

BACCALAUREAT BLANC

SESSION 2023

SPECIALITE SCIENCES DE LA VIE ET DE LA TERRE

Durée de l'épreuve : 3h30

Vous n'oublierez pas d'indiquer sur votre copie :

- Votre nom et votre prénom**
- Votre classe**

L'usage de la calculatrice n'est pas autorisé.

*Dès que le sujet vous est remis, assurez-vous qu'il est complet.
Ce sujet comporte 4 pages, numérotées de 1 à 4.*

Le candidat traitera les deux exercices proposés.

EXERCICE 1 : Mitose et méiose

Mitose et méiose sont deux modalités de division cellulaire chez les êtres vivants.

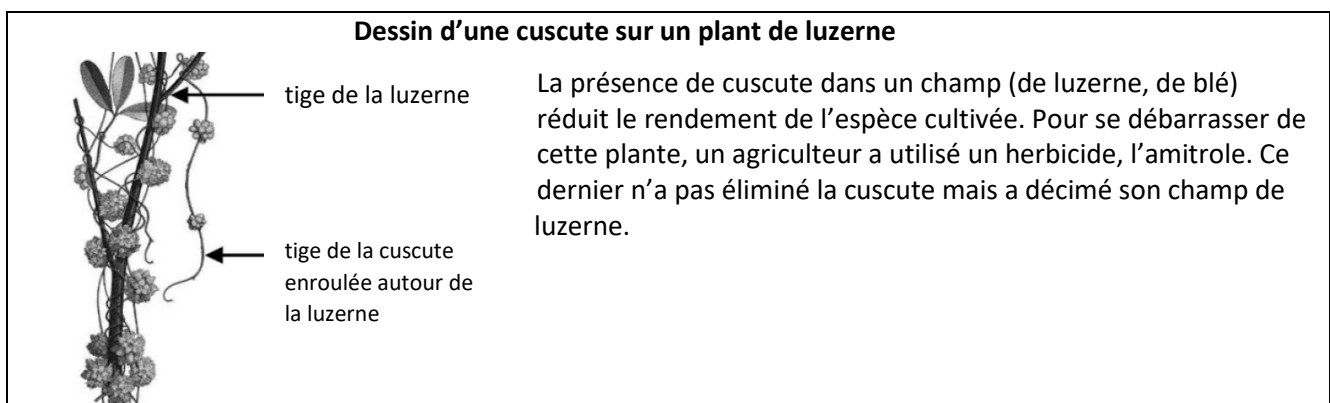
QUESTION :

Montrer comment les modalités de la mitose et de la méiose ont des conséquences différentes sur les populations cellulaires qui en sont issues.

Vous rédigerez un texte argumenté. On attend des arguments pour appuyer l'exposé comme des observations, des exemples.... Votre argumentation s'appuiera sur des schémas explicatifs judicieusement choisis.

EXERCICE 2 : Organisation fonctionnelle et production de matière organique des plantes à fleurs

Les cuscutes sont des plantes à fleur qui se développent en formant des tiges fines qui s'enroulent autour d'autres végétaux. L'observation attentive d'un plant de cuscute montre qu'il n'y a pas de contact entre la cuscute et le sol, elle n'a donc pas d'appareil racinaire. Il existe plus de 100 espèces de cuscute dans le monde. Une espèce de cuscute en particulier, *Cuscuta campestris*, est un parasite des espèces végétales cultivées comme la luzerne.

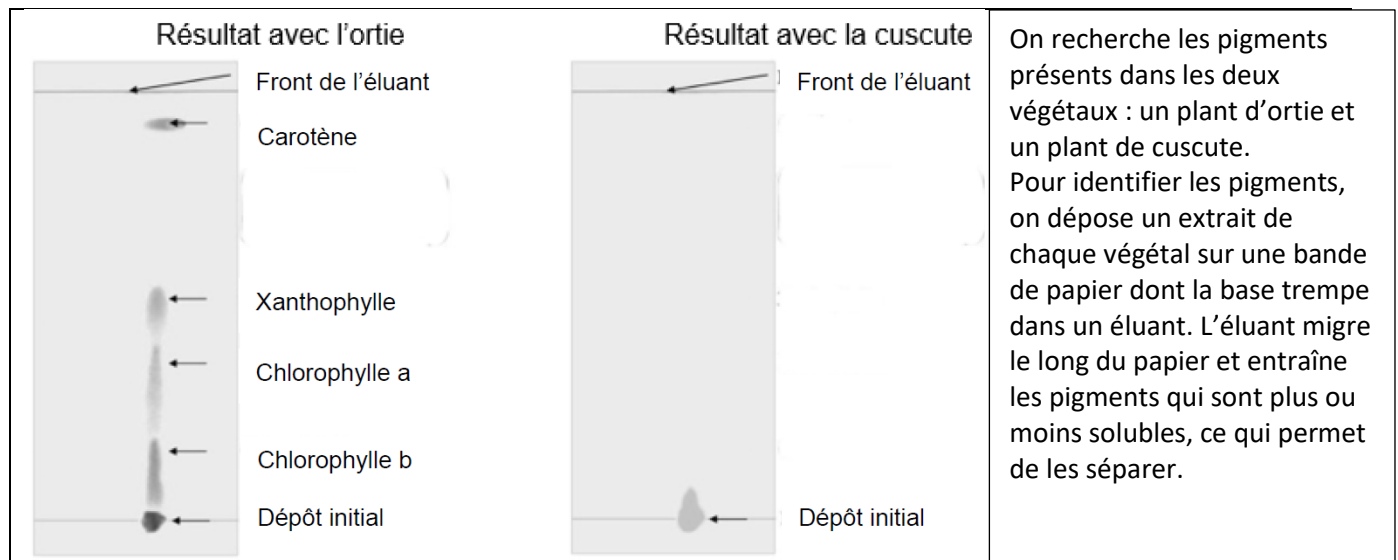


QUESTION :

A l'aide des documents et de vos connaissances, montrer que la cuscute présente un mode de nutrition différent des autres plantes et expliquer pourquoi l'utilisation de l'amtrole comme herbicide est contreproductif.

Vous organiserez votre réponse selon une démarche de votre choix intégrant des données issues des documents et les connaissances complémentaires nécessaires.

Document 1 Résultats de chromatographies effectuées avec des feuilles d'ortie et des cuscutes



Document 2 Les conditions permettant l'incorporation de CO₂

Lors de la phase chimique de la photosynthèse, le cycle de Calvin correspond à une réduction du CO₂. Les réactions qui le constituent nécessitent la présence de molécules produites au cours de la phase photochimique.

Pour déterminer les conditions nécessaires à l'incorporation du CO₂, Arnon (1958) réalise des expériences : il prépare, à partir de chloroplastes, des milieux contenant uniquement du stroma. Il place ces milieux dans différentes conditions puis introduit des molécules de CO₂ radioactives ¹⁴CO₂. Il mesure alors la quantité de ¹⁴CO₂ fixé.


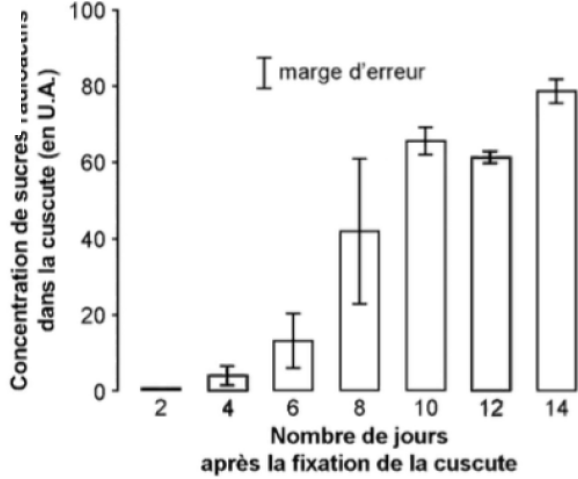
Expérience d'Arnon

Contenu du milieu	Quantité de CO ₂ fixé dans le stroma, mesurée en coups par minute
Stroma à l'obscurité	4000
Stroma à l'obscurité en présence de thylakoïdes ayant séjourné précédemment à la lumière	96 000
Stroma à l'obscurité en présence d'ATP et de transporteurs d'hydrogène réduits (RH2)	96 000

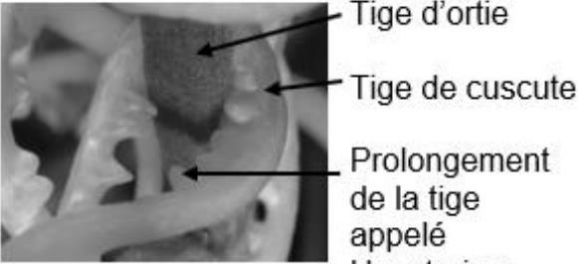
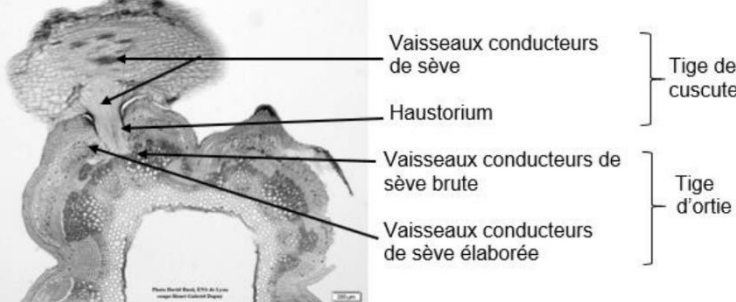
Remarque : les chloroplastes utilisés proviennent de feuilles de plantes comme l'ortie, la luzerne, l'épinard, le blé...

Document 3 Suivi des produits de la photosynthèse

Dans cette expérience, on utilise des plants de luzerne sur lesquels peut se développer la cuscute.

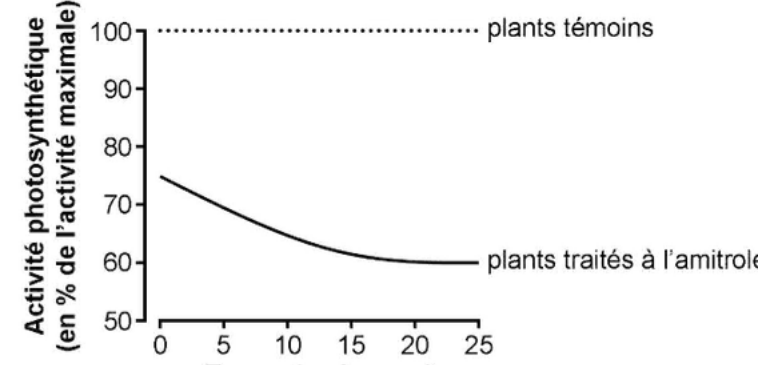
Doc.3A Protocole expérimental (les plantes sont éclairées de façon optimale dans les deux cas).	Doc.3B Résultats des mesures de radioactivité chez la cuscute																
<p>2. On place durant plusieurs heures un plant de luzerne dans une enceinte dont l'air contient du CO₂ radioactif (¹⁴CO₂).</p> <p>1. Le plant de luzerne est ensuite placé dans une enceinte dont l'air ne contient pas de CO₂ radioactif. Puis on fixe une cuscute sur la luzerne.</p> 	 <p>Concentration de sucres dans la cuscute (en U.A.)</p> <p>Nombre de jours après la fixation de la cuscute</p> <p>marge d'erreur</p> <table border="1"> <caption>Data for Doc.3B</caption> <thead> <tr> <th>Nombre de jours</th> <th>Concentration de sucres (en U.A.)</th> </tr> </thead> <tbody> <tr><td>2</td><td>0</td></tr> <tr><td>4</td><td>~5</td></tr> <tr><td>6</td><td>~15</td></tr> <tr><td>8</td><td>~42</td></tr> <tr><td>10</td><td>~65</td></tr> <tr><td>12</td><td>~60</td></tr> <tr><td>14</td><td>~80</td></tr> </tbody> </table>	Nombre de jours	Concentration de sucres (en U.A.)	2	0	4	~5	6	~15	8	~42	10	~65	12	~60	14	~80
Nombre de jours	Concentration de sucres (en U.A.)																
2	0																
4	~5																
6	~15																
8	~42																
10	~65																
12	~60																
14	~80																

Document 4 Photographies à différentes échelles d'une cuscute en contact étroit avec une ortie

Doc. 4A Détail du contact entre la tige de cuscute et la tige d'ortie	Doc. 4B Observation microscopique au niveau d'un haustorium
 <p>Tige d'ortie</p> <p>Tige de cuscute</p> <p>Prolongement de la tige appelé Haustorium</p>	 <p>Vaisseaux conducteurs de sève</p> <p>Haustrorium</p> <p>Vaisseaux conducteurs de sève brute</p> <p>Vaisseaux conducteurs de sève élaborée</p> <p>Tige de cuscute</p> <p>Tige d'ortie</p>

Remarque : la cuscute envahit les autres espèces végétales de la même manière. L'haustorium est une sorte de suçoir.

Document 5 Les effets d'un herbicide, l'amirole

Doc. 5A Effet de l'amirole sur la photosynthèse	Doc. 5B Culture de grains de blé germés sur du papier filtre imprégné d'amirole à différentes concentrations.												
<p>On mesure l'activité photosynthétique chez des plants de blé 2h après un traitement à l'amirole et chez des plants non traités. Pendant toute la durée de l'expérience les plants sont maintenus à la lumière.</p>  <p>Activité photosynthétique (en % de l'activité maximale)</p> <p>Temps (en heures)</p> <p>plants témoins</p> <p>plants traités à l'amirole</p>	<table border="1"> <thead> <tr> <th>Concentration en amirole (en mol.L⁻¹)</th> <th>Taille des jeunes plants (en mm)</th> <th>Quantité de chlorophylles par plant (en µg)</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>0 = témoins</td> <td>106,5</td> <td>56,6</td> </tr> <tr> <td>4.10⁻⁵</td> <td>77,5</td> <td>7,3</td> </tr> <tr> <td>2.10⁻⁴</td> <td>38,3</td> <td>1,7</td> </tr> </tbody> </table> <p>On mesure la taille et la concentration en chlorophylle de jeunes plants de blé 12 jours après leur mise en culture.</p>	Concentration en amirole (en mol.L ⁻¹)	Taille des jeunes plants (en mm)	Quantité de chlorophylles par plant (en µg)	0 = témoins	106,5	56,6	4.10 ⁻⁵	77,5	7,3	2.10 ⁻⁴	38,3	1,7
Concentration en amirole (en mol.L ⁻¹)	Taille des jeunes plants (en mm)	Quantité de chlorophylles par plant (en µg)											
0 = témoins	106,5	56,6											
4.10 ⁻⁵	77,5	7,3											
2.10 ⁻⁴	38,3	1,7											