

## DS 5

Samedi 2 avril 2022

Durée : 3 heures

### Thème 1 – Les plantes et la hausse de CO<sub>2</sub> atmosphérique

Inspiré du sujet ENS 2019

D'après certains modèles prédictifs, la concentration atmosphérique en dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) pourrait doubler d'ici la fin du siècle. Les êtres vivants seraient donc soumis à une concentration atmosphérique en CO<sub>2</sub> jamais atteinte depuis près de 26 millions d'années.

On étudie ici les effets d'un enrichissement de l'atmosphère en CO<sub>2</sub> sur les végétaux chlorophylliens.

L'activité de la RubisCO a été mesurée (figure 1) chez deux lots de plantes cultivées en chambre de 30x30x50 cm :

- lot A sous atmosphère actuelle (400 μmol de CO<sub>2</sub> mol<sup>-1</sup> d'air)
- lot E sous atmosphère enrichie en CO<sub>2</sub> (700 μmol de CO<sub>2</sub> mol<sup>-1</sup> d'air).

Tous les autres paramètres de culture sont identiques.

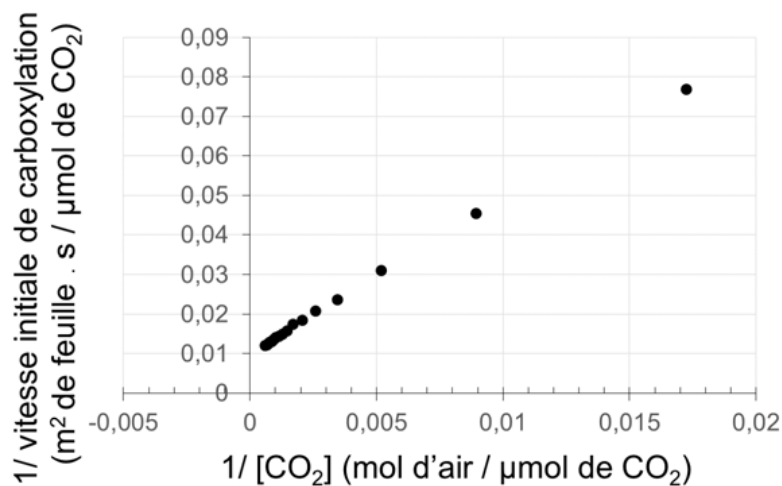


Figure 1 - Activité de la RubisCO dans les conditions expérimentales A et E

Question 1 - Rappeler les réactions catalysées par la RubisCO.



Question 2 - À partir des données de la figure 1, estimer les paramètres cinétiques de la RubisCO puis conclure sur le mode de fonctionnement de l'enzyme dans les conditions expérimentales des lots A et E.

La méthode des doubles inverses permet de retrouver la  $v_{\text{max}}$  et le  $K_M$  par simple lecture graphique.

$$1/v_{\text{max}} = 0,01 \text{ donc } v_{\text{max}} = 100 \text{ } \mu\text{mol de CO}_2 \text{ par m}^2 \text{ de feuille et par s}$$

$$1/K_M = 0,0025 = 0,25 \times 10^{-2} \text{ donc } K_M = 400 \text{ } \mu\text{mol de CO}_2 \text{ par mol d'air}$$

Dans les deux conditions expérimentales, la RubisCO fonctionne en carboxylase.

Avant la fin du développement végétatif des plants, on mesure la concentration en CO<sub>2</sub> intercellulaire ( $c_i$ ) et la production nette (également appelée assimilation journalière de carbone) ( $P_N$ ) (figure 2A). En parallèle, on injecte du dioxygène marqué à l'oxygène lourd (<sup>18</sup>O) dans les chambres et on mesure la quantité de glycolate, un acide à deux carbones issu de l'oxygénation du ribulose-1,5-biphosphate (figure 2B).

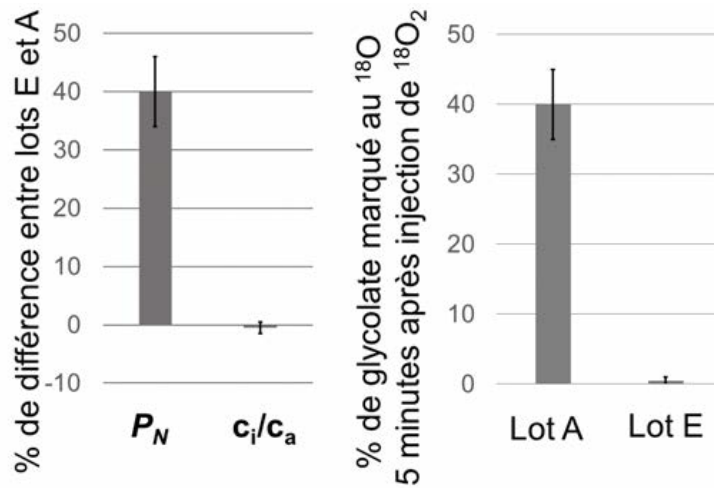


Figure 2 – à gauche – Pourcentage moyen de différence entre la valeur du paramètre mesuré sur les plants du lot E et celle mesurée sur les plants du lot A ( $100 \times [\text{Lot E} - \text{Lot A}] / \text{Lot A}$ ).

$P_N$  : production nette

$c_i / c_a$  : ratio de la concentration intercellulaire ( $c_i$ ) sur la concentration atmosphérique ( $c_a$ ) en  $\text{CO}_2$ .

Figure 2 – à droite – Fraction de glycolate marqué à l'oxygène lourd ( $^{18}\text{O}$ ) mesurée 5 minutes après injection de dioxygène lourd ( $^{18}\text{O}_2$ ) dans les chambres du lot A et E.

### Question 3 - Analyser et interpréter les résultats présentés à la figure 2A.

La production nette  $P_N$  est bien plus importante (+ 40%) sous atmosphère enrichie en  $\text{CO}_2$  atmosphérique (conditions E à  $700 \mu\text{mol}$  de  $\text{CO}_2 \text{ mol}^{-1}$  d'air).

Les rapports entre les concentrations en  $\text{CO}_2$  du mésophylle et de l'atmosphère sont identiques : comme il y a  $700 \mu\text{mol}$  de  $\text{CO}_2 \text{ mol}^{-1}$  d'air dans l'atmosphère du lot E et  $400 \mu\text{mol}$  de  $\text{CO}_2 \text{ mol}^{-1}$  d'air dans l'atmosphère du lot A, cela signifie que le mésophylle des feuilles du lot E sont bien plus riches en  $\text{CO}_2$  : + 75%, ce qui favorise l'activité de la RubisCO.

### Question 4 - Interpréter les résultats présentés à la figure 2B.

Seules les plantes du lot A présentent une photorespiration, ce qui signifie que la RubisCO a fonctionné en oxygénase. Ceci est corrélé au plus faible taux de  $\text{CO}_2$  disponible dans le mésophylle des feuilles du lot A. L'absence de la photorespiration est un argument en faveur de la valeur plus élevée de la production nette des plantes du lot E.

### Question 5 – Indiquer, en le justifiant, les deux raisons qui expliquent la plus forte production nette des plantes mises en conditions E. Vous utiliserez les réponses aux questions 1, 3 et 4.

La production nette représente l'assimilation totale de  $\text{CO}_2$  par la photosynthèse moins le rejet de  $\text{CO}_2$  issu de la respiration mitochondriale ou de la photorespiration.

La production nette en conditions E est plus forte car :

- les plantes ne présentent pas de photorespiration ;
- la RubisCO est plus active : en effet, les conditions du lot A sont à la valeur du  $K_M$  de la RubisCO c'est-à-dire à la  $V_{\text{max}}/2$ . En passant à  $700 \mu\text{mol}$  de  $\text{CO}_2$ , la vitesse de catalyse augmente et donc l'efficacité de la photosynthèse. **Lecture graphique**

Sur les plants de chaque lot, au même stade végétatif, on calcule le rapport de la surface de l'ensemble des feuilles sur la surface de leur projection au sol que l'on appelle indice de surface foliaire (figure 3A). Puis, les plants sont photographiés (figure 3B) et des coupes transversales de leurs feuilles sont analysées (figure 4).

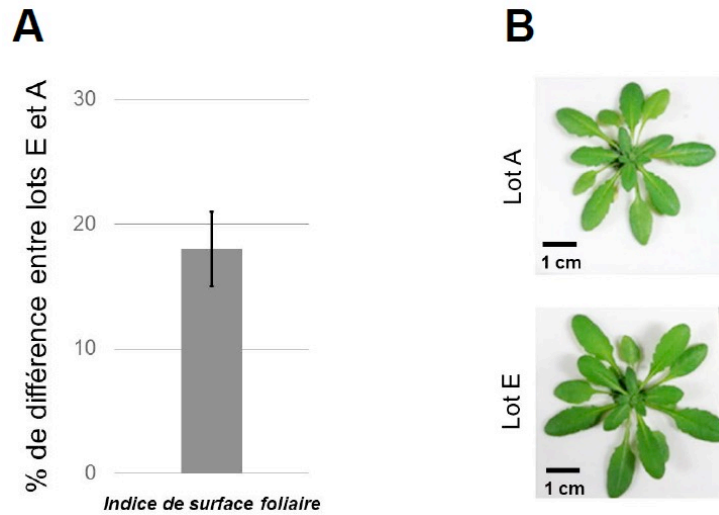


Figure 3 : Phénotypes des feuilles des plants du lot A et du lot E.

A. Pourcentage moyen de différence entre l'indice de surface foliaire mesuré sur les plants du lot E et celui mesuré sur les plants du lot A ( $100 \times [\text{Lot E} - \text{Lot A}] / \text{Lot A}$ ).

B. Photographies de plants représentatifs du lot A et E au même stade végétatif.

**Question 6 - Analyser et interpréter les résultats présentés figure 3.**

Les plantes du lot E présentent près de 20% de surface foliaire (projection au sol) en plus que dans le lot A. Pourtant, le nombre de feuilles est équivalent dans les deux lots.

Le taux plus élevé de  $\text{CO}_2$  ne joue donc pas sur le fonctionnement du méristème à l'origine de la formation des feuilles. Par contre, les feuilles sont plus grandes dans les conditions du lot E, ce qui explique l'indice de surface foliaire plus élevé.

La taille plus grande des feuilles reflète bien la plus forte production nette de la plante. Elle entraîne elle aussi une plus forte production : la taille des feuilles est à la fois cause et conséquence de la production nette de la plante.

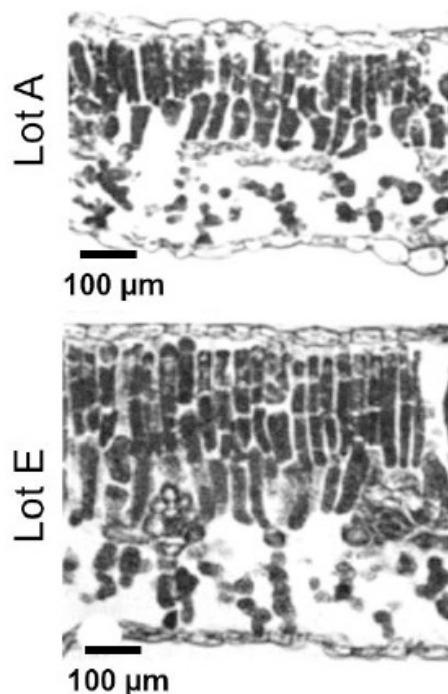


Figure 4 - Coupes transversales de feuilles en fin de développement de plants représentatifs du lot A et E observées au microscope optique.

**Question 7 – Légèrer la coupe transversale de la feuille du lot E (à rendre avec la copie) et décrire l'effet du taux de  $\text{CO}_2$  sur l'anatomie des feuilles.**

Légendes attendues : épiderme supérieur – parenchyme palissadique – parenchyme lacuneux – fcv probable – stomate

Une hausse du taux de CO<sub>2</sub> induit :

- une plus grande épaisseur : la feuille du lot E a une épaisseur de 700 à 800 µm contre 400 à 450 µm pour le lot A ;
- un parenchyme palissadique plus abondant : 3 à 4 couches de cellules dans le lot E contre 1 à 2 couches de cellules pour le lot A.

On purifie puis observe par microscopie électronique à transmission les chloroplastes des feuilles des plants des lots A et E (figure 5).

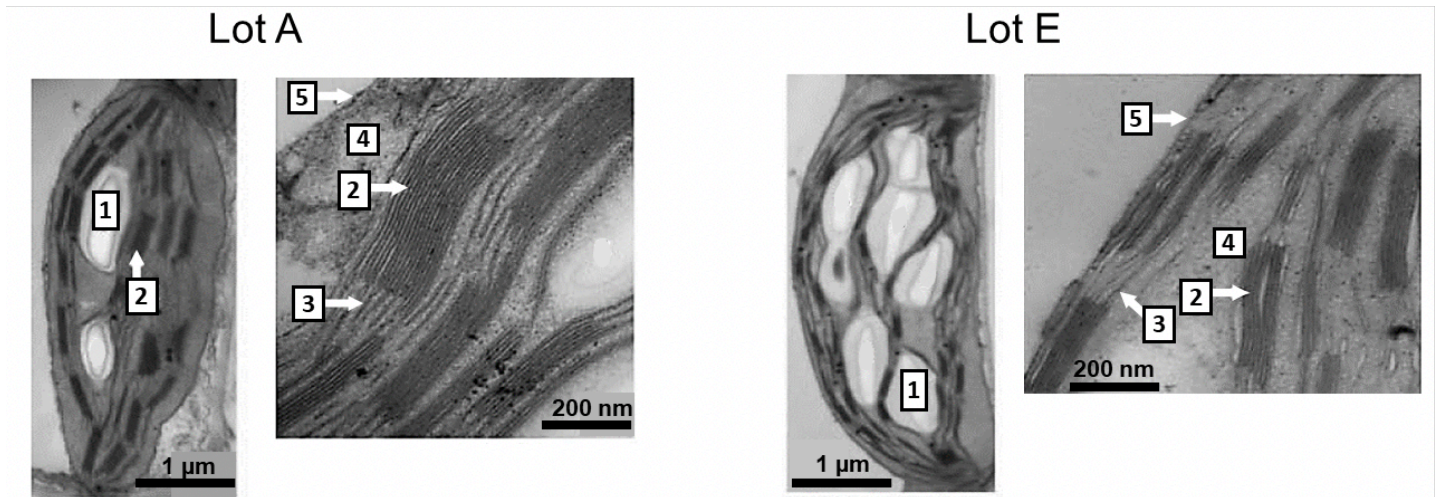


Figure 5 – Ultrastructure de chloroplastes extraits de plants du lot A et du lot E (MET).

Question 8 – Identifier les structures 1 à 5. Comparer les chloroplastes des 2 lots.

- 1 = amidon    2 = granum de thylakoïdes    3 = lamelle (ou thylakoïde) intergranaire  
 4 = stroma    5 = enveloppe à deux membranes

En atmosphère enrichie, le chloroplaste présente davantage d'amidon et une proportion différentes de thylakoïdes : il y a moins de grana mais plus de lamelles intergranaires.

Les structures identifiées par les chiffres 2 et 3 sur les électronographies (fractions 2 et 3 respectivement), sont isolées et analysées : on mesure leur composition protéique pour établir la proportion de photosystème leur vitesse de production de dioxygène. Le tableau ci-dessous résume les résultats de ces mesures pour le lot E ; les résultats pour le lot A sont similaires.

Fraction	Rapport PS I / PS II	Quantité d'O <sub>2</sub> libérée en µmol.h <sup>-1</sup> .mg <sup>-1</sup> de chlorophylle
2	0,1	249
3	3,2	78

Tableau 6 – Rapports entre les quantités de photosystème I (PSI) et de photosystème II (PSII) et vitesses de production de dioxygène (en µmol d'O<sub>2</sub> par mg de chlorophylle par heure) des structures du lot E légendées par les chiffres 2 et 3 en figure 5.

Question 9 – Expliquer le lien entre les deux colonnes du tableau 6. Relier les données biochimiques et l'observation de l'ultrastructure du chloroplaste. Préciser l'avantage évolutif présenté par les chloroplastes du lot E.

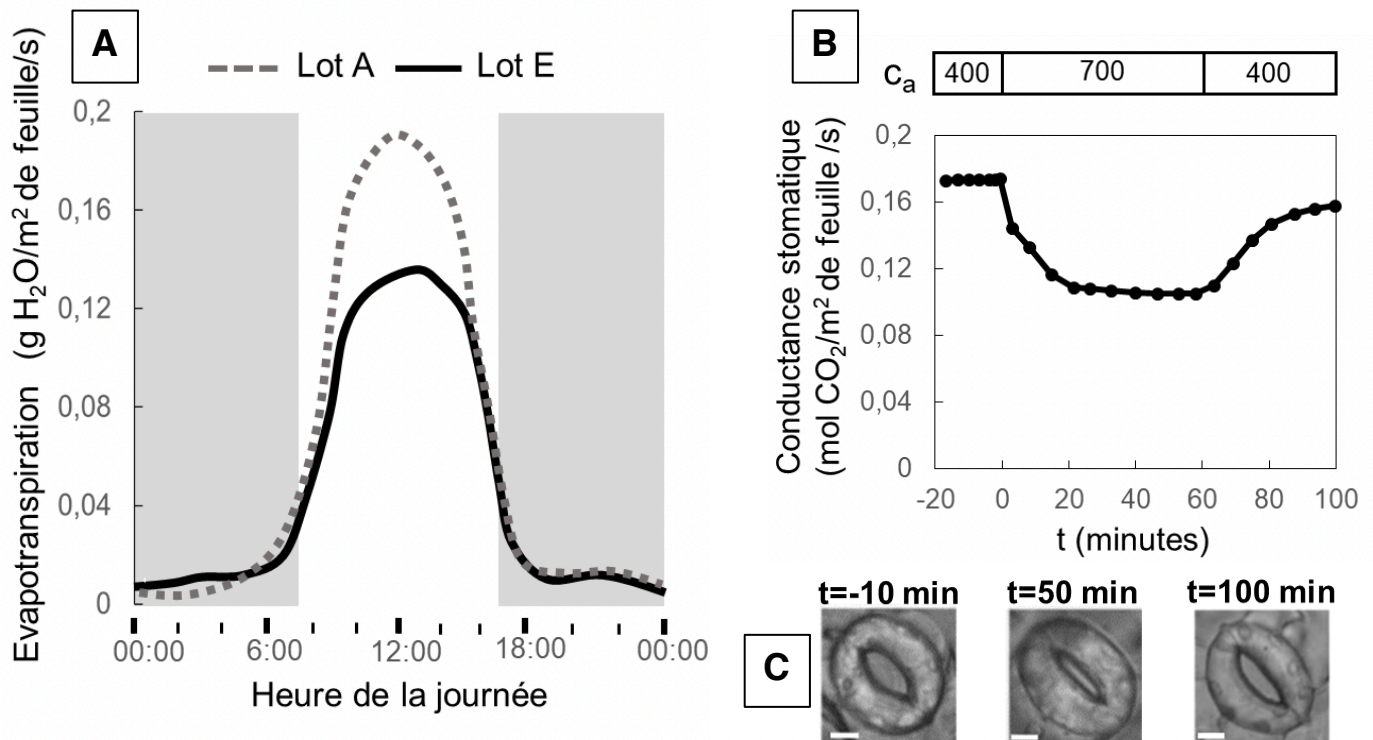
Au niveau du PSII a lieu la photo-oxydation de l'eau, conduisant à la libération de dioxygène. Le PSI agit en second : il capte les électrons issus du PSII et produit le NADPH, H<sup>+</sup>. Donc plus il y a de PSII (rapport faible), plus la libération de dioxygène est importante.

La fraction 2 représente les grana : les PSII y sont majoritaires (1 PSI pour 10 PSII) et montrent en effet une libération de dioxygène importante.

La fraction 3, c'est-à-dire les lamelles intergranaires, présente au contraire 3 fois plus de PSI. Le transport des électrons semble donc être davantage un transport cyclique et il dégage alors 3 fois moins de dioxygène.

Le lot E présente moins de fraction 2 mais plus de fraction 3 : ils favorise donc le transport cyclique et le chloroplaste sera alors moins riche en dioxygène. C'est une adaptation permettant de favoriser le fonctionnement en carboxylase de la RubisCO.

On mesure l'évolution journalière de l'évapotranspiration des plants du lot A et E (figure 7A). En parallèle, on transfère des plants du lot A dans les conditions de culture du lot E pendant 1 heure puis on les replace dans leurs conditions de culture initiales. On mesure leur conductance stomatique (figure 7B) et on observe leurs stomates en microscopie optique (figure 7C) au cours de ces transferts.



**Figure 7 – Évapotranspiration conductance stomatique et morphologie des stomates de plants du lot A et du lot E.**

**A.** Évapotranspiration moyenne de plants du lot A et E au cours d'une journée. La nuit est repérée par un fond grisé. Quand les courbes ne se superposent pas, les valeurs de l'évapotranspiration sont significativement différentes.

**B.** Conductance stomatique moyenne de plants du lot A ( $c_a = 400 \mu\text{mol de CO}_2/\text{mol d'air}$ ) lors de leur transfert dans les conditions du lot E ( $c_a = 700 \mu\text{mol de CO}_2/\text{mol d'air}$ ) puis lors de leur retour dans les conditions de culture initiales.  $c_a$  = concentration atmosphérique en  $\text{CO}_2$ .

**C.** Photographies représentatives de stomates de plants du lot A, 10 min avant transfert et 50 ou 100 min après transfert dans les conditions de culture du lot E (figure 7B). Barre d'échelle : 20  $\mu\text{m}$ .

**Question 10 – En analysant rigoureusement les documents de la figure 7, identifier deux facteurs régulateurs de l'ouverture des stomates et leur effet sur l'évapotranspiration.**

Figure 7A : quelque soit le lot, les plants ne présentent presque pas d'évapotranspiration la nuit. Les plants du lot E perdent moins d'eau par évapotranspiration que les plants du lot A : à midi, les plants du lot E perdent 30% de moins d'eau.

Figure 7B : un plant placé en atmosphère enrichie en  $\text{CO}_2$  montre une diminution du degré d'ouverture des stomates : la conductance baisse de 0,17 à 0,10, soit environ 40%.

Figure 7C : l'ostiole est réduit de 20 à 5  $\mu\text{m}$  lorsque le plant est en atmosphère enrichie en  $\text{CO}_2$ .

Bilan : les stomates sont régulés par :

- la lumière : la présence de lumière ouvre les stomates ;
- la teneur en  $\text{CO}_2$  : une hausse de la teneur en  $\text{CO}_2$  provoque une réduction du diamètre de l'ostiole, ce qui diminue l'évapotranspiration.

Question 11 – À partir de vos interprétations et de vos connaissances, expliquer succinctement en quoi la modification de la conductance stomatique consécutive à l'enrichissement atmosphérique en CO<sub>2</sub> peut avoir des effets antagonistes sur l'activité foliaire des plants.

La fermeture partielle des stomates permet de limiter les pertes hydriques par la feuille mais elle réduit aussi l'approvisionnement en CO<sub>2</sub>, ainsi que la sortie du dioxygène et limite l'ascension de la sève brute. Il peut s'ensuivre une diminution du rendement photosynthétique.

## Thème 2 – Un ménage à 3 : Gigaspora, Striga et Sorgho

Inspiré du sujet G2E 2020

Le Sorgho (*Sorghum bicolor*) est une Poacée annuelle originaire d'Afrique, qui peut atteindre 3 m de haut et fournit un excellent fourrage. Ce sujet s'intéresse aux relations du Sorgho avec son environnement, autant abiotique que biotique.

### 2A – Relation plante – environnement

Les strigolactones (SL) sont des hormones végétales connues pour être impliquées dans la ramification des tiges. Elles sont ici étudiées sous un autre angle : le rapport entre la plante et la qualité de son biotope.

Des plants de Sorgho sont placés dans des sols normaux (= contrôle) ou appauvris en Azote (N) ou en Phosphore (P) ou en Potassium (K).

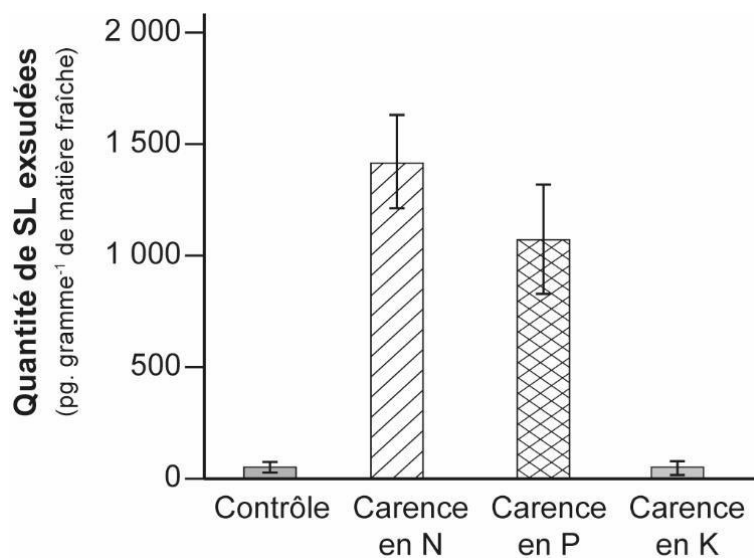


Figure 1 – Quantité de strigolactones exsudées par la racine de plants de Sorgho selon les qualités du sol

### Question 1 - Analyser le document 1.

Une plante carencée en K ou non carencée émet des strigolactones dans le sol en doses infimes (environ 50 pg par g de matière fraîche), contrairement aux plantes carencées en N et P qui relâchent cette hormone dans le sol, en dose environ 30 fois supérieure à celle du témoin. Aucune différence significative n'est à relever entre les carences en N et P.

On étudie dans un second temps la qualité de la biocénose. Pour cela on analyse l'activité de *Gigaspora rosea*, un mycète capable de développer des mycorhizes avec le Sorgho.

Des hyphes sont mis en culture dans un milieu contenant une dose connue de SL : au bout de 5 jours, le nombre d'apex est compté, de manière à estimer le degré de ramification du mycélium.

Molécules	Concentration (en mol.L <sup>-1</sup> )							
	0	10 <sup>-15</sup>	10 <sup>-14</sup>	10 <sup>-13</sup>	10 <sup>-11</sup>	10 <sup>-9</sup>	10 <sup>-7</sup>	10 <sup>-5</sup>
GR7	1	NM	NM	NM	1,04	1,19	1,68 *	2,74 *
GR24	1	NM	NM	1,55	1,58 *	2,81 *	3,31 *	NM
Sorgolactone	1	1,31	1,42	1,91 *	2,01 *	2,86 *	3,81 *	5,37 *

Tableau 2 – Ramifications des hyphes du mycète *Gigaspora rosea* selon la concentration en différentes strigolactones présentes dans le sol. Les résultats sont présentés selon un rapport à la valeur moyenne mesurée chez le contrôle (contrôle = témoin sans strigolactones dans le sol).

GR7 et GR24 sont des strigolactones synthétiques.

La sorgolactone est une strigolactone exsudée dans le sol par les racines du Sorgho.

NM : non mesuré

L'astérisque signale une valeur statistique significativement différente du contrôle.

Question 2 - Analyser le tableau 2 pour en tirer l'action des SL sur le mycélium. Proposer une hypothèse pour interpréter les différences observées entre les 3 molécules.

Tableau 2 : le nombre de ramifications augmente en présence de strigolactones.

L'effet est significatif pour une concentration de 10<sup>-7</sup> mol.L<sup>-1</sup> avec le GR7, qui augmente la ramification de plus de 68 %. L'effet est significatif (+ 58 %) à plus faible dose (10<sup>-11</sup> mol.L<sup>-1</sup>) avec le GR24 mais c'est avec la strigolactone naturelle que l'effet est le plus sensible : + 91 % à 10<sup>-13</sup> mol.L<sup>-1</sup> !

Il y a donc :

- une stimulation de la ramification du mycélium sous l'effet des SL libérées dans le sol par les racines ;
- une sensibilité accrue de la souche *Gigaspora rosea* pour la sorgolactone, suggérant une **spécificité**. Le Champignon semble différencier les 3 molécules.

Afin de suivre l'effet des SL sur le développement mycélien, la culture est poursuivie sur 2 semaines. Sont alors dénombrées les ramifications et la croissance des hyphes.

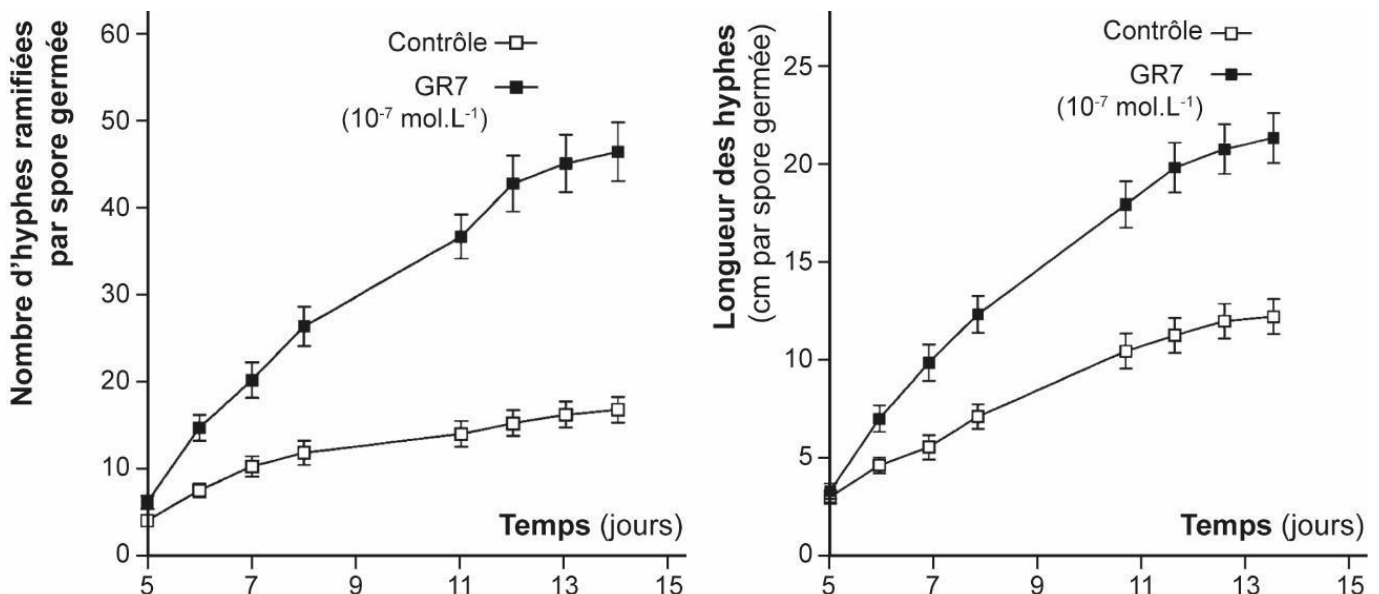


Figure 3 - Cinétiques de croissance et de ramification des hyphes du mycète *Gigaspora rosea* selon l'exposition à la strigolactone GR7 (concentration = 10<sup>-7</sup> mol.L<sup>-1</sup>).

Chaque point est la moyenne établie à partir de 20 individus.

### Question 3 – Les résultats à long terme de la figure 3 confirment-ils les résultats du tableau 2 ?

La figure 3 montre que la ramification des hyphes se poursuit au-delà de 5 jours. Dans le tableau 2, GR7 à  $10^{-7}$  mol.L<sup>-1</sup> provoque une hausse de ramifications de + 68 %. Cette différence avec le témoin s'amplifie avec le temps puisque le rapport atteint presque 3 au bout de 15 jours. Il s'y ajoute aussi une indication : GR7 augmente la croissance en longueur des hyphes.

### Question 4 – Quelles conclusions peut-on tirer de la figure 3 ? Relier les conclusions au document 1.

La figure 3 montre une stimulation de la croissance et de la ramification des hyphes par les SL libérées par les racines des plantes. Le document 1 a permis de montrer qu'un plant de Sorgho carencé en N ou P libérait une forte quantité de SL dans le sol.

Il est donc possible de formuler l'hypothèse suivante :

1. une plante carencée libère des SL dans le sol
2. les SL stimulent la croissance et la ramification de mycéliums spécifiques
3. une mycorhize pourrait s'installer, favorisant la nutrition de la plante en N et P. La croissance du mycélium stimulée par les SL permet d'augmenter le volume de sol exploré.

## 2B – Relation plante – plante

*Striga hermonthica* est un végétal Angiosperme de la famille des Scrophulariacées fréquemment rencontré dans les régions du continent africain où la culture du Sorgho est réalisée.

On cherche à évaluer la coexistence de plants de Sorgho et de *Striga*.

Présence Striga	Masse sèche de la tige de Sorgho (en g)	Masse sèche des grains de Sorgho (en g)	Assimilation ( $\mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ )	Transpiration ( $\text{mmol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ )	Masse sèche de Striga (en g)
Non	78,25 ± 2,27	83,96 ± 2,98	31,95 ± 0,46	5,81 ± 0,28	Ø
Oui	42,30 ± 10,6	42,02 ± 5,41	14,48 ± 1,35	3,23 ± 0,24	7,82 ± 3,15

Tableau 4 – Masses sèches moyennes de plants de Sorgho et des grains produits en présence ou en absence de *Striga hermonthica* 108 jours après le semis de Sorgho.

### Question 5 – Analyser le tableau 4 afin de caractériser la biologie de *Striga hermonthica*.

Le *Striga* est **présent dans les tissus** du Sorgho puisque 7,82 g de masse sèche de *Striga* sont trouvés dans le Sorgho testé. La relation entre les deux êtres vivants est donc intime.

La présence de *Striga* dans la culture de Sorgho provoque une baisse importante du développement du Sorgho à savoir :

- une baisse de presque moitié de masse sèche de tige et de grains ainsi que d'assimilation de CO<sub>2</sub> ;
- une diminution de 40% de la transpiration, sans doute liée à un moindre développement des surfaces foliaires.

Le *Striga* pourrait être un **parasite interne** car il se développe aux dépens de son hôte, le Sorgho.

On cultive des plants de Sorgho que l'on place dans les mêmes conditions que le document 1.

La solution du sol de chaque lot est utilisée pour enrichir un milieu nutritionnel où sont présentes des graines vivantes de *Striga hermonthica* non germées.

L'enrichissement est réalisé grâce à des prélèvements de différents volumes des solutions de sol.

Chaque point représente la moyenne de 3 répétitions expérimentales.



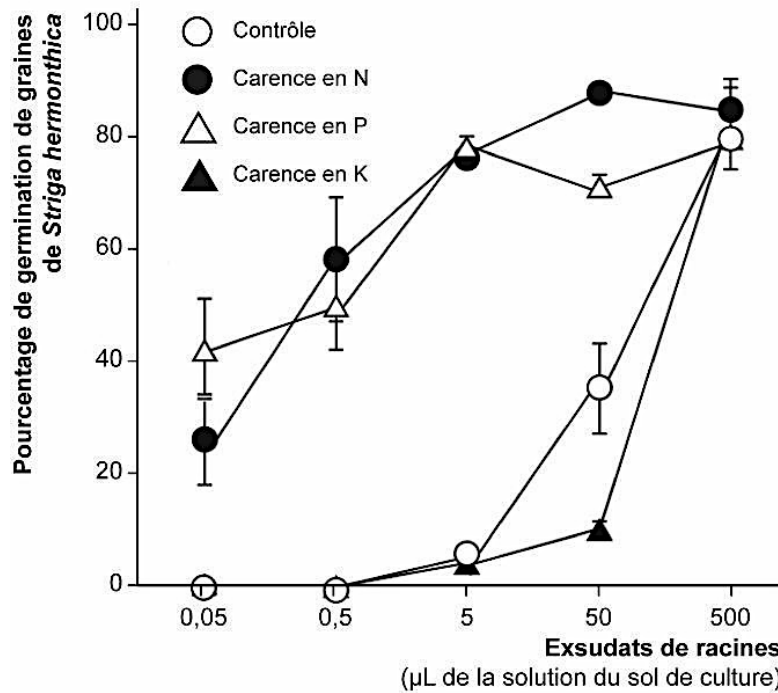


Figure 5 - Germination de graines de *Striga* présentes dans un sol recevant différentes quantités de solutions de sol cultivé avec du Sorgho dans différentes conditions de carence.

Question 6 – Identifier le témoin manquant à cette analyse.

Il s'agit d'un test avec des graines de *Striga* mises à germer dans un sol n'ayant pas abrité du tout de Sorgho.

Question 7 - Analyser le document 5 de manière à dégager un lien entre SL et germination du *Striga*. Discuter de la validité des résultats.

Il n'y a que 3 répétitions mais la tendance générale des courbes peut être interprétée car les valeurs sont significativement différentes dans la plupart des tests.

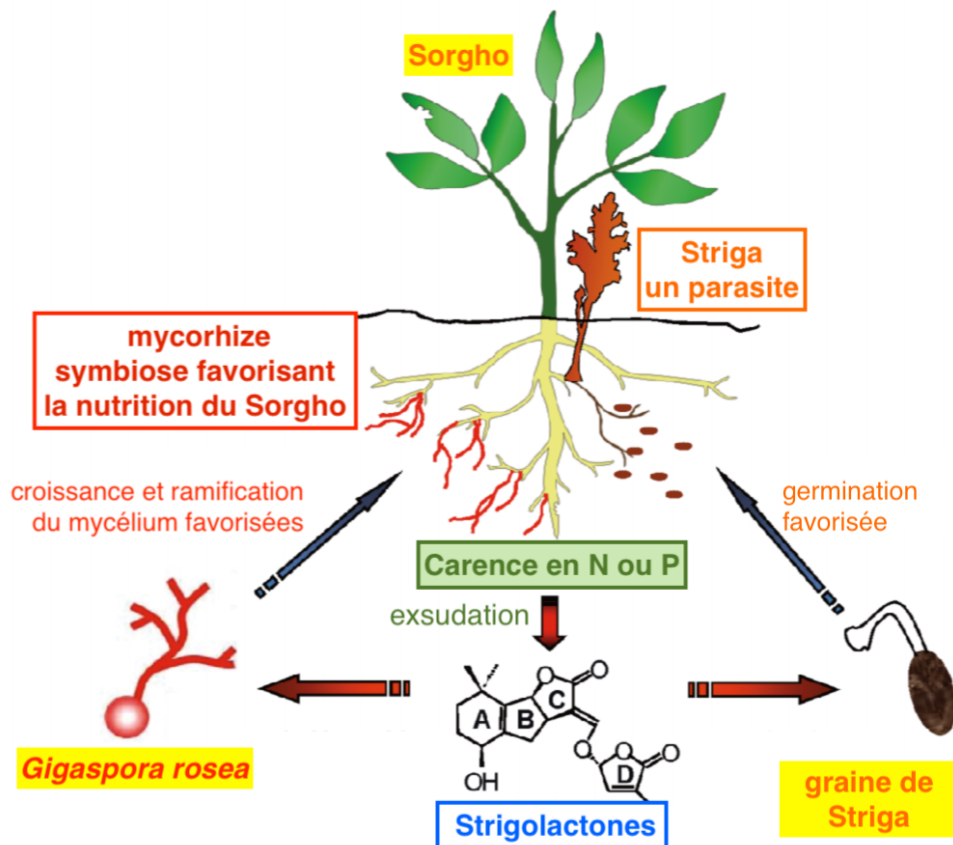
Les sols ayant contenu des plants carencés en N et P sont nettement plus riches en SL (x 50). Ils montrent également un taux de germination favorisé : les courbes sont décalées vers la droite de deux à trois unités, soit un facteur 100 à 1 000 (échelle logarithmique en abscisse). Il faut donc 100 à 1 000 fois plus de sol contrôle pour stimuler la germination des graines de *Striga* à un taux équivalent au sol des plants carencés en N et P.

Les plants carencés libèrent davantage de SL et la présence de SL semble favoriser la germination du *Striga*.

Question 8 – Discuter les intérêts de l'émission des SL par le Sorgho.

Le Sorgho carencé émet des SL permettant d'établir une mycorhize favorisant sa nutrition en N et P. Cependant, les SL attirent aussi un parasite, le *Striga*, qui va détourner une part des nutriments produits et affaiblir le plant de Sorgho.

Question 12 – Faire un schéma-bilan résumant les conclusions du thème 2.



## Thème 3 – Le phosphate et les végétaux

Inspiré du sujet G2E 2018

### 3A – Conséquence d'une carence en phosphate sur le développement

Les sols sont organisés verticalement et sont décrits en horizons. L'horizon A est dit horizon de surface, contient de la matière organique. L'horizon B est enrichi, par infiltration des eaux de surface, en éléments fins ou amorphes : argiles, oxydes de fer et d'aluminium, parfois humus. L'élément Phosphore (P) est présent sous différentes formes dans les sols. La forme biodisponible est le Phosphate inorganique ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  et  $\text{HPO}_4^{2-}$  noté Pi).

Le document 1 décrit l'organisation d'un sol où poussent des végétaux.

Horizon	Épaisseur (cm)	pH	C (%)	N total ( $\text{g.kg}^{-1}$ )	P total ( $\text{mg.kg}^{-1}$ )	P disp ( $\text{mg.kg}^{-1}$ )	K disp ( $\text{mg.kg}^{-1}$ )	Ca disp ( $\text{cmol.kg}^{-1}$ )
A	5,5	5,8	3,16	0,80	66,6	< 3,6	93,0	2,53
B	78,8	6,6	0,38	0,26	47,3	< 2,3	87,4	< 1,20

Document 1 – Composition minérale d'un sol d'Australie (disp = biodisponible)

#### Question 1 – Analyser le document 1 dans la perspective de nutrition végétale en phosphate.

Le sol est un milieu dilué qui contient peu de phosphate :  $66,6 \text{ mg.kg}^{-1}$  de sol dans l'horizon A et  $47,3 \text{ mg.kg}^{-1}$  de sol dans l'horizon B. Les phosphates sont en majorité (à 95%) indisponibles pour la plante car ils sont probablement :

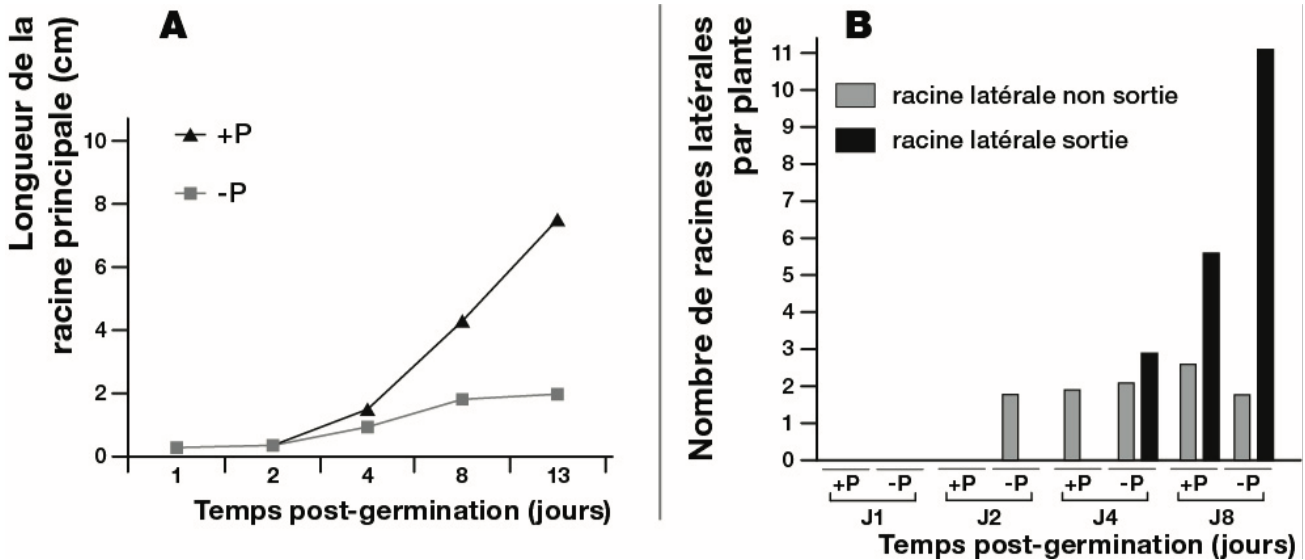
- inclus dans la matière organique de l'horizon A et non sous la forme de Pi ;
- liés au complexe argilo-humique dans l'horizon B contenant argiles et humus.

Le sol est donc pauvre en phosphates assimilables par la plante, surtout l'horizon B.

Question 2 – Fournir le nom de trois molécules biologiques distinctes où l'élément Phosphore peut être présent. Préciser la famille biochimique de l'une d'elles au choix.

Glucose-6-phosphate (glucide de type ose) – ADN (acide nucléique) – ATP (acide nucléique) – Phosphatidylcholine (lipide membranaire) – GAP (glucide de type ose)...

On utilise le végétal Arabette des dames (*Arabidopsis thaliana*) comme modèle d'étude de la croissance.



Document 2 - Caractères de l'appareil racinaire selon la disponibilité en Phosphate dans le sol  
 Le sol contrôlé, noté « +P », contient du phosphate inorganique à une concentration de 1 mmol.L<sup>-1</sup>.  
 Le sol carencé, noté « -P », contient du phosphate inorganique à une concentration de 10 µmol.L<sup>-1</sup>.

Question 3 – Analyser le document 2 afin d'expliquer la réaction du végétal à un sol pauvre en phosphate. La carence en phosphate limite la croissance de la racine principale, qui est presque 4 fois moins longue que le témoin 13 jours après la germination.

Par contre, la carence en Phosphate stimule la ramification des racines :

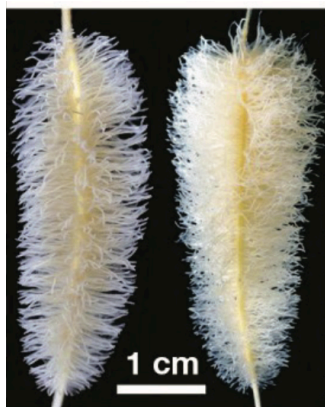
- le témoin présente 2 ramifications endogènes au jour 4 et 6 racines latérales sorties au jour 8
- le plant carencé présente 2 ramifications endogènes dès le jour 2 et a sorti 11 racines latérales au jour 8.

La carence stimule les racines latérales qui apparaissent de façon plus précoce et sont plus nombreuses.

### 3B – Les racines protéoïdes

Certains taxons végétaux différencient des racines protéoïdes ou *cluster roots* (CR), comprenant des groupes denses de courtes racines latérales. Le document 3 montre ces racines chez le Lupin (*Lupinus luteus*). Le document 3 analyse le comportement du lupin (*Lupinus luteus*) qui différencie des racines protéoïdes dans différentes conditions.

Toutes les plantes ont été cultivées dans un sol contenant 2 mmol.L de phosphate pendant 4 semaines. Elles sont ensuite transférées et cultivées pendant 8 semaines sur un sol contenant la concentration indiquée en phosphate inorganique (Pi).



Pi ajouté ( $\mu\text{mol.L}^{-1}$ )	Nombre de racines protéoïdes par plante	Masse sèche de la tige (g)
0	$32,2 \pm 4,5$	$2,5 \pm 0,2$
1	$14,3 \pm 6,1$	$3,4 \pm 0,3$
2,5	$0,2 \pm 0,4$	$4,2 \pm 0,4$
5	0	$4,7 \pm 0,4$
10	0	$4,9 \pm 0,3$
25	0	$5,0 \pm 0,3$

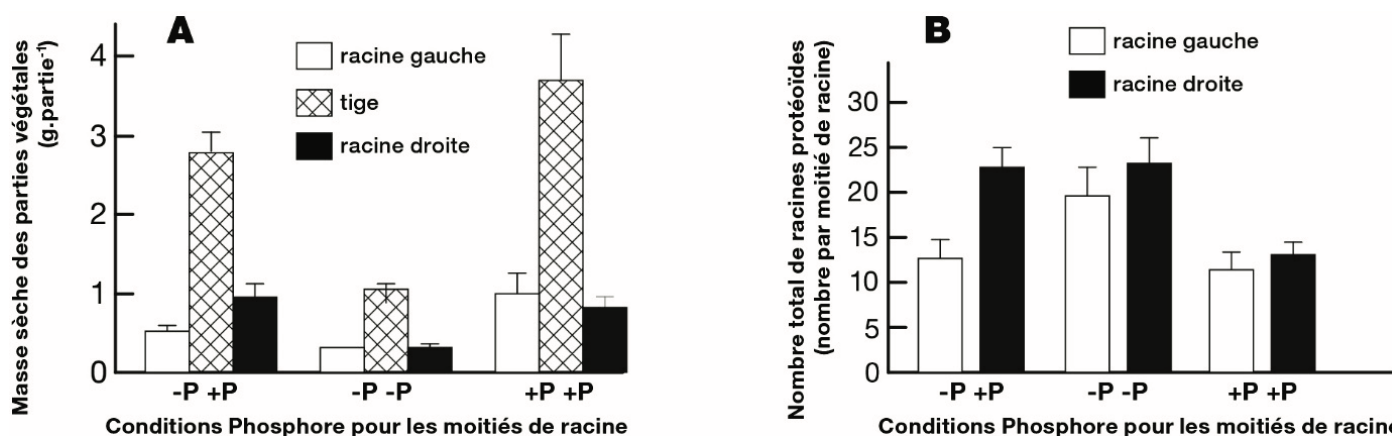
Document 3 – Racines protéoïdes de Lupin et résultats de la culture (les valeurs sont fournies avec les écarts-types à la moyenne).

Question 4 - Analyser le document 3 afin de proposer une hypothèse expliquant la présence des racines protéoïdes.

Les racines protéoïdes ne sont présentes que pour des concentrations en phosphate Pi inférieures ou égales à  $2,5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ . La culture préalable avait été réalisée dans un sol à  $2 \mu\text{mol.L}^{-1}$ . Cette concentration de  $2 \mu\text{mol.L}^{-1}$  semble être un palier car au-delà de ce seuil, il n'y a pas de développement de racines protéoïdes et la masse sèche de la tige est identique dans tous les cas  $> 2,5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ .

Hypothèse : les racines protéoïdes se développent en cas de carence en Pi, c'est-à-dire pour des concentrations inférieures à  $2 \mu\text{mol.L}^{-1}$  dans le sol.

On conçoit un système de culture à racines séparées (*split-root*) lors d'une culture de lupin. Les graines germent dans un sol favorable durant 6 jours. Elles sont alors transplantées dans un milieu sans Pi durant 18 jours. Enfin, on transplante les lupins en plaçant une moitié des racines dans un environnement de composition connue et la seconde moitié dans un autre environnement. L'appareil aérien du végétal est donc approvisionné par deux milieux. Au bout de 16 jours, on mesure les masses sèches des différentes parties des végétaux (document 4A) et le nombre de racines protéoïdes par plante (document 4B).



Document 4 - Mesures de masses sèches de tiges et racines de lupin (A) et du nombre de racines protéoïdes (B) dans un système de culture à racines séparées. Les barres représentent l'écart-type.

La condition «-P +P» signifie que la racine gauche est dans un sol carencé en Pi, tandis que la racine droite est dans un sol riche en Pi. Le compartiment « -P » est alimenté avec  $0 \mu\text{mol.L}^{-1}$  de Pi, le compartiment « +P » avec  $250 \mu\text{mol.L}^{-1}$  de Pi.

Question 5 – Analyser les résultats obtenus dans le document 4A dans le système de culture à racines séparées afin de préciser l'importance du Pi et de décrire la réponse de la plante au sol dissymétrique.

Document 4A : la croissance de la tige est corrélée à la quantité de Pi disponible. La masse sèche de tige est presque 4 fois supérieure lorsque les 2 racines sont en sol riche en Pi, par rapport à un sol sans Pi. Lorsqu'une moitié des racines est plongée en sol avec Pi, la masse de la tige est presque 3 fois supérieure à celle sans Pi.

Une moitié du système racinaire permet presque de nourrir tout le plant en phosphate.

Ce document montre également que les racines situées dans le sol avec Pi se sont 2 fois plus développées que celles dans le sol sans Pi.

Un plant va donc privilégier le développement des racines dans le milieu riche en phosphate, ce qui permet de puiser le phosphate nécessaire à la croissance de la tige.

Question 6 – Analyser la condition « -P +P » du document 4B pour discuter du paradoxe par rapport au document 2.

Le document 2 montrait que les racines latérales se développent davantage dans un milieu carencé. Ici, ce sont au contraire les racines situées du côté riche en Pi qui se ramifient en racine protéoïde. Par contre, le stimulus qui induit la formation de racines protéoïdes est bien la carence en Pi.

Il semble y avoir une « communication » entre les racines. Les racines en sol sans Pi induisent l'apparition d'un signal de formation de racines protéoïdes mais celles-ci se développent du côté du sol riche en Pi : ceci favorise l'absorption de Pi. Il s'agit d'une coordination à distance du développement racinaire.