

Figure 1.a : cycle de reproduction du Polypode

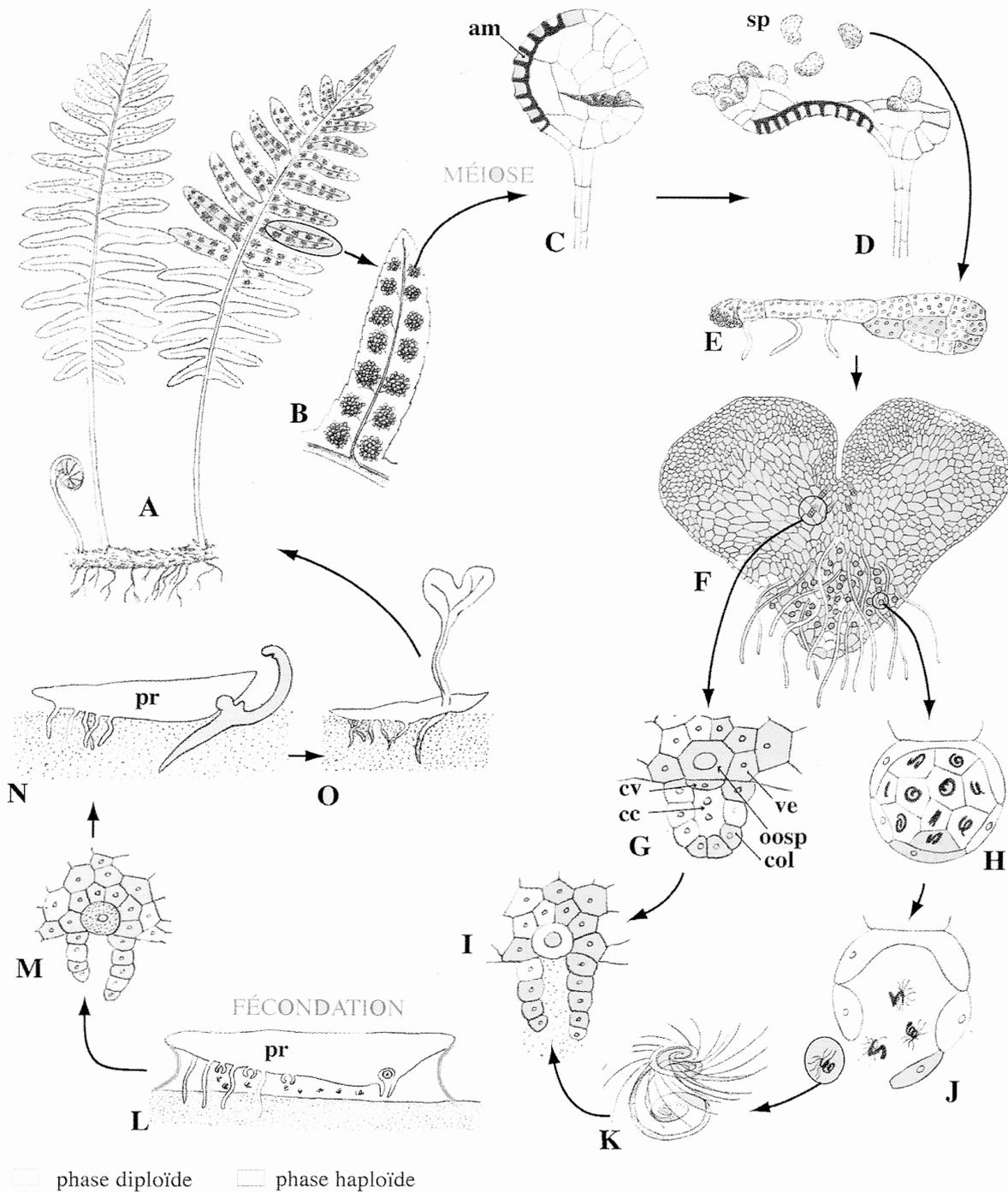


Figure 5-1: cycle de reproduction de *Polypodium vulgare*

A. sporophyte diploïde. B. face inférieure d'un segment de fronde portant des spores. C. sporange mûr. D. déhiscence du sporange libérant les spores haploïdes issues de la méiose. E. germination d'une spore en un prothalle haploïde. Stade prothalle lamelleux. F. prothalle bisexué mature (gamétophyte) haploïde. G. jeune archégone (gamétange femelle). H. anthéridie (gamétange mâle). I. archégone mûr contenant une oosphère (gamète femelle haploïde). J. déhiscence d'une anthéridie libérant les spermatozoïdes. K. spermatozoïde haploïde (gamète mâle). L. prothalle imbibé d'eau permettant la nage des spermatozoïdes vers un archégone. Fécondation (zoïdogamie). M. zygote diploïde. N. embryon diploïde vivant aux dépens du prothalle. O. le jeune sporophyte devient autotrophe et acquiert son autonomie.

am: anneau mécanique, cc: cellule binuclée du canal du col, cv: cellule du ventre, oosp: oosphère, pr: prothalle, sp: spore, ve: ventre.

Figure 1.b : Prothalle et production des gamètes chez le polypode
(in Segarra et al., Ellipses)

A : face ventrale du prothalle
B : CT du prothalle au niveau d'un archégone
C : CT du prothalle au niveau d'une anthéridie

formation des gamètes par MITOSE

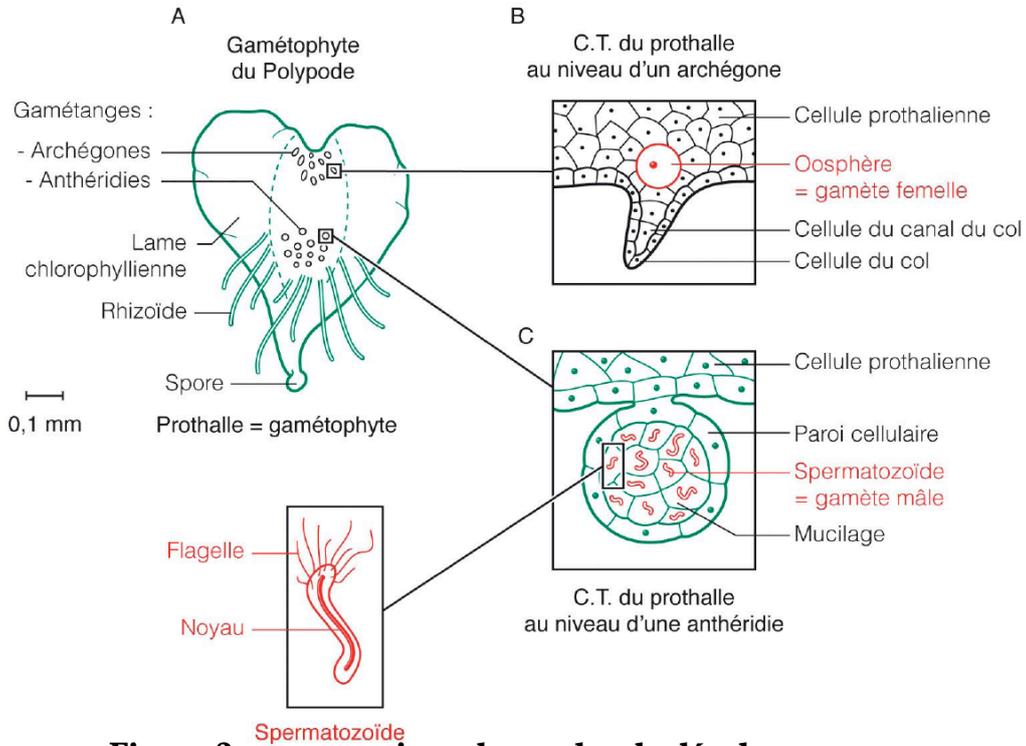
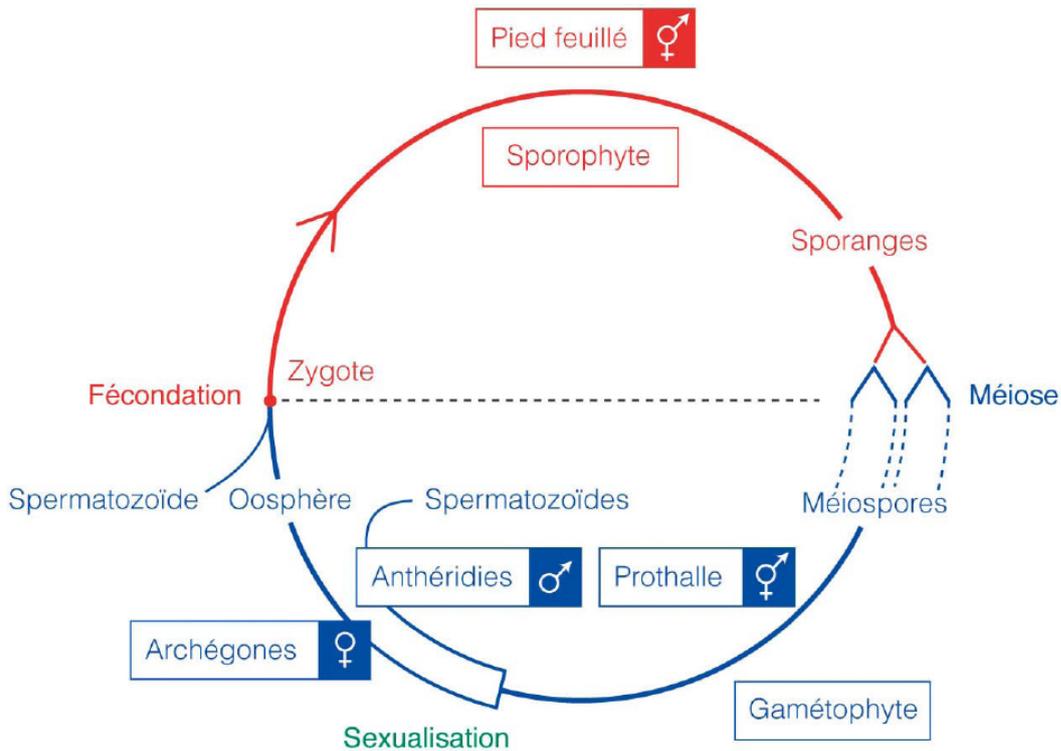
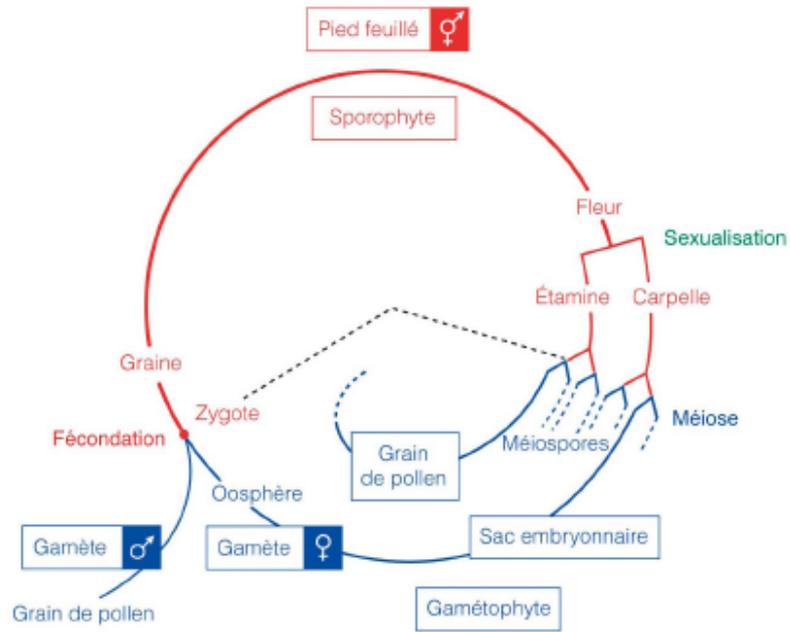


Figure 2 : comparaison des cycles de développement

Polypode :



Angiosperme :



Mammifère :

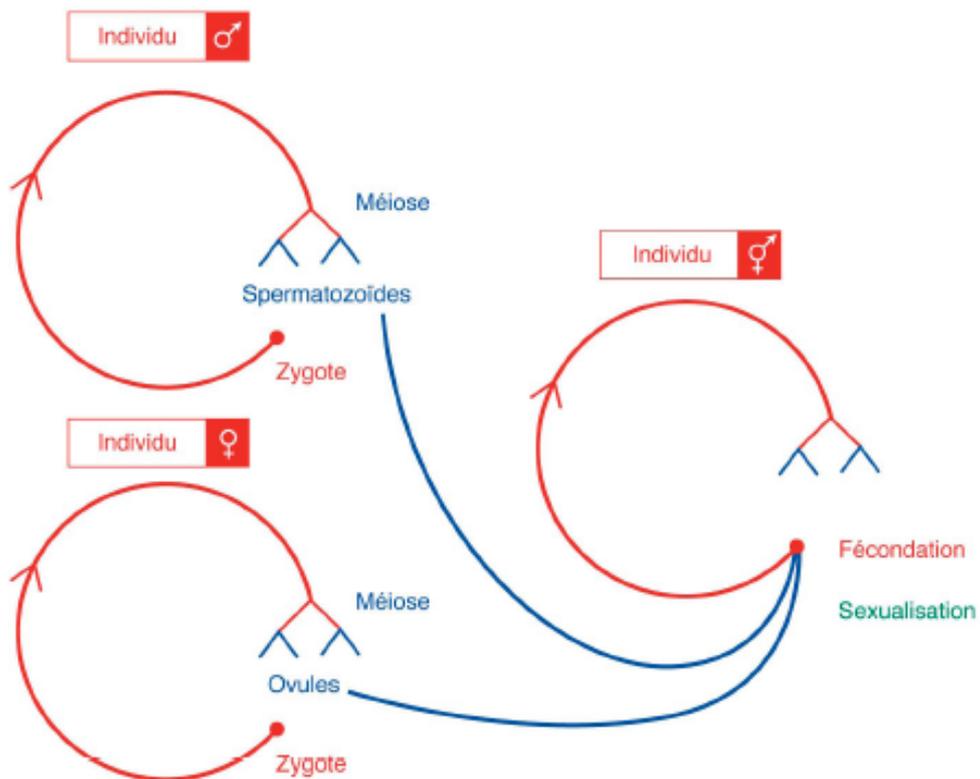


Figure 3 : Organisation interne d'une moule en vue ventrale

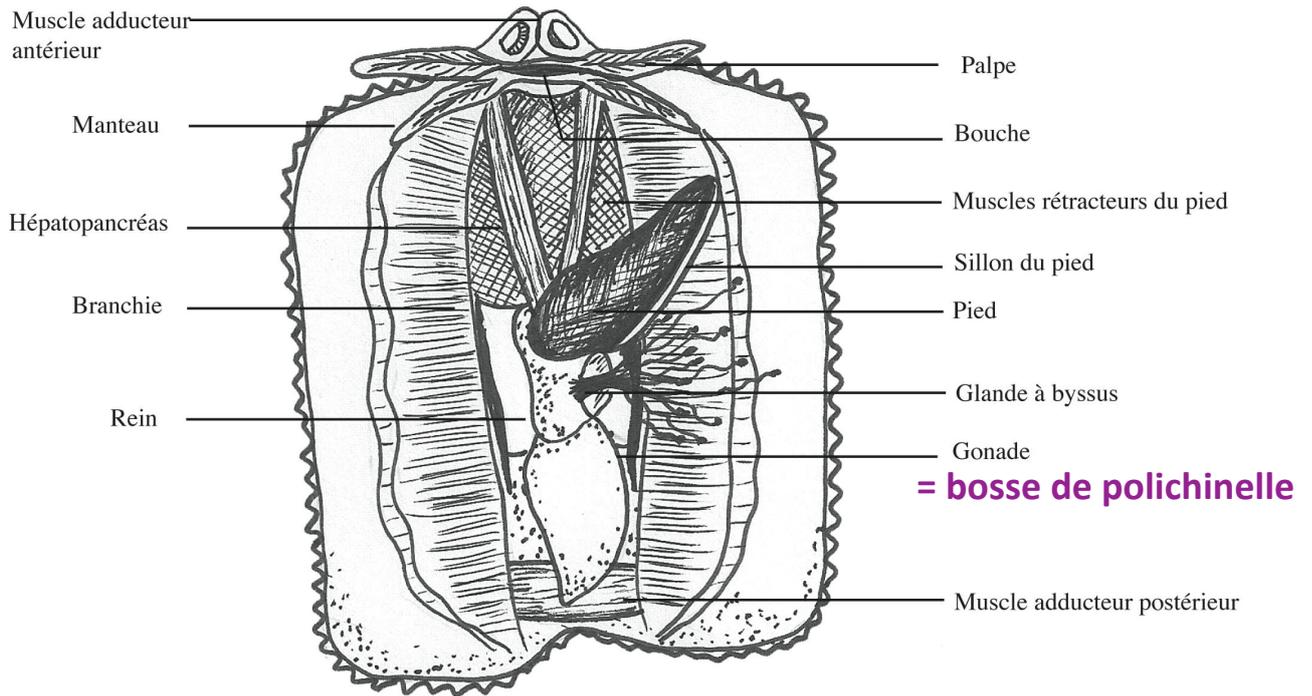


Figure 5 : anthérozoïde biflagellé de *Fucus vesiculosus* = spermatozoïde
(in Segarra et al., Ellipses)

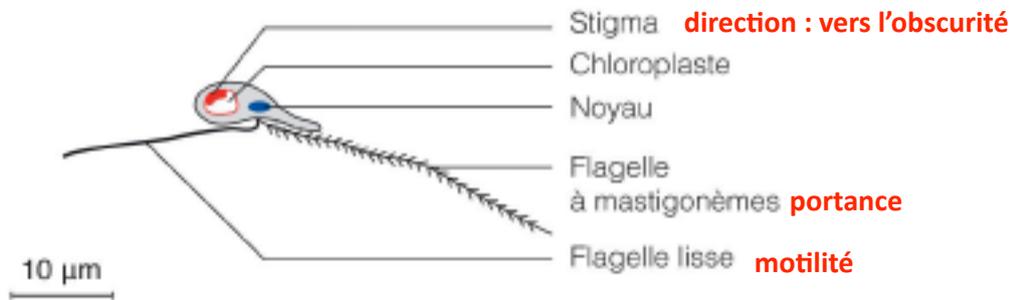


Figure 6 : Schéma d'une expérience montrant le chimiotactisme chez le fucus vésiculeux.

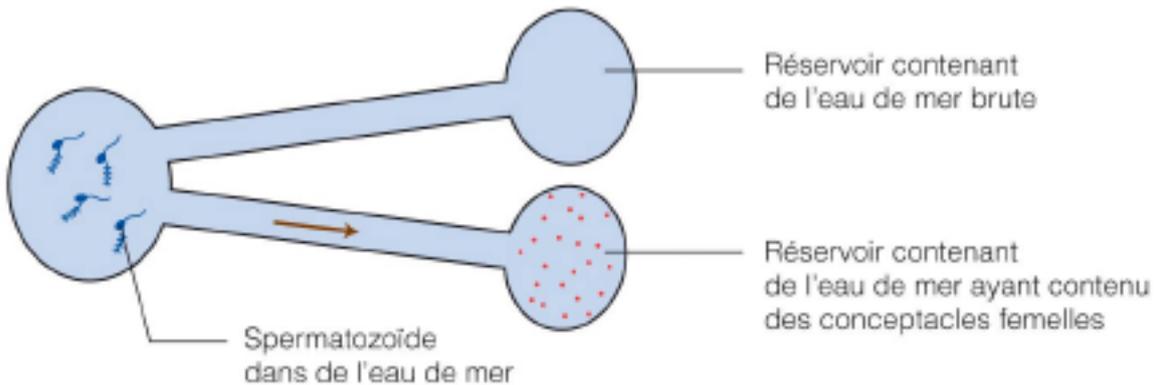
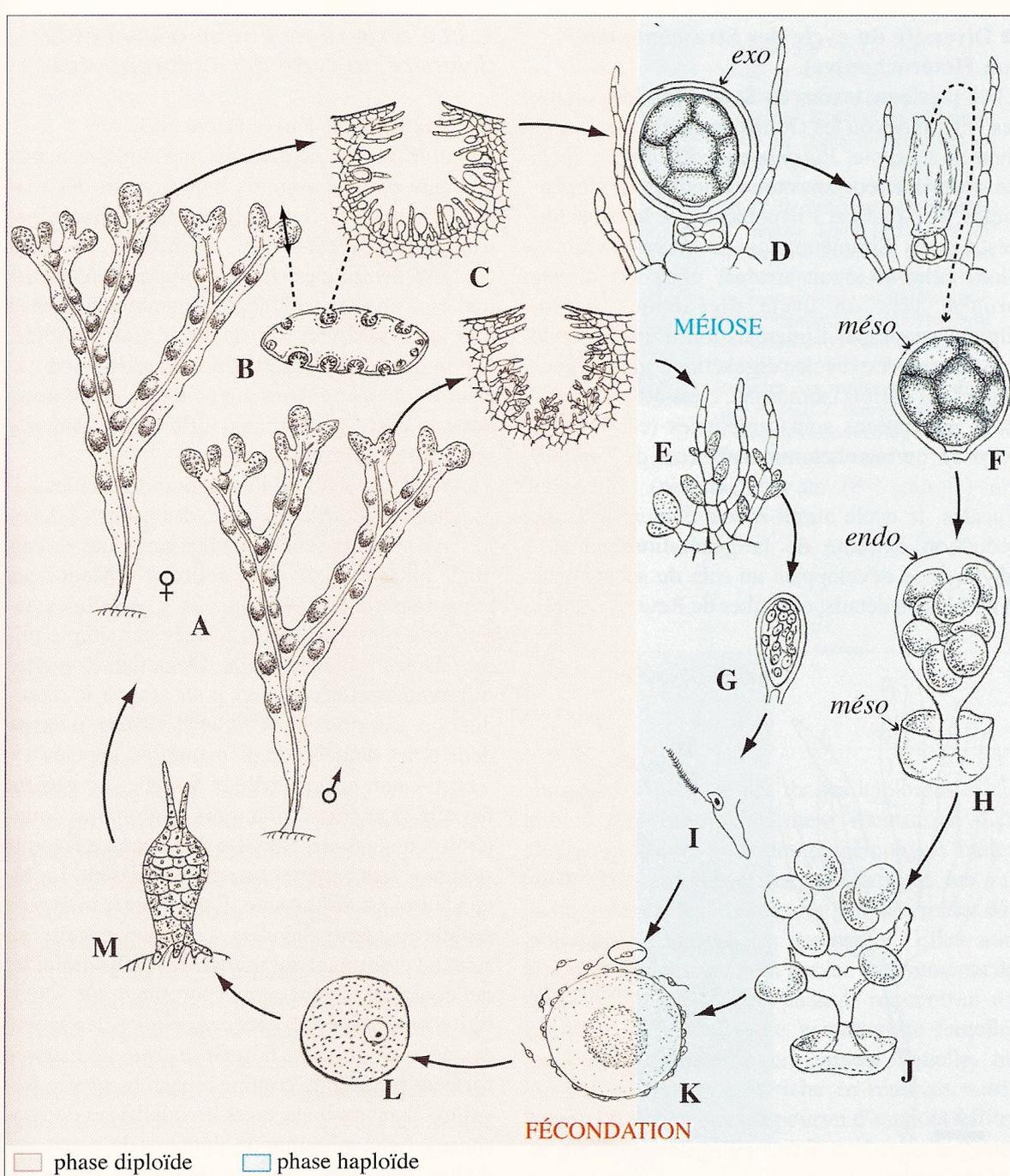
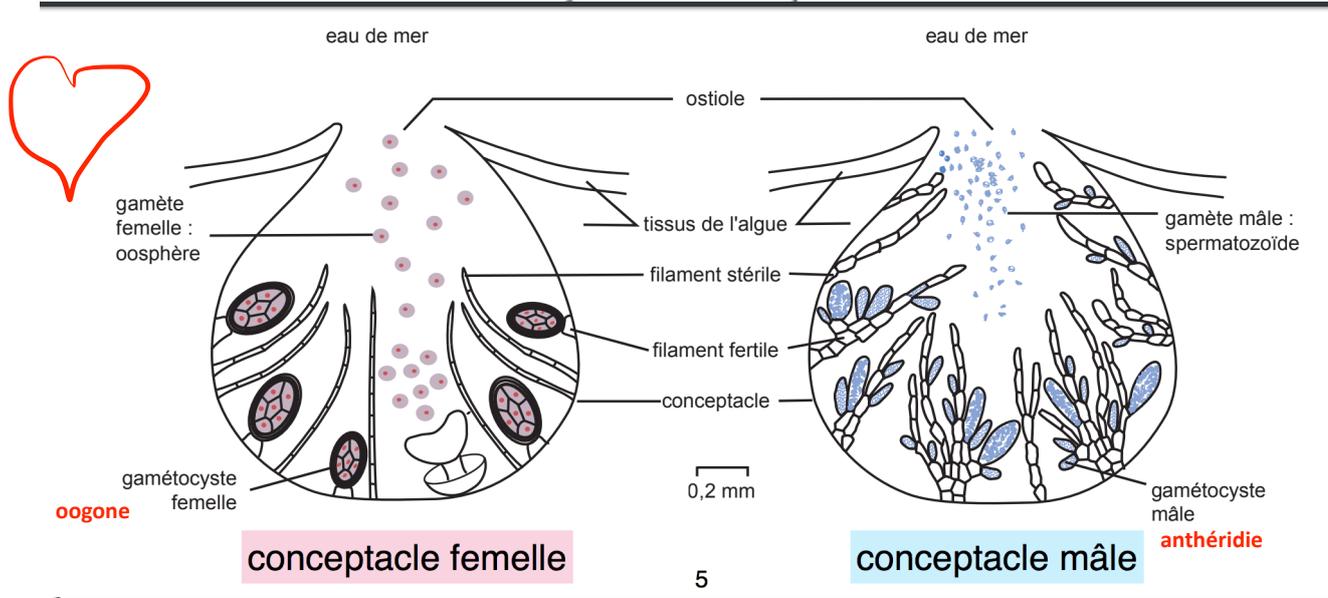
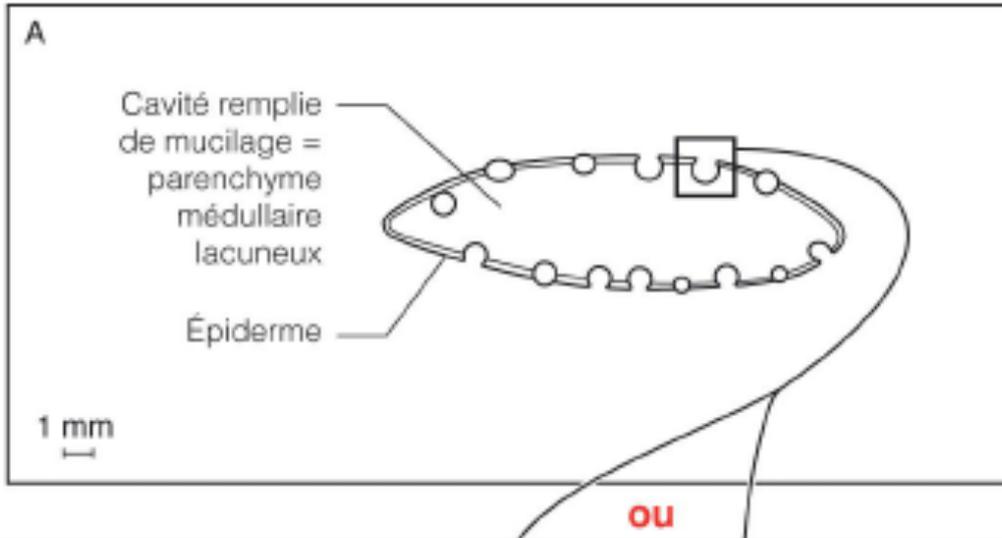


Figure 4 : cycle de reproduction d'une algue *Fucus vesiculosus*



A. thalles femelle et mâle. B. section transversale d'un réceptacle montrant les conceptacles ou cryptes pilifères. C. conceptacles femelle et mâle renfermant des poils porteurs des gamétocystes. Chaque conceptacle s'ouvre par un ostiole. D. poil portant un gamétocyste femelle renfermant, après méiose puis mitose, huit oosphères haploïdes. Le gamétocyste est entouré d'une paroi à trois couches: l'exochiton périphérique, le mésochiton et l'endochiton interne. E. poil ramifié portant des gamétocystes mâles. F. déchirure de l'exochiton. G. gamétocyste mâle renfermant des gamètes mâle formés par méiose puis mitoses. H. le mésochiton se retourne comme un doigt de gant. I. spermatozoïde à flagelles hétérochontes. J. déchirure de l'endochiton libérant les oosphères. K. fécondation (oogamie). L. zygote. M. jeune thalle. endo: endochiton; méso: mésochiton; exo: exochiton.

Conceptacles de fucus (in Segarra et al., Ellipses)

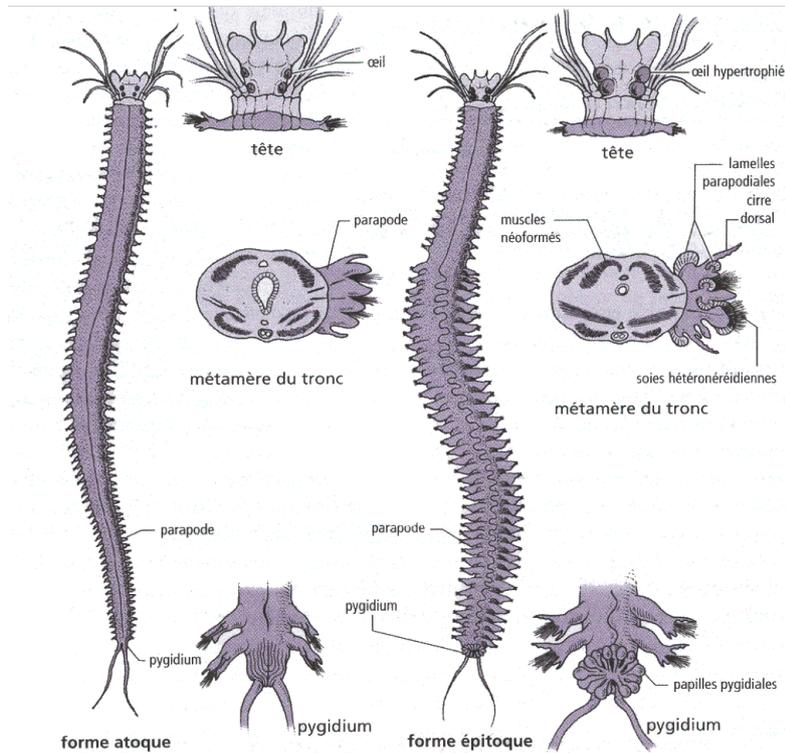


<http://ekladata.com/>

Figure 7 : libération des gamètes chez la Néréis (annélide polychète)

Comme de nombreux Annélides polychètes, la néréis (*Nereis diversicolor*) adopte une forme **épitoque** au moment de sa **reproduction**. L'épitoque consiste en une **transformation morphologique** de différentes structures corporelles dont les parapodes, les yeux, le pygidium. Elle s'oppose à la morphologie de la forme benthique, dite atoque.

La transformation des parapodes en particulier lui permet d'adopter une forme nageuse, pélagique, qui lui permettra d'émettre ses gamètes mâles ou femelles dans la colonne d'eau pour une meilleure dispersion de ceux-ci et ainsi augmenter leur probabilité de fécondation.



En conditions expérimentales semi-contrôlées, on laisse des lots de néréis en lumière naturelle, en lumière tamisée ou en éclairage continu. Le nombre d'individus épitoques est reporté en ordonnée de la figure ci-dessous. L'axe des abscisses indique le nombre de jours après la nouvelle lune (nouvelle lune NL = jour 0).

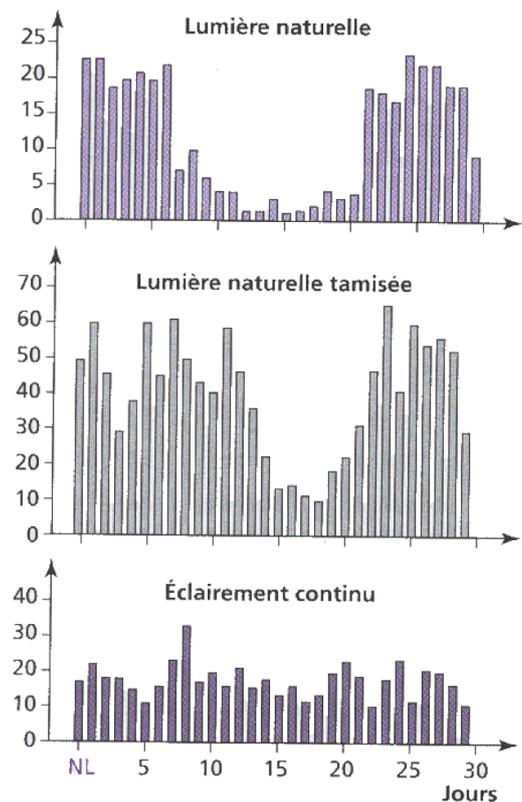


Figure 8 : coupe longitudinale d'un testicule de mammifère

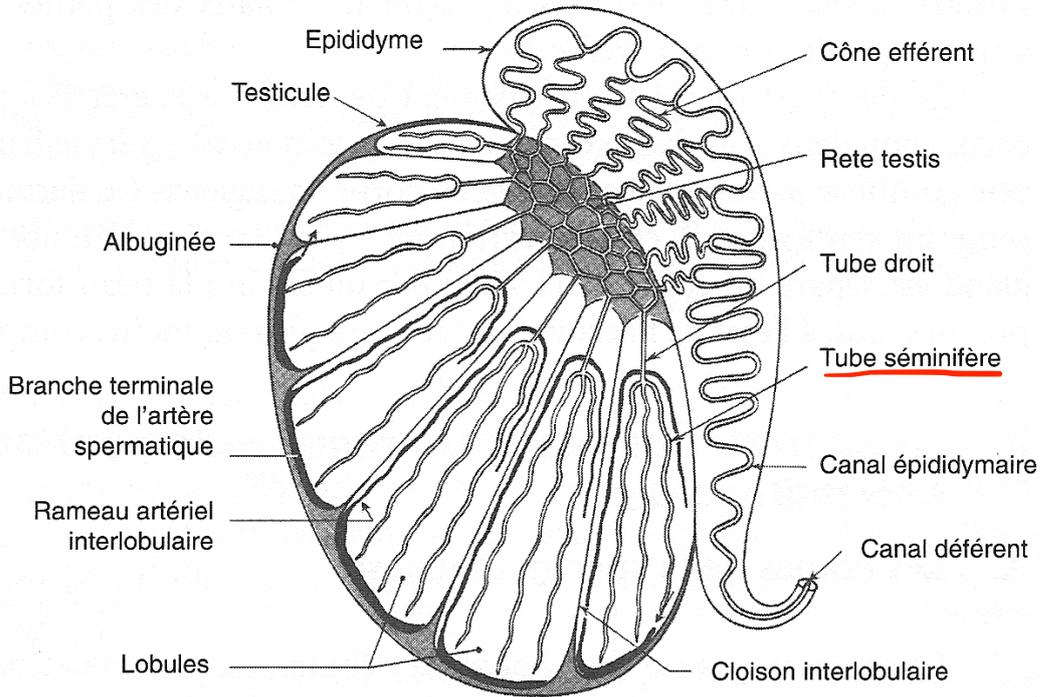


Figure 9 : spermatogénèse chez le rat

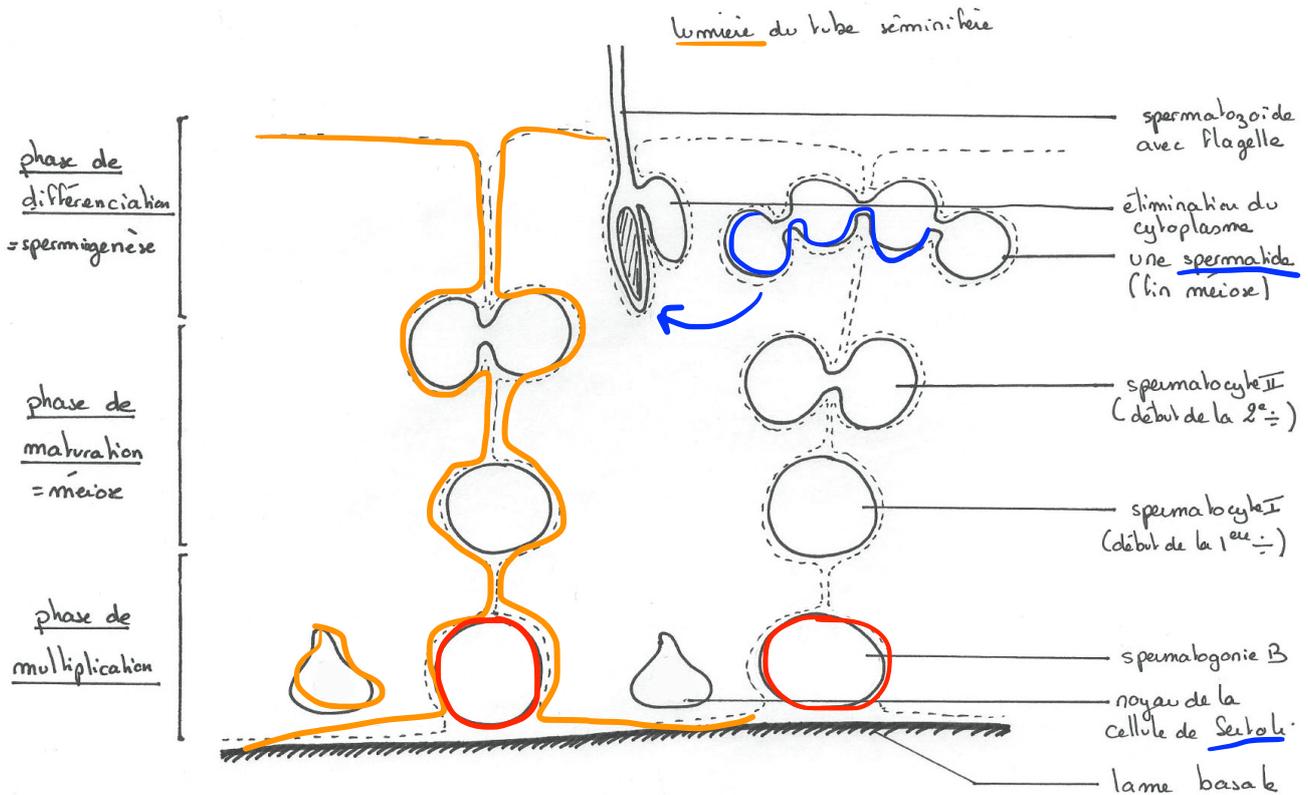


Figure 10 : représentation schématique d'un spermatozoïde

La pièce principale du flagelle n'est pas représentée dans sa totalité.

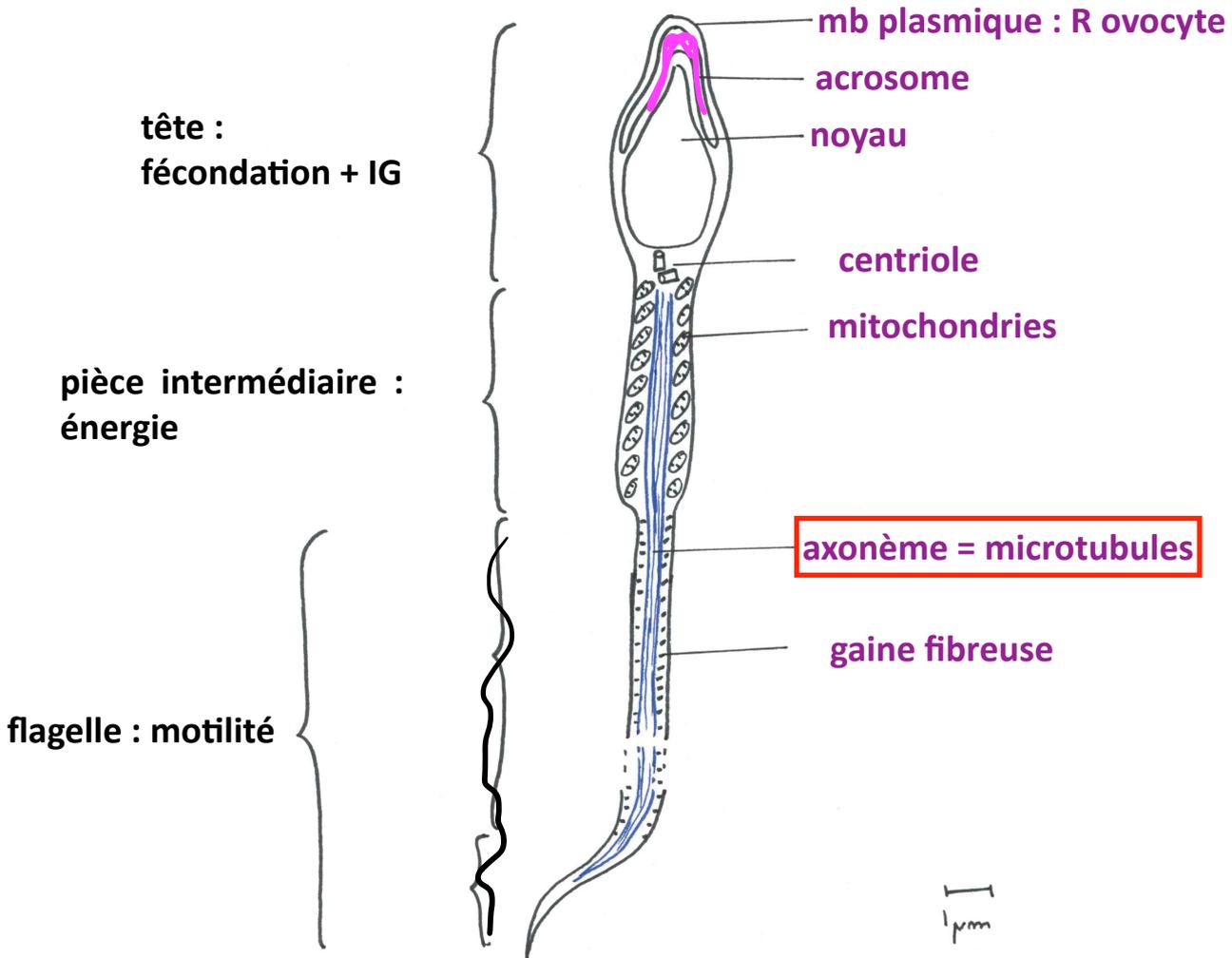


Figure 11: Motilité des spermatozoïdes

Les spermatozoïdes sont des cellules **motiles** (qui se déplacent seules) grâce au fonctionnement de leur flagelle. Celui-ci renferme un **axonème** constitué de 9 doublets de microtubules périphériques reliés les uns aux autres par des bras de **dynéine** (moteur moléculaire) et reliés à un doublet de microtubules centraux par d'autres protéines.

L'hydrolyse de l'ATP permet « la marche » des bras de dynéine sur les microtubules ; or comme ceux-ci sont fixés à leur base (ponts de nexine), ces mouvements entraînent la flexion du flagelle. Les mouvements répétés de flexion du flagelle permettent la propulsion du spermatozoïde.

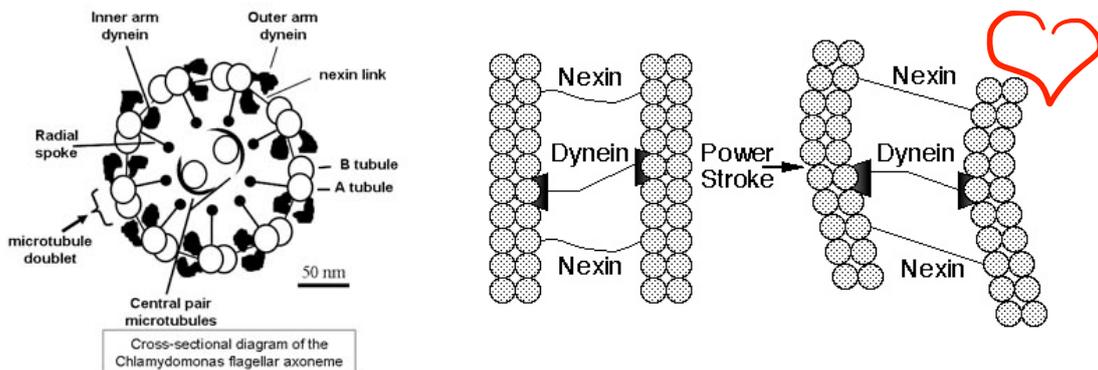


Figure 12 : condensation du génome du spermatozoïde par de protamines

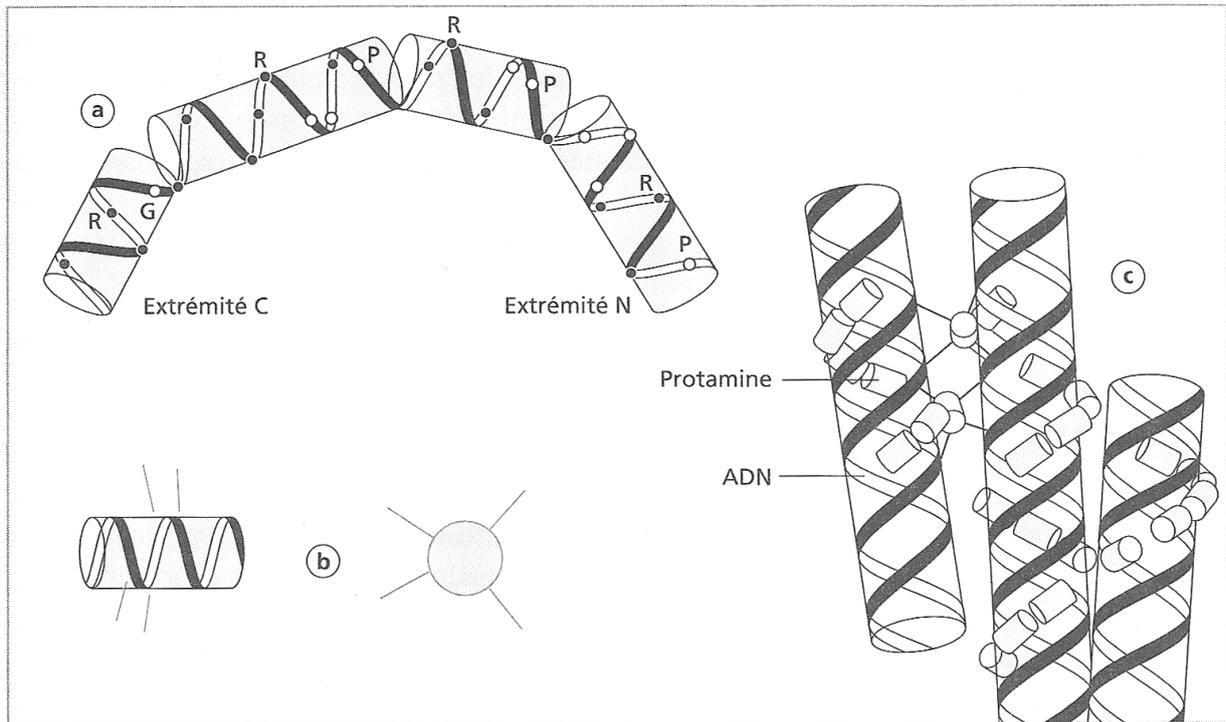


Fig. Modèle montrant les interactions entre protamines et ADN dans le noyau d'une spermatide. **a.** Une molécule de protamine; **b.** un domaine de protamine en vue latérale et en vue axiale; **c.** interaction entre protamine et ADN. Une molécule de protamine est formée de quatre segments en hélice α reliés par des jointures flexibles. Chaque domaine est riche en arginine (R), en proline (P) et en glycine (G), connus pour briser la structure en hélice α en général. La structure en hélice α n'est acquise que lorsque les protamines se complexent avec l'ADN. Des liaisons ioniques s'établissent entre les chaînes latérales de plusieurs arginines consécutives et les groupements phosphates chargés négativement de la molécule d'ADN. Pour chaque domaine en hélice α , deux arginines se lient à une molécule d'ADN et les deux autres à une molécule d'ADN adjacente, réalisant un pontage moléculaire. Les molécules de protamines se placeraient dans un des sillons de la molécule d'ADN, vraisemblablement le grand sillon.

Figure 13 : CT d'un ovaire humain

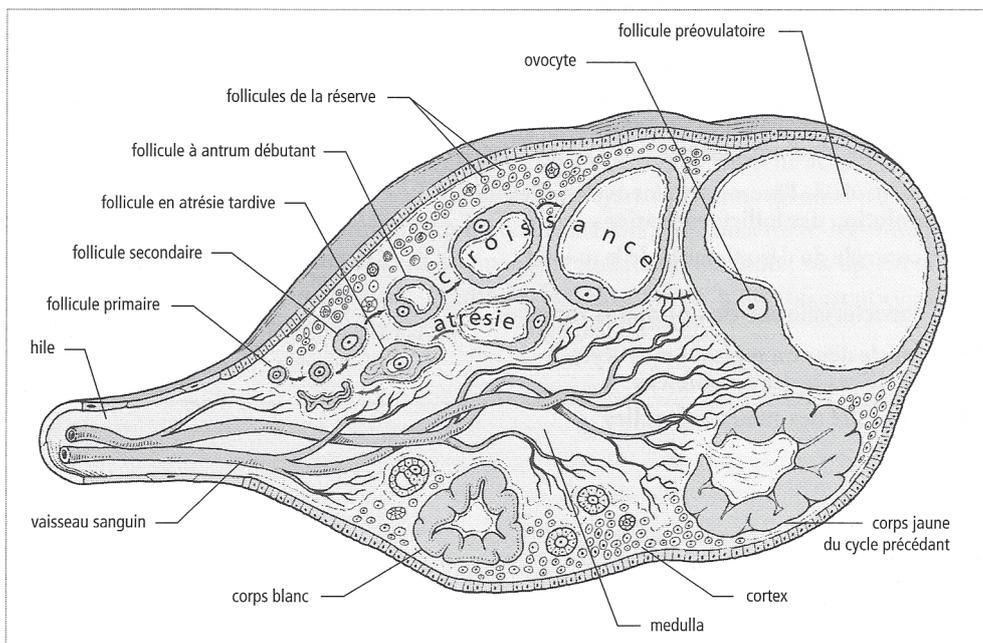


Fig. Représentation schématique d'un ovaire humain où sont figurés les différents stades d'évolution du follicule ovarien. (D'après Driancourt *et al.* in Thibault, 1991.)

Figure 14 : folliculogénèse chez un mammifère

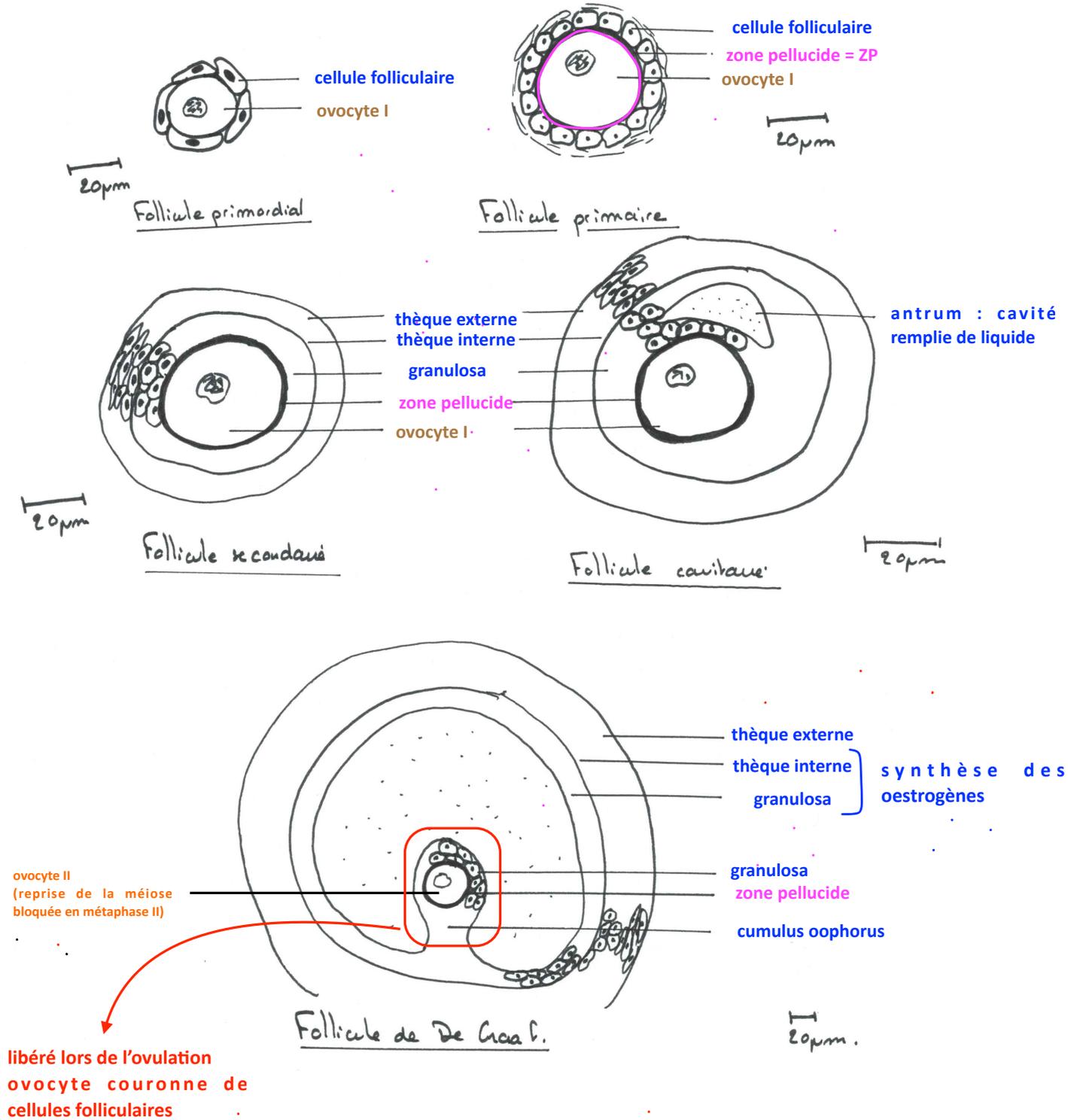


Figure 15 : Organisation d'un gamète femelle en différenciation avec détail des relations cellulaires folliculaires / ovocyte I (in Segarra et al., Ellipses)
(avant la fin de la première division de méiose)

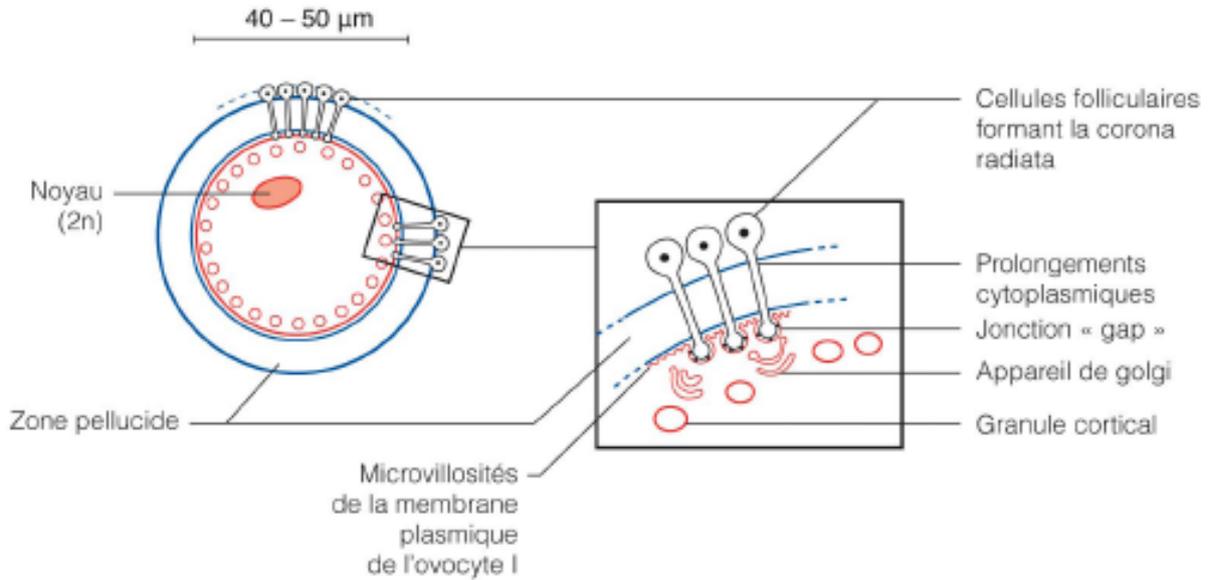
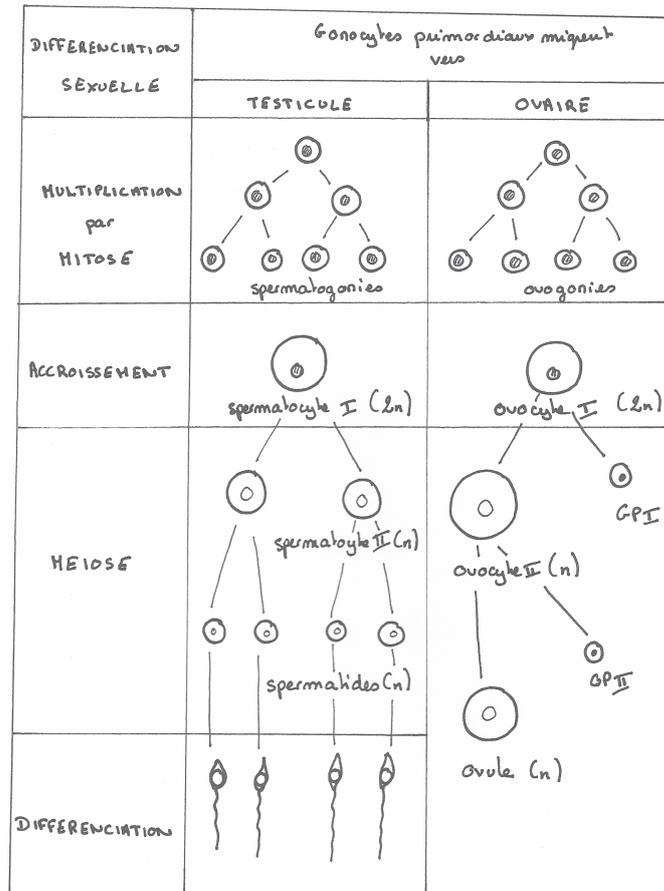


Figure 16 : spermatogénèse et folliculogénèse



BILAN spermatogénèse - oögenèse

Figure 17 : organisation du prothalle du polypode

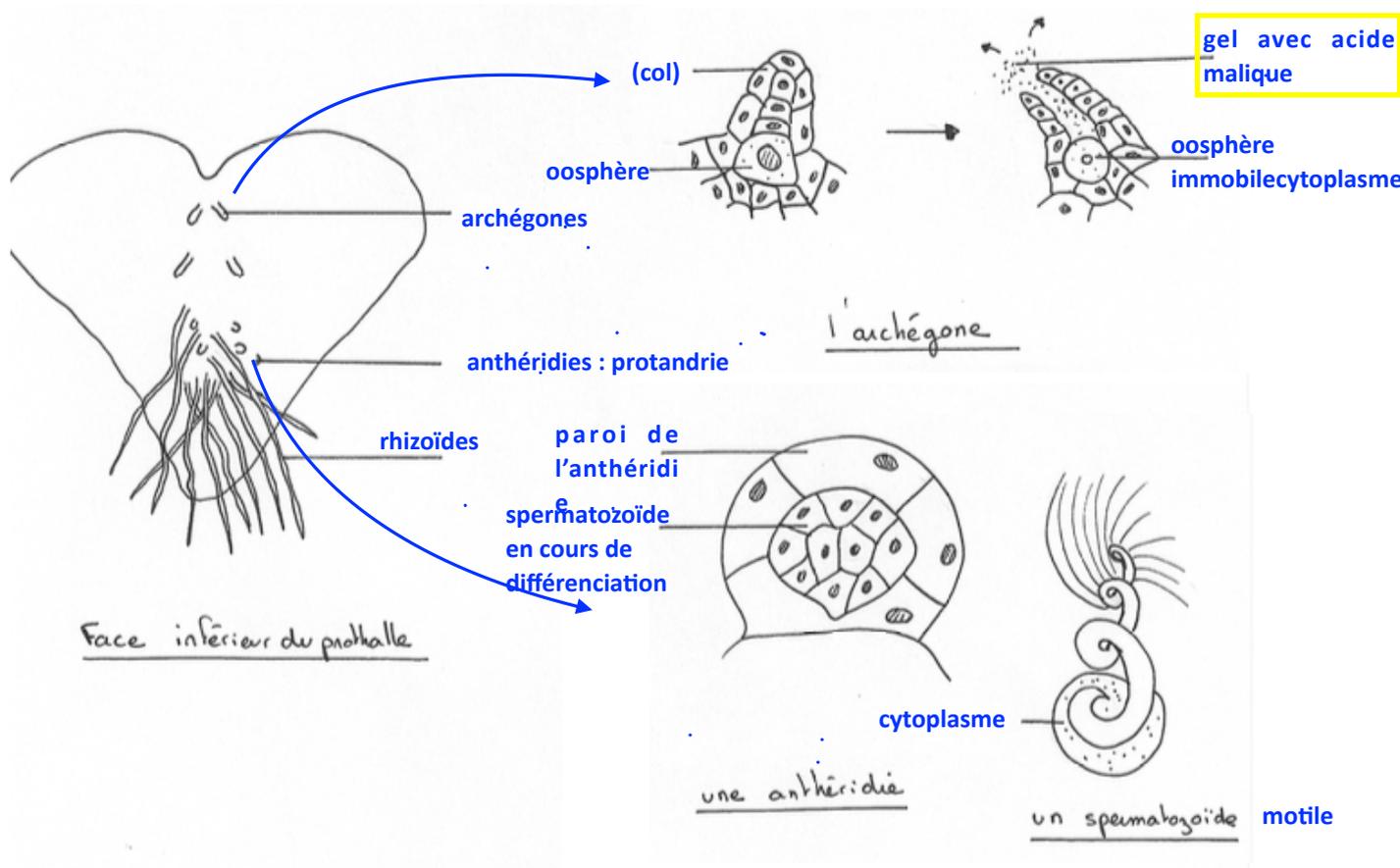
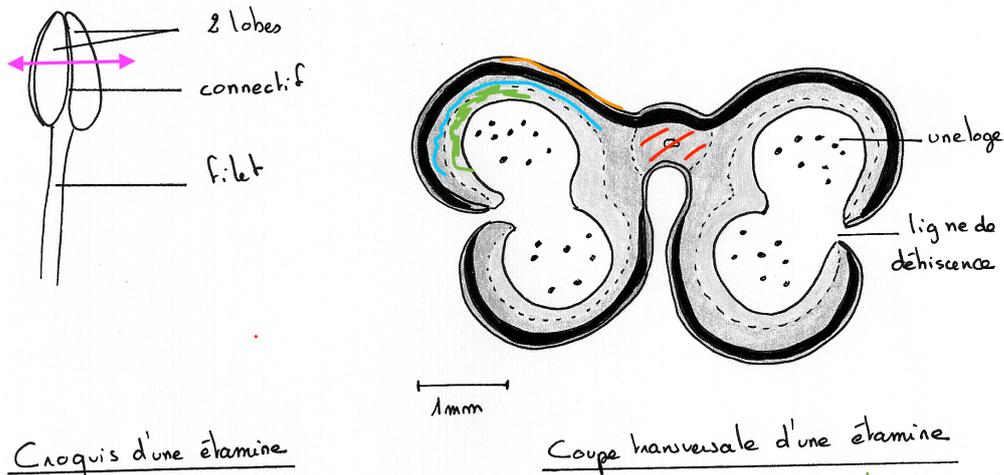


Figure 18 : coupe transversale d'une anthère d'étamine d'angiosperme



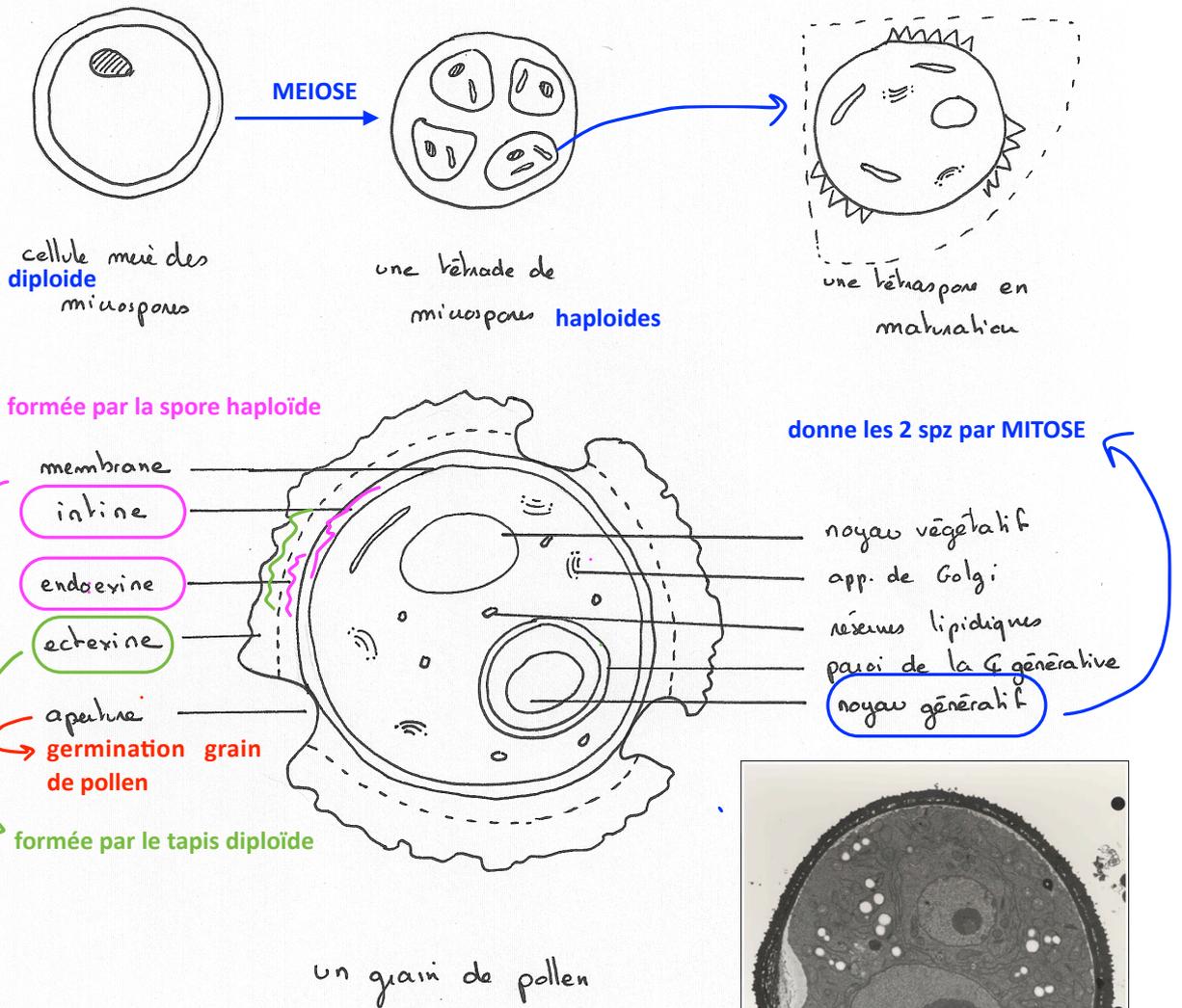
: Teneur en eau et longévité du pollen chez quelques espèces.

Espèce	Teneur en eau (en % de matière de pollen frais)	Longévité (dans les conditions naturelles)
Riz	60	quelques minutes
Maïs	57-60	1 à 2 heures
Blé	55	1 à 2 heures
Triticale	55	1 à 2 heures
Chou	15	3-5 jours
Peuplier	6-8	plusieurs jours

- épiderme
- assise mécanique
- assise transitoire
- tapis formation exine externe
- connectif
- grain de pollen

(D'après C. Kerhoas et C. Dumas. Nuclear Magnetic Resonance. H.F. Linskens et J.F. Jackson, eds. Berlin : Springer Verlag 1986 : 169-90.)

Figure 19 : formation du grain de pollen à partir du tissu sporogène



SILAN

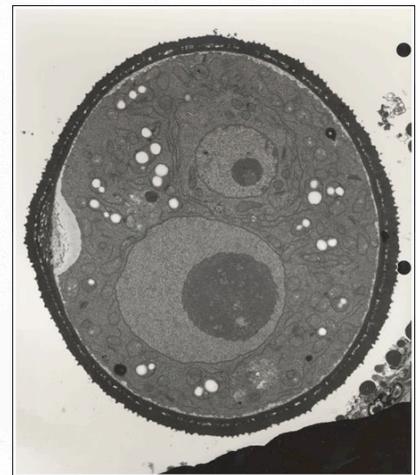
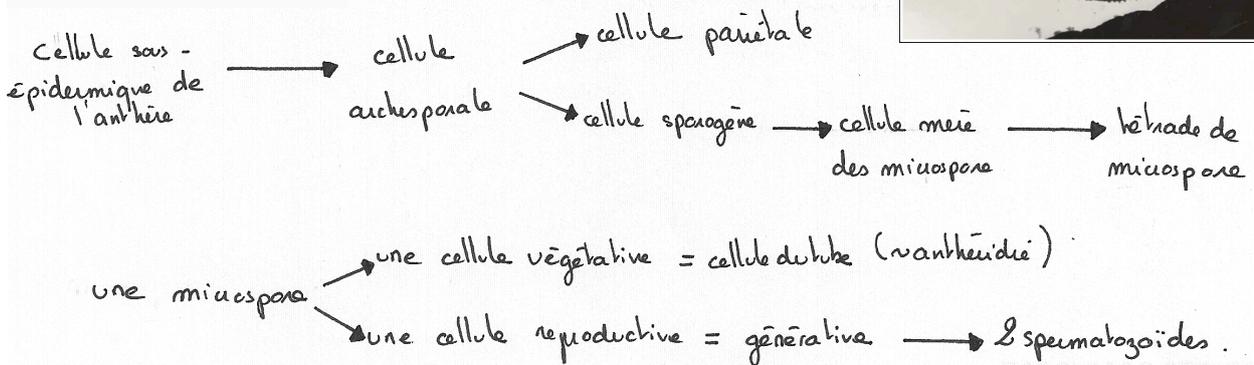
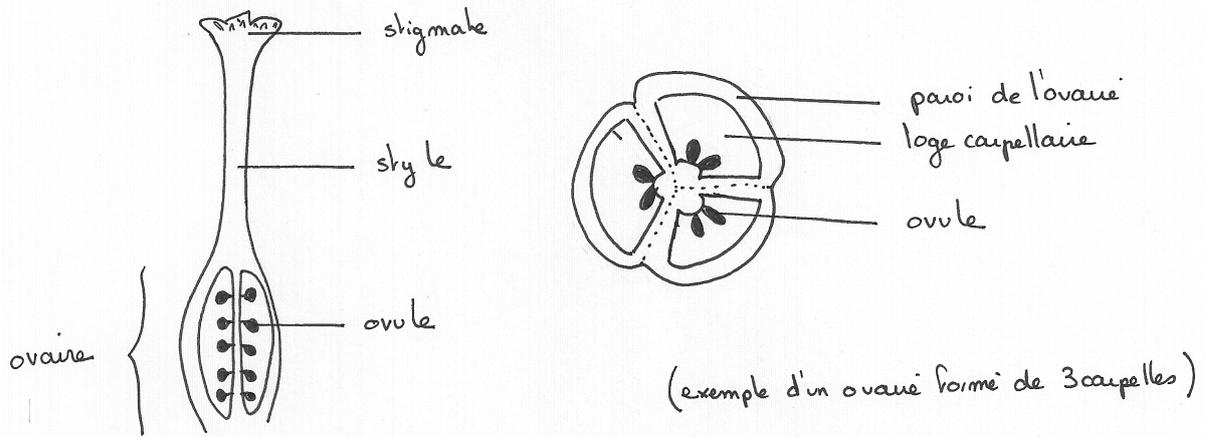
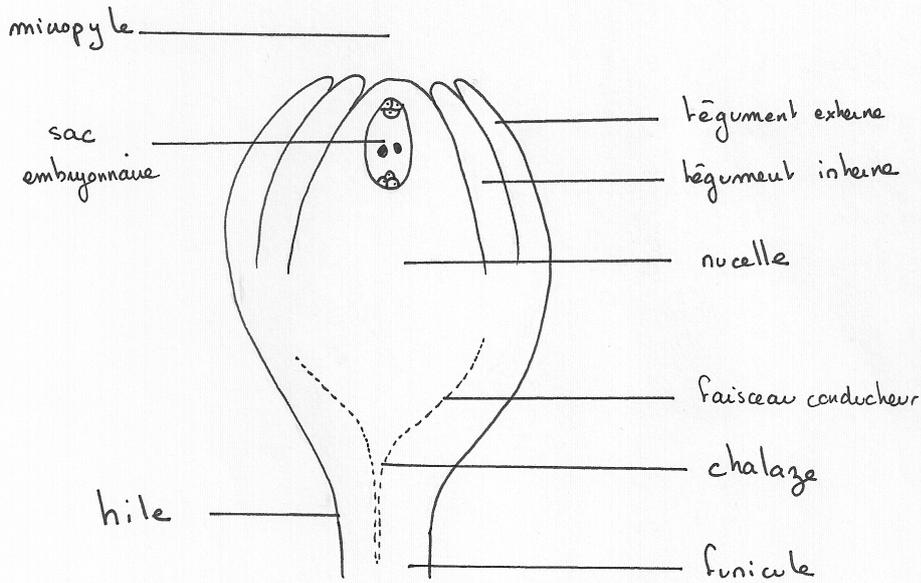


Figure 20 : structure d'un ovaire de fleur d'angiosperme



Croquis d'un pistil

Coupe transversale de l'ovaire



Croquis d'un ovule orthotrope (noyau)

Figure 21.a : formation du sac embryonnaire

hors programme

Formation du sac embryonnaire (sac monosporique).

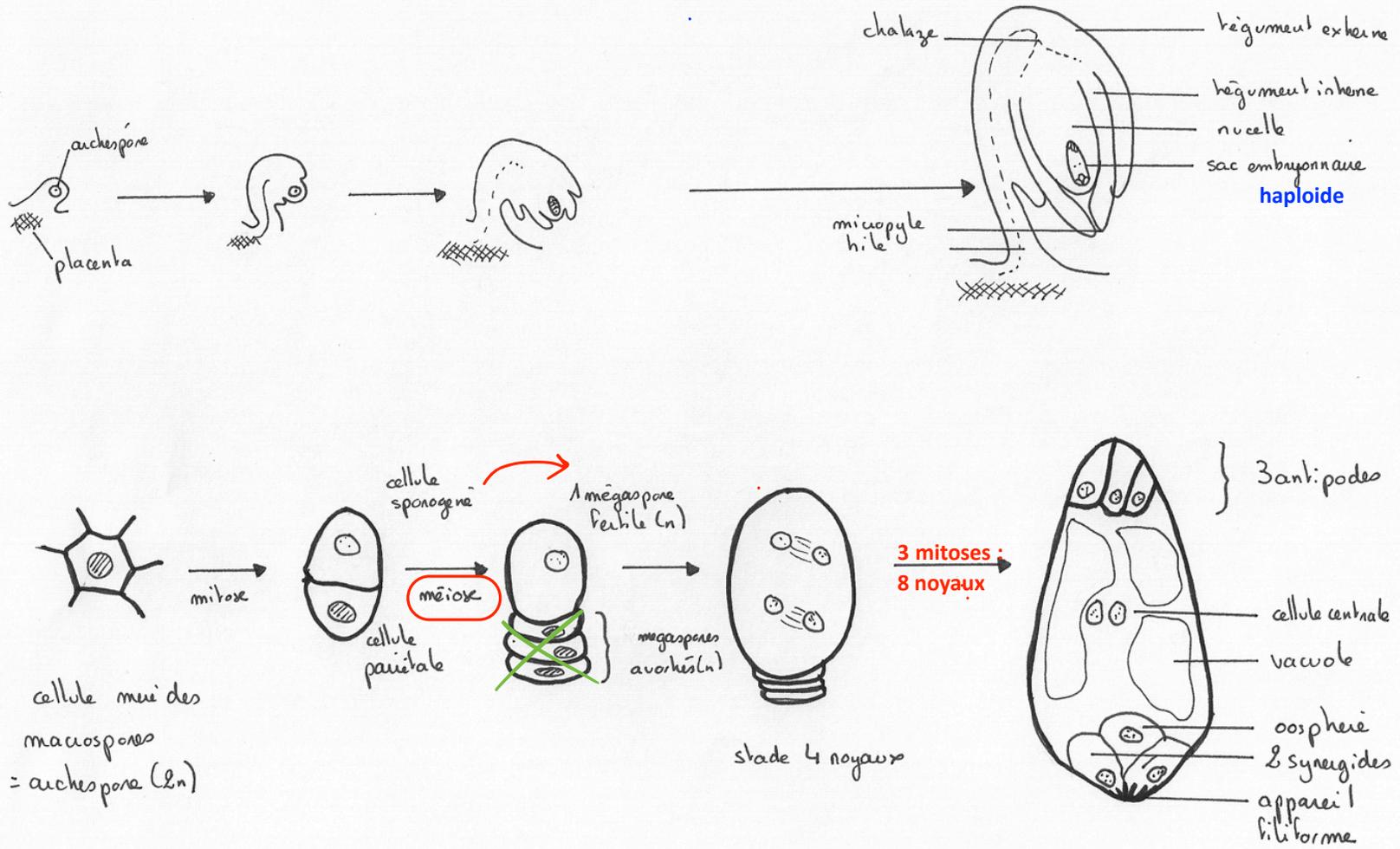




Figure 21.b : formation du sac embryonnaire simplifiée à savoir

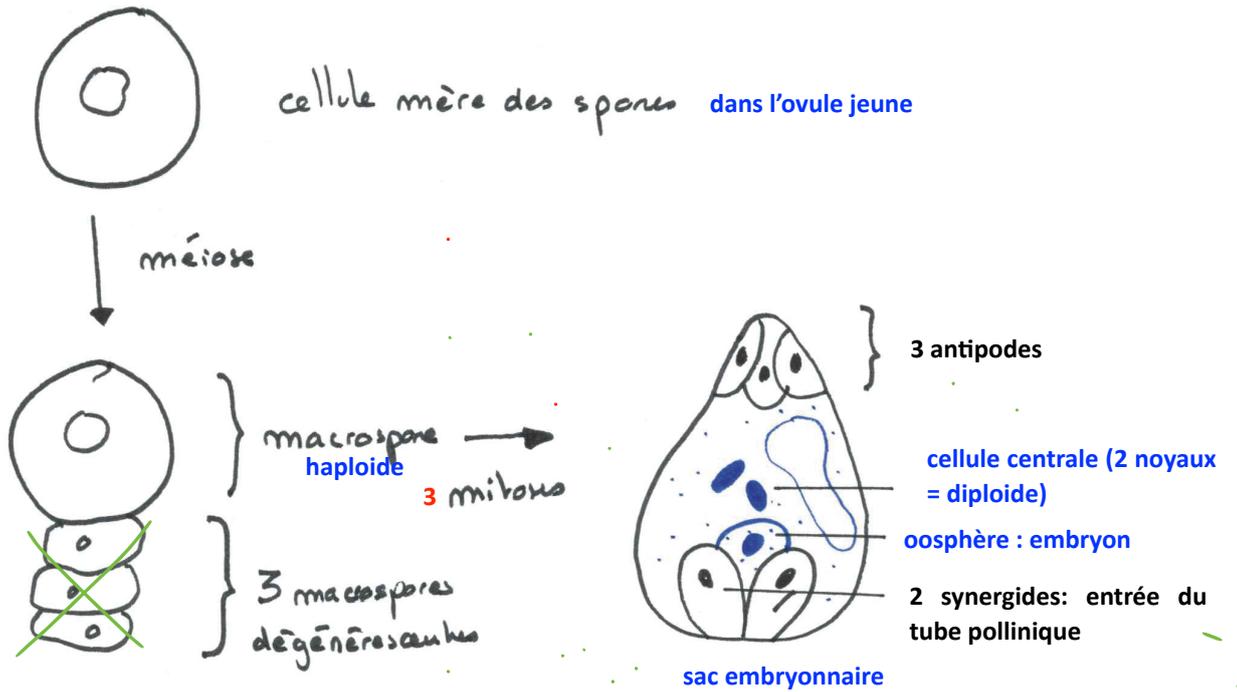


Figure 22 : fleurs anémogames et entomogames

: comparaison des caractères de fleurs anémophiles et entomophiles

	Fleur anémophile	Fleur entomophile
Exemples	 <i>Poa</i> (Poacées)	 <i>Salvia</i> (Lamiacées)
Morphologie	Fleur discrète, terne, sans parfum, ni odeur, ni nectar. Étamines exposées au vent, stigmates plumeux	Fleur voyante petite en inflorescence ou grande et isolée, de formes très diverses. Couleurs vives, parfum, odeur, nectar
Pollen	Production d'une grande quantité de petits grains de pollen lisses dispersés à <u>grande distance</u>	Production <u>plus réduite</u> de gros grains de pollen à exine très <u>ornementée</u> adhérant au pollinisateur. Dispersion à <u>courte distance</u>
Type de végétaux	Anémophilie fréquente chez les plantes monoïques (arbres en particulier)	Entomophilie fréquente chez les plantes dioïques et hermaphrodites

Figure 23 : organisation de la fleur de *Poa*, adaptation à une pollinisation anémogame

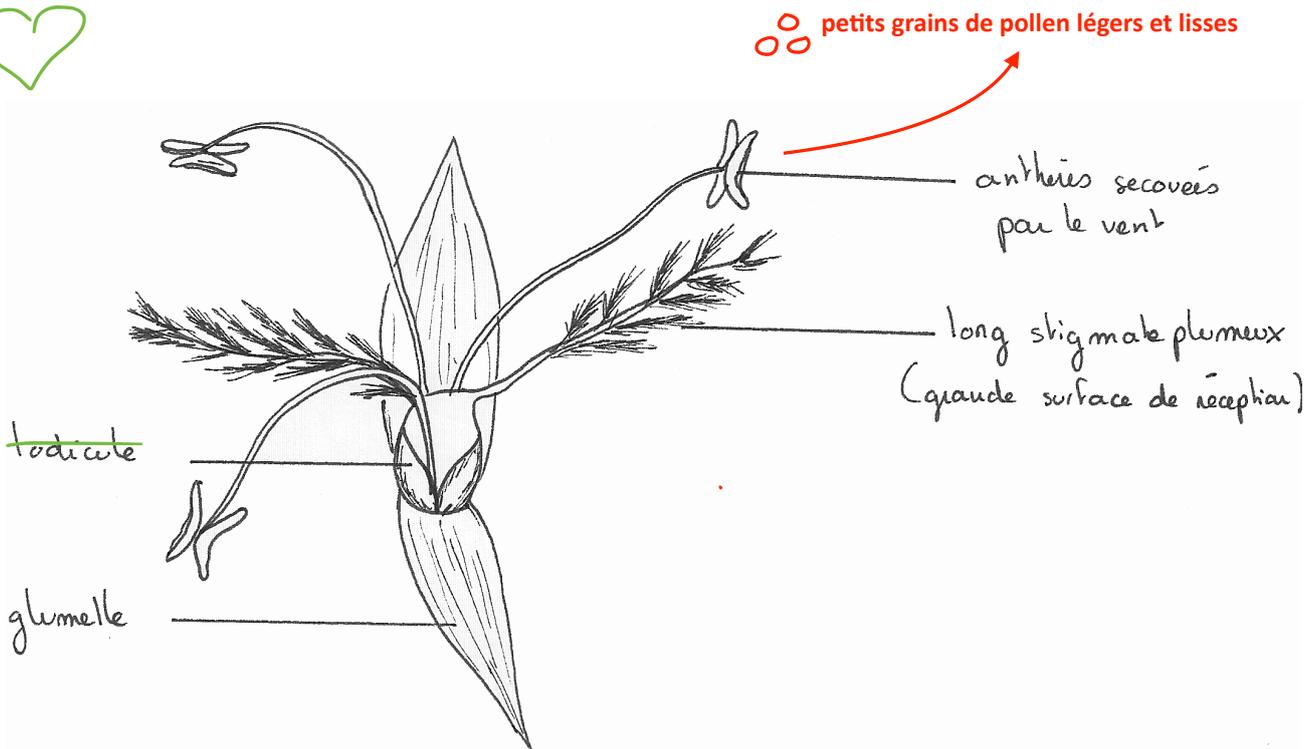
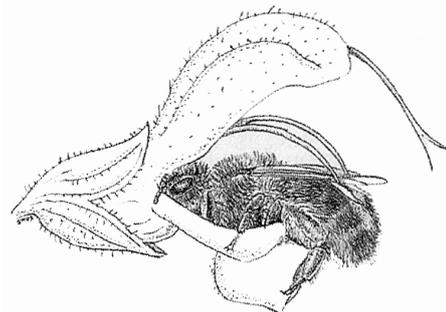


Figure 24 : organisation de la fleur de Sauge, adaptation à une pollinisation entomogame



Salvia (Lamiacées)

Figure 25 : Tableau récapitulatif des caractéristiques des espèces d'angiospermes appartenant aux trois principaux modes de pollinisation rencontrés en Europe.



Mode de pollinisation	Caractéristiques des fleurs	Caractéristiques des grains de pollen
anémogamie : transport aléatoire	- stigmates développés - <u>périanthe</u> réduit	- production en grand nombre - rapport surface/masse élevé - petit diamètre : en moyenne 10 à 20 µm
entomogamie : transport plus ou moins spécifique	- symétrie zygomorphe - périanthe coloré - sécrétion de molécules odorantes - stigmate gluant - présence de nectaires	- grand diamètre : 100 à 300 µm - exine ornementée, gluante
auto-pollinisation	fleurs cléistogames	

Figure 26 : Parade nuptiale chez le triton palme

(in Segarra et al., Ellipses)

Le mâle est représenté en bleu et la femelle en rouge. (d'après Halliday, T. R. & Sweatman, H. P. A. (1976) *Animal Behavior* 24, 551-561)

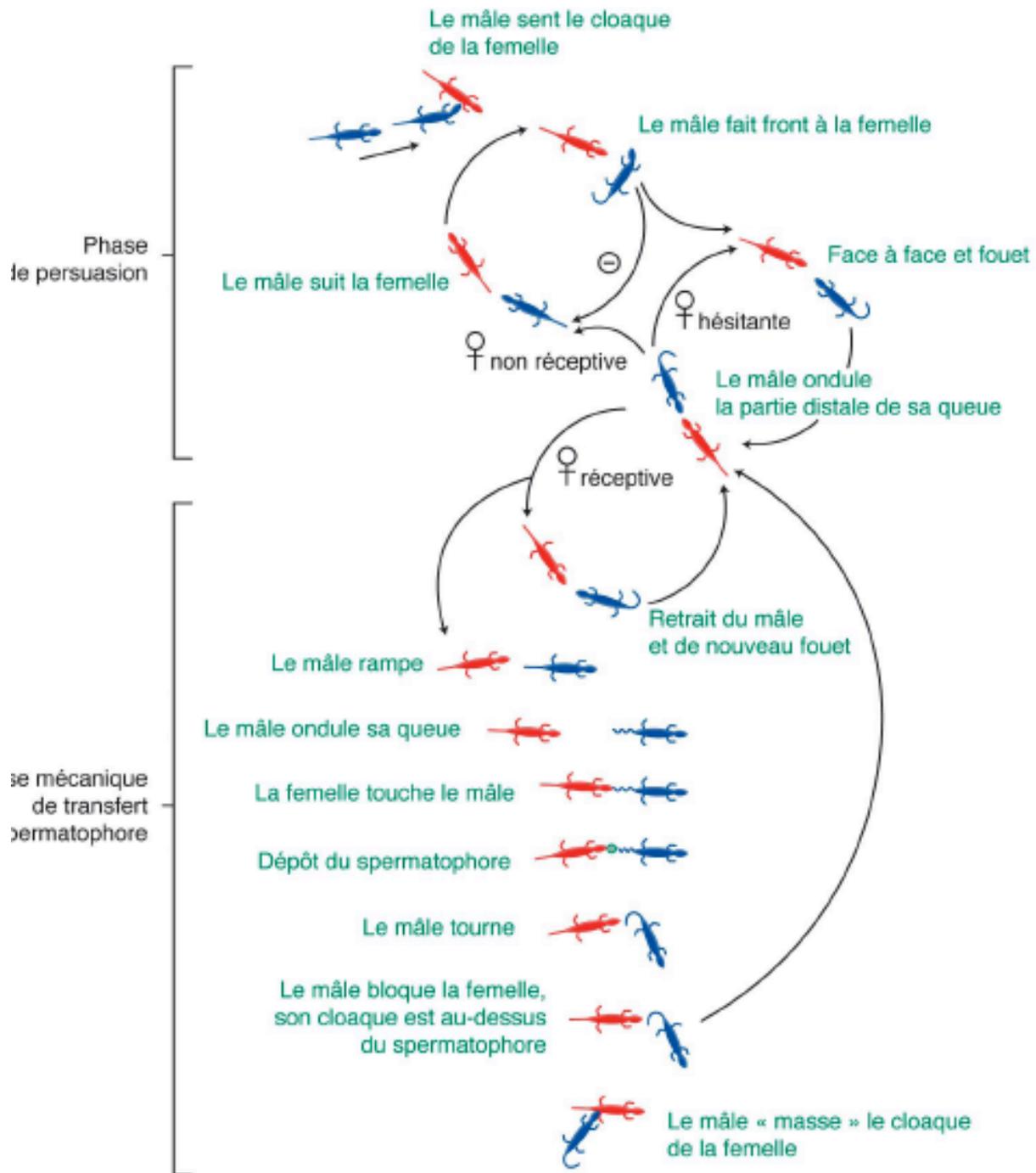


Figure 27a : incompatibilité hétéromorphe chez la primevère

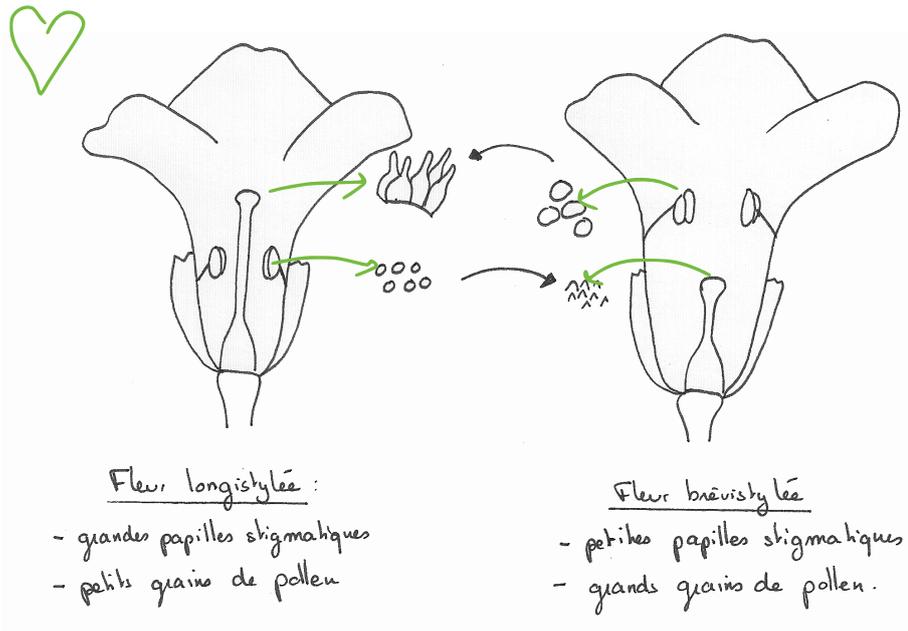
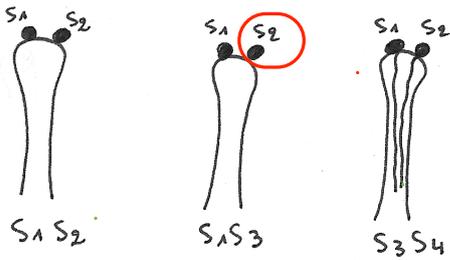


Figure 27b: incompatibilité homomorphe

Incompatibilité sporophytique

- sporophyte ♂ : $(S_1 S_2)$
- génotype graine de pollen : (S_1) ou (S_2)



génotypes des sporophytes femelles

Incompatibilité gamétophytique

- sporophyte $S_1 S_2$
- génotype grain de pollen : (s_1) ou (s_2)

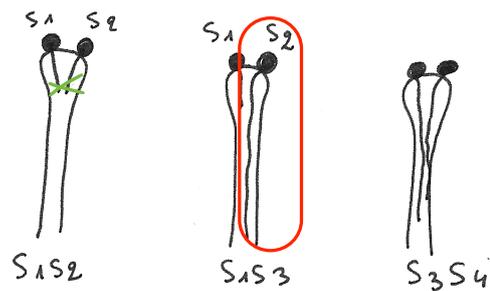
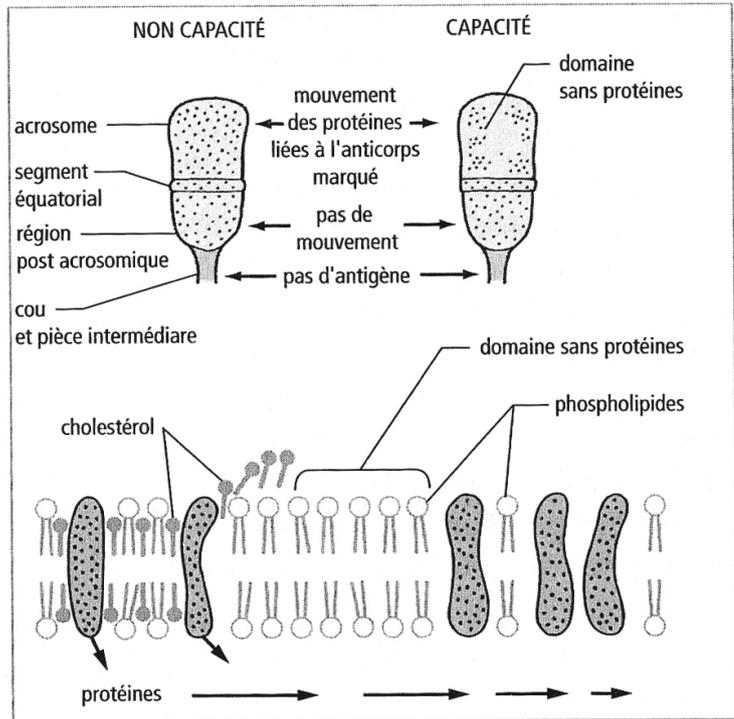


Figure 28 : délocalisation de protéines membranaires au cours de la capacitation
(in Salgueiro)



Migration de protéines dans la membrane plasmique du spermatozoïde au cours de la capacitation: mise en évidence par immunofluorescence. Il apparaît des domaines sans protéines où commencera la fusion de la membrane plasmique et de la membrane acrosomique externe lors de la réaction acrosomique.

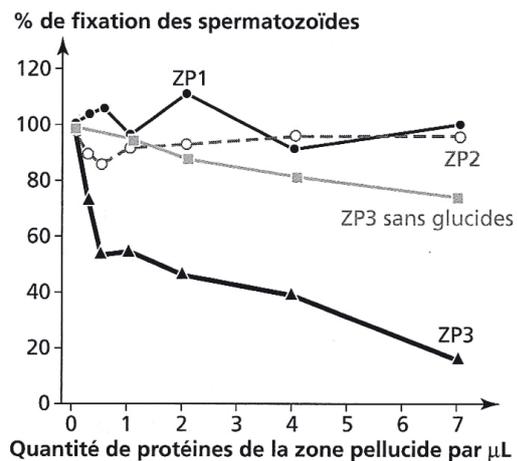
Figure 29 : Expérience de compétition mettant en évidence le rôle de ZP3

Recherche du récepteur du spermatozoïde

Afin d'identifier le récepteur du spermatozoïde parmi les protéines de la zone pellucide, des tests de « compétition » sont effectués (travaux de Wassarman sur la souris, 1987). Les spermatozoïdes sont d'abord incubés séparément avec des doses croissantes de chacune des trois glycoprotéines de la zone pellucide, ZP1, ZP2 et ZP3.

Leur aptitude à se lier à l'ovocyte est ensuite testée. Seuls les spermatozoïdes incubés avec ZP3 ont perdu cette aptitude de façon significative: ZP3 est donc le récepteur recherché.

Pour préciser la partie de la molécule ZP3 impliquée dans cette reconnaissance, le test est réalisé en utilisant ZP3 préalablement débarrassée, par voie enzymatique, de ses groupements glucidiques. Dans ces conditions, on n'observe pas d'inhibition de la fixation. Le rôle des chaînes glucidiques dans la reconnaissance est ainsi mis en évidence.



Pourcentage de spermatozoïdes fixés à l'ovocyte en fonction de la quantité de protéines de la zone pellucide avec lesquelles ils ont été préalablement incubés.

(Salgueiro)

Figure 30.a : De la reconnaissance à la plasmogamie chez les mammifères
(in Salgueiro)

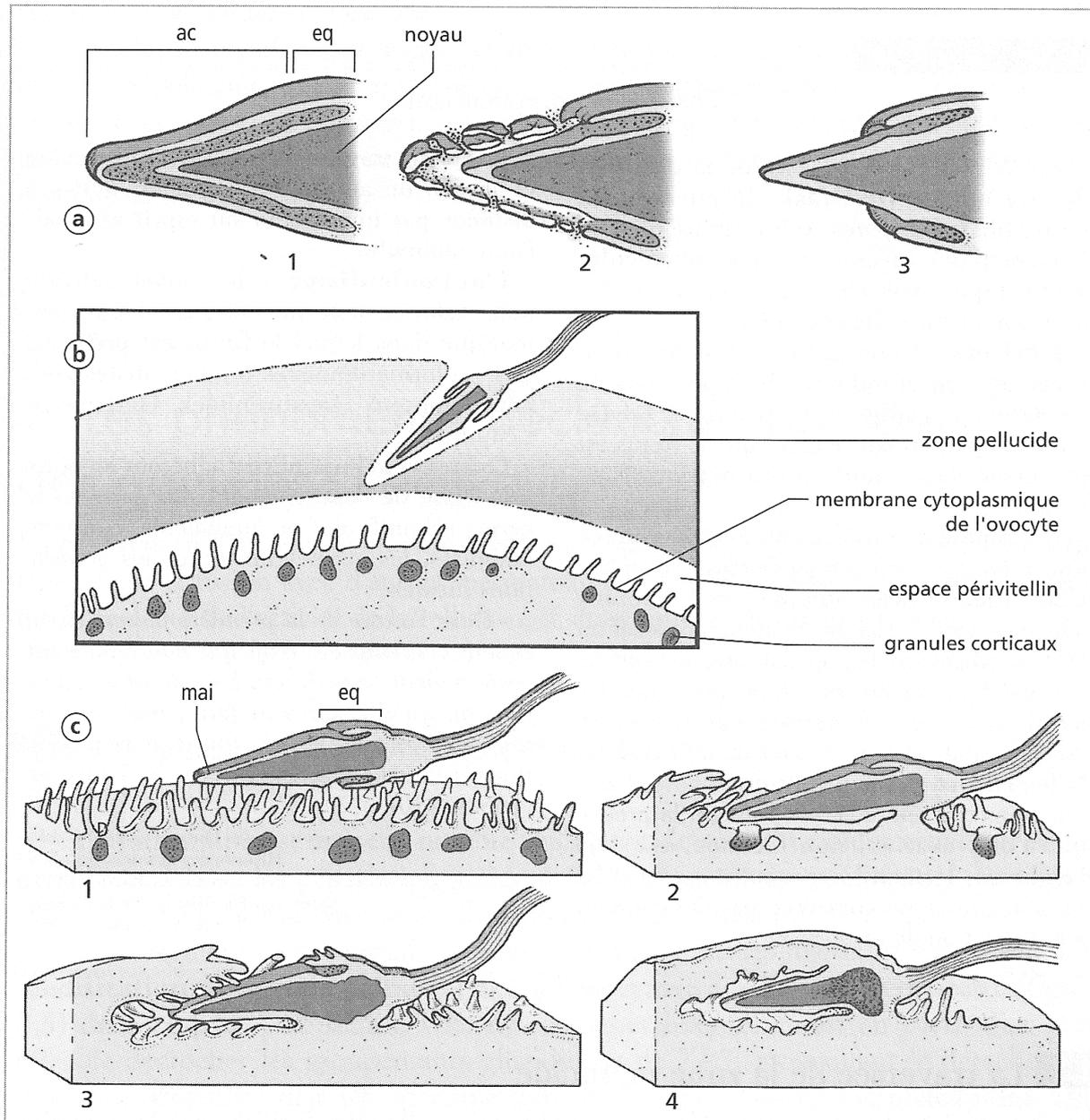


Fig. a. Spermatozoïde avant (1), pendant (2), et après (3) la réaction acrosomique. b. Pénétration du spermatozoïde à travers la zone pellucide. c. Fusion des membranes. ac: région acrosomique antérieure; eq: segment équatorial de l'acrosome; mai: membrane acrosomique interne; eq: segment équatorial de l'acrosome. (D'après Yanaginachi, 1981.)

Figure 30.b : représentation schématique des interactions moléculaires entre spz et zone pellucide

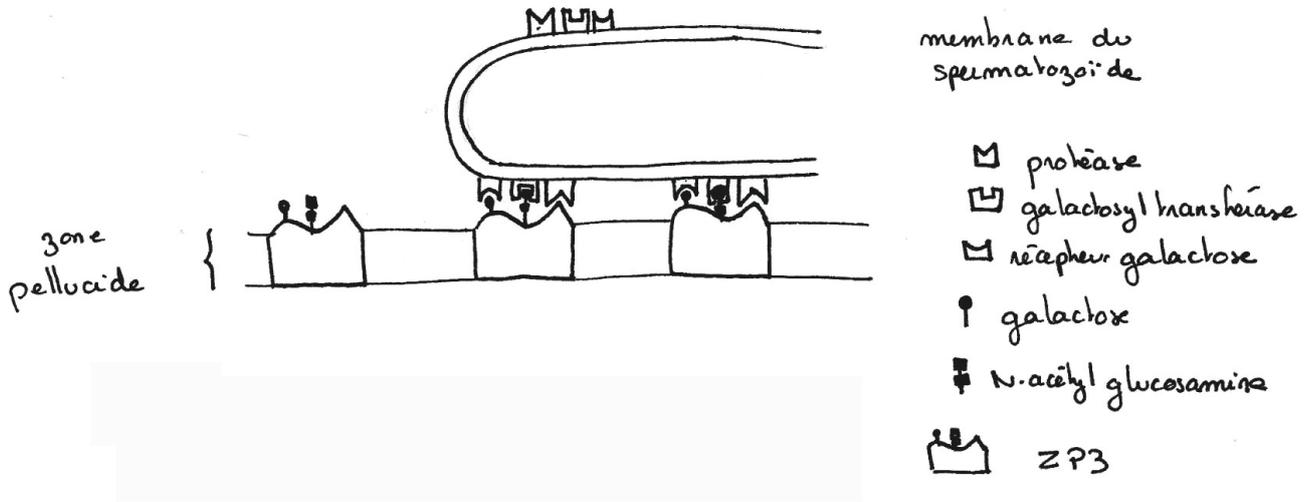


Figure 31a : étapes précédent et suivant la réaction acrosomique

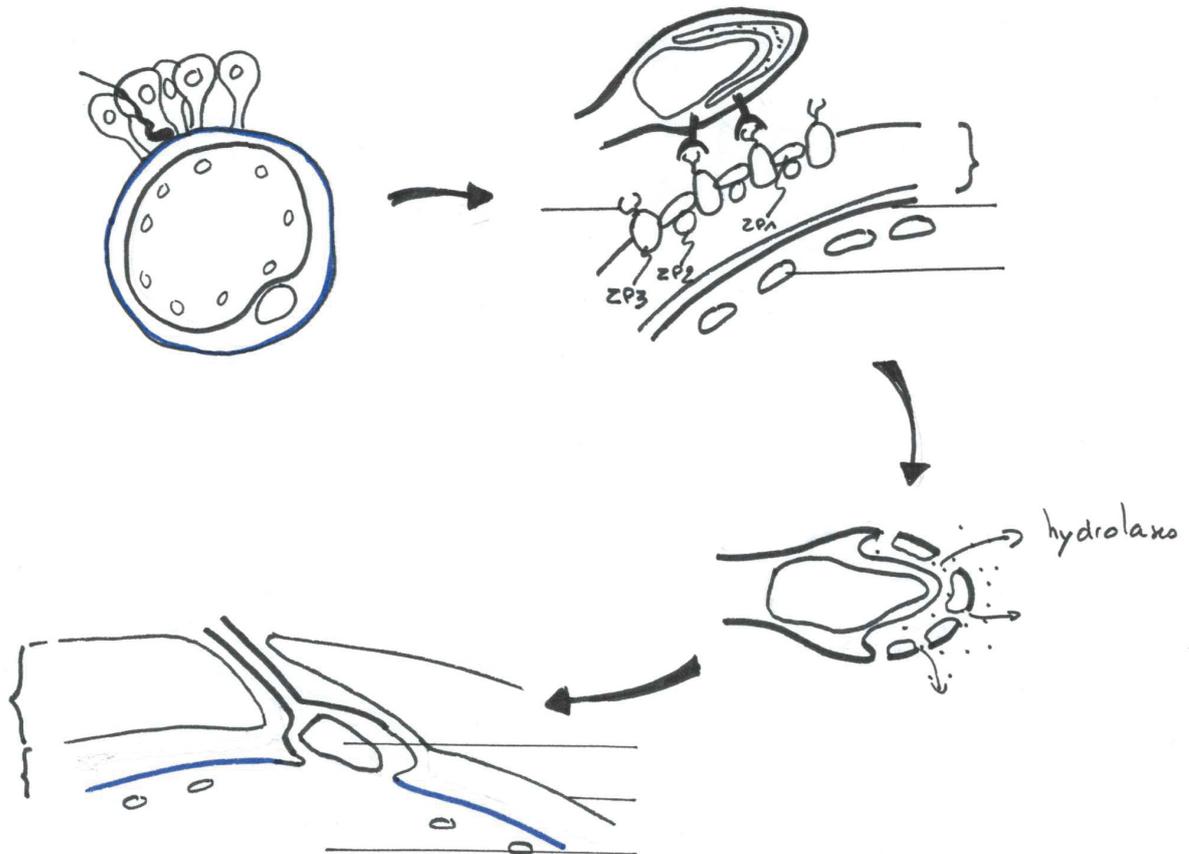


Figure 31b : réaction corticale au niveau de l'ovocyte de mammifère
(in Segarra et al., Ellipses)

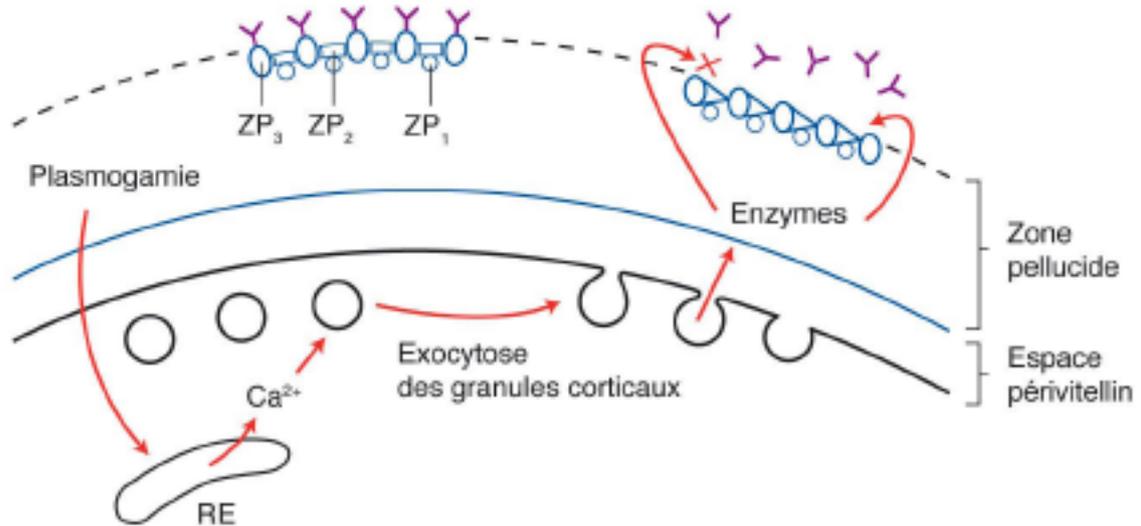


Figure 33 : reprise de l'activité de l'ovocyte

La membrane de fécondation n'est pas représentée.

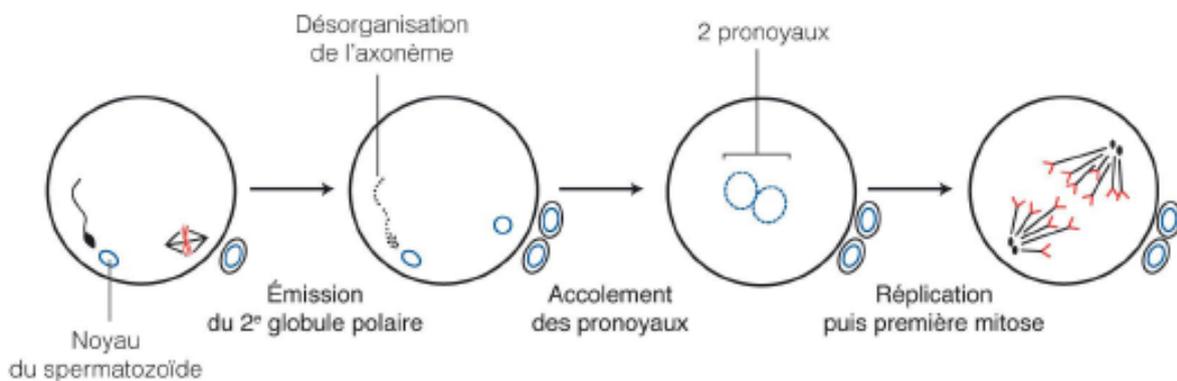


Figure 32 : voie du PiP2 (à titre de document)

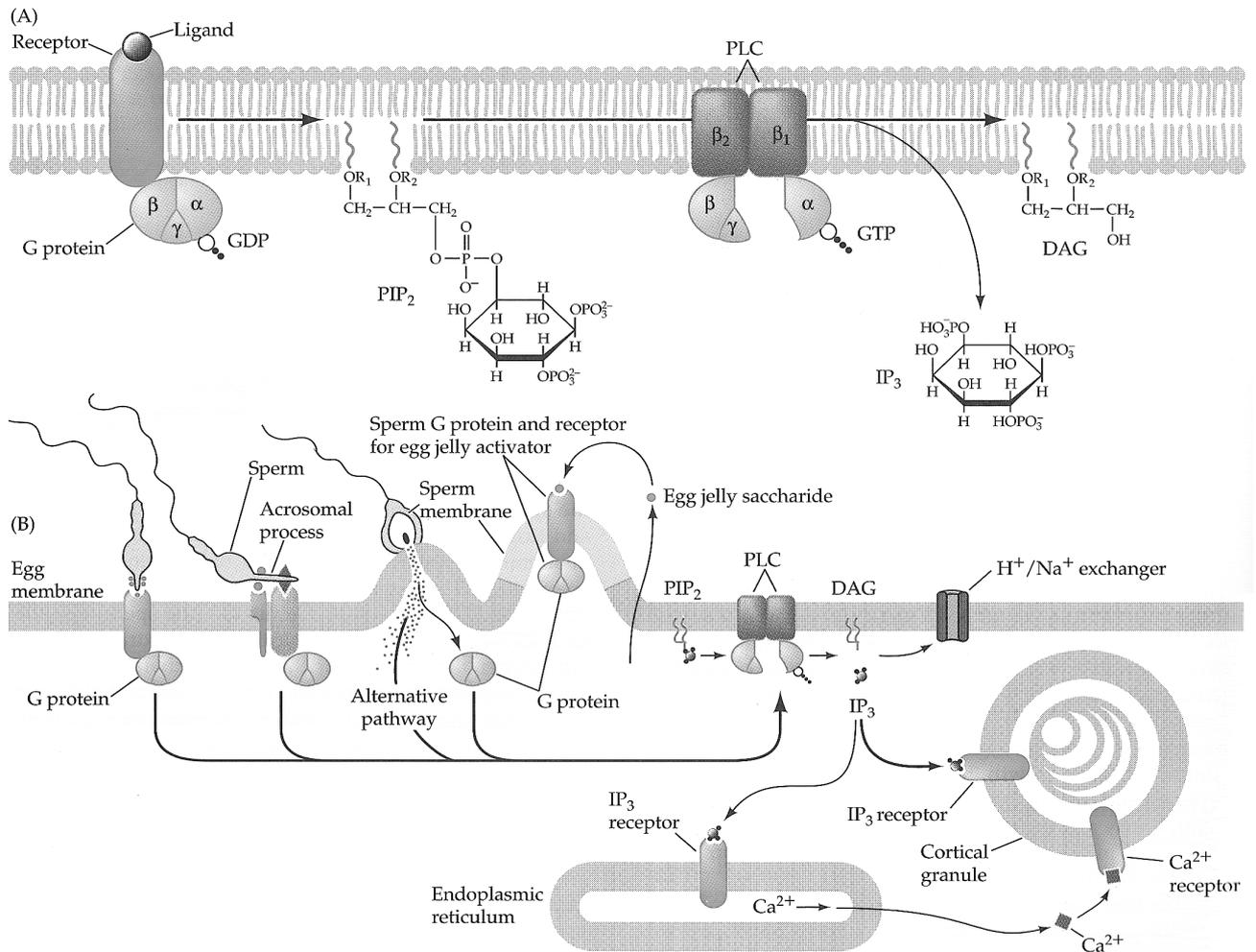


FIGURE 4.32

The G protein-phosphoinositide model of gamete activation. (A) The pathway is initiated when the transmembrane receptor is activated by binding ligand. This activation causes the binding of GTP to the G protein and its dissociation into active subunits. These subunits activate phospholipase C enzymes (PLC), which can catalyze the formation of DAG and IP₃. IP₃ can bind to a receptor to release calcium ions from the endoplasmic reticulum. The released calcium from the IP₃-responsive stores binds to calcium-dependent calcium release channels, which release more calcium ions. These released ions further activate calcium-dependent calcium release channels and propagate the wave of calcium ions across the cortex. Meanwhile, DAG (in the pres-

ence of the released calcium ions) activates protein kinase C. This protein kinase stimulates the sodium/hydrogen transporter to exchange cellular hydrogen ions for extracellular sodium ions, thereby leading to the increase in pH. (B) There are four hypotheses for how the G protein in sea urchin eggs might be activated. (1) The binding receptor is linked to the G protein, as in (A). (2) The binding receptor anchors the sperm while another cell membrane component activates a G-protein-linked receptor. (3) Cytoplasmic or membrane components of the sperm activate the egg G protein after cell fusion. (4) The sperm G proteins that had been activated by the egg jelly activate the egg enzymes after cell fusion.

Figure 34 : germination du grain de pollen

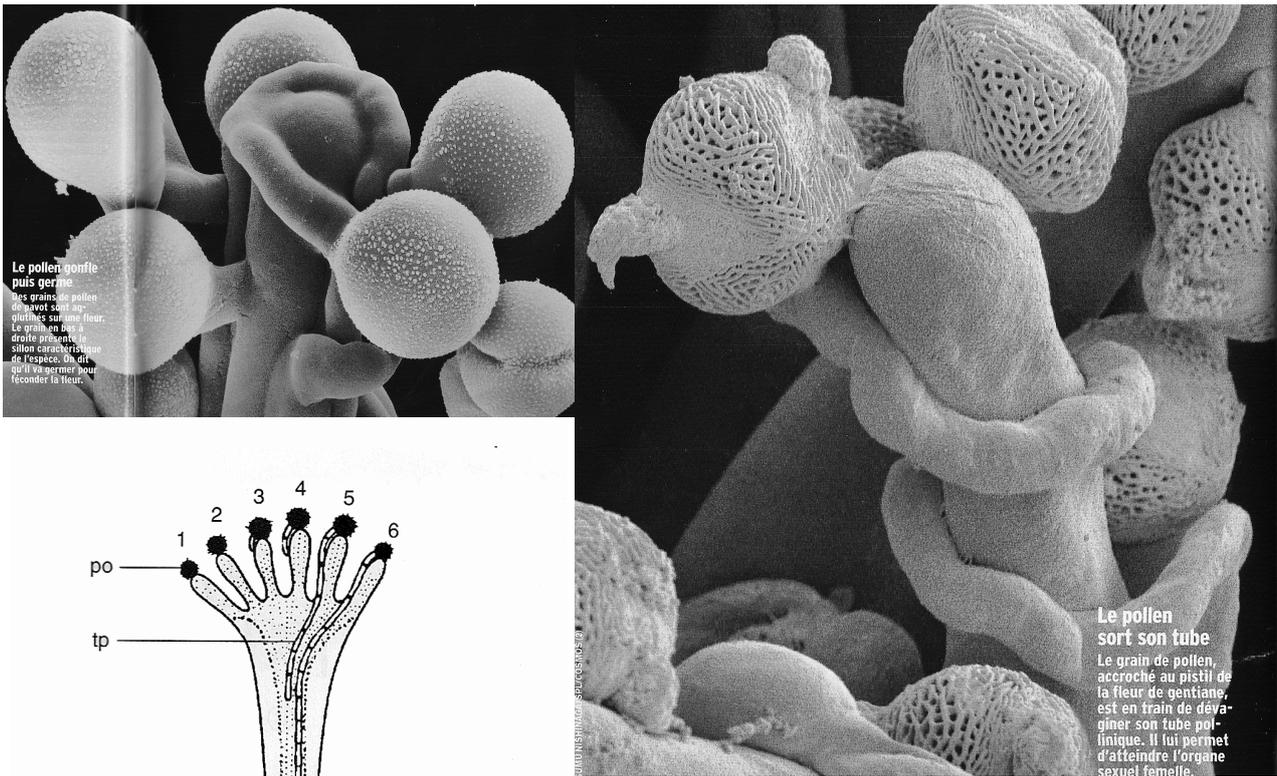


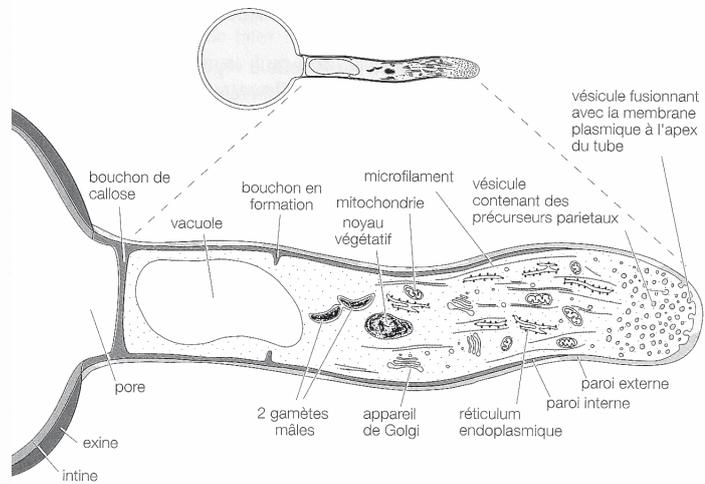
Fig. : De la pollinisation à la fécondation, chez les Angiospermes.

On peut distinguer 6 étapes successives.

1 : Un grain de pollen déshydraté est déposé sur le stigmate. 2 : En cas de reconnaissance et d'acceptation par le pistil, le pollen s'hydrate. 3-4-5 : Différentes étapes de la germination du pollen qui émet un tube pollinique progressant au sein d'un tissu spécialisé, le tissu de transmission. 6 : Le tube pollinique qui se développe suivant un mode scalariforme, grâce à la formation des bouchons de callose, arrive dans le sac embryonnaire pour y décharger ses deux spermatozoïdes. Ces derniers vont alors féconder chacun un gamète femelle, l'oosphère à n chromosomes et la cellule centrale comprenant 2 noyaux chacun à n chromosomes. Cette dernière étape correspond à la phase syngamique.

po, grain de pollen ; se, sac embryonnaire ; tp, tube pollinique ; tt, tissu de transmission.

(D'après R.B. Knox, E.G. Williams et C. Dumas. *Plant Breeding Review*. Vol. 4. J. Janick ed. The Avi Publ 1986, p. 9-80.)



Représentation schématique d'un tube pollinique en croissance (organites non à l'échelle).— À l'apex du tube, la paroi est constituée d'une seule couche, la paroi externe, perméable. arrière, elle est doublée d'une seconde paroi, formée plus tard, la paroi interne. (Modifié d'après scarenhas, *The Plant Cell*, 5, 1993, pp. 1303-1314 et d'après Bedinger et coll., *Trends in Cell Bio-* y, 4, 1994, pp. 132-138.)

Figure 35 : double fécondation chez les angiospermes

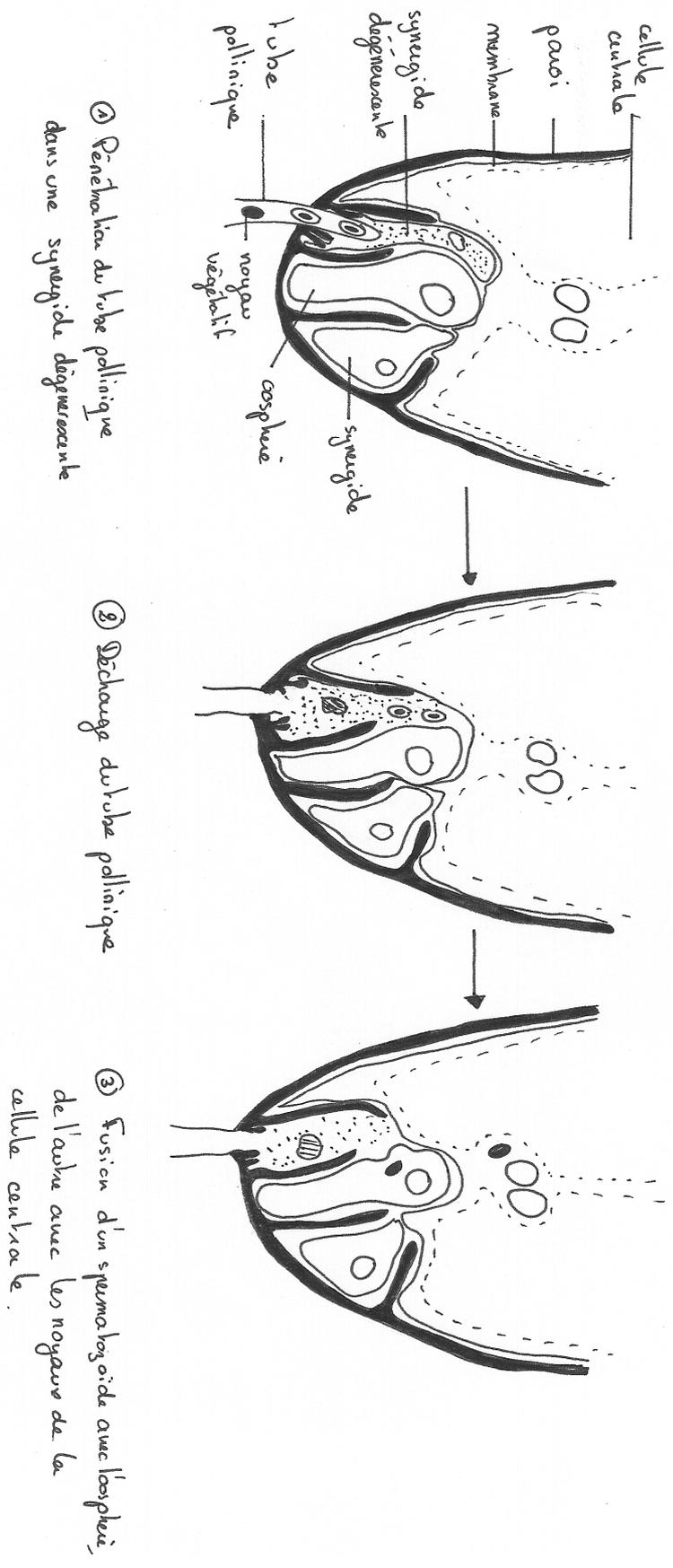


Figure 36 : croissance du tube pollinique

(in Segarra et al., Ellipses)

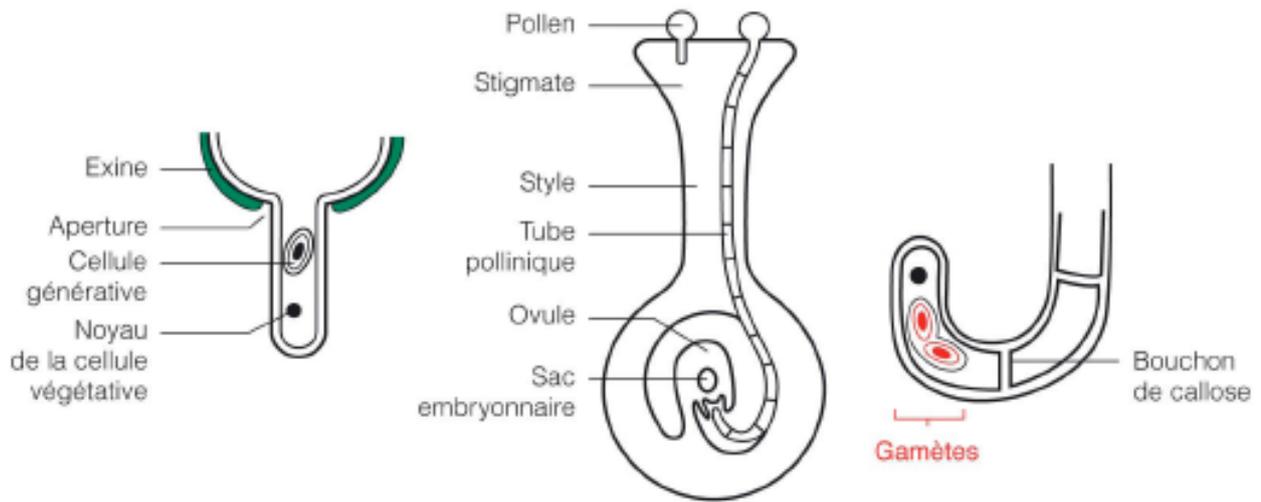


Figure 37 : de l'ovaire au fruit, de l'ovule à la graine

(in Segarra et al., Ellipses)

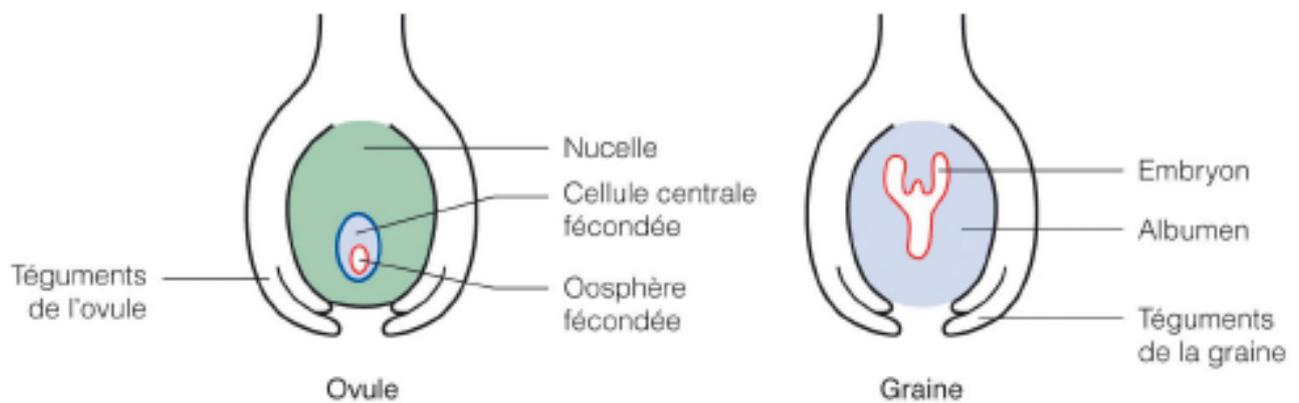
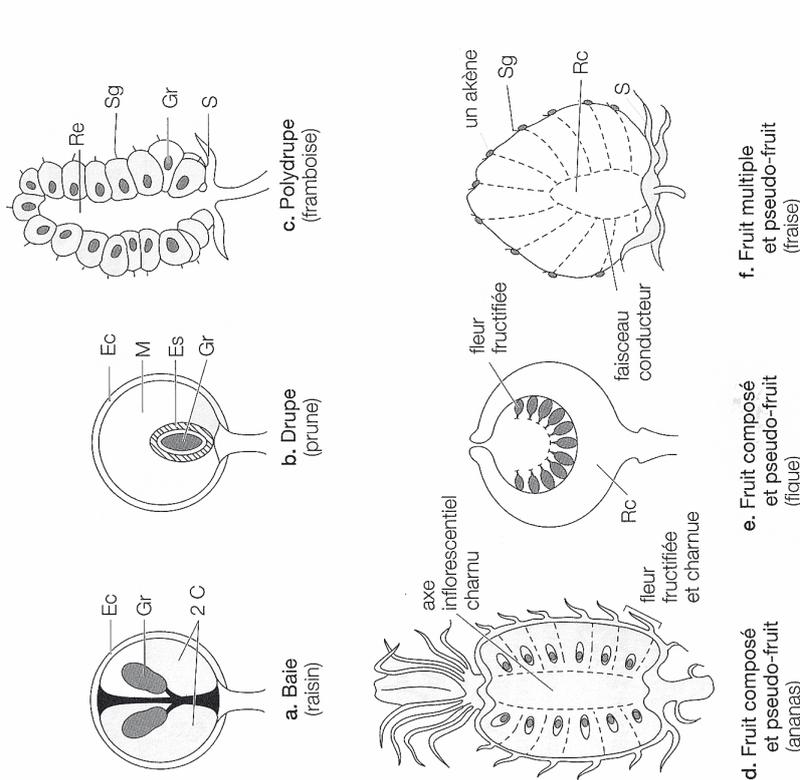
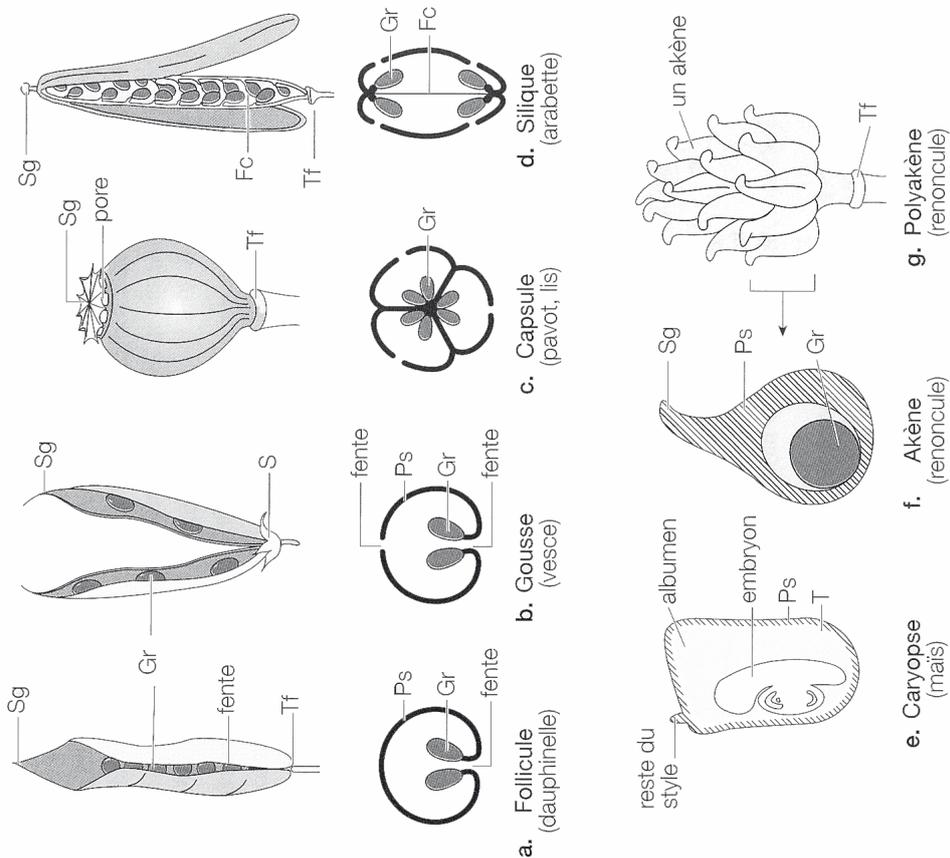


Figure 38 : diversité des fruits



Quelques exemples de fruits charnus. — C, carpelle; Ec, épicalpe; Es, endocarpe sclérifié; Gr, graine; M, mésocarpe; Rc, réceptacle charnu de l'inflorescence; Re, réceptacle; S, sépale; Sg, stigmate.



Quelques exemples de fruits secs. — a à d. Fruits secs déhiscents. e à g. Fruits secs indéhiscents.
 Fc, fausse cloison; Gr, graine; Ps, péricarpe sclérifié; S, sépale; Sg, stigmate; T, tégument de la graine soudée au péricarpe; Tf, trace d'insertion du périanthe et des étamines.

Figure 39 : reproduction asexuée du fraisier (stolons)

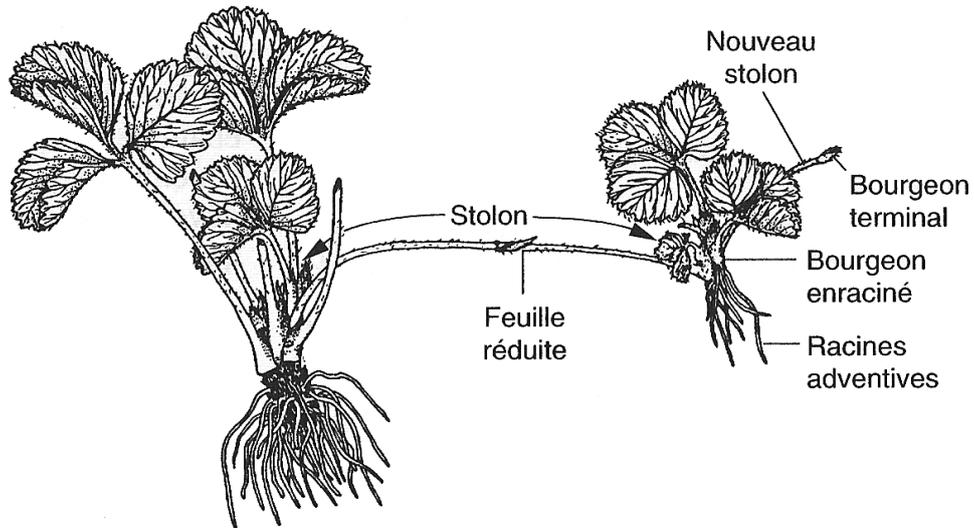


Figure 40 : bouturage chez Opuntia

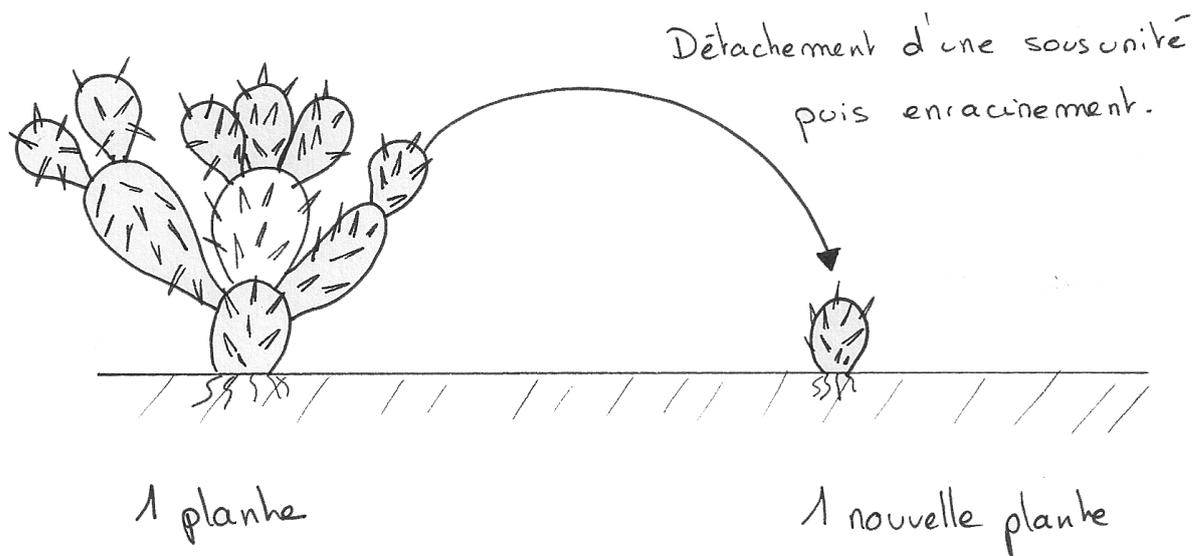


Figure 42 : marcottage à partir de feuilles de Cardamine

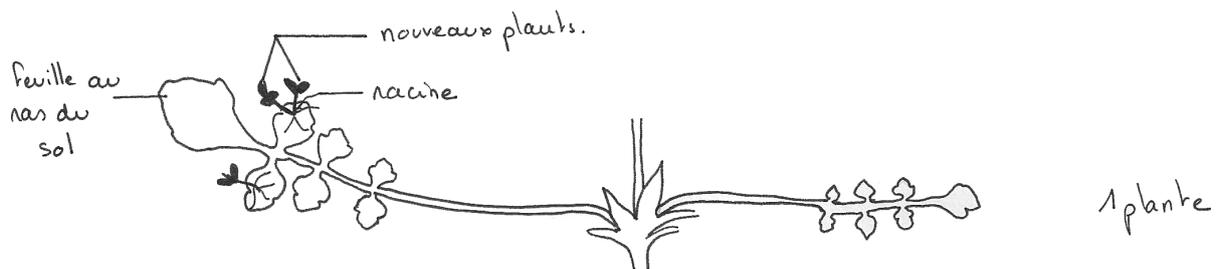


Figure 41 : marcottage chez le Sceau de Salomon

Le rhizome du Sceau de Salomon (*Polygonatum multiflorum*) présente un bourgeon terminal et des bourgeons axillaires. Le rhizome croît de manière plagiotrope (du grec plagion = oblique, donc croissance horizontale ou oblique par rapport à l'horizontale). Au printemps, le bourgeon terminal produit une tige, qui porte des feuilles et des fleurs (tige à croissance orthotrope, du grec orthos = droit, donc croissance verticale). Les bourgeons axillaires permettent la formation de ramifications latérales, dont les bourgeons terminaux formeront des tiges feuillées. Au cours du développement, les parties anciennes dégénèrent et les rameaux formés évoluent alors indépendamment, constituant des plants distincts, prêts à se fragmenter.

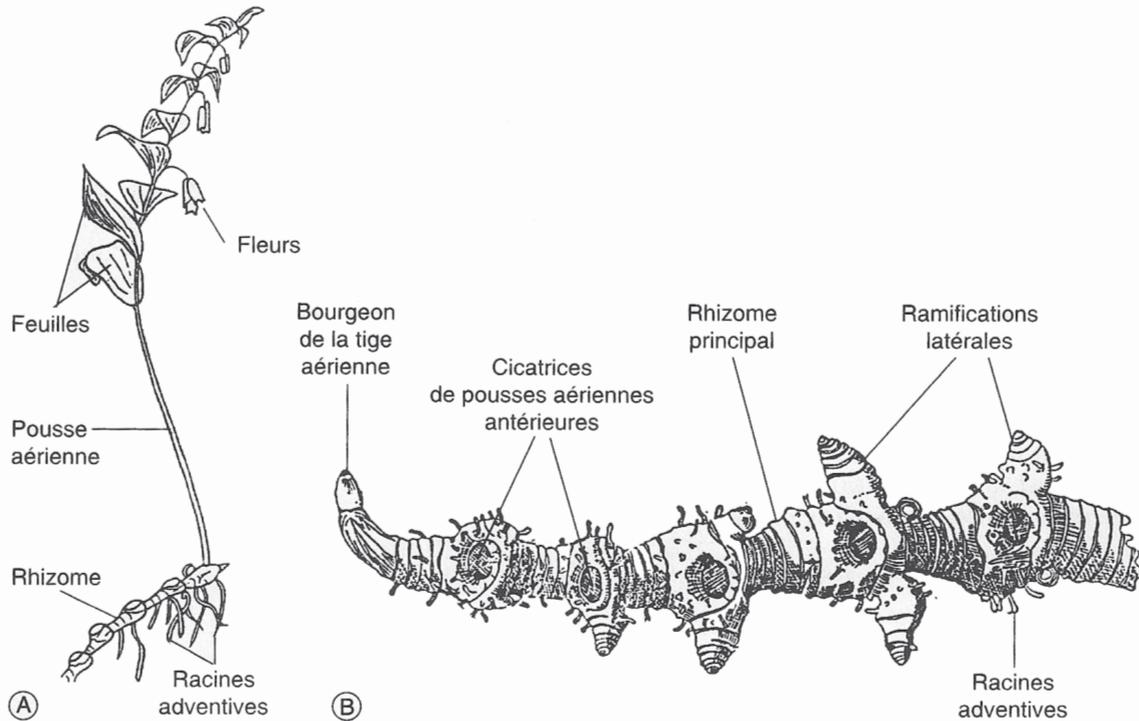


Fig. 1 : Rhizome du Sceau-de-Salomon (*Polygonatum multiflorum*).

A) Rhizome et pousse aérienne florifère.
(D'après H. Camefort et J. Paniel.)

B) Détail du rhizome.
(D'après W.W. Robbins et T.E. Weier.)

Figure 43 : marcottage chez l'Elodée du Canada

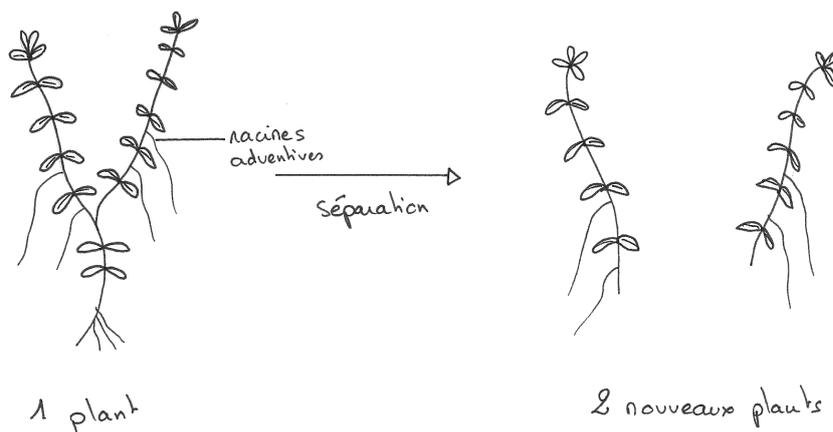
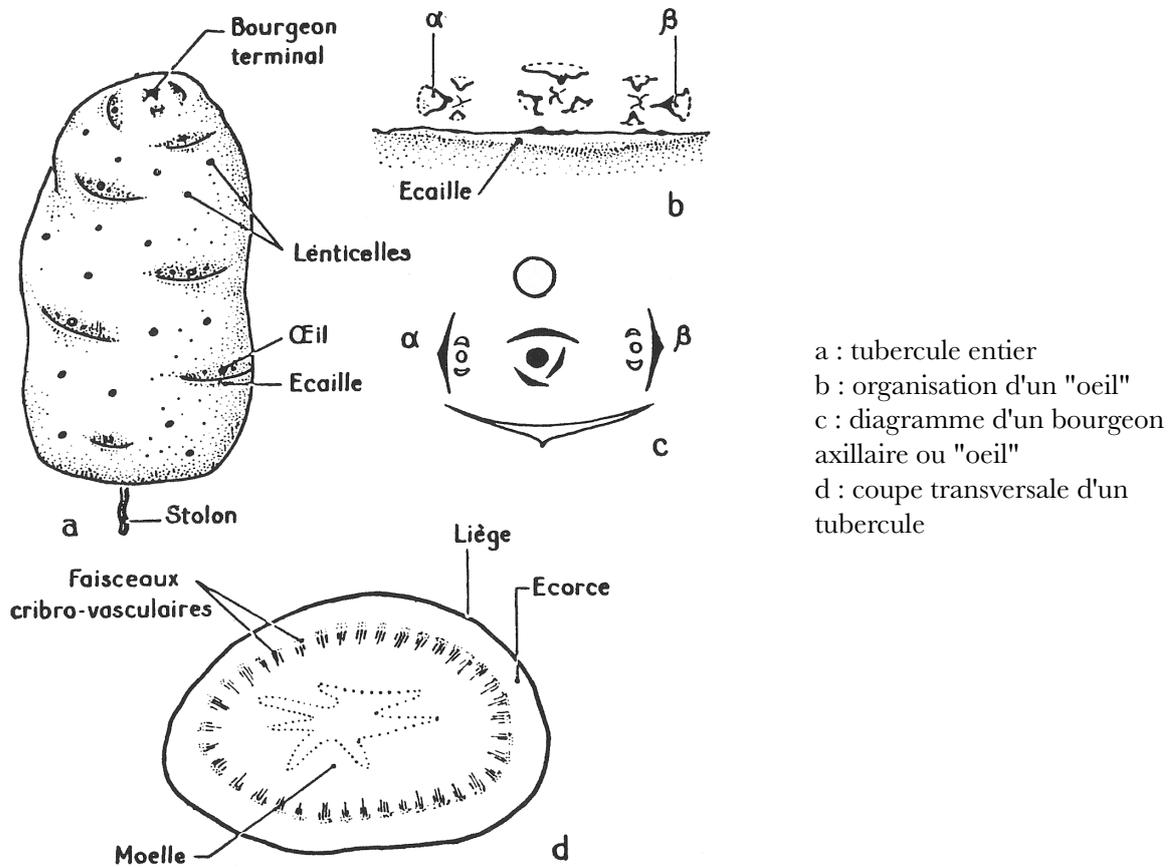


Figure 44 : tubercules de pomme de terre



a : tubercule entier
 b : organisation d'un "œil"
 c : diagramme d'un bourgeon axillaire ou "œil"
 d : coupe transversale d'un tubercule

Fig. : Tubercules de Pomme de terre (*Solanum tuberosum*).

A) Partie souterraine d'un pied de Pomme de terre montrant l'ancien tubercule, at, et les stolons, s, en cours de tubérisation à leur extrémité. e, écailles ; ra, racine adventive ; ta, tige aérienne.

B) Vue d'ensemble d'un tubercule montrant le bourgeon terminal, bt, et à l'opposé le reste de stolon non tubérisé, s. A la surface du tubercule, les bourrelets correspondent aux cicatrices, c, d'écailles disparues lors de la tubérisation. A l'aisselle de chaque bourrelet, on observe un « œil », qui est un bourgeon axillaire capable de régénérer une nouvelle tige.

(D'après H. Camefort et H. Boué.)

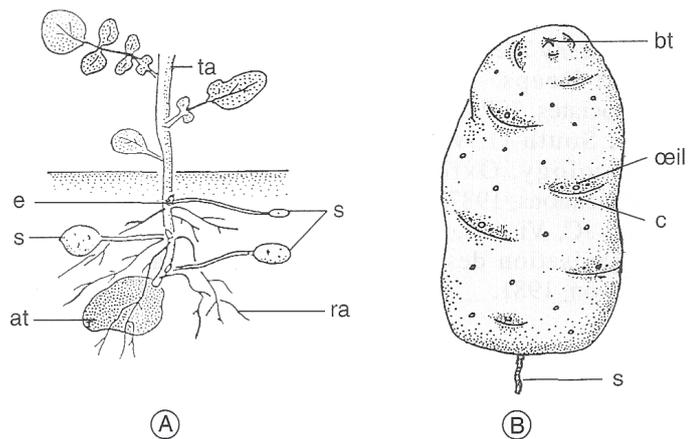


Figure 45 : bulbilles d'ail

a : tuniques externes enlevées
b : coupe transversale

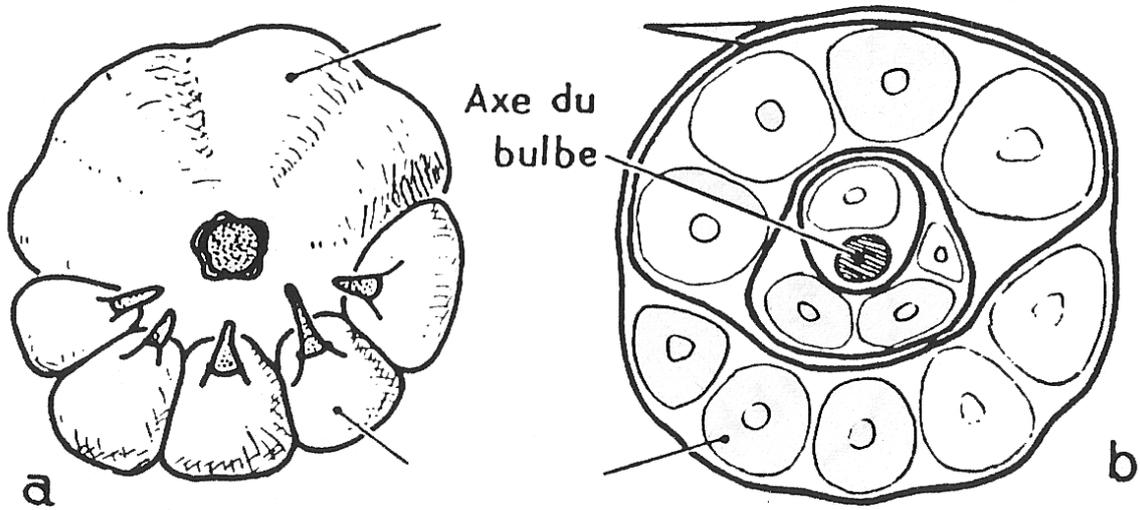
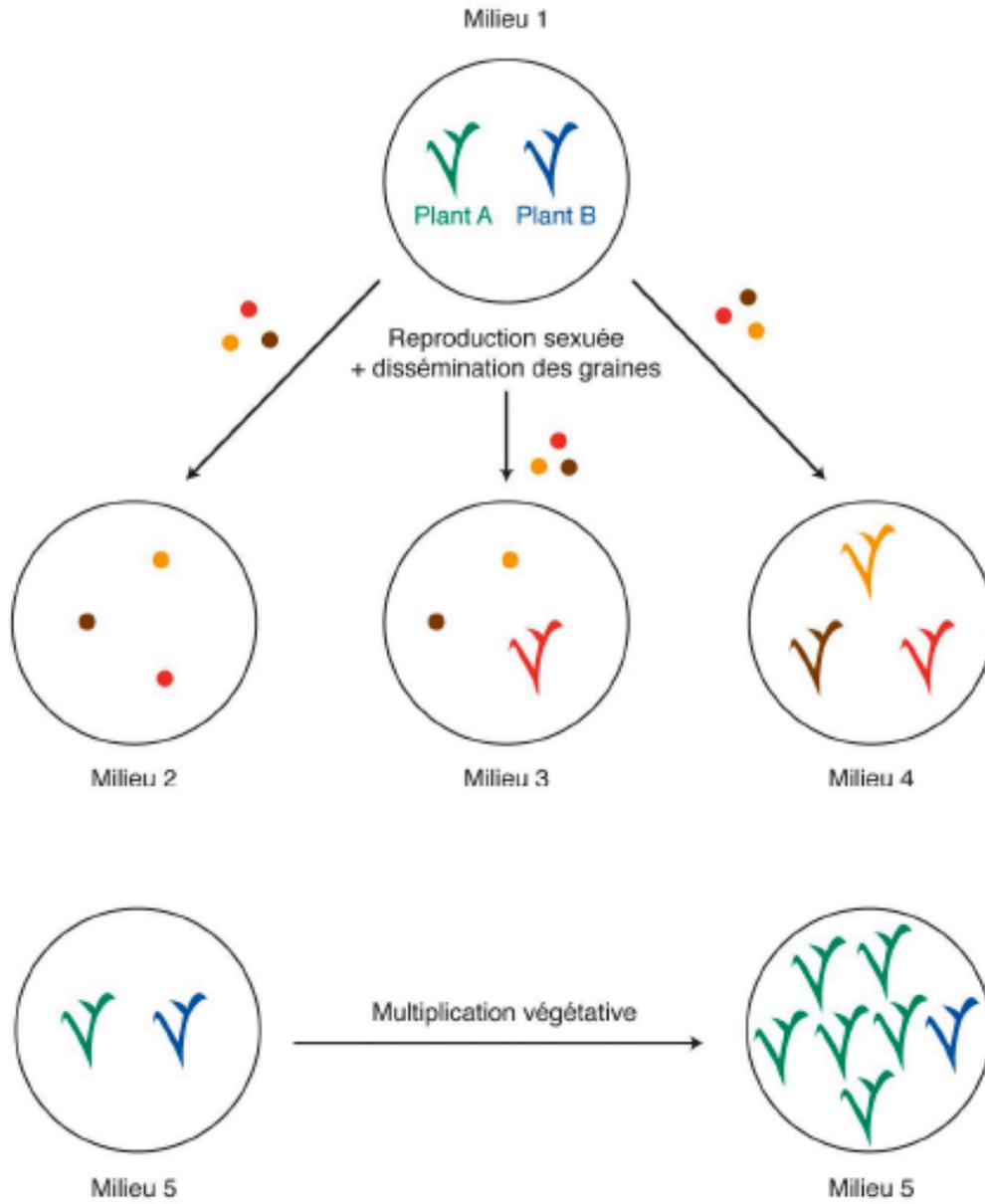


Figure 46 : bulbilles de Kalanchoé



Figure 47 : comparaison des conséquences de la reproduction sexuée et de la multiplication végétative
(in Segarra et al., Ellipses)



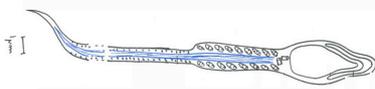
Milieu aérien

- peu deux
- de haut

HAMMIFERES

CYCLE

- monogénétique
- diplophasique



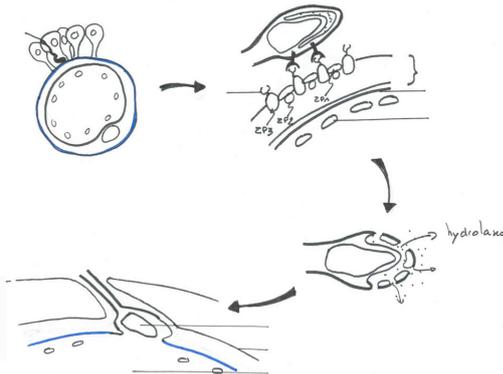
TRI

- para des
- motilité

- reconnaissance : RZP₃ (zone pellucide)
- réaction acrosomique
- fusion membranaire
- réaction corticale
- reprise de l'activité de l'ovocyte
- amphimixie

FECUNDATION INTERNE

zygote
mitoses
embryon



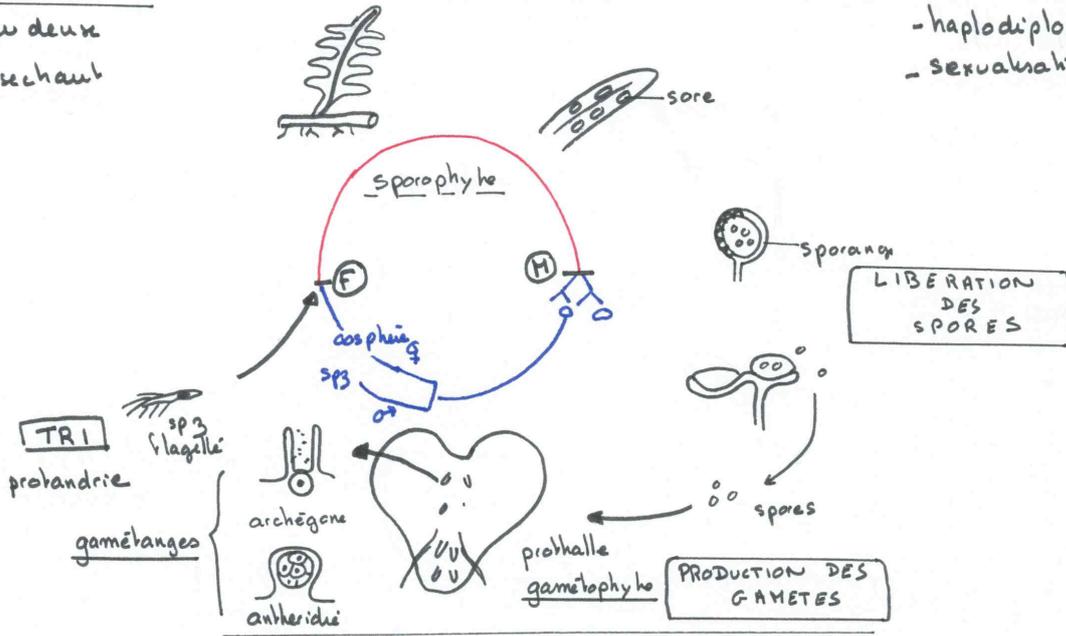
Milieu aérien

- peu dense
- desséchant

POLYPODE (Filicophyte)

CYCLE : - digénétique

- haplodiplophasique
- sexualisation tardive



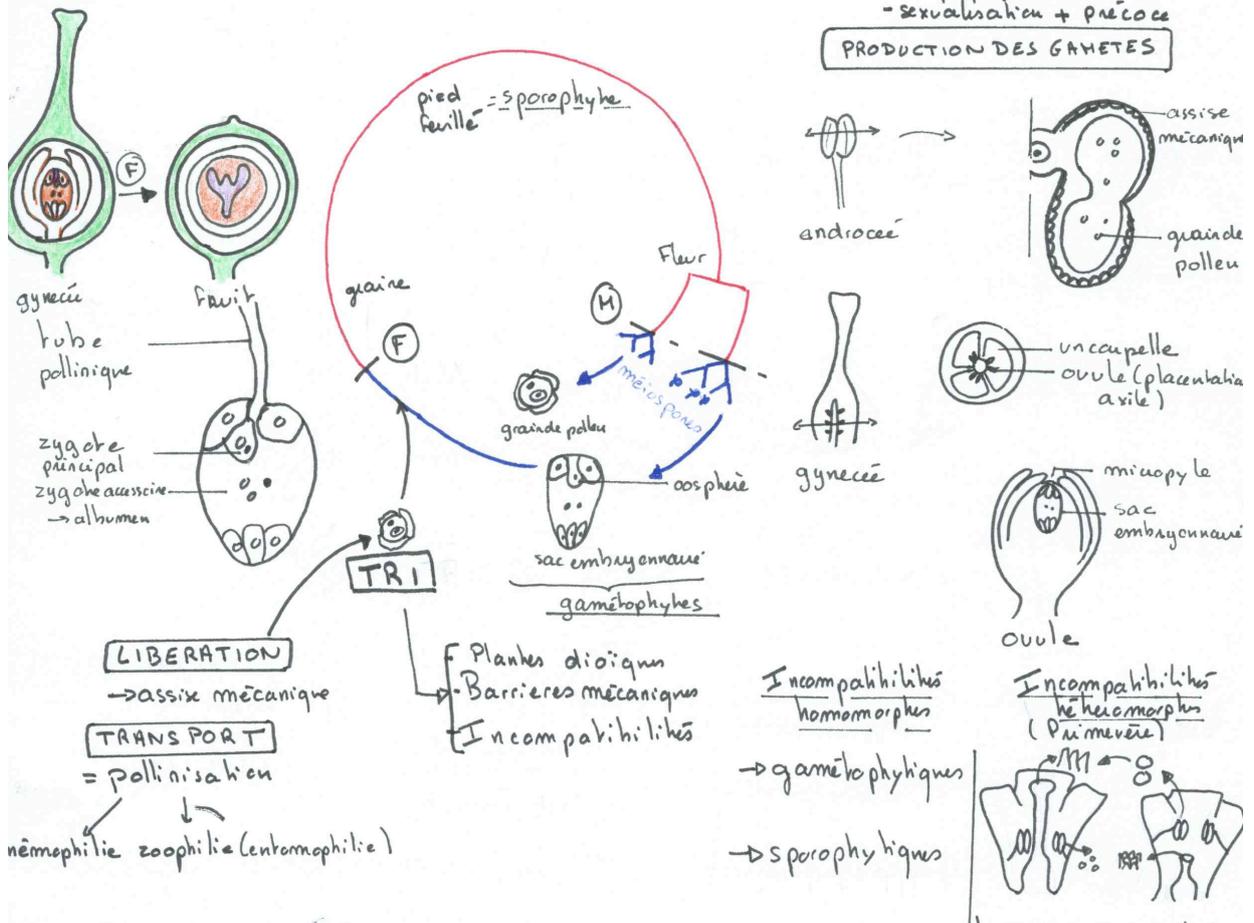
Milieu aérien

- peu dense
- desséchant

ANGIOSPERME

CYCLE : - digénétique

- haplodiplophasique à diplophase dominante
- sexualisation + précoce



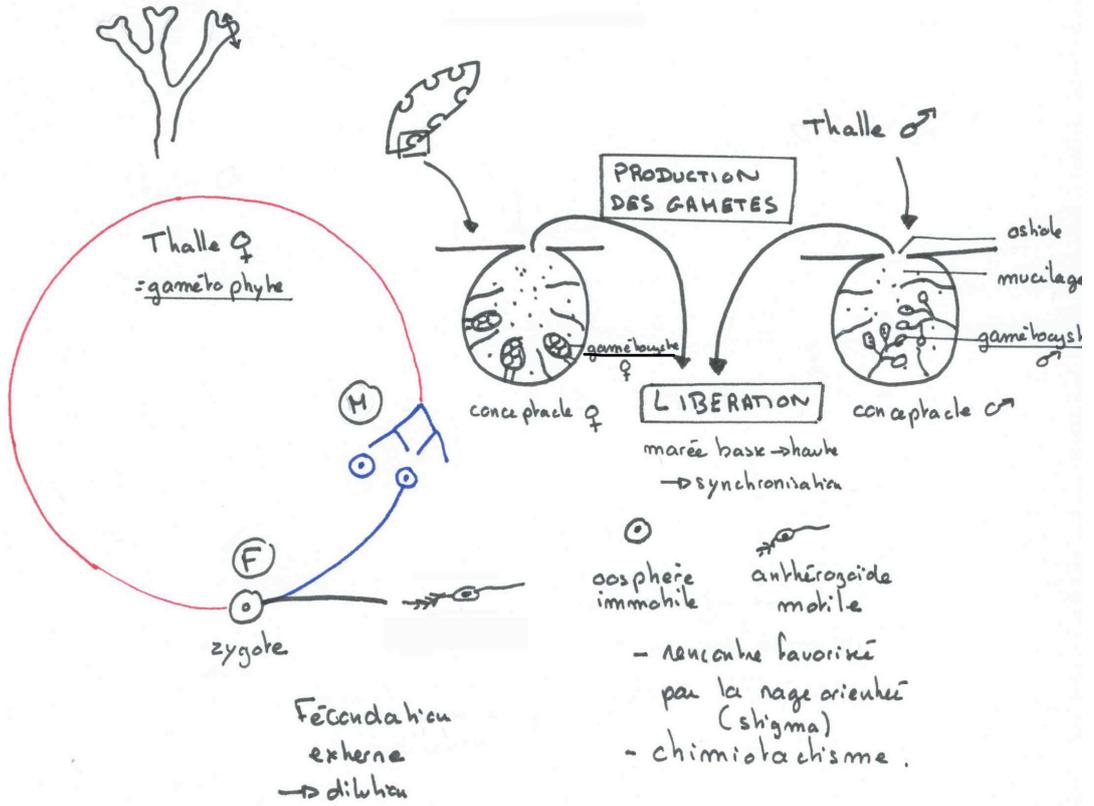
MILIEU AQUATIQUE

- porteur
- non desséchant

FUCUS (algue brune)

CYCLE

- monogénétique
- diplophasique



génération = étape du cycle (organisme ou massif cellulaire)

cycle monogénérique : Mammifères → MEIOSE dans gonades sp3 + oocyte

et

Fucus (algue) → MEIOSE dans les gamétocystes oospère + anthérozoïdes

cycle digénérique : Angiospermes

et

Polypode

↳ 2 générations : sporophyte = pied feuillé (plante, fougère) → Forme les spores (n) qui forment les "prothalles"

+ $(2n)$

gamétophyte = Angio = grande pollen (σ) } gdp et sac
2 noyaux spermatozoaires (η) } et équivalents
sac embryonnaire (η) } de prothalles σ et η

polypode = prothalle (η)
oospère + cellule centrale

↳ forme les gamétanges
(format° & par MITOSE)
sp3 + oospère

— structures intervenant dans la formation des gamètes (par méiose ou mitose)