

# TP CONCOURS 2024

Éléments de correction

N° de poste	OIGNON ROUGE	POMME DE TERRE		TABLEAU CATALYSE
	Plasmolyse	Montage	Préparation	

N° de poste	Index stomatique		Modèle logistique	Diagnose argumentée Dessin
	Protocole	Montage		

## Evaluation par curseur : exemple

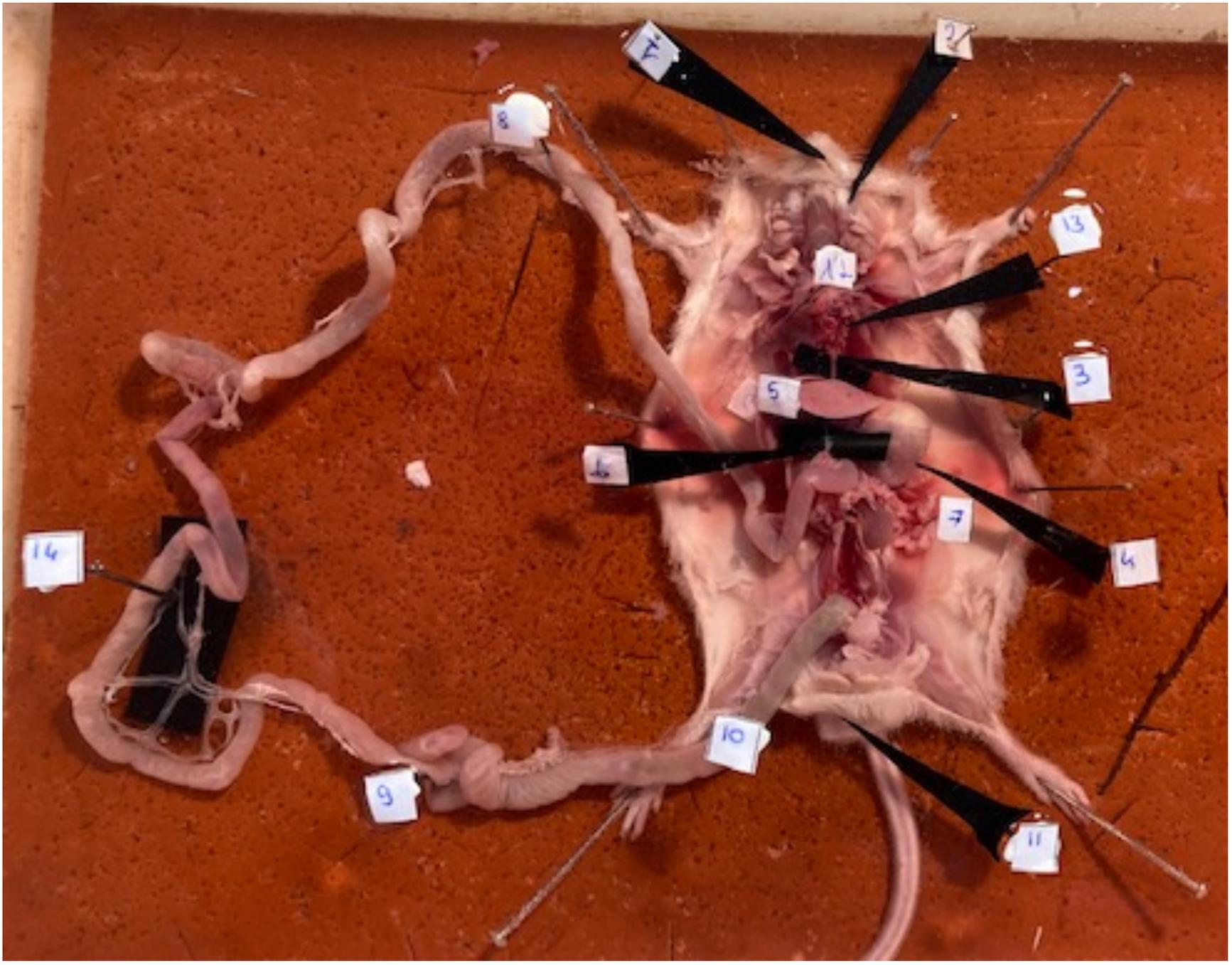
Description des critères	Niveau	Points
<p>On attend du candidat qu'il présente une production :</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Techniquement correcte</b> (soignée, lisible, appropriée, ...).</li> <li>• <b>Bien renseignée</b> (informations complètes et exactes).</li> <li>• <b>Pertinente</b> : elle met clairement en évidence comment l'information (ou les informations apportée(s) par l'activité pratique permet (permettent) d'apporter un ou des élément (s) de réponse au problème initialement posé.</li> </ul>	Niveau A : 3 critères	5
	Niveau B : 2 des 3 critères	3
	Niveau C : 1 des 3 critères	1
	Niveau D : rien à valoriser	0

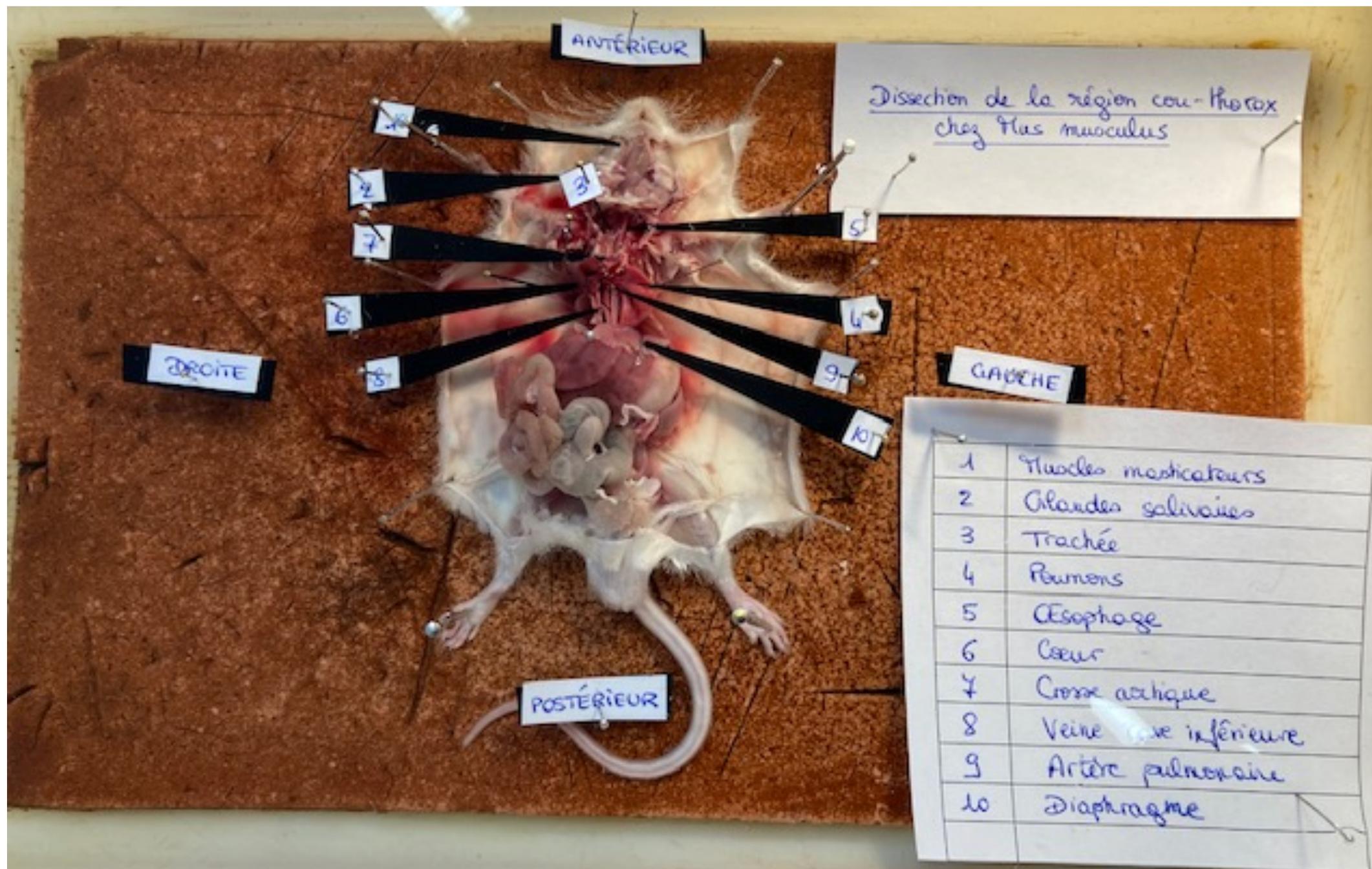
Caractères	Position systématique
Animal pluricellulaire	Métazoaire
Colonne vertébrale (endosquelette)	Vertébrés
4 membres locomoteurs munis de doigts (membre chiridien)	Tétrapodes
Poils, et mamelles chez la femelle	Mammifères
2 paires d'incisives à croissance continue, pas de canines	Rongeurs

### Position systématique de la souris

Il manque l'orientation montrant la polarité antéro-postérieure et la symétrie droite-gauche (bilatérien)



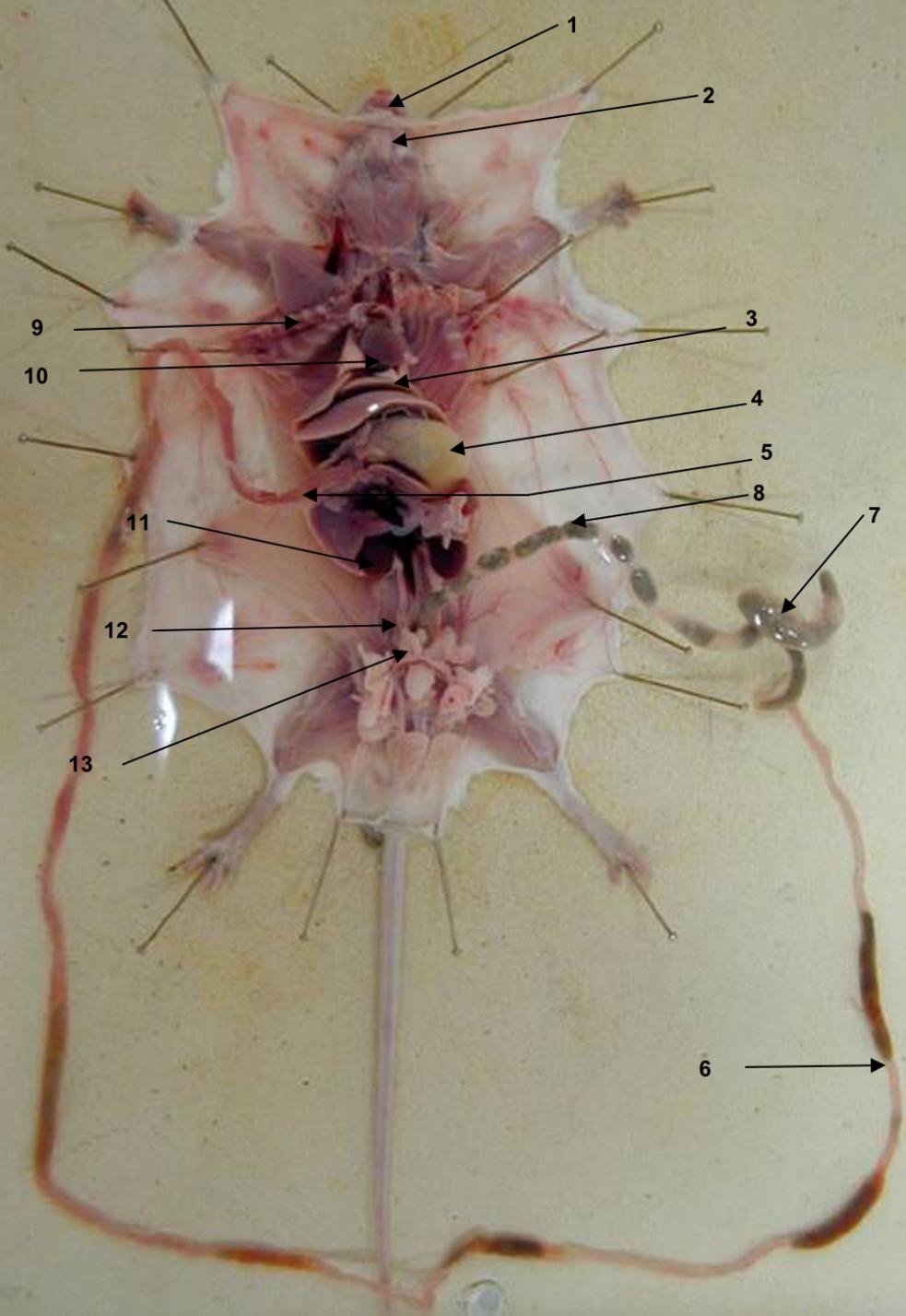




Titre : Dissection une souris un organisme hétérotrophe

antérieur  
↓  
postérieur





1	Bouche munie d'incisives	<b>Nutrition</b>	9	Cage thoracique	<b>Respiration</b>	
2	Muscles masticateurs		10	Coeur	<b>Circulation</b>	
3	Foie		11	Rein	<b>Excrétion</b>	
4	Estomac		12	Uretère		
5	Duodénum		13	Vessie		
6	Iléon		<b>Titre : Dissection de la souris observée en vue ventrale mettant en évidence les organes impliqués dans la fonction de nutrition</b>			
7	Coecum					
8	Gros intestin					

## PARTIE 1 : GROUPE 1

**Calculez la concentration molaire de la solution de saccharose utilisée à l'aide des masses molaires atomiques suivantes : C = 12 g.mol<sup>-1</sup> ; H = 1 g.mol<sup>-1</sup> ; O = 16 g.mol<sup>-1</sup>**

Masse d'une mole de molécules de saccharose C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> :

$$(12 \times 12) + (22 \times 1) + (11 \times 16) = 342 \text{ g}$$

Solution de saccharose à 20 % soit 200 g.L<sup>-1</sup> car en absence de précision, c'est toujours un pourcentage massique qui est indiqué.

$$\text{Concentration molaire : } 200 \text{ g.L}^{-1} / 342 \text{ g.M}^{-1} = 0,58 \text{ mol.L}^{-1} \text{ ou } 0,58 \text{ M}$$

Pour obtenir une déplamolyse, il suffit de remplacer la solution de saccharose hyperosmotique par de l'eau. Le potentiel hydrique de la solution devient supérieur à celui des cellules. L'eau se déplace alors par osmose vers les cellules qui redeviennent turgescents. Pour ce faire, déposer quelques gouttes d'eau contre la lamelle de votre préparation tandis que vous apposez du côté opposé du papier filtre contre la lamelle. La solution de sacchrose migre par capillarité et elle est progressivement remplacée par l'eau.

## PARTIE 2 : GROUPE 1

### **1. Analyse complète d'un organe : la pomme de terre**

Une étude complète était demandée ce qui implique la morphologie (vue externe), l'anatomie (coupe transversale) et l'histologie (montage de parenchyme de réserve dans l'eau iodo-iodurée ou lugol).

Les lignes rouges sont des orthostiques. Il y en a 5. Les ronds bleus correspondent aux bourgeons axillaires. L'indice phyllotaxique n'est pas exigible. C'est le rapport du nombre de tours effectuées en partant d'un bourgeon appartenant à une orthostique donnée pour retrouver un autre bourgeon situé sur la même orthostique sur le nombre de bourgeons rencontrés lors de cette rotation. Le mouvement effectué est hélicoïdal.

En partant du bourgeon 1, il faut effectuer 2 tours pour arriver au bourgeon 6. Il y a donc 5 bourgeons rencontrés jusqu'au dernier. L'indice est  $2/5$ .



Tubercule entier      Bourgeon terminal

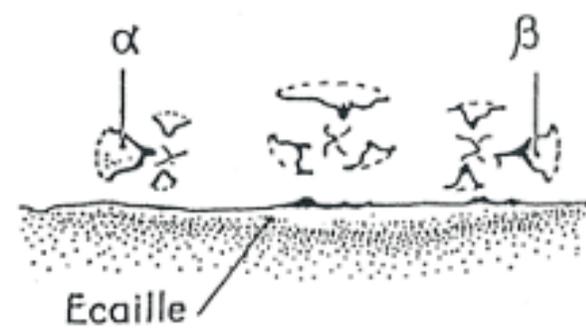


Lenticelles

Œil

Ecaille

Stolon

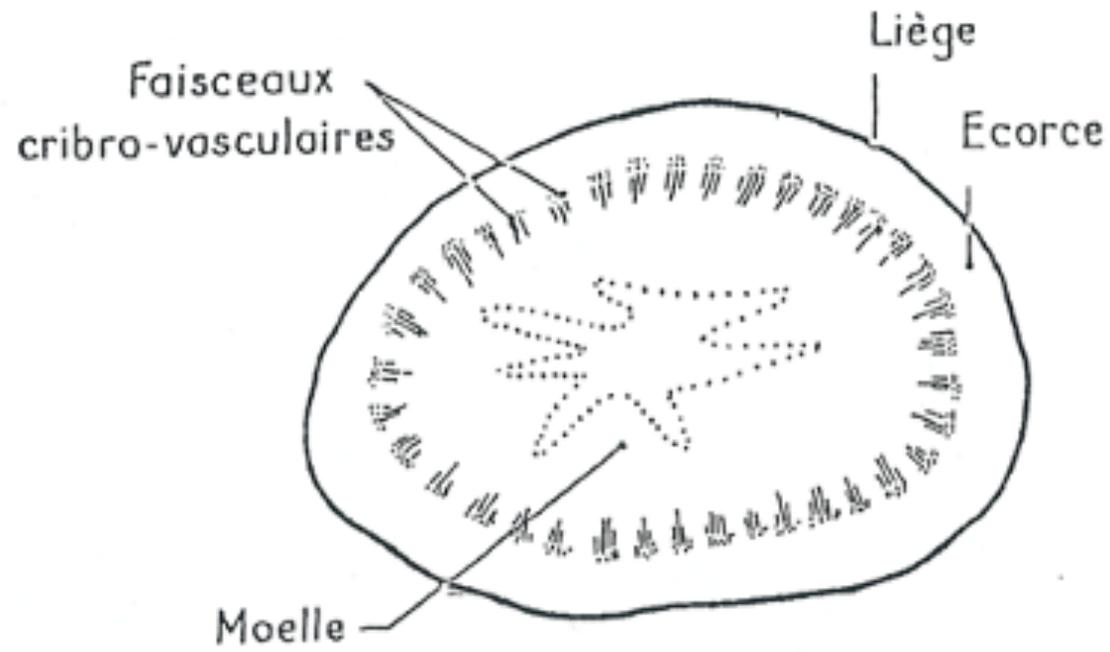


Ecaille



Organisation d'un "oeil"

### Coupe transversale du tubercule caulinaire

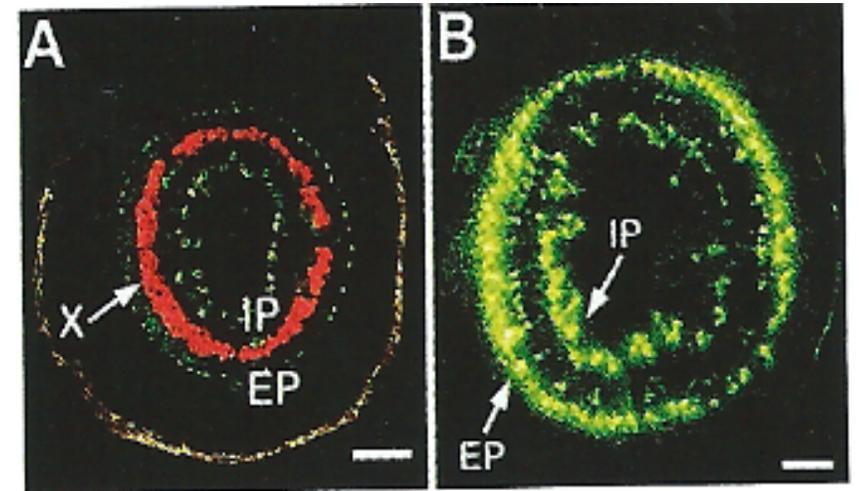
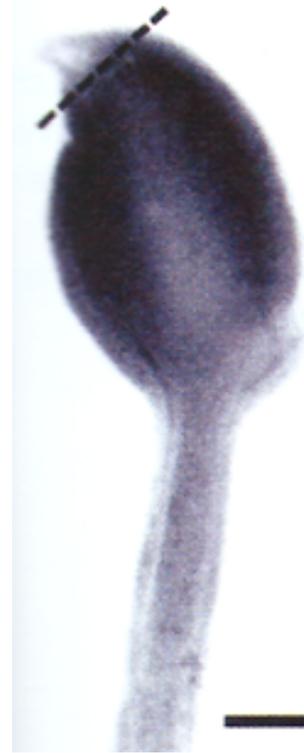


## 2 : Décharge du phloème et tubérisation de la pomme de terre

La tubérisation de la pomme de terre affecte l'extrémité des stolons qui se comportent comme des puits de stockage. Le saccharose s'y accumule et est transformé en amidon stocké dans les amyloplastes du tubercule caulinaire.

On fournit du  $^{14}\text{C}$  à des feuilles pendant une heure (pulse). Quatre heures après la fin du pulse, les stolons sont récupérés puis coupés longitudinalement. La radioactivité est révélée qualitativement par autoradiographie (**Doc 1**).

La carboxyfluorescéine (CF) est une molécule qui peut être transportée dans le phloème mais qui ne peut pas traverser les membranes. Une solution contenant la CF est injectée dans les feuilles. Quatre heures plus tard, des coupes sont effectuées de façon à localiser la CF (**Doc 2**).



**Doc 2** : Localisation de la carboxyfluorescéine (CF) sur des coupes de stolons et tubercule.

A. Coupe d'un stolon en début de tubérisation.

B. Coupe d'un tubercule en formation. La CF est visualisé en vert .

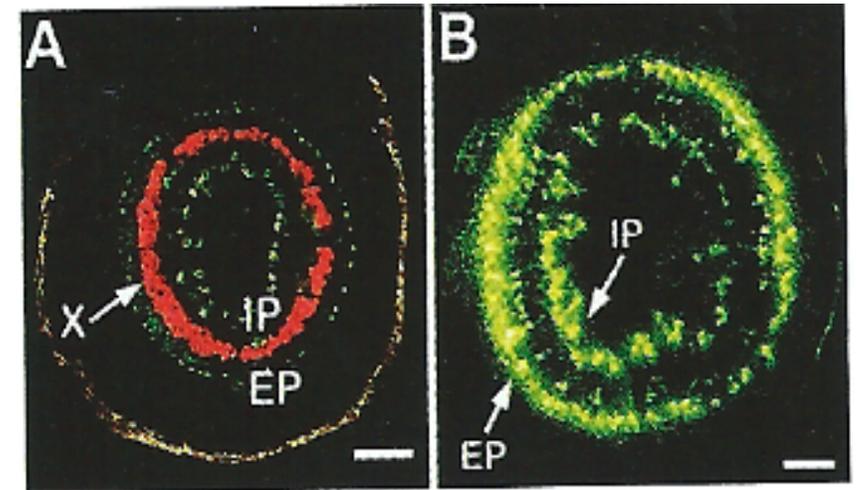
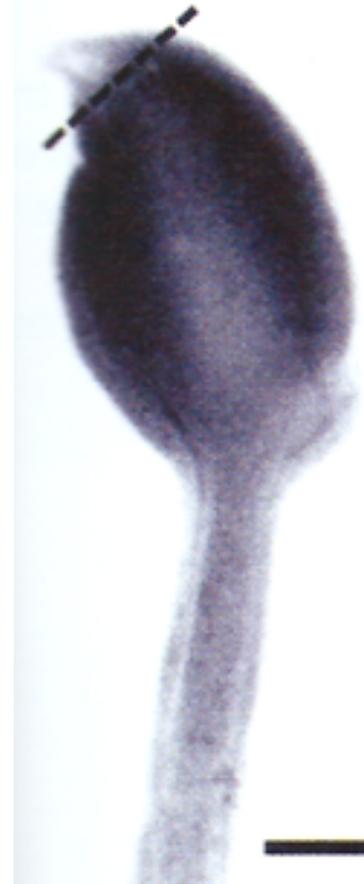
X : faisceaux de xylème (en rouge) ;  
faisceaux internes (IP) et externes (EP)  
de phloème. Barre d'échelle : 0,5 mm  
(A) et 2 mm (B )

## 2. Décharge du phloème et tubérisation de la pomme de terre

Les zones noires de l'autoradiogramme montre l'emplacement des grains d'argent donc de la radioactivité. Celle-ci provient du  $^{14}\text{C}$  fourni à l'état gazeux et incorporé dans les molécules organiques par la photosynthèse. Ce protocole permet donc de suivre le devenir des assimilats. Le bourgeon apical qui est un puits de consommation ne présente pas de radioactivité ou très peu. Le principal organe puits et donc le tubercule en formation qui constitue un puits de stockage. La tubérisation est donc subapicale ce qui laisse supposer que la décharge du phloème est accentuée à ce niveau.

Le document 2 montre que le tubercule comprend 2 ceintures de phloème : une à l'emplacement caractéristique d'une tige (faisceau externe EP) et une autre dans le parenchyme médullaire (faisceau interne IP). La CF ne pouvant traverser les membranes, sa présence autour des faisceaux conducteurs indique que la décharge est symplasmique.

**Doc 1** : Autoradiographie d'une coupe longitudinale de stolon après traitement au  $^{14}\text{CO}_2$ . Les tirets marquent la limite du bourgeon apical. Barre d'échelle : 2mm



**Doc 2** : Localisation de la carboxyfluorescéine (CF) sur des coupes de stolons et tubercule.

A. Coupe d'un stolon en début de tubérisation.

B. Coupe d'un tubercule en formation. La CF est visualisé en vert .

X : faisceaux de xylème (en rouge) ; faisceaux internes (IP) et externes (EP) de phloème. Barre d'échelle : 0,5 mm (A) et 2 mm (B )

### 3 : Digestion enzymatique de l'amidon

#### Matériel mis à disposition

##### Sur chaque paillasse

- 3 cuves
- fiche technique d'utilisation du spectrophotomètre
- Mie de pain préalablement broyée dans une solution tampon (solution A)
- Solution enzymatique d'amylase humaine dans une solution tampon (solution B)
- Solution enzymatique d'amylase humaine dénaturée dans une solution tampon (solution C)
- Eau iodée (= lugol) ; Solution tampon
- Pipettes

##### Au bureau

2 spectrophotomètres

*L'objectif est de déterminer la vitesse initiale de la réaction d'hydrolyse de l'amidon de mie de pain, catalysée par une quantité donnée d'amylase. Le suivi s'effectuera au spectrophotomètre réglé le colorimètre sur la longueur d'onde bleue ( $\lambda = 470 \text{ nm}$ ). Le produit de la réaction n'absorbe pas à la longueur d'onde choisie.*

Donnée importante 1 : La réaction doit être lue dans les 40 secondes qui suivent le mélange.

Donnée importante 2 : veillez à gérer votre temps car l'utilisation des 2 spectrophotomètres est partagée

*On déterminera la vitesse initiale  $v_i$ , exprimée en UA/seconde, en mesurant la quantité d'amidon en présence d'amylase à 10 secondes  $< t < 40$  secondes secondes et en la comparant à la quantité d'amidon initiale  $t=0$ . Toutes vos réponses figureront dans le cadre page suivante.*

	<b>Cuve 1</b> Solution zéro pour tarer le spectrophotomètre	<b>Cuve 2</b> Cuve de mesure à $t = 0$ sec Mesure immédiate	<b>Cuve 3</b> Cuve de mesure à $10$ sec $< t < 40$ sec
Solution A (solution de mie de pain)		1 mL	1 mL
Solution B (solution d'amylase)			1 mL
Solution C (solution d'amylase dénaturée)		1 mL	
Eau iodée		2 gouttes	2 gouttes
Volume total dans la cuve	2 mL	2 mL	2 mL

<b>Cuve 1</b> : Solution zéro pour tarer le spectrophotomètre	Sur l'air (cuve vide) ou bien avec le tampon seul *
<b>Cuve 2</b> : Cuve de mesure de l'absorbance à $t = 0$ sec	Tampon + E dénaturée + S + lugol
<b>Cuve 3</b> : Cuve de mesure de l'absorbance à $10$ sec $< t < 40$ sec	Dans un tube en pyrex Tampon + E + S déclencher le chrono, arrêter à $t$ (ébullition par exemple) + lugol puis transfert en cuve et lire

\* Le tampon seul n'était pas fourni alors qu'il figurait dans la liste des produits. Dans ce cas, faire signe au correcteur pour lui signaler. C'était volontaire (peu probable au concours) !

Le colorant est mis avant l'enzyme afin de suivre la disparition du substrat dès qu'il est mis en présence d'enzyme.

Travailler en absorbance permet de visualiser la disparition du substrat par une diminution de la coloration.

<b>Cuve 1</b> : Solution zéro pour tarer le spectrophotomètre	Sur l'air (cuve vide) ou bien avec le tampon seul
<b>Cuve 2</b> : Cuve de mesure de l'absorbance à $t = 0$ sec	Tampon + E dénaturée + S + lugol
<b>Cuve 3</b> : Cuve de mesure de l'absorbance à $10 \text{ sec} < t < 40 \text{ sec}$	Dans un tube en pyrex Tampon + E + S déclencher le chrono, arrêter à $t$ (ébullition par exemple) + lugol puis transfert en cuve et lire

On peut aussi essayer la réaction en présence de lugol ou eau iodée mais il faut que l'enzyme le supporte

On peut aussi décider de ne pas arrêter la réaction mais là il faut être rapide pour la lecture. Les erreurs relatives seront d'autant plus grandes que le temps de réaction est court. Le colorant est mis avant l'enzyme afin de suivre la disparition du substrat dès qu'il est mis en présence d'enzyme. Travailler en absorbance permet de visualiser la disparition du substrat par une diminution de la coloration.

### 3 : Digestion enzymatique de l'amidon

Comme on caractérise le substrat, faire un blanc sur le substrat reviendra à obliger le spectro à donner des absorbances négatives, ce pour quoi il n'est pas fait au-delà d'une certaine limite de valeurs.

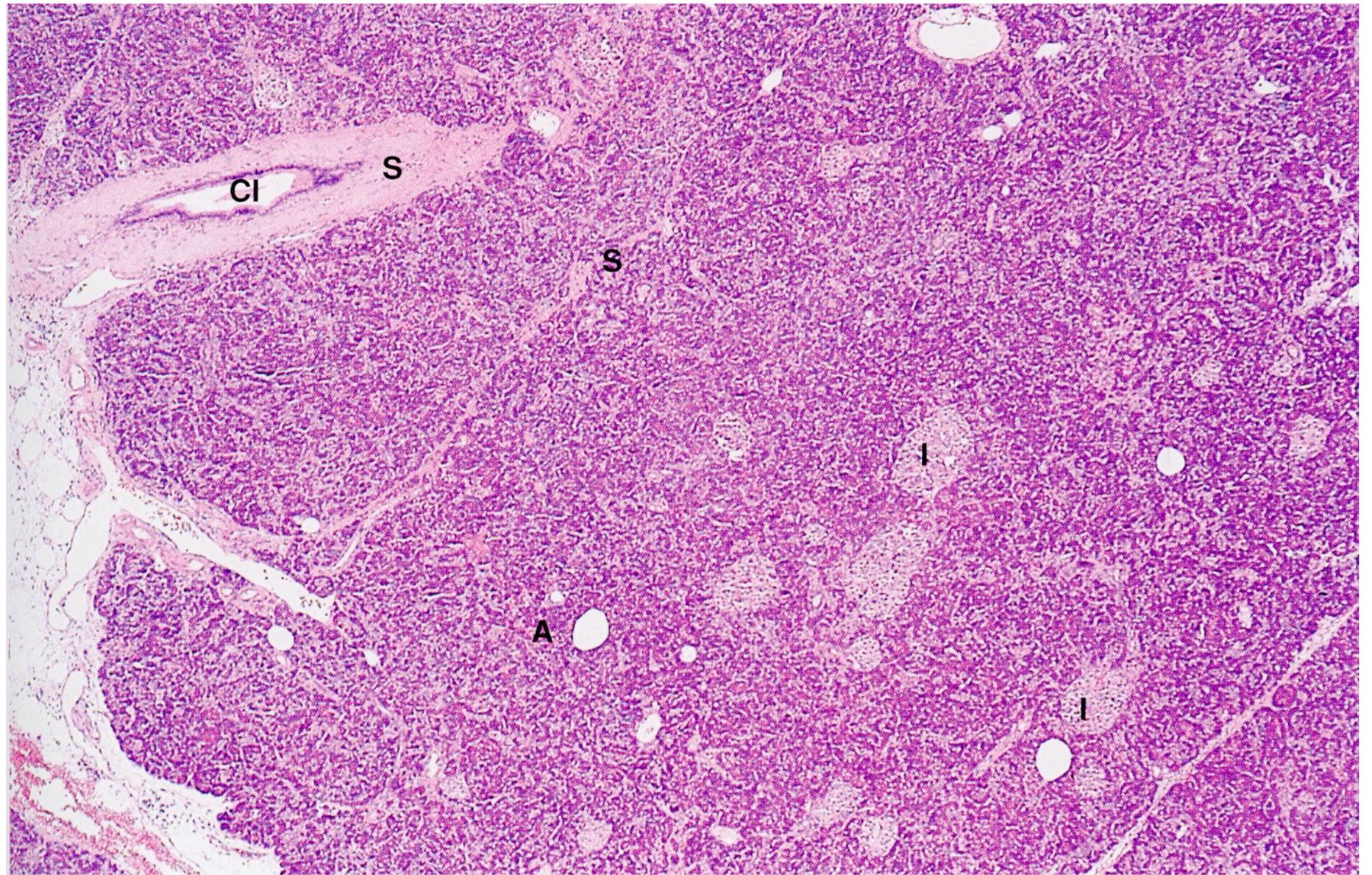
Mesurer la vitesse revient à mesurer la différence d'absorbance entre deux temps sur la différence entre ces deux temps.

Ceci est possible en partant d'une valeur positive d'absorbance pour  $t=0$ . Pour être sûrs qu'à  $t=0$  l'enzyme n'a pas commencé à travailler, on fait ce tube avec du substrat et de l'enzyme dénaturée à la chaleur et du lugol. On appelle cela le zéro cinétique.

La différence d'absorbance avec le deuxième temps (tube 3) ne sera due qu'à l'action de l'enzyme pendant l'intervalle de temps mesuré. La différence d'absorbance permet en effet d'enlever l'absorbance des cuves, celle du tampon et celle de l'enzyme. Il faut simplement s'assurer que le produit n'absorbe pas à la longueur d'onde choisie ce qui est le cas ici.

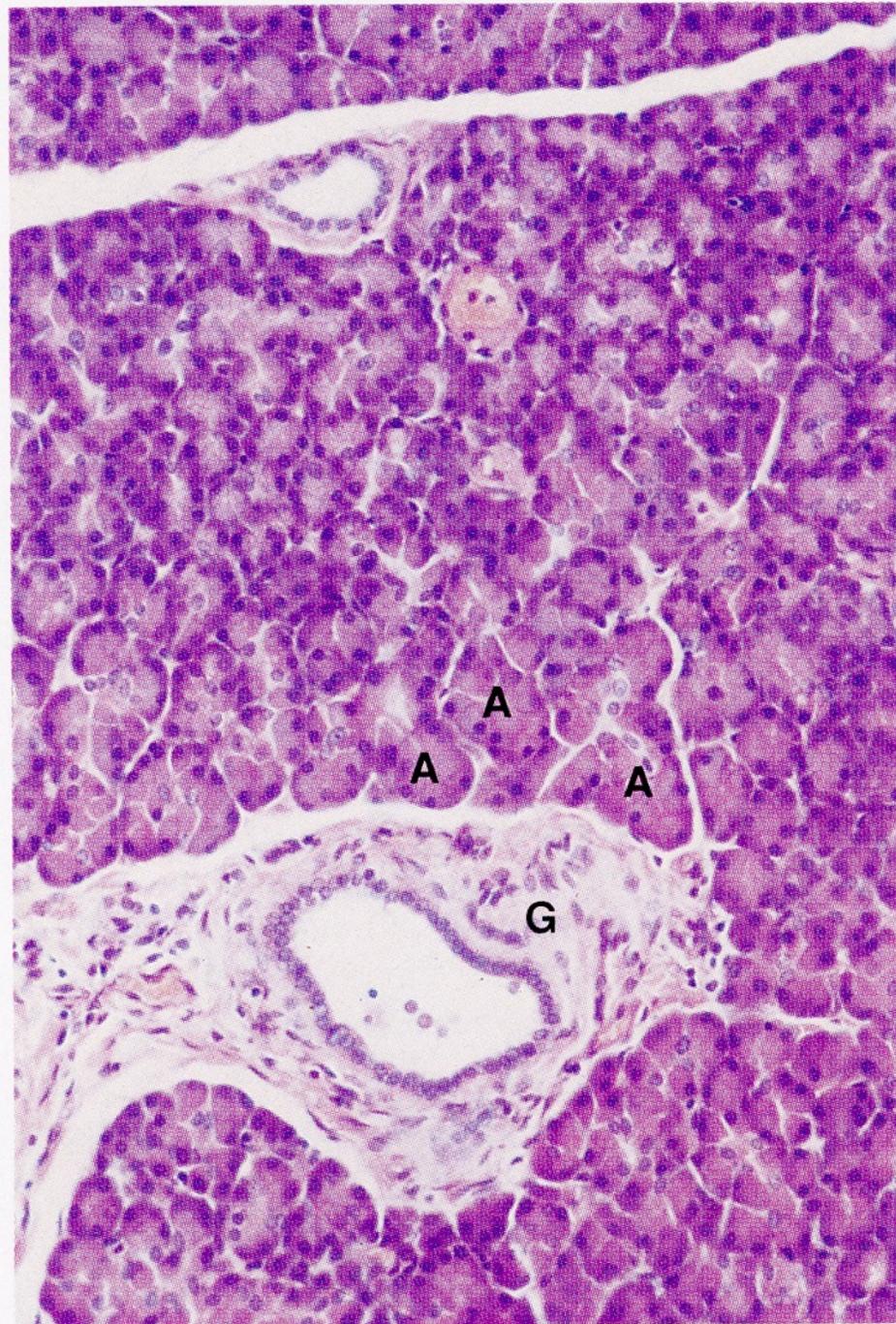
La loi de Beer-Lambert fait la relation entre la concentration et l'absorbance selon la formule :  $A = \epsilon l C$  avec  $A$  : absorbance,  $\epsilon$  : le coefficient d'absorption molaire en  $L \cdot mol^{-1} \cdot cm^{-1}$ ,  $l$  : la largeur de cuve en cm et  $c$  : la concentration de la solution en  $mol \cdot L^{-1}$ . Vous n'aviez pas la valeur de  $\epsilon$  donc il n'était pas possible d'exprimer la vitesse en  $mol \cdot L^{-1} \cdot sec^{-1}$ . Il suffisait de faire le rapport entre la différence des absorbances et le temps séparant les deux lectures. Comme le substrat disparaît, l'absorbance par la solution colorée au lugol diminue au cours du temps. soit  $A_{cuve2} - A_{cuve1} / \Delta t$

# PANCREAS

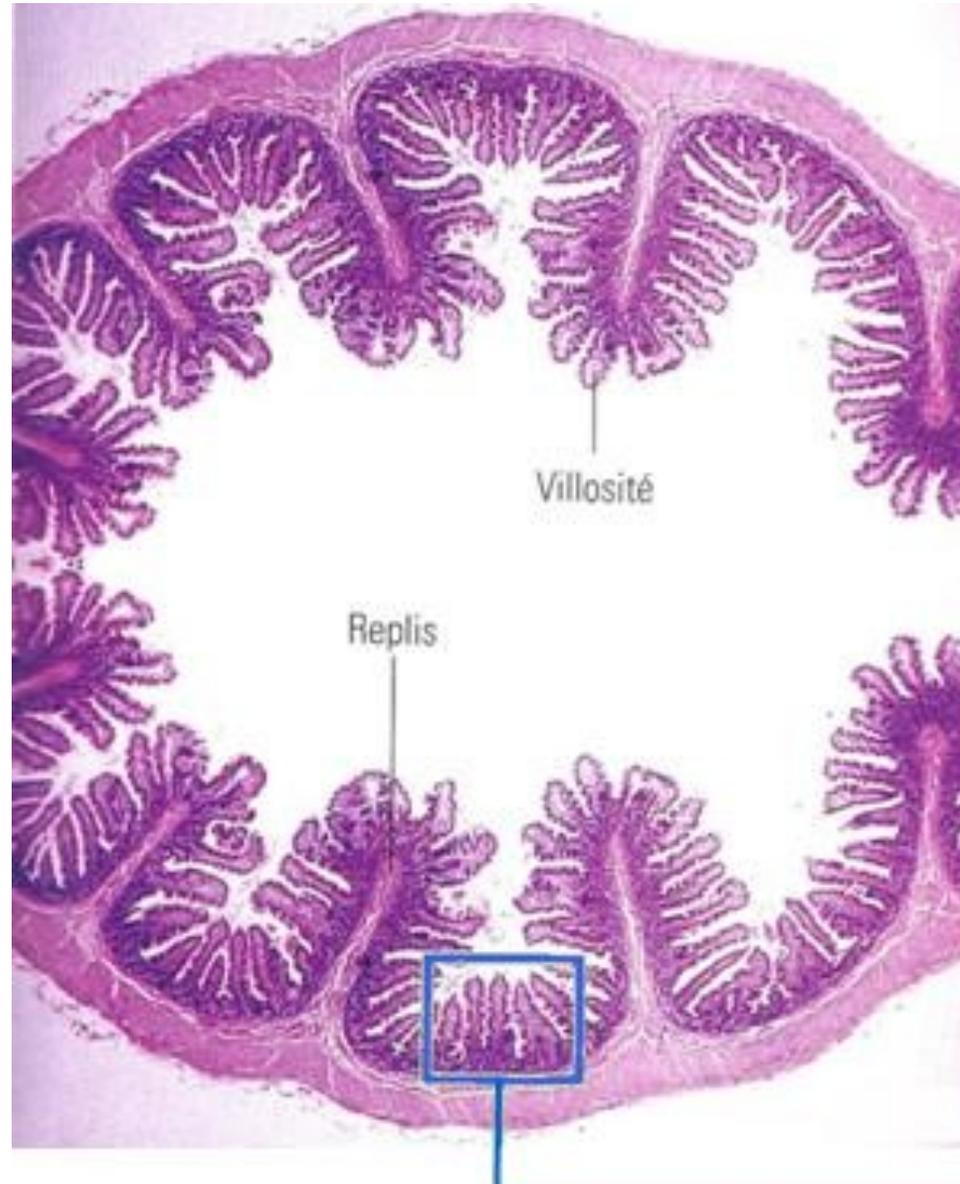


Le pancréas exocrine (A = acinus) et endocrine (I = îlots de Langerhans)

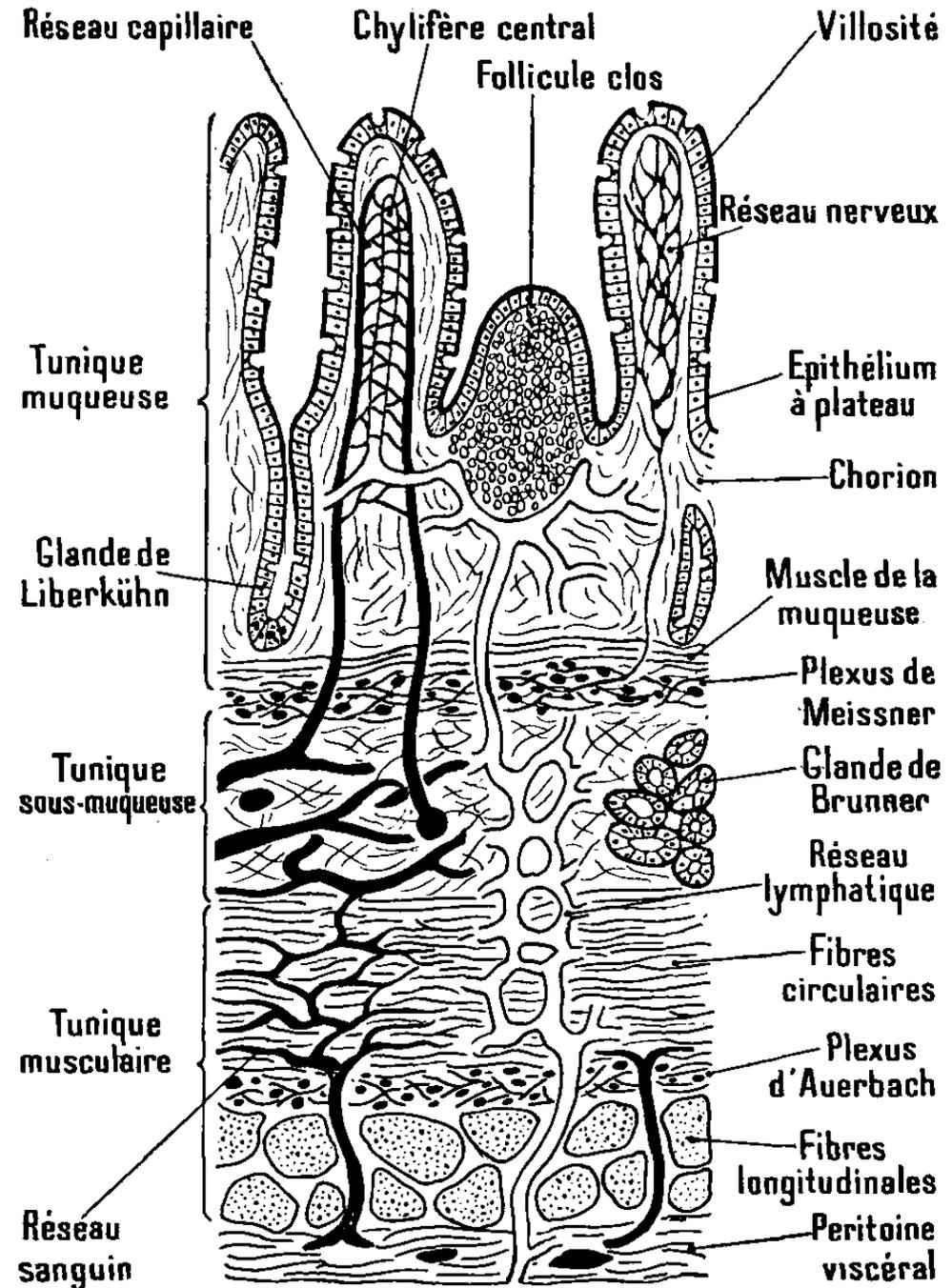
Le pancréas  
exocrine



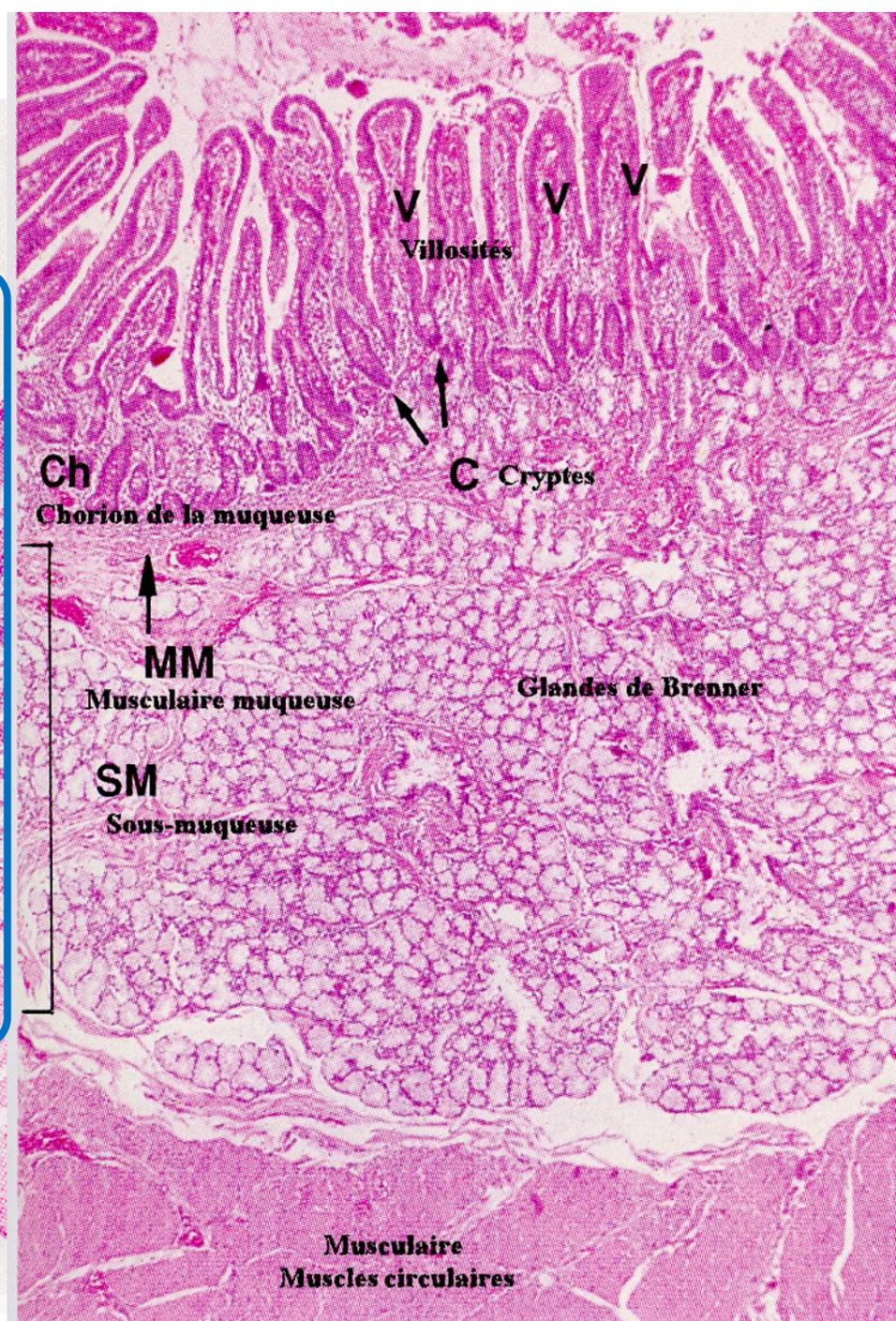
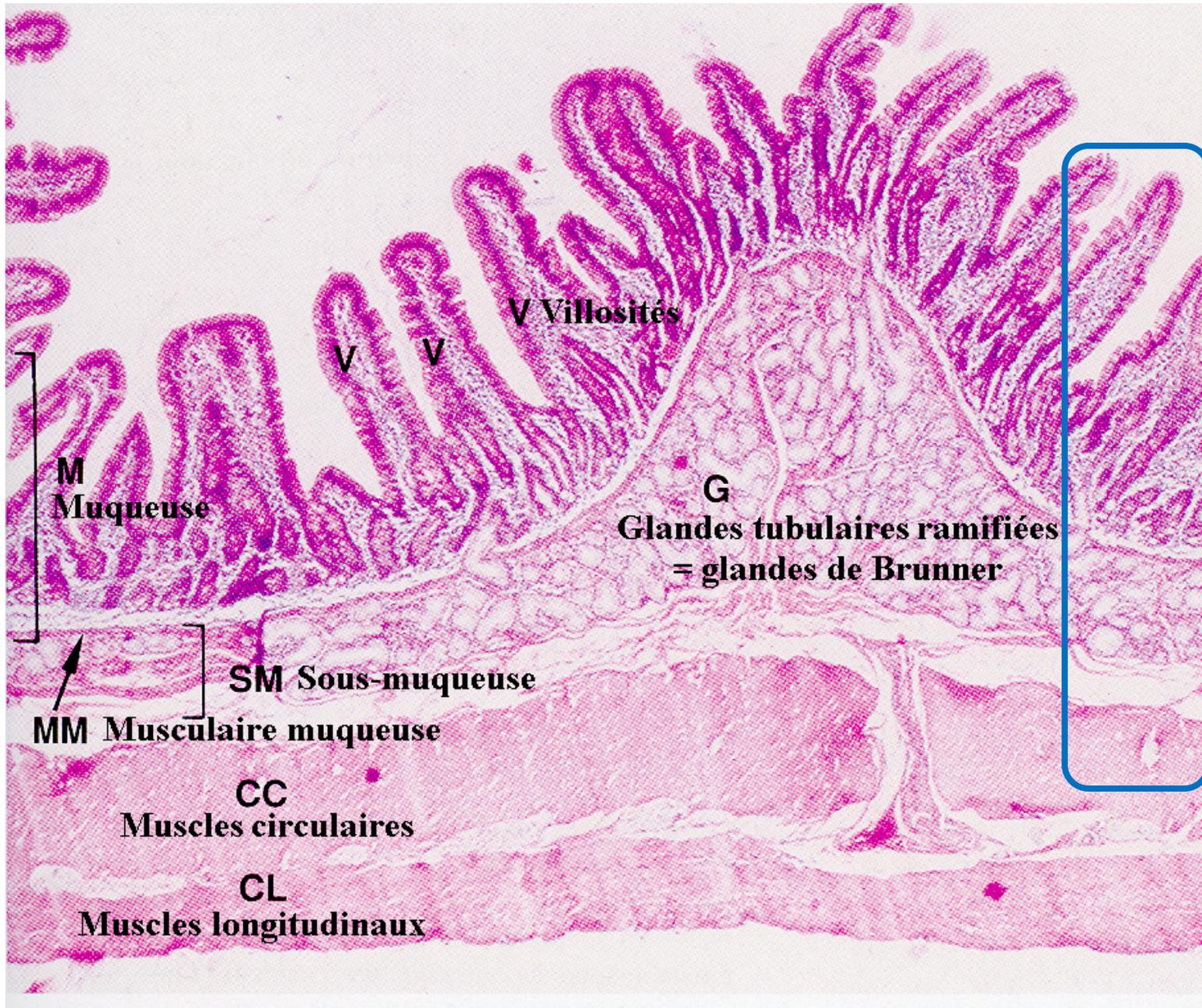
# INTESTIN GRÊLE

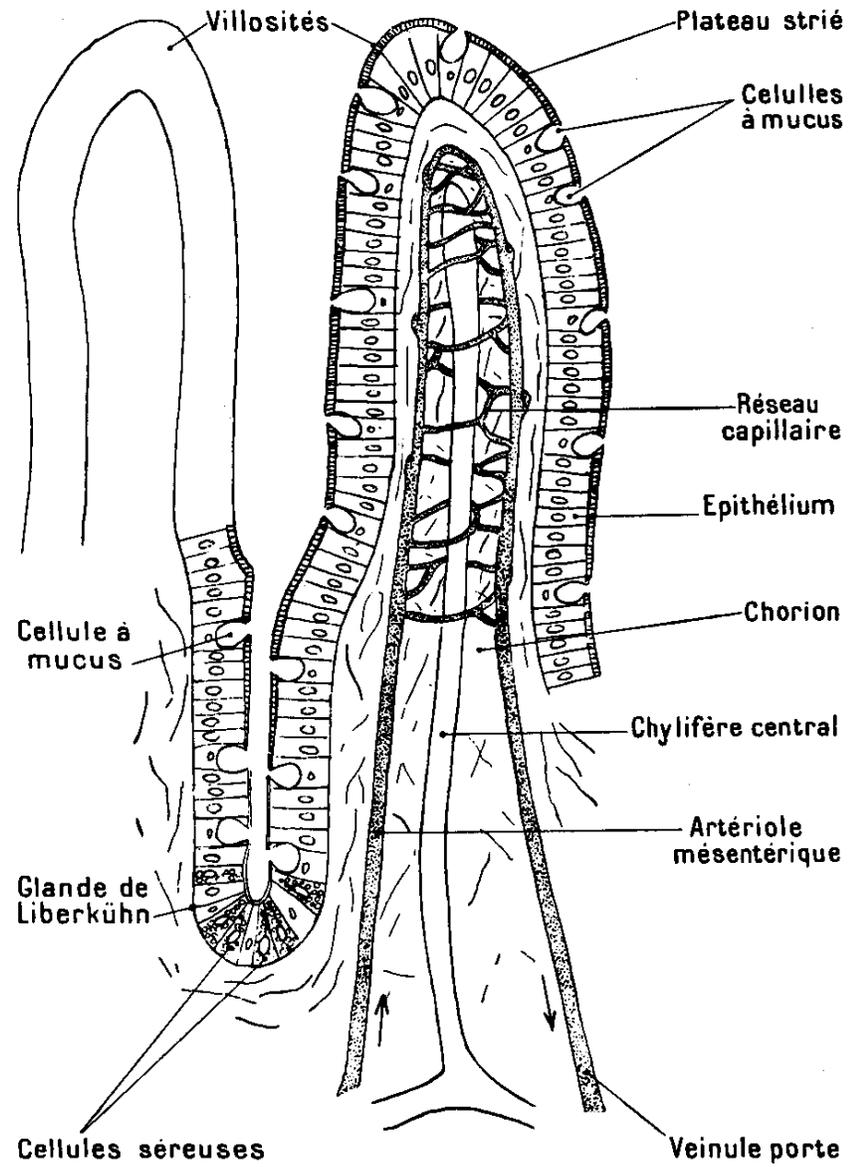


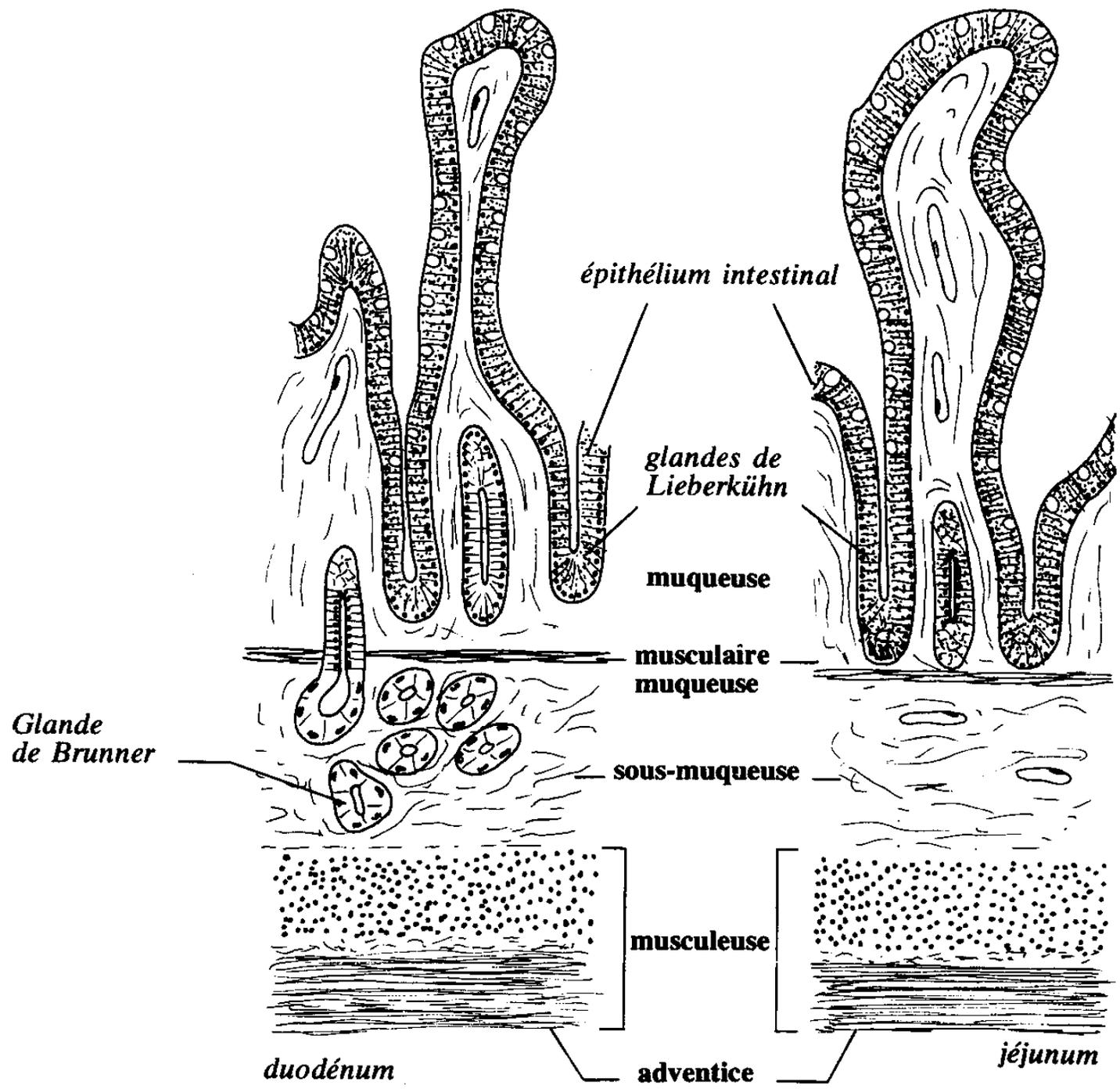
Organisation schématique  
Du tube digestif représenté en  
coupe transversale

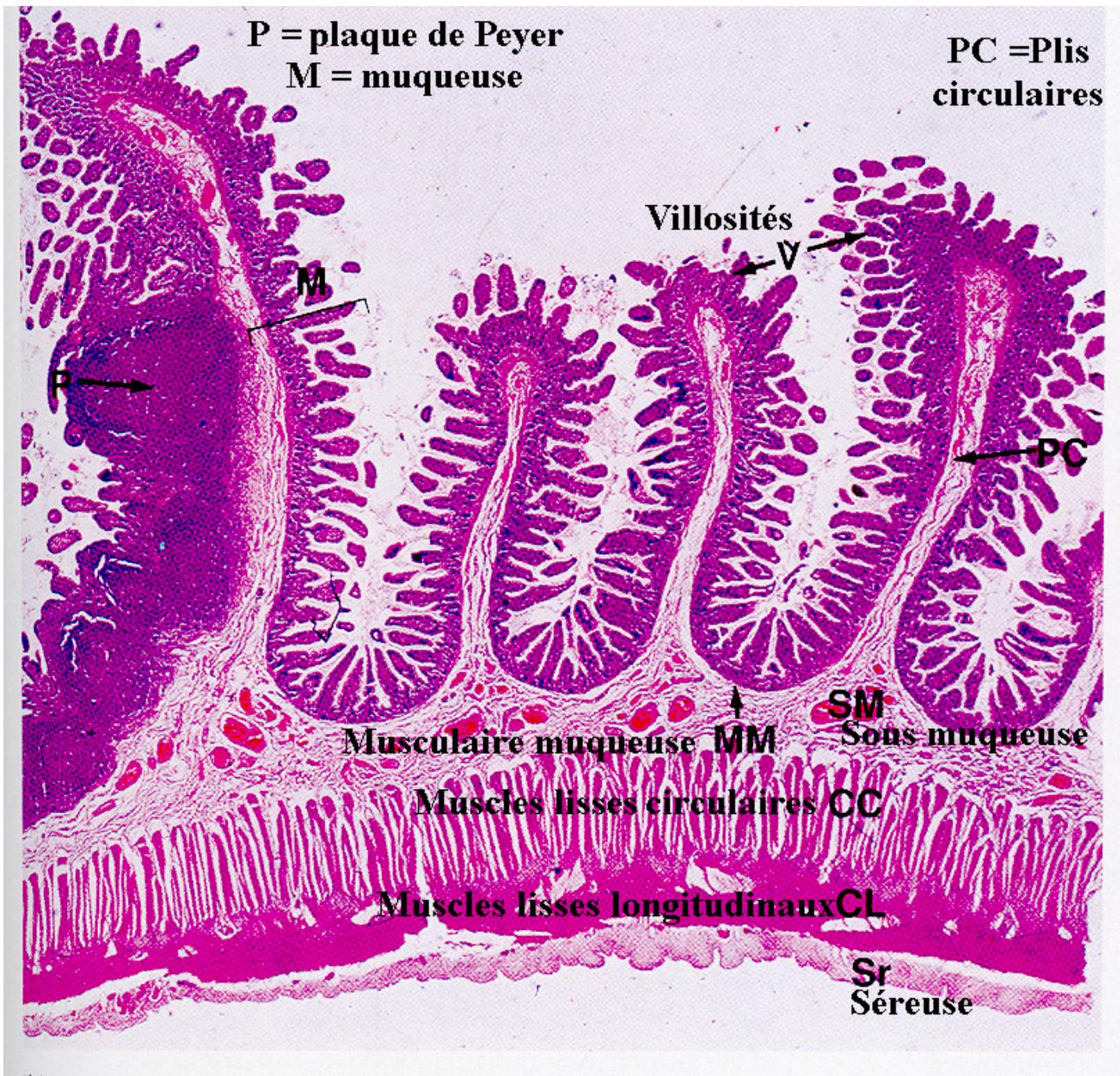


# CL intestin grêle (MO)





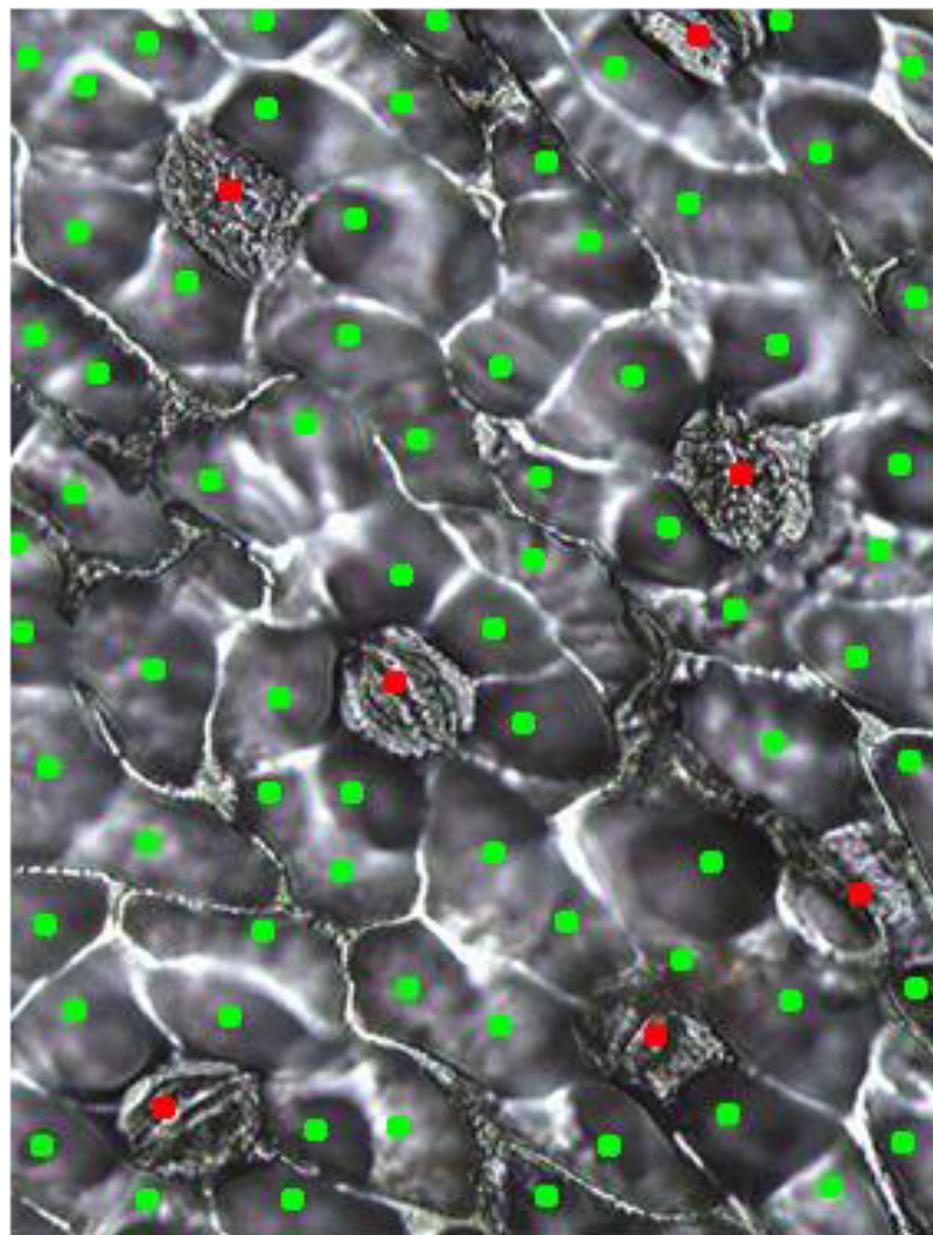




*On se propose de mesurer l'indice stomatique de feuilles de Ginkgo biloba. Vous disposez des feuilles, d'une pissette d'eau, de ruban adhésif, de vernis à ongle. Proposez un protocole que vous mettrez en œuvre pour déterminer cet indice.*

**Appelez l'examineur pour l'évaluation de votre travail de cette partie 1**  
*Proposez une formule de calcul de l'indice stomatique puis effectuez le calcul.*

## Détermination de l'indice stomatique IS



7

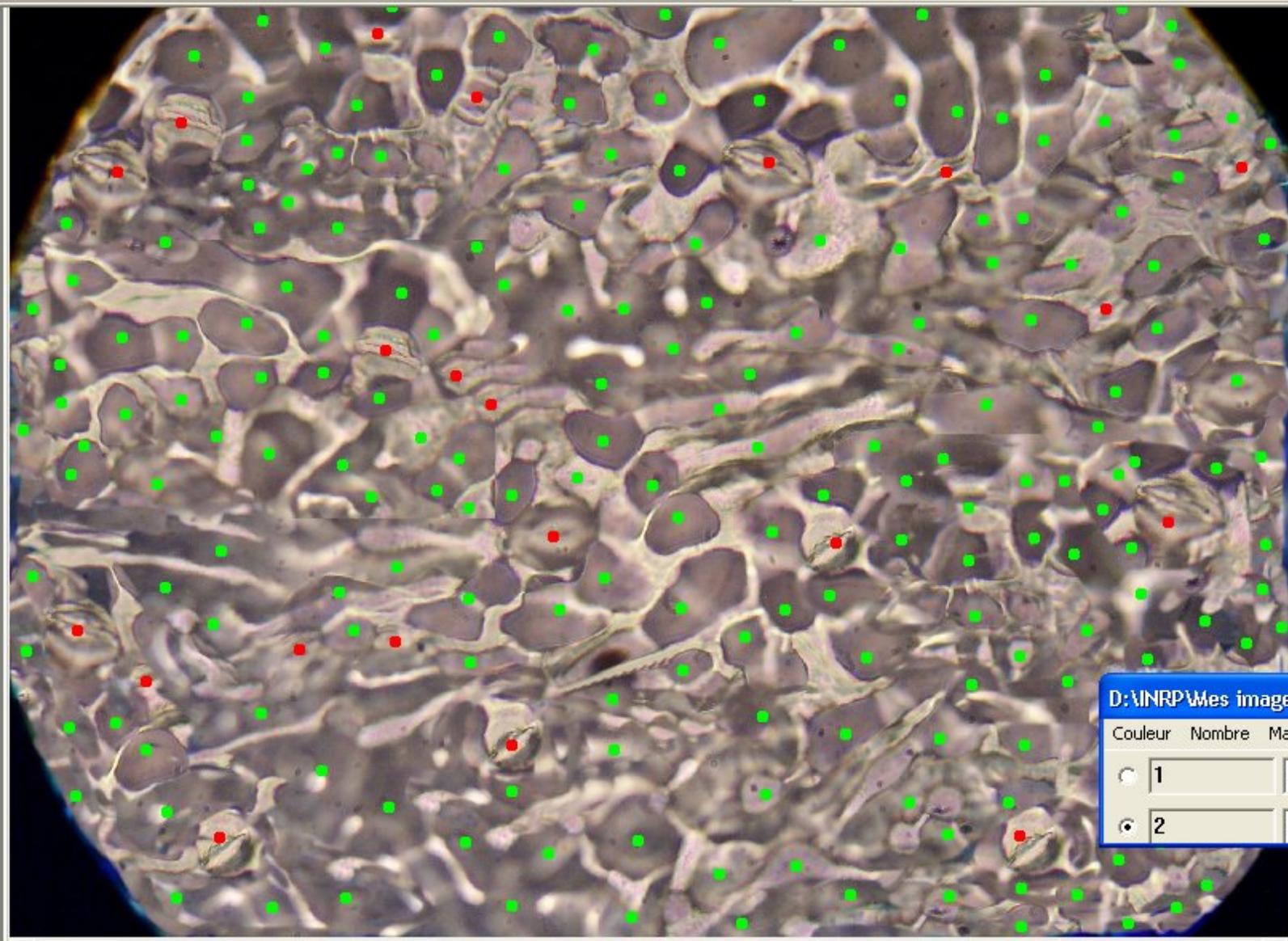
● Cellules stomatiques = S

71

● Cellules épidermiques = CNC

$$IS = 7 \cdot 100 / (7 + 71) = 700/78$$

soit 9,8



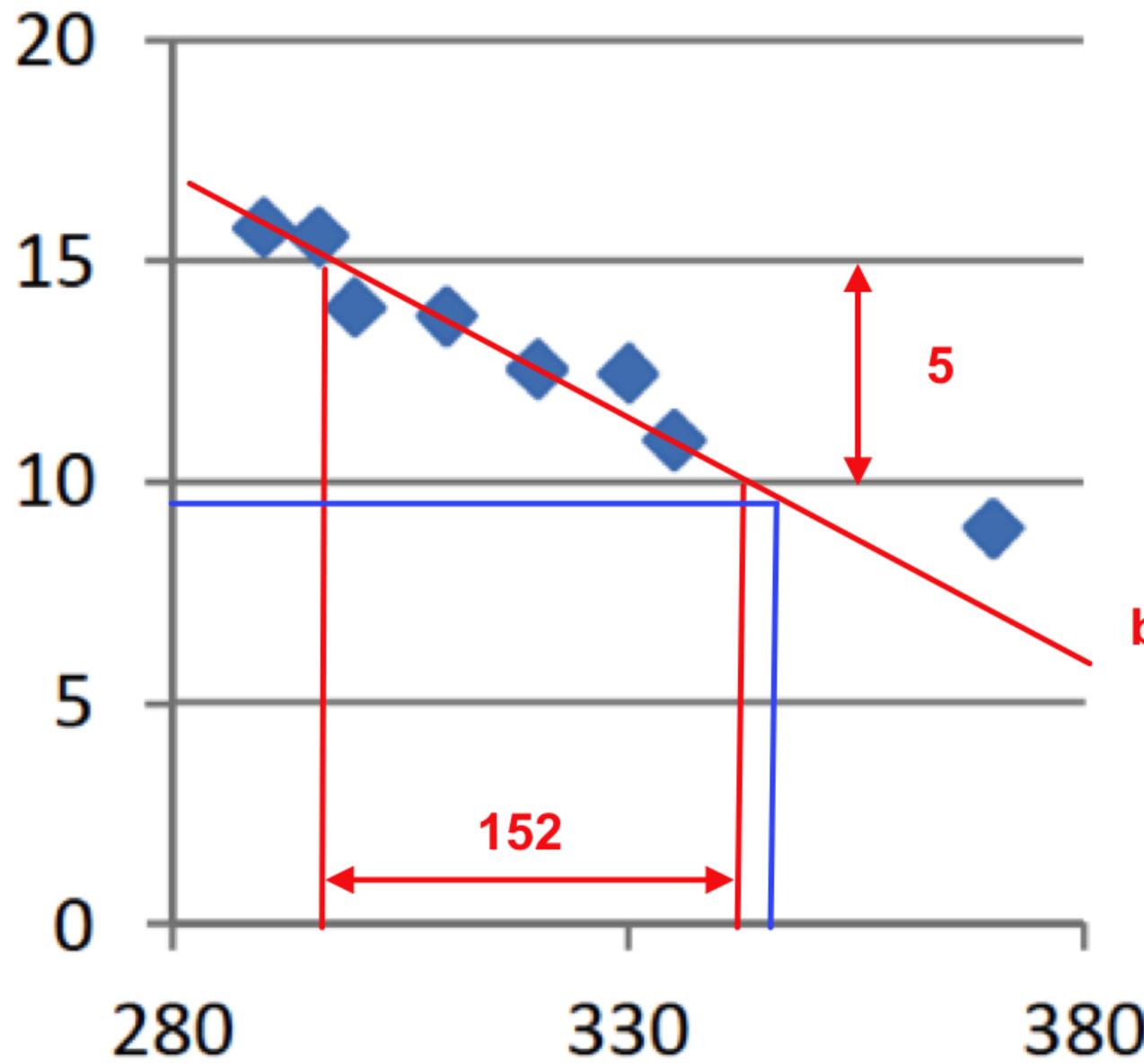
D:\NRP\Mes images\Selection des ...

Couleur	Nombre	Marque	Fermer
<input type="radio"/>	1	21	<input type="checkbox"/> RAZ
<input checked="" type="radio"/>	2	203	<input type="checkbox"/> RAZ

Des mesures de cet indice sont réalisées dans cette même espèce sur des individus vivant dans des atmosphères à taux de CO2 différents. Ces résultats ont été obtenus au laboratoire sous atmosphère contrôlée en CO2. La teneur en CO2 est mesurée en ppmV (parties par million en volume).

Données de laboratoire D'après Royer et al (2001, Science, 292 : 2310-2313)	
CO2 (ppmV)	Indices stomatiques (%)
290	15.8
296	15.6
300	14
310	13.8
320	12.6
330	12.5
335	11
370	9
<b>Valeur déterminée par le candidat ?</b>	

# Indices stomatiques (%) en fonction de la teneur en CO<sub>2</sub>



◆ Indices stomatiques (%)

$$IS = -aCO_2 + b$$

$$a = 5/152 = 0,033$$

$$b = 15 + 0,033 * 290 = 24,54$$

$$IS = - 0,033CO_2 + 24,54$$

## 1 . Le modèle logistique

Un modèle très utilisé en dynamique des populations est le modèle logistique, qui permet de prédire l'évolution de l'effectif d'une population  $N$  en fonction de son effectif initial  $N(0)$  et de deux paramètres démographiques  $r$  et  $K$ .

- *Dans le cadre ci-dessous, écrivez la formule de l'équation logistique.*
- *Indiquer dans le cadre ci-dessous les définitions et unités des paramètres  $r$  et  $K$ , ainsi que les traits caractéristiques des espèces à « stratégie  $r$  » et des espèces à « stratégie  $K$  ».*

Le logiciel Populus (voir page 5 pour l'utilisation de ce logiciel) permet de prédire la dynamique de populations selon le modèle logistique (Density-Dependant Growth dans le menu Single-Species Dynamics).

espèce	$N_0$	$K$	$r$
A	10	100	0,5
B	10	250	0,2

➤ **Appeler l'examineur pour évaluer votre travail.**

Commenter vos résultats dans le cadre ci-dessous.

Ces simulations correspondent-elles aux dynamiques naturelles de populations à « stratégie  $r$  » et « stratégie  $K$  », dans les cas de A et B respectivement ? Sinon, expliquez pourquoi.

## Partie 2 : Les relations interspécifiques entre organismes

### EXERCICE POPULUS

#### Partie 1

##### 2.1.a Modèle logistique

Quand une population se rapproche de sa capacité maximale, elle croît moins vite car il reste moins de ressource pour chaque individu. La courbe peut alors être approchée par l'équation de croissance logistique suivante :

$$\frac{dN}{dt} = rN \left( \frac{K - N}{K} \right)$$

r: taux intrinsèque de croissance naturelle

N : effectif de la population

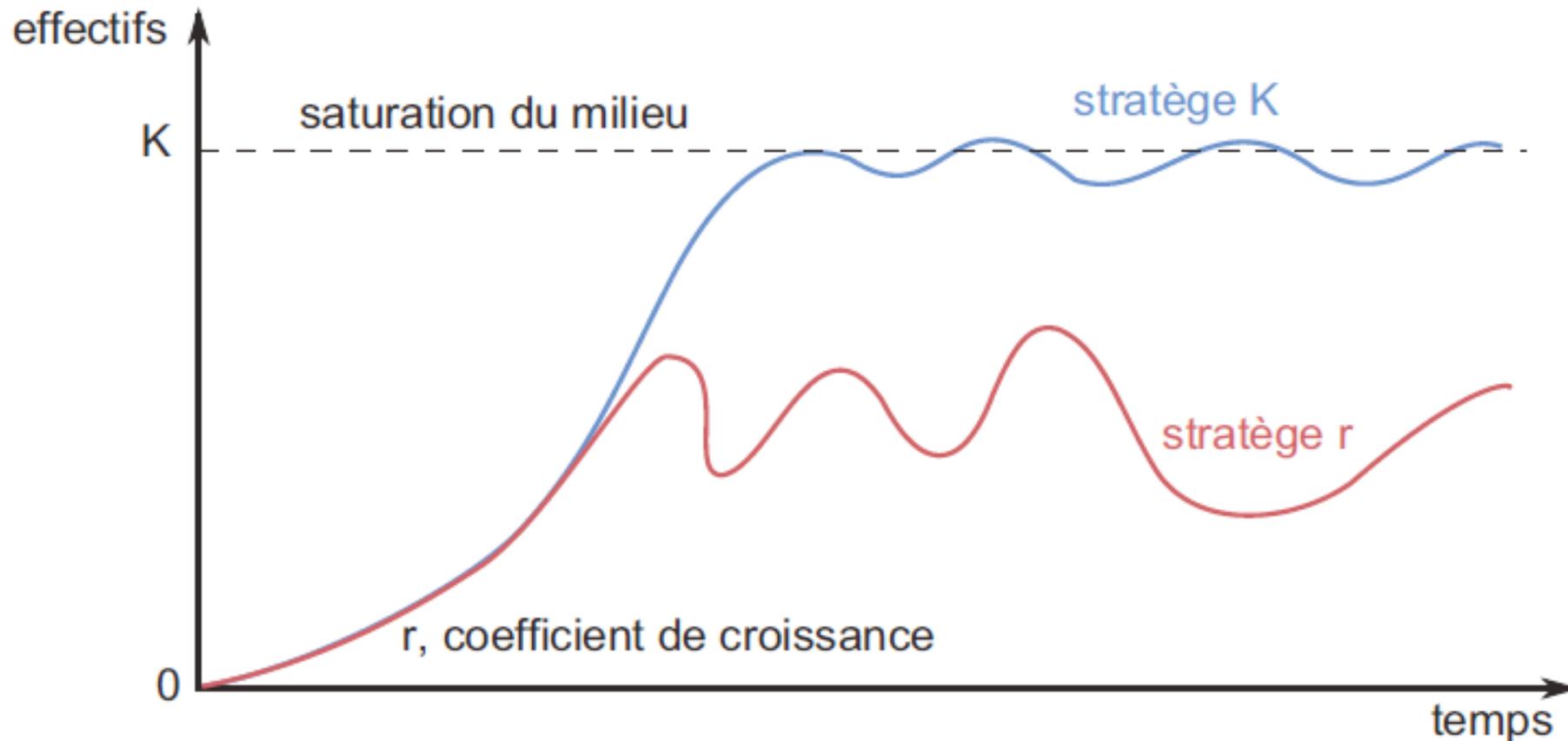
K : nombre maximum d'individus de la population

$(K-N)/K$  représente la fraction de ressource encore inutilisée. Quand N augmente, les ressources restantes sont de plus en plus faibles et la croissance ralentit.

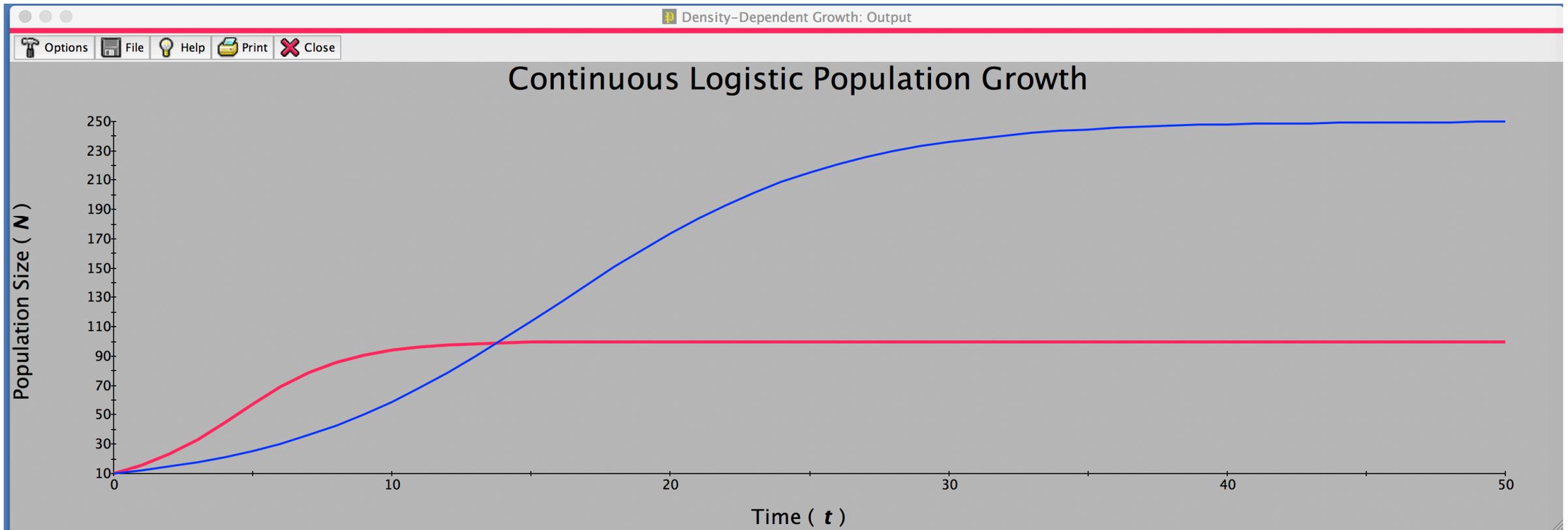
Le taux de croissance r de la population est la différence entre le taux de naissance (b : birth) et celui des décès (d = dead) corrigée des entrées (i = immigration) et des sorties (e = emigration) tel que :  $\mathbf{R = (b - d) + (i - e)}$

Il se dégage ainsi deux stratégies typiques :

- ✓ La stratégie  $r$ , basée sur la production d'un grand nombre de jeunes, le plus tôt possible, et une mortalité très élevée. Le coût de la reproduction est faible et les organismes à taux de reproduction élevé sont favorisés. Ces populations présentent un taux d'accroissement ( $r$ ) très élevé. Exemples : pissenlits, souris, pucerons, blattes..
- ✓ La stratégie  $K$ , basée sur une durée de vie très longue et une reproduction rare et tardive. Ces populations sont capables de prospérer à proximité de leur capacité maximale ( $K$ ). Exemples : cocotiers, grues, baleines, humains..



	Populations à stratégie r	Populations à stratégie K
Individu	petite taille	Grande taille
Population	Effectif variable, souvent faible	effectif stable, proche de la valeur maximale supportée par le milieu
Capacité de compétition	faible	forte
Cycle de vie	court	long
Croissance	rapide	lente
Maturité sexuelle	précoce	tardive
Fécondité	élevée	faible
Investissement parental dans la survie des descendants	faible	élevé
Nombre de descendants par épisode reproducteur	élevé	faible
Mortalité adulte	variable mais élevée	stable et faible
Comportement écologique	colonisatrice	compétitive



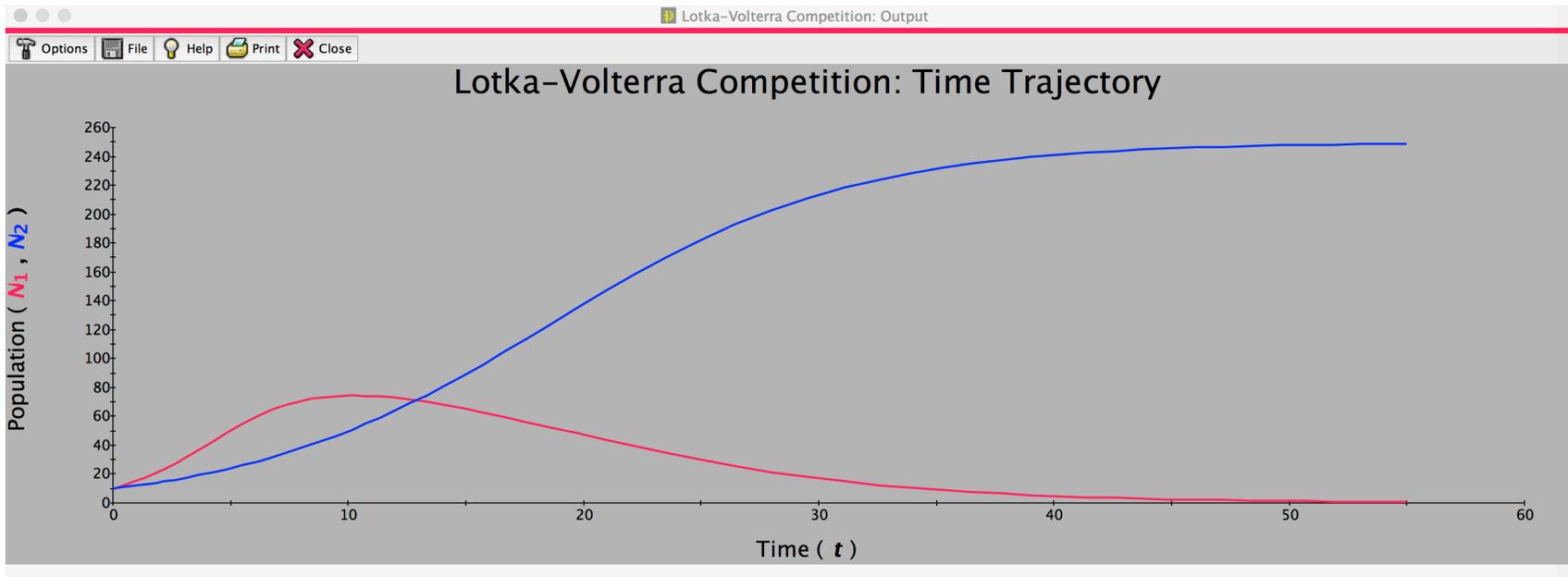
La simulation B peut correspondre à la dynamique d'une population à stratégie K en négligeant les variations d'effectifs autour de la capacité biotique du milieu lors de la phase stationnaire.

La simulation A dans le taux d'accroissement  $r$  est supérieur à celui de B peut-être à stratégie  $r$  : toutefois la simulation ne correspond pas à la situation réelle dans laquelle l'effectif d'une population à stratégie  $r$  et reste toujours inférieur à la capacité biotique du milieu. La phase stationnaire devrait se situer en-dessous de la valeur  $K = 100$  fixée au départ.

## Modèle de Lotka-Volterra

Le modèle de Lotka-Volterra (appelé Lotka-Volterra Competition dans le menu Multi- Species Dynamics de Populus) permet de simuler la dynamique de deux populations en compétition dans un environnement stable, selon un modèle logistique, mais en ajoutant des coefficients de compétition interspécifique (notés  $\alpha$  et  $\beta$ ).

- A l'aide de ce logiciel, représenter sur le même écran la dynamique des populations A et B, en utilisant des coefficients de compétition  $\alpha = \beta = 0,5$  et en conservant un temps de simulation  $t = 50$ .
- Commenter vos résultats. Quel phénomène apparaît ici ?



Les coefficients de compétition  $\alpha = \beta = 0,5$  signifient que les populations A et B n'entrent en compétition que sur une partie des ressources.

À la fin de la simulation, l'effectif de la population A est nul alors que celui de B a atteint une capacité biotique du milieu  $K = 250$ . Il y a eu **exclusion compétitive** de A par B. Ce résultat était prévisible car l'espèce B, stratégie K, a une plus grande aptitude compétitive que l'espèce A, stratégie r.

## 2 : Les indices écologiques de biodiversité

Les scientifiques ont recours à des **indices de diversité** pour tenter de quantifier la biodiversité. La **richesse spécifique (S)** représente le nombre d'espèce que compte une communauté sans tenir compte de l'abondance relative de chacune des espèces.

L'**indice de Shannon-Weaver (H)** prend en compte la probabilité de rencontrer une espèce dans un peuplement avec  $p_i$  la fréquence relative de l'espèce  $i$  dans la communauté.

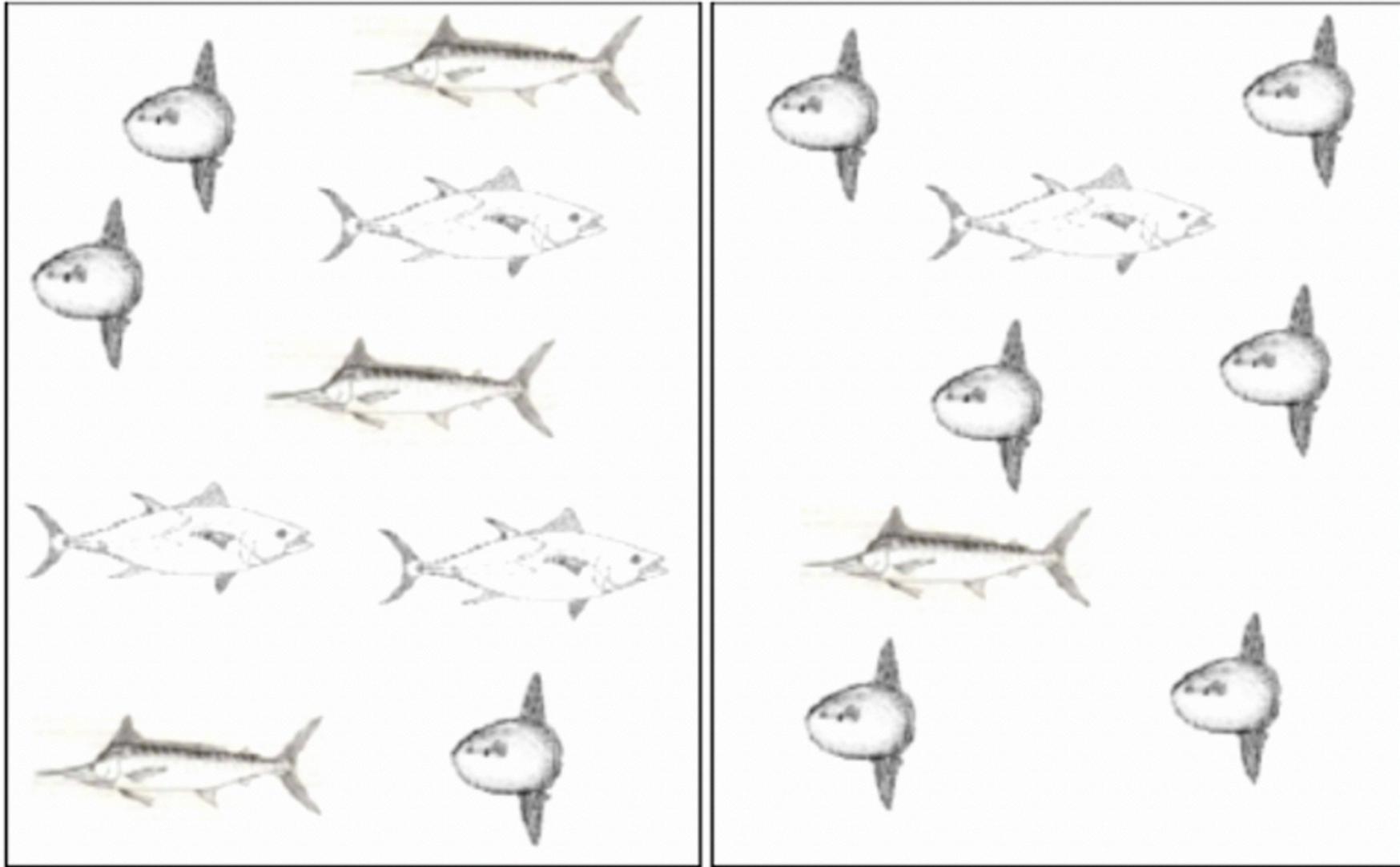
$$H = - \sum_{i=1}^S p_i \cdot \log_2(p_i)$$

L'**indice de régularité ou d'équitabilité de Pielou (E)** permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces et se calcule comme suit :  $E = H / H_{\max}$  où  $H_{\max}$  représente la diversité spécifique maximale, qui correspond à la diversité spécifique qu'aurait une communauté avec la même richesse spécifique que celle que l'on étudie, et une fréquence relative identique pour toutes les espèces. Dans ce cas  $p_i$  vaudrait  $1/S$

Considérons trois espèces de poissons (**figure 1**) dans deux situations d'assemblage théorique notés siteG (assemblage de gauche) et siteD (assemblage de droite)

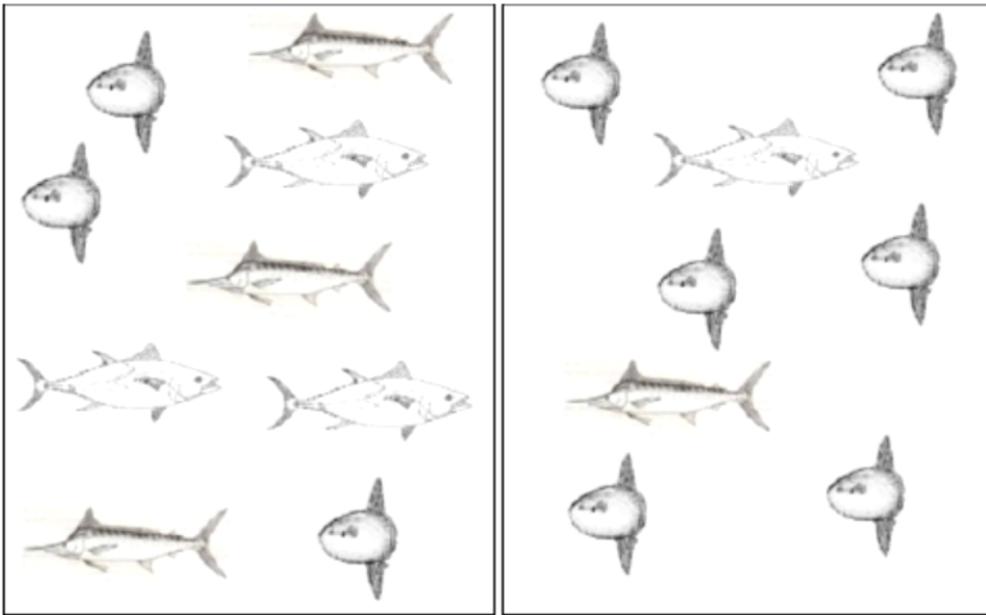


**Figure 1** : Vues in situ du poisson lune (*Mola mola*), du thon rouge (*Thunnus Thynnus*) et du marlin bleu (*Makaira nigricans*)



**Figure 2** : Assemblage théoriques des poissons étudiés

1. Calculez la richesse spécifique de chaque assemblage.
2. Calculez l'indice de Shannon-Weaver pour chaque assemblage. Discutez.
3. Calculez l'indice d'équité pour chaque assemblage. Qu'apporte cet indice par rapport au précédent ?



### 1. Calculez la richesse et la richesse spécifique

Dans les deux situations définies ci-dessous, il y a trois catégories donc la richesse spécifique  $S = 3$ .

### 2. Calculez l'indice de Shannon-Weaver

#### Site de gauche (siteG)

$$- [(3/8 \times \ln_2(3/8))] * 3 = - [(0,375 \times \ln_2(0,375))] * 3 = - [0,375 \times (-1,415)] * 3 = -(-0,530 * 3) = 1,5918$$

#### Site de droite (site D)

$$- [(0,125 \times \ln_2(0,125) + (0,125 \times \ln_2(0,125) + (0,75 \times \ln_2(0,75))] = 0,125 \times (-3) + 0,125 \times (-3) + 0,75 \times (-0,415) = -(-0,375 + (-0,375) + (-0,311)) = 1,06125$$

$$1,5918 > 1,06125$$

*L'indice de Shannon est plus faible à droite ce qui est lié à  $p_i = n_i/N$ . Une espèce sur les 3 présente un effectif très important et domine les 2 autres qui ne présentent qu'un exemplaire unique chacune alors qu'à gauche les 3 espèces ont le même effectif.*

### 3. Calculez l'indice d'équitabilité pour chaque assemblage. Qu'apporte cet indice par rapport au précédent ?

$$E = H/H_{\max}$$

$$H_{\max} = \log_2 S = \log_2(3) = 1,585$$

$$\text{Site de gauche (siteG)} : E = 1,5918 / 1,585 = 1,004$$

$$\text{Site de droite (siteD)} : E = 1,06125 / 1,585 = 0,669$$

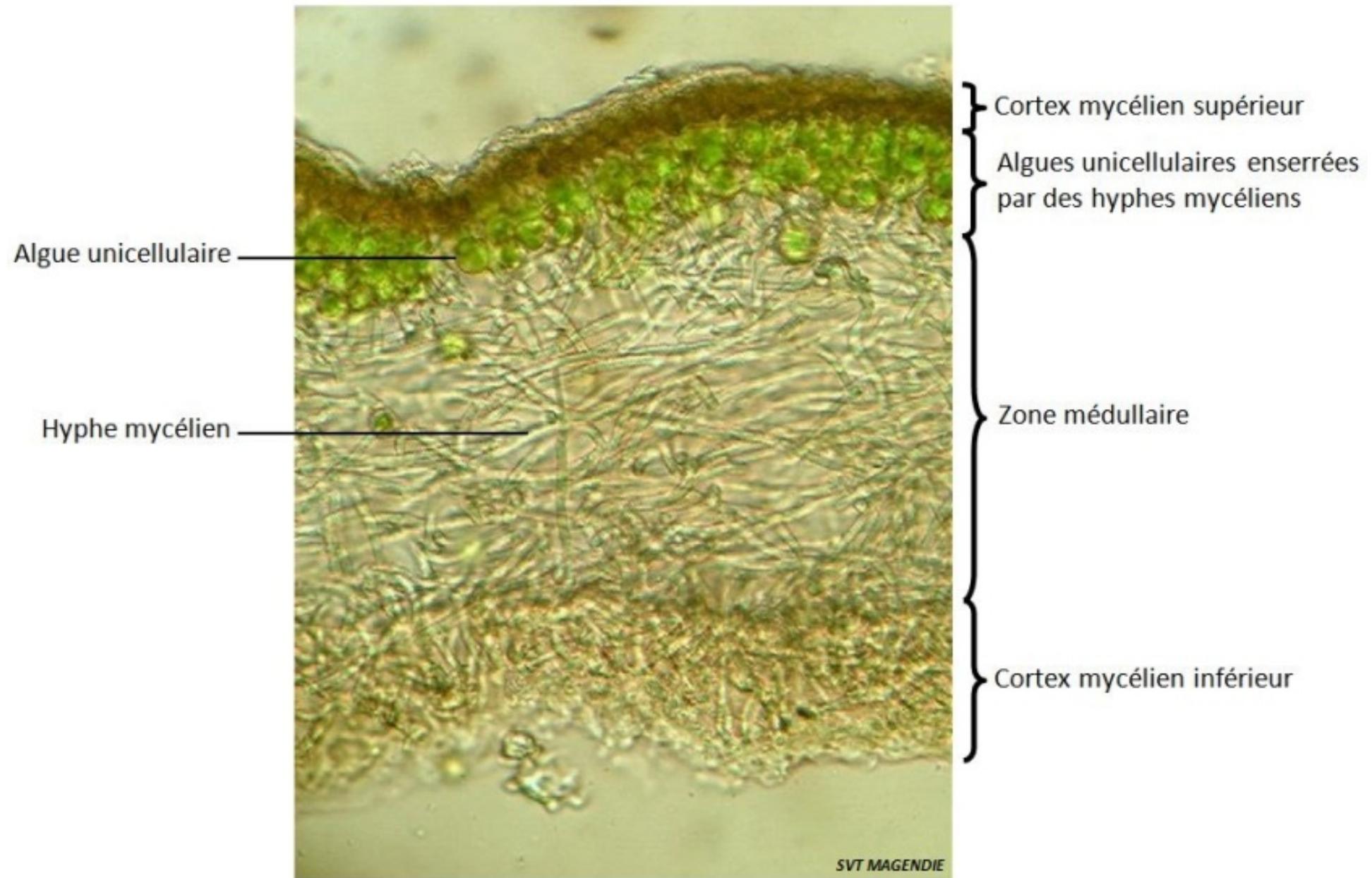
L'indice E permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces. C'est un paramètre plus rigoureux et très utile pour comparer des dominances potentielles entre sites. Il traduit donc le degré de diversité qui est atteint par un peuplement. Cet indice tend vers  $E = 1$  lorsque les espèces présentes dans le peuplement ont des abondances identiques (siteG). S'il tend vers  $E = 0$ , alors nous sommes en présence d'un déséquilibre où une seule espèce domine tout le peuplement (siteD).

### 3 : Diagnose argumentée

Vous disposez d'un échantillon biologique numéroté 1 ou 2. *A l'aide d'un moyen d'observation à votre convenance, réalisez un dessin légendé de l'objet proposé dans le cadre ci-dessous. Nommez cet échantillon et indiquez à quel type de relation il correspond.*

⇒ **Appeler l'examineur une fois votre dessin réalisé.**

Partie 2 Diagnose (3 points)	Curseur: 0,3; 0,6; 1	Points
<b>Reconnaissance argumentée:</b> Lichen ou mycorhize		1,5
<b>Particularités biologiques</b>		1,5
<b>Représentation</b> Dessin: conformité au réel Titre complet Légendes Échelle de taille		3



Coupe transversale d'un lichen observé au microscope optique (x400)

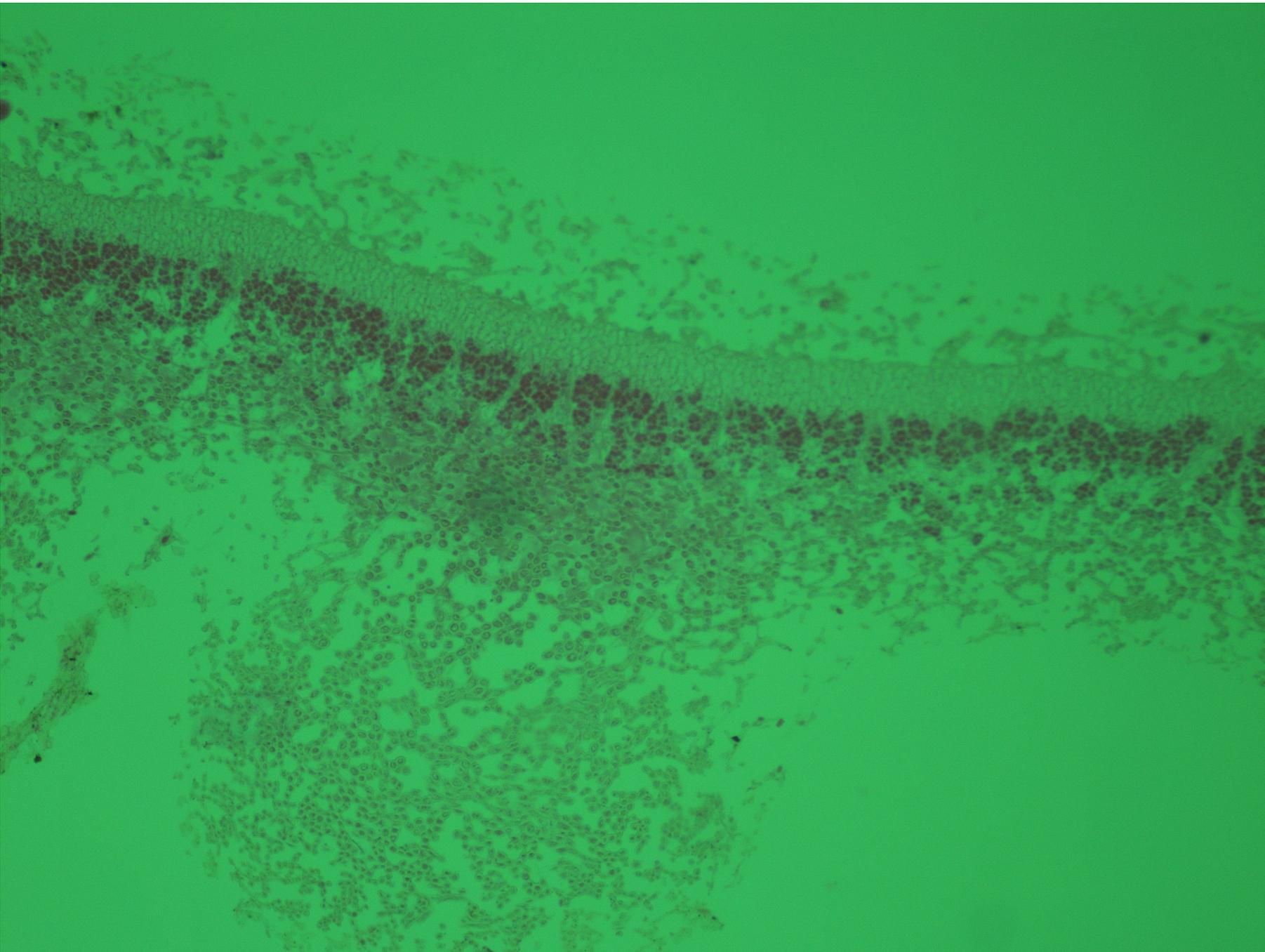
Coupe transversale d'un lichen  
observé au microscope optique  
x 150

Cortex mycellien supérieur

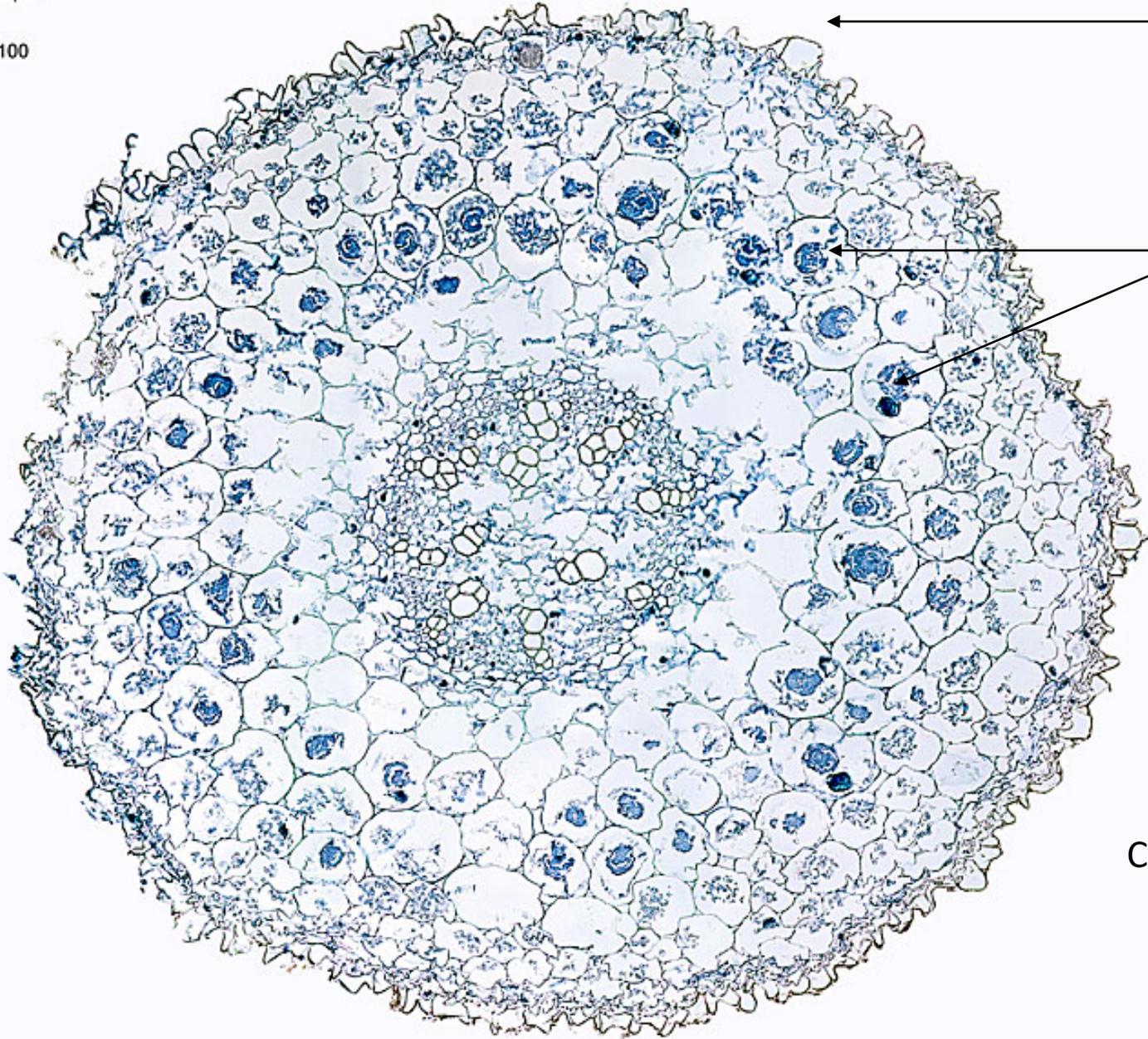
Algues unicellulaires

Zone médullaire

Cortex mycellien inférieur  
lâche



0  $\mu\text{m}$   
100

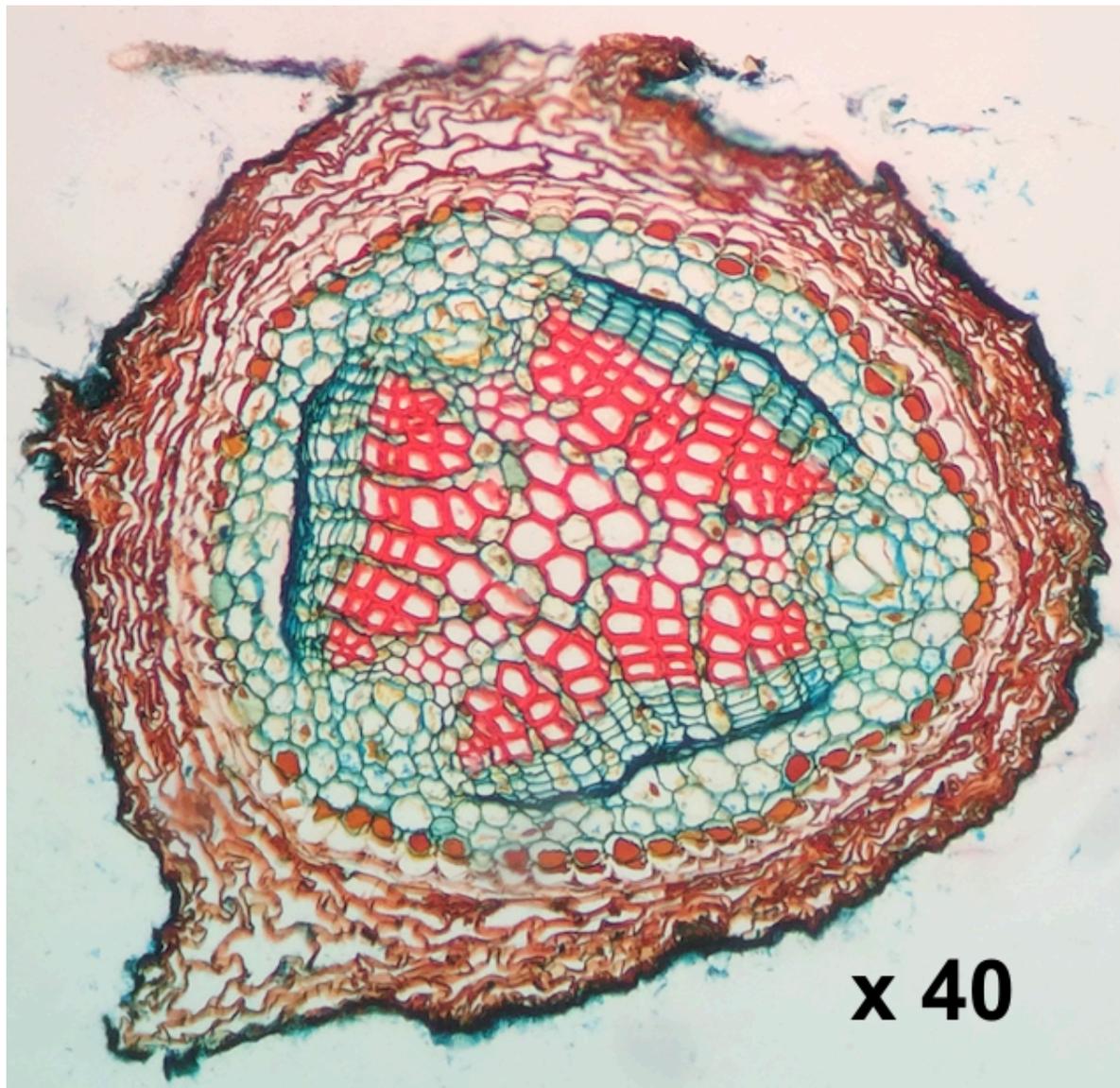


Hyphes mycelliens  
situés en périphérie de  
la racine

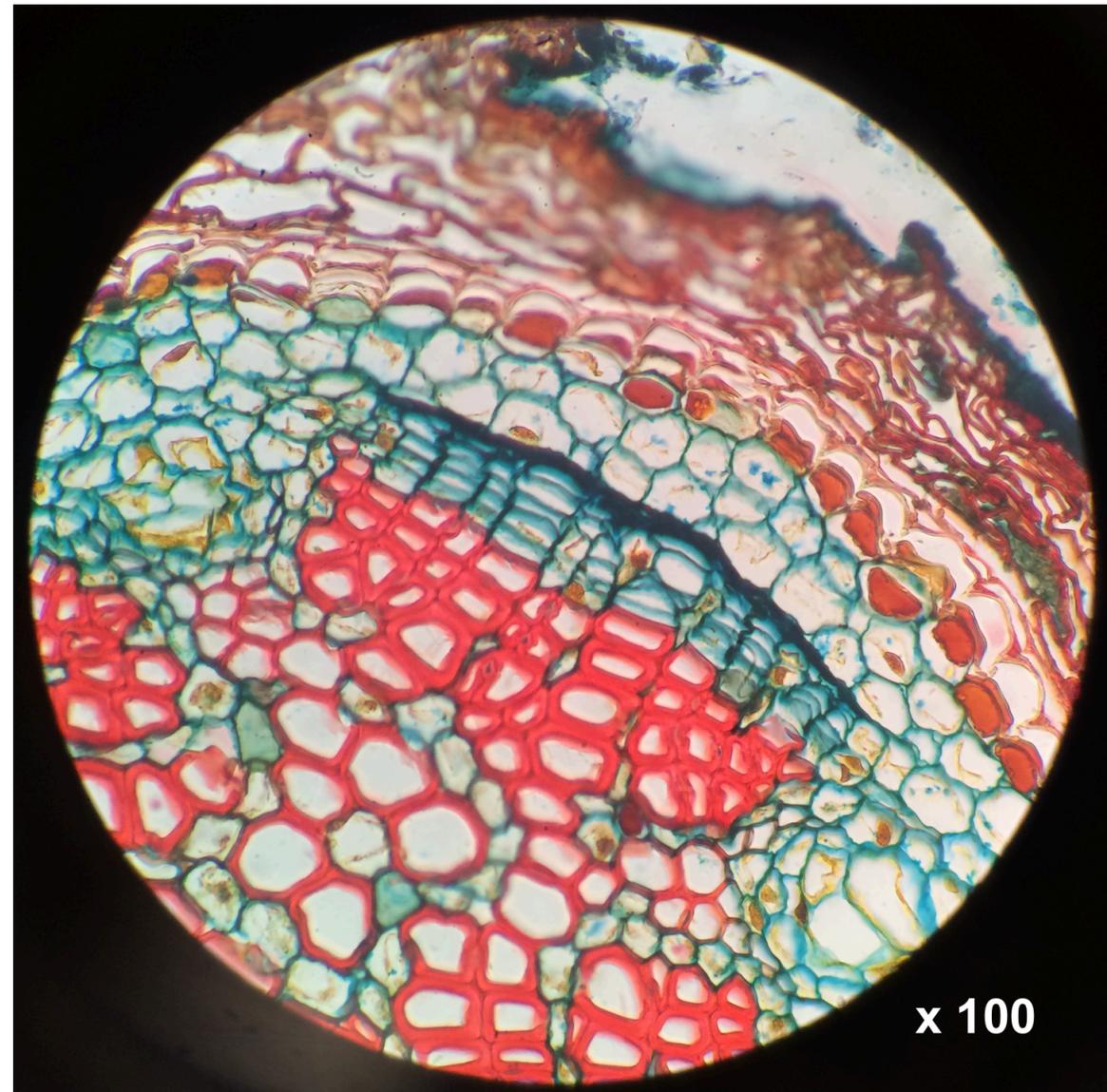
Pelotons d'hyphes mycelliens intracellulaires

Cylindre central de petite taille  
Disposition étoilée des vaisseaux de xylème

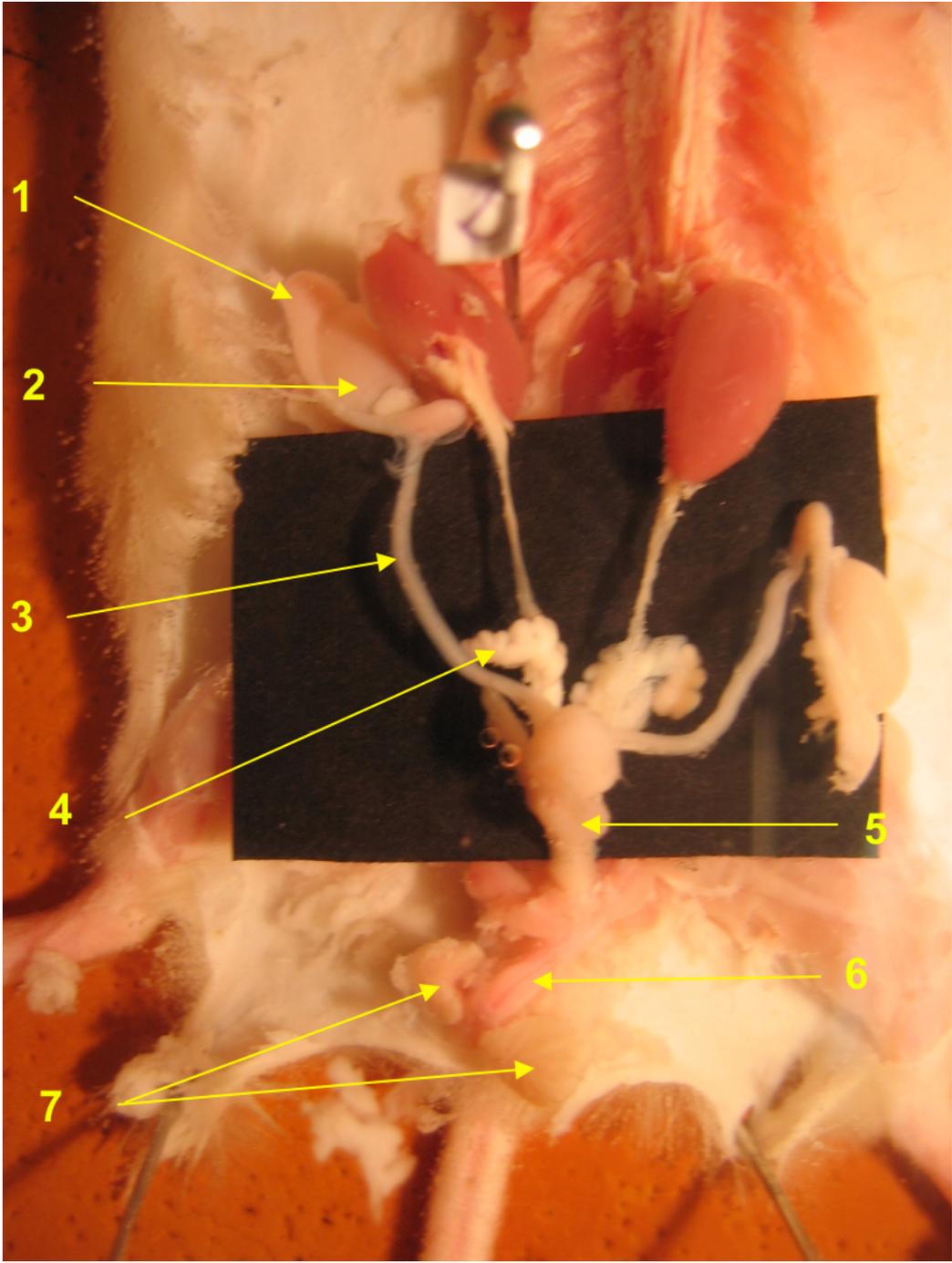
Coupe transversale d'une racine endomycorhizée  
d'orchidée observée au microscope optique  
x 40



Ectomycorhize observée au M.O x 40



Ectomycorhize observée au M.O x 100



## Autres exemples : Détermination du potentiel hydrique de la pomme de terre

### Exemple 1

Dans ce TP, il s'agissait de faire des puits avec une tige filetée dans des pommes de terre, d'y verser les différentes solutions et de mesurer la hauteur de liquide dans le puits.

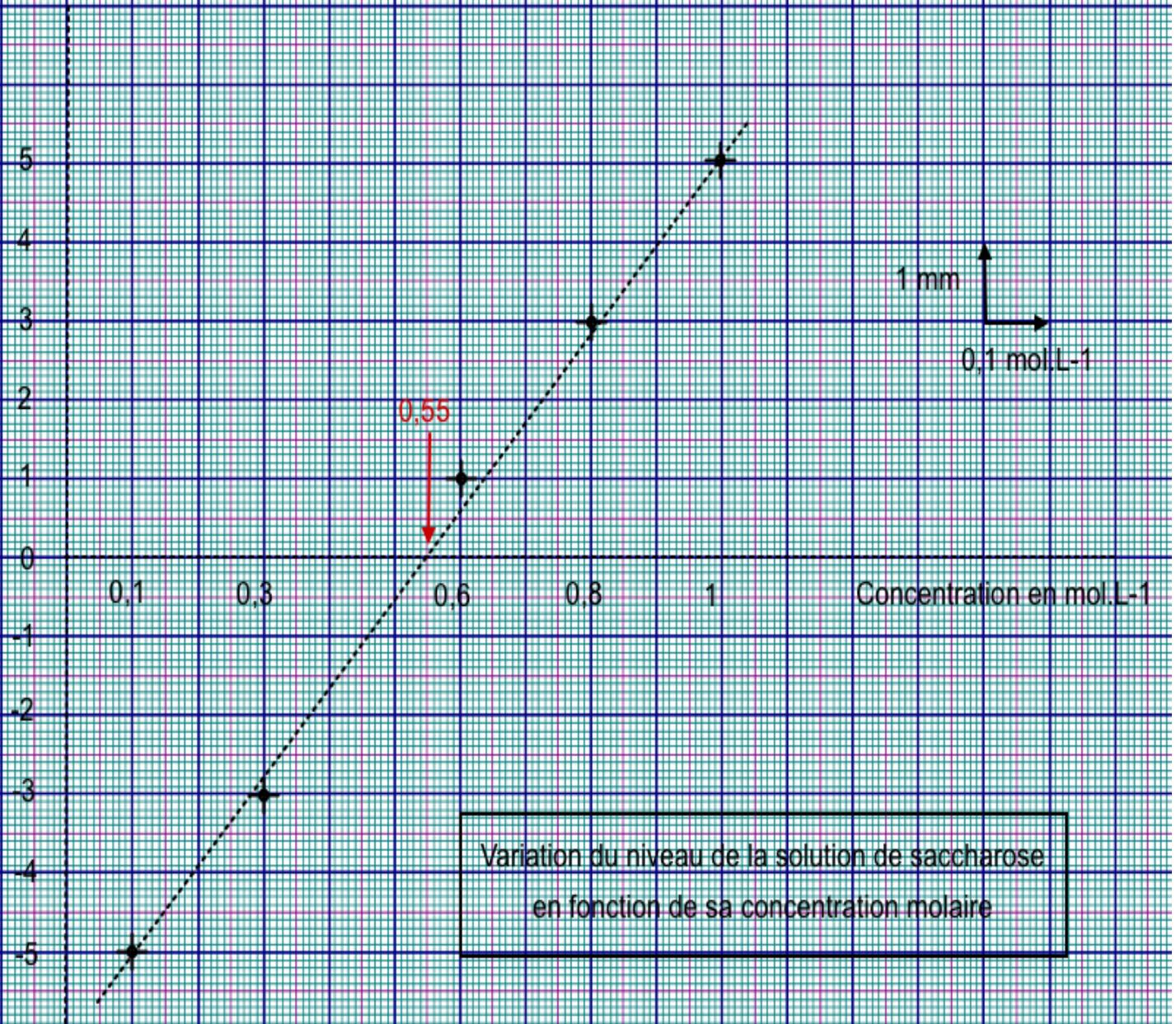
	Concentration des solutions de saccharose en mol.L <sup>-1</sup>				
Déplacement DL en mm	0,1	0,3	0,6	0,8	1
	- 5	- 3	+ 1	+3	+5

**Définition de la plasmolyse limite.** La plasmolyse limite d'une cellule est la situation osmotique pour laquelle les potentiels osmotiques de part et d'autre de sa membrane plasmique sont égaux. La cellule n'exerce aucune pression sur la paroi.

La pression de turgescence est donc nulle.

La membrane est très légèrement décollée de la paroi car elle n'est soumise à aucune pression et il n'y a aucun flux net d'eau.

Variation du niveau de la solution

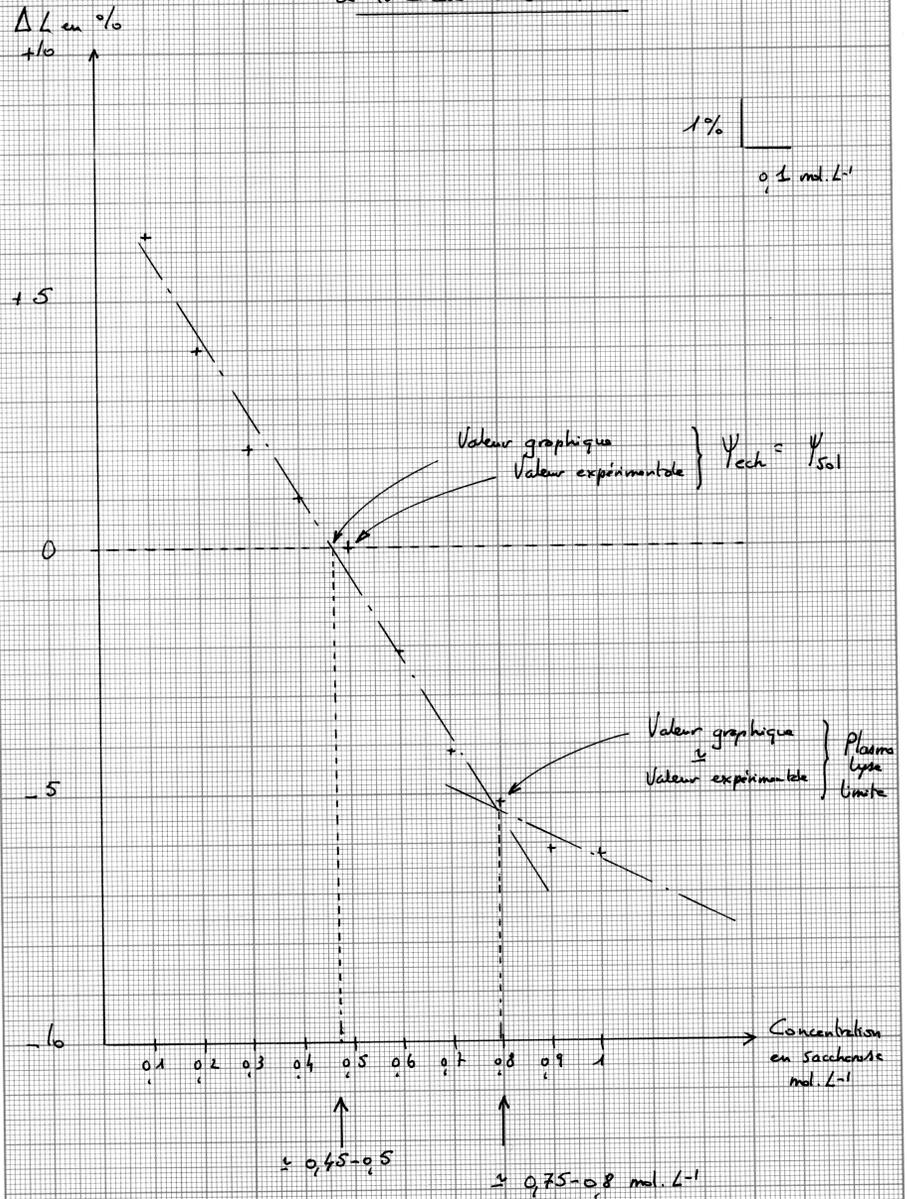


1 mm  
0,1 mol.L-1

Concentration en mol.L-1

Variation du niveau de la solution de saccharose  
en fonction de sa concentration molaire

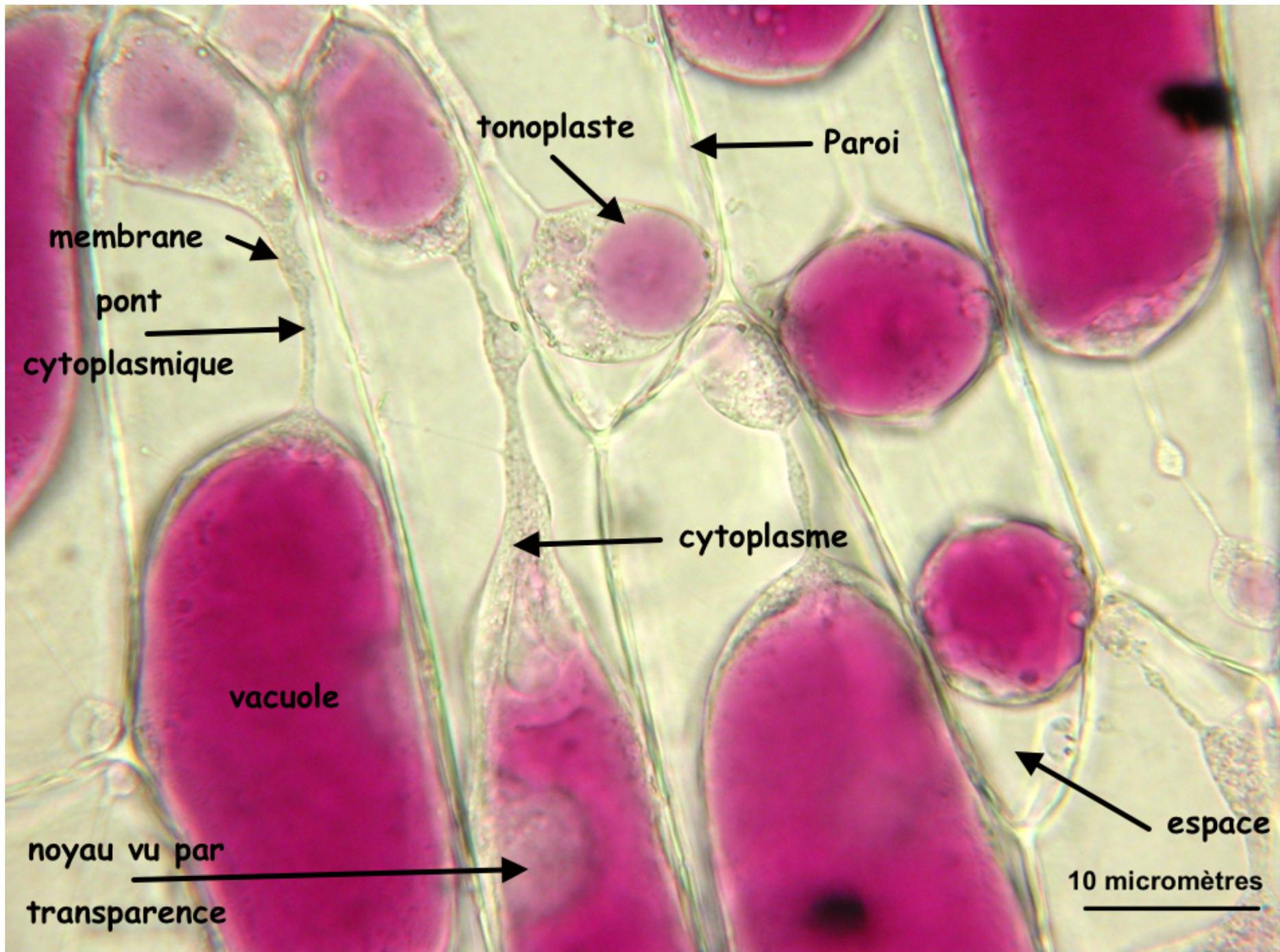
Variation de longueur du fragment de tubercule en fonction de la concentration de la solution

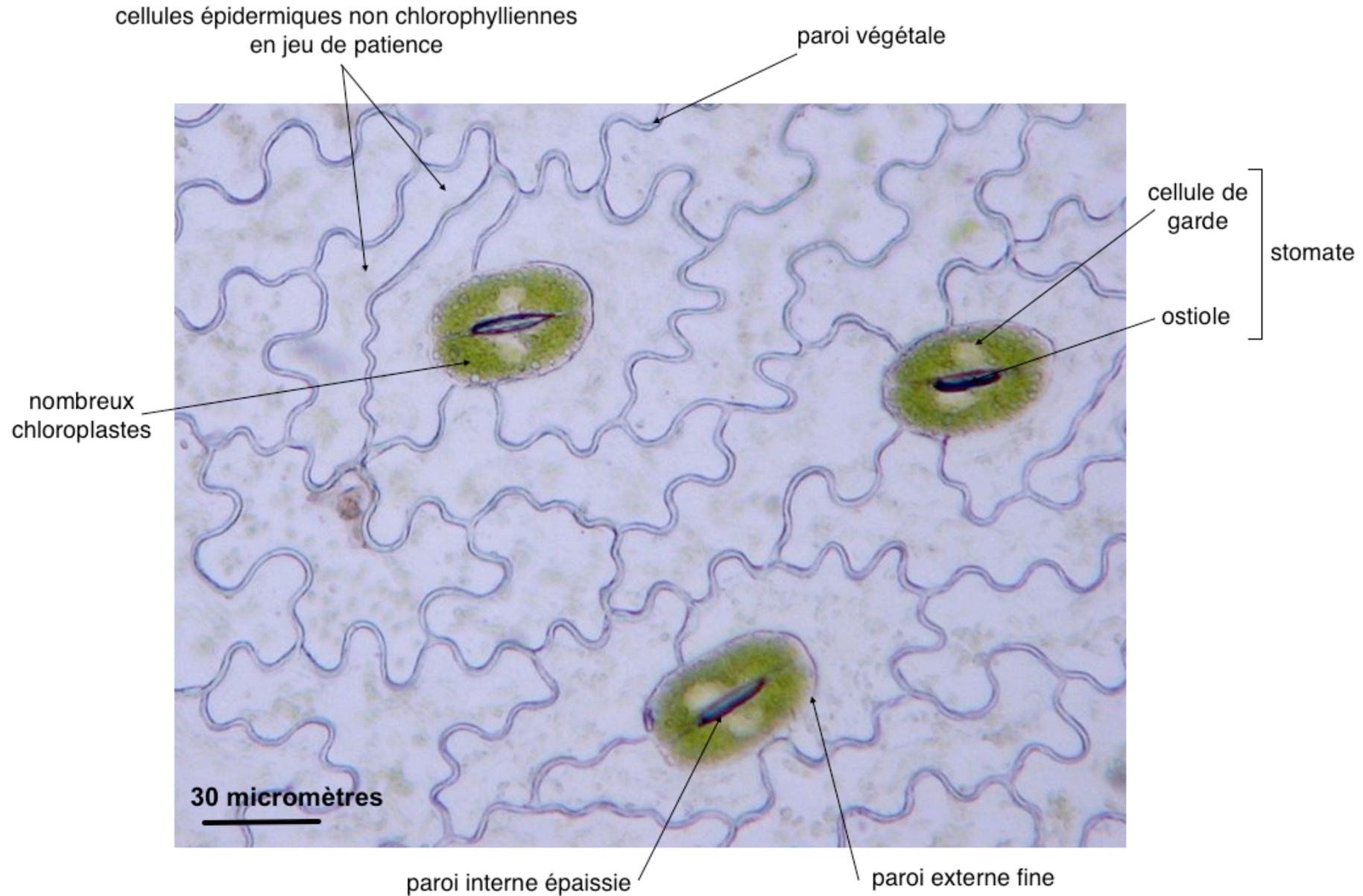


	Concentration des solutions de saccharose en mol . L-1									
Longueurs	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1
L <sub>i</sub>	48	49	48	48	48	48	48	48	49	48
L <sub>f</sub>	51	51	49	48,5	48	47	46	45,5	46	51
DL	6,25	4,00	2,00	0,10	0	-2,1	-4,16	-5,20	-6,12	6,25

**Détermination graphique de la valeur de la concentration qui correspond au potentiel hydrique du tubercule de pomme de terre.**

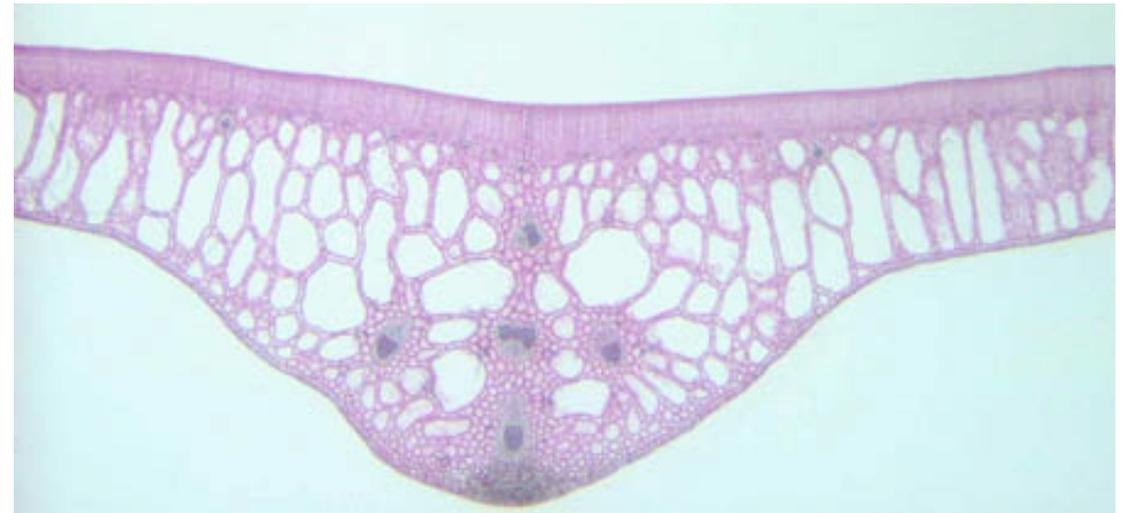
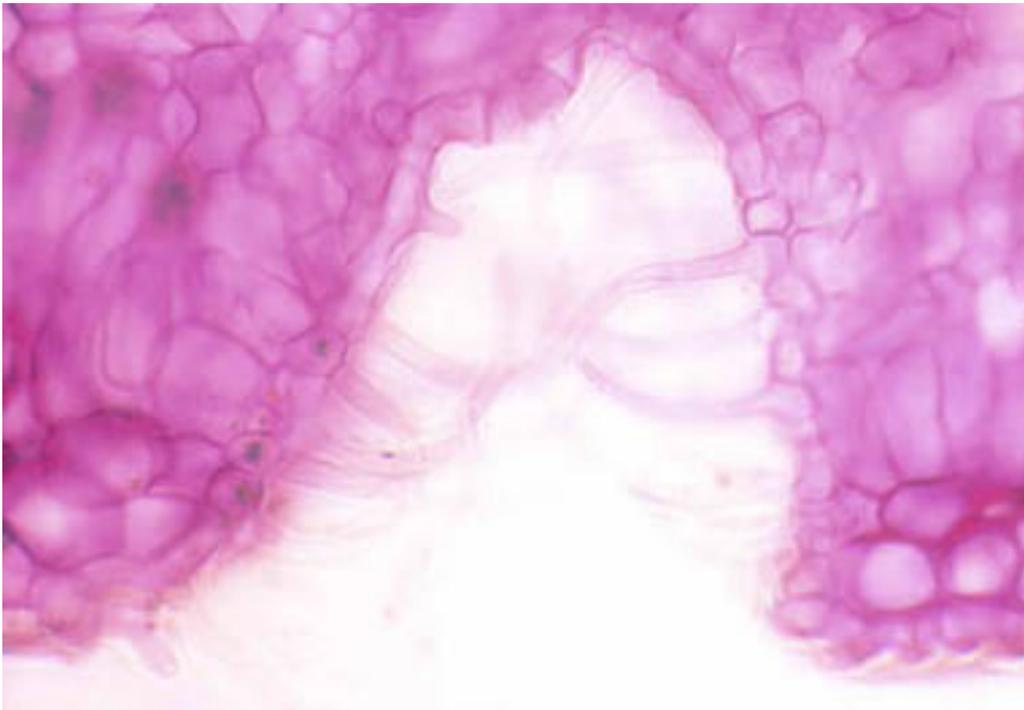
La solution de saccharose qui ne provoque aucune variation de volume a donc le même potentiel hydrique que le morceau de tubercule de pomme de terre. C'est le point d'intersection entre la courbe de tendance (valeur graphique) et la ligne  $\Delta L=0$ . La projection de ce point sur l'axe des abscisses donne la valeur de concentration molaire en saccharose correspondante (valeur comprise entre 0,4 et 0,5 mol. L<sup>-1</sup> sur la courbe)





**Observation au microscope optique d'un montage à plat d'épiderme foliaire de polypode (X 150)**

<p>Lame bleue</p> <p>Feuille de nénuphar</p>	<p>Hydrophyte</p> <p>Epiderme peu cutinisé, sans stomates sauf sur la face supérieure des feuilles flottantes.</p> <p>Lacunes aérifères qui accumulent le jour le dioxygène dégagé par la photosynthèse et la nuit le dioxyde de carbone de la respiration.</p> <p>Faible développement des tissus de soutien, le milieu aquatique environnant assurant le port dressé du végétal (poussée d'archimède).</p> <p>Le xylème est également peu développé</p>
<p>Lame jaune</p> <p>Feuille de laurier rose</p>	<p>Xérophyte Malacophyte</p> <p>Epiderme à cuticule très développée avec une cire protectrice d'où l'aspect luisant des feuilles.</p> <p>Stomates localisés sur la face inférieure des feuilles, souvent situés au fond de cryptes pilifères qui limitent la transpiration.</p> <p>Poils nombreux augmentant l'épaisseur de la couche limite en réduisant les déplacements d'air en surface des feuilles et donc l'effet desséchant du vent. Ces poils sont souvent localisés sur la face qui porte les stomates d'ou la couleur claire de la face inférieure des feuilles.</p>



**L'objectif de ce TP blanc est de vous mettre en situation réelle, la plus proche possible des conditions du concours. La note que j'ai mise ne préfigure en rien celle que vous aurez le jour J. La règle est toujours la même : bien lire les consignes et respecter scrupuleusement ce que le sujet vous impose, ni plus, ni moins.**

- ✓ Veillez à ce que la paillasse soit organisée rationnellement, notamment lorsque vous appelez l'examineur : cuvette à dissection propre (i.e sans déchets), surface propre et organisée. Le jour du concours, vous êtes 12 par salle et vous aurez à peu près deux fois plus de place.
- ✓ Veillez à la gestion efficace du temps en organisant vos activités : lorsque vous appelez l'examineur, n'attendez pas les « bras ballants » qu'il arrive. Faites autre chose en attendant.
- ✓ Bien lire les énoncés : un montage n'est pas une coupe, la morphologie (vue externe) n'est pas l'anatomie (dissection)
- ✓ Indiquez la référence des objets étudiés (lame muette par exemple) sur votre copie que vous ne devez pas oublier de remettre en fin d'épreuve.
- ✓ Organisez vos légendes avec logique en groupant celles qui se rapportent à une même fonction et en les numérotant dans un ordre qui a du sens physiologique (logique fonctionnelle)
- ✓ N'oubliez pas de noter vos noms et numéros de table en début d'épreuve.
- ✓ Laissez votre numéro de paillasse bien apparent
- ✓ Assurez-vous que le travail est prêt à être évalué lors de l'appel du correcteur.
- ✓ Évitez la redondance des légendes (poumon droit, poumon gauche...) au profit de légendes couvrant l'ensemble des fonctions impliquées.

Une ombelle  
d'ombellules  
Apiacées



*Achillea milleflora* (Astéracées)  
Inflorescence ; corymbe de capitules

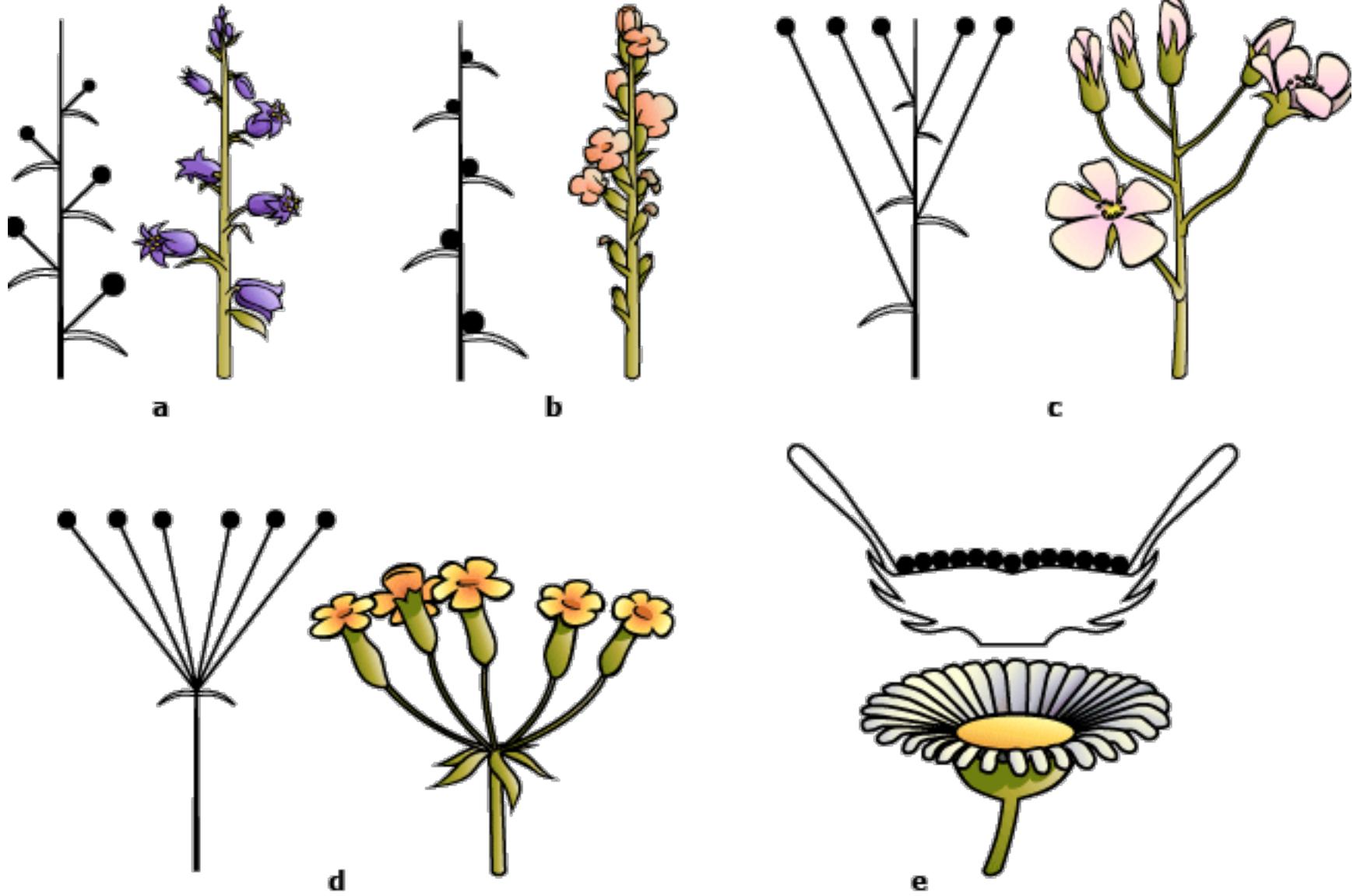




*Achillea milleflora* (Astéracées)  
Inflorescence ; corymbe de capitules



Une ombelle d'ombellules  
Apiacées



Inflorescences simples monopodiales : a. grappe – b. épi – c. corymbe – d. ombelle – e. capitule