

Production des micro-algues benthiques mesurée sur le Grand Morin : premiers essais de mesure *in situ*

C. Rabouille¹, M. Lalande¹, B. Bombled¹, M. Poulin² et N. Flipo²

¹ LSCE- UMR CEA-CNRS, Av. de la Terrasse, 91190 Gif sur Yvette, rabouill@lsce.cnrs-gif.fr

² CIG UMR Sysiphe, Ecole des Mines, UMR Sisyphe, 35 Rue Saint Honoré, 77305 Fontainebleau, Michel.Poulin@ensmp.fr

Production des micro-algues benthiques mesurée sur le Grand Morin : premiers essais de mesure <i>in situ</i>	1
1. Introduction	1
2. Matériel et méthode	2
2.1. Présentation du site et de l'hydrologie	2
2.1.1 Suivi hydrologique	2
2.2. Mesure des profils	3
2.2.1 Le Lander	4
2.2.2 Le Profileur de paillasse	4
2.2.3 Les carottes	5
2.2.4 La calibration des électrodes	5
2.2.5 Intensité lumineuse	6
2.2.6 La modélisation avec PROFILE	6
2.3. La méthode Light – Dark Shift	6
3. La théorie	6
3.1.1 Diffusion-Réaction : les profils dans le sédiment	6
3.1.2 La méthode Light – Dark Shift	8
4. Résultats	8
4.1. Mise au point de la technique <i>in situ</i>	8
4.2. Distributions en oxygène dans les sédiments	9
4.2.1 Profils <i>in situ</i>	9
4.2.2 Profils en laboratoire	11
4.3. Calcul de la production nette : modélisation PROFILE	13
4.4. Mesure de la production brute : Light-Dark Shift	14
4.4.1 LDS <i>in situ</i>	14
4.4.2 LDS en laboratoire	15
5. Synthèse et Discussion	16
5.1. Production primaire potentielle des biofilms	16
5.2. Rétention temporaire	17
5.3. Suboxie des sédiments superficiels	17
6. Bibliographie	18

1. Introduction

A la surface des continents, le réseau hydrographique constitue le principal vecteur du transport de matière. Or, comme dans la plupart des milieux aquatiques peu profonds, les cycles de matière de transport-transformation dans les rivières sont caractérisés par un fort couplage entre les différents compartiments (eau, sédiments, faune et flore). Dans les rivières de petits ordres en amont des bassins fluviaux, une part importante de la production autochtone de matière organique se situe sur le fond (vase, cailloux), dans un biofilm composé essentiellement de diatomées. Par ailleurs, les

sédiments des rivières représentent un environnement où les conditions d'oxygénation sont limitées entraînant des processus anoxiques tels que la dénitrification ou la remobilisation de métaux sensibles aux conditions physico-chimiques.

Afin de comprendre le fonctionnement du compartiment périphytique du fond des rivières et d'en valider les modèles de fonctionnement, des mesures de processus concernant les cycles biogéochimiques du carbone et de l'oxygène dans ces milieux sont nécessaires. Cette étude s'intéresse pour cela à la production primaire du biofilm, et en particulier au processus de photosynthèse qui implique directement l'oxygène et le carbone. Grâce à une nouvelle technique, des mesures de profils d'oxygène sont faits *in situ* par des microélectrodes montées sur un profileur benthique autonome. Ces profils permettent d'atteindre les valeurs de production nette d'oxygène. Par ailleurs, l'application *in situ* d'une technique d'alternance lumière-obscurité permet de mesurer la production brute en fonction de l'éclairement du biofilm.

2. Matériel et méthode

2.1. Présentation du site et de l'hydrologie

Le site choisi pour cette étude est le bassin du Grand Morin. Cet affluent de la Marne est un Site Atelier du Piren-Seine. L'étude *in situ* nécessite un terrain relativement plat pour pouvoir poser le Lander sur le sol. Le site de Tresmes a été choisi pour cette raison et pour l'abondance du biofilm qu'on y a trouvé. Tresmes dépend de la commune de Pommeuse. Le Lander a été posé quelques mètres en amont du pont qui relie Tresmes à Faremoutiers. Pommeuse se trouve à 10 km en aval de Coulommiers. Nous avons effectué des mesures *in situ* les 27, 28, 29 Avril et le 13 Mai. Des carottes ont été prélevées pour l'étude de laboratoire le 9 Juin.

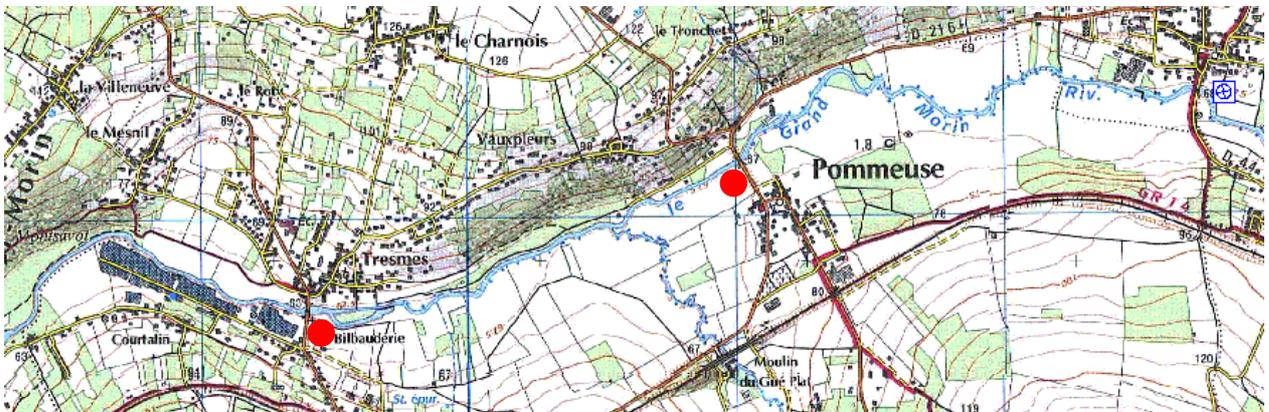


Figure 1 : Carte IGN de la région de Pommeuse à l'aval de Coulommiers. Les sites de prélèvement sont indiqués en rouge

Les carottes ont majoritairement été prélevées à cet endroit. Néanmoins, après la crue du 09 mai 2004, le biofilm n'est pratiquement pas réapparu à cet endroit. La dernière carotte, prélevée le 09 juin 2004, a donc été prise à un autre site. Il s'agit du pont de Pommeuse, quelques centaines de mètres en amont (Cf. **Figure 1**). La station hydrologique qui permet de connaître le niveau et le débit du Grand Morin se trouve en amont immédiat de ce pont.

2.1.1 Suivi hydrologique

Le Grand Morin est une rivière de débit moyen de 3 à 6 m³/s, d'une profondeur de 1 à 2 m. En revanche, les crues peuvent y être extrêmement rapides et fortes multipliant son débit par dix. La Figure 2 montre le suivi des débits des 16 derniers mois. Les mois d'octobre 2003, mars et avril 2004

qui correspondent aux premières expériences, ont des débits assez faibles alors que mai 2004 est caractérisé par un épisode de crue majeure. Ainsi le biofilm, qui avait commencé à se développer en mars-avril, fut arraché en mai et s'est peu développé par la suite.

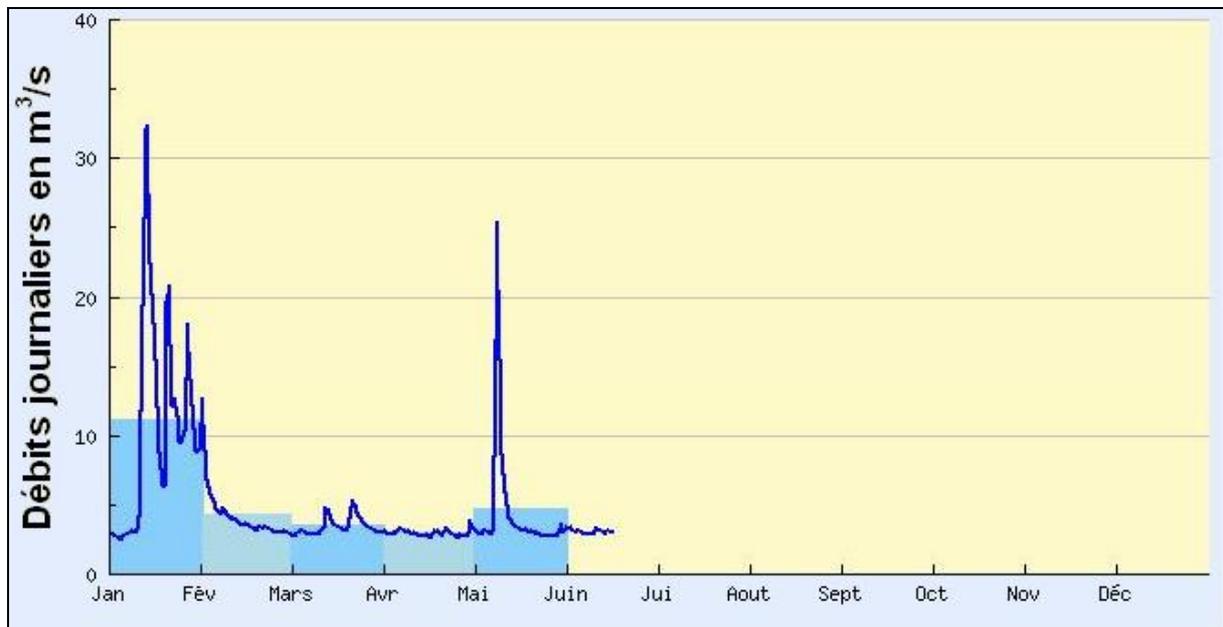


Figure 2 : Suivi du débit journalier et graphique « entre deux » des maximums, minimum et moyennes de débit sur les 16 derniers mois du Grand Morin à la station de Pommeuse. (Banque nationale de données pour l'hydrométrie et l'hydrologie)

2.2. Mesure des profils

Pour l'étude de la production primaire dans le biofilm du fond des rivières, deux techniques ont été utilisées. Il s'agit d'une part, de mesurer des profils verticaux de concentration d'oxygène à l'interface entre l'eau et le sédiment. En laboratoire, nous avons utilisé un profiler de paillasse ; *in situ*, une nouvelle technique est testée grâce au Lander. D'autre part, l'étude de la photosynthèse repose aussi sur une technique dite *Light-Dark Shift* (LDS), développée ci-après. Enfin, cette étude est complétée par l'utilisation du modèle PROFILE.

2.2.1 Le Lander

Le Lander, illustré à la Figure 3, est constitué d'un cylindre étanche abritant les appareils de mesure et le logger permettant de le programmer et de stocker les données acquises. Sous le cylindre sont fixées jusqu'à neuf électrodes. L'ensemble est monté sur un support autorisant un déplacement vertical qu'un moteur provoque sur ordre du programme du Lander. Dans le cadre de l'étude de la production primaire, on fixe sur le support une boîte noire, isolant la surface étudiée de la lumière extérieure ; une lampe sous-marine éclaire à l'intérieur. Des filtres de lumière peuvent être insérés.

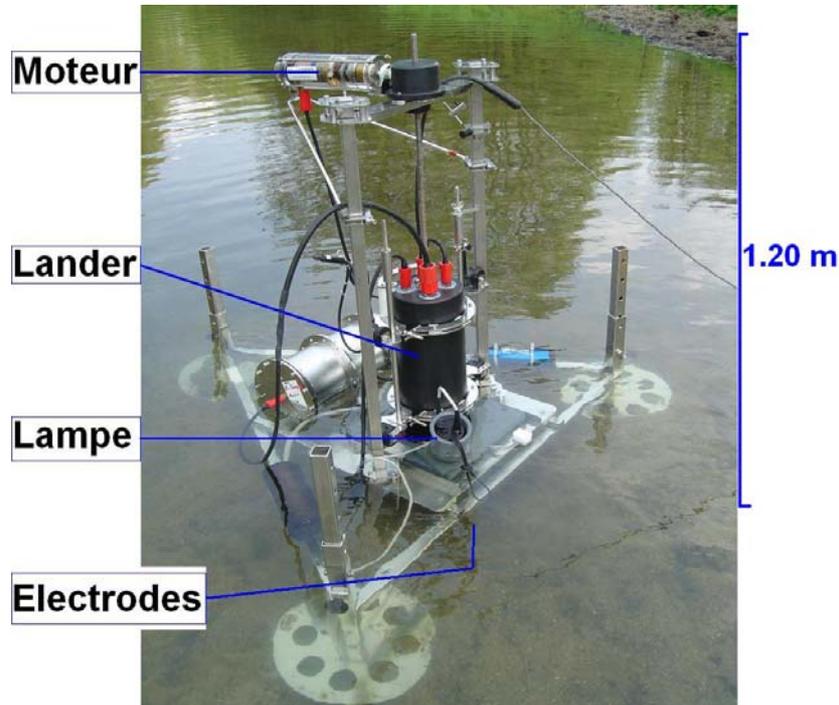


Figure 3: Photo du Lander en situation dans le Grand Morin

A travers une interface sur ordinateur, des commandes sont enregistrées dans le Lander. Celui-ci est ensuite mis à l'eau. Les informations acquises sont ensuite déstockées sur ordinateur.

Cette technique est tout à fait nouvelle pour l'étude du biofilm en rivière. L'utilisation d'un engin totalement étanche permet donc de mesurer différents paramètres *in situ*. Les électrodes à oxygène sont des micro-électrodes de type Clark qui possède une pointe d'environ $10\mu\text{m}$ de diamètre, un temps de réponse de 0.5 s. Elles mesurent la concentration en oxygène avec une précision inférieure au picoampère (soit $1\mu\text{mol/L}$). D'autres électrodes peuvent être utilisées : pour le pH, les sulfures... Le moteur a un pas de $25\mu\text{m}$.

2.2.2 Le Profileur de pailleasse

Dans les jours qui suivent le prélèvement d'une carotte dans la rivière, des profils sont effectués grâce à une micro-électrode du même type que celles utilisées *in situ*. Elles mesurent la concentration en oxygène avec une précision inférieure au picoampère (soit $1\mu\text{mol/L}$). Elles sont calibrées par la méthode de Winkler (décrite ultérieurement). Cette électrode est montée sur un moteur dont le pas est inférieur à $25\mu\text{m}$. Le tout est contrôlé par ordinateur à travers le programme Profix. (Figure 4).

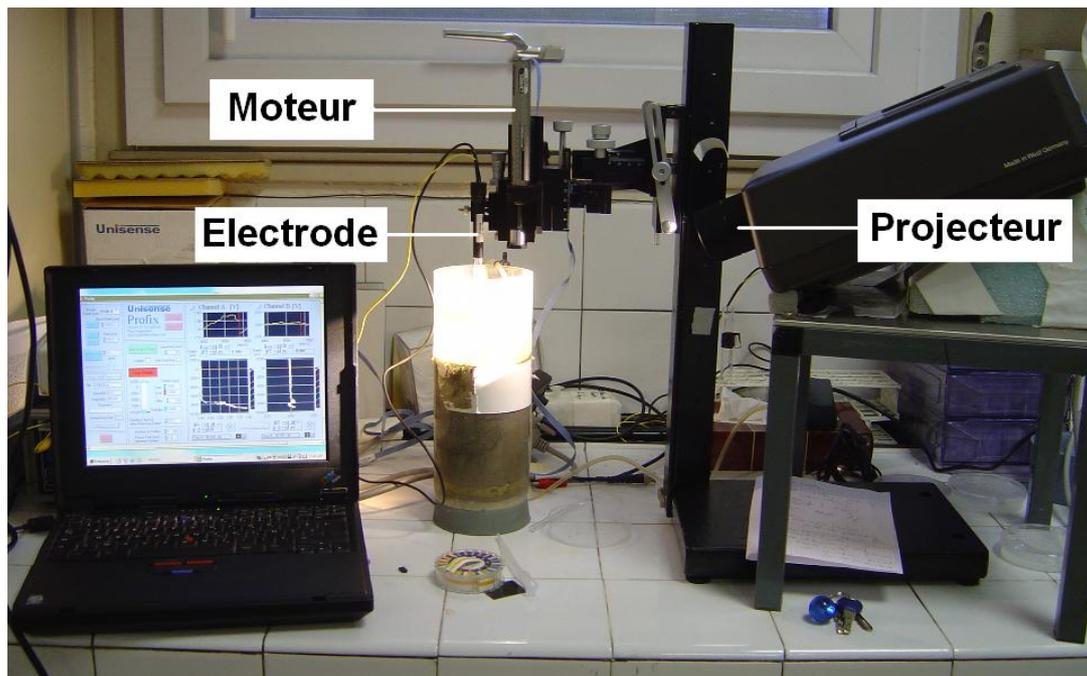


Figure 4: photo du montage pour les profils en laboratoire.

Pour pouvoir contrôler la lumière incidente sur la carotte, un projecteur l'illumine. A l'aide de diapositives modifiées, nous avons pu placer différents filtres de lumière devant le faisceau afin de regarder l'influence de l'intensité lumineuse sur la production d'oxygène.

2.2.3 Les carottes

Les carottes sont prélevées pour l'étude en laboratoire. La pénétration en oxygène n'excédant pas le centimètre comme ordre de grandeur, une carotte de 20 à 30 cm de hauteur de sédiment est amplement suffisante. Une hauteur d'eau de 10 cm est aussi préférable afin d'assurer une concentration en oxygène (produit ou consommé dans le sédiment) fixe dans l'eau.

De par la fragilité des électrodes, les carottes ne sont faites qu'en milieu meuble, ce qui permet de les faire à la main. Le tube en plexiglas de 10 cm de diamètre est enfoncé en y appliquant un mouvement rotatif. Une fois en place, le sédiment autour est retiré. Une plaque est glissée sous la carotte, un bouchon supérieur permet de maintenir le sédiment par succion, la carotte est soulevée. Enfin un bouchon est glissé sur l'embouchure inférieure.

Le biofilm est majoritairement constitué de diatomées. Celles-ci supportent assez mal les changements de milieu. C'est pourquoi le passage de la rivière (température 15°C, débit 3 m³/s) à la carotte en laboratoire (température 20°C, débit nul si ce n'est le mélange dû au bulleur), ne permet pas de les conserver très longtemps. Nous ne disposons pas dans notre laboratoire des outils nécessaires à la reproduction des conditions naturelles. Les carottes sont donc étudiées dans les 4-5 jours suivant le prélèvement. Plusieurs carottes ont été prélevées, deux seulement serviront à cette étude. Le biofilm sur les carottes mesurent moins d'un millimètre d'épaisseur sur celle prélevée en octobre 2003, et 5 à 20 mm sur celle prélevée en juin 2004.

2.2.4 La calibration des électrodes

Les électrodes mesurent un signal en pico-ampère. Elles ont une réponse linéaire sur les concentrations mesurées. Deux points sont donc nécessaires à la calibration. Le premier est le zéro qui est toujours atteint à partir d'une certaine profondeur, de l'ordre du centimètre, dans le sédiment (anoxie). Le deuxième est la concentration en oxygène dans l'eau surnageante. Pour ce faire, l'eau est prélevée dans la rivière (à l'endroit de la mesure) pour les mesures *in situ*, ou dans la carotte. La concentration en oxygène est mesurée par la méthode Winkler.

2.2.5 Intensité lumineuse

La corrélation entre l'intensité lumineuse et la production primaire nécessite une mesure de la lumière précise. Pour cela, un quantum-mètre Li-Cor sera utilisé, son temps de réponse est inférieur à la seconde, il est étanche et mesure une quantité de photons incidents en $\mu\text{mol photons/s/m}^2$. Pour l'instant, seule des mesures relatives ont été effectuées car la géométrie du faisceau est complexe et nécessite un positionnement très précis, qui n'a pas encore pu être effectué.

Les mesures sont faites avec la lumière maximale que peuvent fournir les projecteurs (*in et ex situ*), et avec une lumière atténuée par des filtres. Nous avons utilisé un filtre 209 est « 1 diaphragme » c'est-à-dire qu'il divise l'intensité de lumière par deux. Le filtre 210 est un filtre « 2 diaphragme » divisant l'intensité par quatre.

2.2.6 La modélisation avec PROFILE

On recale la position de l'interface eau-sédiment sur le profil par la méthode suivante : Le changement de milieu que représente le passage de l'eau au biofilm ou au sédiment se traduit par une différence de diffusivité. Cette dernière se constate par un changement dans le gradient de concentration. Ainsi, pour chaque intervalle, le gradient de concentration est calculé, et on place l'interface sur le point supérieur de l'intervalle ayant le plus fort gradient. On vérifie la cohérence de ce résultat avec l'allure générale de la courbe.

Ensuite, en modélisant le transport et la réaction (production et consommation), on peut extraire les paramètres de réaction moyennant une bonne connaissance du transport (3.1.1, équation 3). Un outil approprié pour effectuer ces tâches est le logiciel PROFILE (Berg et al., 1998), qui permet d'effectuer des ajustements de courbes théoriques sur les valeurs observées et de calculer les valeurs des taux de réaction (production nette ou respiration) en fonction de la profondeur. Ces valeurs sont supposées constantes sur des bandes de profondeurs d'épaisseur fixe.

2.3. La méthode Light – Dark Shift

La méthode Light–Dark Shift permet l'évaluation de la production brute : c'est une alternance lumière – obscurité. (Revsbech and Jørgensen 1983, Glud et al. 1992). Le principe est le suivant : au moment de l'extinction de la lumière, les processus de respiration et de diffusion sont constants pendant quelques secondes mais la photosynthèse s'arrête. A une profondeur donnée, la teneur en oxygène va donc diminuer (voir ci-dessous pour la théorie) de manière proportionnelle à la production.

L'électrode est placée à une profondeur donnée par pas de 400 μm dans le sédiment. Quand l'état stationnaire est atteint et que l'oxygène ne dérive plus, la lumière est coupée. La concentration en oxygène est mesurée pendant 10 secondes après l'extinction, mais le calcul de pente de la courbe oxygène = $f(t)$ est effectué sur les 5 premières secondes. Cette opération est reproduite deux ou trois fois par profondeur afin de pouvoir produire un résultat robuste. La moyenne des pentes est prise comme étant la valeur de la production brute.

3. La théorie

3.1.1 Diffusion-Réaction : les profils dans le sédiment

Les flux d'oxygène à l'interface entre eau et sédiment sont régis par divers processus qui déterminent également la forme des profils observés. Ces processus peuvent être séparés en deux classes : transport et réaction (Berner, 1980 ; Boudreau, 1997).

La diffusion verticale tout d'abord peut être séparée en deux phénomènes : la diffusion moléculaire et la bioturbation. Cette dernière est souvent modélisée comme un transport par diffusion causée par les mouvements aléatoires de la faune (ver ou mollusque par exemple). Elle ne sera pas prise en compte ici, surtout car au moment du prélèvement, il n'y a pas de faune visible. En revanche,

on voit très clairement cette faune se développer après quelques jours dans la chaleur du laboratoire. Ceci devra être pris en compte dans l'éventualité où l'on voudrait conserver des carottes plus longtemps.

La diffusion moléculaire peut être décrite par la loi de Fick :

$$J = - \Phi \cdot D_s \cdot \frac{\partial C(z)}{\partial z} \quad (1)$$

où J représente le flux diffusif d'oxygène,

Φ représente la porosité du milieu,

D_s représente le coefficient de diffusivité apparente de l'oxygène,

z est la profondeur considérée,

C(z) est la concentration d'oxygène en z.

La connaissance des propriétés diffusives est d'importance pour l'étude mais la porosité dans le biofilm est très difficile à mesurer. D'autre part, les échelles de nos mesures sont de l'ordre de 100 μm , alors que les porosités de milieu sont souvent évaluées sur des tranches de l'ordre du millimètre.

Le coefficient de diffusivité apparente D_s dépend de D_o , le coefficient de diffusivité de l'oxygène dans l'eau. Plusieurs formules existent.

$D_s = \frac{1}{\theta^2} \cdot D_o$ où θ représente une correction pour la tortuosité du sédiment. θ^2 vaut généralement environ 1.5, soit $1/\theta^2 = 0.66$.

$D_s = \Phi^{n-1} \cdot D_o$ où le facteur n dépend de la nature du sédiment. On prend $n=3$ pour des porosités supérieures à 0.7 soit $0.49 < \Phi^2 < 1$.

On choisit la deuxième méthode qui semble être la plus courante dans les publications.

D'un point de vue dynamique, la concentration d'oxygène répond à l'équation de bilan suivante :

$$\begin{aligned} \frac{dC}{dt} &= - \frac{\partial J}{\partial z} - C + P \\ &= \Phi \cdot D_s \cdot \frac{\partial^2 C}{\partial z^2} - C + P \end{aligned} \quad (2)$$

Variation = diffusion – consommation + production.

C et P désignent respectivement la consommation (puits) et la production dite brute (sources) d'oxygène. Notons que la production provient de la photosynthèse du biofilm, et que la consommation provient de la respiration du biofilm et des autres organismes du sédiment (bactéries, macrofaune) mais aussi de l'oxydation de certains éléments dans ce sédiment.

A l'état stationnaire, la concentration ne varie plus dans le temps. On peut en déduire la production nette, c'est-à-dire la différence entre production brute et consommation.

$$\frac{dC}{dt} = 0 \Rightarrow - \Phi \cdot D_s \cdot \frac{\partial^2 C}{\partial z^2} = P - C \quad (3)$$

3.1.2 La méthode Light – Dark Shift

La méthode Light – Dark Shift permet l'évaluation de la production brute : c'est une alternance lumière – obscurité (Revsbech and Jørgensen 1983, Glud et al. 1992).

Soit t_0 l'instant d'extinction de la lumière. En se plaçant à nouveau dans l'état stationnaire, on peut isoler la production brute :

$$\text{Pour } t < t_0, \quad \frac{dC}{dt} = 0 \Rightarrow -P = -C + \Phi \cdot D_s \cdot \frac{\partial^2 C}{\partial z^2} \quad (4)$$

Or en éteignant la lumière au temps t_0 , la production s'arrête immédiatement. L'équation (2) devient :

$$\text{Pour } t \geq t_0, \quad P = 0 \Rightarrow \frac{dC}{dt} = \Phi \cdot D_s \cdot \frac{\partial^2 C}{\partial z^2} - C \quad (5)$$

Au moment de l'extinction, on a aussi l'égalité (4). En combinant les équations (4) et (5), on en déduit qu'au moment de l'extinction la dérivée de la concentration par rapport au temps, à une profondeur donnée est égale à la production :

$$\text{A } t \approx t_0, \quad \frac{dC}{dt} = -P$$

L'électrode est placée à une profondeur donnée ; quand l'état stationnaire est atteint, la lumière est coupée. La concentration en oxygène est mesurée pendant cette opération. La pente de la courbe de concentration sur les 5 secondes suivants l'extinction est calculée. L'opération est reproduite deux ou trois fois par profondeur. La moyenne des pentes est prise comme étant la valeur de la production brute.

4. Résultats

4.1. Mise au point de la technique *in situ*

Le protocole pour la mesure *in situ* a été élaboré au fur et à mesure des sorties sur le terrain.

Le site : Deux conditions sont nécessaires pour que les mesures soient possibles. Il faut tout d'abord un terrain relativement plat permettant de déposer l'appareil qui mesure 1.20m de côté et pèse plus de 50 kg. Cette condition est nécessaire pour la stabilité du Lander évidemment, mais aussi car la boîte benthique (boîte noire + lampe) est dessinée pour être située à environ 2-3 cm de l'interface afin de maintenir le courant. De plus, les électrodes cassant facilement (pointe de verre de 10 μ m), il est largement préférable que le site soit exempt de débris grossiers et constitué des sédiments fins tels que l'argile ou le sable. Les pierres et les branches en décomposition représentent un danger pour les électrodes.

La période temporelle : Les microalgues se développent en début de printemps et tendent à être remplacées par des macrophytes au début de l'été. On privilégiera donc le printemps pour effectuer les mesures. Cependant, cela ne suffit pas. En effet, nous avons constaté la grande diversité des états du biofilm : celui-ci dépend énormément des phénomènes météorologiques ayant précédé : la température, l'ensoleillement et les précipitations ont un rôle majeur dans le développement des microalgues. Par exemple, une forte précipitation le 9 mai 2004 sur notre site a fait monter le niveau de l'eau de 2 m et le débit est passé de 3m³/s à environ 25 m³/s. Toute la flore du fond de la rivière a été arrachée. Le 28 mai 2004, après un temps plutôt clément, le biofilm avait commencé à repousser. Enfin, le 9 juin après quelques jours de fortes chaleurs, le premier site était quasiment vierge de biofilm. Des macrophytes avaient partiellement colonisés le fond de la rivière. Cependant, 1 km en amont, nous avons trouvé une épaisse couche de biofilm.

La mise en place : Pour mettre en place l'engin, nous avons pris soin de repérer les endroits intéressants en les approchant par l'aval, et en essayant d'éviter de soulever des particules dans l'eau.

Une fois repéré le site exact, nous approchons l'appareil par l'aval une fois encore, puis le posons très doucement (autant que faire se peut avec un engin de quelques dizaines de kilos).

Problème d'érosion : les particules en suspension dans l'eau s'accrochent sur les électrodes et balayent la surface de sédiments. Nous avons donc opté pour un grillage entourant la boîte benthique, à maille fine mais ne brisant pas trop le flux de la rivière. Nous avons constaté que l'érosion était largement endiguée. La Figure 7 illustre cette érosion

La lumière : chaque fois que l'intensité lumineuse change (noir à éclairé, filtré à non filtré), rien n'est effectué pendant une heure : temps que nous avons estimé nécessaire à la stabilisation des profils dans le biofilm. Ce temps a été déterminé de façon empirique. En outre, il est sans doute préférable de commencer par la lumière la moins forte pour aller vers la lumière maximale.

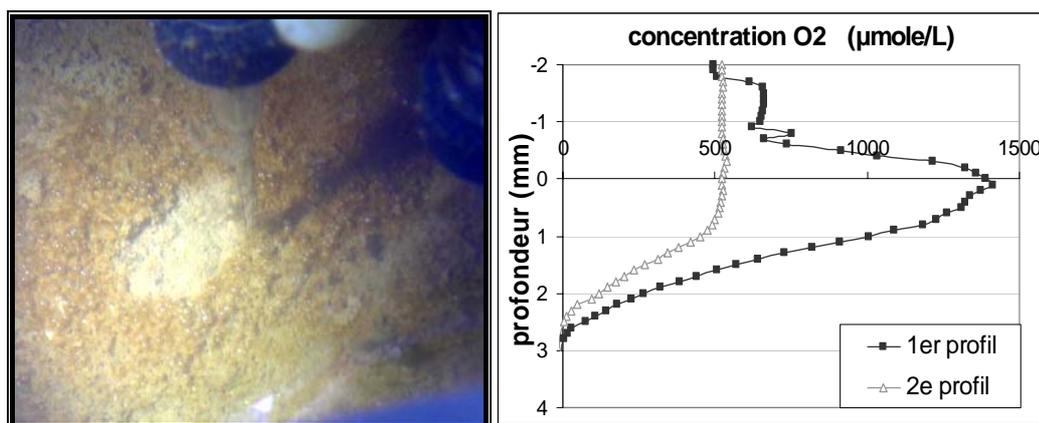


Figure 5: (gauche) Photo de l'érosion constatée autour de l'électrode. Le biofilm (marron) recouvrait uniformément la surface du sédiment (beige clair). Il est intéressant de noter les bulles d'oxygène observable à la surface du biofilm. (droite) Profils des concentrations de O₂ au même endroit dans le sédiment sous le même éclairage : le 2ième profil montre les signes de l'érosion de la surface du biofilm-sédiment.

La **Figure 5** montre un exemple de profils effectués au même point sous la même lumière à 3 heures d'intervalle. Le zéro est l'interface ; les profondeurs positives (en dessous du zéro) représentent le sédiment : elles sont sur l'axe des ordonnées. Le premier profil montre une forte croissance de la concentration d'oxygène au passage de l'interface : il s'agit de la production d'oxygène par les diatomées par le processus de la photosynthèse. Pour le deuxième profil, l'électrode a pénétré le sédiment au même endroit, sous le même éclairage. On n'observe plus le pic de production d'oxygène, d'une part. D'autre part, on constate que la cassure de la concentration en oxygène caractéristique de la pénétration dans un sédiment apparaît à la profondeur relative -1 mm. Ceci montre que le sédiment et le biofilm se sont érodés sur plus d'1 mm.

4.2. Distributions en oxygène dans les sédiments

4.2.1 Profils in situ

Deux campagnes sur le terrain ont été menées. La première du 27 au 29 avril 2004 est réalisée sur un biofilm fin (moins d'1 mm d'épaisseur). La deuxième, le 13 mai 2004, est réalisée sur un sédiment nu : le biofilm a été arraché par une crue quelques jours plus tôt.

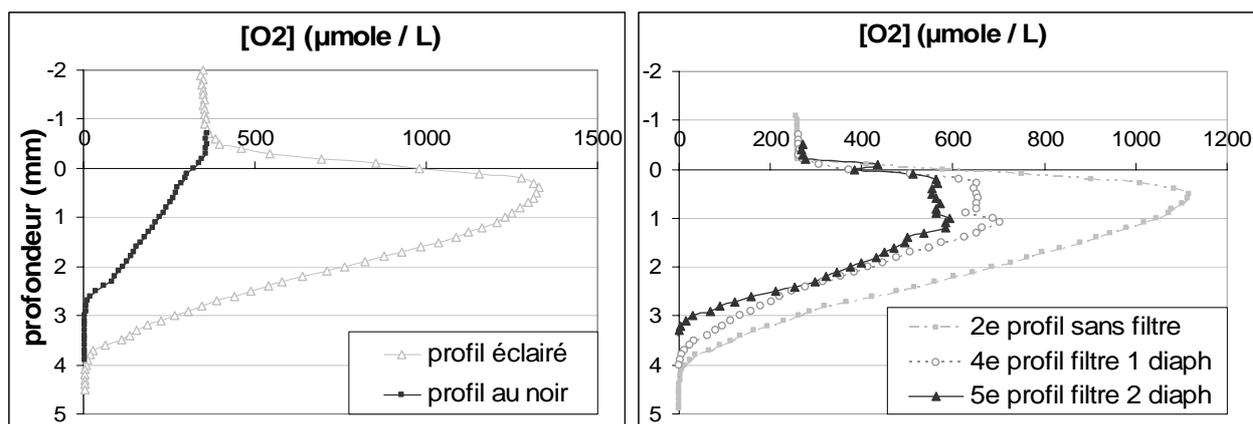


Figure 6: Profils de la concentration d'oxygène mesurés sous des intensités de lumière différentes. (gauche)- 28 avril 2004 : profil éclairé (triangle vide) et profil au noir (carré plein) ; (droite)- 29 avril 2004 : profil en lumière total (carré plein, gris clair), profil avec filtre de lumière 1 diaphragme : intensité divisée par deux (rond vide, gris) et profil avec filtre de lumière 2 diaphragme : intensité divisée par quatre (triangle plein, noir).

Pour ces profils (**Figure 6**), l'interface a été replacée comme indiqué précédemment. La concentration d'oxygène dans l'eau est de 350 µmol/L. La saturation en oxygène dans une eau à 15°C, est de 315 µmol/L. Le 28 avril 2004 est une journée très ensoleillée : l'eau est donc très oxygénée par les algues et le biofilm dont l'intensité photosynthétique est proportionnelle à l'ensoleillement. Le 29 avril est en revanche une journée nuageuse, et la concentration en oxygène dans l'eau est de 260 µmol/L alors que la température de l'eau est la même.

Quand le biofilm est éclairé sans filtre, la concentration d'O₂ atteint au maximum 1328 µmol/L juste sous l'interface eau- biofilm. La pénétration d'O₂ est de 3.9 mm de profondeur. Ensuite, le biofilm est mis au noir pendant une heure avant de faire un nouveau profil. L'épaisseur de la zone oxique décroît de 3.9 à 2.7 mm. On n'observe plus de pic d'oxygène relatif à la production ; cependant, le temps d'attente après l'extinction de la lumière n'est sans doute pas assez long. Pour ces deux profils, la profondeur a été recalée séparément.

Le 29 avril 2004, on réalise dans l'ordre un profil éclairé sans filtre, 2 heures plus tard, un profil éclairé avec un filtre « 1 diaphragme » divisant l'intensité de lumière par deux et enfin, 1 heure après un profil éclairé avec un filtre « 2 diaphragmes » divisant l'intensité par quatre. Les concentrations maximales en oxygène sont respectivement 1117 µmol/L, 702 µmol/L et 593 µmol/L. La pénétration d'oxygène prise par rapport à l'interface eau- biofilm passe de 4,1 mm puis 3,9 mm et enfin à 3,3 mm.

Le 13 mai 2004, après une crue, le fond de la rivière Grand Morin était exempt de biofilm. Deux profils ont été réalisés (**Figure 7**). Le premier est réalisé au noir ; le zéro correspond à l'interface entre l'eau et le sédiment. On constate une pénétration de l'oxygène de 1 mm pour une concentration dans l'eau de 286 µmol/L. Le deuxième profil est un profil éclairé réalisé 1.5 heures après le début de l'éclairage. La concentration dans l'eau est passée à 300 µmol/L, et la pénétration de l'oxygène est de 1.5 mm dans le sédiment.

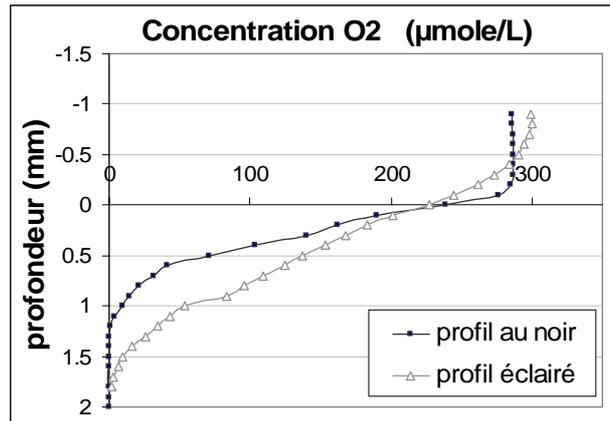


Figure 7: profils de concentration d'oxygène en micromole par litre. Réalisés le 13 mai 2004.
 En carré plein : profil au noir ; en triangle vide : profil éclairé (lumière maximale)

4.2.2 Profils en laboratoire

Quatre carottes ont été prélevées pour faire ces mesures. Le biofilm n'a en général pas survécu au delà de 7 jours. Seules deux des carottes ont donné des résultats exploitables. Les carottes sont conservées avec un dispositif bullant dans l'eau de manière à maintenir cette eau oxygénée et à la faire circuler. Les concentrations d'oxygène dans l'eau ne sont donc pas représentatives de ce que l'on avait dans la rivière au moment du prélèvement.

Les profils mesurés sur la carotte du 16/10/2003 sont présentés en **Figure 8**. Le biofilm était très fin, de l'ordre de 1 à 2 mm. La concentration d'oxygène dans l'eau est de 289 à 308 µmol/L. La concentration maximale d'O₂ est 694 µmol/L. La zone oxique s'étend jusqu'à 4 mm en dessous de l'interface eau-biofilm.

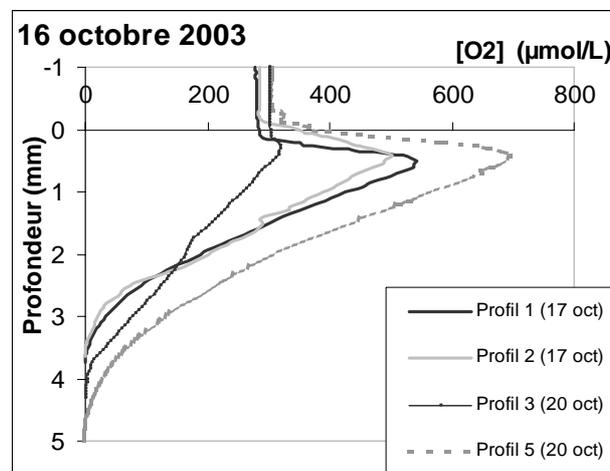


Figure 8: profils de la concentration d'oxygène dans la carotte prélevée à La Bretonnière le 16 octobre 2003.

Les différences entre les profils notamment en ce qui concerne les pics de production sont dues à un ensoleillement très varié de la carotte, celle-ci n'a pas été traitée en lumière contrôlée. Le profil 1 est mesuré le matin sans soleil direct, alors que le profil 2 est mesuré l'après midi sous un ciel assez nuageux. Les profils 3 et 5 sont mesurés alors que l'après midi alors que la lumière était très changeante à cause des nuages. Il y a une corrélation entre production et intensité lumineuse.

Une autre carotte a été prélevée le 09 Juin 2004 à Pommeuse et montre des caractéristiques très différentes (**Figure 9**). Sur cette carotte, le biofilm est très épais et très hétérogène avec une épaisseur variant de 5 à 20 mm.



Figure 9 : Carotte du 09/06/2204 : le biofilm mesure 0.5 à 2 cm d'épaisseur

La localisation de l'interface eau-sédiment dans ce biofilm est assez délicate. En effet, lors d'une mesure réalisée le 15 juin 2004 (**Figure 10**), le zéro a été placé à partir du profil mesuré dans le noir (en noir sur la figure). La profondeur relative de tous les profils de cette figure est conservée. Ainsi on remarque que les profils descendant et ascendant sont très similaires, mais aussi que la surface du sédiment apparaît 0.2 mm en dessous du pic de production d'oxygène. Dans ce biofilm très peu dense et épais, la respiration n'est importante que dans le sédiment qui supporte ce biofilm. Dans le noir, la circulation d'eau dans le biofilm assure une bonne oxygénation de celui-ci. La pénétration d'oxygène dans le sédiment est alors de 1.2 mm dans le noir et de 3.1 à 3.6 mm sous la lumière.

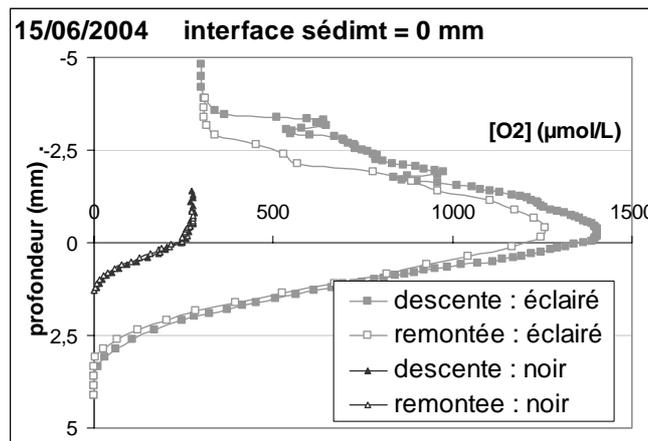


Figure 10: profils de la concentration d'oxygène dans la carotte prélevée au pont de Pommeuse. En Gris clair les profils éclairés. En noir les profils à l'obscurité. L'interface est placée suivant les profils au noir

Les profils de la **Figure 11** montrent la variation de l'activité photosynthétique avec l'intensité lumineuse. En effet, le filtre « 2 diaphragmes » divise par 4 l'intensité, alors que le filtre « 1 diaphragme » la divise par 2. La concentration maximale d'O₂ passe de 564 à 864 et enfin 1187 µmol/L quand on passe de « 2 diaphragmes » à 1 diaphragme et en lumière brute. L'intensité du pic n'est qu'indirectement liée à la photosynthèse car les processus de respiration peuvent également être différents sous différentes activités photosynthétiques. Néanmoins, on observe une nette diminution de ce pic quand l'intensité lumineuse décroît. Par ailleurs, on observe une bonne reproductibilité des mesures, et le non- affaissement du sédiment et/ou du biofilm après la descente de l'électrode. Les profils sont tous faits au même point. Les profondeurs relatives n'ont pas été modifiées. La pénétration de l'oxygène par rapport à l'interface eau- biofilm est de 10 puis 12 mm.

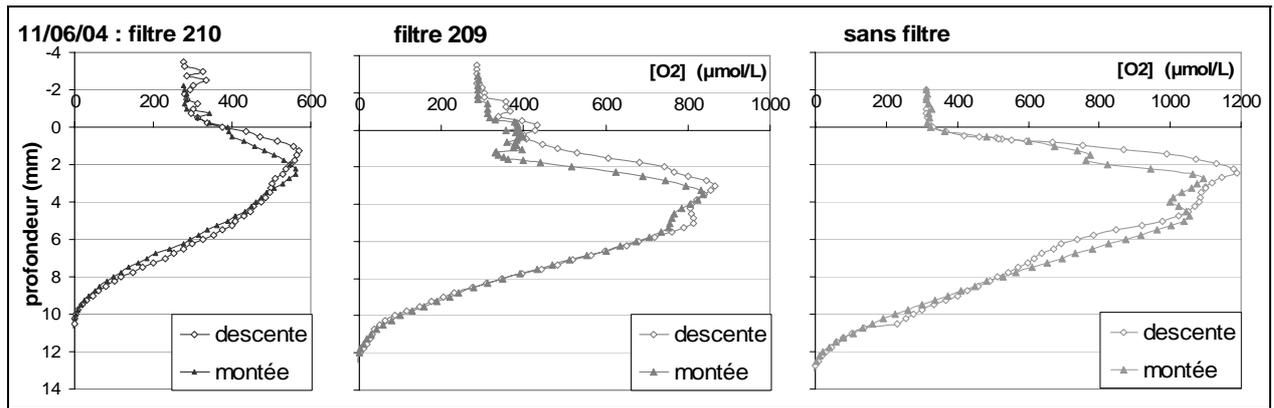


Figure 11: profils de la concentration d'oxygène dans la carotte prélevée au pont de Pommeuse. 11/06/2004. Pour chaque filtre 210, 209 et sans filtre, deux profils sont faits : en losange vide, les électrodes descendent. En triangle plein : électrodes montantes.

4.3. Calcul de la production nette : modélisation PROFILE

A partir des profils mesurés in situ et en laboratoire, nous avons calculé les productions nettes (négatives quand la respiration domine) en utilisant le programme PROFILE.

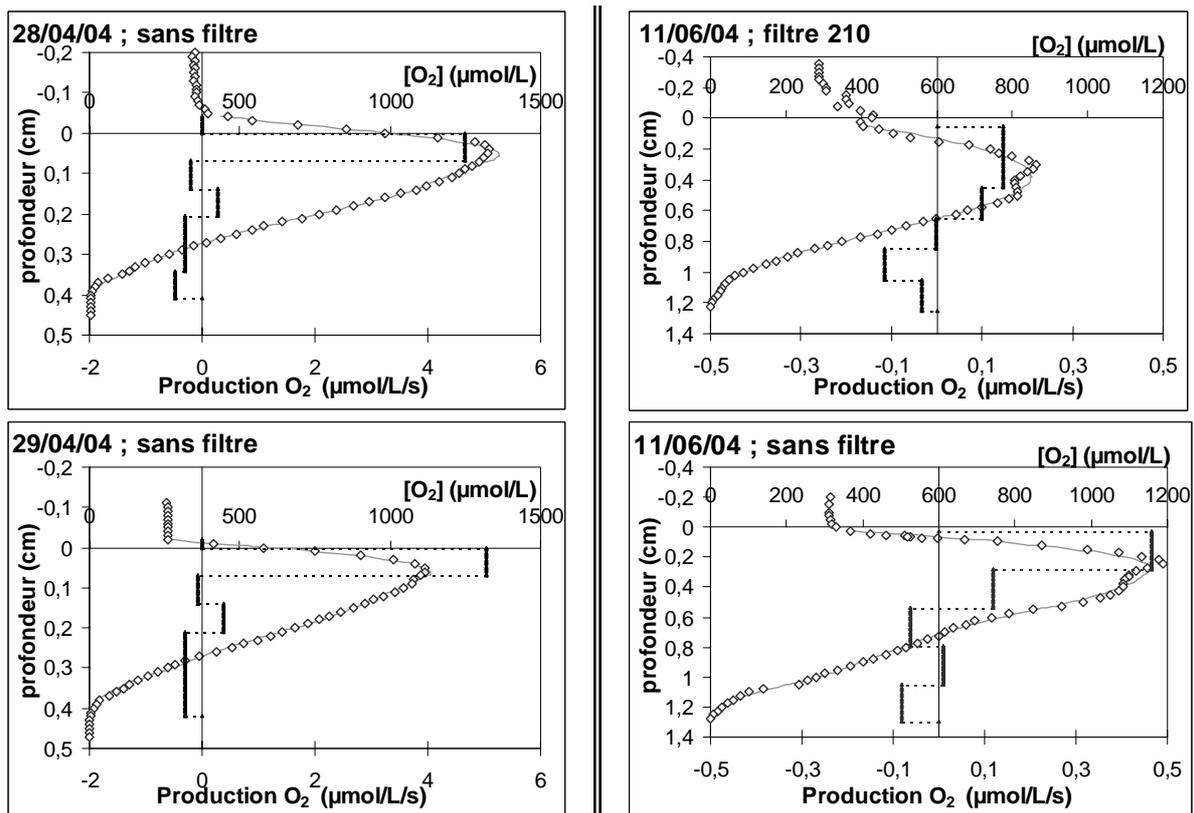


Figure 12: Calcul des productions nettes à partir des profils en utilisant PROFILE. In situ a) 28/04/04 et b) 29/04/04, et ex situ c) 11/06/04 filtre 1 Diaph (lumière divisée par deux) et d) 11/06/04 sans filtre. Losange gris vide : valeurs expérimentales ; trait gris fin : courbe « fit » du programme ; triangle noir plein avec trait pointillé : valeur de la production nette.

La **Figure 12** montre les résultats des productions nettes ($P_{brute} - consommation$) obtenus grâce au modèle PROFILE. Les profils des 28 et 29 avril 2004, obtenus *in situ*, et ceux du 11

juin 2004, obtenus en laboratoire sous deux intensités lumineuses différentes, ont été analysés. Les mesures *in situ* avec un biofilm fin révèlent une production nette de 4.67 et 5.04 $\mu\text{mol/L/s}$ pour l'intervalle allant de 0 à 0.7 mm. En s'enfonçant dans le sédiment, la production nette devient nulle puis positive (0.27 et 0.37 $\mu\text{mol/L/s}$) et enfin négative (-0.3 et -0.4 $\mu\text{mol/L/s}$) traduisant une prépondérance de la consommation.

Les mesures en laboratoire permettent un lien avec l'intensité lumineuse. La production nette sous la surface du biofilm est de 0.15 $\mu\text{mol/L/s}$ pour une lumière I/2 et passe à 0.47 $\mu\text{mol/L/S}$ pour une lumière d'intensité I.

4.4. Mesure de la production brute : Light-Dark Shift

4.4.1 LDS *in situ*

Deux séries de LDS ont été réalisées *in situ* en lumière maximale. Une dernière série a aussi été réalisée avec filtre de lumière mais les résultats ne sont pas exploitables car la chute de concentration d'oxygène à l'extinction de la lumière est peu marquée.

La **Figure 13** présente le profil éclairé pour le 28 Juin 2004, avec les valeurs de la production brute pour les profondeurs 0 mm, 0.4 mm, 0.8 mm et 1.2 mm. Le Light-Dark Shift a été réalisé deux fois par profondeur. Après avoir atteint l'état stationnaire, la lumière est coupée une première fois pendant 30 secondes, puis la lumière est rallumée pendant 8 minutes avant l'extinction suivante. Enfin, l'électrode se déplace. La production brute déduite est la moyenne des pentes de la concentration d' O_2 au moment de l'extinction.

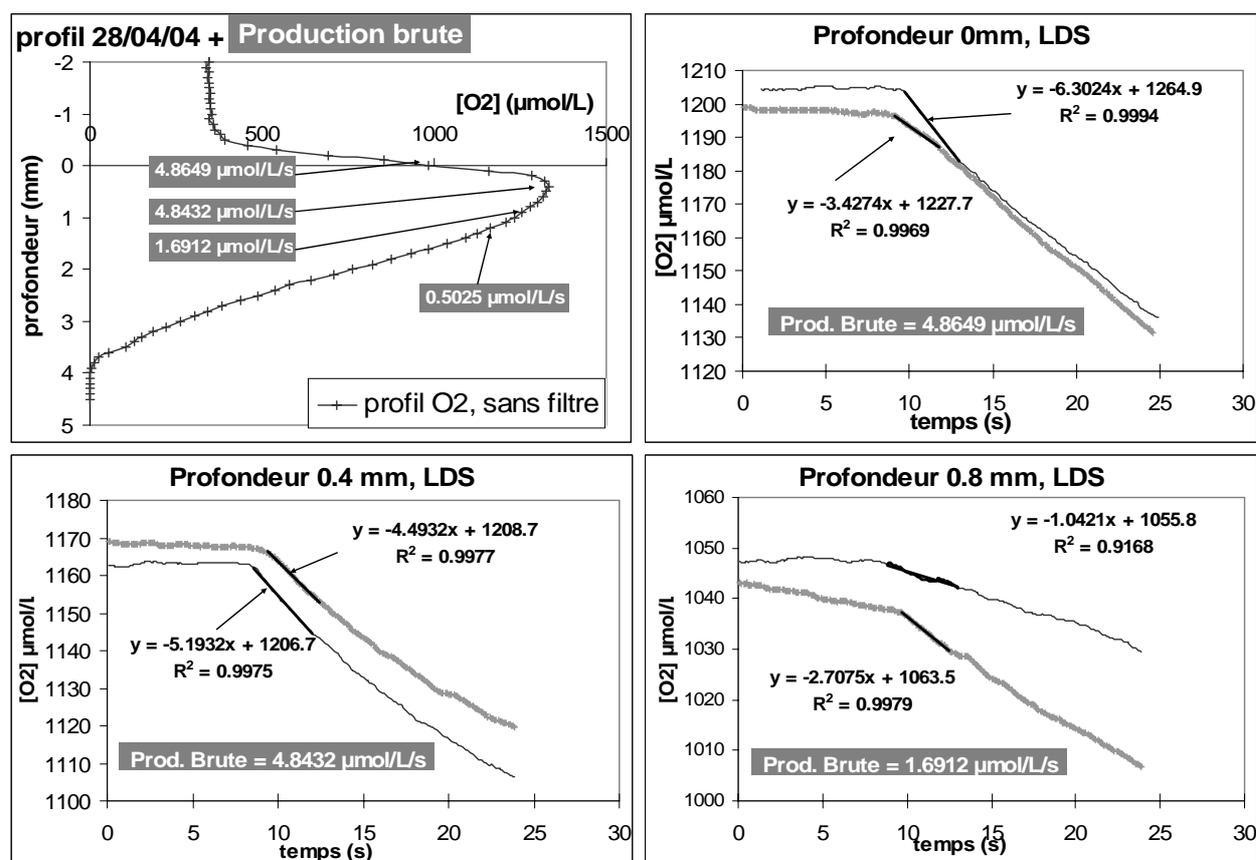


Figure 13 : Profil de la concentration en oxygène du 28/04/04 avec les valeurs des productions brutes déduites des LDS aux profondeurs 0mm, 0.4 mm, 0.8 mm et 1.2 mm (non présentée).

Les résultats du deuxième LDS réalisés le 29/04/04 sont résumés sur la **Figure 14**. Les productions brutes mesurées aux profondeurs 0 et 0.4 mm sont plus élevées que le jour précédent. Pour les profondeurs 0.8, 1.2 et 1.6 mm, les valeurs de la production brute sont proches de zéro, mais l'erreur est trop grande pour donner un résultat plus précis. Le fait qu'il n'y ait plus de photosynthèse à 0.4 mm en dessous du pic de production peut être interprété de deux façons : ou bien le biofilm ne produit plus en dessous de cette profondeur (parce que la lumière est insuffisante par exemple) ; ou bien l'électrode se trouve dans le sédiment sous-jacent à cause d'une épaisseur plu faible du biofilm à cet endroit.

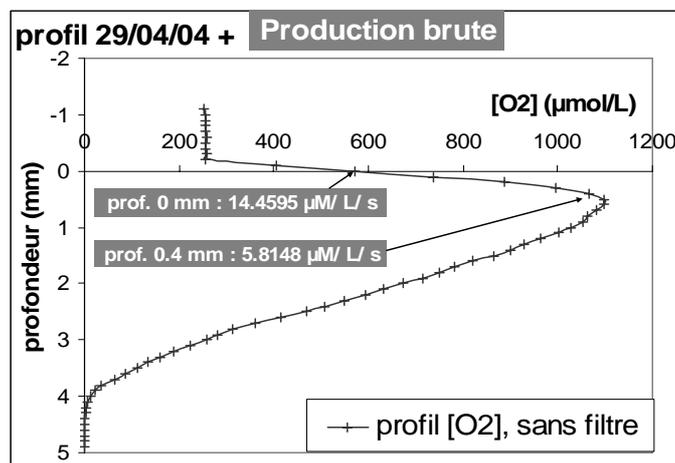


Figure 14: Profil de la concentration en oxygène du 29/04/04 et production brute au profondeur 0 mm et 0.4 mm LDS en laboratoire

4.4.2 LDS en laboratoire

Un seul essai de mesure de production brute a été fait en laboratoire, réalisé sur la carotte du 09 juin 2004, à la suite des profils du 11 juin 2004.

Après avoir éclairé la carotte avec un filtre « 1 diaphragme » (division par 2) pendant une heure, les profils sont mesurés (**Figure 15**, points noirs et blancs). Puis les productions brutes sont mesurées par la technique du Light-Dark Shift aux profondeurs 3.25 et 4 mm. Puis la carotte est placée sous lumière maximale pendant une heure, les profils sont mesurés (**Figure 15**, triangles gris et blancs) et les productions brutes par LDS sont mesurées aux profondeurs 2.5, 3.25, 4, 4.75, 5.5, 6, 6.5, 7, 7.5 et 8 mm.

A la profondeur 3.25 mm, la production brute est de 2.192 $\mu\text{mol/L/s}$ sous une intensité lumineuse divisée par deux, elle passe à 3.462 $\mu\text{mol/L/s}$ quand on enlève le filtre soit un rapport de 1.6. Pour la profondeur 4 mm, la production brute est de 1.04 $\mu\text{mol/L/s}$ avec filtre, et de 3.506 $\mu\text{mol/L/s}$ sans filtre soit un rapport de 3.4. En dessous de la profondeur 4 mm, la production brute décroît. Etant donné l'épaisseur du biofilm (environ 1cm), la lumière pénètre moins dans les couches profondes et le biofilm effectue moins de photosynthèse.

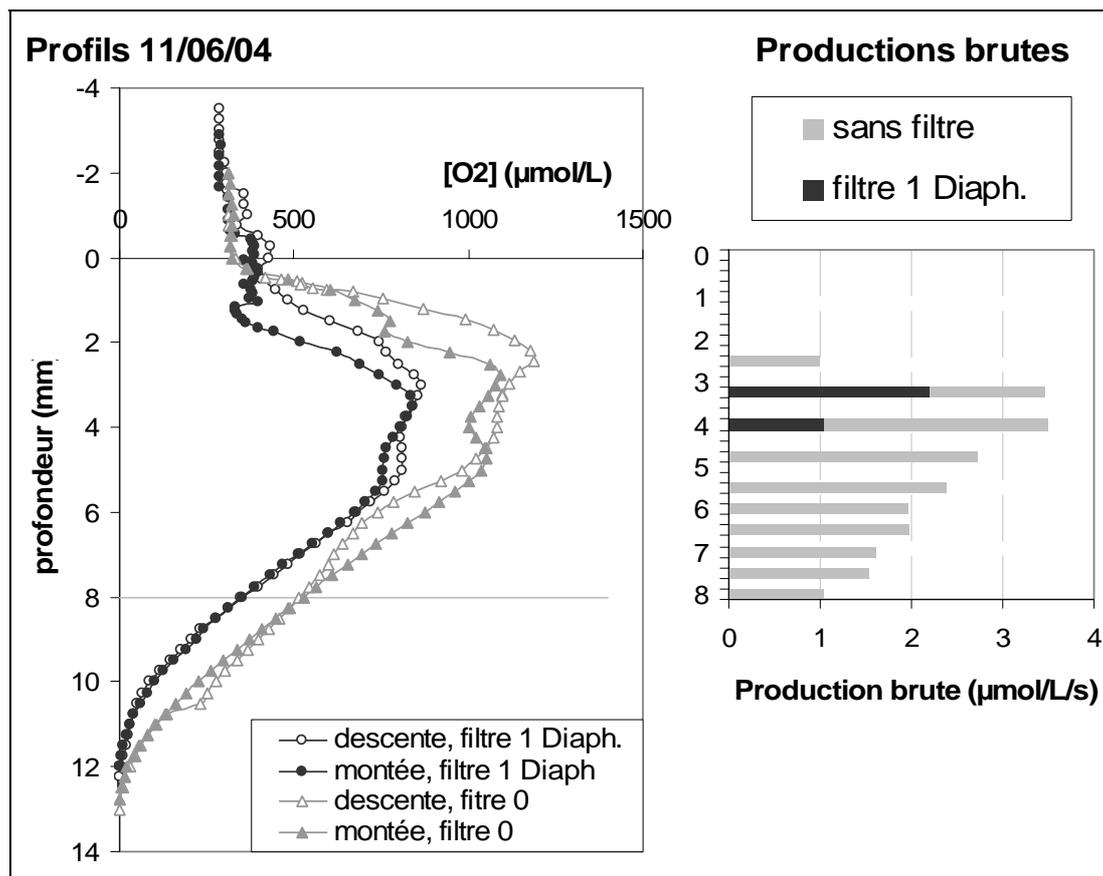


Figure 15: Profils de concentrations d'O₂ et productions brutes associées aux profondeurs, sous intensité lumineuse maximale et divisée par deux. Les mesures de productions brutes sont faites entre 2.5 et 8 mm

5. Synthèse et Discussion

5.1. Production primaire potentielle des biofilms

Les productions primaires brutes mesurées par la technique du Light-Dark Shift *in situ* montrent des valeurs élevées proches de 5 µmol O₂/l/s sur des épaisseurs de biofilms variant de 1 à 2 mm. Sur des biofilms plus épais, les mesures faites au laboratoire montrent des valeurs un peu plus faibles (3 µmol O₂/l/s) sur des épaisseurs plus importantes environ 5-6 mm. Ces valeurs se rapprochent de celles mesurées dans des études similaires au laboratoire où des valeurs de l'ordre de 2.5 µmol O₂/l/s ont été mesurées sur des biofilms millimétriques (Nakamura et al., 2004) avec des intensités lumineuses typiques de jours ensoleillés. Par ailleurs, d'autres auteurs (Nielsen et al., 1990) ont trouvé des valeurs de 15-20 µmol O₂/l/s dans des biofilms équivalents en lumière saturante.

Par ailleurs, les valeurs de production nette estimées de manière complètement indépendante à partir des profils et d'un modèle de transport-réaction donnent des ordres de grandeur similaires 0.3-4 µmol O₂/l/s. Les valeurs de production nette trouvées sur le biofilm de forte épaisseur au mois de Juin peuvent être biaisée par une sous-estimation du transport dans le biofilm. En effet, les conditions de transport dans le biofilms sont assimilés dans le modèle à du transport diffusif, mais dans les biofilms épais et peu dense comme celui de Juin, il peut y avoir une part de transport turbulent qui est beaucoup plus intense que la diffusion. Ainsi, les valeurs calculées seraient sous-estimées.

On peut, néanmoins, tenter de faire une conversion entre les valeurs de production d'oxygène volumiques mesurées et celle de production intégrée de carbone organique. On fait l'hypothèse que la photosynthèse procède avec un rapport O₂/C de 1. Pour une production de 5 µmol O₂/l/s sur 1 mm, on

obtient donc une production de carbone organique de $0.5 \text{ nmolC cm}^{-2} \text{ s}^{-1}$, soient $216 \text{ mgC m}^{-2} \text{ h}^{-1}$. Ces valeurs ne sont, en l'état, pas extrapolables à l'ensemble de la rivière car les conditions de lumière sont maximales et sans doute au-dessus des niveaux de lumière reçus par le biofilm par temps ensoleillé (ceci reste à vérifier avec des mesures précises). Par ailleurs, le biofilm ne se développe que sur les berges légèrement abritées et une extrapolation spatiale directe serait assez hasardeuse. Une production de $100 \text{ mgC m}^{-2} \text{ h}^{-1}$ correspond à une accumulation d'environ 1 mm de biofilm en 30 jours si on suppose que le biofilm possède une porosité de 0.9.

Il n'en reste pas moins que les productions brutes observées sont très importantes comparées aux productions pélagiques qui se situent aux environs de $0.5 \text{ mgC m}^{-2} \text{ h}^{-1}$ dans la Marne d'ordre 4 (Garnier et al., 1995), d'après le modèle RIVERSTRAHLER pour une période similaire (Printemps). Par ailleurs, nous avons comparé nos mesures ponctuelles d'activité photosynthétique avec les résultats du modèle ProSe qui décrit le fonctionnement écologique de la rivière (Even et al., 1998). Un module de développement du périphyton a été développé dans ce modèle sur la base de campagnes de mesures effectuées en 2001 (Flipo et al., 2004). Le modèle permet de calculer la production brute intégrée sur 22 km de Grand Morin depuis le pont de Bretonnière (en amont de Boissy le Chatel) jusqu'à l'aval du village de Guérard sur une période allant de mai à septembre 2001. Celle-ci est de $20 \text{ mgC m}^{-2} \text{ h}^{-1}$ dans la colonne d'eau et de $600 \text{ mgC m}^{-2} \text{ h}^{-1}$ dans le biofilm benthique. Dans le modèle, le taux de couverture du fond de la rivière par le biofilm a été estimé à 30% ce qui donne une production brute moyenne pour ce bief de rivière de $200 \text{ mgC m}^{-2} \text{ h}^{-1}$. Ainsi les valeurs de production primaire brute du biofilm estimées par le modèle ProSe, de manière complètement indépendante à partir de la rétention de nutriments dans le cours d'eau, sont du même ordre de grandeur que les valeurs mesurées *in situ*.

5.2. Rétention temporaire

Les résultats obtenus avant et après la crue du Grand Morin du 9 Mai 2004 ont montré une forte variabilité de l'activité du biofilm au cours du temps, en relation avec l'activité hydrologique. En l'occurrence, le biofilm fin présent au seuil de Tresmes fin Avril 2004 a complètement disparu au début Mai suite à une crue assez importante (débit de pointe à $20 \text{ m}^3/\text{s}$). Ceci peut être mis en évidence par une absence de production primaire benthique en condition d'éclairement maximal le 13 Mai soient 4 jours après la crue. Par ailleurs, l'aspect du sédiment (couleur, texture) a complètement changé après cet épisode de forte décharge en eau. Ceci a des conséquences sur la capacité de rétention temporaire de nutriments (N, P, Si) et de carbone du sédiment sur lequel se développe le biofilm, mais peut également agir sur la rétention d'éléments en trace montrant une affinité pour la matière organique. Une grande inconnue sur ces transferts est la minéralisation/brouillage nocturne qui doit s'effectuer via les bactéries du biofilm et la macro-faune de la rivière (des gastéropodes aquatiques ont été observés dans les carottes). L'accumulation de biofilm au cours de sa croissance et sa capacité de rétention temporaire ne peut donc pas être déduite de mesure de production seule. Mais, les valeurs importantes de production brute mesurées *in situ* ($216 \text{ mg C/m}^2/\text{h}$) confèrent au biofilm un rôle potentiel dans la rétention temporaire de matériel organique pouvant être mobilisé rapidement pendant les crues.

5.3. Suboxie des sédiments superficiels

Par ailleurs, les mesures effectuées lors des profils *in situ* montrent l'existence d'une zone anoxique très proche de l'interface eau-sédiment. Cette couche anoxique se situe à 1-2 mm sous l'interface eau-sédiment en absence de lumière. Quand le sédiment est recouvert d'un biofilm en condition de lumière suffisante, la couche oxique montre un approfondissement à 4-5 mm sous l'interface. Ceci est dû à la diffusion vers les couches profondes du sédiment de l'oxygène produit lors de la photosynthèse. Dans ces deux cas, les conditions suboxiques propices à la dénitrification sont réunies pour ces parties vaseuses recouvertes ou non de biofilm. Cette différence de quelques millimètres dans la pénétration d'oxygène, même si elle paraît insignifiante, peut changer de manière drastique les flux de nitrates et la dénitrification associée dans le sédiment. Nielsen et al. (1990) ont montré que la mise en place de la photosynthèse et l'approfondissement de la couche oxique qui en résulte (de 1 à 4 mm dans leur cas) fait chuter la dénitrification brute d'un facteur 3 (de $30 \text{ mgN m}^{-2} \text{ h}^{-1}$

à 15 mgC m⁻² h⁻¹). Cette diminution est due essentiellement à l'effet d'approfondissement de la couche oxygène qui limite la diffusion des nitrates depuis la rivière. Cet accroissement de la couche oxygène lors de la photosynthèse est également apparent dans nos données.

6. Bibliographie

- Berg, P., Risgaard-Petersen, N. and S. Rysgaard (1998), Interpretation of measured concentration profiles in sediment pore water. *Limnol. Oceanogr.* 43(7): 1500-1510.
- Berner, R., (1980), Early diagenesis, A theoretical approach. *Princeton*, Princeton series in Geochemistry.
- Broecker, W. and T. Peng (1974) Gas Exchange rates between air and sea. *Tellus* 26: 21-35.
- Boudreau, B. (1997), Diagenetic Models and their implementation. *Springer*.
- Christensen, P.B., L.P. Nielsen, J. Sorensen and N.P. Revsbech, 1990. Denitrification in nitrate-rich streams: Diurnal and seasonal variation related to benthic oxygen metabolism. *Limnol. Oceanogr.*, 35: 640-651.
- Even, S., M. Poulin, J. Garnier, G. Billen, P. Servais, A. Chesterikoff, and M. Coste, River ecosystem modelling. Applications of the ProSe model to the Seine River (France). *Hydrobiologia*, 1998. 373/374: p. 27-45.
- Flipo, N. (2001). Site atelier du Grand Morin : modélisation biogéochimique et étude d'un compartiment benthique. CIG, Ecole des Mines de Paris. Rapport de DEA.
- Flipo, N., S. Even, M. Poulin, M.-H. Tusseau-Vuillemin, T. Amejjane, and A. Dauta, Biogeochemical modelling et the river scale: plankton and periphyton dynamics. *Ecol. Model.*, 2004. 176: p. 333-347.
- Garnier, J., G. Billen and M. Coste, 1995. Seasonal succession of diatoms and chlorophyceae in the drainage network of the Seine River : observation and modelling. *Limnol. Oceanogr.*, 40: 750-765.
- Glud, R., Ramsing, N. and N. Revsbech (1992), Photosynthesis and photosynthesis-coupled respiration in natural biofilms measured by use of oxygen microsensors. *J. Phycol.* 28 : 51-60
- Kühl, M., Glud, R., Ploug, H. and N. Ramsing (1996). Microenvironmental control of photosynthesis and photosynthesis-coupled respiration in an epilithic cyanobacterial biofilm. *J. Phycol.* 32, 799-812.
- Lansard, B., C. Rabouille and D. Massias (2003). Variability in benthic oxygen fluxes during the winter-spring transition in coastal sediments: an estimation by in situ micro-electrodes and laboratory mini-electrodes. *Oceanologica Acta* 26(3): 269-279.
- Nakamura, Y., H. Satoh, S. Okabe and Y. Watanabe (2004). Photosynthesis in sediments determined at high spatial resolution by the use of microelectrodes. *Water Research* 38(9): 2440-2448.
- Nielsen, L.P., P.B. Christensen, N.P. Revsbech and J. Sorensen, 1990. Denitrification and photosynthesis in stream sediment studied with microsensor and whole-core techniques. *Limnol. Oceanogr.*, 35: 1135-1144.
- Rabouille, C., L. Denis, K. Dedieu, G. Stora, B. Lansard and C. Grenz (2003). Oxygen demand in coastal marine sediments: comparing in situ microelectrodes and laboratory core incubations. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 285-286: 49-69.
- Revsbech, N. and B. Jørgensen (1983). Photosynthesis of benthic microflora measured with high spatial resolution by the oxygen microprofile method : capabilities and limitation of the method. *Limnology and Oceanography* 28(4) : 749-756.