

## DS 5

Samedi 2 avril 2022

Durée : 3 heures

Les calculatrices sont interdites.

Si, au cours de l'épreuve, un candidat repère ce qui lui semble être une erreur d'énoncé, il en fait mention dans sa copie et poursuit sa composition. Dans ce cas, il indique clairement la raison des initiatives qu'il est amené à prendre.

Les candidats doivent respecter les notations de l'énoncé et préciser, dans chaque cas, la numérotation de la question posée.

Les 3 thèmes sont indépendants.

Une attention particulière est portée à la rigueur, la précision et la concision des réponses.

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

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.

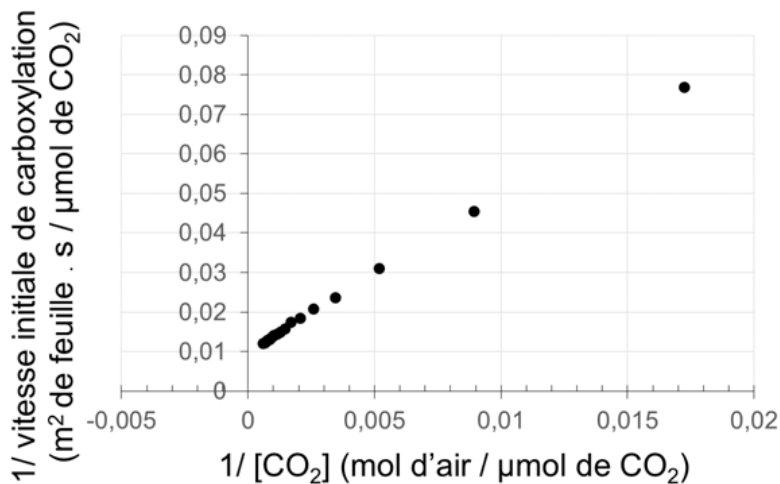


Figure 1 - Activité de la RubisCO dans les conditions expérimentales A et E

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.

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).

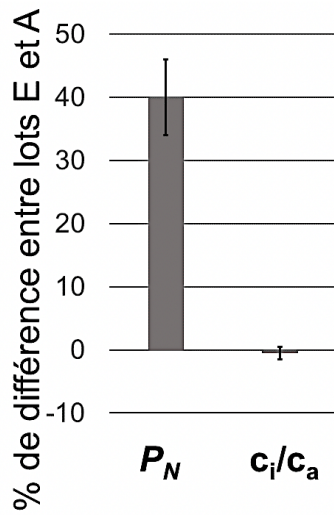


Figure 2A – Pourcentage moyen de différence entre la valeur du paramètre mesuré sur les plants du lot E et celle mesurée sur les plants du lot A  
*différence =  $(100 \times [\text{Lot E} - \text{Lot A}] / \text{Lot A})$*

$P_N$  : production nette

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

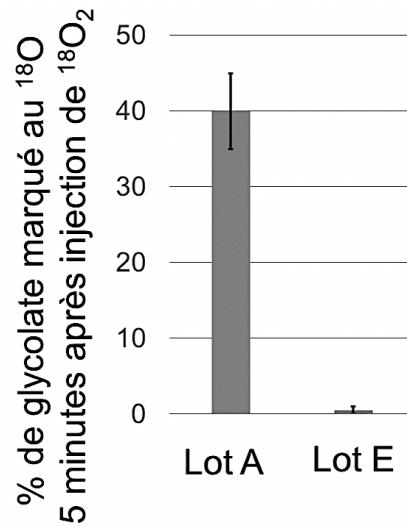


Figure 2B – Fraction de glycolate marqué à l'oxygène lourd ( $^{18}\text{O}$ ) mesurée 5 minutes après injection de dioxygène lourd ( $^{18}\text{O}_2$ ) dans les chambres du lot A et E.

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

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

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.

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).

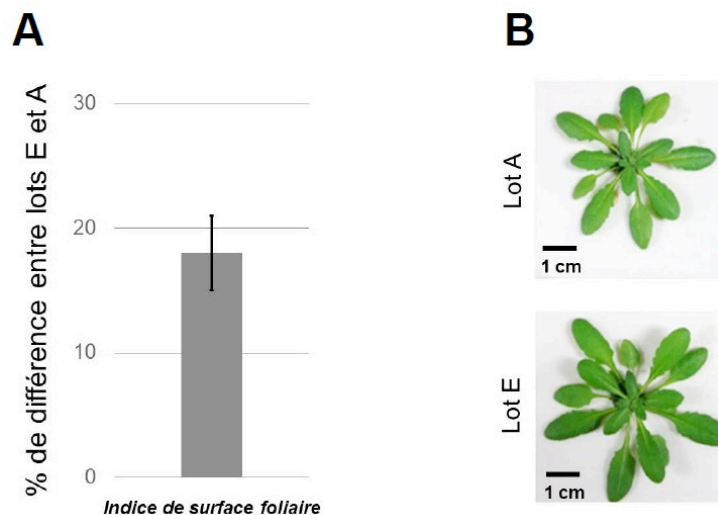


Figure 3 : Phénotypes des feuilles des plants du lot A et du lot E.

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.

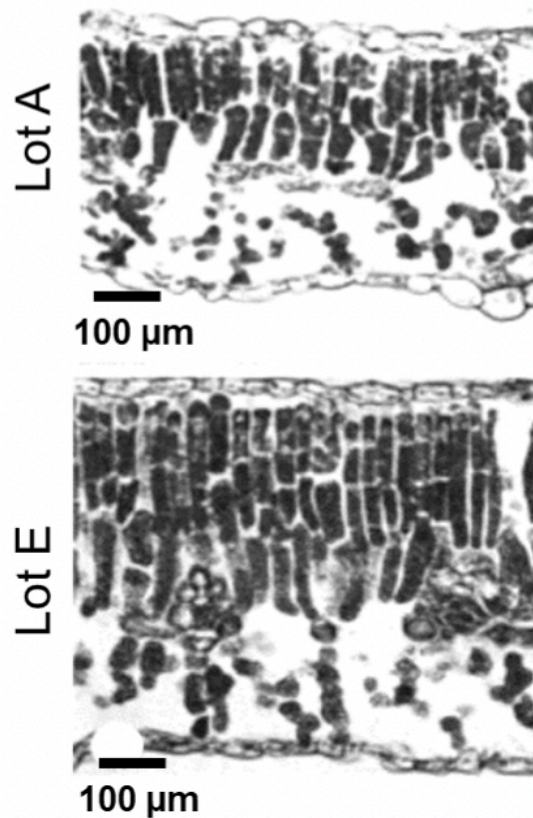


Figure 4 - Coupes transversales de feuilles en fin de développement de plants représentatifs du lot A et E observées au microscope optique.

Question 7 – Légènder la coupe transversale de la feuille du lot E (à rendre avec la copie) et décrire l'effet du taux de CO<sub>2</sub> sur l'anatomie des feuilles.

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

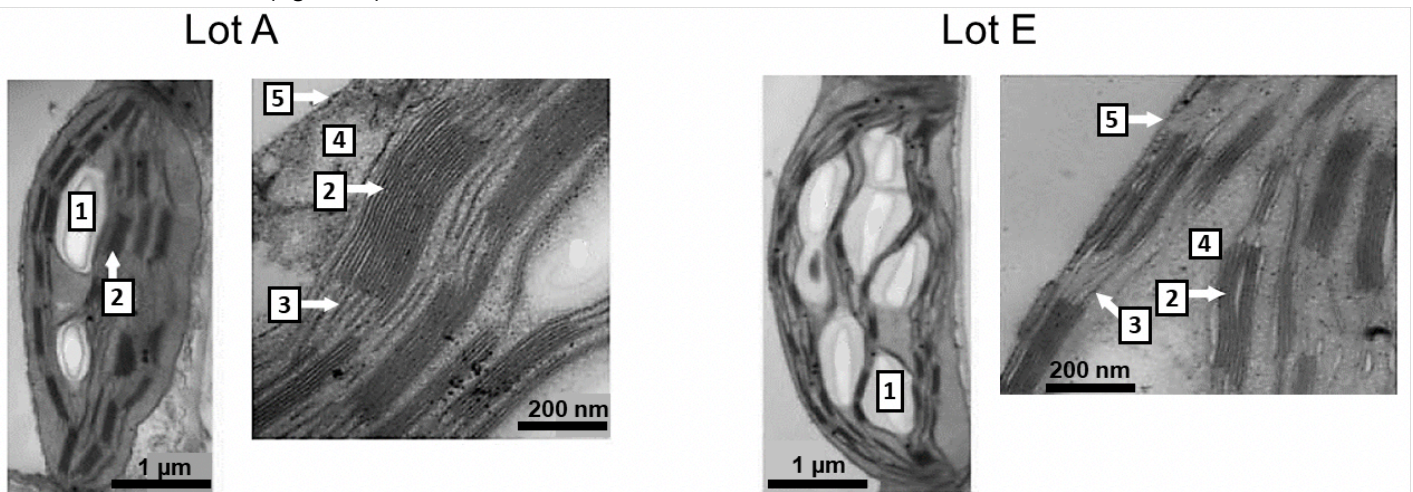


Figure 5 – Ultrastructure de chloroplastes extraits de plants du lot A et du lot E (MET).

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

Les structures identifiées par les chiffres 2 et 3 sur les électronographies (fractions 2 et 3), sont isolées et analysées : on mesure leur proportion de photosystèmes et leur vitesse de production de dioxygène. Le tableau 6 résume les résultats des 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 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 présenté par les chloroplastes du lot E.

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.

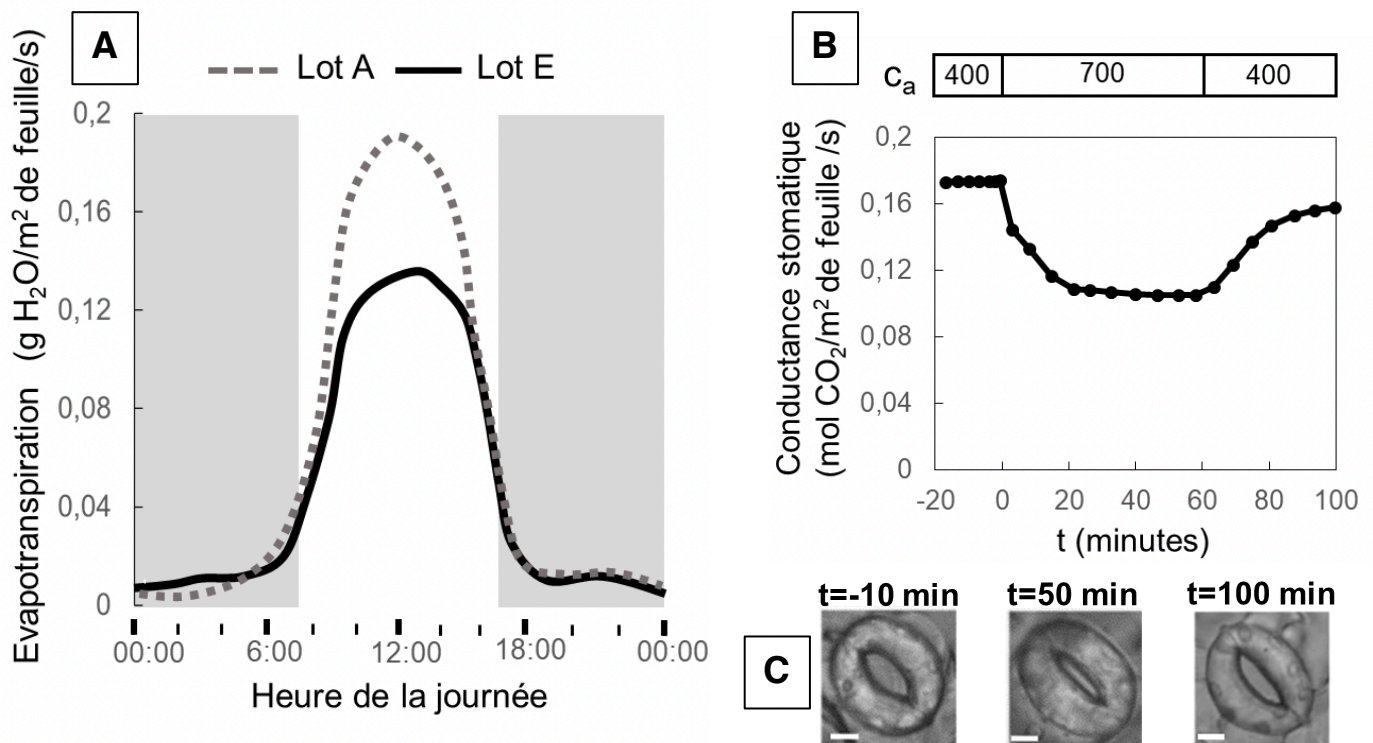


Figure 7 – Évapotranspiration conductance stomatique et morphologie des stomates de plants des lots A et E.

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<sub>a</sub> = 400 μmol de CO<sub>2</sub>/mol d'air) lors de leur transfert dans les conditions du lot E (c<sub>a</sub> = 700 μmol de CO<sub>2</sub>/mol d'air) puis lors de leur retour dans les conditions de culture initiales. c<sub>a</sub> = concentration atmosphérique en CO<sub>2</sub>.

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 μm.

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.

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.



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

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).

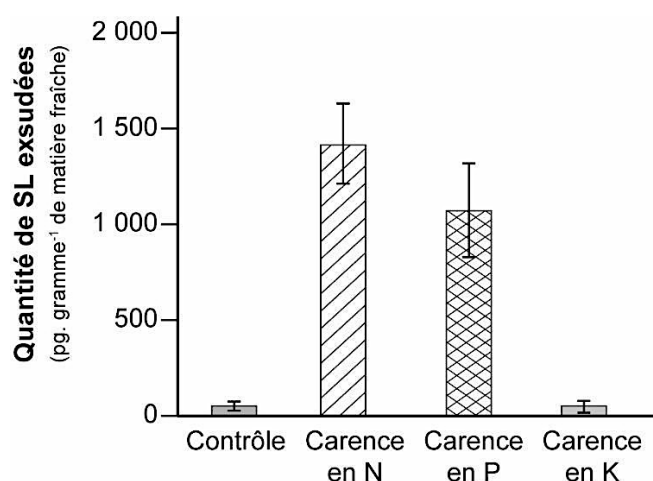


Figure 1 – Quantité de strigolactones exsudées par la racine de plants de Sorgho selon les qualités du sol

### Question 1 - Analyser le document 1.

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.

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.

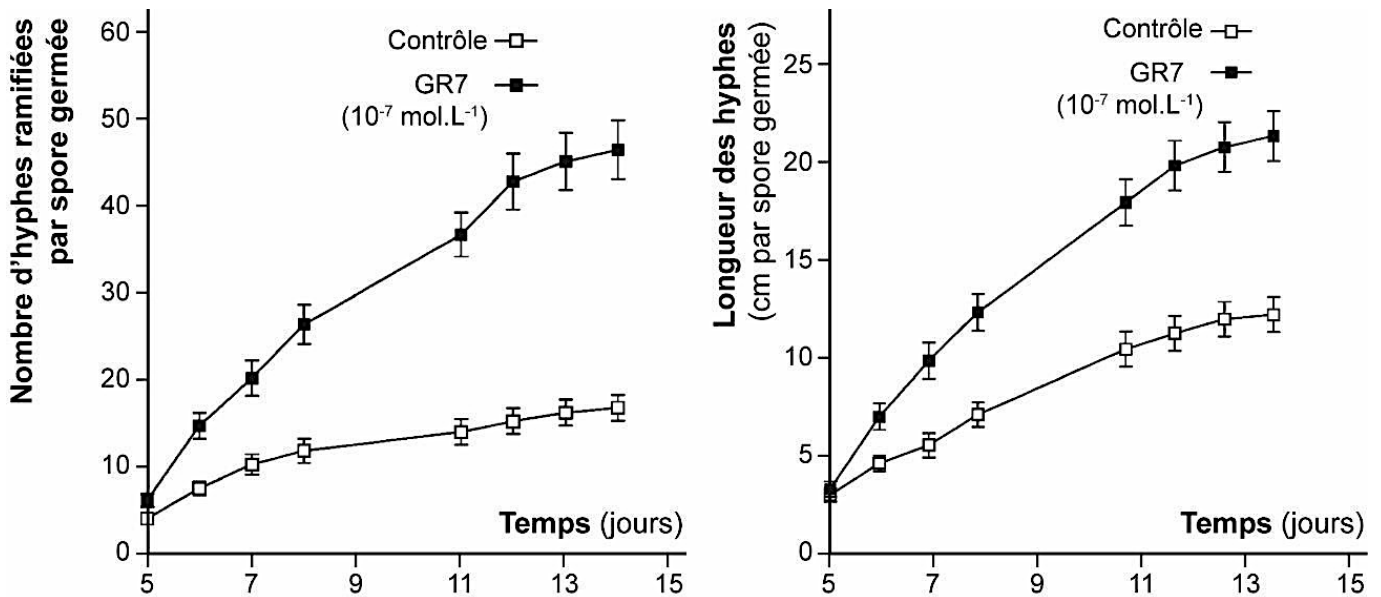


Figure 3 - Cinétiques de croissance et de ramification des hyphes du mycète *Gigaspora rosea* selon l'exposition à la strigolactone GR7 (concentration =  $10^{-7}$  mol.L<sup>-1</sup>). Chaque point est la moyenne établie à partir de 20 individus.

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

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

## 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   | ∅                            |
| 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*.

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.

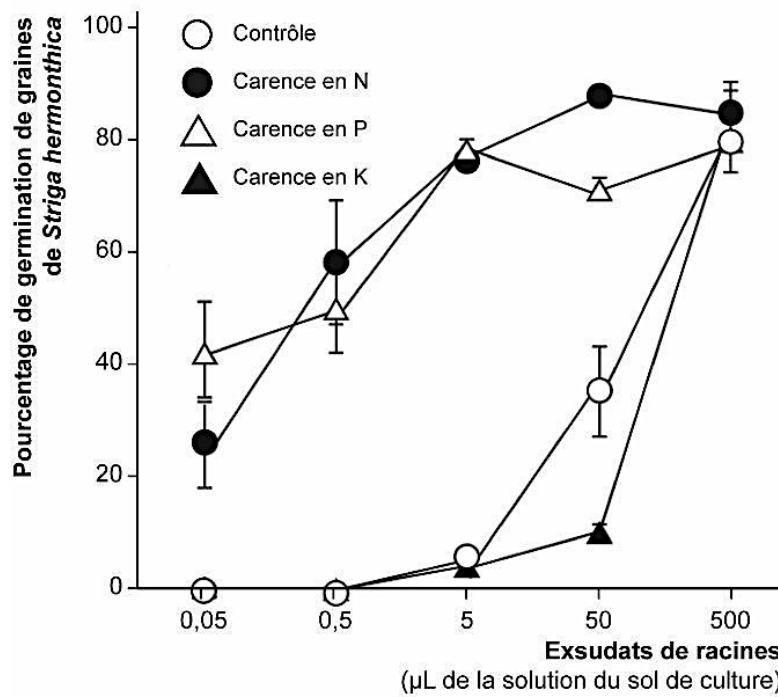


Figure 5 - Germination de graines de *Striga* présentes dans un sol recevant différentes quantités de solutions de sol cultivé avec du Sorgho dans différentes conditions de carence.

Question 6 – Identifier le témoin manquant à cette analyse.

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

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

Question 9 – Faire un schéma-bilan résumant les conclusions du thème 2.

## Thème 3 – Le phosphate et les végétaux

### 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.

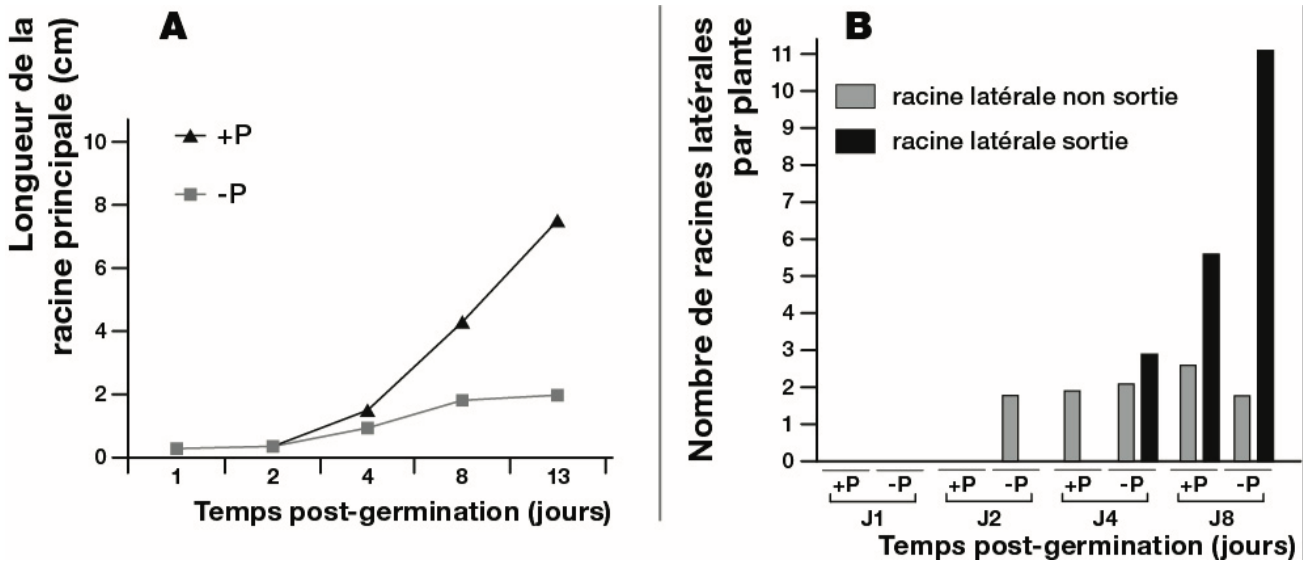
| Horizon | Épaisseur (cm) | pH  | C (%) | N total ( $\text{g.kg}^{-1}$ ) | P total ( $\text{mg.kg}^{-1}$ ) | P disp ( $\text{mg.kg}^{-1}$ ) | K disp ( $\text{mg.kg}^{-1}$ ) | Ca disp ( $\text{cmol.kg}^{-1}$ ) |
|---------|----------------|-----|-------|--------------------------------|---------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|-----------------------------------|
| 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.

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.

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 contrôle, 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>.

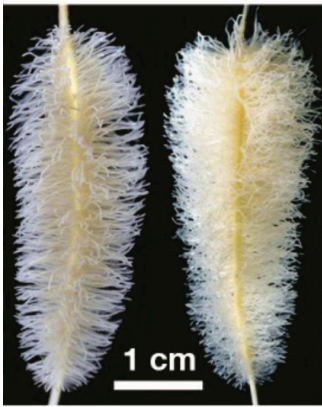
Question 3 – Analyser le document 2 afin d'expliquer la réaction du végétal à un sol pauvre en phosphate.

### 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).

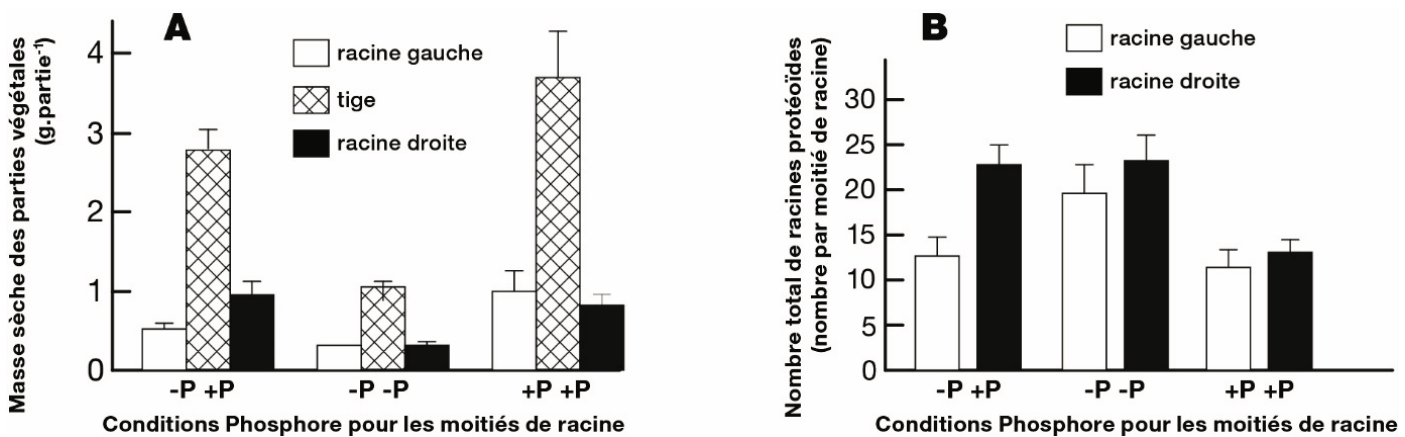


| Pi ajouté ( $\mu\text{mol.L}^{-1}$ ) | Nombre de racines protéoïdes par plante | Masse sèche de la tige (g) |
|--------------------------------------|---|----------------------------|
| 0                                    | $32,2 \pm 4,5$                          | $2,5 \pm 0,2$              |
| 1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

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.

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