

CHAPITRE III

De l'emploi du microscope dans l'étude de l'anatomie et de la physiologie des diverses parties de la fleur.

905. Pour étudier la structure des divers organes foliacés des fleurs, on procède comme il a été dit plus haut à propos des feuilles elles-mêmes (p. 869-870).

Dans l'étude des boutons, il faut, avant tout, porter son attention sur le nombre et les rapports de position des différentes parties, et étudier la structure de ces mêmes parties. Pour cela, on devra faire des coupes transversales, à différentes hauteurs dans un bouton qui ne soit pas encore ouvert. Une telle coupe, faite par la pointe du bouton, ne montrera en général, que les rapports de position du calice et des pétales; une coupe faite un peu plus bas fera voir de plus, dans les fleurs hermaphrodites, les anthères et leur position par rapport aux pétales, et même, dans quelques cas, le stigmate ou le style, ou même l'ovaire, lorsqu'il est supère; on fera ensuite une autre coupe, encore plus profondément, et si l'ovaire est infère, on ne devra pas négliger de l'étudier séparément. Ces coupes, qui ne doivent pas être très-minces, donnent une connaissance complète de la disposition relative des différentes parties de la fleur; on reconnaît ainsi les différents verticilles et le nombre de leurs éléments, puis la position relative des pétales et des sépales; on voit quelle est la structure des anthères avant la déhiscence et la position des loges de l'ovaire par rapport aux verticilles précédents; on reconnaît enfin si les éléments des verticilles se modifient simultanément ou les uns après les autres. (Schacht.)

Souvent une coupe transversale, à travers un bouton, comprend aussi une coupe à travers la bractée à laquelle tient le bouton. Il faut avoir soin dans ces opérations, de ne rien déranger avec l'aiguille ou tout autre instrument de ce genre; cela est d'ailleurs facile à éviter pour les jeunes boutons. Lorsque ceux-ci sont voisins de l'épanouissement, on ne peut plus les étudier par le même procédé, car les différentes parties se sépareraient. Lorsqu'une coupe transversale a été faite dans un jeune bouton, on doit la détacher du couteau avec un pinceau de poils très-fins, comme toutes les préparations délicates; il faut toujours rejeter les coupes qui ne seraient pas tout à fait horizontales.

Indépendamment de ces coupes, il est nécessaire encore d'en faire de longitudinales, passant exactement par le milieu du bouton, dans des directions qui sont indiquées par les coupes transversales: 1° Elles permettent de voir très-aisément l'insertion des pétales et des étamines; on pourra par elles reconnaître si les étamines sont insérées à la même hauteur que les pétales, comme cela a toujours lieu à l'origine, si elles sont portées par un disque, si dans les fleurs qui ont les pétales soudés les étamines sont soudées avec ceux-ci ou en sont distinctes; 2° Elles apprennent quelle est la position de l'ovaire par rapport aux parties de la fleur, s'il est au-dessus, au milieu ou au-dessous, comment est constitué le style et de quelle manière son canal est en relation avec les loges de l'ovaire, question qui, dans beaucoup de cas, ne pourra être résolue que par l'étude organographique de l'ovaire et du pistil. (Schacht, p. 192.)

Pour étudier les anthères des fleurs très-petites, on fait des coupes transversales très-minces dans le bouton floral, et on cherche ensuite avec l'aiguille les anthères que l'on a coupées transversalement; mais lorsqu'il s'agit de fleurs assez grandes, on ouvre le bouton et on place directement l'anthère dans la moelle de sureau. Ces coupes faites à travers un bouton floral permettent aussi de reconnaître si la déhiscence des loges de l'anthère se fera du côté intérieur ou du côté extérieur. (Schacht, p. 198.)

On peut faire l'étude organogénique de la fleur de deux manières: 1° observer directement, sous le microscope, les états successifs de la fleur; 2° faire à travers tout l'axe floral des coupes longitudinales, transversales et inclinées, extrêmement délicates. Le second procédé conduit plus rapidement et plus sûrement au but; il donne une vue beaucoup plus précise sur les rapports intérieurs des différentes parties de la fleur, et enfin, il demande beaucoup moins d'exercice pour être pratiqué convenablement. Dans le premier procédé, on n'est jamais sûr de n'avoir pas produit quelques lésions avec l'aiguille, lors même que l'on est très-habile à la manier; de plus, l'observation est rendue difficile, car on étudie des corps en relief qui exigent que l'on place successivement le foyer de l'instrument à des distances différentes. Dans bien des cas, cependant, il sera bon d'appliquer les deux méthodes afin de ne rien laisser passer d'essentiel.

On choisit les rameaux floraux les plus jeunes et l'on y fait à main libre des coupes longitudinales; la coupe doit être suffisamment mince et montrer l'axe floral; on doit y apercevoir aussi le

bouton terminal et, au-dessous, les feuilles futures. Dans les feuilles situées plus bas (ou bractées), on reconnaîtra la première ébauche des fleurs axillaires, formant un corpuscule cellulaire rond semblable au jeune bourgeon à feuilles ; ce corps cellulaire est l'axe de la fleur. A l'aisselle des feuilles placées au-dessous, on verra déjà apparaître, tout autour de ce corps cellulaire, les sépales sous forme de mamelons arrondis ; la coupe ayant partagé en deux ces ébauches de fleurs, on verra alors la pointe de l'axe former un mamelon arrondi entre les rudiments du calice. Encore plus bas, sur la même coupe, on reconnaîtra l'apparition du second verticille floral, puis du troisième, etc., etc.

Quand on s'est orienté par des coupes longitudinales à travers l'axe floral, sur le rapport des différents verticilles avec le cône de végétation, ou pointe de l'axe, on fait alors des coupes transversales minces à différentes hauteurs. Comme la jeune fleur fait avec l'axe principal (rapport commun des fleurs) un angle plus ou moins aigu, Schacht recommande de faire des coupes un peu obliques par rapport à cet axe. On fera un grand nombre de coupes, et pour chaque degré de développement des fleurs, on choisira celles qui paraissent faites dans des directions convenables.

Pour avoir une succession continue des différents états de développement, il est bon de dessiner toutes les coupes transversales et longitudinales que l'on obtient. Il est alors facile de constater les rapports qui existent entre les coupes transversales et longitudinales correspondant au même degré de développement.

Il est utile de se servir de la loupe pour dégager les coupes longitudinales de toutes les parties inutiles ou nuisibles.

Pour l'étude organogénique d'une fleur, on a, avant tout, à observer dans une coupe transversal :

La succession des verticilles floraux et leur nombre ;

La position des différentes parties d'une verticille par rapport à celles du verticille précédent. Un verticille peut paraître manquer, mais il ne faut pas en conclure pour cela qu'il soit avorté ou atrophié ; le nombre des parties de chaque verticille, l'adhésion des parties, la structure des anthères, de l'ovaire, etc. (Schacht, p. 214 à 216.)

906. Pour étudier l'ovaire, il est nécessaire de faire des coupes transversales, minces, à différentes hauteurs, en suivant les procédés indiqués plus haut (pages 850). En l'examinant avec l'aiguille sous le microscope simple, on verra s'il est pluriloculaire ou non. D'après

Schacht, beaucoup d'ovaires qui sont donnés dans les livres comme pluriloculaires, avec un placenta central, paraissent uniloculaires, au moins à la partie supérieure, avec plusieurs placentas pariétaux s'avancant jusqu'au milieu de la cavité de l'ovaire, dans la partie inférieure ils paraissent réellement pluriloculaires ; on peut citer les Onagrariées, les Pyrolacées, les Monotropées, etc. Les Cucurbitacées ont un ovaire pluriloculaire dans toute sa longueur avec placentas pariétaux. Dans les Onagrariées, on trouve quatre placentas pariétaux qui s'avancent en forme de cannelure, vers le centre de l'ovaire et se terminent en s'élargissant de chaque côté ; ils portent de chaque côté une rangée d'ovules et sont adossés l'un contre l'autre. Entre ces quatre placentas qui se touchent, il reste une cavité libre qui est, en quelque sorte, la continuation du canal du style ; au contraire, dans la partie inférieure de l'ovaire, les placentas sont réunis en une seule masse. Comme exemple de placentas pariétaux peu développés, avec un ovaire uniloculaire, on cite le genre *Viola* ; dans les orchidées, on trouve des placentas bifurqués envoyant de chaque côté des prolongements longitudinaux souvent très-développés, qui portent un grand nombre d'ovules.

Dans une coupe transversale d'un ovaire, il faut encore observer si les ovules ne forment qu'une seule rangée de chaque côté du placenta, comme dans les Onagrariées, ou s'ils en forment plusieurs comme dans les Éricacées. La distribution des faisceaux vasculaires dans l'ovaire, et le placenta mérite aussi d'être étudiée.

Quant au sac embryonnaire, on doit surtout observer sa position dans la nucelle. Dans les Orchidées et les Personnées, la nucelle est de bonne heure repoussée par lui. Dans les Rhinanthacées, les Orobanchées, les Acanthacées et dans les Labiées, le sac embryonnaire forme souvent, après la fécondation, des excroissances qui résorbant le parenchyme du tégument, le traversent et s'avancent librement dans la cavité de l'ovaire ; ce fait ne peut être constaté qu'en faisant des coupes longitudinales très-minces par le milieu de l'ovule. (Schacht, p. 209.) Nous reviendrons du reste plus loin sur son étude après la fécondation (p. 879).

907. *Des grains de pollen et du boyau pollinique et de la fécondation.* Les *utricules mères polliniques* (qui sont des ovules mâles, ainsi que je l'ai montré ailleurs), et par segmentation du contenu desquelles se forment les grains de pollen, naissent au nombre de deux à six, ou quelquefois plus, au centre de chaque moitié de l'anthère. Elles sont généralement regardées comme n'étant autre chose que

des cellules quelconques du tissu cellulaire de l'anthere, qui se sont métamorphosées en cellules spéciales; pourtant on peut constater, comme pour le sac embryonnaire, que, dès leur apparition, ces cellules, quoique se comprimant par leurs faces contiguës, diffèrent par la coloration et l'aspect muqueux de leur contenu des autres éléments de l'anthere.

Pour examiner les grains de pollen, on peut les faire tomber dans l'eau, dans la glycérine, étendue d'eau ou d'alcool, dans les essences, dans l'acide sulfurique concentré ou non. On étudiera les réactions cellulosiques et autres de leurs deux enveloppes. Pour cela il sera bon de faire des coupes de grains polliniques, comme il a été indiqué plus haut (p. 851).

Le tube pollinique peut se former avec une rapidité plus ou moins grande, suivant les plantes que l'on considère; souvent, au bout de quelques heures seulement, l'intine s'échappe par les pores de l'exine ou déchire la peau, si celle-ci est close. Dans les conifères le tube ne prend pas sa source dans l'intine elle-même, mais dans une cellule à laquelle elle donne naissance: le *Pinus*, le *Picea* et l'*Abies* montrent nettement un petit corps formé de plusieurs cellules, qui est lié à l'intine, et dont la cellule terminale se développe pour constituer le tube pollinique. Au moyen de l'acide azotique on peut séparer l'intine de l'exine, et l'on voit alors très-nettement son petit corps cellulaire. Dans les Cupressinées et les Taxinées, au contraire, le contenu de l'intine se divise en deux cellules inégales dont la plus grosse se transforme en tubes polliniques (fig. 272). On trouve des tubes polliniques ramifiés dans le *Fagus sylvatica*, l'*Araucaria brasiliensis* et le *Thuja*, et quelquefois aussi, mais plus rarement, dans le *Viola tricolor*, le *Crocus*, etc.

On peut conserver dans la dissolution de chlorure de calcium les coupes transversales faites dans les grains de pollen. Cependant la production cellulaire de l'intine des conifères ne semble pas se conserver, soit avec la dissolution de chlorure de calcium, soit avec l'huile d'amande douce. (Schacht, p. 203.)

Le moyen le plus facile d'obtenir des boyaux polliniques est de prendre les grains des pollens qui adhèrent aux stigmates de presque toutes les plantes épanouies. On trouve aussi des grains polliniques émettant spontanément leurs tubes suivant le professeur van Heurck; en préparant au chlorure de calcium les poils de la fleur du *Nicandra physaloides* épanouie depuis un ou deux jours et surtout quand le temps est humide. On voit aussi

un grand nombre de ces grains parmi ces poils. Il est beaucoup d'autres plantes sur lesquelles on peut saisir aussi des grains de pollen envoyant leur tube pollinique (fig. 272) dans le tissu conducteur au travers du stigmate, lorsque celui-ci se trouve couvert

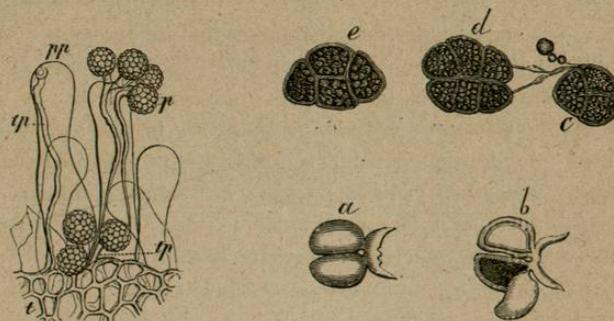


Fig. 272 *.

Fig. 275 **.

de pollen, quand on fait des coupes longitudinales minces portant à la fois sur lui et sur le style.

Pour les masses polliniques des orchidées (ou *pollinies*), il faut les chercher sur le gynostème au-dessus du stigmate, où enfermées chacune dans la logette (fig. 275 a), on les voit quand celle-ci est ouverte (b). On peut alors examiner les groupes de grains de pollen (d, e) retenus par des filaments muqueux (c).

908. Quand on est parvenu à se familiariser par l'organogénie avec la structure de l'ovaire, du style et du stigmate des plantes et aussi avec le développement de leurs ovules, on peut étudier à fond, dans quelques-unes, le canal du style, sur des fleurs non saupoudrées par le pollen, puis sur des fleurs saupoudrées. Pour connaître le chemin suivi par les tubes polliniques, ainsi que les changements qu'ils déterminent dans le canal du style, on doit étudier avec soin l'état de l'ovule et du sac embryonnaire au temps de la floraison, avant qu'un tube pollinique ne soit parvenu jusqu'à ce dernier; c'est surtout sur le contenu du sac embryonnaire qu'il faut porter son attention, car c'est de cette manière seulement qu'il est

* Coupe longitudinale d'un fragment de stigmate du *Matthiola annua*. Sw, montrant quelques grains de pollen, p, qui ont émis leur tube ou boyau tp.; plusieurs de ces tubes sont entrés dans la cavité des papilles stigmatiques pp; t, tissu propre du stigmate. (Tulasne.)

** Masses polliniques du *Mamillaria petiolaris*. a, Logettes fermées. b, Logettes dont l'une a son opercule renversé. c, d, e, Masses polliniques isolées ou réunies par des filaments mucilagineux, c, d.

possible de se faire une idée exacte des changements déterminés plus tard par le tube pollinique.

Pour suivre la course du tube pollinique depuis le stigmate jusqu'à l'ovaire, le meilleur moyen consiste à saupoudrer soi-même les fleurs. On étudie alors chaque jour une ou plusieurs d'entre elles en faisant des coupes longitudinales minces par le milieu de l'ovaire et du style, et l'on se rend compte ainsi du temps que met le pollen pour se développer en tube et parvenir jusque dans la cavité de l'ovaire. Le *Limodorum abortivum* est la plante la plus convenable pour suivre le développement et la marche du tube pollinique. On peut se convaincre facilement que ces tubes n'ont pas une structure uniforme, et qu'elle change de l'un à l'autre, suivant la manière dont la nourriture leur arrive.

Les grains de pollen de *Limodorum* et de *Strelitzia* développent déjà leur tube dans la loge de l'anthere. Chez les conifères la même chose arrive quelquefois dans le *Cupressus*. Le stigmate de l'*Hoya carnososa* convient très-bien pour observer l'émission du tube; avec l'eau sucrée ce phénomène se réalise beaucoup plus difficilement. (Schacht, p. 205.)

Lorsqu'on a préparé de bonnes coupes longitudinales, il est souvent utile d'écartier un peu avec l'aiguille, en s'aidant de la loupe, les parois du canal du style; il existe souvent, en effet, des faisceaux de tubes polliniques mélangés avec les cellules du tissu conducteur, et l'on pourra ainsi les suivre, à la loupe, jusque dans la cavité de l'ovaire. Dans les plantes à style long, mince, se fanant promptement, rarement on réussit à suivre, sans interruption, la marche du tube pollinique; cela est, au contraire, très-facile avec les plantes qui présentent un style court et charnu, comme les Orchidées et les *Viola tricolor*. Quand on examine, par ce procédé, le style d'une fleur d'*Epipactis*, huit jours après l'avoir saupoudrée, on est surpris du nombre prodigieux de tubes polliniques produits; on peut suivre facilement les faisceaux qu'ils forment, jusque dans les ovules. Pour le *Viola*, en prenant des fleurs flétries, on y trouve souvent des tubes polliniques ramifiés; le même fait se présente quelquefois dans le *Fagus sylvatica* et l'*Oenothera muricata*. (Schacht, p. 225.)

Beaucoup d'ovules sont assez gros, à l'époque de la floraison, pour qu'on puisse les placer sur le doigt, et y faire des coupes transversales; mais on devra prendre soin de faire cette coupe dans une direction convenable. On enlève d'abord rapidement un des côtés de l'ovule avec un rasoir extrêmement tranchant; puis on

le retourne avec un pinceau fin, et l'on répète la même opération de l'autre côté: de tout l'ovule il ne reste ainsi que la lamelle centrale qui n'a pas été attaquée. Pour empêcher que la préparation se dessèche pendant que l'on opère, il faut avoir soin de maintenir toujours le doigt humide. On porte aussitôt la préparation, sans couvre-objet, sous le microscope, et l'on reconnaît s'il est utile de la tailler encore; on arrive quelquefois, en voulant améliorer successivement la préparation à la détruire complètement, mais souvent aussi, surtout si l'on s'aide de l'aiguille et de la loupe, on réussit à avoir une coupe utile permettant de faire des observations nettes. On devra essayer d'isoler complètement le sac embryonnaire des fleurs non saupoudrées, lorsque cela est possible. Il semble alors constitué par une cellule simple. Dans la plupart des cas il est si délicat, qu'en cherchant à l'isoler on le détruit, ou au moins les cellules qui y sont renfermées; il vaut mieux alors se contenter de coupes longitudinales, aussi minces que possible, et étudier à fond le contenu du sac embryonnaire, voir s'il existe des cellules à son intérieur, et dans ce cas, examiner quelle est leur position. Lorsqu'on ne peut isoler le sac embryonnaire, ou lorsqu'il n'est pas possible d'étudier l'ovule en le coupant avec le rasoir, on pourra recourir à l'action de la potasse qui permet de reconnaître la disposition et la structure des enveloppes de la nucelle et de distinguer le contour du sac embryonnaire.

On ne doit pas, dans ces recherches, se contenter d'une seule préparation, quelque bien réussie qu'elle soit, il est indispensable d'en faire plusieurs, aussi complètes que possible, et de les comparer les unes aux autres. Dans le *Gladiolus*, le *Crocus*, le *Phormium*, le *Zea*, le *Cheiranthus*, l'*Euphrasia*, etc., la membrane du sac embryonnaire, avant la fécondation, est déjà assez solide pour qu'on puisse l'isoler, au moins à sa pointe.

Les vésicules embryonnaires se trouvent à la pointe du sac embryonnaire, au-dessous du micropyle, tandis qu'à l'autre extrémité apparaissent une ou plusieurs cellules, les *antipodes* des vésicules embryonnaires. Sur une préparation habilement faite, on reconnaît que ces dernières cellules sont pourvues d'une membrane solide de cellulose, tandis que le globule de protoplasma des vésicules embryonnaires (*globule de fécondation*), qui n'est entouré que par la couche externe du plasma, s'écoule très-facilement dans l'eau du porte-objet. Dans les fleurs qui n'ont pas été saupoudrées, bien que le temps normal de la fécondation soit passé, le globule de

protoplasma se coagule et se laisse séparer, même dans l'eau; avec le sac embryonnaire on arrive au même résultat en plongeant des fleurs fraîches dans l'alcool pendant 24 heures (*Crocus*, *Gladiolus*). Par ces deux procédés, on reconnaît qu'il existe au-dessus du globe de protoplasma une masse brillante, striée, qui se colore en bleu avec la dissolution iodée de chlorure de zinc, et est, par suite, formée par de la cellulose; et comme, ordinairement, deux vésicules embryonnaires apparaissent l'une à côté de l'autre, il existe aussi deux pareilles masses distinctes l'une de l'autre, et placées chacune au-dessus de son protoplasma. Dans le *Gladiolus* et le *Crocus*, la structure striée de cette masse de cellulose que Schacht a appelée *appareil filamentaire*, est très-nette; elle semble se composer, après la dissolution du globule de protoplasma, d'une touffe de fils fins; on reconnaît facilement que ces fils appartiennent au globule de protoplasma, et forment, conjointement avec lui, la vésicule embryonnaire. Dans le *Phormium tenax*, le rapport de ces filaments avec le globule de protoplasma est encore plus évident. (Schacht.)

Pour voir les vésicules embryonnaires intactes, il faut chercher à obtenir des coupes longitudinales, par le milieu d'ovules non fécondés, le plus rapidement possible, afin qu'elles n'éprouvent aucun trouble. Dans les premières secondes de l'observation, sur une coupe fraîche, le protoplasma se présente sous la forme d'une cellule globuleuse, avec un nucléus central qui est lui-même quelquefois recouvert par un protoplasma granuleux; mais au bout de quelques instants, il s'écoule sous les yeux de l'observateur, sans laisser l'apparence d'aucune membrane déchirée (de 1/2 à 5 minutes). Le plus souvent, la seule partie qu'il soit possible de voir nettement est la partie inférieure du globule de protoplasma, qui se dresse librement dans la cavité du sac embryonnaire et recouverte par l'appareil filamentaire (*Fadenapparat*) qui en dépend. Il semble généralement qu'il n'existe aucune séparation entre cet appareil et le globule de protoplasma. (V. Schacht, p. 227.)

Lorsqu'on a étudié avec soin le sac embryonnaire avant la fécondation, et les vésicules embryonnaires qui y sont contenues, vésicules qui, généralement au nombre de deux, sont pressées l'une contre l'autre et situées à la même hauteur, quand la pointe du sac embryonnaire n'est pas trop étroite (*Gladiolus*, *Crocus*, *Yucca*, *Zea*, *Watsonia*, *Torenia*); lorsqu'on a de plus étudié par des réactifs le contenu granuleux, et observé les vésicules antipodes au point de

vue de leur nombre, de leur disposition, et de leur réaction, alors on peut s'occuper de l'étude des ovaires fécondés et appliquer encore ici la même méthode.

909. En transportant du pollen, au moyen d'un pinceau sec, sur le stigmate, on peut reconnaître quel est le temps qu'il faut au tube pollinique pour pénétrer à travers le canal du style jusqu'au micropyle de l'ovule, temps qui varie suivant la nature des plantes, et qui est complètement indépendant de la longueur du chemin à parcourir. Si on saupoudre à la même époque plusieurs fleurs, et qu'on ait soin de les marquer avec un petit ruban, on peut suivre, sans se tromper, le développement du tube jusqu'au moment de son entrée dans le micropyle et même de la fructification.

Les fleurs d'orchidées permettent d'observer très-aisément, sans aucune préparation, l'entrée du tube pollinique dans l'ovule; si l'on n'a pas saupoudré soi-même les fleurs, on peut d'ailleurs reconnaître l'état de fécondation au développement de l'ovaire. Si la fécondation a eu lieu, il existe un ou plusieurs tubes polliniques dans le micropyle de chaque ovule, et l'on peut alors enlever ces derniers avec l'aiguille, après avoir fendu l'ovaire. Dans le *Veronica serpyllifolia* et dans le *Torenia asiatica*, l'observation est tellement facile qu'elle n'exige aucune préparation ultérieure. Avec les ovules plus gros, pour lesquels il est nécessaire de faire une coupe transversale, il est plus rare de trouver l'entrée du tube pollinique, parce que le rasoir le traverse très-facilement. Quand on fait, au contraire, comme il a été recommandé plus haut, de minces coupes longitudinales à travers l'ovule, jusqu'à rencontrer le globule de protoplasma des deux vésicules embryonnaires, qui s'est entouré d'une membrane solide résistant à l'action de l'eau; alors, en enlevant avec soin les enveloppes avec l'aiguille, et à l'aide d'une loupe on ne manque jamais d'apercevoir le tube pollinique dans le micropyle; et, en isolant plus complètement encore le sac embryonnaire, on constate que ce tube pollinique est en liaison étroite avec l'appareil filamentaire ou filigère. Cette liaison est si intime que, le plus souvent, il n'est pas possible de séparer les deux parties sans les briser. On constate que la paroi du tube pollinique est ramollie et gonflée, soit sur une grande longueur, soit seulement au point de contact avec l'appareil filigère (*Gladiolus*, *Crocus*), et que son contenu granuleux est plus ou moins détruit.

Les globules de protoplasma, au-dessous de l'appareil filigère des deux vésicules embryonnaires, sont alors pourvus d'une mem-

brane, très-mince d'abord, qui va en grossissant peu à peu, et les sépare de cet appareil. On reconnaît facilement la présence de cette membrane autour du globule de protoplasma, en faisant contracter dans l'eau le contenu de la cellule; on constate ainsi qu'il existe, le plus souvent, des différences remarquables dans l'épaisseur des membranes correspondant aux deux globules de protoplasma. Bientôt, l'un des deux globules s'allonge et descend dans les vésicules embryonnaires, probablement par suite d'un ramollissement successif de l'appareil filigère ou filamentaire; son contenu se divise en même temps suivant une direction transversale, de manière à constituer deux jeunes cellules; la cellule supérieure servira de support à l'embryon, et l'inférieure, au contraire, constituera une nouvelle cellule mère (Schacht, p. 231), qui est la cellule mère de l'embryon (*vésicule préembryonnaire, embryonnaire ou germinative* de quelques auteurs).

Peu à peu, le contenu du long tube qui forme la *vésicule préembryonnaire* présente des formations de noyau, et peu après il se divise, à un instant donné, en fractions plus ou moins étendues, entre lesquelles s'interposent des cloisons transversales. Dans quelques espèces, cette division a lieu avant l'apparition du noyau. Les cellules ainsi formées constituent le *filet suspenseur*. Elles se partagent elles-mêmes de la façon indiquée ci-dessus, il en résulte une série linéaire et simple d'utricules cylindriques (fig. 274).

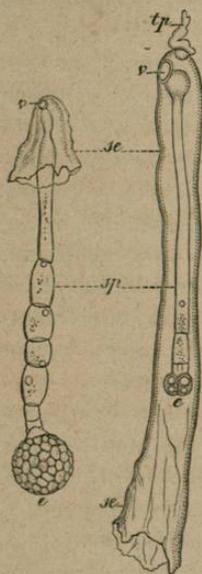


Fig. 274.

* Développement de l'embryon. — A. Premier état observé dans le Pastel (*Isatis tinctoria* L.) : e, embryon; sp, suspenseur; v, point où celui-ci s'attache à la paroi du sac embryonnaire; se, extrémité du tube pollinique qui a opéré la fécondation. — B. État plus avancé, représenté d'après le *Mathiola tricuspidata* R. Br.; mêmes lettres (Tulasne). (A, 150/1; B, 180/1).

mencent l'embryon. Leur apparition est généralement signalée par celle d'une cloison longitudinale; c'est-à-dire ayant la même direction que le tube suspenseur lui-même, qui est, au contraire, cloisonné transversalement. Du fractionnement ultérieur des deux premières cellules ainsi formées résulte une masse cellulaire globulaire, assez longtemps sphérique (fig. 274, e) avant de présenter la dépression, trace des cotylédons.

La jeune plante, qui est soutenue par un suspenseur en forme de tube plus ou moins long, la mettant en rapport avec la membrane du sac embryonnaire, ressemble d'abord à une sphère formée de petites cellules; à l'extrémité libre de cette sphère apparaissent bientôt les premières feuilles (cotylédons), formant des éminences en forme de mamelons, tandis que l'extrémité se détache, et, chez les dicotylédones, se recouvre d'une coiffe; de plus, un anneau de cambium apparaît dans l'axe de l'embryon, entre la moelle et l'écorce. L'embryon globuleux des orobanches, orchidées, *Monotropa*, *Hydnora* et autres, montre, pour ainsi dire, une persistance dans un état de développement peu avancé.

L'extrémité radiculaire de l'embryon est toujours dirigée vers le mycophile; dans le *Citrus* et les autres graines qui ont plusieurs embryons, cette extrémité est constamment encore tournée vers la périphérie. Aussi peut-on sûrement, d'après la forme de l'ovule à l'époque de la floraison, juger quelle est la position de l'embryon dans la graine mûre. (Schacht, p. 213.)

Lors de l'apparition des cotylédons, ils forment de petites éminences sur le corps qui était primitivement globuleux. Il faut ensuite suivre le développement de ces cotylédons et de la pointe de la tige (*plumule*), puis la naissance de l'anneau de cambium dans l'axe de l'embryon, et la formation de la coiffe de la racine, à l'extrémité de la radicule. On étudiera encore la position relative de l'embryon dans la graine même, la disposition de l'albumen, et les changements produits dans les téguments, par suite de la résorption ou de l'épaississement des cellules, etc. On verra se reproduire, pour les enveloppes des graines de Conifères et de Cycadées, les mêmes faits que dans les autres phanérogames. Ainsi, le *Salisburia* et le *Cycas* présentent des fruits pierreux; le fruit du *Taxus* est muni d'un tégument mou (*Arille*); la graine du *Podocarpus* offre un support charnu, et le fruit du *Pinus* est recouvert d'une enveloppe complètement lignifiée. Dans l'albumen, on déterminera par les réactifs connus la nature des parois des cellules et de leur

contenu (Schacht, p. 241); on les traitera successivement par la potasse caustique et par le chlorure de zinc iodé dans plusieurs sortes de plantes comparativement.

Quand la fécondation est accomplie, et que la cellule mère de l'embryon (vésicule embryonnaire) s'est ainsi segmentée, il se développe, en effet, dans le sac embryonnaire de la plupart des plantes des cellules constituant l'*albumen* ou *endosperme*. Par la multiplication des premières cellules de cet albumen, il se produit ainsi un tissu serré qui enveloppe la jeune plante. Dans le *Canna* et le *Tropæolum*, il ne se forme pas d'albumen, et dans le *Cheiranthus*, il ne se développe qu'une seule couche de cellules sur le pourtour interne du sac embryonnaire. Dans les Personées, les Labiées et beaucoup d'autres plantes, la partie supérieure et la partie inférieure du sac embryonnaire ne présentent pas d'endosperme; il existe donc là deux cavités, mais la cavité inférieure n'apparaît qu'après la destruction des antipodes.

Tandis que l'embryon cotylédonné se développe, le tissu cellulaire croît ainsi dans l'intérieur du sac embryonnaire; mais, plus tard, ce tissu qui sert à la nourriture de la plante peut disparaître en totalité ou en partie seulement. Aussi distingue-t-on les graines mûres en périspermées et apérispermées.

C'est en suivant les phases du développement des cellules de l'al-

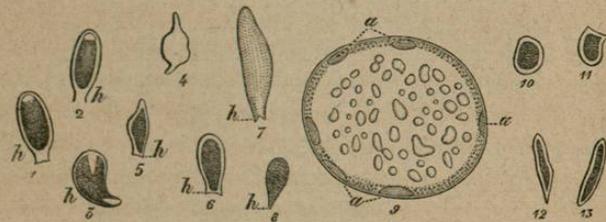


Fig. 275.

bumen et des cotylédons que l'on devra porter son attention sur le mode de production des gouttes huileuses, de l'aleurone, des grains de fécule, etc. (fig. 275).

1 à 8. Jeunes vésicules amyloplacées du *Phaseolus vulgaris*. — 9. Une cellule de l'embryon du *Vicia pisiformis*. — 10 à 15. Jeunes vésicules amyloplacées du *Vicia pisiformis*. Dans la figure 9, a désigne de jeunes grains d'amidon, de coloration verte non encore détachés de la face interne de la cellule dans laquelle ils naissent. Les autres figures représentent des formes diverses de jeunes grains devenus libres, entourés d'une pellicule incolore qui ne se teinte pas en bleu par l'iode. (Trécul, *Annales des sciences naturelles*, 1838.)

Dans les Conifères, la fécondation se distingue de ce que l'on voit dans les autres pharénogames : 1° par la formation du tube pollinique aux dépens d'une production cellulaire du grain de pollen; 2° par la génération de l'endosperme longtemps avant la fructification. Dans les Conifères et les Cycadées, qui, les unes comme les autres, sont dépourvues d'ovaires, la participation du grain de pollen et du sac embryonnaire est *indirecte* d'une double manière, tandis qu'elle est *directe* dans toutes les autres phanérogames. (Schacht, p. 254.)

CHAPITRE IV

De l'emploi du microscope dans l'étude de la génération et du développement des cellules végétales.

910. Dans ces conditions, on voit apparaître un liquide incolore mucilagineux, comme une solution de gomme arabique, qui devient plus dense à certaines places que dans les autres, et là on aperçoit de petits points ou taches plus transparentes. Ce sont autant de très-petites cavités qui s'agrandissent peu à peu et semblent refouler, amincir la substance gélatineuse qui les entoure encore et paraît leur servir de paroi. (Mirbel, *Archives du Muséum d'hist. nat.* Paris. 1859, in-4°.) Dès leur apparition, ces cavités ont chacune leur paroi distincte formée de cellules (Unger, 1814), tapissée par un utricule primordial dans lequel le noyau apparaît de très-bonne heure et que l'iode fait voir avant que son opacité permette de l'apercevoir à l'œil nu. (H. Mohl.) Des coupes pratiquées successivement sur des parties de plus en plus âgées, montrent que cette paroi des cellules est d'abord molle et assez épaisse, et la ligne de contact de celles qui se pressent l'une contre l'autre n'est pas visible, quoiqu'on puisse les isoler et montrer que leurs enveloppes sont distinctes les unes des autres, dès leur origine. Ces parois deviennent plus minces, plus fermes, mieux limitées, à mesure que la cellule grandit; en même temps chaque cellule, de sphérique qu'elle était, devient polyédrique par suite de la compression qu'elles se font éprouver mutuellement. Plus tard apparaissent des granulations dans leur contenu qui d'abord est très-transparent et homogène.

C'est de la sorte que se produisent au contact du système fibro-