Document téléchargeable sur le site
https://www.svt-tanguy-jean.com/

Lycée Valentine LABBÉ
41 rue Paul DOUMER – BP 20226
59563 LA MADELEINE CEDEX
CLASSE PRÉPARATOIRE TB
(Technologie & Biologie)

ENSEIGNEMENT DE SCIENCES DE LA VIE ET DE LA TERRE (SVT)
°° SCIENCES DE LA VIE °°

Partie 1. Organisation fonctionnelle de la cellule eucaryote
>> Travaux pratiques <<

TP 1.4.

Étude pratique de la photosynthèse

Objectifs : extraits du programme

Séance(s)	Connaissances clefs à construire, commentaires, capacités exigibles
Photosynthèse (1 séance)	- observer les chloroplastes, isoler les pigments assimilateurs par chromatographie sur papier et caractériser le spectre d'absorption. - mettre en évidence l'efficacité photosynthétique des différentes radiations. - montrer la différence de métabolisme jour/nuit dans les cellules chlorophylliennes.

Introduction

Les **organismes végétaux chlorophylliens** (par exemple les Angiospermes) sont **autotrophes**, c'est-à-dire qu'***ils produisent leur propre matière organique à partir de matière minérale***. Cette autotrophie s'exerce par rapport **au carbone** et **à l'azote**. On peut aussi, puisque ***la source de matière est minérale***, les qualifier de **lithotrophes**. ***Cette autotrophie n'est possible qu'avec utilisation d'énergie prélevée dans le milieu extérieur ; la source d'énergie étant ici la lumière***, ce sont des **phototrophes**. On peut ainsi finalement les qualifier de **photo-lithotrophes**.

L'**autotrophie au carbone** est permise par un **processus métabolique** qu'on appelle **photosynthèse** et qui correspond à ***l'assimilation de CO_2 atmosphérique en matière organique en présence de lumière***. Si l'on considère la formation d'une molécule de glucose, l'**équation bilan** de la photosynthèse est souvent exprimée comme suit :

$$6\ CO_2 + 6\ H_2O \xrightarrow{\text{Lumière}} C_6H_{12}O_6 + 6\ O_2$$

Dioxyde de carbone + Eau → Matière organique + Dioxygène

Ce **TP** construit et/ou illustre des notions abordées dans le **chapitre 5** (Dynamiques métaboliques des cellules eucaryotes) et le **chapitre 12** (Les Angiospermes, organismes autotrophes à vie fixée).

Comment peut-on mettre en évidence et caractériser expérimentalement la photosynthèse et les structures qui en sont actrices ?

I. Localisation de la photosynthèse

- La **photosynthèse** ne peut s'effectuer dans les **cellules chlorophylliennes**, que ce soit chez des organismes pluri- ou unicellulaires. Ces cellules possèdent des **chloroplastes**.

Capacité exigible	✓ **Observer** les chloroplastes.

Comment l'étude microscopique et ultrastructurale de cellules ou d'organes végétaux permet-elle de localiser la photosynthèse ?

Activité 1. Localisation de la photosynthèse

Savoirs à construire	Feuille (organisation) Chloroplaste (localisation, ultrastructure) = rappels

	Capacité ou attitude visée	Évaluation
Savoir-faire sollicités	Manipuler, maîtriser un outil, un geste technique, un logiciel ➢ Microscope optique	
	Analyser, interpréter, raisonner, mettre en relation des données	
	Communiquer par un dessin, un schéma, un tableau, un graphe… ➢ Dessin d'observation	

Travail à effectuer

1. **Observez** au microscope optique une coupe de feuille d'Angiosperme Eudicotylédone (revoir le TP 2.5). **Complétez** la figure 1, puis la figure 2 en précisant la nature de l'organite photosynthétique et sa localisation.
2. **Observez** au microscope optique une feuille d'Élodée (Angiosperme aquatique à l'épiderme très réduit) (revoir le TP 1.1). **Complétez** la figure 3. **Produisez** un dessin d'observation à la figure 4.
3. **Étudiez** et **légendez** les électronographies proposées à la figure 5 (rappels du TP 1.1). **Produisez** un schéma d'interprétation du chloroplaste complété de vos connaissances à la figure 6.
4. **Observez** au microscope optique des Chlorelles (Chlorophytes unicellulaires) montées entre lame et lamelle.

A. Étude microscopique d'une coupe transversale d'Angiosperme Eudicotylédone typique

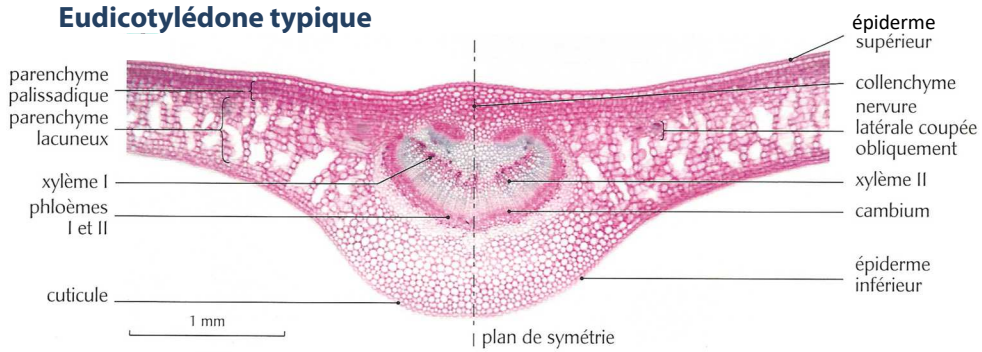


FIGURE 1. Feuille de Houx en CT (MO, carmino-vert). D'après BOUTIN *et al.* (2010).

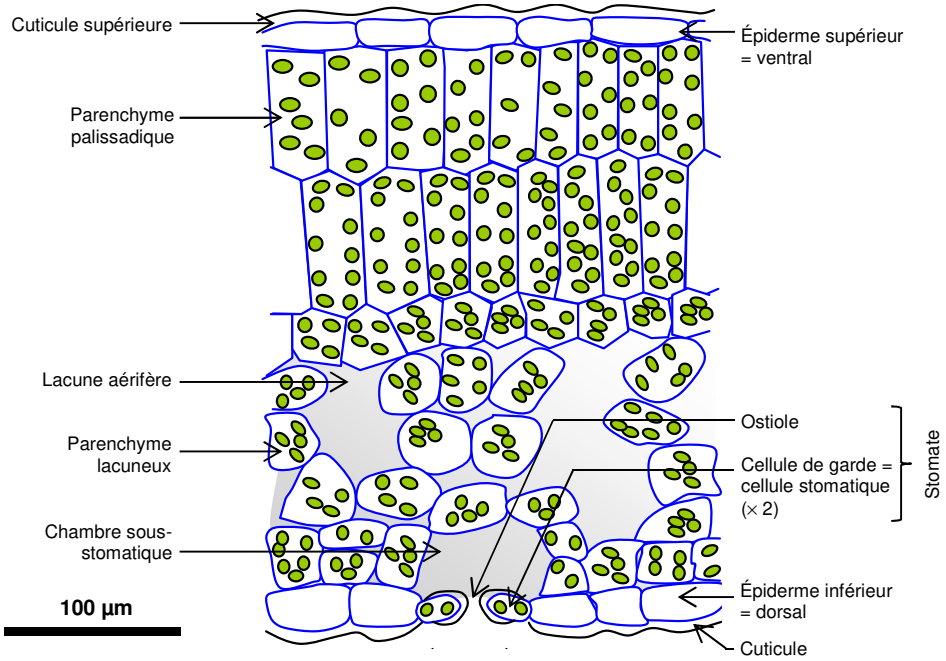


FIGURE 2. Coupe transversale d'une feuille d'Angiosperme Eudicotylédone.
http ://svt.ac-dijon.fr/schemassvt/article.php3?id_article=1356 (consultation décembre 2015).
Boules vertes = chloroplastes (organites de la photosynthèse).

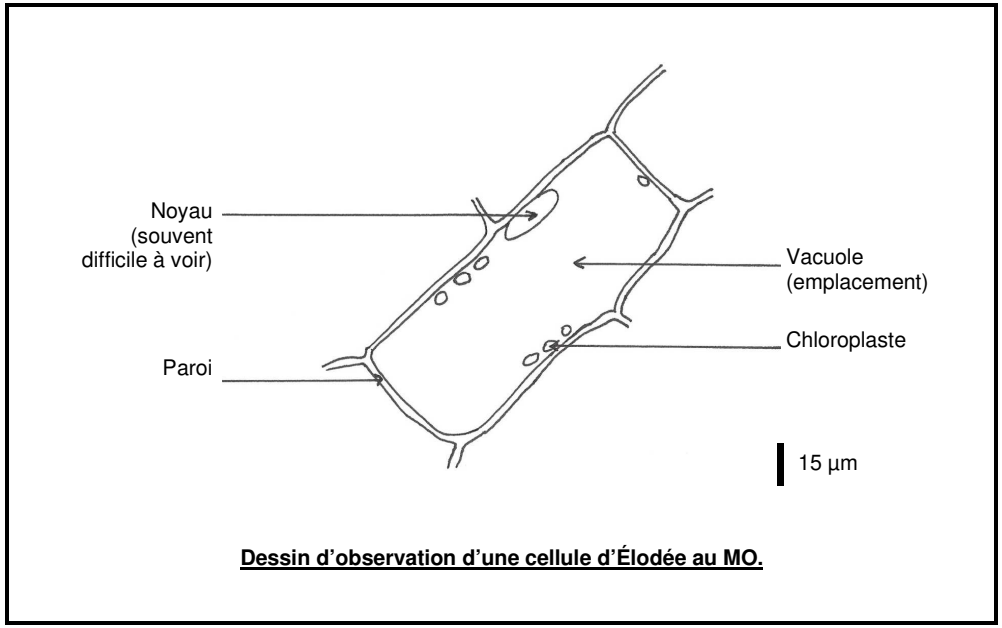


FIGURE 4.

B. Étude microscopique d'une feuille d'Élodée

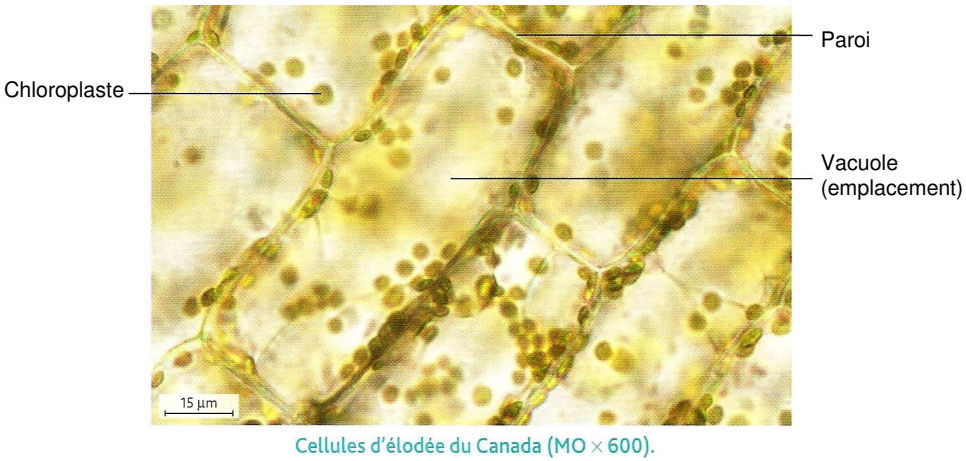
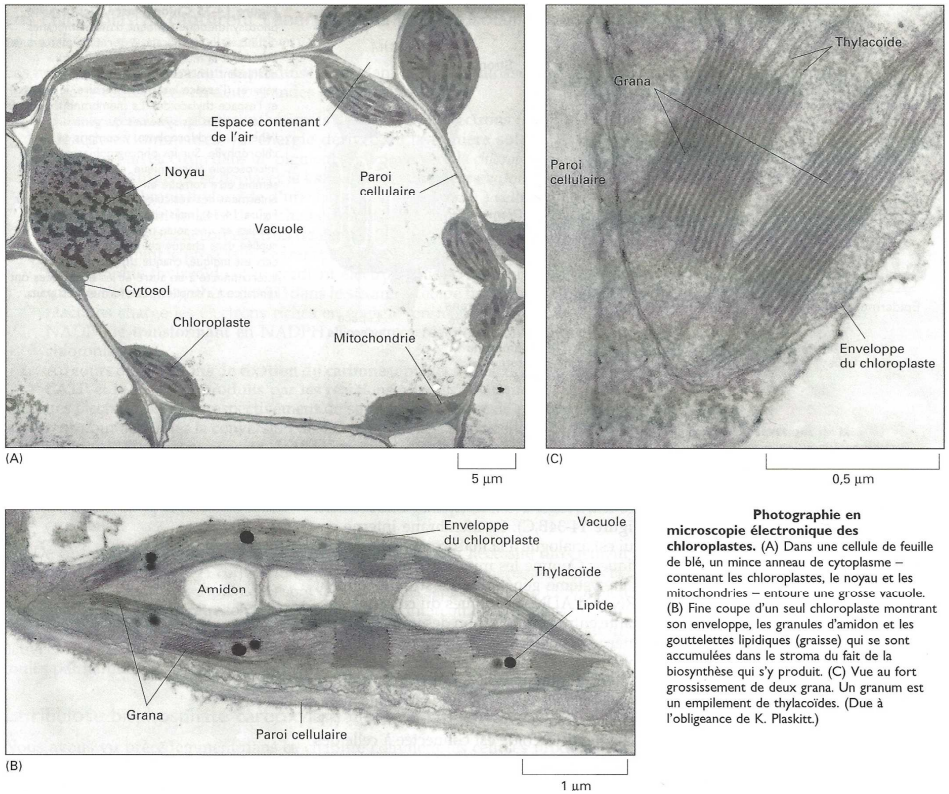


FIGURE 3. Cellules d'Élodée (MO). D'après BOUTIN *et al.* (2015)

C. Étude ultrastructurale d'une cellule végétale et d'un chloroplaste



Photographie en microscopie électronique des chloroplastes. (A) Dans une cellule de feuille de blé, un mince anneau de cytoplasme – contenant les chloroplastes, le noyau et les mitochondries – entoure une grosse vacuole. (B) Fine coupe d'un seul chloroplaste montrant son enveloppe, les granules d'amidon et les gouttelettes lipidiques (graisse) qui se sont accumulées dans le stroma du fait de la biosynthèse qui s'y produit. (C) Vue au fort grossissement de deux grana. Un granum est un empilement de thylacoïdes. (Due à l'obligeance de K. Plaskitt.)

FIGURE 5. Ultrastructure d'une cellule végétale chlorophyllienne avec un gros plan sur le chloroplaste : rappels. D'après ALBERTS *et al.* (2004)

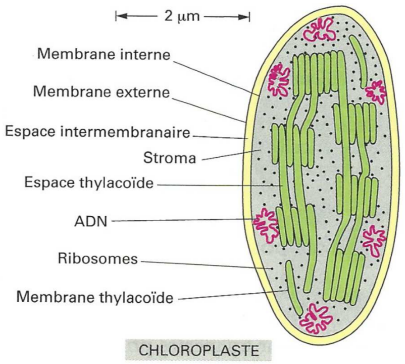


FIGURE 6. Organisation d'un chloroplaste : rappels. D'après ALBERTS *et al.* (2004)

II. Étude ExAO de la photosynthèse

- La **photosynthèse** ne peut s'effectuer dans les **cellules chlorophylliennes**, que ce soit chez organismes pluri- ou unicellulaires. Ces cellules possèdent des **chloroplastes**.

Capacités exigibles	✓ **Montrer** la différence de métabolisme jour/nuit dans les cellules chlorophylliennes. ✓ **Mettre en évidence** l'efficacité photosynthétique des différentes radiations.

Comment l'expérimentation assistée par ordinateur (ExAO) nous permet-elle de montrer les différences jour/nuit affectant la photosynthèse ainsi que les longueurs d'onde efficaces ?

Activité 2. Étude ExAO de la photosynthèse

Savoirs à construire	Chloroplaste (localisation, ultrastructure) = rappels

	Capacité ou attitude visée	Évaluation
Savoir-faire sollicités	Manipuler, maîtriser un outil, un geste technique, un logiciel ➢ ExAO	
	Analyser, interpréter, raisonner, mettre en relation des données	
	Communiquer par un dessin, un schéma, un tableau, un graphe… ➢ Schéma	

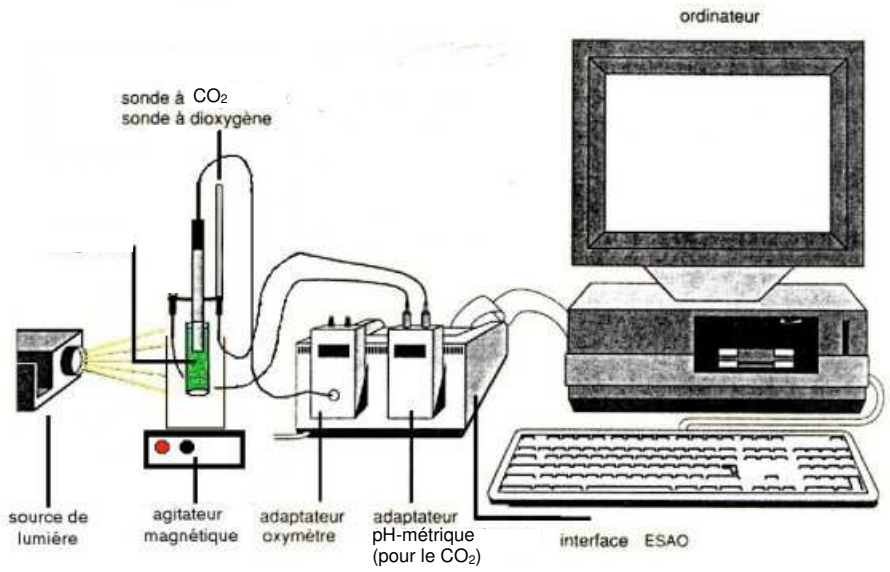
Matériel à disposition

- Matériel ExAO : sondes dioxygène [sonde CO_2 au poste prof]
- Ordinateur avec logiciel *Sérénis Atelier scientifique* [voir fiche technique]
- Bioréacteur à volets
- Agitateur magnétique
- Filtres de couleur de type diapositive (rouge, bleu, vert, jaune)
- Lampe
- Liquipette
- Solution de Chlorelles (dans du *Perrier*™ – riche en bicarbonates, ce qui fournit du CO_2)

Travail à effectuer

1. **Proposez**, à l'aide du matériel listé, un dispositif expérimental permettant de répondre au problème que vous **schématiserez** à la figure 7 en **précisant** les grandes lignes du protocole.
2. **Mettez en œuvre** ce protocole.
   Remarques :
   - ***Pensez bien*** *à ne remplir qu'à moitié le bioréacteur avec la solution de Chlorelles (sinon ça déborde…)*
   - ***Ne perdez pas*** *le barreau aimanté !!*
   - *Pour l'alternance jour/nuit,* ***réalisez*** *une acquisition de 9 min avec l'alternance suivante : 3 min obscurité // 3 min lumière // 3 min obscurité*
   - *Pour l'étude des longueurs d'onde,* ***testez*** *3 minutes chaque couleur.*
3. **Exploitez** les résultats proposés dans le polycopié (figures 8-9) en répondant aux questions.

A. Dispositif expérimental



Dispositif expérimental.
http://pedagogie.ac-toulouse.fr/svt/serveur/lycee/sanhard/euglene.html
(consultation septembre 2017, modifié – *à améliorer*)

FIGURE 7.

Le fonctionnement des sondes (pour information ?)

- La **sonde oxymétrique** fonctionne par **oxydoréduction**. Elle comprend une **cathode** en platine et une **anode** en argent dans une solution de KCl (toutes deux séparées du milieu d'étude par une membrane en téflon perméable au dioxygène). En présence de dioxygène, celui-ci est **réduit** à la cathode, et **l'argent est oxydé à l'anode**, ce qui génère un **courant d'électrons** dont l'intensité est **proportionnelle** à la **concentration en dioxygène**.
- La **sonde à CO_2** est une **sonde pH-métrique** comprenant une solution électrolytique adaptée à la **mesure fine du pH par conductimétrie** (séparée par une membrane en téflon perméable au CO_2). Les électrolytes **réagissent avec le CO_2** de sorte que le **pH** est **modifié** par la **concentration du gaz**. *Les sondes CO_2 plus précises utilisent le rayonnement infrarouge voire des ondes acoustiques.*

On admettra que l'alge réalise en permanence la respiration cellulaire.

B. Exploitation de résultats relatifs à l'alternance obscurité-lumière

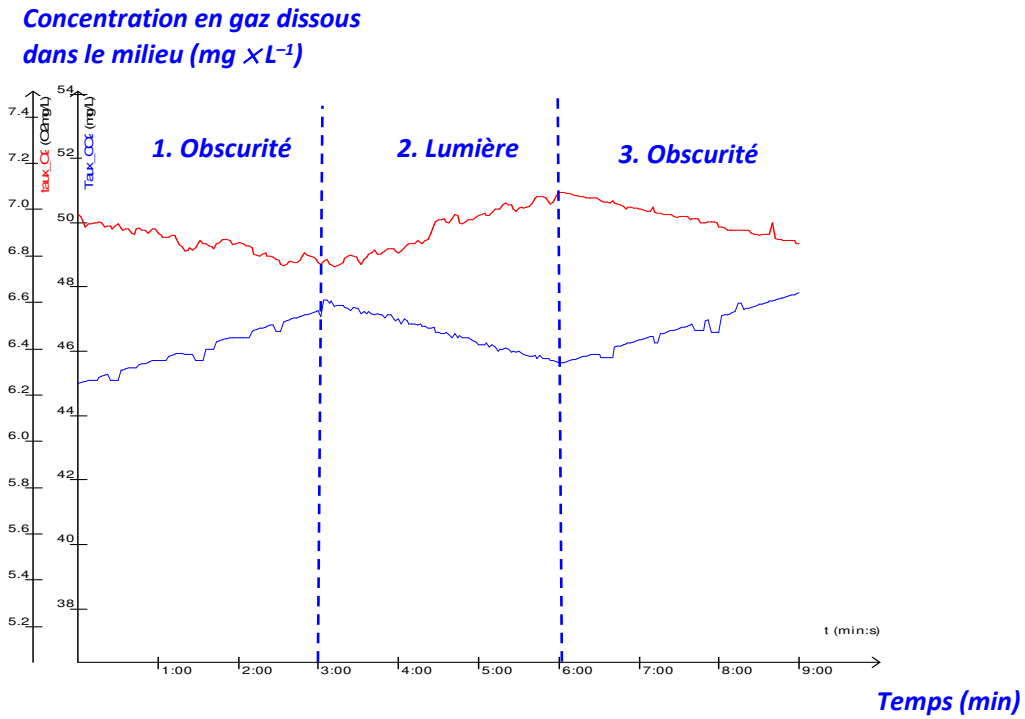


FIGURE 8. Évolution de la concentration de dioxygène et de dioxyde de carbone dissous dans le milieu de vie des Chlorelles en fonction du temps et de l'éclairement.
Acquisition par Marie-Laure GAÏFFAS (2010), Lycée les Bourdonnières, Nantes

a) **Analyse**z et **interprét**ez la figure 8.

Nature et intérêt du document

° *La figure 8 présente, sous forme de graphe, la mesure des **concentrations en dioxygène et dioxyde de carbone** du **milieu de vie** de **Chlorelles** soumises à des **variations d'éclairement**.*
° *L'expérimentateur cherche à montrer **l'impact de l'éclairement** sur les **échanges gazeux** réalisés par les **Chlorelles** avec leur environnement.*

° *Les courbes peuvent être divisées en **trois parties** : la phase 1 de l'expérience à **l'obscurité**, la phase 2 à la **lumière** et la phase 3 à **l'obscurité**.*

Exploitation de la courbe en dioxygène (rédaction complète et précise)
° *[Analyse quantifiée] On voit qu'à l'obscurité, la concentration en dioxygène diminue en fonction du temps, passant d'environ 7,0 à environ 6,8 mg × L^{-1} en 3 minutes lors de la phase 1, et d'environ 7,1 mg × L^{-1} à environ 6,9 mg × L^{-1} en 3 minutes lors de la phase 3 ; [Début d'interprétation avec quantification de la variation en lien avec le paramètre qui varie = l'éclairement] il y a donc globalement*

une diminution de 0,2 mg × L^{-1} de la concentration en dioxygène en 3 minutes à l'obscurité. En revanche, à la lumière, la concentration en dioxygène augmente en fonction du temps, passant d'environ 6,8 à 7,1 mg × L^{-1} (augmentation de 0,2 mg × L^{-1}) en 3 minutes.

° Or on sait que la plante respire tout le temps (dit dans l'énoncé du TP !). [Interprétation] On en déduit que la diminution de la concentration en O_2 à l'obscurité s'explique par la consommation de ce gaz lors de la respiration mais que, à la lumière, un autre processus masque la respiration et produit du dioxygène.
° Hypothèse interprétative : il semblerait que les Chlorelles produisent du dioxygène à la lumière.

° Critique : il manque un témoin négatif (sans Chlorelles dans la solution).

Exploitation de la courbe en dioxyde de carbone (rédaction courte)
° On voit que, dans le même temps, à l'obscurité, la concentration en dioxyde de carbone augmente d'environ 2 mg × L^{-1} en 3 min, alors qu'à la lumière, la concentration en CO_2 diminue de 1,7 mg × L^{-1} en 3 minutes.

On en déduit que la diminution de la concentration en CO_2 à l'obscurité s'explique par la production de ce gaz lors de la respiration mais que, à la lumière, le même processus que précédemment masque la respiration et consomme du CO_2 : il semblerait que les Chlorelles consomment du dioxyde de carbone à l'obscurité.

Conclusion : réponse au problème
*Lors de la **photosynthèse**, il semble que la plante **consomme du dioxyde de carbone** et **produise du dioxygène**. Ce processus aurait ainsi **lieu à la lumière**, masquant alors la respiration, mais s'interromprait à l'obscurité.*

C. Exploitation de résultats relatifs au type de radiations

- Seule la mesure de la **concentration en dioxygène** est ici effectuée. Les résultats ont été obtenus par mon prédécesseur **O. CHASSAING** que je remercie.

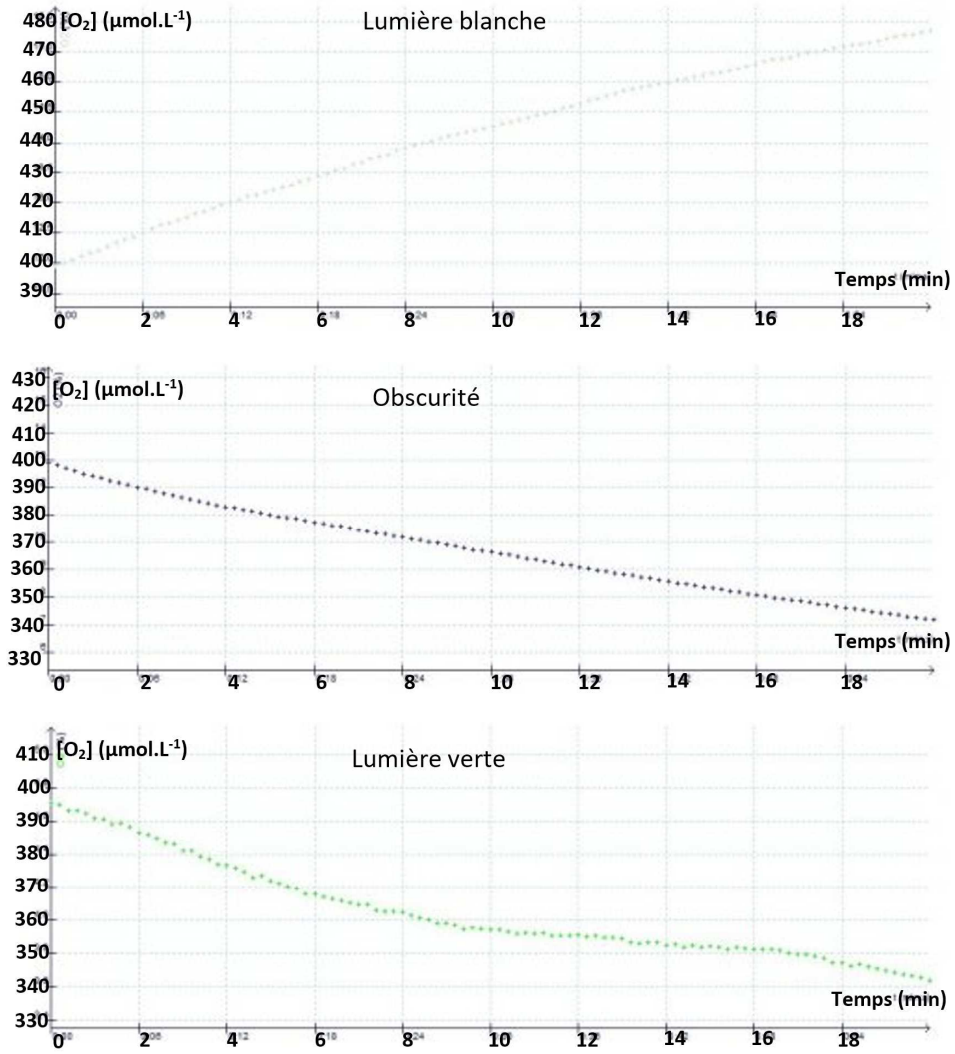


FIGURE 9. Évolution de la quantité de dioxygène dissous dans le milieu de vie des Chlorelles en fonction du temps pour différentes longueurs d'ondes (1/2).
Acquisition par Olivier CHASSAING

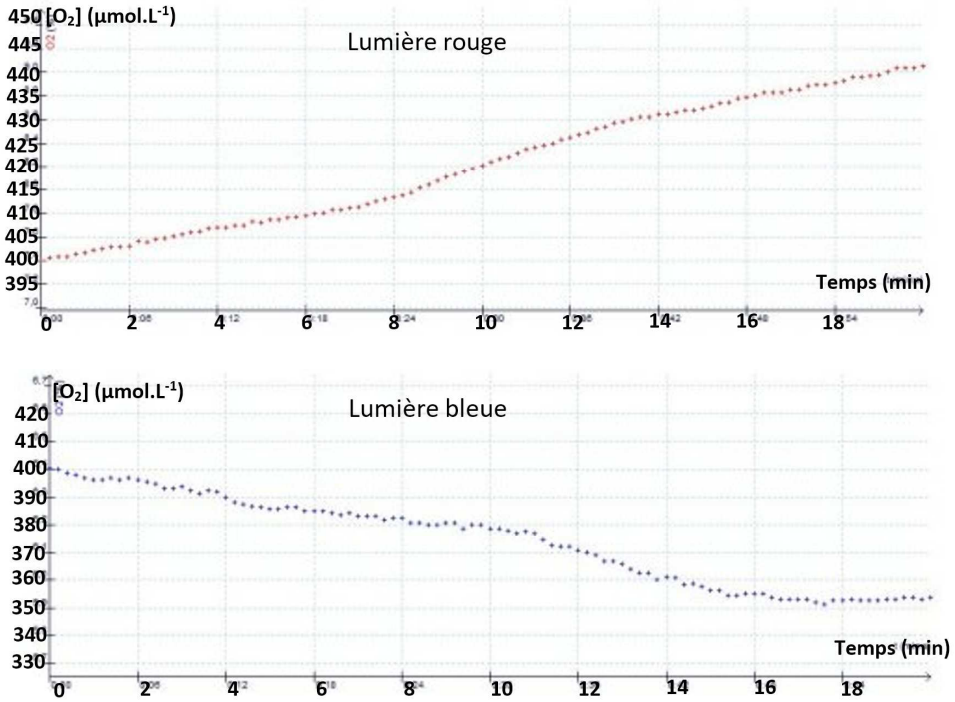


FIGURE 9. <u>Évolution de la quantité de dioxygène dissous dans le milieu de vie des Chlorelles en fonction du temps pour différentes longueurs d'ondes (2/2)</u>.
Acquisition par Olivier CHASSAING

b) **Listez** les longueurs d'onde efficaces sur la photosynthèse.

*Les **longueurs d'onde efficaces** correspondent à celles pour lesquelles une **augmentation de la concentration en dioxygène** du milieu de vie des Chlorelles s'observe, preuve que la **respiration** est alors **masquée** par la **photosynthèse**.*

*>> Radiations efficaces : lumière **blanche** (= spectre complet), lumière **rouge***

c) En utilisant les courbes à la <u>lumière blanche</u> et à <u>l'obscurité</u>, **calculez** la <u>photosynthèse brute</u>.

Photosynthèse nette = Photosynthèse brute – Respiration

PN = PB – R

La PN peut être assimilée à la vitesse de dégagement de dioxygène à la lumière :
PN = 20 / 4 = 5 µmol × L⁻¹ × min⁻¹

La R correspond peut être assimilée à la vitesse de consommation de dioxygène à l'obscurité :
R = 10 / 4 = 2,5 µmol × L⁻¹ × min⁻¹

On obtient ainsi la PB :
PB = PN + R = 7,5 µmol × L⁻¹ × min⁻¹

III. Les pigments photosynthétiques : extraction, chromatographie, spectre d'absorption

Capacités exigibles	✓ **Isoler** les pigments assimilateurs par chromatographie sur papier. ✓ **Caractériser** le spectre d'action.

Comment peut-on isoler les pigments photosynthétiques par chromatographie ?
Comment peut-on caractériser le spectre d'absorption de ces pigments ?

(!) Travaillez sous hotte aspirante pour la chromatographie (!)

Activité 3. Étude pratique des pigments assimilateurs

Savoirs à construire	Chloroplaste (localisation, ultrastructure) = rappels

	Capacité ou attitude visée	Évaluation
Savoir-faire sollicités	Manipuler, maîtriser un outil, un geste technique, un logiciel ➢ Extraction de pigments ➢ Chromatographie sur papier ➢ Spectroscopie	
	Analyser, interpréter, raisonner, mettre en relations des donnée	

A. Protocole d'extraction de pigments

Extrait de PRAT (2007).

Toutes les réactions d'extraction et de séparation des pigments photosynthétiques utilisent les propriétés de solubilité des pigments dans les solvants organiques.

✷ *La plupart des expériences décrites dans ce chapitre nécessitent l'utilisation de solvants organiques volatils et inflammables. Manipuler sous hotte avec précaution.*

Extraction globale des pigments

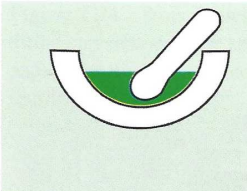
MATÉRIEL

– Feuilles d'épinard (ou tout autres feuilles bien vertes).
– Mortier, ampoules à décantation ou tubes à essai.
– Alcool à 95° ou acétone, éther de pétrole.
– Carbonate de sodium, sulfate de sodium anhydre.

Pour faciliter le broyage, on peut ajouter une pincée de sable de Fontainebleau.

PROTOCOLE

Broyer les feuilles doucement dans l'acétone (ou l'alcool à 95°) avec une spatule de sulfate de sodium anhydre (déshydratation) et une pincée de carbonate de calcium (neutralisation des acides organiques) jusqu'à obtention d'une solution bien verte.



B. Protocole de chromatographie sur papier

Extrait de PRAT (2007).

Chromatographie sur papier

Migration des différents solutés d'une solution en fonction de leur solubilité différentielle dans le solvant (phase mobile) et de leur affinité pour le support de chromatographie (phase stationnaire).

MATÉRIEL

– Feuilles vertes de germinations de blé ou feuilles d'épinard ou tout autres feuilles bien vertes.
– Solutions éthérées de pigments très concentrées obtenues à partir de ces matériels (cf. § I.4.1).
– Montage, papier et solvant pour chromatographie

PROTOCOLE

1) Sur une ligne située à 10 mm du bas de la bande de papier :

– soit écraser un morceau de feuille avec un agitateur ; superposer plusieurs écrasements successifs pour obtenir une tache très colorée ;
– soit déposer une petite goutte de solution éthérée, attendre qu'elle sèche et recommencer plusieurs fois l'opération pour obtenir une tache très colorée et la plus petite possible.

2) Placer la bande de papier dans le flacon afin que le papier trempe dans le solvant sur 5 mm :
– les taches ne doivent pas toucher le solvant ;
– le papier ne doit pas toucher le bord du flacon.

3) Placer l'appareil à l'obscurité.

4) Attendre 1 h et observer les chromatogrammes (fig.).

Faire une chromatographie sur **des épinards** (partie **chlorophyllienne** d'une plante) et parallèlement une autre sur une **carotte** (partie racinaire **non chlorophyllienne** d'une plante).

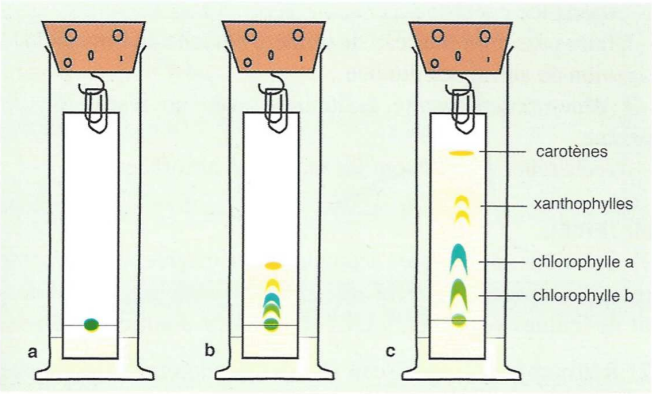
C. Protocole de spectroscopie (spectre d'absorption des pigments)

Trois solutions sont possibles pour réaliser le spectre d'absorption :
- Utiliser un **spectromètre à main** en faisant passer un **tube à essai** rempli d'extrait de pigments devant l'ouverture du spectromètre en **filtrant la lumière blanche** près d'une fenêtre [*à faire par chacun*]
- Utiliser un **spectromètre avec acquisition informatique (ExAO)** qui produit **directement le spectre** [*en démonstration*]

- Utiliser un **spectromètre basique** et effectuer des mesures pour **plusieurs longueurs d'onde**, puis reporter les valeurs d'absorbance dans un **graphe** de manière à **reconstituer pas à pas le spectre** [*en démonstration*]

D. Résultats (chromatographie, spectre)

Extrait et adapté de PRAT (2007).



Trois étapes d'une chromatographie sur papier des pigments d'une feuille verte.

FIGURE 10. Chromatographie sur papier des pigments de feuilles d'Épinard.
D'après PRAT (2007)

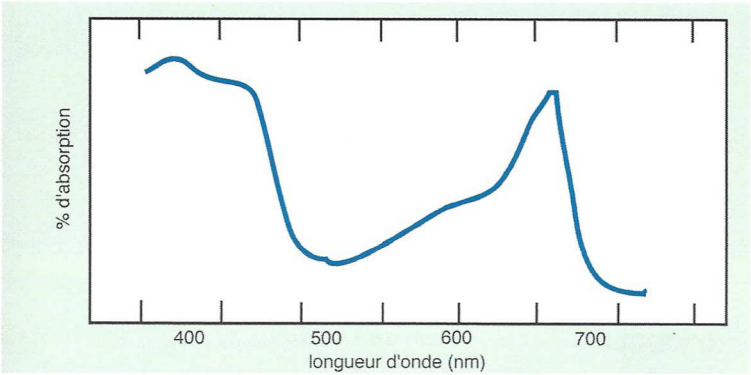


FIGURE 11. Spectre d'absorption de pigments de feuilles d'Épinard.
D'après PRAT (2007)

E. Exploitation des résultats

Commentez les résultats.
[**Faites le lien** avec le II concernant le spectre d'absorption.]

Chromatogrammes
- Épinards = Tâches variées correspondant à : chlorophylle a, chlorophylle b, xanthophylles, carotènes.
- Carotte = xanthophylles, carotènes >> pas de chlorophylles
>> Les chlorophylles ont peut-être un rôle prépondérant dans la photosynthèse ? [Hypothèse]

Spectre d'absorption
- Absorption maximale dans le bleu (400-450 nm) et le rouge (650-700 nm)
- Mise en relation avec II : rouge = radiation efficace (cohérent puisque cette radiation est absorbée)
Problème : bleu (artefact ? le filtre est trop puissant et réduit trop la quantité de lumière ?...)

Références

ALBERTS, B., A. JOHNSON, J. LEWIS, M. RAFF, K. ROBERTS & P. WALTER (2004). *Biologie moléculaire de la cellule. Quatrième édition.* Traduction de la quatrième édition américaine (2002) par F. LE SUEUR-ALMOSNI. Flammarion, Paris. Première édition américaine 1983 (1986 1e édition française).

BERTHET, J. (2006). *Dictionnaire de Biologie.* De Boeck Université, Bruxelles (Belgique).

BOUTIN, V., J.-F. FOGELGESANG, J.-F. BEAUX & F. RIBOLA (2010). *Atlas de Biologie végétale BCPST 1re et 2e années.* Dunod, Paris.

BOUTIN, V., L. GERAY, Y. KRAUSS & C. VILBERT (2015). *Atlas de biologie BCPST 1re et 2e années.* Dunod, Paris.

BREUIL, M. (2007). *Biologie 1re année BCPST-véto.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

BREUIL, M. (2009). *Biologie 2e année BCPST-véto.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

CAMEFORT, H. (1977). *Morphologie des végétaux vasculaires. Cytologie. Anatomie. Adaptations.* Doin, Paris, 2e édition (1e édition 1962).

CAMEFORT, H. & H. BOUÉ (1980). *Reproduction et biologie des végétaux supérieurs. Brophytes. Ptéridophytes. Spermaphytes.* Doin, Paris.

CAMPBELL, N. A. & J. B. REECE (2004). *Biologie.* De Boeck Université, Bruxelles, 2e édition (1e édition 1995).

[CAMPBELL, N. A.], J. B. REECE, L. A. URY, M. L. CAIN, S. A. WASSERAMN, P. V. MINORSKY, R. B. JACKSON (2012). *Campbell Biologie.* Adaptation française J. FAUCHER & R. LACHAÎNE. Pearson, Paris (4e edition).

CHASSANY, V., M. POTAGE & M. RICOU (2012). *Mini manuel de Biologie végétale.* Dunod, Paris.

CLESSE, B. (2006). *Glossaire botanique illustré.* Entente nationale pour la Protection de la Nature, Bruxelles (B).

DENŒUD, J., T. FERROIR, O. GUIPPONI, H. MOREAU, M. PAULHIAC-PISON, M.-L. PONS & F. TEJEDOR (2011). *Biologie-Géologie BCPST-véto 2e année.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

DENŒUD, J., C. GODINOT, O. GUIPPONI, H. MOREAU, M. PAULHIAC-PISON & F. TEJEDOR (2013). *Biologie-Géologie BCPST-véto 1e année.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

DENŒUD, J., C. GODINOT, O. GUIPPONI, H. MOREAU, M. PAULHIAC-PISON, M.-L. PONS & F. TEJEDOR (2014). *Biologie-Géologie BCPST-véto 2e année.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

DUCREUX, G. (2002). *Introduction à la botanique.* Belin, Paris.

GALIANA, D., C. LE ROUX & I. MONCHÂTRE (coord. T.-M. BOTREAU) (2015). *Biologie-Écologie Module M72. Bac technologique STAV. La gestion du vivant et des ressources.* Éducagri, Dijon.

GUIGNARD, J.-L. & F. DUPONT (2004). *Botanique. Systématique moléculaire.* Masson, Issy-les-Moulineaux (92), 13e édition (1e édition 1974).

GODINOT, C., H. MOREAU, M. PAULHIAC-PISON & F. TEJEDOR (2010). *Biologie-Géologie 1re année BCPST-véto.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

KLEIMAN, C. (2001). *La reproduction des Angiospermes.* Belin, Paris.

LABERCHE, J.-C. (2004). *Biologie végétale.* Dunod, Paris, 2e édition (1e édition 1999).

LAFON, C. (2003). *La biologie autrement. 100 questions de synthèse.* Ellipses, Paris.

LIZEAUX, C., D. BAUDE (dir.), A. ANDRÉ, C. BRUNET, J.-Y. DUPONT, B. FORESTIER, E. FRANÇOIS, Y. JUSSERAND, G. LÉVÊQUE, P. PILLOT, S. RABOUIN & A. VAREILLE (2012). *Sciences de la Vie et de la Terre Terminale S. Enseignement spécifique.* Bordas, Paris.

MEYER, S., C. REEB & R. BOSDEVEIX (2008). *Botanique. Biologie et physiologie végétales.* Maloine, Paris, 2e édition (1e édition 2004).

MORÈRE, J.-L., R. PUJOL (coord.), J.-C. CALLEN, L. CHESNOY, J.-P. DUPONT, A.-M. GIBERT-TANGAPREGASSOM, G. RICOU, N. TOUZET (dir.) et colloborateurs (2003). *Dictionnaire raisonné de Biologie.* Frison-Roche, Paris.

PEYCRU, P. (dir.), J.-F. FOGELGESANG, D. GRANDPERRIN, B. AUGÈRE, J.-C. BAEHR, C. PERRIER, J.-M. DUPIN & C. VAN DER REST (2010*a*). *Biologie tout-en-un BCPST 1re année.* Dunod, Paris, 2e édition (2009), réimpression corrigée (2010) (1e édition 2006).

PEYCRU, P. (dir.), J.-C. BAEHR, F. CARIOU, D. GRANDPERRIN, C. PERRIER, J.-F. FOGELGESANG & J.-M. DUPIN (2010*b*). *Biologie tout-en-un BCPST 2e année.* Dunod, Paris, 2e édition (1e édition 2007).

PEYCRU, P., D. GRANDPERRIN, C. PERRIER (dir.), B. AUGÈRE, T. DARRIBÈRE, J.-M. DUPIN, C. ESCUYER J.-F. FOGELGESANG, & C. VAN DER REST (2013). *Biologie tout-en-un BCPST 1re année.* Dunod, Paris, 3e édition (1e édition 2006).

PEYCRU, P., D. GRANDPERRIN, C. PERRIER (dir.), B. AUGÈRE, J.-F. BEAUX, F. CARIOU, P. CARRÈRE, T. DARRIBÈRE, J.-M. DUPIN, C. ESCUYER, J.-F. FOGELGESANG, S. MAURY, É. QUÉINNEC, E. SALGUEIRO & C. VAN DER REST (2014). *Biologie tout-en-un BCPST 2e année.* Dunod, Paris, 3e édition (1e édition 2007).

PRAT, R. (2007). *Expérimentation en biologie et physiologie végétales. Trois cents manipulations.* Hermann, Paris. Quæ, Versailles.

RAVEN, P. H., G. B. JOHNSON, J. B. LOSOS, S. S. SINGER (2007*a*). *Biologie.* De Boeck, Bruxelles.

RAVEN, P. H., R. F. EVERT & S. E. EICHHORN (2007*b*). *Biologie végétale.* De Boeck, Bruxelles. Traduction de la 7e édition américaine par J. Bouharmont, révision C. Evrard.

RICHARD, D. (dir.), P. CHEVALET, S. FOURNEL, N. GIRAUD, F. GROS, P. LAURENTI, F. PRADÈRE & T. SOUBAYA (2012). *Biologie. Tout le cours en fiches. Licence. CAPES. Prépas.* Dunod, Paris, 2e édition (1e édition 2010).

RICHARD, D. (dir.), P. CHEVALET, S. FOURNEL, N. GIRAUD, F. GROS, P. LAURENTI, F. PRADÈRE & T. SOUBAYA (2015). *Biologie. Tout le cours en fiches. Licence. CAPES. Prépas.* Dunod, Paris, 3e édition (1e édition 2010).

ROBERT, D. & J.-C. ROLAND (1998*a*). *Biologie végétale. Caractéristiques et stratégie évolutive des plantes. **1**. Organisation cellulaire.* Doin, Paris, 2e édition (1e édition 1989).

ROBERT, D., C. DUMAS & C. BAJON (1998*b*). *Biologie végétale. Caractéristiques et stratégie évolutive des plantes. **3**. La reproduction.* Doin, Paris, 2e édition (1e édition 1994).

ROBERT, D. & A.-M. CATESSON (2000). *Biologie végétale. Caractéristiques et stratégie évolutive des plantes. **2**. Organisation végétative.* Doin, Paris, 2e édition (1e édition 1990).

SEGARRA, J. (dir.), É. CHAUVET, C. COLSON-PROCH, M. HUILLE, M. LABROUSSE, F. LOUET, F. METZ & E. PIÈTRE (2014). *Biologie BCPST 1re année.* Ellipses, Paris.

SEGARRA, J., E. PIÈTRE (dir.), G. BAILLY, O. CHASSAING, D. FAVRE, T. JEAN, F. METZ & C. MEUNIER (2015). *Biologie BCPST 2e année.* Ellipses, Paris.

VINCENT, P. (1964). *Sciences naturelles. Classe de 2eM'.* Vuibert, Paris.

VINCENT, P. (1962). *Sciences naturelles. Classe de 1reM'.* Vuibert, Paris.

VINCENT, P. (1968). *Sciences naturelles. Classe de 1eD.* Vuibert, Paris.

VINCENT, P. (1974). *Sciences naturelles. Classe de Terminale D.* Vuibert, Paris.

Plan du TP

Objectifs : extraits du programme **1**
Introduction **1**

I. Localisation de la photosynthèse **1**
A. Étude microscopique d'une coupe transversale d'Angiosperme Eudicotylédone typique 1
B. Étude microscopique d'une feuille d'Élodée 2
C. Étude ultrastructurale d'une cellule végétale et d'un chloroplaste 3

II. Étude ExAO de la photosynthèse **3**
A. Dispositif expérimental 4
B. Exploitation de résultats relatifs à l'alternance obscurité-lumière 4
C. Exploitation de résultats relatifs au type de radiations 5

III. Les pigments photosynthétiques : extraction, chromatographie, spectre d'absorption **7**
A. Protocole d'extraction de pigments 7
B. Protocole de chromatographie sur papier 7
C. Protocole de spectroscopie (spectre d'absorption des pigments) 7
D. Résultats (chromatographie, spectre) 8
E. Exploitation des résultats 8

Références **9**
Plan du chapitre **9**

© Tanguy JEAN. Les textes et les figures originales sont la propriété de l'auteur. Les figures extraites d'autres sources restent évidemment la propriété des auteurs ou éditeurs originaux.

Document produit en septembre 2017 • Dernière actualisation : mars 2020.
Remerciements : Olivier CHASSAING, Joseph SEGARRA.

Contact : Tanguy.Jean4@gmail.com

Adresse de téléchargement : http://tanguyjean.businesscatalyst.com/

Ces données sont placées sous licence *Creative Commons Attribution – Pas d'Utilisation commerciale 4.0 CC BY NC* qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition d'en citer explicitement la source et de ne pas en faire d'utilisation commerciale.