

Figure 1 : structure des acides gras
(in Alberts, Med-Sciences 2004)

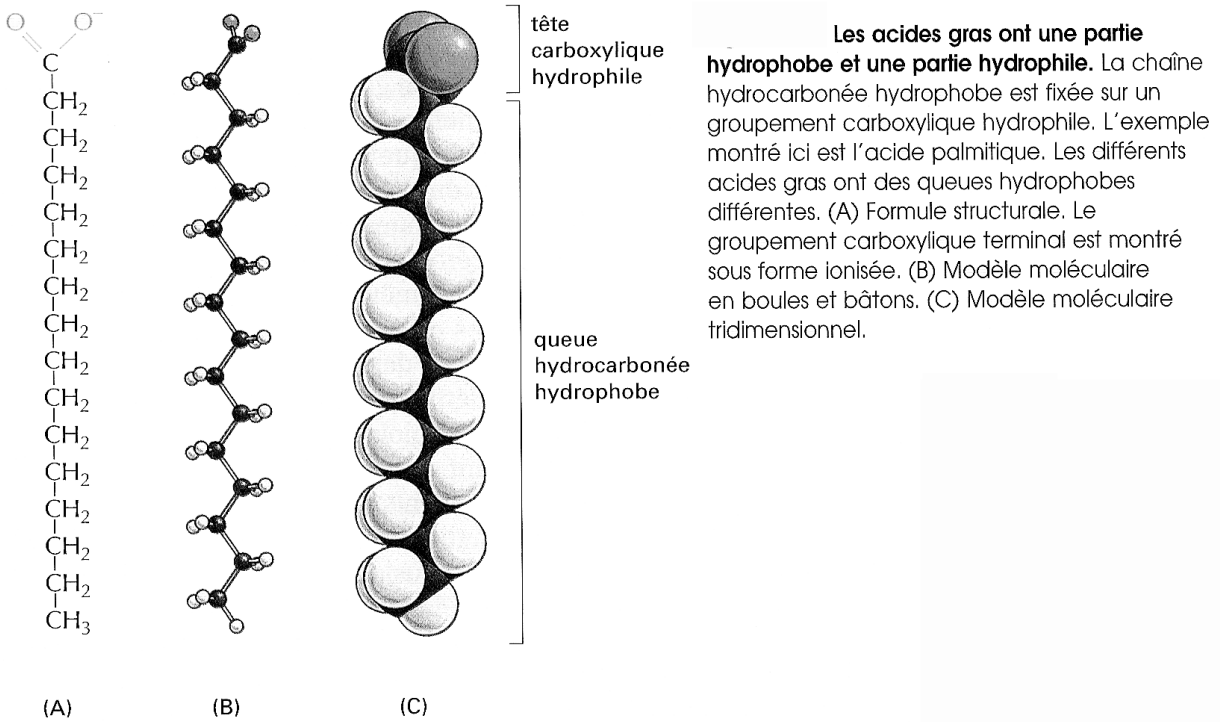


Figure 2 : exemples d'acides gras saturés et insaturés
(in Voet et Voet, De Boek 2005)

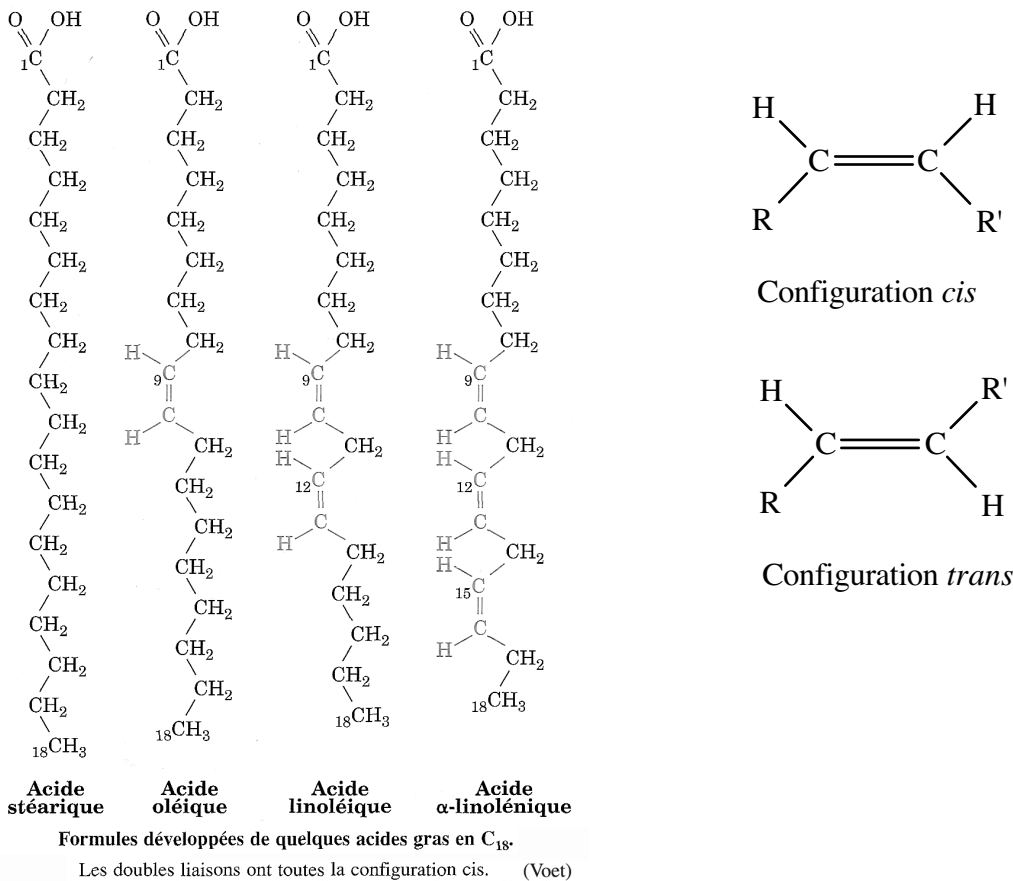


Figure 3a : l'augmentation du degré d'insaturation diminue le point de fusion des acides gras
(in Bolsover et al., Dunod 2006)

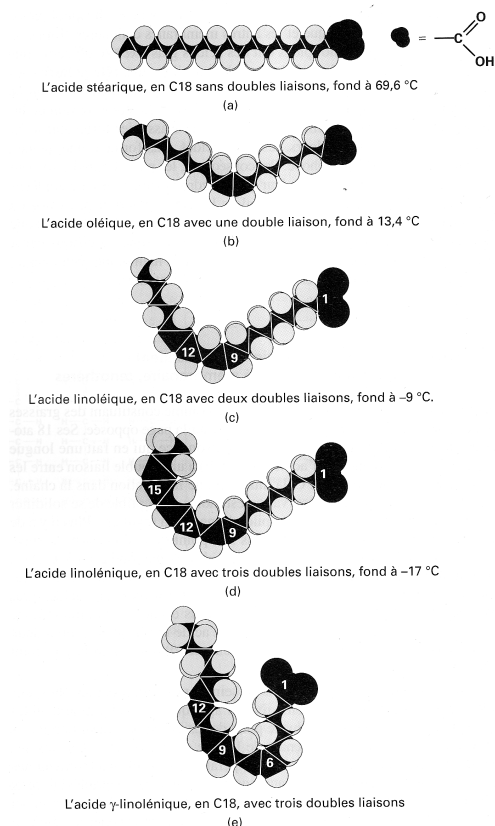


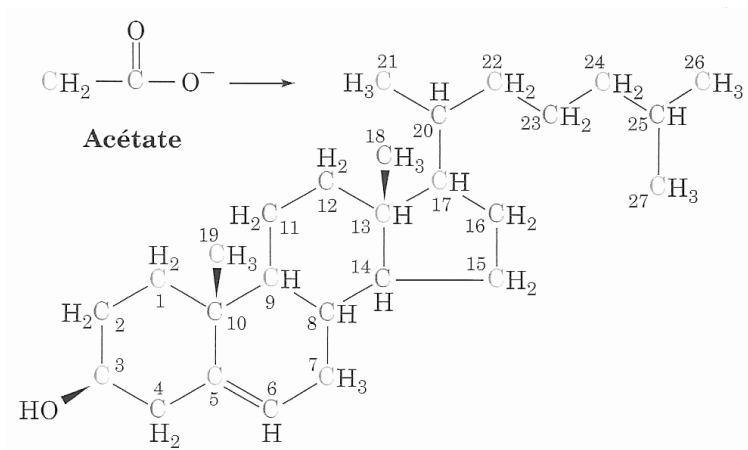
Figure 3b : la diminution du nombre de C des acides gras diminue le point de fusion
(in Voet et Voet, De Boek 2005)

Les acides gras biologiques usuels				
Symbole ^a	Nom courant	Nom systématique	Structure	mp (°C)
Acides gras saturés				
12:0	Acide laurique	Acide dodécanoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{10}\text{COOH}$	44,2
14:0	Acide myristique	Acide tétradécanoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{12}\text{COOH}$	52
16:0	Acide palmitique	Acide hexadécanoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{14}\text{COOH}$	63,1
18:0	Acide stéarique	Acide octadécanoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{16}\text{COOH}$	69,6
20:0	Acide arachidique	Acide eicosanoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{18}\text{COOH}$	75,4
22:0	Acide béhénique	Acide docosanoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{20}\text{COOH}$	81
24:0	Acide lignocérique	Acide tétracosanoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{22}\text{COOH}$	84,2
Acides gras insaturés (toutes les doubles liaisons sont cis)				
16:1n-7	Acide palmitoléique	Acide 9-hexadécénoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$	-0,5
18:1n-9	Acide oléique	Acide 9-octadécénoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$	13,4
18:2n-6	Acide linoléique	Acide 9,12-octadécadiénoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_4(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_2(\text{CH}_2)_6\text{COOH}$	-9
18:3n-3	Acide α -linoléique	Acide 9,12,15-octadécatriénoïque	$\text{CH}_3\text{CH}_2(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_3(\text{CH}_2)_6\text{COOH}$	-17
18:3n-6	Acide γ -linoléique	Acide 6,9,12-octadécatriénoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_4(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_3(\text{CH}_2)_3\text{COOH}$	-49,5
20:4n-4	Acide arachidonique	Acide 5,8,11,14-eicosatétraénoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_4(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_4(\text{CH}_2)_2\text{COOH}$	-54
20:5n-3	EPA	Acide 5,8,11,14,17-eicosapentaénoïque	$\text{CH}_3\text{CH}_2(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_5(\text{CH}_2)_2\text{COOH}$	-54
22:6n-3	DHA	Acide 4,7,10,13,16,19-docosahexénoïque	$\text{CH}_3\text{CH}_2(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_6\text{CH}_2\text{COOH}$	-54
24:1n-9	Acide nervonique	Acide 15-tétracosénoïque	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_{13}\text{COOH}$	39

^aNombre d'atomes de carbone : Nombre de doubles liaisons. Pour les acides gras insaturés, n est le nombre de doubles liaisons, et x dans $n-x$ désigne la position du dernier atome de carbone porteur d'une double liaison en comptant à partir du groupement méthyle terminal (ω) de la chaîne. mp : point de fusion.

Source: Dawson, R.M.C., Elliott, D.C., Elliott, W.H., and Jones, K.M., *Data for Biochemical Research* (3rd ed.), Chapter 8, Clarendon Press (1986).

Figure 4 : structure du cholestérol et des LDL
 (in Voet et Voet, De Boek 2005, www.chusa.jussieu.fr)



Tous les atomes de carbone du cholestérol proviennent de l'acétate.

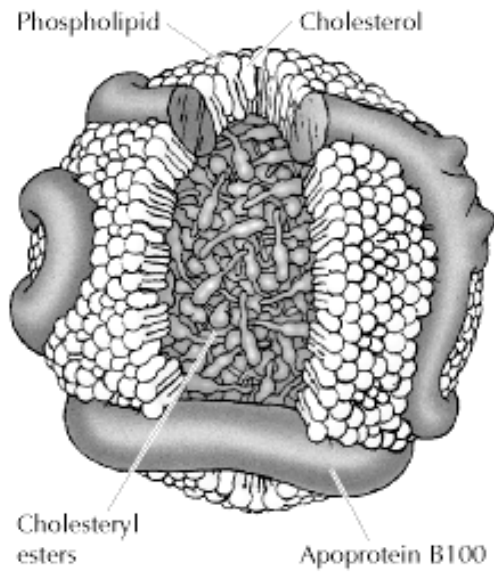


Figure 5 : cholestérol, stigmastérol et ergostérol
 (in Shechter, Dunod, 2000)

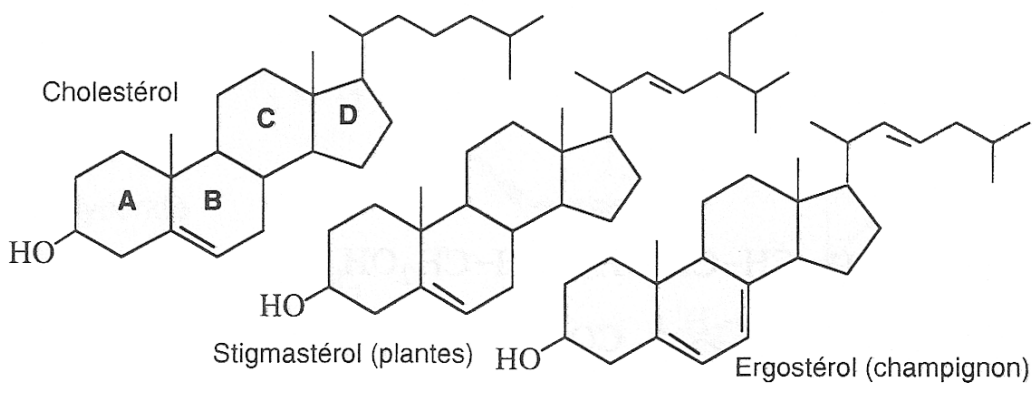
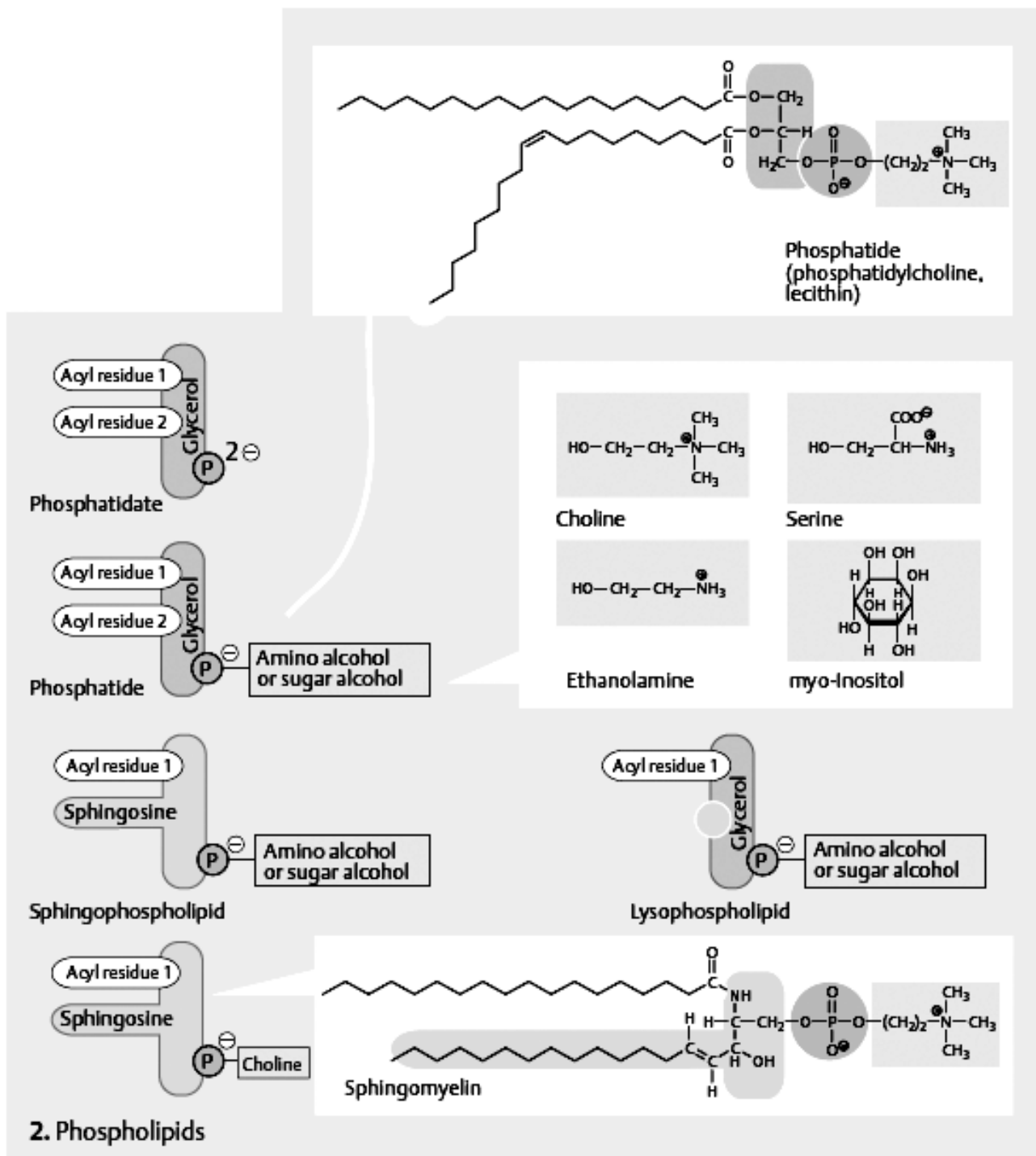


Figure 6 : glycérophospholipides : les lipides membranaires
(in Koolman, 2005)



2. Phospholipids

Figure 7 : diversité des groupements polaires des glycérophospholipides
(in Voet et Voet, De Boek 2005)

Les catégories courantes de glycérophospholipides

Nom de X—OH	Formule de—X	Nom du phospholipide
Eau	—H	Acide phosphatidique
Ethanolamine	—CH ₂ CH ₂ NH ₃ ⁺	Phosphatidyléthanolamine
Choline	—CH ₂ CH ₂ N(CH ₃) ₃ ⁺	Phosphatidylcholine (lécithine)
Sérine	—CH ₂ CH(NH ₃ ⁺)COO ⁻	Phosphatidylsérine
<i>myo</i> -Inositol		Phosphatidylinositol
Glycérol	—CH ₂ CH(OH)CH ₂ OH	Phosphatidylglycérol
Phosphatidylglycérol		Diphosphatidylglycérol (cardiolipine)

Figure 8 : glycéroglycolipides ou glycolipides

Structure générale

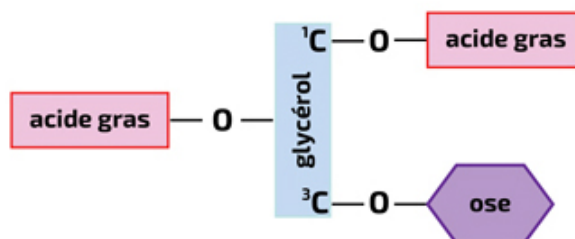


Figure 10 : les stéroïdes sont formés à partir de cholestérol
(in Voet et Voet, De Boeck 2005)

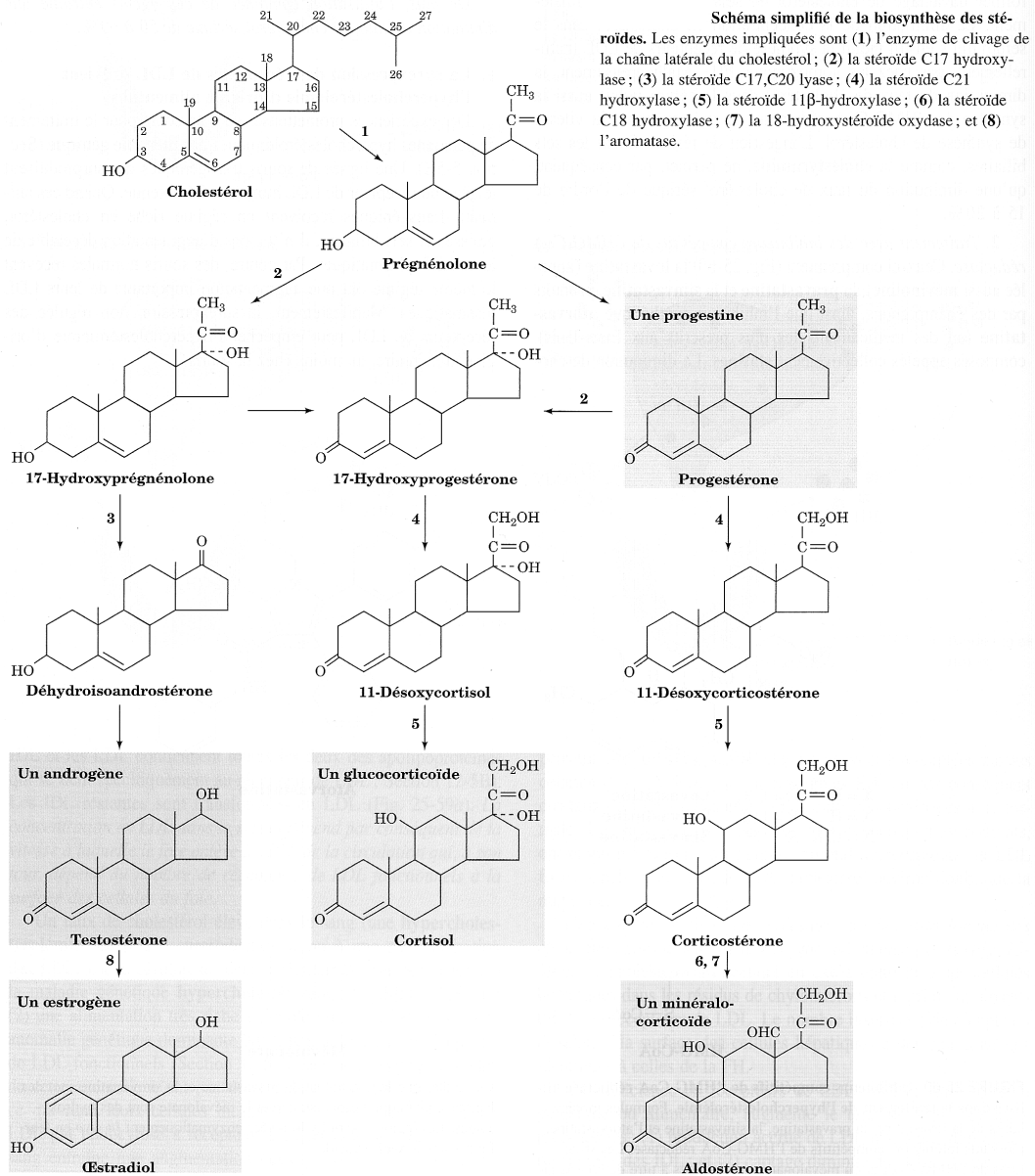


Figure 11 : noyau tétracyclique des stéroïdes

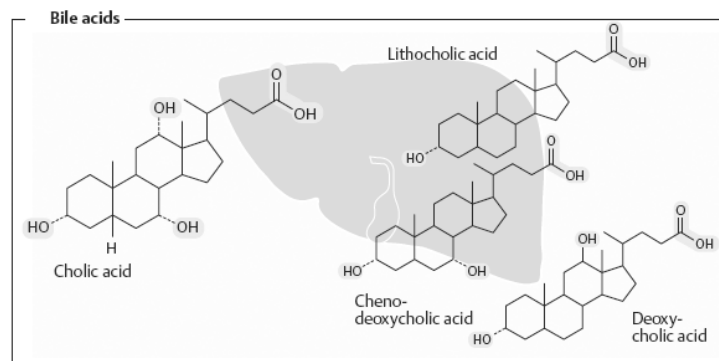
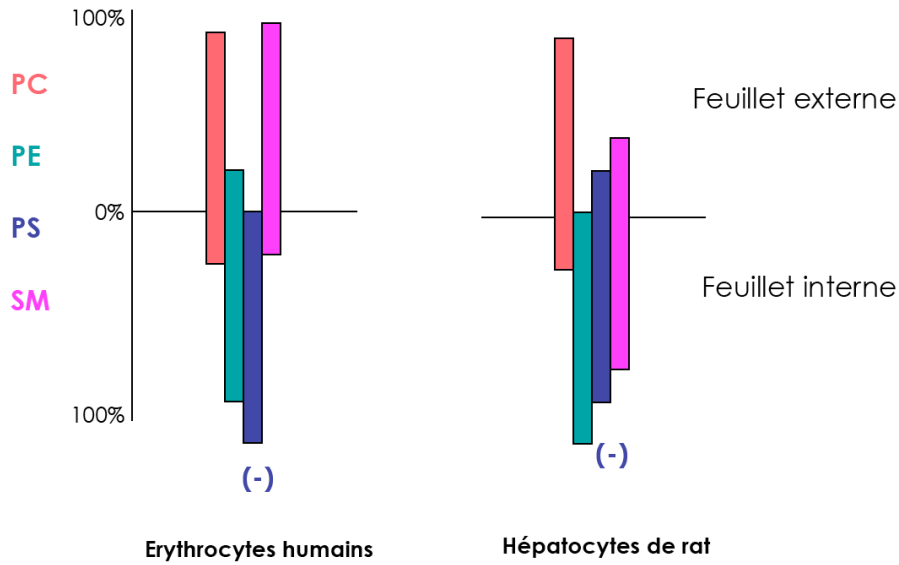


Figure 12 : les membranes biologiques sont asymétriques
(in Lodish)

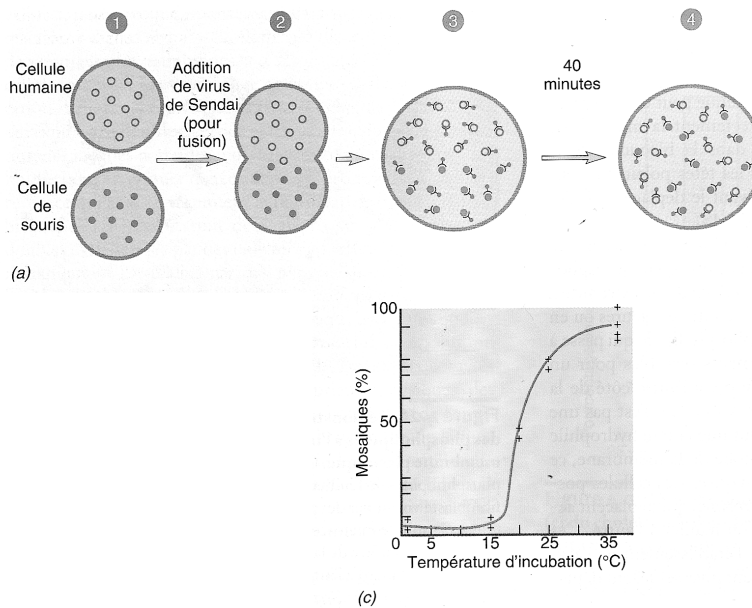


PC : phosphatidylcholine
PE : phosphatidylethanolamine

PS : phosphatidylsérine
SM : sphingomyéline

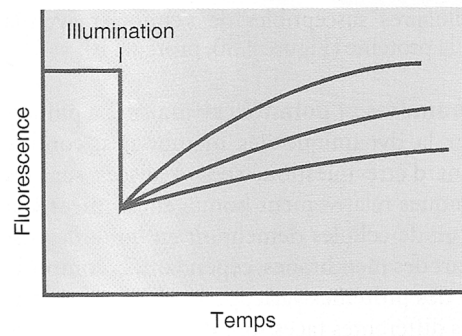
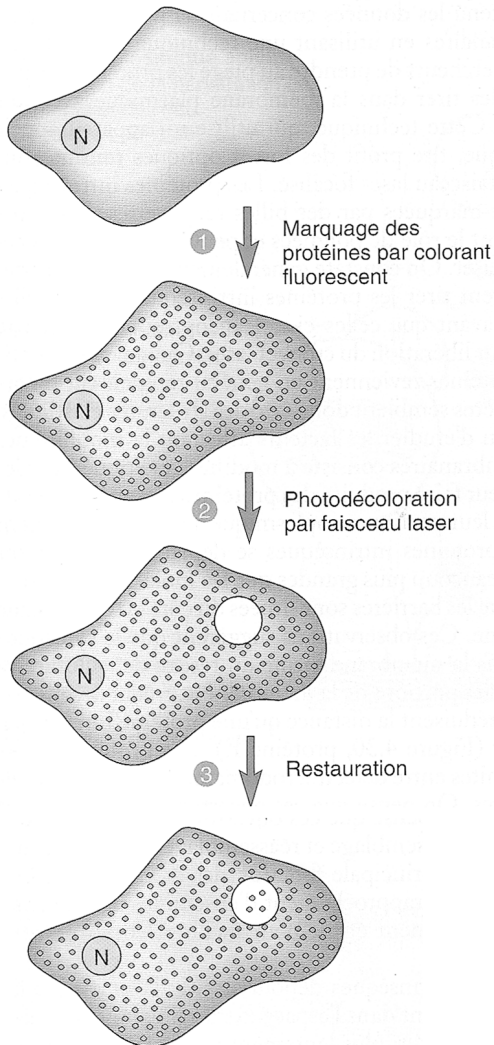
Figure 13 : mise en évidence de la fluidité membranaire par 2 techniques différentes
(in Karp, De Boeck, 2004)

**Mise en évidence par fusion cellulaire
expérience historique de Frye et Edidin, 1970**



Utilisation de la fusion cellulaire pour la mise en évidence de la mobilité des protéines membranaires. (a) Schéma de l'expérience de fusion entre cellules humaines et de souris (étapes 1-2) et distribution des protéines des deux cellules chez les hybrides au cours du temps (étapes 3-4). Les protéines membranaires de souris sont représentées par des cercles pleins, les protéines humaines par des cercles ouverts. On a vérifié la localisation des protéines humaines et de souris chez les hybrides par interaction des premières avec des anticorps à fluorescence rouge et des secondes avec des anticorps à fluorescence verte.

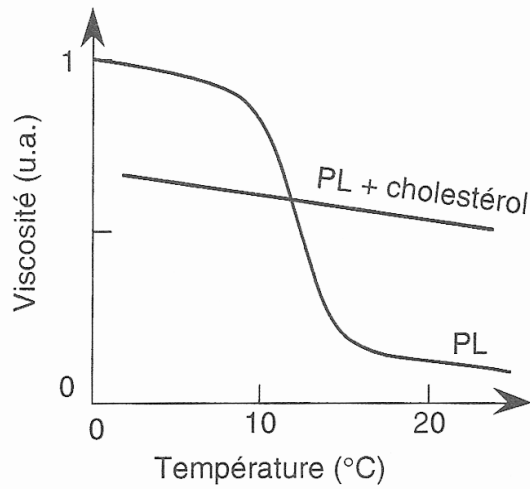
Mise en évidence par restauration de la fluorescence après photodécoloration RFAP)



(b)

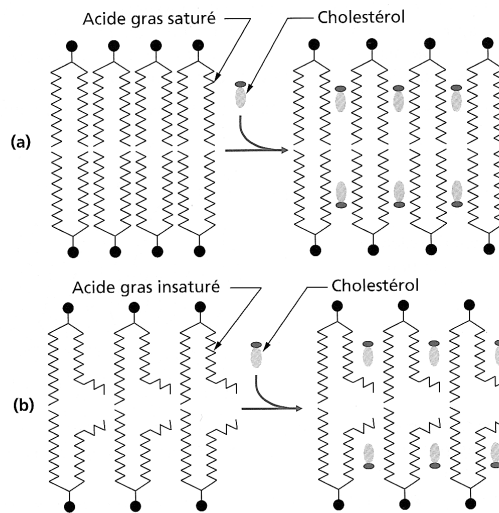
Mesure de la vitesse de diffusion des protéines membranaires par restauration de la fluorescence après photodécoloration (RFAP). (a) Dans cette technique, on marque un composant particulier de la membrane par un colorant fluorescent (étape 1), on irradie ensuite une petite partie de la surface pour décolorer les molécules de colorant (étape 2) et l'on suit la restauration de la fluorescence de la région décolorée en fonction du temps (étape 3). (b) La vitesse de restauration de la fluorescence dans la tache éclairée peut varier en fonction de la (des) protéine(s) suivie(s). La vitesse de restauration est en relation avec le coefficient de diffusion de la substance fluorescente.

Figure 14 : le cholestérol régule la fluidité membranaire
(in Peycru et al, Dunod 2006)



Fluidité et conformation des chaînes.

La fluidité est suivie par l'anisotropie de fluorescence d'une sonde (NPN ou DPH) solubilisée dans la membrane. La transition ordre → désordre des phospholipides s'accompagne d'une chute importante de l'anisotropie, donc d'une augmentation de la fluidité (PL). La présence de cholestérol tamponne les variations (PL + Cholestérol).



Effets du cholestérol sur la fluidité membranaire.

(a) membrane initialement riche en acide gras saturés donc visqueuse : le cholestérol augmente la fluidité en abaissant les interactions hydrophobes. (b) membrane riche en acides gras insaturés donc fluide : le cholestérol augmente la viscosité en amplifiant les interactions hydrophobes.
NB : Les acides gras saturés présentent une chaîne hydrocarbonée rectiligne alors que les acides gras insaturés présentent une chaîne hydrocarbonée coudée au niveau de la double liaison.

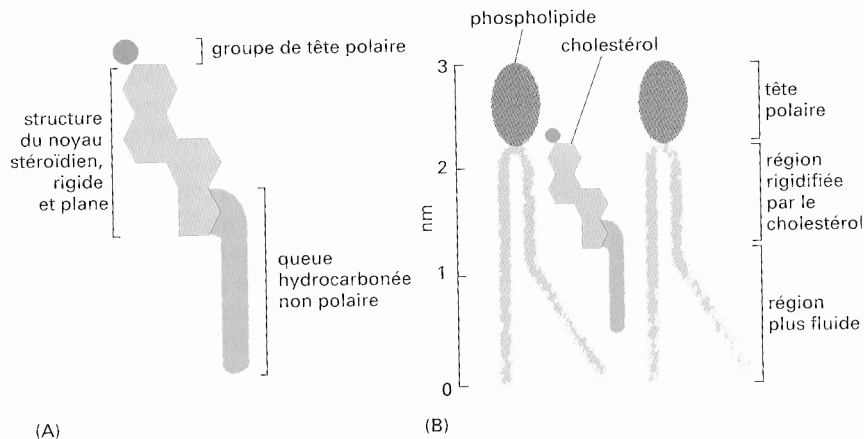
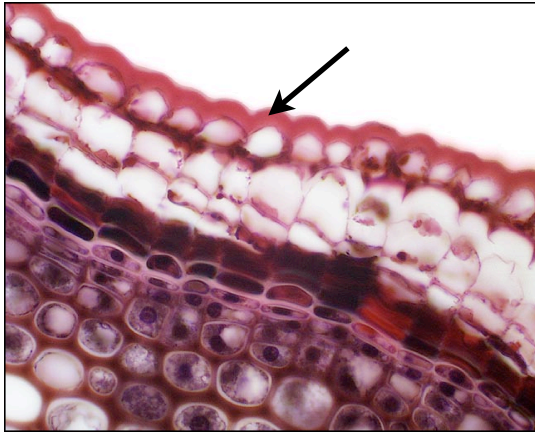
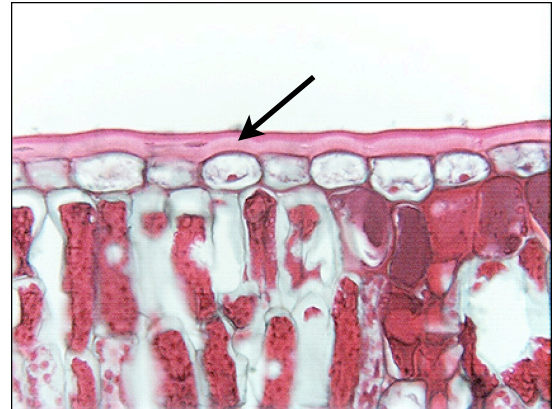


Figure 15 : cuticule chez les Angiospermes

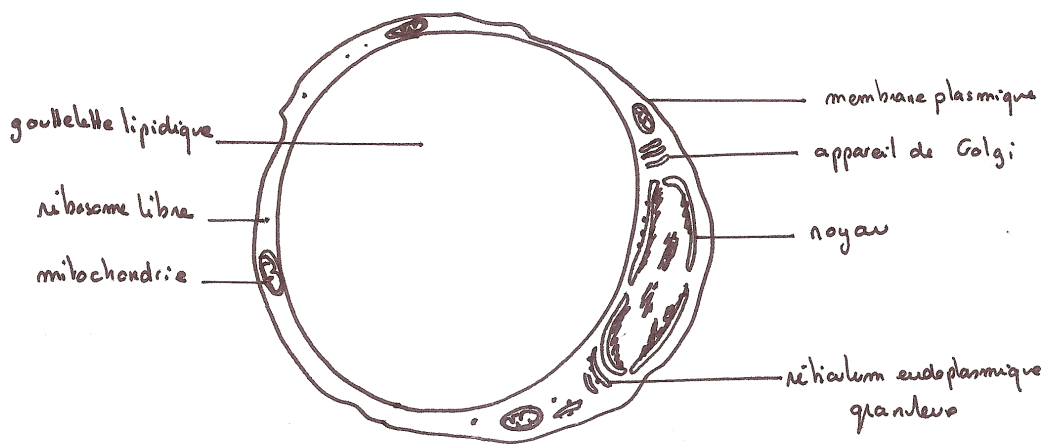


A : Coupe transversale de tige



B : Coupe transversale de feuille

Figure 16 : des lipides à fonction de réserve dans une cellule adipeuse de Mammifère



Représentation schématique de
l'ultrastructure d'un adipocyte (200µm)

Figure 17 : IP3 et DAG des seconds messagers produits par hydrolyse d'un lipide membranaire (PIP2)

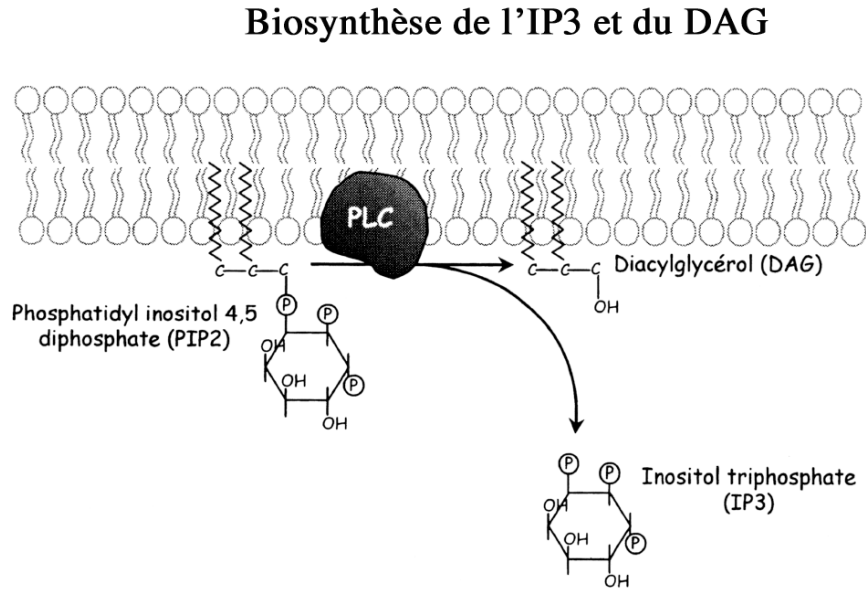


Figure 18 : gaine de myéline d'un neurone

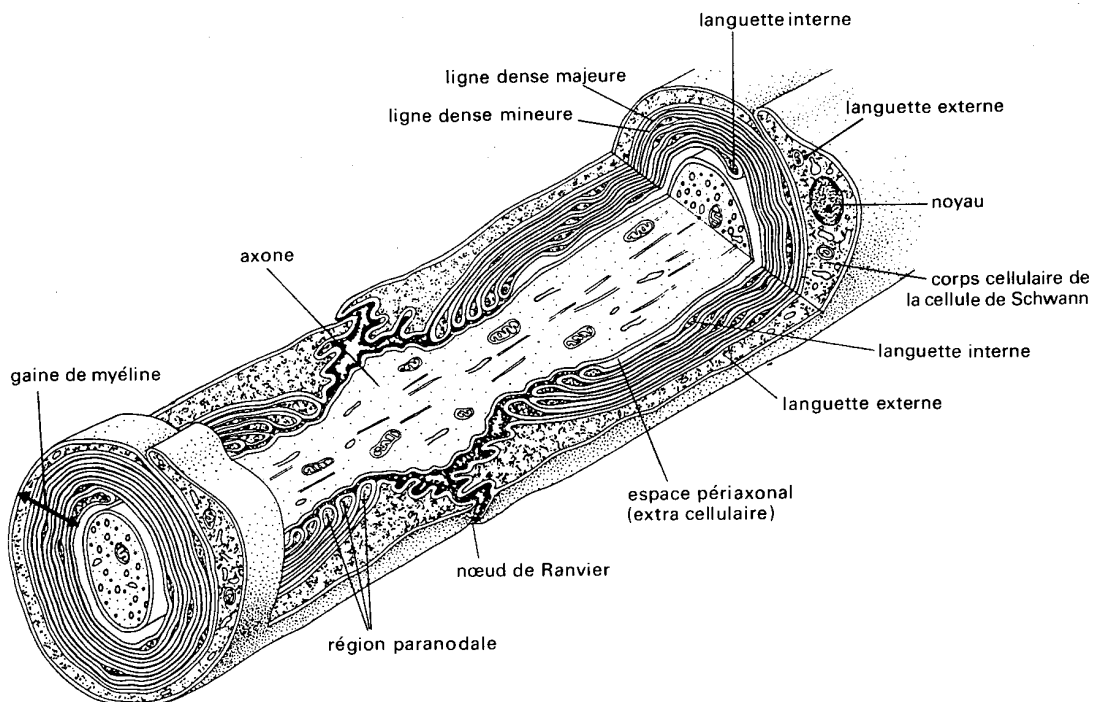
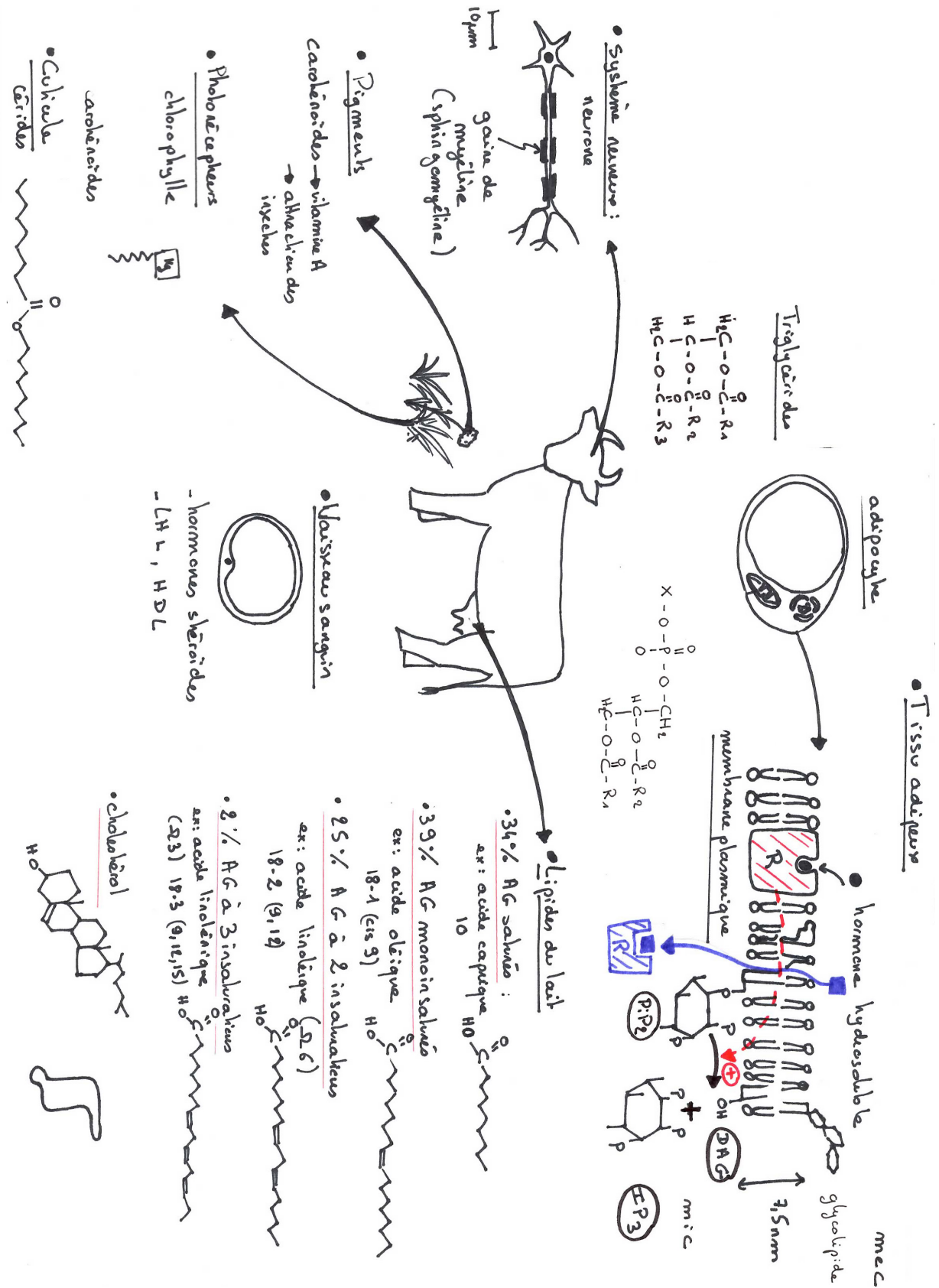


Figure 19 : schéma bilan



Classification des lipides

LIPIDES AYANT AU MOINS UN ACIDE GRAS



Esters d'AG = lipides simples
 = AG + 1 ALCOOL

3 AG + 1 glycérol
 Triacylglycérol

1 AG + 1 stérol
 Stéride

1 AG + Alcool à longue chaîne carbonée
 Céride

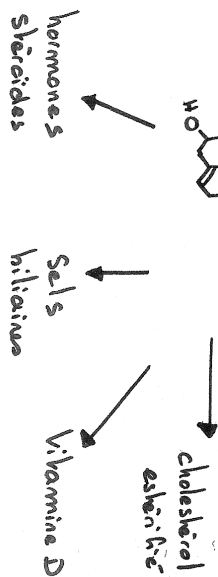
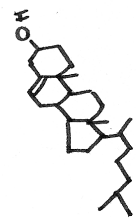
Lipides complexes

2 AG + 1 phosphate⁺ + 1 group polaire
 Glycérophospholipide

1 AG + 1 sphingosine + X
 Céramides
 X = choline → sphingomyéline
 X = ose → Cérébroside

STÉROÏDES et TERPÈNES

Stéroïdes : dérivés du cholestérol



Terpènes

polymères d'isoprène
 essences - résines - pigments -
 transporteurs d'électrons.

Annexe : le spermacéti des cachalots

(<https://baleinesendirect.org> 2012., Huggenberger et al., 2014)

Plus d'un scientifique a été captivé par cet organe, semblable à un grand sac situé dans la tête des cachalots et pouvant représenter jusqu'à 40% de leur taille. Il est rempli du spermacéti, une mystérieuse substance passant de l'état cireux à huileux selon la température. La première hypothèse, longtemps acceptée par la communauté scientifique, lui attribuait un rôle dans la plongée. On pensait que les cachalots pouvaient contrôler la fluidité du spermacéti en augmentant ou en diminuant le flux sanguin, donc la chaleur, autour de l'organe. Ces changements de densité auraient pu faciliter la descente de ces cétacés dans les abysses sous-marines. Néanmoins, des chercheurs ont réfuté cette idée au début des années 2000 en montrant que les fluctuations se font trop lentement.

Par la même occasion, ces scientifiques ont pu appuyer leur hypothèse, qui suscitait jusqu'alors peu d'intérêt. Ils soupçonnaient l'organe de produire des cliquetis très puissants servant à l'écholocation. En posant des hydrophones sur le dos de cachalots, ils ont montré que l'organe de spermacéti génère des sons extraordinaires, soit les plus forts du règne animal. Son anatomie et son fonctionnement sont homologues à ceux du melon des autres baleines à dents, la partie impliquée dans l'écholocation. La seule question qui demeure nébuleuse est de savoir pourquoi les cachalots émettent ces cliquetis intenses : pour repérer les proies, pour la compétition entre mâles ou pour attirer les femelles? Peut-être des mystères que les chercheurs sauront élucider au cours des prochaines années!

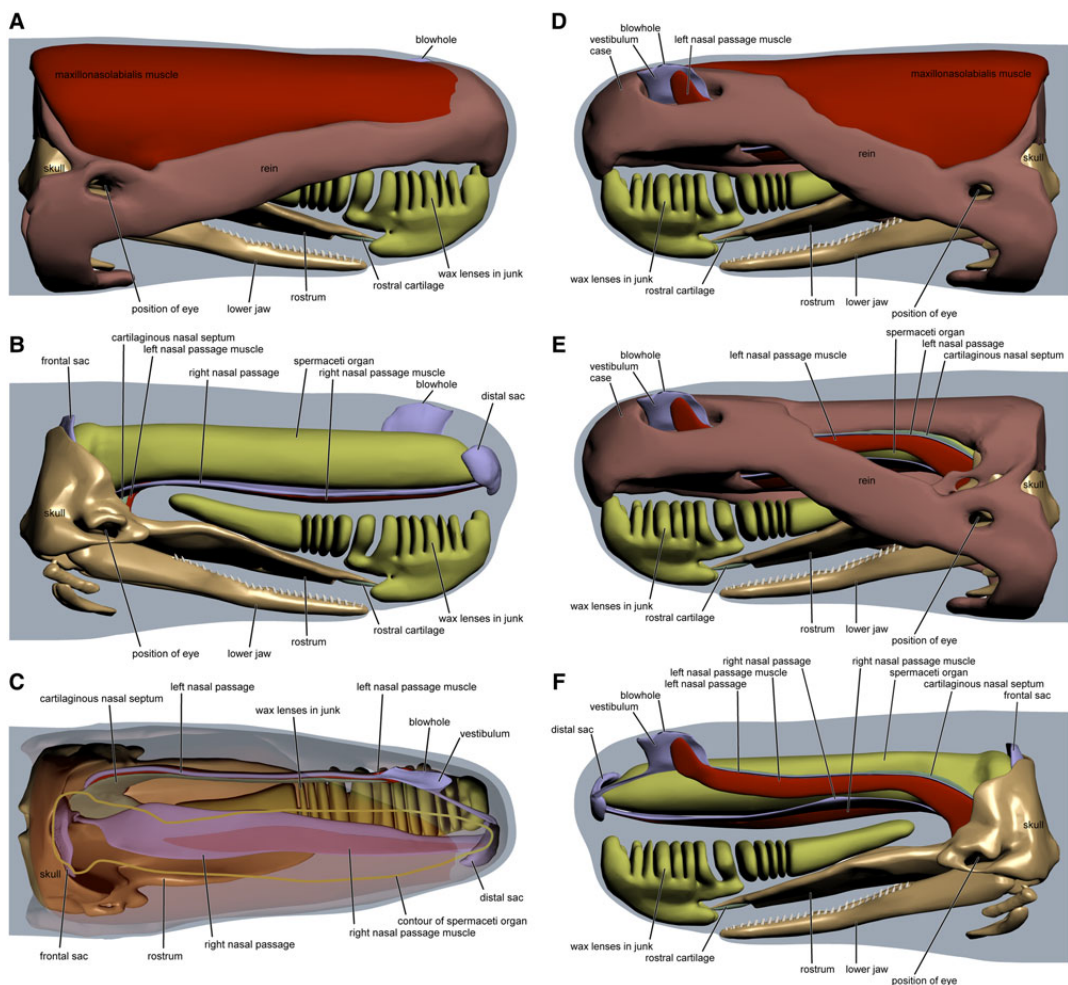


Fig. 1. Three-dimensional reconstruction of the head of an adult sperm whale. The major components of the nasal complex are colour-coded: brown, dense connective tissue (case, rein of case); purple, airways; beige, bony tissue (skull, lower jaw, hyoid bones); green, cartilage (rostral cartilage, septum nasi); red, muscle tissue; yellow, fat tissue. Other tissues, i.e. loose connective tissue surrounding the fatty structures of the junk, are not shown; shade of body in grey. (A) The right lateral view (dorsal pointing up) shows the extension of the superficial dense connective tissue (case, rein of case) and the maxillonasolabialis muscle. (B), Same view as (A); dense connective tissue and maxillonasolabialis muscle omitted. (C), Dorsal view (rostral pointing right); maxillonasolabialis muscle and dense connective tissue (case, rein of case) semi-transparent. The contour of the spermacéti organ demonstrates its close relationship with the underlying right nasal passage. (D), Left lateral view (dorsal pointing up). (E), Same view as (D); maxillonasolabialis muscle omitted. (F), Same view as (D); maxillonasolabialis muscle and dense connective tissue (case, rein of case) omitted. Note that it was not possible to include a scale into the figures because the reconstruction was not based on measurements of a single specimen. However, it is possible to estimate the dimensions of the reconstruction because figures A–F are in scale and measurements of nasal structures were provided by Clarke (1978b).