimensions. Ces fragments peuvent eux-mêmes continuer à se multiplier par division directe. — Les noyaux en voie de division directe se rencontrent dans presque tous les éléments de la coupe; cependant c'est dans le parenchyme médullaire qu'ils sont le plus abondants. — On peut très rapidement fixer ces noyaux au

1. Johow, *Bot. Ztg.*, 1881, p. 728. Strasburger, *Ueber den Theilungsvorg. d. Zellk.*, p. 98, et aussi dans *Arch. f. mikr. Anat.*, XXI, où se trouve la littérature.

moyen du vert de méthyle acétique (fig. 118, B). Ils apparaissent après ce traitement très distinctement.

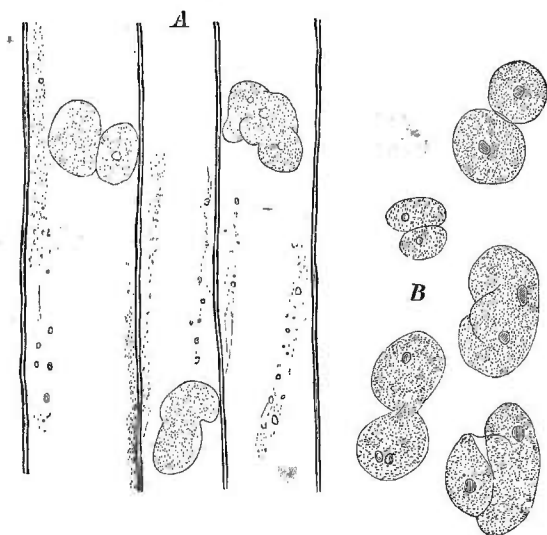


Fig. 118. *Tradescantia virginica*. Noyaux cellulaires d'entre-nœuds âgés pendant la division directe. — A, à l'état vivant, B, après le traitement par le vert de méthyle acétique. — Gr. 540.

Comme conclusion, nous ferons quelques observations, en nous aidant de nos plus forts objectifs, pour essayer de résoudre une question qui est de la plus grande importance au point de vue de la conception du corps de la plante. Il s'agit de savoir si tous les corps cellulaires protoplasmiques d'une plante s'unissent mutuellement de manière à former un seul tout continu (1). Les écorces secondaires des Dicotylédones fournissent les meilleurs objets pour ces recherches ; nous choisirons parmi

1. Voyez sur cette question, pour les données générales : Strasburger, *Bau und Wachstum der Zellhäute*, p. 246, 1882 ; pour les données spéciales : Thuret et Bornet, *Études phycol.*, p. 100 ; Frommann, *Stzber. d. Jen. Gesell. für Med. u. Naturw.* 1879, p. 55 et *Beob. über Protopl. d. Pflanzenzellen* ; Tangl, *Jahrb. f. wiss. Bot.*, XII, p. 170 ; Russow, *Stzber. d. Dorpater naturf. Gesell.*, 1882, p. 350 ; Strasburger, *Stzber. der Niederrh. Gesell. in Bonn*, 4 déc. 1882 ; Gardiner, *Quart. Journ. Microsc. Sc.*, 1882, p. 365 ; Hillhouse,

elles celle du *Rhamnus Frangula*. Sur un rameau d'au moins un centimètre d'épaisseur, nous détacherons avec un rasoir le périoderme et nous ferons dans la partie verte de l'écorce des coupes longitudinales tangentielles très minces. Ces coupes nous serviront d'abord à étudier la structure de l'écorce secondaire, et dans ce but nous les examinons dans l'eau. Nous porterons plus spécialement notre attention sur le parenchyme chlorophyllien, formé de cellules rectangulaires étendus principalement dans le sens tangentiel. Ces cellules ont des membranes plus ou moins fortement épaissies, percées de ponctuations larges ou étroites, mais quelquefois tellement rétrécies qu'il devient difficile de les apercevoir (1). Ces ponctuations ne sont pas aréolées. Outre les cellules du parenchyme libérien, nous voyons encore les longues fibres libériennes et les coupes transversales, en forme de fuseaux, des rayons médullaires.

Après cela faisons de nouvelles coupes longitudinales tangentielles dans l'écorce secondaire, plaçons-les sur un couvre-objet et déposons dessus une goutte d'acide sulfurique concentré. Après quelques secondes, nous plongeons le couvre-objet dans un verre plein d'eau où nous lavons les coupes aussi rapidement et aussi complètement que possible. Nous les colorons ensuite avec une solution aqueuse de bleu d'aniline, nous les lavons de nouveau à l'eau et nous les portons dans la glycérine étendue. Au lieu du bleu d'aniline aqueux, on peut employer avec avantage le picrobleu d'aniline. Pour l'obtenir on dissout à saturation de l'acide picrique dans de l'alcool à 50° et on y ajoute du bleu d'aniline jusqu'à ce que la liqueur prenne une coloration vert-bleu. — L'étude de ces coupes doit se faire avec les plus forts grossissements et même, s'il est possible, à l'aide d'objectifs à immersion homogène. L'action de l'acide a été suffisante si les membranes du parenchyme libérien se sont tellement gonflées qu'elles pré-

Bot. Centralbl., XIV, p. 89; Gardiner, *Quart. Journ. Microsc. Sc.*, 1885, p. 501, et *Proceed. Royal Soc.*, 1885, p. 165; Schmitz, *Stzber. d. kgl. Ak. d. Wiss. in Berlin*, 1885, p. 219; Russow, *Stzber. d. Dorpater naturf. Gesell.*, sept. 1885; Gardiner, *Phil. Transact. of the Roy. Soc.*, III, 1885, p. 817.

1. Cet objet a été recommandé par Russow; la méthode suivie ici est celle de Gardiner, dernier mémoire cité, p. 821 et suivantes.

sentent à peu près le même diamètre que les corps cellulaires contractés. Les lamelles moyennes des membranes se sont également gonflées et cette circonstance rend l'objet très propre aux observations. Les corps protoplasmiques contractés se colorent très bien par le bleu d'aniline. Leur surface est unie sur tous les points qui étaient en contact avec des membranes percées seulement de fins pores, et munie d'appendices aux places appliquées contre des membranes à ponctuations larges. Les appendices se correspondent de cellule à cellule. Si nous observons attentivement la membrane limite gonflée qui sépare les appendices de deux corps protoplasmiques voisins, nous trouvons qu'elle est traversée par des filaments extrêmement ténus, d'apparence granuleuse. Ils mettaient en communication, à l'état vivant, les corps protoplasmiques voisins. Les fils externes de ce complexus sont courbés en arc et leur ensemble rappelle d'une manière frappante les filaments connectifs tendus entre deux jeunes noyaux. Aux endroits où les deux surfaces correspondantes des corps protoplasmiques voisins sont planes, nous trouvons le plus souvent la lamelle moyenne de la membrane cellulaire traversée par des filaments dans toute son étendue. Ces filaments ont été séparés des corps protoplasmiques ambiants, si le gonflement de sa membrane a été considérable; si le gonflement a été faible, ils s'y relient des deux côtés. Ces filaments se renflent vers le milieu de leur longueur, de sorte qu'ils paraissent fusiformes. Dans quelques cas favorables, les fuseaux sont brisés au centre et leurs deux moitiés réunies par des filaments granuleux encore plus minces. Cependant on n'obtient que très rarement de telles images. Il est encore à remarquer que ce ne sont que les corps protoplasmiques qui n'ont pas été endommagés par la section et qui ont été rapidement fixés par l'acide sulfurique qui sont propres à l'observation. Les cellules qui ont souffert par la coupe ou qui n'ont pas été assez rapidement fixées ont rompu leurs communications et retiré leurs appendices dans le corps cellulaire. — Les membranes qui après leur gonflement sont traversées dans toute leur étendue par ces filaments minces, donnent à penser qu'on est en présence des filaments connectifs dans lesquels, lors de la division de la cellule mère, la plaque cellulaire fut formée et qui conti-

nuaient à relier les corps protoplasmatiques des deux cellules filles (1). Dans les membranes largement ponctuées, les communications ne se seraient conservées qu'à l'intérieur des ponctuations. Il paraît donc maintenant établi d'une façon certaine qu'il existe une union directe au moyen de filaments protoplasmiques entre les cellules voisines.

1. Voyez Strasburger, *Ueber den Bau u. d. Wachsth. d. Zellh.*, p. 248, et Russow, dans le mémoire cité précédemment.

ERRATA ET ADDENDA

Page 257, 24^e ligne, au lieu de *huile de Cèdre*, lisez *essence de Cèdre*.

Page 258, à l'alinéa relatif aux moyens d'éclairer le soir le microscope, *ajoutez* que : le photophore de Trouvé, appareil électrique à incandescence donnant un faisceau de lumière parallèle que l'on peut diriger dans tous les sens, rend de bons services. On s'en sert sans enlever le miroir du microscope. Son prix est de 50 francs.

Page 254, 29^e ligne, au lieu de *gypse*, lisez *plâtre*.

Page 266 (*zygospores du Mucor Mucedo*), *ajoutez* : Le plus souvent on arrive à forcer le Mucor Mucedo à produire des zygospores pendant les mois de mars et d'avril en semant les spores dans le fumier de cheval frais, étendu en couche mince. Les zygospores se développent au bout de 8-14 jours. On réussit aussi très bien à obtenir ces organes en d'autres saisons en se servant comme liquide nutritif de jus de pruneau concentré, stérilisé par une longue ébullition et additionné ensuite de 10 à 20 % d'alcool. L'ensemencement se fait sur le couvre-objet dans la chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier (p. 255). Tous les porte-objets sont placés dans une boîte de plâtre ou de zinc fonctionnant comme grande chambre humide.

TABLE DES PLANTES

ÉTUDIÉES OU CITÉES DANS L'OUVRAGE

On a indiqué avec soin dans cette liste quelles sont les parties des plantes à recueillir, l'état de développement le plus convenable, et enfin l'époque de la récolte. Lorsque les plantes ne sont pas employées fraîches on l'a aussi mentionné.

A

Aeacia. Pollen, 330.
Acer. Feuilles jaunes automnales, 53.
Aconitum Napellus. Fleurs passées, 336.
D'autres espèces d'Aconit peuvent également servir.
Acorus Calamus. Racine, 147.
Adonis flamméus. Fleurs, 52.
Æcidium Berberidis. Frais, sec ou conservé dans l'alcool.
Se trouve d'habitude en mai et en juin sur les feuilles du *Berberis vulgaris*, 272.
Æsculus Hippocastanum. Bourgeons hibernaux, 91.
Pétioles avec l'écorce ambiante, recueillis au moment de la chute des feuilles et conservés dans l'alcool, 168.
Agapanthus umbellatus. Anthères, 325.
Agaricus campestris. Frais et conservé dans l'alcool, 209.
Agave. Feuilles, 77.
Ailanthus glandulosa. Feuilles, 170.
Algues d'eau douce. Méthode de culture, 218.
Alisma Plantago. Fruits mûrs et non mûrs, 351.
Allium Cepa. Racine, 145.
On peut en obtenir en toute saison par la culture des bulbes dans des verres à Jacinthe.
Alnus. Rameaux, 63.
Aloe nigricans. Feuille, 77.
Fréquemment cultivé dans les serres. D'autres espèces peuvent servir.
Althæa rosea. Anthères, 329.

Ampelopsis hederacea. Feuilles automnales, 53.
Anabæna Azollæ, 226.
Existe en tout temps à l'intérieur des feuilles de l'*Azolla Caroliniana*, cultivé dans les jardins botaniques.
Anagallis. Ovaire, 535.
Anaplychia ciliaris, 211, 279.
Très fréquent sur les troncs d'arbres.
Aneimia fraxinifolia, 80.
Se trouve dans tous les jardins botaniques.
Antirrhinum majus. Fleurs, 51.
Aristolochia Siphon. Fragments de jeunes tiges et de vieilles conservés dans l'alcool, 113.
A récolter en juin.
Arrow-root des Indes occidentales, 21.
Arrow-root des Indes orientales, 20.
L'une et l'autre sorte se trouvent dans le commerce.
Aspidium Filix mas. Fronde fertile, 296.
Avena sativa. Grains d'amidon, 21 ; tige, 102.
Azalea. Pollen, 330.
Azolla Caroliniana, 226.

B

Bacillus subtilis, 247.
Dans l'infusion de foin. Pour l'obtention de cette Bactérie voyez le texte.
Bacillus tuberculosis, 243.
Dans les crachats des phtisiques.
Bactéries, 232.

Sur la façon d'obtenir ces organis-
mes, voyez page 232.

Beggiatoa alba, 240.

Vient dans l'eau qui contient des
plantes en putréfaction, notamment
dans les résidus de fabriques et dans
les eaux sulfureuses.

Berberis vulgaris, v. *Acidium Berberidis*.

Bertholletia excelsa. Graine, 36.

Beta vulgaris. Tubercule, 54.

Blé. Amidon, 21.

Butomus umbellatus. Ovaire, 352.

C

Calluna vulgaris. Pollen, 330.

Capsella Bursa pastoris. Fleurs et fruits,
346.

Carum Bulbocastanum. Graine, 355.

Ceratopteris thalictroides, 297.

Cheiranthus Cheiri. Feuilles, 82.

Chelidonium majus. Tige, 112.

Citrus vulgaris. Fruits à différents stades
de développement, 359.

Cladophora glomerata, 212, 258, 379.

Cucurbita. Poils des jeunes pousses, 44.

Cucurbita. Pollen, 329.

Cucurbita. Tige fraîche et conservée
dans l'alcool, 159.

Curcuma leucorrhiza. Amidon, 20.

Cystococcus humicola, 211.

Cytisum Laburnum. Morceaux d'écorce de
vieux troncs, 165.

D

Dahlia variabilis. Tubercules, 60.

Examinés les uns frais, les autres
après avoir séjourné au moins huit jours
dans l'alcool.

Dattier. Graine, 65.

Daucus Carota. Racine, 52.

Delphinium Ajacis. Ovaire, 331.

Delphinium Consolida. Fleurs, 51, 53.

Dracæna rubra. Fragments de tige, 107.

Se trouve chez les horticulteurs.

Drosera rotundifolia. Feuilles, 90.

E

Echeveria globosa. Feuilles, 91.

Eleagnus angustifolia. Feuilles, 86.

Epilobium. Anthères, 328.

Epipactis palustris. Ovaire, 335.

Equisetum arvense. Jeunes pousses, 186.

Peuvent être étudiées fraîches ou
conservées dans l'alcool.

Erica. Pollen, 330.

Eucalyptus globulus. Feuilles, 91

Euphorbia helioscopia. Tige, 22.

Euphorbia splendens. Tige, 22.

Evonymus japonicus. Extrémité des ra-
meaux, 185.

Cultivé comme plante d'ornement.

F

Fagus silvatica. Feuilles provenant de
plantes ombragées et de plantes expo-
sées au soleil, 175.

Fougères. Prothalles.

On les obtient en semant les spores
du *Ceratopteris thalictroides*. Voyez *Po-
lypodium vulgare*.

Fraxinus excelsior. Sera traité comme
l'*Æsculus* au moment de la chute des
feuilles, 170.

Fritillaria persica. Boutons à fleurs à diffé-
rents stades de développement, 370.

Frais et conservés dans l'alcool. Cette
espèce peut-être remplacée par les
autres *Fritillaires*, des *Lis* ou des
Alstroëmeria

Fuchsia. Anthères, 328.

Funaria hygrometrica, 47.

Funkia ovata. Anthères, 325.

G

Galle du Chêne, 62.

Ginkgo biloba. Feuilles jaunes autom-
nales, 53.

Glœcapsa polydermatica, 229.

Croît sur les rochers et les murs
humides.

Gloxinia hybrida. Fleurs, 343.

Gymnocladus canadensis. Sera traité
comme l'*Æsculus* au moment de la
chute des feuilles, 170.

H

Haricot. Amidon, 20.

Helleborus fœtidus. Boutons à fleurs à
différents stades de développement,
378.

Hemerocallis fulva. Boutons à fleurs de
différents âges, 320, 333.

Frais et conservés dans l'alcool.

Hippuris vulgaris. Pousses, 180.

Hordeum vulgare. Extrémités des racines,
192.

Hyacinthus. Anthères, 325.

Hyacinthus. Ovaire, 333.

Hydrocharis Morsus ranæ, 44.

I

Iris florentina. Feuilles, 71, 91, 102.

Fraîches et conservées dans l'alcool.

Iris florentina. Racines, 149.

Iris germanica. Rhizome, 53.

J

Juglans regia. Sera traité comme l'*Æsculus*, au moment de la chute des feuilles, 170.

L

Lathyrus. Pollen, 331.
Leptothrix buccalis. Dans l'enduit blanc des dents, 242.
Leucoium. Étamines, 327.
Lilium. Anthères, 325.
Lilium. Ovaires, 333.
Lupinus albus. Graine, 53.
Lycopodium complanatum. Tige, 159.
Lycopodium Selago. Tige, 161.
Lysimachia. Ovaire, 335.

M

Malva crispa. Pollen, 329.
Marchantia polymorpha, 203, 281.
Matthiola annua. Tige et feuille, 83.
Metzgeria furcata, 207.
 Très fréquent sur l'écorce des arbres.
Micrococcus vaccinæ, 239.
 Se trouve dans la lymphé de la variole.
Mnium hornum. Pousse fleurie (en mai) et capsule, 287, 289.
Mnium undulatum. Pousse, 199.
Monotra Hypopitys, 339.
 Très fréquent par places dans les forêts; fleurit de juillet en août. Doit être examiné frais, car il brunit dans l'alcool. Supporte très bien les transports et peut être conservé longtemps dans un verre d'eau.
Morchella esculenta. Frais no sec, 277.
Mucor Mucedo, 265.
 Prend naissance après quelques jours sur un morceau de pain frais placé sous une cloche de verre.

N

Nerium Oleander. Feuille, 80.
Nitella, 46.
Nostoc ciniflonum, 227.
 Se présente fréquemment en masses d'un vert olive sur les chemins humides.

O

Oenothera biennis. Pollen, 327.
 Orchidées. Ovaire, 342.
Ornithogalum umbellatum. Graine, 64.
 Oscillaires, 228.

P

Pæonia. Pollen, 331.
Papaver Rhæas. Pétales, 179.
Penicillium crustaceum, 270.
 La plus fréquente des moisissures.
Phoenix dactylifera, 65.
Phytophthora infestans, 266.
Picea vulgaris. Fleurs femelles, 315.
 Fraîches et dans l'alcool. La fécondation commence vers le 20 juin et est le plus souvent terminée en peu de jours sur tous les arbres d'une contrée. Les cônes doivent être récoltés tous les jours depuis le 1^{er} juin, et les écailles détachées conservées dans l'alcool absolu; avant d'être étudiées ces écailles sont placées au moins vingt-quatre heures dans un mélange à parties égales de glycérine et d'alcool.
Pinnularia viridis, 220.
 Très fréquent dans les eaux courantes et les eaux stagnantes.
Pinus silvestris. Fleurs mâles, 305.
 Les fleurs sont placées fin mai dans l'alcool et, un jour avant d'être étudiées, portées dans un mélange à parties égales d'alcool et de glycérine.
Pinus silvestris. Fragments de tige frais et conservés dans l'alcool, 65, 123.
Pinus silvestris. Fleurs femelles, 312.
Pisum sativum. Graine mûre, 25.
Pleurosigma angulatum, 224.
Polypodium vulgare. Feuilles, 158, 297.
Polytrichum juniperinum. Plantes en fleurs, 288.
 A examiner en mai.
 Pomme de terre. Fécule, 16.
Populus dilatata. Sera traité comme l'*Æsculus* au moment de la chute des feuilles, 170.
Primula (différentes espèces). Ovaires, 334.
Primula sinensis. Pétiole, 88.
Protococcus viridis, 224.
 Communique très fréquemment une teinte verte aux troncs d'arbres et aux murs.
Prunus domestica. Fruit, 355.
Pteris aquilina. Rhizome et Pétiole, 154.
Pteris cretica. Racine, 197.
 Le *Pteris cretica* est fréquemment cultivé. On obtient facilement des racines en renversant les pots qui contiennent la plante.
Puccinia graminis, 272.
 Se rencontre de la mi-juin à l'automne sur différentes espèces de céréales et sur le *Triticum repens*.
Pyrola. Jeunes fleurs, 339.
Pyrus communis. Fruit, 56.
Pyrus Malus. Fruit, 357.

Q

Quercus pedunculata. Galles, 62.
Quercus Suber. Liège, 166.

R

Ranunculus Ficaria. Graine, 355.
Ranunculus repens. Stolons et racines, 140, 150.
Rhamnus Frangula. Ecorce secondaire, 382.
Rhododendron. Pollen, 330.
Ribes rubrum. Ecorce, 167.
Ricinus. Graine, 34.
Robinia Pseudo-Acacia. A traiter comme l'*Æsculus* à l'époque de la chute des feuilles, 170.
Rosa semperflorens. Aiguillons, 86.
Rumex Patientia. Ocrée, 89.
Russula rubra, 276.
Ruta graveolens. Feuilles, 170.
 On les trouve le plus souvent encore fraîches en hiver.

S

Saccharomyces cerevisiæ, 225.
Saccharum officinarum. Tige, 92.
 Est fréquemment cultivé dans les serres.
Salix caprea, ou d'autres espèces. Rameaux, 63.
Sambucus nigra. Fragments de rameaux de différents âges, 162.
Scolopendrium vulgare. Pétiole et fronde fertile, 158, 204.
Selaginella Martensii. Pousses fertiles, 304.
 Fraîches ou tirées des herbiers. Se cultive généralement dans les serres.
Shepherdia Canadensis. Feuille, 85.
Solanum tuberosum. Tubercule, 16.
Sphagnum acutifolium, 202.
Spirochæte plicatilis, 240.
 Vient dans l'eau qui contient des Algues, principalement des *Spirogyres* et des *Vauchérics* en putréfaction.
Spirogyra, 257.
Spirogyra majuscula, 218.
 Se trouve çà et là, sporadiquement, dans les mares.
Staphylea. Pollen, 331.

T

Taxus baccata. Fleurs et jeunes fruits,

fraîs et conservés dans l'alcool, 308, 315.

Fleurit en mars. Les fleurs femelles se recueillent en avril et se mettent dans l'alcool. Vingt-quatre heures avant l'examen on les porte dans un mélange d'alcool et de glycérine.

Taxus baccata. Racine, 150, 194.

Thuja occidentalis. Racine, 194.

Tilia parvifolia. Rameaux, 133.

Torenia asiatica. Fleurs, 343.

Pour l'étude de la fécondation on pollinise les fleurs un jour et demi ou deux avant de les examiner.

Tradescantia virginica. Anthères de fleurs épanouies, 325.

Tradescantia virginica. Boutons à fleurs, 365.

Tradescantia virginica. Entre-nœuds âgés, 380.

Tradescantia virginica. Étamines, 37.

Les espèces de *Tradescantia* fleurissent de mai à l'arrière-saison dans la plupart des jardins botaniques.

Tradescantia virginica. Feuilles, 75.

Tradescantia virginica. Pollen, 326, 331.

Tradescantia zebrina. Feuilles 77.

Triticum durum. Amidon, 21.

Triticum vulgare. Semences mûres et non mûres, 29.

Tropæolum majus. Feuilles, 81.

Fraîches et conservés dans l'alcool.

Tropæolum majus. Fleurs, 49.

Tulipa. Ovaires, 333.

U

Urtica dioica. Tige 87.

V

Vallisneria spiralis. Feuilles, 45.

Est cultivé dans tous les jardins botaniques et souvent dans les aquariums d'appartement.

Vaucheria sessilis, 261.

Verbascum nigrum. Fleurs, 50, 53, 84, 178.

Verbascum thapsiforme. Feuilles, 85.

Vinca major. Fleurs, 51.

Vinca major. Tige, 65.

Vinca minor. Fleurs, 51.

Viola tricolor. Fleurs, 83.

Z

Zea Mays. Tige durcie dans l'alcool, 93.

LISTE DES RÉACTIFS

On trouvera chez Cogit, quai Saint-Michel 17, à Paris, et chez Gault, pharmacien, rue Gambetta 13, à Nancy, les produits chimiques et les réactifs spéciaux à l'histologie végétale. La préparation de beaucoup de ces derniers est d'ailleurs indiquée dans cette table.

A

Acétate de cuivre.
Acétate de potasse.
Acide acétique, à 1, 2, 38 0/0.
Acide chlorhydrique.
Acide chlorhydrique à 1/4 0/0 dans l'alcool à 70°.
Acide chlorhydrique à 1/2 0/0 dans l'alcool à 70°.
Acide chromique à 0,5, 1, 20, 25 0/0.
Acide chromo-acétique à 1 0/0.
Acide formique.
Acide nitrique.
Acide osmique.
Acide phénique.
Acide picrique.
Acide sulfurique concentré.
Acide sulfurique étendu d'un demi-volume d'eau.
Agar-Agar, de l'Eucaema gelatinæ; s'emploie au lieu de la gélatine habituelle pour préparer en Orient des potages et des gelées. On utilise aussi celle du Gigartina speciosa. Supporte, sans se liquéfier, de plus hautes températures que la gélatine ordinaire.
Alcool absolu.
Lorsque l'alcool doit contenir une certaine proportion d'eau, il vaut mieux se servir de l'alcool absolu étendu, car l'alcool ordinaire est presque toujours acide.
Alcool à 50 0/0.
Alcool à 70 0/0.
Alkanna (Teinture d'). La teinture alcoolique est additionnée d'une quantité suffisante d'eau pour que la résine à colorer ne soit pas dissoute par le réactif.

Alun ordinaire.
Alun ammoniacal.
Alun de fer.
Ammoniaque.
Aniline.

B

Baume du Canada, dissous dans l'essence de térébenthine, le chloroforme, la benzine et le xylène.
Bichromate de potasse.
Blanc d'œuf.
Bleu d'aniline.
Bleu de méthyle.

C

Camphre.
Carbonate de potasse.
Carbonate de soude.
Carmin. Les solutions de carmin colorent le plus souvent d'une manière diffuse; mais on obtient des noyaux nettement teints lorsqu'on traite pendant quelque temps les préparations par l'alcool à 50°-70° contenant de 0,5 à 1 0/0 d'acide chlorhydrique, ou par la glycérine additionnée de 0,5 0/0 de ce même acide.
Carmin acétique.
Carmin de Beale. On dissout 0^{gr},6 de carmin pulvérisé dans 2,3 centimètres cubes d'ammoniaque concentrée. Au bout d'une heure on ajoute un mélange de 66 centimètres cubes d'eau, 47,5 cc. de glycérine concentrée et 19 cc. d'alcool absolu. On mélange,

et après quelque temps on filtre. *How to work with the Mikr.* 4^e édition page 109.

Carmin aluné de Grenacher. On fait bouillir pendant 10 à 20 minutes une solution aqueuse d'alun ordinaire ou d'alun ammoniacal à 1,5 % avec $\frac{1}{2}$ ou 1 % de carmin pulvérisé, et on filtre après refroidissement. On ajoute une trace d'acide phénique. *Archiv. für mikr. Anat.*, XVI, page 465.

Carmin boraté de Grenacher. On dissout 2-3 % de carmin dans une solution aqueuse de borax à 4 %, on étend la solution d'un volume égal d'alcool à 70°. On filtre après avoir laissé longtemps en contact. *Arch. für mikr. Anat.*, XVI, page 468.

Carmin boraté de Thiersch. 4 parties de borax sont dissoutes dans 56 parties d'eau distillée; on y ajoute 1 partie de carmin; puis à 1 volume de cette solution on mélange 2 volumes d'alcool absolu, et on filtre. *Arch. für mikr. Anat.* 1 page 149.

Carminate neutre d'ammoniaque de Hoyer. On chauffe au bain de sable 1 gramme de carmin dans environ 1 à 2 cc. d'une solution concentrée d'ammoniaque et 6 à 8 cc. d'eau jusqu'à ce que l'excès d'ammoniaque soit volatilisé. Lorsqu'il ne se forme plus que quelques bulles la combinaison ammoniacale commence à se décomposer et la solution se colore en rouge clair. On sépare après refroidissement le précipité du liquide presque complètement neutre. On ajoute à cc liquide 4-6 fois son volume d'alcool fort; il se forme un précipité rouge clair que l'on recueille et que l'on conserve. Au moment du besoin on dissout cette poudre dans l'eau et l'on ajoute à la solution, pour l'empêcher de s'altérer, 1-2 % de chloral hydraté. *Biol. Centrbl.*, II, page 18.

Cerisier (Extrait de bois de).

Chloral hydraté.

Chlorate de potasse.

Chloroforme.

Chloro-molybdate d'ammoniaque.

Chlorure de sodium.

Chlorure de zinc iodé. On dissout du zinc dans l'acide chlorhydrique pur, et l'on évapore en consistance d'acide sulfurique en présence d'un excès de zinc métallique; on ajoute de l'iode de potassium et ensuite de l'iode tant qu'il peut se dissoudre de ces deux corps. Naegeli, *Stzber. d. kgl. Akad. d. Wiss.* 1863 page, 385.

Cire.

Collodion.

Coralline (dissoute à la faveur de 30 % de son poids de carbonate de soude).
Pour l'empêcher de s'altérer on ajoute à la solution un peu de campbre. Crystal-Palast-Lack.

D

Dammar, V. Résine Dammar.
Diphénylamine.

E

Eau de Javelle.
Eau sucrée.
Eosine.
Essence de Cèdre.
Essence de citron.
Essence de girofle.
Essence de Lavande.
Essence d'Origan.
Essence de térébenthine.
Pour les objets qui se ratatinent lorsqu'on les porte de l'essence de girofle dans la résine Dammar ou le baume du Canada, il vaut mieux employer l'essence de térébenthine résinée, qui se mélange facilement à l'alcool et peut par conséquent y être ajoutée progressivement. Flemming, *Zellsubstanz, Kern*, etc., page 384.

Ether.

F

Fuchsine.
Fuchsine-vert d'iode. Préparation, p. 576.

G

Gélatine.
Gélatine glycinée de Kaiser. On fait ramollir pendant environ deux heures 1 partie en poids de gélatine française la plus fine dans 6 parties d'eau distillée; on y mêle ensuite 7 parties de glycérine chimiquement pure, et à 100 grammes du mélange on ajoute 1 gramme d'acide phénique concentré. On chauffe dix à quinze minutes en agitant continuellement, jusqu'à ce que les flocons formés par l'addition de l'acide phénique aient disparu. On filtre à chaud sur du coton de verre très fin lavé à l'eau distillée et encore humide. *Bot. centralbl.* I, page 25.

Glycérine et alcool en parties égales.
Glycérine concentrée et étendue. (Notre glycérine étendue contient $\frac{1}{5}$ d'eau.)
Glycérine gommée : 10 grammes de gomme arabique, 10 grammes d'eau et 40 à 50 gouttes de glycérine. (Dipfel, 2^e édition, I, page 773.)

Gold-Size.

Gomme arabique.

Gomme laque aussi claire que possible, dissoute dans l'alcool absolu.

H

Hématéate d'ammoniaque. Préparation, page 216.

Hématoxyline. V. Teinture d'hématoxyline.

Huile d'olive.

I

Iode dissous dans l'alcool (teinture d'iode).

Iode dissous dans le chloral.

Iode dissous dans l'eau (eau iodée).

Iode dissous dans la glycérine. Cette solution peut ensuite être étendue d'eau.

Iode et acide sulfurique (colorant en bleu la cellulose). On se sert très avantageusement d'iode de potassium ioduré et d'acide sulfurique étendu de moitié d'eau en volume. Russow, *Stzber. der naturf. Gesell. in Dorpat*, 24 septembre 1881.

Iodure de potassium ioduré : 5 cg. d'iode, 20 cg. d'iode de potassium et 15 gr. d'eau distillée.

Les solutions d'iode doivent être conservées à l'abri de la lumière ou dans des vases de verre coloré.

L

Laque. V. Gomme laque.

Lessive de potasse.

Lessive de soude.

Liqueur de Barfœd. Préparation, page 59.

Liqueur de Fehling. Préparation, page 58.

Liquides d'inclusion.

Liquide d'inclusion de Hoyer pour les préparations à l'aniline. Un verre haut à large ouverture est rempli aux $\frac{2}{3}$ avec de la gomme arabique blanche, en morceaux choisis. On achève de remplir avec une solution à 50 % d'acétate de potasse ou avec une solution aqueuse d'acétate d'ammoniaque contenant, pour 30 gr., 10 gr. d'ammoniaque caustique neutralisée par une quantité suffisante d'acide acétique. La gomme se dissout au bout de peu de jours si on agite souvent le flacon, et forme un liquide sirupeux qui est filtré au blanchet, ce qui demande environ vingt-quatre heures. *Biol. Centrbl.*, II, page 23.

Liquide d'inclusion pour les préparations au carmin et à l'hématoxyline. Le mode opératoire est le même que précédem-

ment, mais au lieu d'acétate de potasse ou d'ammoniaque, on ajoute une solution concentrée de chloral hydraté, qu'on additionne de 5 à 10 % de glycérine. Le liquide peut se troubler au bout de quelque temps et on est obligé de le filtrer à nouveau. *Biol. Centrbl.*, II, page 23.

M

Macération de Schulze.

Magdala. Rose de naphthaline.

Maskenlack.

N

Nigrosine.

Nitrate de potasse.

O

Oxyde de cuivre ammoniacal.

Du sulfate de sous-oxyde de cuivre est d'abord précipité par une solution étendue d'ammoniaque; le précipité vert clair, séparé et lavé, est additionné encore humide, d'ammoniaque liquide concentrée; en chauffant légèrement on obtient une solution. Par le refroidissement, des cristaux de sous-sulfate de cuivre et d'ammoniaque tombent au fond du vase; le liquide filtré ne contient en solution que de l'oxyde de cuivre ammoniacal; il doit être conservé dans des flacons de verre noir ou à l'obscurité. Schweitzer, *Vierteljahrsschr. d. naturf. Gesell. in Zurich*, II, 1857.

P

Perchlorure de fer.

Phloroglucine.

Phosphate de chaux.

Phtosphate de soude.

Picro-bleu d'aniline. A une solution aqueuse saturée d'acide picrique on ajoute environ 4 % d'une solution de bleu d'aniline faite dans les mêmes conditions. Le liquide doit prendre une coloration vert bleu foncée.

Picro-carmin. On dissout du carminé d'ammoniaque de Hoyer dans une solution aqueuse saturée de picrate d'ammoniaque.

Picro-nigrosine. Dans une solution aqueuse saturée d'acide picrique on ajoute, par faibles quantités, une solution aqueuse de nigrosine jusqu'à ce que le précipité paraisse d'un vert olive foncé.

R

Réactif de Millon.
Résine Dammar, dissoute à chaud dans l'essence de térébenthine, que l'on évapore jusqu'à consistance sirupeuse.

S

Safranine.
Safranine dissoute dans l'alcool.
Safranine dissoute dans l'eau.
Seignette (sel de).
Sérum de sang de mouton.
Sérum de sang de veau.
Sulfate d'aniline.
Sulfate de chaux.
Sulfate de cuivre.
Sulfate ferrique.
Sulfate de magnésie.
Sulfite de soude.
Sulfure de carbone.

T

Teinture d'Alkanna. Voyez Alkanna.
Teinture d'hématoxyline de Boehmer. On dissout 0^{gr},35 d'hématoxyline dans 10 grammes d'alcool absolu, et l'on verse goutte à goutte cette solution dans une autre contenant pour 30 grammes d'eau distillée 0^{gr},4 d'alun, jusqu'à production d'une belle coloration bleu violet.
Teinture d'hématoxyline de Grenacher.
On fera d'abord :
1° Une solution saturée d'hématoxyline dans l'alcool absolu.
2° Une solution aqueuse saturée d'alun ammoniacal.
On mêle ensuite 4 ee. de la première solution à 150 de la seconde; on expose à la lumière pendant une

semaine, on filtre et l'on ajoute 22 ee. de glycérine et 25 ee. d'alcool méthylique. Il vaut mieux préparer ce réactif quelque temps avant l'usage, afin que le précipité ait le temps de se déposer.

V

Vert d'aniline.
Vert d'iode.
Vert d'iode acétique. Dans de l'acide acétique à 1 0/0 on dissout du vert d'iode jusqu'à ce que le liquide devienne d'un bleu vert foncé.
Vert d'iode formique. Même préparation que précédemment.
Vert de méthyle.
Vert de méthyle acétique. Dans de l'acide acétique à 1 0/0 on dissout du vert de méthyle jusqu'à ce que le liquide devienne d'un bleu vert foncé.
Vert de méthyle formique. Même préparation que pour le vert de méthyle acétique.
Vésuvine.
Violet de gentiane.
Violet de gentiane dans l'eau d'aniline. Préparation, page 245.
Violet de gentiane dans l'acide formique. On dissout du violet de gentiane dans l'acide formique à 1 0/0, jusqu'à ce que la solution se colore en violet foncé.
Violet de gentiane dans l'acide acétique. Même préparation que pour le violet de gentiane à l'acide formique.
Violet de méthyle.
Violet de rosaniline de Hânstein. Il est formé de parties égales de fuchsine et de violet de méthyle.

X

Xylol.

TABLE ALPHABÉTIQUE GÉNÉRALE

A

- Acacia. Pollen, 330.
 Accroissement secondaire en épaisseur, dans la tige de l'*Aristolochia Siphon*, 113; dans la racine de *Taxus baccata*, 150.
 Accroissement secondaire anormal de la tige du *Dracæna rubra*, 107.
 Acer. Coloration jaune automnale, 55.
 Acétate de cuivre. Emploi, 59.
 Acétate de potasse. Emploi, 182.
 Acide acétique. Emploi, 36, 37, 55, 87, 182, 185.
 Acide acétique à 1 ^o/_o, 369.
 Acide acétique à 2 ^o/_o, 342.
 Acide acétique à 38 ^o/_o, 59.
 Acide cérique. Réaction, 166.
 Acide chlorhydrique. Emploi, 70, 87, 215, 223.
 Acide chlorhydrique à $\frac{1}{4}$ ^o/_o dans l'alcool à 70°. Emploi, 376.
 Acide chlorhydrique à $\frac{1}{2}$ ^o/_o dans l'alcool à 70°. Emploi, 216.
 Acide chromique. Emploi, 70, 166, 223.
 Acide chromique à 0,5 ^o/_o, 244.
 Acide chromique à 1 ^o/_o, 214, 217.
 Acide chromique à 20 ^o/_o, 223.
 Acide chromique à 25 ^o/_o, 328, 330.
 Acide chromo-acétique à 1 ^o/_o. Emploi, 214.
 Acide malique, excitant spécifique des anthérozoïdes des Fougères, 302.
 Acide nitrique. Emploi, 61, 121, 244.
 Acide osmique. Emploi, 56, 37, 244, 283.
 Acide phénique. Emploi, 318, 329, 330, 352.
 Acide picrique. Emploi, 102, 214, 225, 382.
 Acide sulfurique. Emploi, 55, 56, 59, 65, 69, 70, 75, 79, 147, 223, 321, 328, 329, 330, 382.
 Acide sulfurique aux $\frac{2}{3}$, 56.
 Aconitum Napellus. Structure de l'ovule, 336.
 Acorus Calamus. Structure anatomique de la racine, 147.
 Adonis flammeus. Corps colorés de la fleur, 52.
Æcidium Berberidis. Structure de l'hyménium, 273; spermogonies, 272.
Æsculus Hippocastanum. Chute des feuilles, 168; poils massifs sécréteurs, 91.
 Agapanthus. Anthères, 325.
 Agar-Agar. Emploi, 253.
Agaricus campestris, 209; punctuations, 210.
 Agave. Epiderme, 77.
 Aiguilles anglaises, 9.
 Aiguilles à cataracte, 9.
 Aiguillons de Rosier. Structure anatomique, 86.
Ailanthus glandulosa. Chute des feuilles, 170.
 Air. Extraction des préparations, 38, 50, 55, 80, 343, 352.
 Albumen. Développement chez le *Monotropa Hypopitys*, 341; chez le *Capsella Bursa pastoris*, 350.
 Albumen. Structure, 64, 65.
 Albumine. Réactions, 29.
 Alcool absolu. Emploi, 35, 36, 37, 43, 48, 55, 61, 66, 88, 92, 93, 102, 114, 124, 128, 166, 238, 243, 244, 245, 246, 271, 309, 315, 318, 328, 338, 349, 352, 375, 376.
 Alcool à 50 ^o/_o, 128, 376.
 Alcool à 70 ^o/_o, 216, 376.
 Alcool à 82 ^o/_o, 338.
 Aleurone du *Bertholletia excelsa*, 36; du *Lupinus albus*, 33; du *Pisum sativum*, 28; du *Ricinus communis*, 34, 36.
 Aleurone. Réactions, 28.
 Algues d'eau douce. Culture, 218.
Alisma Plantago. Structure de l'embryon, 351; du fruit, 351; de la graine, 354.
Allium Cepa. Structure anatomique de la racine, 145.
Alnus (rameaux). Réactions du tanin, 63.
Aloe nigricans. Stomates, 77.
Althæa rosea. Grains de pollen, 529.
Alun en solution aqueuse. Emploi, 181, 215.
Alun de fer. Emploi, 376.
 Amidon. V. Grains d'amidon.
 Ammoniaque. Emploi, 215, 223, 376.
Ampelopsis hedracea. Coloration rouge automnale, 53.

- Amylospères. V. Pyrénoides.
 Anabæna Azollæ, 226.
 Anagallis. Ovaire, 335.
 Anaptychia ciliaris. Apothécies, 279; gonidies, 211; spermogonies, 280; thalle, 211.
 Aneimia fraxinifolia. Structure de l'épiderme, 80.
 Aniline. V. Phénylamine.
 Anneau du Mnium hornum, 291.
 Anthères. Structure et développement chez l'Agapanthus, 325; le Funkia, 325; l'Heremacallis fulva, 321; le Lilium, 325; le Tradescantia virginica, 325.
 Anthéridies. Marchantia polymorpha, 282; Mnium hornum, 287; Péronosporées, 269; Polypodium vulgare, 298; Polytrichum juniperinum, 288; Vaucheria sessilis, 265.
 Anthérozoïdes. Marchantia polymorpha, 282; Mnium hornum, 287; Polypodium vulgare, 300; Vaucheria, 264.
 Anthérozoïdes. Leur fixation, 300.
 Antipodes. V. Sac embryonnaire.
 Antirrhinum majus. Suc cellulaire des pétales, 51.
 Apophyse des Mousses, 290.
 Apothécies, 279.
 Appareil filamenteux, 345.
 Appareil ovifère. V. Sac embryonnaire.
 Archégonies. Marchantia polymorpha, 283; Mnium hornum, 289; Picea vulgaris, 316; Polypodium vulgare, 301.
 Arille du Taxus, 312.
 Aristolochia Siphon. Structure de la tige, 113.
 Arrow-root des Indes occidentales, 21.
 Arrow-root des Indes orientales, 20.
 Aspidium Filix mas. Sporangies, 296.
 Asques du Morchella esculenta, 278; du Penicillium, 271.
 Assise pilifère, 192.
 Aulne. V. Alnus.
 Avena sativa. Grains d'amidon, 21; tige, 102, 275.
 Axe hypocotylé, 319, 347.
 Azalea. Pollen, 350.
 Azolla caroliniana, 226.
- B**
- Bacillus subtilis, 247.
 Bacillus tuberculosis. Coloration et préparations à conserver, 243.
 Bactéries. Cils, 233, 250; contenu cellulaire, 233, 239; culture 246, v. Méthodes de culture; fleur, 252; formation des spores, 253, 249; formes de développement, 242; germination, 250; manière de les obtenir, 232, 246; méthodes de coloration, 232; multiplication, 248; nomenclature, 242; préparations persistantes, 238; recherche dans les tissus 244.
 Bactérie de la carie dentaire, v. Leptothrix buccalis; du foin, 247; de la lymphé varoleuse, v. Micrococcus vaccinae, 239; de la tuberculose, v. Bacillus tuberculosis.
 Bandes protectrices pour les préparations, 35.
 Bandes de repos du protoplasma mobile, 45, 46.
 Basides du Penicillium crustaceum, 270.
 Baume du Canada. Emploi, 1, 217, 244, 376.
 Baume du Canada dissous dans le chloroforme, 102.
 Baume du Canada dissous dans l'essence de térébenthine, 102, 239.
 Baume du Canada dissous dans le xylol, 245.
 Beggiatoa alba, 240.
 Berberis vulgaris, V. Æcidium Berberidis.
 Bertholletia excelsa. Cristaux d'albumine et globoides, 36.
 Beta vulgaris. Oxalate de chaux, 55; recherche du sucre dans la racine, 58; recherche des nitrates dans la racine, 59; structure histologique de la racine, 54.
 Bichromate de potasse, 62.
 Blanc d'œuf. Emploi, 317.
 Bleu d'aniline. Emploi, 102, 133, 140, 145, 382.
 Bleu de méthyle. Emploi, 232.
 Bois, 95.
 Bois de cerisier (Extrait de). Emploi, 71.
 Bois de Peuplier. Emploi, 347.
 Bois. Réactions. V. Lignine.
 Bois. Séparation de ses éléments par macération, 121.
 Bois. Structure anatomique dans: Aristolochia Siphon, 118; Pinus silvestris, 65, 124; Tilia parvifolia, 134.
 Bois de Tilleul. Emploi, 347.
 Boîtes à préparations. Choix, 10.
 Boules de cordonnier. Emploi, 238.
 Bulles d'air dans le liquide des préparations, 17; leurs caractères, 17; manière de les faire disparaître, 31.
 Butomus umbellatus. Ovaire, 332.
- C**
- Cal, 100.
 Calluna vulgaris. Pollen, 350.
 Cambium interfasciculaire 116; v. Accroissement en épaisseur, Faisceaux libéro-ligneux et Cellules cambiales.
 Camphre. Emploi, 317.
 Canal conducteur du style, 534.

- Canaux sécréteurs. Structure chez le *Pinus silvestris*, 127, 152.
- Capsella Bursa pastoris. Albumen, 350; structure et développement de l'embryon et de la graine, 347, de l'ovule, 350.
- Carbonate de potasse, 253.
- Carbonate de soude, 253.
- Carmin acétique. Emploi, 115.
- Carmin aluné de Grenacher. Emploi, 101.
- Carmin de Beale. Emploi, 215.
- Carmin boraté. Emploi, 28, 103, 217.
- Carmin boraté de Grenacher, 215, 358.
- Carmin boraté de Thiersch, 215.
- Carminate neutre d'ammoniaque de Hoyer, 215.
- Carni Bulhocastanum. Embryon, 355.
- Cellules (Divisions des), 365.
- Cellules annexes des stomates, 76, 77.
- Cellules annexes des tubes criblés, 97, 100.
- Cellules antipodes, 337.
- Cellules cambiales, 112.
- Cellules à noyaux multiples, 46, 262, 271.
- Cellules en palissade, 172.
- Cellules pierreuses de la poire, 57.
- Cellules stomatiques, 72, 74, 79.
- Cellule terminale de l'*Equisetum arvense*, 186; du *Melzgeria*, 207; du *Pteris cretica*, 197.
- Cellulose. Réactions, 56, 64.
- Ceratopteris thalictroides. Prothalle, 297.
- Cerisier (Extrait de bois), 71.
- Chalaze, 337, 351.
- Chambre claire. Usage, 8, 39.
- Chambre claire d'Abbe, 8, 39.
- Chambre claire à deux prismes, 8, 41.
- Chambre à gaz, 256.
- Chambre humide formée d'une rainure dans le porte-objet, 256.
- Chambre humide formée d'un anneau de verre, 255.
- Chambre humide formée d'un châssis de carton, 249, 255.
- Chambre humide formée d'une boîte de plâtre, 254.
- Chambre humide à courant de gaz. V. Chambre à gaz.
- Chambre humide de grande dimension formée d'une cloche de verre, 19.
- Chambre pollinique, 312.
- Chambre sous-stomatique, 75, 79.
- Champ obscur (Eclairage du), 300.
- Champignon de la rouille. V. *Puccinia graminis*.
- Châssis de zinc pour soutenir les préparations dans la chambre humide, 10.
- Cheiranthus Cheiri. Poils, 82.
- Chelidonium majus. Faisceaux libéro-ligneux et laticifères, 112.
- Cheveux. Usage, 31.
- Chloral hydraté. Emploi, 48, 318, 329, 330.
- Chlorate de potasse. Emploi, 121, 223.
- Chloroforme. Emploi, 56.
- Chloro-molybdate d'ammoniaque. Emploi, 62, 63.
- Chlorophylle (Grains de). Division, 47; réactions, 47, 48.
- Chlorophylle (grains de). Structure dans le prothalle des Fougères, 48; chez le *Funaria hygrometrica*, 47.
- Chloroplastes. V. Chlorophylle.
- Chlorure de sodium. Emploi, 219, 253.
- Chlorure de zinc iodé. Emploi, 56, 57, 60, 64, 65, 69, 70, 75, 79, 94, 97, 122, 133, 166, 212, 224, 248.
- Chromatophores, 46; de l'orange, 359.
- Chute des feuilles, 167.
- Circulation du protoplasma, 37.
- Cire. Emploi, 377.
- Cire. Emploi pour la fermeture des préparations, 377.
- Cire. Revêtement de cire dans : *Echeveria globosa*, 91; *Eucalyptus globulus*, 91; *Saccharum officinarum*, 92.
- Cire pour protéger les coupes montées, 377.
- Ciseaux à dissection, 9.
- Citrus vulgaris*. Développement du fruit, 362; formation des embryons adventifs, 363; structure anatomique du fruit, 359, de l'ovule, 363.
- Cladophora glomerata*, 212, 258. Amylospères, 213; noyaux cellulaires, 215; division des cellules, 379; pyrénoides, 214; zoospores, 258.
- Cloches de verre, 10.
- Coiffe des Mousses (*Mnium hornum*), 289.
- Coiffe de la racine des Gymnospermes, 194, 319; de l'hordeum vulgare, 192.
- Collenchyme, 114.
- Collodion. Usages, 338.
- Colonne du microscope, 14.
- Coloration brune automnale, 53.
- Coloration jaune automnale, 53.
- Coloration rouge automnale, 53.
- Coloration des Bactéries. V. Bactéries en général et chacune d'elles en particulier.
- Colorations doubles, 401, 244.
- Coloration du contenu des cellules : avec le carmin de Beale, 215; avec le carmin boraté de Grenacher, 103, 215; avec le carminate neutre d'ammoniaque de Hoyer, 215. V. en outre à chacune des matières colorantes.
- Coloration trop intense des préparations. Manière d'y remédier, 215, 216.
- Columelle des Mousses, 291

- Cône des Gymnospermes. Structure et signification morphologique, 313.
- Cône végétatif. Coloration, 185.
- Cône végétatif. Différenciation : dermatogène, 182; histogènes, 183; initials, 183; périlème, 182; colonne de périlème, 194; plérome, 182.
- Cône végétatif. Division des cellules qui le forment : anticlines, 183; périclines, 183.
- Cône végétatif. Méthode d'examen, 181, 185.
- Cône végétatif. Procédés-pour le rendre transparent, 181, 185.
- Cône végétatif. Structure dans la tige des Angiospermes, 179; de l'Equisetum arvense, 187; de l'Evonymus Japonicus, 183; des Gymnospermes, 194; de l'Hippuris vulgaris, 180; dans la racine de l'Hordeum vulgare, 192; du Pteris cretica, 197; du Thuia occidentalis, 195.
- Conidies, 226.
- Coralline (discoute à la faveur de 50 % de son poids de carbonate de soude). Emploi, 98, 109, 113, 114, 116, 129, 135, 154.
- Cordon fibro-vasculaire, 96.
- Corps colorés de la fleur de l'Adonis flammée, 52; du Tropæolum majus, 49; de la racine du Daucus Carota, 52.
- Couches annuelles d'épaississement, 66, 119.
- Couche épidermoïdale ou subéreuse, 147.
- Coupes microscopiques. Manuel opératoire, 26, 45, 66, 73, 78, 124, 180.
- Coupes microscopiques à travers des objets minces, 201. V. Collodion, Gélatine glycerinée, Moelle de Sureau et de Grand-Soleil, Liège, Bois de Tilleul et de Peuplier.
- Coupes trop éclaircies par la potasse, 181, 187.
- Courants protoplasmiques dans la feuille de Vallisneria spiralis, 45; dans les poils des jeunes pousses de Cucurbita, 44; des étamines de Tradescantia, 37; de la racine de l'Hydrocharis Morsus ranae, 44; dans les cellules de Nitella, 46.
- Course des faisceaux libéro-ligneux. V. Faisceaux libéro-ligneux.
- Couvre-objet. Format et épaisseur, 5, 6, 9.
- Couvre-objets. Fournisseurs, 9.
- Crin de cheval. Usage, 261.
- Cristal-Palast-Lack. Emploi, 53.
- Cristalloïdes. V. Cristaux d'albumine.
- Cristaux d'albumine du Bertholletia excelsa, 36; du Ricinus communis, 34; Cristaux colorés des cellules. Delphinium Consolida, 51.
- Cucurbita Pepo. Courants protoplasmiques dans les poils des jeunes pousses, 44; faisceaux libéro-ligneux, 139; grains de pollen, 329.
- Culture. V. Méthodes de culture.
- Curcuma leucorrhiza. Grains d'amidon, 20.
- Cuticule. Réactions, 75.
- Cutine. Réactions, 70.
- Cylindre libéro-ligneux de la racine, 145.
- Cystides, 277.
- Cystococcus humicola, 241.
- Cytisus Laburnum. Structure et développement du liège, 165.

D

- Dahlia variabilis. Structure anatomique du tubercule, 60.
- Dammar. V. Résine Dammar.
- Daucus Carota. Corps colorés de la racine, 52.
- Déhiscence des anthères, 525.
- Déhiscence des sporanges des Fougères, 297.
- Delphinium Ajacis. Ovaire, 331.
- Delphinium Consolida. Substance cristalline colorée des fleurs, 51.
- Dessin des objets microscopiques, 18, 42.
- Diaphragmes cylindriques. Usage, 11.
- Diaphragmes discoides, 12.
- Diatomées, 220.
- Diphénylamine. Emploi, 59.
- Disques de verre pour recouvrir les verres de montre, 9.
- Dissection au microscope, 8, 32.
- Division des cellules du Cladophora glomerata, 379; dans les anthères du Fritillaria persica, 370; de l'Helleborus foetidus, 378; dans le Tradescantia virginica, 365, 380.
- Division des cellules. Membranes anticlines et membranes périclines, 185.
- Division des noyaux du Fritillaria persica, 370; de l'Helleborus foetidus, 378; du Tradescantia virginica, 365, 380.
- Division des noyaux. Fixation et coloration, 370; avec l'alcool et la fuchsine vert d'iode, 376; avec l'alcool et le violet de gentiane, 375; avec l'alcool et l'hématoxyline, 375; avec l'hématoxyline aqueuse, 375; avec l'alcool et la safranine, 375.
- Division des noyaux, directe, 380.
- Division des noyaux, indirecte, 380.
- Division des noyaux. Préparations persistantes, 377.

Douille du microscope, 12.
Dracæna rubra. Structure anatomique de la tige, 107.
Drosera rotundifolia. Glandes digestives, 90.

E

Eau d'aniline, 245.
 Eau de Javelle. Emploi, 181, 192.
 Eau sucrée. V. Sucre.
Echeveria. Revêtement cireux, 91.
 Eclairage (Appareil d') d'Abbe, 6. Emploi, 235.
 Eclairage (Appareils d') d'autres constructeurs, 6. Emploi, 235.
 Eclairage artificiel, 237 et addenda.
 Ecorce secondaire, 119.
 Elatères du *Marchantia*, 286.
Eleagnus angustifolia. Poils écailleux, 86.
 Embryon. Structure et développement dans : *Alisma Plantago*, 351; *Capsella Bursa pastoris*, 347; *Carum Bulbocastanum*, 355; *Picea vulgaris*, 318; *Ranunculus ficaria*, 355.
 Embryons adventifs du genre *Citrus*, 365.
 Endocarpe, 352.
 Endoderme. Structure dans la racine de l'*Acorus Calamus*, 148; de l'*Allium Cepa*, 145; de l'*Iris Florentina*, 149.
 Endoderme externe, 147.
 Endosperme du *Picea vulgaris*, 318.
 Eosine, 245.
 Epicarpe, 352.
 Epiderme. Structure dans : *Aloe nigricans*, 77; *Aneimia fraxinifolia*, 80; *Iris Florentina*, 72; *Nerium Oleander*, 80.
Epilobium. Pollen, 328.
Epipactis palustris. Ovaire, 335.
Epiplasma. Réactions, 279.
Equisetum arvense. Cellule terminale, 186; faisceaux libéro-ligneux, 189; structure de la tige, 189.
Erica. Pollen, 350.
 Espaces intercellulaires, lysigènes et schizogènes, 95.
 Essence de Cèdre. Emploi, 237, 239.
 Essence de citron. Emploi, 329, 350.
 Essence de Fenouil. Emploi, 237.
 Essence de girofle. Emploi, 244, 245, 329, 330, 376.
 Essence de Lavande. Emploi, 376.
 Essence d'Origan. Emploi, 375.
 Essence de térébenthine. Emploi, 239, 244.
 Etamines. Structure, 306, 308, 319.
 Etaux à main, 9; usage, 26.
 Ether. Emploi, 36, 166, 358.
 Etui médullaire, 119.
Eucalyptus globulus. Revêtement cireux, 91.

Euphorbia helioscopia. Grains d'amidon, 22.
Euphorbia splendens. Grains d'amidon, 22.
Evonymus Japonicus. Développement des bourgeons sur le cône végétatif, 183.
 Exine, 312, 321, 328.

F

Fagus silvatica. Structure anatomique de la feuille, 175.
 Faisceaux libéro-ligneux. Cambium, 111, 116, 126, 130; coloration, 98, 101; leur course, 190; gaine des faisceaux, 94, 97; hadrome, 95; leptome, 96; mestome, 96; partie criblée, 96; partie libérienne, 96; partie ligneuse, 95; partie vasculaire, 95; phloème, 96; protophloème, 97; protoxylème, 96; terminaison, 179; xylème, 95.
 Faisceaux libéro-ligneux. Structure dans la feuille de l'*Iris Florentina*, 102; dans le pétiole du *Polypodium vulgare*, 158; du *Scolopendrium vulgare*, 158; dans la tige du *Chelidonium majus*, 112; du *Cucurbita Pepo* 159; du *Dracæna rubra*, 107; de l'*Equisetum arvense*, 189; du *Pteris aquilina*, 154; du *Ranunculus repens*, 110; du *Zea Mays*, 93; dans la racine de l'*Acorus Calamus*, 147; de l'*Allium Cepa*, 145; du *Ranunculus repens*, 150.
 Faisceaux libéro-ligneux bicollatéraux, 153.
 Faisceaux libéro-ligneux caulinaires, 118.
 Faisceaux libéro-ligneux collatéraux, 93, 96, 110.
 Faisceaux libéro-ligneux fermés, 93.
 Faisceaux libéro-ligneux foliaires, 181.
 Faisceaux libéro-ligneux ouverts, 110.
 Farine de Blé, 21.
 Fécondation dans : *Marchantia polymorpha*, 285; *Monotropa Hypopitys*, 341; *Orchis pallens*, 342; les Péronosporées, 269; *Picea vulgaris*, 315; *Polypodium vulgare*, 302; *Torenia asiatica*, 346; *Vaucheria sessilis*, 265.
 Fermeture des préparations, 102, 377.
 Fermeture provisoire des préparations, 377.
 Feuilles. Appareil mécanique, 176.
 Feuilles. Disposition et fonctions des cellules chlorophylliennes, 178.
 Feuilles. Formation, 183, 186.
 Feuilles. Influence de l'éclairage sur leur structure, 177.
 Feuilles. Structure dans : *Fagus silvatica*, 175; *Mnium undulatum*, 201; *Ruta graveolens*, 170; *Sphagnum acutifolium*, 202.

- Feuilles. Tissus qui entrent dans leur composition : tissu d'assimilation, 178 ; aëriifère, 178 ; parenchyme des nervures, 176, 179 ; tissu de transpiration, 178.
- Feuilles florales. V. Pétales.
- Fibres. Structure, 63.
- Fixation du contenu des cellules : avec l'acide chromique, l'acide chromo-acétique et l'acide picrique, 214. V. Noyau cellulaire, Division du noyau.
- Fougères. Anthérozoïdes, 300 ; prothalle, 207.
- Fraxinus excelsior. Chute des feuilles, 170.
- Fritillaria persica. Division des cellules et des noyaux, 370.
- Fruit. Développement chez le Citrus vulgaris, 362
- Fruit. Structure dans : Alisma Plantago, 351 ; Citrus vulgaris, 359 ; Prunus domestica, 355 ; Pirus Malus, 357.
- Fuchsia. Pollen, 328.
- Fuchsine. Emploi, 253, 243, 245.
- Fuchsine-vert d'iodoc. Préparation et usage, 376.
- Funaria hygrometrica. Grains de chlorophylle, 47.
- Funicule, 336.
- Funkia. Anthères, 325.
- G**
- Gaine à amidon, 114.
- Gaine des faisceaux libéro-ligneux, 94, 97.
- Galle du Chêne, 62.
- Gélatine. Emploi, 253, 330.
- Gélatine glycéricée, 30, 53, 102, 216, 338.
- Germination des Bactéries, 250.
- Germination du pollen, 350.
- Ginkgo biloba. Coloration jaune automnale, 53.
- Glandes digestives du Drosera, 90.
- Globoïdes du Bertholletia excelsa, 37 ; du Ricinus communis, 54, 56.
- Glaucocapsa polyderrmatica. Multiplication, 230 ; structure des cellules, 229.
- Gloxinia hybrida. Sac embryonnaire, 345.
- Glycérine. Emploi, 27, 29, 33, 43, 45, 66, 102, 114, 124, 129, 143, 181, 216, 219, 241, 297, 310, 347, 376, 382.
- Glycérine et alcool par parties égales. Emploi, 66, 103, 114, 124, 305, 310, 313, 315.
- Glycérine gommée. Emploi, 201.
- Glycérine iodée, 34.
- Glucose. Démonstration dans la poire, 58.
- Gold-Size. Emploi, 102, 377.
- Gomme arabique. Emploi, 33, 42, 300, 347.
- Gomme laque en solution dans l'alcool absolu. Emploi, 376.
- Gonidies de l'Anaptychia ciliaris, 211 ; du Macor, 266 ; du Penicillium crustaceum, 271 ; du Phytophthora infestans, 267.
- Gouttelettes de cire pour protéger les coupes microscopiques montées, 377.
- Gouttelettes d'huile. Aspect au microscope, 35.
- Graine. Méthode d'observation, 347.
- Graine. Structure dans : Alisma Plantago, 354 ; Capsella Bursa pastoris, 347 ; Picca vulgaris, 318 ; Pisum sativum, 27 ; Prunus domestica, 356 ; Pirus Malus, 358.
- Grains d'aleurone. V. Aleurone.
- Grains d'amidon. Action de la chaleur, 24.
- Grains d'amidon. Action des réactifs : Solutions d'iode, 23 ; de potasse, 24.
- Grains d'amidon. Hile, 16, 20.
- Grains d'amidon. Manière de les mettre en évidence lorsqu'ils sont très petits, 48.
- Grains d'amidon. Stratification, 16, 20.
- Grains d'amidon. Structure dans l'Arrow-root des Indes occidentales, 21 ; des Indes orientales, 20 ; dans le Haricot, 20 ; dans le Curcuma leucorrhiza, 20 ; dans le latex de l'Euphorbia helioscopia, 22 ; de l'Euphorbia splendens, 22 ; dans la semence d'Avoine, 21 ; chez l'Iris Germanica, 54 ; dans le tubercule de la Pomme de terre, 16, 23 ; dans la semence du Triticum durum, 21.
- Grains d'amidon composés, 19, 22, 54.
- Grains d'amidon demi-composés, 19.
- Grains de chlorophylle. V. Chlorophylle.
- Grains de pollen. V. Pollen.
- Gymnocladus Canadensis. Chute des feuilles, 170.
- Gynécée, 332.
- H**
- Hadrome, 95.
- Helleborus fetidus. Division des cellules et des noyaux, 378.
- Hématéate d'ammoniaque. Emploi, 215, 218, 226 ; préparation, 216.
- Hématoxyline. Emploi, 36, 217, 218, 232, 271, 377.
- Hématoxyline aqueuse, 338, 376.
- Hématoxyline de Böhmer, 215.
- Hématoxyline de Grenacher, 215.

Hemerocallis fulva. Ovaire, 335; pollen, 320; structure et développement des anthères, 321.

Hétérocystes, 227.

Hile des grains d'amidon, 16, 20.

Hippuris vulgaris. Cône végétatif de la tige, 180.

Hordeum vulgare. Cône végétatif et coiffe de la racine, 192.

Huile d'olive. Emploi, 56.

Huile de Ricin, 257.

Huiles essentielles. Réactions, 36.

Huiles grasses. Réactions, 36.

Hyacinthus. Ovaire, 333.

Hyaloplasma, 38.

Hydrocharis Morsus ranæ. Poils radicaux, 44.

Hyménium, 273, 276, 278.

Hyphes, 209.

Hypochlorine. Réactions, 214.

Hypoderme, 97.

I

Indusie, 294.

Intine, 312, 321, 328.

Inuline. Caractères microchimiques, 61.

Inuline (Sphéro-cristaux d'), 61.

Iode dissous dans l'alcool. Emploi, 23, 48.

Iode dissous dans le chloral, 48.

Iode dissous dans l'eau. Emploi, 23, 50.

Iode dissous dans la glycérine. Emploi, 34.

Iode dissous dans l'iode de potassium. Emploi, 23, 28, 47, 56, 65, 214, 219, 233, 245, 260, 265, 278, 279, 283, 300, 327.

Iris Florentina. Endoderme de la racine, 149; épiderme de la feuille, 72; faisceaux libéro-ligneux de la feuille, 102; structure de la feuille, 102.

Iris Germanica. Leucoplastes et grains d'amidon dans le rhizome, 54.

J

Juglans regia. Chute des feuilles, 170.

Jus de pruneau. Emploi. V. l'Addenda.

Jus de viande, 253.

L

Lamelle moyenne des membranes, 65.

Lampe à gaz pour l'éclairage du microscope, 238.

Lampe électrique à incandescence. Usage, 238 et Addenda.

Laque. V. Gomme laque.

Latex, 115.

Lathyrus. Formation des tubes polliniques, 331.

Laticifères. Structure dans le *Chelidonium majus*, 112.

Lenticelles du *Sambucus nigra*, 164.

Leptome, 96.

Leptothrix buccalis, 242.

Leucoum. Pollen, 327.

Leucoplastes de l'*Iris Germanica*, 53; des poils staminaux du *Tradescantia*, 38; de *Verbacum nigrum*, 50; dans l'épiderme foliaire du *Tradescantia virginica*, 76.

Liber, 96.

Liège. Coloration, 166; réactions, 166; structure des membranes, 165.

Liège. Structure et développement dans: *Cytisus Laburnum*, 165; *Quercus Suber*, 166; *Ribes rubrum*, 167; *Sambucus nigra*, 162.

Liège en morceau pour maintenir les objets à couper, 73, 78, 347, 352.

Lignine. Réactions, 55, 56, 70, 103, 109, 115.

Lilium. Développement des anthères, 325; structure de l'ovaire, 333.

Liqueur de Barfoed. Emploi et préparation, 59.

Liqueur de Fehling. Emploi et préparation, 58.

Liquides à immersion, 237.

Liquides d'inclusion de Hoyer. Emploi, 102, 216.

Loupe aplanatique, 8.

Lupinus albus. Grains d'aleurone, 35.

Lycopodium complanatum. Structure de la tige, 159.

Lycopodium Selago. Faisceaux de la tige, 161.

Lysigènes (Espaces intercellulaires). V. Espaces intercellulaires.

Lysimachia. Ovaire, 335.

M

Macération de Schultze. Emploi, 121, 166.

Macrospores, v. Spores.

Magdala, 245.

Malva crispa. Grains de pollen, 329.

Mamelon d'imprégnation, 312.

Maranta arundinacea. Amidon, 21.

Marchantia polymorpha. Anthéridies et anthérozoïdes, 282; archégonies, 283; corps huileux, 205; élatères, 286; fécondation, 285; paraphyses, 285; périanthe, 286; propagules, 281; rhizoïdes, 282; sporogone, 286; structure des organes sexuels, 282; structure du thalle, 203.

Maskenlack. Emploi, 102, 377.
 Matthiola annua. Poils, 85.
 Membranes cellulaires. Lamelle moyenne, 65.
 Membranes cellulaires. Lignification, 55, 56, 70, 103, 109, 113.
 Membranes cellulaires. Stratification, 64.
 Membranes cellulaires. Striation, 60, 63, 69.
 Membranes cellulaires. Structure dans l'albumen du Dattier, 65; dans la semence de l'*Ornithogallum umbellatum*, 64; dans le *Pinnularia viridis*, 220; dans le *Pinus silvestris*, 69.
 Membranes cellulaires subérisées. Réaction, 166; structure, 165.
 Méristème, 182.
 Mésocarpe, 352.
 Mestome, 96.
 Mesure du grossissement du microscope, 42.
 Méthodes de culture des Bactéries, 232, 246, 250; dans l'Agar-Agar, 253; dans la gélatine, 253; dans le jus de viande, 253; sur le porte-objet, 254; dans le sérum sanguin, 254; par dilution, 252; fractionnées, 251; chambre humide, 249, 255; chambre de végétation, 256; constatation de leur pureté, 255; ensemencement, 255; stérilisation des ustensiles et des liquides nutritifs, 251; ustensiles, 251.
 Méthode de culture pour les Mucorinées dans le jus de pruneau, v. Addenda; pour les Algues d'eau douce, 218.
Meizgeria furcata. Cellule terminale et structure du thalle, 207.
 Micrococcus, 252
Micrococcus vaccinae, 239.
 Micromètre-objectif, 9, 41.
 Micropyle du *Taxus baccata*, 511.
 Microscope composé. Combinaisons optiques recommandées, 1; description et usage, 11.
 Microscope simple. Description, 51; emploi, 32; fournisseurs, 8.
 Microsomes, 38, 44.
 Microspores, v. Spores.
 Microtome. Usage, 73, 190.
 Miroir du microscope, 11.
 Mise au point, lente, 14.
 Mise au point rapide, 14
Mnium hornum. Anneau, 291; anthéridies et anthérozoïdes, 287; apophyse, 290; archégonés, 289; coiffe, 289; fleurs, 289; opercule, 290; périgone, 287; péristome, 290; sporogone, 289.
Mnium undulatum. Absorption de l'eau par les feuilles, 201; structure de la feuille, 201; de la tige, 109.
 Moelle. Usage, 73, 172, 180, 201, 211, 294, 347.

Moelle de Grand-Soleil. Emploi, 73.
 Moelle de Sureau, 10.
Monotropa Hypopitys. Albumen, 341, développement du sac embryonnaire; 339; fécondation, 341.
 Morceaux de liège plats. V. Liège.
Morchella esculenta. Asques, épiplasma et hyménium, 278.
 Mouvement brownien, 23, 54.
 Mouvements des Diatomées, 222; des Oscillaires, 228.
 Mucilage amylicé, 109.
 Mucilage cellulosique, 109.
 Mucilage. Réactifs colorants, 109.
Mucor Mucedo. Gonidies, 266; sporanges, 265; zygospores, 266.
 Multiplication des Bactéries, 248; du *Glæocapsa*, 230; du *Protococcus*, 225; du *Saccharomyces*, 226.

N

Nerium Oleander. Structure de l'épiderme, 80.
 Nigrosine. Emploi, 90, 102.
 Nitella. Mouvement protoplasmique, 46.
 Nitrates. Réactions microchimiques, 59.
 Nitrate mercurioso-mercurique. V. Réactif de Millon
 Nitrate de potasse. Emploi, 218.
 Nitrites. Réactions microchimiques, 59.
 Nodule des Diatomées, 220.
 Noix de galle. Structure, présence du tanin, 62.
 Noix de Para. V. *Bertholletia excelsa*.
 Nomenclature des Bactéries, 242.
Nostoc cinnabonum, 227.
 Noyaux cellulaires: du *Cladophora glomerata*, 213; du *Penicillium crustaceum*, 271; du *Saccharomyces cerevisiae*, 225; du *Spirogyra*, 219; dans les poils de *Tradescantia virginica*, 58, 565; dans les grains de pollen de la même plante, 327; des zoospores du *Vaucheria*, 261.
 Noyaux, Coloration, 29. V. Division des noyaux.
 Noyaux. Division. V. Division des noyaux.
 Noyaux. Rôle pendant la fécondation, 341.
 Noyaux. Structure à l'état de repos, 345.
 Noyau spermatique, 341.
 Nucléole, 59.
 Nutation des Oscillariées, 229.

O

Objectifs, 1.
 Objectifs à immersion dans l'eau. Constructeurs, 4; usage, 236

- Objectifs à immersion homogène. Constructeurs, 5; usage, 234.
- Obtention des Bactéries, 232, 246.
- Oculaire redresseur. Emploi, constructeurs, 8.
- Oenothera biennis*. Grains de pollen, 327.
- Ouf, 263.
- Oogone des Péronosporées, 269; du *Vaucheria sessilis*, 263.
- Oospores du *Vaucheria sessilis*, 264.
- Opercule des Mousses, 290.
- Orchidées. Sac embryonnaire et fécondation, 342.
- Ornithogallum umbellatum*. Structure membranée de l'albumen, 64.
- Oscillaires. Habitat, phénomènes de mouvement, structure des cellules, 228.
- Ovaire. Structure dans : *Anagallis*, 335; *Butomus umbellatus*, 332; *Delphinium Ajacis*, 334; *Epipactis palustris*, 335; *Hemerocallis*, 333; *Hyacinthus*, 333; *Lilium*, 333; *Lysimachia*, 335; *Primula*, 334; *Tulipa*, 333.
- Ovaire infère, 335; monomère, 332; polymère, 333; supère, 332.
- Ovule anatrophe, 339; campylo trope, 344, 350.
- Ovule. Chalaze, 337; funicule, 336; micropyle, 337; nucelle, 337; primine, 337; raphé, 337; sac embryonnaire. V. ce mot; secondine, 337; (Coupes dans les), 338.
- Ovule. Développement et structure dans : *Aconitum Napellus*, 336; *Capsella Bursa pastoris*, 350; *Citrus*, 363; *Orchis palensis*, 342; *Picea vulgaris*, 316; *Taxus baccata*, 314.
- Oxalate de chaux, dans les cellules du *Beta vulgaris*, 55; de l'Iris florentina, 106; du *Rosa semperflorens*, 87.
- Oxalate de chaux. Réactions, 55.
- Oxyde de cuivre ammoniacal. Emploi, 64, 238.
- P**
- Pennisetum*. Formation des tubes polaires, 331.
- Papaver Rhæas. Structure des pétales, 179.
- Paranucléole, 370.
- Paraphyses du *Marchantia polymorpha*, 283, du *Russula rubra*, 277.
- Parenchyme ligneux, 96, 127.
- Parenchyme spongieux, 172.
- Penicillium crustaceum*. Asques, 271; basides, 270; gonidies, 271; habitat, 269; mycelium, 270; noyaux cellulaires, 271.
- Peptone, 253.
- Perchlorure de fer. Emploi, 62, 63.
- Périblème, 182, 186, 192, 195.
- Péricarpe, 352.
- Périsycle, 147.
- Péridermis, 167.
- Péridium, 273.
- Périploème, 155.
- Péristome, 290.
- Péronosporées. Anthéridies, 269; fécondation, 269; gonidies, 267; oogones, 269.
- Pétales. Structure chez le *Papaver Rhæas*, 179; le *Verbascum nigrum*, 179.
- Phaseolus vulgaris*. Amidon, 20.
- Phelloderme du *Ribes rubrum*, 167; du *Sambucus nigra*, 163.
- Phellogène, 163.
- Phénylamine, 243.
- Phloème, 96.
- Phloroglucine. Emploi, 70.
- Phoenix dactylifera*. Structure des membranes de l'albumen, 65.
- Phosphate de chaux. Emploi, 218.
- Phosphate de soude. Emploi, 253.
- Photophore. V. Addenda.
- Phytophthora infestans. Gonidies, 267; suçoirs, 268; zoospores, 269.
- Picea vulgaris*. Archégones, 316; endosperme, 318; fécondation, 315; fleurs femelles, 315; graine, 318; ovule, 316; sac embryonnaire, 316.
- Picro-bleu d'aniline, 102, 382.
- Picro-carmin, 244, 245.
- Picro-nigrosine, 102, 248, 371.
- Pied du microscope, 11.
- Pince d'acier, 9.
- Pinces, 9.
- Pinnularia viridis*. Division, 222; membrane cellulaire, 220; mouvements, 222; plaques endochromiques, 222; préparation des squelettes, 223.
- Pinnus silvestris*. Caraux sécréteurs, 197, 152; étamines, 306; fleurs femelles, 312; grains de pollen, 307; membranes cellulaires, 69; ponctuations aréolées du bois, 65, 124; structure des fleurs mâles, 305; structure anatomique de la tige, 123.
- Pisum sativum*. Albugo, 28; structure de la semence, 27.
- Placenta, 332.
- Placenta central libre des Primulacées, 334.
- Placenta marginal, 333.
- Plaques cellulaires, 368.
- Plaques criblées, 400, 117.
- Plaques endochromiques du *Pinnularia viridis*, 222.
- Plaques de mica. Usage, 223.
- Plasmolyse, 218; dans les poils staminateux du *Tradescantia*, 43.
- Platine chauffante, 25.
- Pliérôme, 182, 186, 192, 195.

- Pleurosigma angulatum*, 224.
 Poils. Leur structure dans : *Cheiranthus* Cheiri, 82; *Matthiola annua*, 83; *Verbascum nigrum*, 84; *V. Thapsiforme*, 85; *Viola tricolor*, 83.
 Poils écaillés de l'*Eleagnus angustifolia*, 86; du *Shepherdia Canadensis*, 85.
 Poils glanduleux du *Drosera rotundifolia*, 90; du *Primula sinensis*, 88.
 Poils massifs sécréteurs de l'*Æsculus hippocastanum*, 91; de l'œcréa du *Rumex Patientia*, 89.
 Poils piquants de l'*Urtica dioica*, 88.
 Poils urticants de l'*Urtica dioica*, 87.
 Point végétatif du *Metzgeria furcata*, 208.
 Poire. *V. Pyrus communis*.
 Pollen. Formation des grains, 324; manière de le rendre transparent, 329, 350; germination, 330; (grains de) composés, 330; noyau cellulaire, 307, 326.
 Pollen. Structure dans *Acacia*, 330; *Althaea rosea*, 329; *Azalea*, 350; *Calluna vulgaris*, 330; *Cucurbita*, 329; *Epilobium*, 328; *Erica*, 330; *Fuchsia*, 328; *Hemerocallis fulva*, 320; *Leucocium*, 327; *Malva crispa*, 329; *Mimosées*, 330; *Oenothera biennis*, 327; *Pinus silvestris*, 307; *Rhododendron*, 350; *Taxus baccata*, 309; *Tridacantia virginica*, 325.
 Polyembryonie dans le genre *Citrus*, 363.
Polypodium vulgare. Anthéridies, 298; anthérozoïdes 300; archégons, 301; fécondation, 302; structure du pétiole, 158; prothalle, 297; sporanges, 297.
Polytrichum juniperinum. Anthéridies, 288.
 Pompe à air. Usage, 50, 55, 80, 343, 352.
 Ponctuations aréolées du *Pinus silvestris*, 65, 124.
 Ponctuations aréolées unilatérales, 120, 124.
 Ponctuations criblées, 150.
 Ponctuations simples de l'*Agaricus campestris*, 210; du *Beta vulgaris*, 54.
 Ponctuations. Membrane de fermeture, 68; réactions, 56, 60; torus, 68.
Populus dilatata. Chute des feuilles, 170.
 Porte-aiguilles, 9.
 Porte-objets. Format, fournisseurs, 9.
 Potasse en solution. Emploi, 24, 48, 87, 113, 148, 153, 166, 182, 185, 245, 272, 289, 305, 311, 318, 328, 331, 345, 349, 350, 353.
 Poussières. Manière de les enlever des préparations, 31.
 Préparations persistantes. Confection; 50, 33, 101, 238, 243; fermeture, 102, 377.
 Préparations. Conservation des préparations colorées, 101, 216. *V. Préparations persistantes*.
 Préparations. Manière de les débarrasser des bulles d'air et des poussières, 31.
 Préparations. Procédé pour ramener sous le microscope une préparation à une place antérieurement observée, 249.
 Primine, 337.
Primula. Ovaire, 334.
Primula sinensis. Poils glanduleux, 88.
 Prisme redresseur. Provenance et usages, 8.
 Procambium, 184.
 Proembryon, 351.
 Promycélium du *Puccinia graminis*, 276.
 Propagules, 281.
 Prothalle du *Polypodium vulgare*, 297.
Protococcus viridis, 224; multiplication, 225.
 Protonéma, 200.
 Protophloème, 97, 103.
 Protoplasma. Bandes d'indifférence, 45, 46; circulation, 37; contraction. *V. Plasmolyse*; rotation. *V. Courants protoplasmiques*; union des corps protoplasmiques des cellules voisines, 383.
 Protoxylème, 96.
 Prune. *V. Prunus*.
Prunus domestica. Structure du fruit, 355; de la graine, 356.
 Pseudo-parenchyme, 209.
Pteris aquilina. Structure anatomique du rhizome, 154.
Pteris cretica. Développement de la racine, cellule terminale, 197.
Puccinia graminis, 274.
 Puits des stomates, 72, 79, 293.
 Pupitre à dessiner, 8, 41.
 Pyrénoides du *Cladophora glomerata*, 214; du *Spirogyra majuscula*, 219.
Pyrola. Sac embryonnaire, 359.
Pyrus communis. Cellules pierreuses du fruit, 57; présence du glueose dans le même, 58.
Pyrus Malus. Structure du fruit, 357; de la graine, 358.
- Q
- Quercus pedunculata*. Galle, 62.
Quercus Suber. Structure du liège, 166.
- R
- Racine. Cône végétatif. *V. Cône végétatif*; endoderme 149; ramification, 196.

- Racine. Structure anatomique dans :
Acorus Calamus, 147; *Allium Cepa*, 145; *Beta vulgaris*, 54; *Ranunculus repens*, 150; *Taxus baccata*, 150.
- Rameaux de Saule. V. *Salix Caprea*.
Ranunculus Ficaria. Embryon, 355.
Ranunculus repens. Structure des faisceaux libéro-ligneux, 110; des racines adventives, 150.
- Raphé des Diatomées, 221; des ovules, 337.
- Raphides, 109.
- Rasoirs, 9, 26, 66.
- Rayons médullaires. Primaires, 117; secondaires, 118, 129, 135.
- Rayons médullaires. Structure dans le *Pinus silvestris*, 125.
- Réactif de Millon. Emploi, 28.
- Résines. Réactions, 91, 128.
- Résine Dammar. Emploi, 239, 375.
- Rhamnus Frangula*. Union du protoplasma des cellules voisines, 385.
- Rhizines de l'*Anaptychia ciliaris*, 211.
- Rhizoïdes, 204, 282, 298.
- Rhododendron. Pollen, 350.
- Rhytidome, 167.
- Ribes rubrum*. Phelloderme, 167.
- Ricinus communis*. Grains d'aleurone, 34, 56.
- Robinia Pseudo-Acacia*. Clute des feuilles, 170.
- Rosa semperflorens*. Structure des aiguillons, 86.
- Rose. Suc cellulaire coloré des pétales, 51.
- Rumex Patientia*. Poils massifs glanduleux de l'ocréa, 89.
- Russula rubra*. Hyménium, 276.
- Ruta graveolens*. Structure anatomique de la feuille, 170.
- S**
- Sac embryonnaire. Appareil ovifère, 359.
- Sac embryonnaire. Structure et développement dans : *Capsella Bursa pastoris*, 347; *Gloxinia hybrida*, 343; *Monotropa Hypopitys*, 359; Orchidées, 342; *Picea vulgaris*, 316; *Pyrola*, 339; *Torenia asiatica*, 343.
- Saccharomyces cerevisia*. Bourgeonnement, 226; noyaux cellulaires, 225.
- Saccharum officinarum*. Revêtement cireux, 92.
- Safranine. Emploi, 101, 246; en solution alcoolique, 375; aqueuse, 159.
- Salix Caprea*. Réactions du tannin, 63.
- Sambucus nigra*. Liège et phelloderme, 162; lenticelles, 164.
- Sapin. V. *Picea vulgaris*.
- Scalpel, 9.
- Schizogènes (Espaces intercellulaires. V. Espaces intercellulaires.
- Schulze (Macération de), 121, 166.
- Sclérenchyme, 58, 117.
- Scolopendrium vulgare*. Sores, indusie, sporanges, 294; structure du pétiole, 158.
- Secondine, 337.
- Sécréteurs (Réservoirs), du *Ruta graveolens*, 170; de l'orange, 360.
- Seignette (Sel de), 58.
- Selaginella Martensii*. Appareil végétatif, spores, sporanges, 304.
- Semences du *Triticum durum*, 29
- Séparation des cellules par la macération, 122.
- Sérum sanguin de mouton, 254.
- Sérum sanguin de veau, 254.
- Shepherdia Canadensis*. Poils écailleux, 85.
- Society-screw, 7.
- Solanum tuberosum*. Amidon du tubercule, 16, 23.
- Solutions nutritives pour les Bactéries. V. Méthodes de culture pour les Algues d'eau douce, 218.
- Sores, 294, 297.
- Soude en solution, 58.
- Soufre dans les cellules des Bactéries, 241.
- Spermaties de l'*Æcidium berberidis*, 274; de l'*Anaptychia ciliaris*, 280.
- Spermogonies de l'*Æcidium Berberidis*, 272; de l'*Anaptychia ciliaris*, 280.
- Sphagnum acutifolium*. Structure anatomique, 202.
- Sphéro-cristaux d'inuline, 61.
- Spirochaete plicatilis*, 240.
- Spirogyra*. Copulation, 257.
- Spirogyra majuscula*. Culture, 218; structure des cellules, 219.
- Sporanges. Structure dans : *Aspidium Filix mas*, 296; *Mucor Mucedo*, 265; *Polypodium vulgare*, 297; *Scolopendrium vulgare*, 294; *Selaginella Martensii*, 304.
- Spores. *Æcidium Berberidis*, 273; *Anaptychia ciliaris*, 280; Bactéries, 233, 248; *Marchantia polymorpha*, 286; *Mnium hornum*, 291; *Morchella esculenta*, 278; *Mucor Mucedo*, 266; *Scolopendrium vulgare*, 296; *Selaginella Martensii*, 304.
- Spores. Ascospores, 278; basidiospores du *Russula rubra*, 277; macrospores, 304; microspores, 304; téléospores du *Puccinia graminis*, 275; urédospores du *Puccinia graminis*, 275; zoospores du *Gladophora glomerata*, 258; du *Vaucheria sessilis*, 261; zygospires du *Mucor Mucedo*, 266; du *Spirogyra*, 257.

- Sporidies du *Puccinia graminis*, 276.
 Sporogone. Structure chez le *Marchantia polymorpha*, 286; le *Mnium hornum*, 289.
 Squelettes siliceux. Préparation, 223.
 Staphylea. Formation des tubes polliniques, 331.
 Stérides, 98.
 Stérigmates, 271, 277, 280.
 Stérilisation, 251.
 Stigmate, 331.
 Stomates. Cellules annexes, 76, 77; cellules stomatiques, 72, 74; mécanisme du mouvement, 74.
 Stomates. Structure dans *Aloe nigricans*, 77; *Aneimia fraxinifolia*, 80; *Iris Florentina*, 72; *Marchantia polymorpha*, 204; *Tradescantia virginica*, 75; *T. zebrina*, 77.
 Stomates aquifères du *Tropæolum majus*, 81.
 Stratification des membranes, 64.
 Striation des membranes, 60, 63, 69.
 Style, 331.
 Subérine. Réactions, 166.
 Substances albuminoïdes. Réactions, 29.
 Suc cellulaire; bleu, 51; jaune, 50; rose, 51, 52; rouge, 49, 50; violet, 58.
 Sucre. Réaction de Barfoed, 59; de Febling, 58.
 Sucre. Recherche dans la poire et dans la betterave, 58.
 Sucre (Solutions). Emploi, 43, 45, 350.
 Sucre (Solutions à 3 %). Emploi, 339, 344, 365.
 Sucre de betterave. V. *Beta vulgaris*.
 Sucre de canne. V. *Saccharum officinarum*.
 Sucre de canne. Excitant spécifique des anthérozoïdes des Mousses, 302.
 Sucre de raisin. V. Glucose.
 Sulfate d'aniline. Emploi, 70.
 Sulfate de chaux. Emploi, 218.
 Sulfate de cuivre. Emploi, 58.
 Sulfate ferrique, Emploi, 62, 63.
 Sulfate de magnésic. Emploi, 218.
 Sulfite de soude, 241.
 Sulfure de carbone, 241.
 Suspenseurs, 551.
 Symbiose, 211.
 Synergides. V. Sac embryonnaire (appareil ovifère).
- T**
- Tanin. Réactions, 62, 65.
 Tanin. Recherche dans la noix de galle; 62; dans les rameaux d'Aulne, 63; dans les rameaux de Saule, 63.
Taxus baccata. Anatomie de la racine, 150; arille, 312; fleurs femelles, 309, fleurs mâles, 308; grains de pollen; 309; ovule, 314.
 Tégument séminal. Structure dans le *Capsella Bursa pastoris*, 347.
 Teinture d'Alkana. Emploi, 36, 128.
 Teinture d'iode. V. Iode dissous dans l'alcool.
 Téléutospores, v. Spores.
 Terminaison des faisceaux libéro-ligneux, 179.
 Test-objet, 224.
 Thalle de l'*Anaptychia ciliaris*, 211; du *Marchantia polymorpha*, 203; du *Melzgeria furcata*, 207.
Thuja occidentalis. Cône végétatif de la racine, 195.
 Tige. Cône végétatif, v. Cône végétatif.
 Tige. Structure anatomique dans: *Aristolochia Siphon*, 113; *Avena sativa*, 275; *Dracœna rubra*, 107; *Equisetum arvense*, 189; *Lycopodium complanatum*, 159; *Mnium undulatum*, 199; *Pinus silvestris*, 123; *Tilia parvifolia*, 133.
 Tiges de verre, 9.
Tilia parvifolia. Structure anatomique de la tige, 133.
 Tissu conducteur du style, 354.
 Tissus mécaniques, 98.
Torenia Asiatica. Fécondation, 346; sac embryonnaire, 344.
 Torus, 68.
 Trachéides, 69, 122, 128.
Tradescantia. Courants protoplasmiques dans les poils staminateux, 37.
Tradescantia virginica. Division des cellules et des noyaux, 365, 380; formation des tubes polliniques, 331; grains de pollen, 325, 351; leucoplastes, 3876; stomates, 75.
Tradescantia zebrina. Stomates, 77.
Triticum durum. Grains d'amidon, 21; semence, 29.
Triticum vulgare. Structure du fruit, 29.
Tropæolum majus. Corps colorés des feuilles florales, 49; stomates aquifères, 81.
 Tubes criblés dans: *Cucurbita Pepo*, 143; *Lycopodium complanatum*, 161; *Pinus silvestris*, 152; *Tilia parvifolia*, 134; *Zea Mays*, 96.
 Tubes criblés. Cal, 100, 117, 152, 144; cellules annexes, 97, 100; contenu, 100; plaques criblées, 100; punctuations criblées, 131; réactifs colorants, 101, 130.
 Tube du microscope, 12.
 Tube pollinique, 331.
 Tubes de verre, 9.
Tulipa Gesneriana. Ovaire, 333.

U

Urédospores. V. Spores.
Urtica dioïca. V. Poils.

V

Vaisseaux du bois, 95.
Vaisseaux du Beta vulgaris, 55; du Cucurbita Pepo. V. Faisceaux libéro-ligneux.
Vaisseaux laticifères. V. Lactificères.
Valets du microscope, 12.
Vallisneria spiralis. Courants protoplasmiques dans la feuille, 45.
Vaucheria sessilis. Anthéridies, 263; anthérozoïdes, 264; fécondation, 263; noyaux cellulaires, 261; oospores, 264; organes sexuels, 263; zoospores, 261.
Verbascum nigrum. Poils des pétales et des étamines, 84; suc cellulaire des pétales, 50; terminaison des faisceaux libéro-ligneux dans les pétales, 179.
Verbascum thapsiforme. Poils des feuilles, 85.
Verres à réactions, 251.
Verres de montres, 9, 74.
Vert d'aniline à 0,001 $\frac{0}{0}$. Emploi, 244.
Vert d'iode. Emploi, 101, 103, 245.
Vert d'iode acétique, 326, 327, 371.
Vert d'iode formique, 371.
Vert de méthyle. Emploi, 55, 245.
Vert de méthyle acétique, 29, 55, 65, 326, 369, 370, 371.
Vert de méthyle formique, 371.
Vésuvine. Emploi, 232.

Vinca major. Suc cellulaire coloré dans la fleur, 51; fibres sclérenchymateuses de la tige, 65.
Vinca minor. Suc cellulaire coloré dans la fleur, 51.
Viola tricolor grandiflora. Poils des pétales, 83.
Violet de gentiane. Emploi, 48, 50, 232, 238, 245, 375.
Violet de gentiane acétique, 369, 371.
Violet de gentiane dans l'eau d'aniline, 245.
Violet de gentiane formique, 371.
Violet de méthyle. Emploi, 48, 50, 232, 243, 245.
Violet de rosaniline de Hanstein. Emploi, 90, 91.
Vis micrométrique, 14.

X

Xylème V. Faisceaux libéro-ligneux.
Xylol. Emploi, 239, 245.

Z

Zea Mays. Structure du faisceau libéro-ligneux, 93.
Zoogloca, 232.
Zoospores du Cladophora glomerata, 258; du Phytophthora infestans, 269; du Vaucheria sessilis, 261.
Zygosporés du Mucor Mucedo, 266; du Spyrogyra, 257.

LIBRAIRIE F. SAVY

ÉLÉMENTS
DE
BOTANIQUE

I
BOTANIQUE GÉNÉRALE

PAR

PH. VAN TIEGHEM

MEMBRE DE L'INSTITUT
PROFESSEUR AU MUSÉUM D'HISTOIRE NATURELLE

UN VOLUME IN-18 DE XVI-480 PAGES AVEC 143 GRAVURES

Prix : 5 francs

ENVOI FRANCO CONTRE UN MANDAT DE POSTE

Janvier 1886



581.4

275

Technique , Manuel

Autor

D'Anatomie Vegetale

Devolva à
Biblioteca da "Luiz de Queiroz"
na última data fixada

| | | |
|--|--|--|
| | | |
| | | |



ORIENTAÇÕES PARA O USO

Esta é uma cópia digital de um documento (ou parte dele) que pertence a um dos acervos que fazem parte da Biblioteca Digital de Obras Raras e Especiais da USP. Trata-se de uma referência a um documento original. Neste sentido, procuramos manter a integridade e a autenticidade da fonte, não realizando alterações no ambiente digital – com exceção de ajustes de cor, contraste e definição.

1. Você apenas deve utilizar esta obra para fins não comerciais. Os livros, textos e imagens que publicamos na Biblioteca Digital de Obras Raras e Especiais da USP são de domínio público, no entanto, é proibido o uso comercial das nossas imagens.

2. Atribuição. Quando utilizar este documento em outro contexto, você deve dar crédito ao autor (ou autores), à Biblioteca Digital de Obras Raras e Especiais da USP e ao acervo original, da forma como aparece na ficha catalográfica (metadados) do repositório digital. Pedimos que você não republique este conteúdo na rede mundial de computadores (internet) sem a nossa expressa autorização.

3. Direitos do autor. No Brasil, os direitos do autor são regulados pela Lei n.º 9.610, de 19 de Fevereiro de 1998. Os direitos do autor estão também respaldados na Convenção de Berna, de 1971. Sabemos das dificuldades existentes para a verificação se uma obra realmente encontra-se em domínio público. Neste sentido, se você acreditar que algum documento publicado na Biblioteca Digital de Obras Raras e Especiais da USP esteja violando direitos autorais de tradução, versão, exibição, reprodução ou quaisquer outros, solicitamos que nos informe imediatamente (dtsibi@usp.br).