

Task 2

# OCEAN

11th of May 2017



COUNTRY:

TEAM:

## Instructions générales

### **Vous avez 4 heures pour terminer votre travail.**

**Porter la blouse et les lunettes de protection à tout moment dans le laboratoire.**

**Il est interdit de boire ou manger au laboratoire.**

Il est fortement recommandé de porter des gants et des lunettes quand on manipule des produits chimiques.

Toutes les feuilles utilisées (brouillons inclus) doivent être rendues à la fin de l'épreuve.

Tous les résultats doivent être notés sur la feuille de réponses bleue.

Tous vos graphes doivent être joints avec la feuille de réponses bleue.

**Impression via LoggerPro : Assurez-vous d'écrire votre pays et votre équipe en bas de page avant l'impression. Vous pouvez récupérer vos impressions auprès de l'assistant de laboratoire.**

**Après, vous pouvez directement annoter à la main sur vos feuilles imprimées**

**Seules les feuilles de réponses bleues et les graphes joints seront notés !**

La tâche 2 est composée de 3 expériences.

Expérience 1 : 34 points

Expérience 2 : 32 points

Expérience 3 : 34 points

Total : 100 points

## Introduction

Njord est un pisciculteur qui élève des poissons dans le Cattégat. Il a des journées chargées à s'occuper de l'entreprise familiale et reçoit de l'aide de sa fille Freja, âgée de 16 ans.

Récemment, Njord a décidé de produire localement la nourriture pour élever ses poissons, à partir de microalgues fraîches, au lieu de devoir l'acheter. Les algues se développent par photosynthèse et ont besoin d'eau, de dioxyde de carbone, de lumière et de nutriments. Ces nutriments peuvent être coûteux. Cela coûte beaucoup d'énergie pour supprimer l'azote de l'atmosphère et le phosphore doit être miné et les stocks seront épuisés un jour. Une alternative à ces ressources est l'utilisation d'eaux usées, qui ont besoin d'être purifiées de ces composés avant d'être rejetées dans l'environnement. Les eaux usées traitées de manière anaérobie possèdent des teneurs élevées en azote (N) et en phosphore (P) mais très peu de carbone organique résiduel, ce qui en fait un bon milieu de culture pour les algues.

Un jour, Freja est venue aider son père et elle a vu qu'il avait acheté un kit de photobioréacteurs expérimentaux remplis avec des eaux usées. Un panneau de LEDs les éclairait.

**IMPORTANT : Notez que la partie B possède des étapes relativement longues. Il est conseillé qu'un de vous lise attentivement cette partie et commence directement cette manipulation !**



Le Cattégat, la mer entre le Danemark et la Suède.

# 1. Mesures de la production d'algues et du traitement des eaux usées par spectrophotométrie.

Njord a commencé à pomper les eaux usées de son réacteur vers les photobioréacteurs d'algues à un rythme régulier. Il a laissé les LEDs allumées et les a oubliées quand il est parti pêcher du poisson dans le Cattégat. À son retour, il a remarqué que des algues s'étaient développées dans son réacteur et qu'elles attendaient dans le grand réservoir qu'il avait construit pour récolter l'effluent. Ne sachant pas comment analyser ce qu'il s'est passé, il a appelé Freja et lui a demandé :

- A. Quelle quantité d'algues a été produite ?**
- B. Quelle quantité de caroténoïdes est produite par les algues ?**
- C. Quelle quantité de nutriments provenant des eaux usées les algues ont-elles consommée ? Est-ce que c'est rentable ?**

Freja est arrivée et a observé le système. Elle a aussi mis en place un énorme récipient en plastique et a attendu une heure pour remarquer que 21,5 L de la culture d'algues en suspension sont sortis du réacteur. Elle suppose que la masse volumique est de 1 kg/L. Elle a ensuite récolté quelques échantillons pour faire des mesures dans son école. Elle les a étiquetés :

- Échantillon 1 : "Affluent" – l'eau usée entrant dans le photobioréacteur.
- Échantillon 2 : "Effluent" – la solution contenant les algues sortant du photobioréacteur.

Maintenant, vous devez aider Freja à comprendre comment répondre aux questions de Njord, en utilisant les outils mis à sa disposition, en particulier la spectrophotométrie.

Un spectrophotomètre est un appareil où la lumière à une longueur d'onde choisie est détectée après un passage au travers d'une cuvette contenant un échantillon. La quantité de lumière absorbée par l'échantillon est appelé Absorbance (A).

$$A = -\log_{10} \frac{I}{I_0}$$

$I_0$  est l'intensité de la lumière incidente et  $I$  est l'intensité de la lumière transmise.

L'absorbance est proportionnelle à la concentration de l'échantillon (C), à l'épaisseur de la cuvette (d), et au coefficient d'extinction molaire spécifique à la molécule ( $\epsilon$ ). La plupart du temps, des cuvettes de 1,00 cm d'épaisseur  $d$  sont utilisées.

$$A = \epsilon \cdot C \cdot d$$

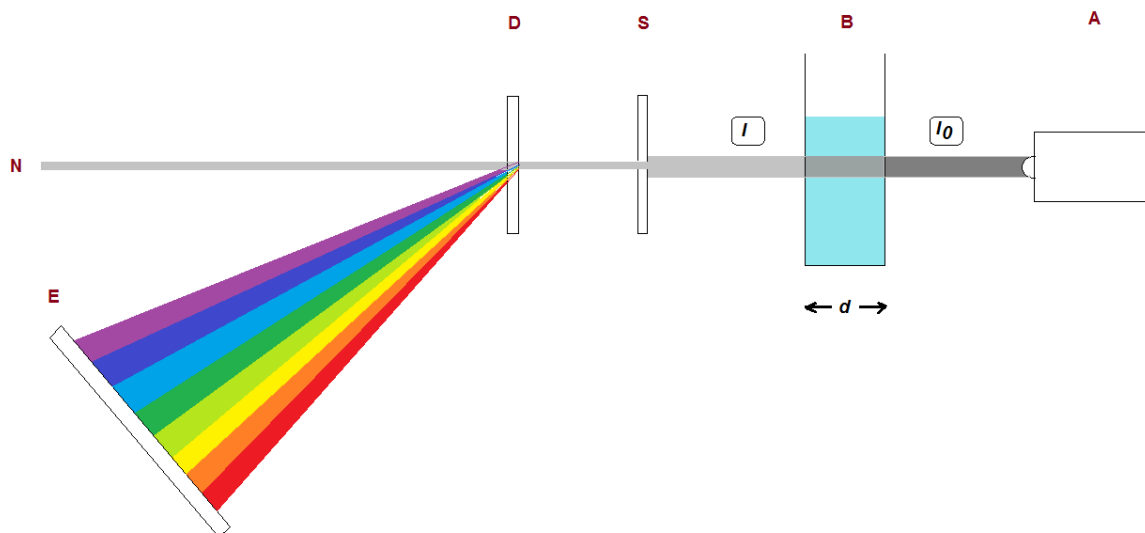


Figure 1.1. Schéma d'un spectrophotomètre.

- De droite à gauche :
- A. Source lumineuse / Lampe
  - B. Cuvette
  - S. Fente
  - D. Réseau de diffraction
  - N. Faisceau direct (pas utilisé)
  - E. Détecteur

Une photo montrant l'intérieur du spectrophotomètre est fournie dans l'annexe B. Notez que le réseau de diffraction est paramétré pour augmenter la résolution, de sorte que la fente n'est pas visible.

## Matériel

### Partagé entre les équipes

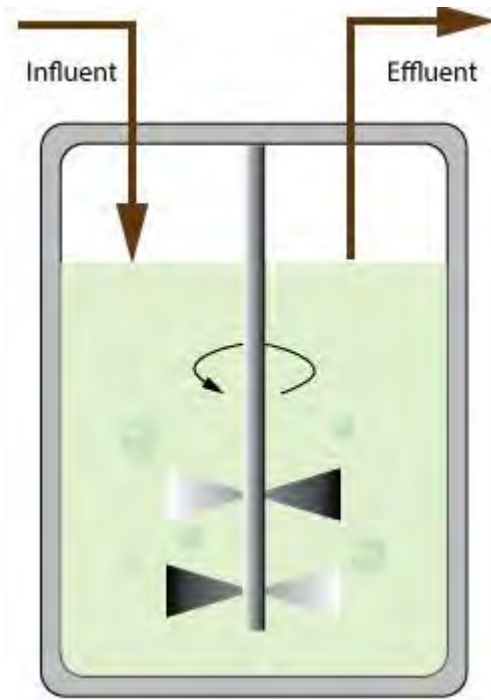
- Réchaud avec blocs chauffants réglés à 60 °C
- Récipient de glace
- Congélateur
- Pelle à glace

### À chaque poste

- Ordinateur avec LoggerPro
- Calculatrice
- Spectrophotomètre avec fibre optique SpectroVis pour émission de lumière
- Tissu noir pour le spectrophotomètre
- Centrifugeuse pour tubes de 2 mL (+ instructions)
- Vortexeur (pour mélanger)
- Source de lumière blanche
- 4 rangements pour tubes de 50/15/2 mL
- Papier à lunettes pour nettoyer les cuvettes
- 2 chronomètres
- Pissette d'eau désionisée
- Bol de glace
- Poubelle à substances solides
- Bidon de récupération des liquides organiques et inorganiques
- Bécher en plastique de 250 mL
- Distributeur de mouchoirs en papier
- Savon
- Lunettes de protection

### Pour chaque équipe

- Une boîte contenant :
  - Kit « Visocolor school » pour la détermination de l'ammonium et du phosphate
  - Flacons en verre (3) avec couvercle noir
  - Cuillère en plastique noir
- Bouteille en verre contenant 50 mL d'eau usée de l'affluent (« **influent** »)
- Bouteille en verre contenant 50 mL d'eau usée + algues de l'effluent (« **effluent** »)
- Tubes à centrifuger
  - 2 tubes gradués de 50 mL (attention à la marque des 50 mL)
  - 6 tubes gradués de 15 mL
  - 16 tubes gradués de 2 mL
- Cuvettes, épaisseur de 1,00 cm
  - 16 cuvettes de 4,5 mL
  - 4 cuvettes de 1,5 mL
- 20 pipettes en plastiques de 1,0 mL (graduées en 0,25 mL)
- Une bouteille plastique de 25 mL d'éthanol à 96%
- Boîte à LEDs
- Règle de 20 cm
- 3 crayons
- Bloc-notes de brouillon
- Marqueur indélébile noir
- Gants de protection



**Figure 1.2. Diagramme simplifié du flux.**

**Pour ces exercices, on peut se limiter à l'affluent et à l'effluent.**

Un schéma détaillé d'un réacteur d'algues à échelle du laboratoire est fourni dans l'annexe A1.

## A. Quelle quantité d'algues a été produite ?

Quand les techniciens spécialisés en algues se posent cette question, ils veulent un résultat exprimé en masse sèche d'algues par volume de photobioréacteur par unité de temps. Généralement, le  $\text{g}\cdot\text{L}^{-1}\text{ jour}^{-1}$  est utilisé. On appelle ce terme la productivité volumétrique (VP). Dans un réacteur à flux constant, la productivité volumétrique peut facilement être calculée en multipliant le facteur de dilution (D) par la concentration en algues :

$$VP = D \cdot D_w ;$$

avec D, le facteur de dilution, exprimé en  $\text{jour}^{-1}$  et  $D_w$ , la concentration massique en algues, exprimée en g/L.

Le facteur de dilution peut être mesuré de la façon suivante, que Freja a trouvée sur Wikipédia :

### Facteur de dilution - Wikipédia

À un flux constant, le taux de croissance ( $\mu$ ) spécifique d'un microorganisme est égal au facteur de dilution. Le facteur de dilution est défini comme le flux moyen (F, en L/heure) divisé par le volume de culture (V) dans le bioréacteur :

$$D = \frac{\text{Flux moyen}}{\text{Volume de culture}} = \frac{F}{V}$$

### Question 1.1

Étant donné que Freja a collecté 21,5 L/heure d'effluent et que le réacteur a un volume de 400 L, quel est le facteur de dilution, exprimé en jour<sup>-1</sup> ?

- *Détailler les calculs et écrire votre réponse sur la feuille de réponses, case 1.1.*

La spectrophotométrie est couramment utilisée par les biotechniciens comme une manière rapide de mesurer la masse sèche d'une biomasse dans un système. Puisque les cellules absorbent et diffusent la lumière, la mesure faite n'est pas parfaite. Vous devez donc vous assurer que la solution n'est pas trop concentrée. C'est plus rapide que filtrer, sécher et peser la biomasse. La première étape est de calculer la concentration en masse sèche ( $D_w$ ) en g/L, en mesurant l'absorbance à 750 nm ( $A_{750}$ ), à l'aide d'une formule que Freja vous a fournie :

$$D_w = 0.4561 \text{ (g/L)} \times A_{750}$$

### Mesure de l'absorbance

Allumez et calibrez le spectrophotomètre avec de l'eau désionisée.

### Question 1.2

Enregistrez un spectre d'absorbance complet (pour toutes les longueurs d'onde du visible) de la suspension d'algues dans l'eau d'effluent. Utilisez une cuvette de 1,00 cm d'épaisseur ; voir **Figure 1.1**. Sauvegardez ce spectre à partir du menu « File », votre équipe en aura besoin dans la question 2.3.

Mesurez l'absorbance des algues de l'effluent à 750 nm **dans une cuvette de 1,00 cm d'épaisseur**.

**Pensez à convenablement homogénéiser votre échantillon avant la mesure, étant donné que les algues se déposent très rapidement.**

- *Écrire votre mesure sur la feuille de réponses, case 1.2.*

Utilisez la formule pour calculer la concentration massique en algues (en g/L).

- *Détailler vos calculs et écrire votre réponse sur la feuille de réponses, case 1.2.*

### Question 1.3

Quelle quantité d'algues a été produite ? En d'autres termes, quelle est la productivité volumétrique en g·L<sup>-1</sup>·jour<sup>-1</sup> ?

- *Détailler vos calculs et écrire votre réponse sur la feuille de réponses, case 1.3.*

### Question 1.4

Quelle quantité d'algues le réacteur produirait-il s'il fonctionnait au même rythme pendant un an ? (Détaillez vos calculs)

- *Détailler vos calculs et écrire votre réponse sur la feuille de réponses, case 1.4.*



## B. Quelle quantité de caroténoïdes est produite par les algues ?

Beaucoup de raisons pour lesquelles les poissons sont considérés comme une nourriture saine est qu'ils mangent des organismes qui mangent des algues. Beaucoup d'algues contiennent des caroténoïdes, des pigments photo-auxiliaires. Les caroténoïdes, en particulier l'astaxanthine, constituent une petite partie du régime du saumon, c'est pourquoi ils donnent la belle couleur rose-rouge mais sont une part importante du coût. Comme anti-oxydants forts, ces molécules sont également considérées comme une partie saine du régime humain. Comme les chlorophylles et les caroténoïdes absorbent la lumière à environ 450-500 nm ([figure 1.3](#)), il peut être difficile de mesurer les caroténoïdes directement dans les extraits cellulaires. Par conséquent, les scientifiques ont développé des moyens d'estimer le contenu des caroténoïdes en comparant les pics aux différentes longueurs d'ondes.

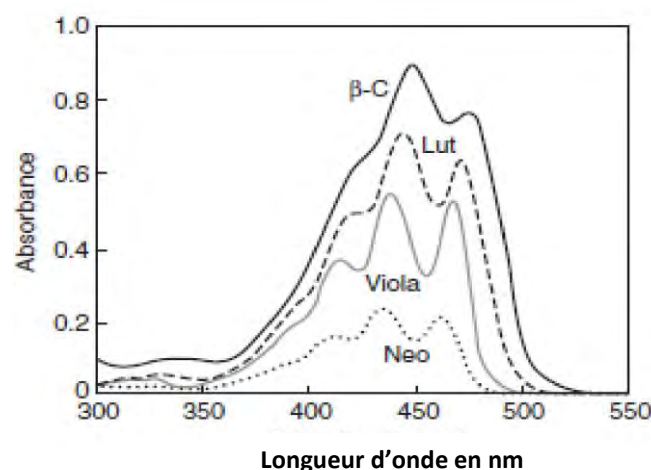
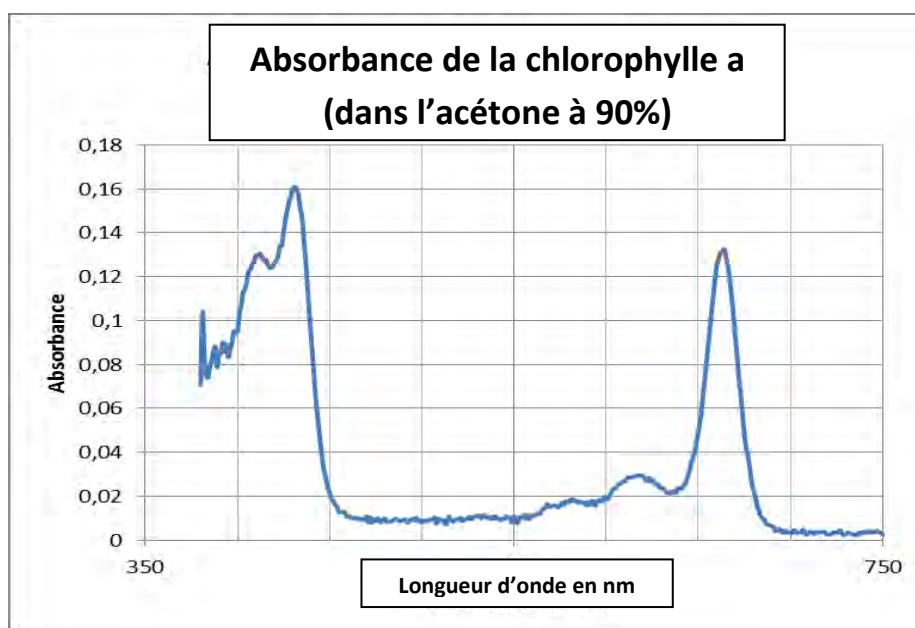


Figure 1.3. Les spectres d'absorption de la chlorophylle a dans l'acétone par rapport aux caroténoïdes bêta-carotène, la lutéine, la violaxanthine et la néolaxanthine (de Lichtenhaler et Buschmann, 2001).

Suivez le protocole ci-dessous pour extraire et mesurez les pigments :

**Soyez conscient que cette expérience peut créer des bouchons aux instruments et prend du temps**

### Protocole

1. Equilibrez le plateau de la centrifugeuse. Pour cela, Il faut placer en face de chaque tube à centrifuger un autre tube de même masse, de sorte que le poids soit également réparti sur le plateau. Regardez les instructions fournies pour la centrifugeuse.
2. Centrifugez 2 mL de culture (effluent) à 6000 tr/min pendant 5 minutes.
3. Retirez et jetez le surnageant sans perdre le dépôt. Faites attention : le dépôt à récupérer peut être sur un côté du tube.
4. Ajoutez 2 mL d'éthanol à 96% au dépôt. Agitez et mélangez le tube pour commencer à dissoudre le dépôt.
5. Tenez fermement le tube sur le mélangeur Vortex pendant 5 minutes tout en appuyant pour mettre en marche l'agitation et pour dissoudre complètement le dépôt.
6. Incubez le mélange à 60 °C dans le bloc chauffant pendant 40 minutes. Ensuite, placez-le dans le congélateur ou un bain de glace pendant 15 minutes.
7. Centrifugez à nouveau.
8. Transférez le surnageant dans une cuvette, en veillant à ne pas perturber le dépôt, et insérez la cuvette dans le spectrophotomètre dans la bonne orientation pour laisser passer la lumière à travers le 1,00 cm d'épaisseur de la cuvette. Mesurez les absorbances pour les différentes longueurs d'onde ( $\lambda = 470 \text{ nm} ; 649 \text{ nm} ; 664 \text{ nm}$ ).



Utilisez les équations ci-dessous pour calculer les concentrations de chlorophylle a ( $c_a$ ), de chlorophylle b ( $c_b$ ) et de caroténoïdes totaux ( $c_{(x+c)}$ ) :

***Dans une solution avec de l'éthanol à 96 % :***

$$c_a = (13,36 \text{ mg/L}) \times A_{664} - (5,19 \text{ mg/L}) \cdot A_{649}$$

$$c_b = (27,43 \text{ mg/L}) \times A_{649} - (8,12 \text{ mg/L}) \cdot A_{664}$$

$$c_{(x+c)} = ((1000 \text{ mg/L}) \cdot A_{470} - 2,13 c_a - 97,64 c_b)/209$$

Avec  $A_{470}$  : l'absorbance mesurée à 470 nm ;

$A_{649}$  : l'absorbance mesurée à 649 nm ;

$A_{664}$  : l'absorbance mesurée à 664 nm.

#### Question 1.5

Quelles valeurs avez-vous mesuré pour  $A_{470}$  ;  $A_{649}$  et  $A_{664}$  ?

➤ *Ecrire les mesures sur la feuille de réponses, case 1.5.*

#### Question 1.6

Qu'avez-vous calculé pour  $c_a$ ,  $c_b$ , et  $c_{(x+c)}$  ?

➤ *Ecrire les calculs et les réponses sur la feuille de réponses, case 1.6.*

### Question 1.7

Quelle quantité de chlorophylle (a+b) et de caroténoïdes les algues contiennent-elles en mg par gramme de masse sèche ?

➤ *Ecrire les calculs et les réponses sur la feuille de réponses, case 1.7.*

### Question 1.8

Quels sont les taux de production de ces molécules ?

➤ *Ecrire les calculs et les réponses dans la feuille de réponses, case 1.8.*

## C. Quelle quantité de nutriments provenant des eaux usées les algues ont-elles consommée ? Est-ce que c'est rentable ?

Pour répondre à cela, Freja reçoit deux kits de tests colorimétriques simples que lycée avait dans un placard et suit les instructions. On va déterminer les teneurs en azote (N) et en phosphore (P) à la fois dans les eaux affluentes (entrantes) et les effluentes (sortantes).

Remarque : Les concentrations en éléments N et P dans l'affluent fourni diffèrent des concentrations dans les eaux usées normales, afin de faciliter l'expérience.

Centrifugez au moins 4 échantillons de 2 mL d'effluent pour éliminer les algues. Gardez le surnageant pour les tests. Le dépôt d'algues n'est pas nécessaire.

### Analyse des ions ammonium

Diluez l'affluent 50 fois avant l'analyse, à l'aide d'une pipette plastique et d'un flacon en plastique gradué de 50 mL, faites attention au trait de 50 mL. L'effluent n'a pas besoin de dilution.

1. Introduisez avec une pipette en plastique, 5 mL de l'échantillon dans le flacon en verre avec un couvercle noir (jusqu'au trait 5 mL)
2. Ajoutez 10 gouttes de réactif 1 :  $\text{NH}_4\text{-1}$
3. Bouchez le flacon et agitez
4. Ajoutez une cuillère (en plastique noir) de réactif 2 :  $\text{NH}_4\text{-2}$  (la cuillère est dans le kit)
5. Bouchez le flacon et agitez jusqu'à dissolution de la poudre
6. Attendez 5 minutes
7. Ouvrez le flacon et ajoutez 4 gouttes de réactif 3 :  $\text{NH}_4\text{-3}$
8. Bouchez le flacon et agitez
9. Attendez 7 minutes
10. Mesurez l'absorbance à 700 nm et notez sa valeur sur la feuille de réponses, case 1.9
11. Utilisez la courbe d'étalonnage (**figure 1.4**) pour déterminer la concentration

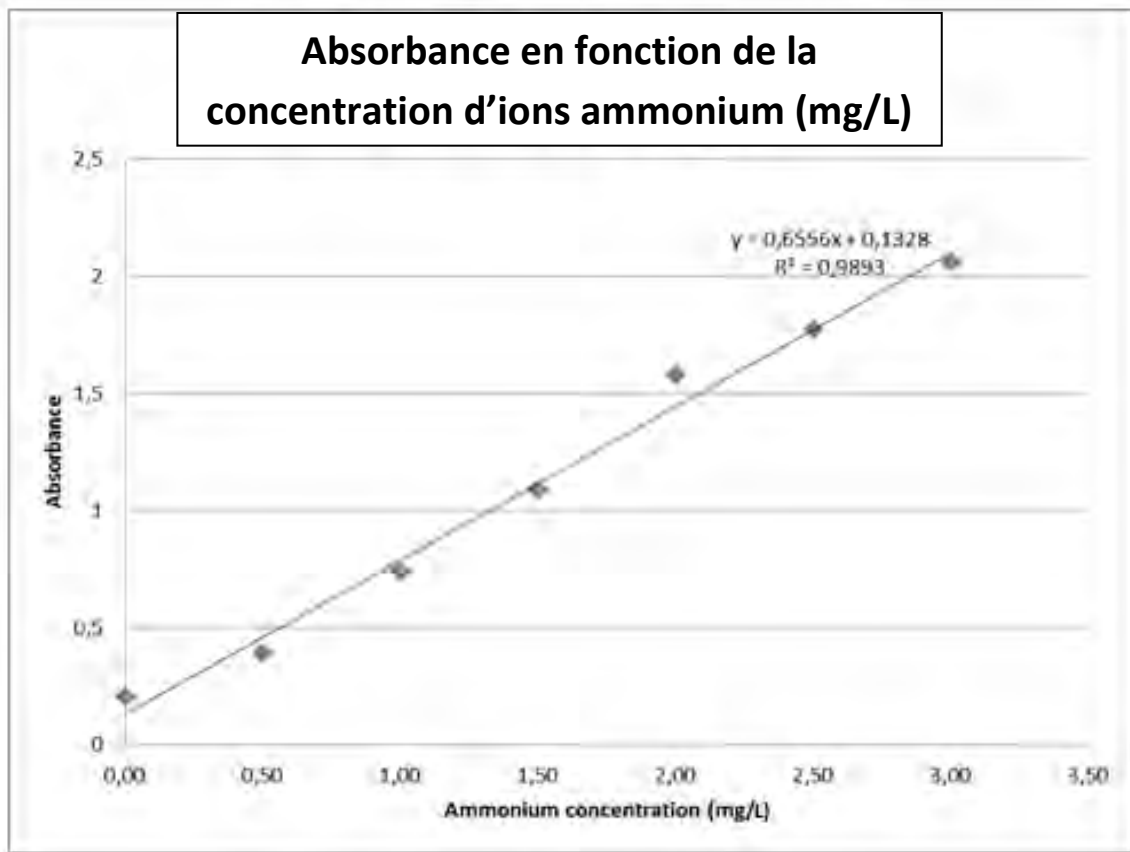


Figure 1.4. Courbe d'étalonnage montrant la corrélation entre Absorbance-Concentration en Ammonium.

### Question 1.9

Quelle concentration (voir feuille de réponses) en ions  $NH_4^+$  avez-vous déterminée pour l'affluent ?

Quelle concentration (voir feuille de réponses) en ions  $NH_4^+$  avez-vous déterminée pour l'effluent ?

Quel est le pourcentage de perte en  $NH_4^+$  ?

Quel est le taux de perte (la consommation) en ions  $NH_4^+$  exprimé en  $mg \cdot L^{-1} \cdot jour^{-1}$  ?

➤ *Ecrire les calculs et les réponses sur la feuille de réponses, case 1.9.*

### Analyse des ions Phosphate

Comme les affluents et les effluents d'origine sont trop concentrés en ions phosphate  $PO_4^{3-}$ , il faut diluer les échantillons d'affluents et d'effluents 10 fois avant de commencer le test. Faites la dilution et procédez comme au-dessus : prélevez 1 mL de l'échantillon avec une pipette plastique, les introduire dans un flacon en plastique gradué de 15 mL et remplissez jusque 10 mL. Assurez-vous de rincer et de sécher correctement les flacons avant chaque nouvelle utilisation.

1. A l'aide d'une pipette en plastique, introduisez 5 mL d'un échantillon dilué, dans un flacon de verre avec un couvercle jusqu'au trait de 5 mL.
2. Ajouter 6 gouttes de réactif 1 : PO<sub>4</sub> - 1
3. Bouchez le flacon et agitez
4. Ensuite, ajoutez 6 gouttes de réactif 2 : PO<sub>4</sub> - 2
5. Bouchez le flacon et agitez
6. Attendez 10 minutes
7. Mesurez l'absorbance à 700 nm et notez sa valeur sur la feuille de réponses, case 1.10
8. Utilisez la courbe d'étalonnage (**figure 1.5**) pour déterminer la concentration

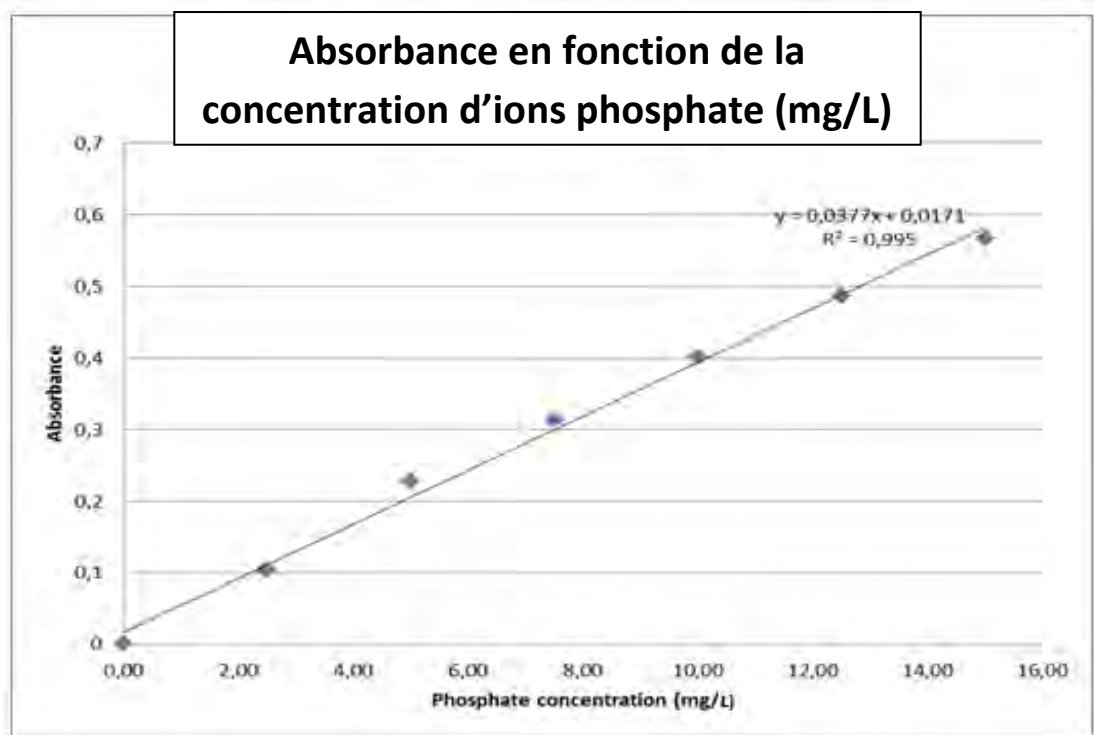


Figure 1.5. Courbe d'étalonnage montrant la corrélation entre Absorbance-Concentration en Phosphate

#### Question 1.10

Quelle concentration (voir feuille de réponses) en ions PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> avez-vous déterminée pour l'affluent ?

Quelle concentration (voir feuille de réponses) en ions PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> avez-vous déterminée pour l'effluent ?

Quel est le pourcentage de perte en PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> ?

Quel est le taux de perte (la consommation) en ions PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> exprimé en  $mg \cdot L^{-1} \cdot jour^{-1}$  ?

➤ *Ecrire les calculs et les réponses sur la feuille de réponses, case 1.10.*

#### Question 1.11

Utilisez le taux de perte des nutriments et la productivité volumétrique (taux de croissance) pour estimer la teneur en N et P des algues.

➤ *Ecrire les calculs et la réponse sur la feuille de réponses, case 1.11.*

### Question 1.12

Quelle est l'économie annuelle exprimée en DKK/ $L_{\text{réacteur}}$  (couronnes danoises par litre de réacteur), compte tenu de la taxe danoise de 5 DKK par kg de  $\text{NH}_4^+$  et de 110 DKK par kg de  $\text{PO}_4^{3-}$  ?

➤ *Ecrire les calculs et la réponse sur la feuille de réponses, case 1.12.*

## 2. Conception d'un système d'éclairage utilisant des LEDs pour la production d'algues.

Après avoir analysé le spectre d'absorbance, Freja demande à son père : « Pourquoi utilises-tu des LEDs à lumière naturelle ? », Njord répond : « Parce que je pense que les algues ont besoin de lumière naturelle pour pousser ! ». « Oui » dit Freja, « C'est très juste mais elles n'ont besoin que d'une partie de cette lumière. »

Comparez vos mesures d'absorption de la **Question 1.2** des algues dans l'eau avec le spectre de la **Figure 1.3** de la chlorophylle a dans l'acétone.

### Question 2.1

Quelles couleurs Freja peut-elle identifier sur la **figure 1.3** comme pertinentes pour la photosynthèse ? Présenter les intervalles de longueurs d'onde pour la *chlorophylle a*. (Remarque : dans l'acétone, ces longueurs d'onde sont décalées par rapport à celles que l'on observerait dans l'eau pour les algues).

➤ *Noter la réponse sur la feuille de réponses, case 2.1.*

Freja poursuit:

« Laisse-moi te démontrer à quel point tu peux réduire ta facture d'électricité en utilisant uniquement la lumière nécessaire. Essayons par exemple avec la partie rouge du spectre ».

### Question 2.2

Quels spectres Freja doit-elle comparer pour son exemple ?

➤ *Cocher la ou les réponse(s) sur la feuille de réponses, case 2.2.*



**Mesures d'absorbance.**  
Spectrophotomètre avec cuvette et connexion à l'ordinateur avec le logiciel LoggerPro.



**Mesures d'émission.**  
Spectrophotomètre avec fibre optique et connexion à l'ordinateur avec le logiciel LoggerPro.

Figure 2.1a



Figure 2.1b. Gros plan du montage de la fibre optique pour la mesure d'émission. Remarquer les flèches de correspondance pour le branchement.



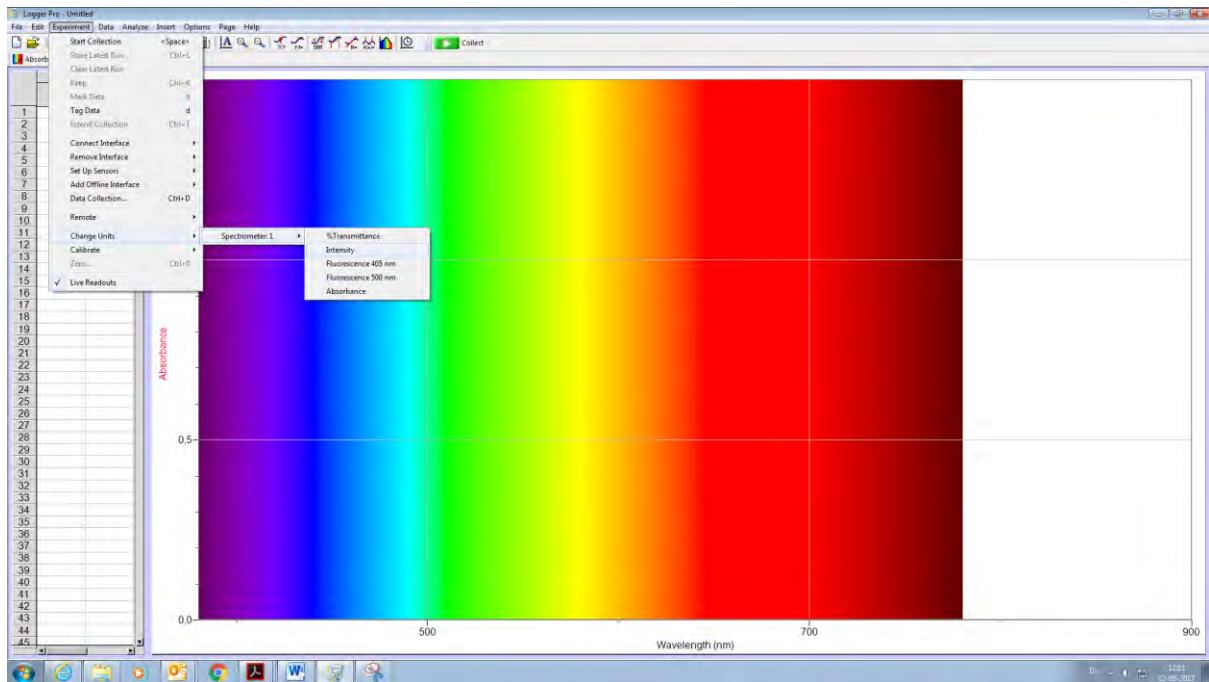


Figure 2.2. Changement de mode sur spectrophotomètre

- Dans le menu “Experiment”, cliquez sur “Change units” pour changer le mode du spectrophotometer.
- Choisissez “Absorption” pour absorption ou “Intensity” pour le spectre d’émission.
- Une photo de l’intérieur du spectrophotomètre est fournie dans l’annexe B.

Mesurez le pic d’absorption de l’algue dans la partie rouge du spectre (ou récupérez le spectre sauvegardé à la question 1.2) ! Gardez le graphe mais modifiez les réglages pour « Intensity » dans LoggerPro (suivez le chemin : Experiment -> Change Units -> ... ). Pour la suite, où vous allez étudier le spectre de la lumière émise par différentes sources, conservez ce réglage. Notez que le graphique d’absorption présente un creux où la lumière est absorbée.

### Question 2.3

Mesurez le pic d’émission de la LED rouge dans la barre de LEDs multicolore ! Présentez ce spectre avec le spectre obtenu à la question 2.2 sur le même graphe avec l’intensité sur l’axe des y<sup>1</sup>.

- *Imprimer le graphe avec le pays et le nom de l’équipe. Le nommer « Graph 2.3 » et le joindre à la feuille de réponses.*

<sup>1</sup> Lorsque vous éclairez le spectrophotomètre avec une lumière de forte intensité, certaines parties de la courbe peuvent être aplaties à cause de la saturation. Vous pouvez éviter cela en réduisant la durée de la mesure (Cliquez sur « Experiment » -> « Set up sensors » -> « Spectrometer »), ou plus simplement en éloignant un peu la source de la sonde (en prenant garde d’éviter toute autre source lumineuse).

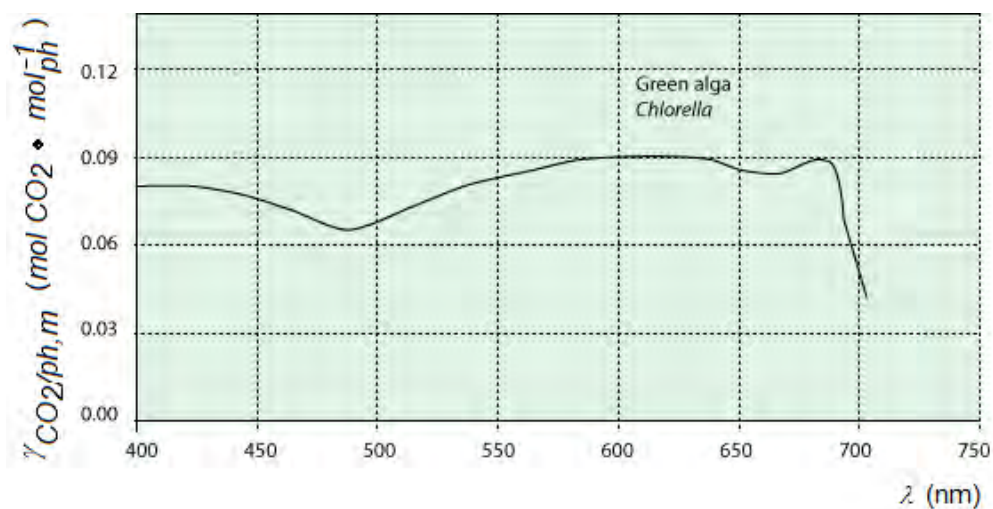
### Question 2.4

De combien de nanomètres la lumière de la LED rouge devrait-elle être déplacée pour correspondre au creux d'absorption du rouge pour les algues ?

- *Noter la réponse sur la feuille de réponses, case 2.4.*
- *Ajouter la lecture des données nécessaires sur le « Graph 2.3. »*

“OK”, dit Freja. « Etudions cela. Il ne semble pas logique de dire que les plantes peuvent pousser uniquement avec des couleurs bien particulières. Regardons la littérature pour mieux comprendre... »

« Aha », dit Njord, « je pense que j'ai trouvé. Les plantes peuvent également collecter les photons de plus haute énergie et les amener à la chlorophylle pour utilisation (vous savez que la lumière est composée de particules appelées photons qui transportent des quanta d'énergie uniques). Cette collecte est réalisée par les caroténoïdes. Vous trouvez plus bas le graphe présentant la consommation de CO<sub>2</sub> des algues en fonction de la fréquence de la lumière incidente. Il montre que l'algue verte, *Chlorella*, absorbe tous les photons entre 400 nm et 680 nm avec pratiquement le même rendement appelé rendement quantique  $\eta_\lambda$ . Plus précisément : quand l'énergie est transportée jusqu'à la *chlorophylle a*, elle est absorbée avec une efficacité  $\eta_\lambda$  appelée rendement quantique. »



**Figure 2.3. Consommation de CO<sub>2</sub> en mole/mole photons absorbés en fonction de la longueur d'onde des photons. Cette consommation peut être considérée comme proportionnelle au rendement quantique  $\eta_\lambda$ . D'après Emerson, Robert, and Charlton M. Lewis. "The dependence of the quantum yield of *Chlorella* photosynthesis on wave length of light." American Journal of Botany (1943): 165-178.**

### Question 2.5

A quel phénomène correspond la consommation de CO<sub>2</sub> ?

- *Cocher la bonne réponse sur la feuille de réponses, case 2.5.*

### Question 2.6

Mesurez le spectre d'émission de la LED verte dans la barre de LEDs. Mettez en évidence la longueur d'onde du maximum d'émission. À l'aide de la **figure 2.3**, déterminez le rapport entre le rendement quantique pour *Chlorella* à cette longueur d'onde et celui à la longueur d'onde du pic de la LED rouge.

Montrez comment vous retrouvez les données nécessaires sur le graphe.

➤ *Imprimer le graphe, détailler les calculs et écrire la réponse sur la feuille de réponse, case 2.6.*

« Finalement, ce n'est donc pas un gros gaspillage que d'utiliser ma lumière LEDs blanche », dit Njord, « Elles semblent correspondre presque parfaitement à l'intervalle de longueur d'onde qui provoque la photosynthèse aussi appelée « the **Photosynthetic Active Regime** » (PAR, régime actif de photosynthèse). Tu peux lire le spectre par toi-même.»

### Question 2.7

Mesurez le spectre de la LED émettant la lumière blanche et comparez-le avec le spectre d'absorption des algues.

➤ *Imprimer le graphe et noter votre réponse sur la feuille de réponses, case 2.7.*

“C'est bien plus compliqué que cela. Tu perds plus que ce que le rendement quantique indique ! réplique Freja. « Tu vois, la lumière est composée de photons et est uniquement absorbée par quanta. L'énergie d'un quantum de lumière à une fréquence est proportionnelle à cette fréquence. La constante  $h$  de proportionnalité est appelée constante de Planck et sa valeur est  $h = 6.626 \cdot 10^{-34}$  J/Hz ou  $h = 4.136$  meV/THz (1THz =  $10^{12}$  Hz). La dernière unité contient l'unité d'énergie électronvolt et est pratique pour les processus au niveau atomique. Un électronvolt est l'énergie qu'un électron gagne quand il est accéléré par une tension de 1 volt,  $1 \text{ eV} = 1.602 \cdot 10^{-19}$  J, et 1 Hz est égal à  $1 \text{ s}^{-1}$ . La vitesse de la lumière,  $c$ , est égale à la longueur d'onde multipliée par la fréquence.

### Question 2.8

A l'aide du tableau de la feuille de réponses, calculez l'énergie (en eV) d'un photon :

- à la longueur d'onde correspondant au pic de la LED verte ;
- à la longueur d'onde correspondant au pic de la LED rouge ;
- au creux d'absorption dans le rouge pour l'échantillon d'algues.

➤ *Noter les réponses sur la feuille de réponses, case 2.8. Noter les longueurs d'onde utilisées pour vos calculs ainsi que les fréquences associées à ces longueurs d'onde.*

### Question 2.9

Dans le cas d'une transition énergétique impliquant un seul photon, quelle est la quantité d'énergie (en eV) absorbée par le photon responsable du creux d'absorption dans le rouge chez les algues ? Utilisez le graphe de la [question 2.3](#) pour vous aider. Quel pourcentage d'énergie est gaspillé si cette énergie transportée par les caroténoïdes est fournie par une LED verte ? Une LED rouge ? Quels sont les rendements respectifs de consommation d'énergie ?

➤ *Noter la réponse sur la feuille de réponses, case 2.9.*

### Question 2.10

Quel pourcentage d'énergie lumineuse est perdu si Njord utilise les LEDs vertes pour « nourrir » l'absorption du rouge dans la chlorophylle au lieu d'utiliser des LEDs optimisées pour une telle absorption ? Souvenez-vous que les LEDs rouge, verte et jaune sont semblables dans leur construction, nous pouvons donc supposer qu'elles convertissent avec le même rendement l'énergie électrique d'entrée en énergie lumineuse en sortie. Prenez également en compte les rendements quantiques. Finalement, retenir que les algues peuvent également obtenir par la chlorophylle une énergie utile lors de l'absorption de la lumière verte par les caroténoïdes.

➤ *Noter la réponse sur la feuille de réponses, case 2.10.*

### 3. Interactions proie-prédateur

**NB: Utilisez et étudiez attentivement l'annexe C afin de résoudre cette partie.**

Freja a dit à son père Njord: "Les microalgues constituent de très bons aliments pour les copépodes. Les copépodes peuvent ensuite être utilisés comme aliments pour les poissons. À l'école, nous avons pris quelques vidéos sur la rapidité avec laquelle différentes espèces de copépodes peuvent nager et sur leur distance pour échapper à un poisson. "

Les vidéos sont placées sur le bureau. En utilisant une analyse vidéo dans "Logger Pro", découvrez laquelle des deux espèces de copépodes nous devrions choisir comme alimentation pour le poisson, lorsque le poisson est à une distance d'interaction avec sa proie de 5 mm du copépode et lorsque l'attaque se fait à une vitesse de 200 mm/s sur une distance de 20 mm. Consultez l'Annexe C1 pour la présentation des copépodes et l'Annexe C2 pour l'acquisition expérimentale du film.

Freja a demandé à Njord de lire ce qui suit !

Nous testons expérimentalement la «distance de détection des prédateurs» et la «vitesse de fuite» de deux espèces différentes de copépodes. Nous ne plaçons qu'une espèce à la fois dans l'aquarium pour observer sa distance de détection des prédateurs et sa vitesse de fuite. Cela nous donne deux films à analyser : le film 1 montre le comportement de fuite de l'espèce *Centropages hamatus*, le film 2 montre le comportement de fuite de l'espèce *Temora longicornis*. Les deux films sont tournés à 500 images par seconde et la largeur horizontale des cadres de film est de 39 mm.

Ouvrez les films dans Logger Pro. Obtenez des lectures en définissant le temps en secondes dans "Movie Options " (Options du film) - "frame rate" (cadence). Utilisez la fonction "Set Scale" pour convertir les distances en mm.

#### Question 3.1

Pour chacun des 2 copépodes, déterminer en effectuant les 13 étapes ci-dessous:

- la distance de détection du prédateur (en mm) des deux espèces de copépodes (c'est-à-dire la distance entre la pointe de la pipette et le copépode au moment où il commence à s'échapper).
- la distance de saut (en mm) des deux espèces de copépodes.
- la vitesse de saut (en mm / s) des deux espèces de copépodes.

➤ *Ecrire la réponse sur la feuille de réponses, case 3.1.*

1. À quel moment (en s) le copépode commence-t-il le saut ?
2. À quel moment (en s) le copépode finit-il son saut ?
3. Dans la direction z, quelle est la distance (en mm) de la pointe de la pipette au copépode lorsqu'il démarre le saut ?
4. Dans la direction z, quelle est la distance (en mm) de la pointe de la pipette au copépode lorsqu'il termine le saut ?
5. Imprimez le graphique z en fonction du temps et attachez-le aux feuilles de réponses.
6. Dans la direction x, quelle est la distance (en mm) de la pointe de la pipette au copépode lorsqu'il démarre le saut ?
7. Dans la direction x, quelle est la distance (en mm) de la pointe de la pipette au copépode lorsqu'il termine le saut ?
8. Dans la direction y, quelle est la distance (en mm) de la pointe de la pipette au copépode lorsqu'il démarre le saut ?
9. Dans la direction y, quelle est la distance (en mm) de la pointe de la pipette au copépode lorsqu'il termine le saut ?
10. Imprimez x et y en fonction du temps dans le même graphique et attachez-le aux feuilles de réponses. N'oubliez pas d'écrire votre pays et votre équipe avant d'imprimer.

**Pour les trois dernières étapes, vous pouvez utiliser les équations ci-dessous pour calculer les distances et les vitesses dans trois dimensions:**

11. Quelle est la distance (en mm) de la pointe de la pipette au copépode lorsque le copépode commence le saut ( $\approx$  Distance de détection du prédateur) ?
12. Quelle est la distance de saut (en mm) ?
13. Quelle est la vitesse de fuite (en mm/s) ?

**Equation 1:** 'distance de détection du prédateur'

$$d_{\text{prédateur}} = \sqrt{(x_{\text{start}} - x_{\text{pipette}})^2 + (y_{\text{start}} - y_{\text{pipette}})^2 + (z_{\text{start}} - z_{\text{pipette}})^2}$$

**Equation 2:** 'distance de saut de fuite'

$$d_{\text{saut}} = \sqrt{(x_{\text{start}} - x_{\text{end}})^2 + (y_{\text{start}} - y_{\text{end}})^2 + (z_{\text{start}} - z_{\text{end}})^2}$$

**Equation 3:** 'vitesse de fuite'

$$V_{\text{fuite}} = \frac{d_{\text{saut}}}{\Delta t}$$

$x_{\text{start}}, y_{\text{start}}, z_{\text{start}}$  sont respectivement les positions x, y et z du copépode au début du saut et  $x_{\text{end}}, y_{\text{end}}, z_{\text{end}}$  sont les positions x, y et z du copépode à la fin du saut.

### Question 3.2

Nous savons que l'espèce de poissons dans notre système d'aquaculture peut détecter des copépodes à une distance de 5 mm. En outre, il attaque à une vitesse constante de 200 mm/s sur une distance de 20 mm.

Les copépodes peuvent-ils échapper à un poisson qui attaque ? Pour y répondre, utilisez la vitesse moyenne de fuite des copépodes.

En traçant trois lignes sur le graphique, représentez les positions (sur l'axe des ordonnées) du « poisson imaginaire » (la pointe de la pipette) et des deux copépodes par rapport au temps (axe des abscisses) à partir du moment où les copépodes commencent à sauter.

➤ *Ecrire la réponse sur la feuille de réponses, case 3.2.*

### Question 3.3

Quelle est l'espèce de proie la plus appropriée pour nourrir les poissons dans notre système d'aquaculture ?

➤ *Cocher la réponse sur la feuille de réponses, case 3.3.*

### Question 3.4

A quel groupe appartiennent les copépodes ?

➤ *Cocher la réponse sur la feuille de réponses, case 3.4.*

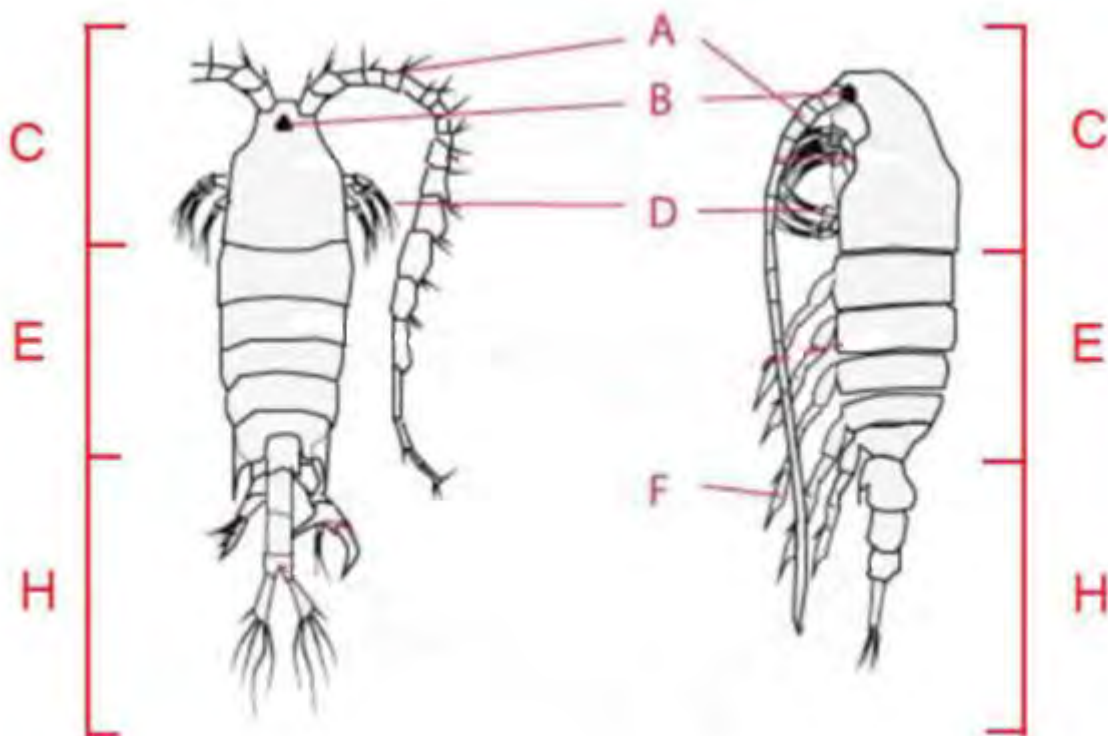


Figure 3.1. Schéma d'un copépode, vu sous deux faces

### Question 3.5

Sous quelles faces les copépodes sont-ils représentés dans la **Figure 3.1** ?

- *Cocher les réponses correctes sur la feuille de réponses, case 3.5.*

### Question 3.6

Pouvez-vous nommer les parties avec les lettres?

- *Faire correspondre les lettres (**Figure 3.1**) avec les noms et écrire les réponses sur la feuille de réponses, case 3.6.*

### Question 3.7

Beaucoup de copépodes contiennent de l'huile. Quels avantages les copépodes tirent-ils de leur capacité à produire de l'huile ?

- *Cocher la (les) réponse(s) sur la feuille de réponses, case 3.7.*

## END OF TASK 2: OCEAN