

Fonctionnement trophique des rivières amont : premiers essais de suivi d'oxygène dans le Grand Morin

Christophe Rabouille¹, Bruno Bombled¹, Michel Poulin², Nicolas Flipo² et Guillaume Peron¹

¹LSCE- 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

Fonctionnement trophique des rivières amont : premiers essais de suivi d'oxygène dans le Grand Morin.....	1
1. Introduction	1
2. Problématique.....	2
2.1. Le périphyton	2
2.2. Oxygène dissous.....	3
3. Méthodologie.....	4
3.1. Description du site.....	4
3.2. Protocoles expérimentaux	5
3.2.1 Mesures d'oxygène dans la colonne d'eau : les optodes	5
3.2.2 Le quantum-mètre Li-Cor 192SA et la lampe sous-marine.....	7
3.3. Calcul du métabolisme de la rivière par « Single station diurnal oxygen change method » ...	8
4. Résultats et discussion.....	8
4.1. Variations temporelles du recouvrement du fond par le biofilm à Tresmes.....	8
4.2. Variations d'oxygène dissous dans la rivière et calcul du métabolisme net.....	9
4.2.1 Premiers essais	9
4.2.2 Déploiement long (été 2005).....	11
4.2.3 Single station diurnal dissolved oxygen change method.....	12
4.2.4 Bilan sur la méthode.....	13
4.2.5 Discussion de la méthode single station	14
4.2.6 Autres résultats	15
5. Conclusion.....	17
6. Bibliographie.....	17

1. Introduction

A la surface des continents, le réseau hydrographique constitue le principal vecteur du transport de matière. Or les milieux aquatiques continentaux (lacs et 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 de matière organique se situe au niveau des fonds dans un biofilm composé pour partie 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.

Dans le cadre de notre projet PIREN 2005, nous avons souhaité tester la faisabilité de suivis temporels haute fréquence de la concentration d'oxygène dans les rivières amont. Nous avons

également testé la cohérence de cette approche avec les résultats obtenus par des mesures directes de production-respiration effectuées en quelques points de la rivière. Nous souhaitons ainsi étudier la dynamique des transferts de matière en utilisant une combinaison de techniques et de modélisations : les micro-électrodes in situ (O_2), des suivis à moyen terme utilisant des optodes pour l'oxygène et des calculs de bilans reposant sur les variations de teneur en oxygène observées dans l'eau du Grand Morin.

2. Problématique

2.1. Le périphyton

Le périphyton ou microphytobenthos (et ici plus précisément les biofilms) est défini par Ramade 1998 comme un ensemble « d'organismes aquatiques tant autotrophes (diatomées par exemple) qu'hétérotrophes (protistes, petits invertébrés) vivants fixés à la surface des substrats immergés, qu'ils soient minéraux ou biologiques ».

On distingue les biofilms, qui se développent sur sédiment fin, de l'épiliton qui pousse sur substrat rocheux (galets notamment) et du périphyton au sens littéral qui se développe sur des macrophytes.

Le périphyton est à la fois le siège d'une photosynthèse intense (environ $200 \text{ mg-C/m}^2/\text{h}$, Lalande, 2004) et abrite une faune bactérienne diversifiée, capable notamment de nitrification et dénitrification (Teissier, 2002). Modéliser la croissance du biofilm peut s'avérer difficile car elle dépend de nombreux facteurs extérieurs (dont la météorologie) En laboratoire on observe une succession de 4 phases : colonisation, croissance exponentielle, maximum, sénescence (cf. Figure 1 :). Le maximum de biomasse est atteint autour de 60 jours après le début de la colonisation. (Biggs, 1996)

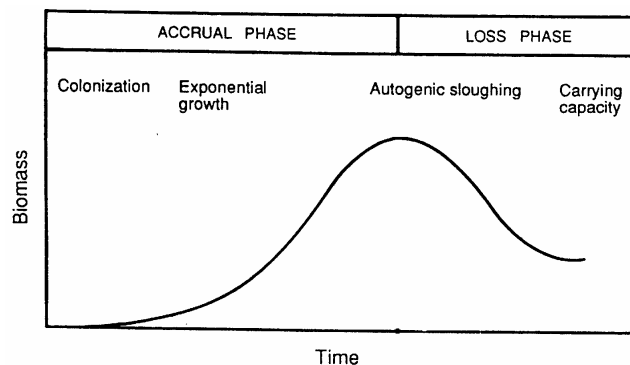


Figure 1 : Les différentes phases du développement périphytique : colonisation, croissance exponentielle, maturité, sénescence (d'après Biggs, 1996)

Ces différentes phases sont gérées par des cinétiques différentes et n'ont pas des durées égales. Elles dépendent aussi des conditions d'expérimentation (en milieu naturel ou en laboratoire), ainsi que des paramètres de contrôle. Ainsi, la phase de colonisation dure, en milieu naturel, environ 50 jours dans un milieu pauvre en éléments nutritifs (Biggs & Stokseth ; 1996, Biggs, 1996), 20 jours dans un milieu assez riche en éléments nutritifs sur un substratum artificiel en faïence (Hill & Boston, 1991) et seulement 10 jours dans un milieu assez riche en éléments nutritifs (Horner & Welch, 1981). Cette colonisation initiale est liée aux organismes hétérotrophes, et notamment aux bactéries, qui peuvent représenter 75% de la matière organique totale à la fin de la première semaine (Watanabe et al., 1988). La phase de croissance exponentielle dure environ 30 jours (Biggs & Stokseth, 1996) mais n'est pas souvent atteinte en milieu naturel (Horner & Welch, 1981 ; Hill & Boston, 1991). Quant à la maturité, il s'agit d'une phase de maximum de biomasse qui ne dure que très peu de temps (Biggs & Stokseth, 1996). Elle est très rapidement suivie d'une phase de décroissance (décrochage lié à la sénescence) (Flipo, 2001).

Par ailleurs, la succession biologique, phénomène classique qui voit le périphyton être remplacé par les macrophytes au cours de l'été, impose aussi des variations de biomasse à l'échelle de l'année, qui ont par exemple été mises en évidence par Hillebrand et al. (2001).

2.2. Oxygène dissous

L'oxygène dissous est un traceur du métabolisme de la rivière : si la rivière est fortement autotrophe, c'est-à-dire capable de fixer beaucoup de CO₂ sous forme de matière organique, la concentration d'oxygène dissous de la colonne d'eau sera supérieure à la saturation. Au contraire, si la rivière est hétérotrophe, c'est-à-dire dominée par les organismes qui respirent à partir d'une source de matière organique extérieure, elle va être un puits d'oxygène et la concentration mesurée sera inférieure à la saturation. On s'intéresse donc au bilan d'oxygène dans le cours d'eau.

On considère une portion de cours d'eau, délimitée soit par deux points de mesures, soit par un point de mesure et la source. Le système est constitué de la colonne d'eau. Il échange de l'oxygène avec le compartiment vivant (plancton, périphyton, macrophytes, faune...) ainsi qu'avec l'atmosphère et le substrat. Le métabolisme de l'écosystème fluvial correspond aux échanges avec le compartiment vivant qu'ils soit benthique ou phytoplanctonique (respiration bactérienne et végétale, photosynthèse, activité bactérienne consommatrice d'oxygène comme la nitrification, ...). La réaération (ou dégazage, selon l'état de saturation de la rivière) représente les échanges avec l'atmosphère. La demande chimique représente les réactions purement chimiques sans catalyse par une enzyme bactérienne (exemple : oxydation des sulfures) ; suivant Marzolf et al. (1994) elle est négligeable.

Le bilan d'oxygène suit le schéma suivant (Figure 2).

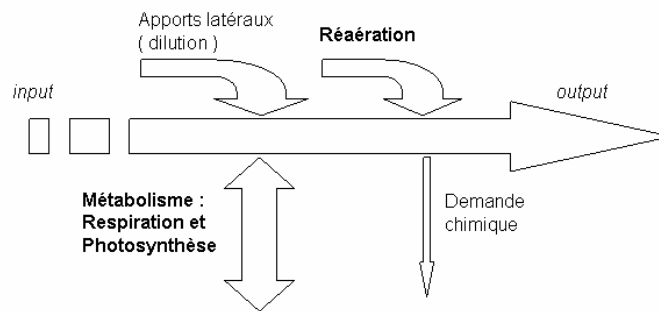


Figure 2 : Flux de l'oxygène sur un bief de rivière

Dans un premier temps, on ne prend pas en compte les apports latéraux. L'équation de base donnant le taux d'accroissement de l'oxygène dissous en fonction des divers processus est alors :

$$\frac{dC}{dt} = P - R + FR = MN + FR \quad (1)$$

P	:	photosynthèse
R	:	respiration
MN = P - R	:	métabolisme net
FR	:	flux de réaération

FR est le flux de réaération sur l'ensemble du bief. Marzolf *et al.* (1994) étudient un bief sans seuil ni chute d'eau (qui sont des points singuliers où la colonne d'eau se réoxygène) FR est alors :

calculé en fonction du déficit en oxygène de la rivière suivant la relation (2), où K est la constante de réaération, calculée :

- soit à partir de la circulation des 2 marqueurs : un marqueur volatil (propane) et un marqueur stable (chlorure), la constante K du propane étant proportionnelle à celle de l'oxygène
- soit par une expression faisant intervenir les paramètres physiques du cours d'eau

$$FR = K \cdot (DO_{sat} - DO_{mesure}) \quad (2)$$

3. Méthodologie

3.1. Description du site

Le Grand Morin est un affluent de la Marne à une quarantaine de km de Paris (Carte du Grand Morin Figure 3). D'une longueur totale de 120 km, il draine un bassin versant de 1200 km² dont 770 pour la zone drainée à Pommeuse (Banque nationale pour l'hydrométrie et l'hydrologie). Au total, le Grand Morin représente 1/10 du bassin versant de la Marne. Une des particularités du Grand Morin est la présence de nombreux ouvrages hydrauliques, barrages, vieux moulins avec des vannes et des seuils. Le bassin versant est en grande partie occupé par de la surface agricole (source de pollution par les fertilisants et de matière en suspension par érosion des champs), et environs 50 000 habitants vivent sur le bassin versant, dont seulement 61% connectés à une station d'épuration. Le cours d'eau est relativement chargé en nutriments (environ 6-7 mg/L de N-NO₃⁻ et 0,15-0,20 mg/L de P-PO₄³⁻). (Flipo, 2003)

Le site pour la mesure en continu de l'oxygène a été choisi en amont d'un moulin à Pommeuse pour des raisons pratiques. On peut de plus profiter de la canalisation de l'écoulement par une brèche dans le seuil pour placer le capteur dans la veine d'eau principale. L'optode est placée dans une zone d'écoulement peu turbulent pour éviter de mesurer une concentration augmentée par les remous qui favorisent la réaération.

Le site des mesures de productions brutes et nettes a été choisi au niveau du pont de Tresmes, pour son accès facile avec des berges en pente plus douce que sur le reste du lit. Le sédiment est sableux, souvent riche en débris coquilliers, et il présente une porosité de 0.65 à 0.7 sur son premier cm (Lalande, 2004). Des zones de dépôt plus vaseux, riche en débris végétaux, existent dans les zones de plus faible courant. Dès la mi-avril, le biofilm est assez développé, formant par endroit des structures filamenteuses et produisant localement des bulles d'oxygène non dissous.

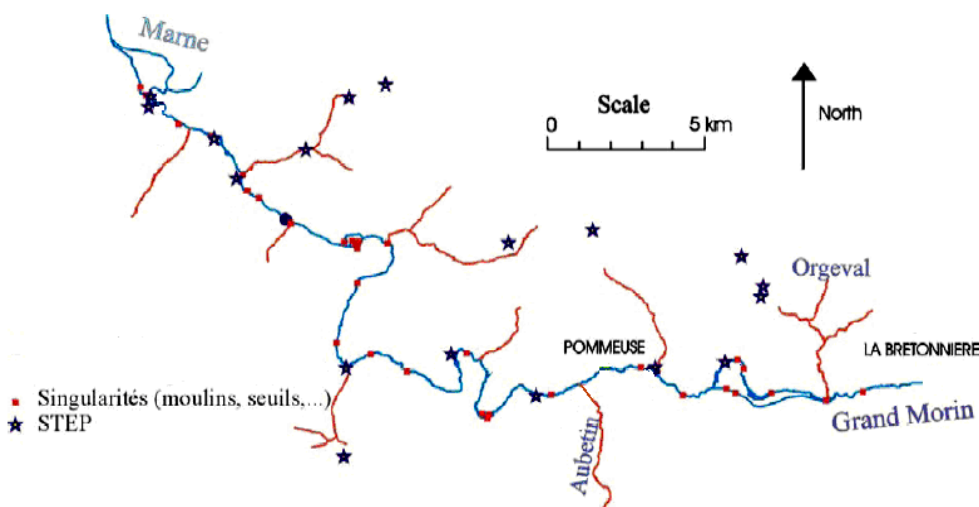


Figure 3: Carte du Grand Morin

3.2. Protocoles expérimentaux

3.2.1 Mesures d'oxygène dans la colonne d'eau : les optodes

Principe du capteur optode Aanderaa

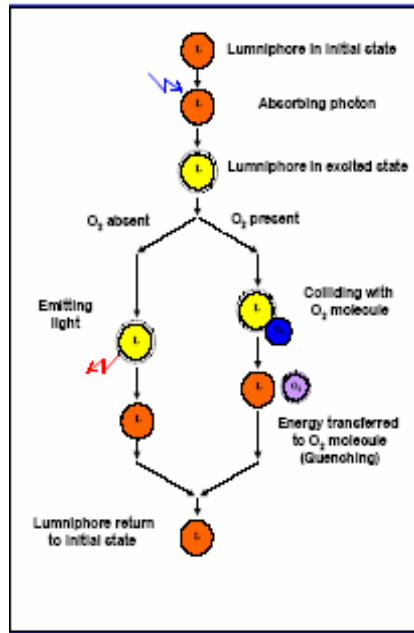
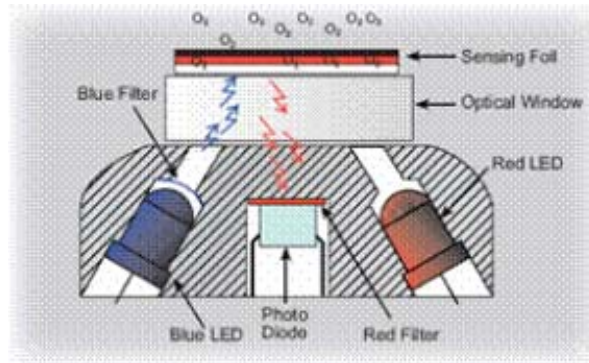


Figure 4 : principe de fonctionnement des luminophores en présence d'oxygène

La mesure de la pression partielle d'oxygène dissous (pO_2) par les optodes commercialisées par Aanderaa depuis 2001 est fondée sur la capacité de certaines molécules à produire une fluorescence variant avec les conditions environnementales (Figure 4). La fluorescence correspond à la capacité de certaines molécules à absorber de la lumière et à la réémettre ensuite avec une énergie inférieure. Ce type de molécule est appelé luminophore. Après absorption de l'énergie lumineuse, le luminophore se trouve dans un état excité. Il retournera à son état stable en émettant un photon d'énergie moindre. En présence d'oxygène, le luminophore transmet une partie de son excitation aux molécules d' O_2 . Le signal réémis par le capteur est donc d'intensité diminuant proportionnellement à la concentration en oxygène. Ce processus de transfert d'énergie porte le nom de « quenching » signifiant extinction. Le luminophore employé dans l'optode 3830 est un complexe porphyrine platine au sein d'une membrane en polymère. Excité en lumière bleu vert (505nm), la membrane renvoie une lumière rouge (585nm). En présence d'oxygène, cet effet de fluorescence va être partiellement supprimé. Cependant, l'intensité du signal réémis n'est pas le paramètre optimal pour mesurer la concentration en oxygène car il dépend d'autres facteurs, dont le blanchiment de la couverture protectrice. On utilise une autre propriété, le temps de retard ou « lifetime », qui est lié à la concentration en oxygène. Le signal est réémis d'autant plus vite que la concentration en oxygène est faible.



**Système optique des optodes Aanderaa 3830 et 3930
(Oxygen optode manual, Aanderaa)**

Le principal avantage des optodes par rapport aux électrodes est leur grande stabilité dans le temps. Elles ne sont de plus pas sensibles au confinement (« stirring sensitiveness ») car elles ne consomment pas l'oxygène. Les études de terrain ont montré qu'elles n'étaient pas non plus sensibles à la colonisation par des organismes encroûtant (« fouling »), tant que l'activité métabolique de ces derniers reste négligeable.

La gamme de mesure prévue va de 0 à 500 $\mu\text{mol/L}$ avec une résolution inférieure à 1 $\mu\text{mol/L}$ et une précision inférieure à 5% ou 8 $\mu\text{mol/L}$. La calibration de l'optode est faite par le fournisseur, qui donne les valeurs des coefficients utilisés dans la formule de conversion des données brutes. Pour vérifier la bonne calibration de l'optode, des titrations de Winkler sont effectuées lors de la mise à l'eau et de la récupération de l'optode. La titration Winkler est la méthode la plus fiable pour mesurer la concentration en oxygène dans l'eau. Dans le cadre de cette étude, elle était employée d'une part pour effectuer la comparaison avec les mesures réalisées par l'optode et d'autre part pour calibrer les microélectrodes

Dispositif d'immersion



Figure 5 : Le datalogger Aanderaa et l'électronique de mesure du RCM9

L'optode est couplée à un datalogger RCM 9 d'Aanderaa, qui permet de combiner trois capteurs (pression, température et oxygène) et de stocker les données en continu sur un DSU 1995E (Figure 5). L'ensemble est installé dans un conteneur métallique prévu pour aller jusqu'à 6000m de profondeur. Le capteur de température 3621 est une thermistance dont la résolution est de 0,1% de la gamme de température sélectionnée, la précision de 0,05°C et le temps de réponse de 12s. Le capteur de pression 3815 est une piézorésistance dont la résolution est de 0,1% de la gamme de pression choisie et la précision de 0,25% de cette gamme. Les dates sont toutes données en heure locale, c'est à dire heure solaire plus 2 heures.

3.2.2 Le quantum-mètre Li-Cor 192SA et la lampe sous-marine

Ce capteur de lumière est utilisé pour mesurer le flux de photons photosynthétiquement actifs (PPFD) dans l'air comme dans l'eau. Le PPFD représente les photons utiles aux plantes pour la photosynthèse, soit les longueurs d'ondes comprises entre 400 et 700 nm. Le résultat est donné en $\mu\text{mol photons} \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{m}^{-2}$ (ou $\mu\text{E} \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{m}^{-2} = 6.02 \cdot 10^{14}$ quanta). Une autre manière d'exprimer la lumière disponible pour les plantes est le rayonnement photosynthétiquement actif (PAR) en $\text{W} \cdot \text{m}^{-2}$.



Il s'agit d'un détecteur photovoltaïque en silicium. Le temps de réponse est de 10 μs ; le capteur est relativement stable (dérive inférieure à 2% par an). La température influe sur la précision de la mesure. La précision est en général de +/-5%.

On emploie le quantum mètre au moyen d'un data logger LI-1400 qui stocke les données et assure l'interface avec un PC au moyen d'un logiciel (1400-501 PC communication software).

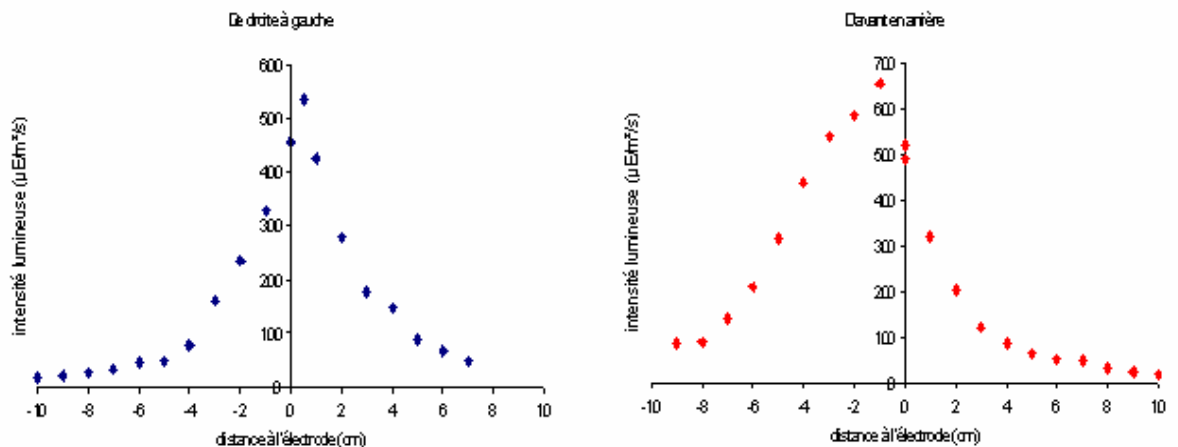


Figure 6 : faisceau lumineux incident sur la zone étudiée par le Lander

Le Lander est équipé d'une lampe pour éclairer le point d'entrée de l'électrode et stimuler la production primaire. Dans l'air, au niveau de l'électrode, on mesure un éclairage de $500 \mu\text{E} \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{m}^{-2}$. Le faisceau n'est pas homogène, comme le montrent les profils horizontaux d'éclairage dans l'air (Figure 6).

3.3. Calcul du métabolisme de la rivière par « Single station diurnal oxygen change method »

On a utilisé la méthode développée par Odum 1956 et citée par Wang et al 2003, dénommée *open channel single station diurnal dissolved oxygen change method*. Le métabolisme net de la rivière est calculé à partir de deux mesures d'oxygène dissous consécutives, en fonction du taux d'accroissement corrigé d'un terme de réaération représentant les échanges avec l'atmosphère (équation (4) chap. 2.2 p. 3).

$$MN = \frac{\Delta DO}{\Delta t} - K \cdot (DO_{sat} - DO)$$

Où DO est la concentration en oxygène dissous

Δt est l'intervalle de mesure

K est la constante de réaération (Mulholland et al., 2005 ont obtenu des constantes de 0.01 à 0.087 min⁻¹).

DO_{sat} la concentration saturante en oxygène dissous dépendant de la température.

Nous avons utilisé pour évaluer K en min⁻¹ la formule empirique d'Owens et al. 1964, cité par Wang et al. 2003, qui est employée dans plusieurs publications :

$$K = 0.003694 \cdot U^{0,67} / H^{1,85}$$

Où H et U sont respectivement la hauteur d'eau et la vitesse du courant au point de mesure, et valent respectivement 0,50 m et 0.33 m/s.

La nuit, le métabolisme net correspond à la respiration nocturne (R_{nuit}). La respiration diurne R_{jour} est calculée par régression linéaire entre les 2 valeurs de R_{nuit} à l'aube et au crépuscule. Le jour, MN correspond à la production nette (PN). La production brute (**PB**) est la somme de la production nette et de la respiration diurne. On obtient donc une évaluation du métabolisme de l'ensemble du cours d'eau, que l'on peut rapporter à la surface de fond de rivière en le multipliant par la hauteur d'eau moyenne. On se rapporte à une production par jour en intégrant la courbe obtenue « en escalier », c'est à dire en multipliant à chaque pas de temps le flux calculé par l'intervalle de temps et en sommant les termes ainsi obtenus.

4. Résultats et discussion

4.1. Variations temporelles du recouvrement du fond par le biofilm à Tresmes

Le 12/04/05, le biofilm était déjà apparent, couvrant par endroit des macrophytes. Les 21 et 22/04/05, le biofilm était plus développé (voir photos Figure 7), mais limité aux zones de dépôt détritique (feuilles mortes, etc.) de faible profondeur (de 0 à 30 cm) ; les zones de sédiment sableux étaient exemptes de périphyton apparent. Certains endroits présentaient toutefois une productivité élevée, comme en témoignaient les bulles d'oxygène non dissous à la surface du biofilm. Celui-ci était facilement détachable, comme nous l'avons expérimenté lors des profils. Le 10/05/05 et le 23/05/05, nous n'avons pas pu trouver de biofilm.

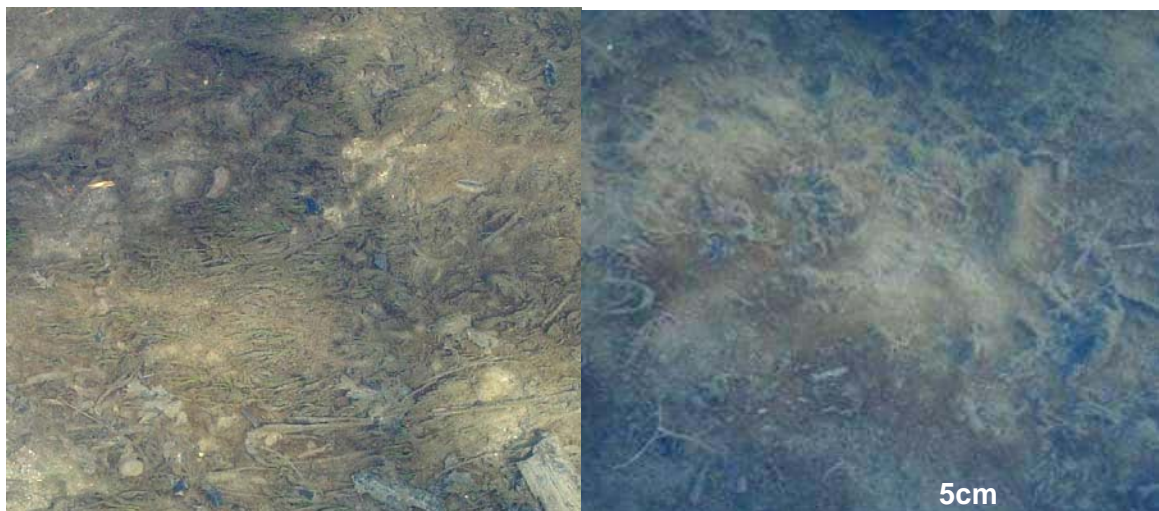


Figure 7 : Biofilm le 21/04/05 (zones brunes), échelle approximative

4.2. Variations d'oxygène dissous dans la rivière et calcul du métabolisme net

4.2.1 Premiers essais

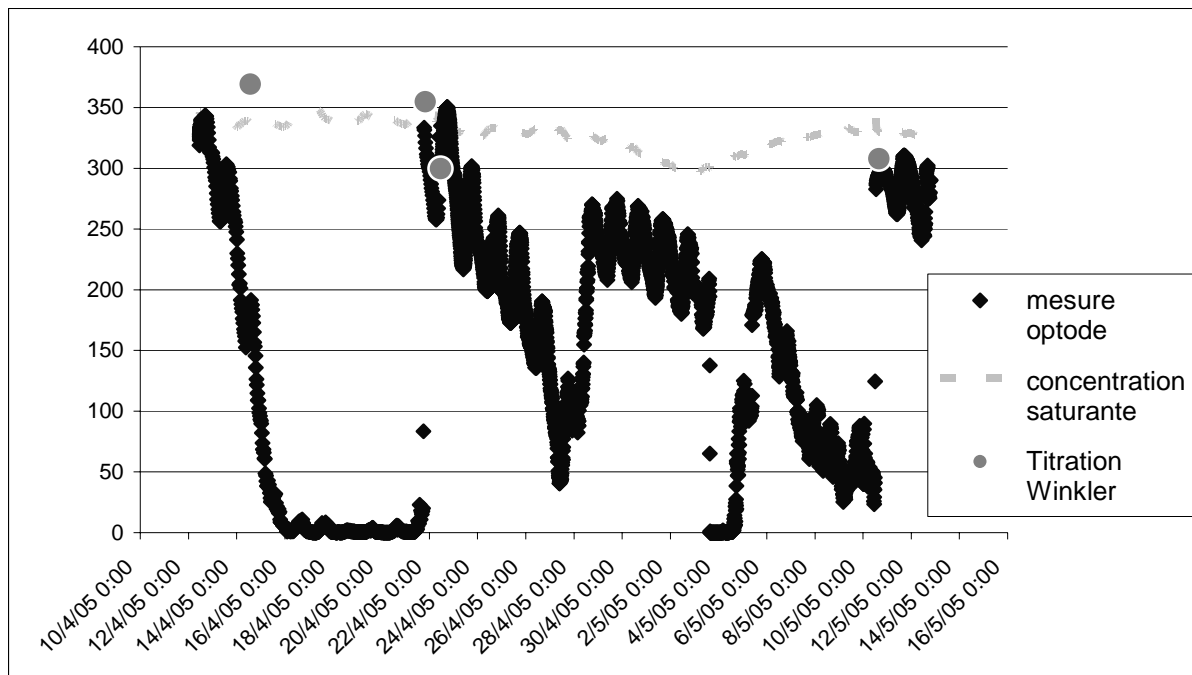


Figure 8 : variation de la teneur en oxygène dans le Grand Morin entre le 10 Avril 2005 et le 16 Mai 2005. En noir, les mesures faites par l'optode, les points gris figurent les mesures par Winkler et le tireté la concentration à saturation avec l'atmosphère

Les données recueillies par l'optode Aanderaa sont figurées sur le graphique de la Figure 8. Le pas de temps varie suivant la période d'acquisition : 30 min du 12/04 au 22/04 et 10 min du 22/04 au 15/05. A chaque titration Winkler, nous avons comparé la valeur obtenue avec celle donnée par l'optode (cf. Tableau 1)

Tableau 1 : comparaison Winkler - optode

Date	Winkler (μM)	Optode (μM)	incertitude	valeur min	valeur max	écart relatif (%)
14/04/2005 13:30	369.11	330	16.5	313.5	346.5	10.60
21/04/2005 20:00	354.66	321	16.05	304.95	337.05	9.49
22/04/2005 11:25	299.75	298	14.9	283.1	312.9	0.58
10/05/2005 16:00	307.74	296	14.8	281.2	310.8	3.81
				moyenne des écarts		6.89

La mesure montre une décroissance rapide, au bout d'un temps de 1 à 2 jours ; en moins de 4 jours la concentration mesurée est proche de zéro. C'est l'envasement du dispositif qui affecte la mesure. La membrane de l'optode est rapidement recouverte de sédiment. Avec la sonde YSI que nous avons installée sur le même mouillage, nous avons rencontré le même problème, en plus de problèmes de calibration de la mesure.

Toutefois, sur les premiers jours, on peut mettre en évidence un cycle jour-nuit. Tous les jours, l'oxygène dissous connaît un pic de concentration proche de 350 $\mu\text{mol/L}$ en fin d'après midi et un creux légèrement supérieur à 250 $\mu\text{mol/L}$ dans la matinée. Les deux paramètres importants que sont **l'amplitude journalière** et **le maximum de déficit en oxygène** (i.e. concentration saturante moins concentration mesurée) valent donc respectivement **97 $\mu\text{mol/L}$** et **81,6 $\mu\text{mol/L}$** (valeurs le 22/04/05).

On a cherché à extrapoler cette variation quotidienne à partir de la meilleure série de données consécutives sur 24h. Une expression polynomiale de la concentration en oxygène dissous en fonction de l'heure (exprimée en jour) a été obtenue (Figure 9).

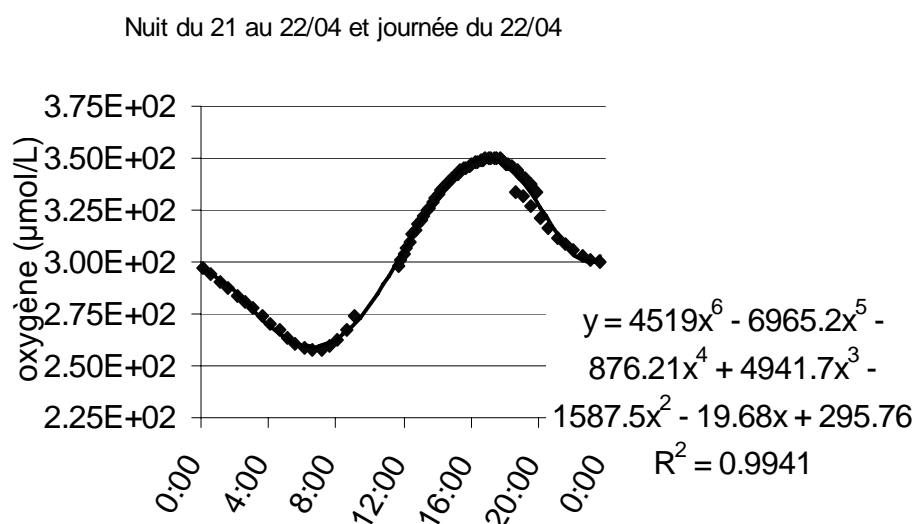


Figure 9 : cycle quotidien de la concentration en oxygène dissous – extrapolation du 22/04/05

Une série complète de données pour 24h consécutives a pu être obtenue le 11/05/05 (Figure 10). L'amplitude journalière vaut **51 $\mu\text{mol/L}$** et le déficit maximum en oxygène **71.3 $\mu\text{mol/L}$** . Les différences entre les deux séries de mesures pourraient être dues à la disparition d'une bonne partie des zones à biofilm, constatée entre les deux dates.

cycle journalier du 11/05/05

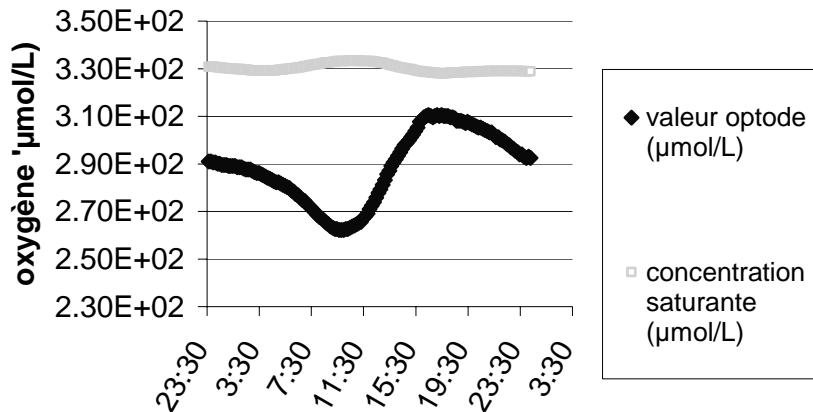


Figure 10 : cycle quotidien de la concentration en oxygène dissous - mesures du 11/05/05

4.2.2 Déploiement long (été 2005)

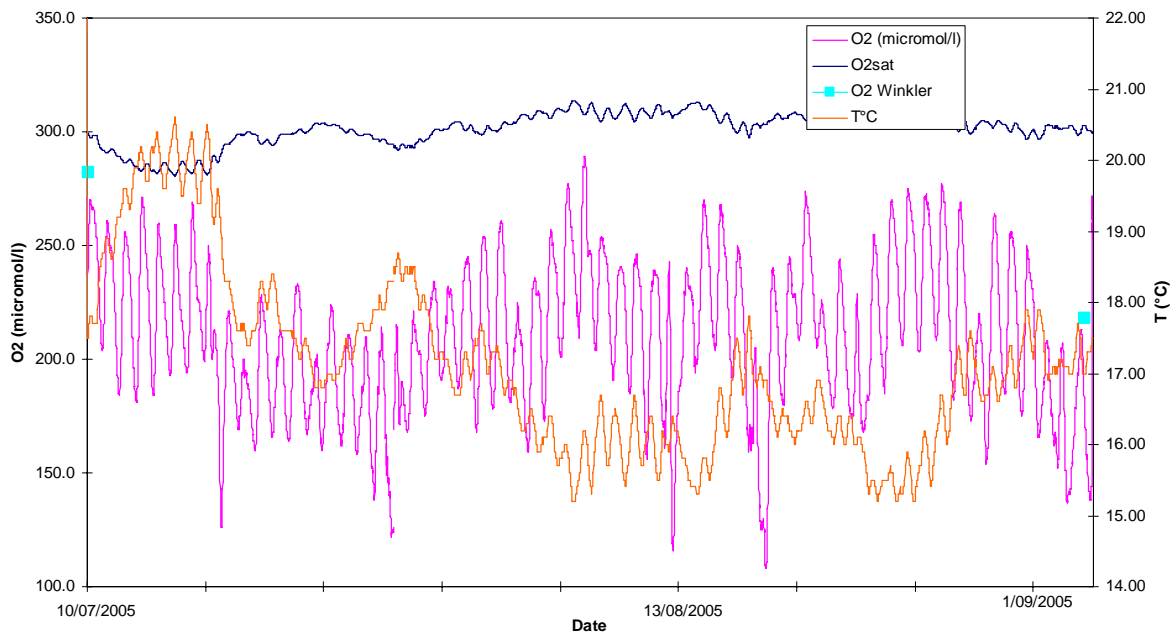


Figure 11 : Teneur en oxygène dans le Grand Morin mesurée en pendant l'été 2005. En rose, les variations de l'oxygène, en rouge la température (axe à gauche) et en bleu foncé la concentration à saturation avec l'atmosphère. Les points bleu clair représentent les mesures faites par la méthode de Winkler.

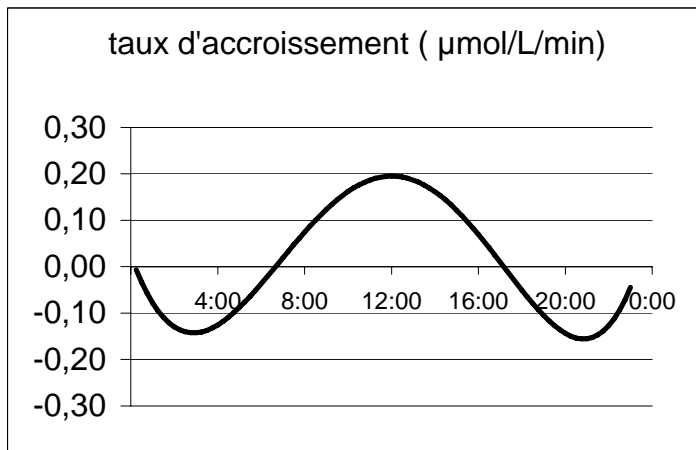
Lors de ce déploiement qui a eu lieu entre le 10 Juillet et le 7 Septembre 2005 (Figure 11), les concentrations d'oxygène dans la rivière ont montré de fortes variations nyctémérales (la période majeure de la série est de 1 jour). L'amplitude de la variation est de 30-70 $\mu\text{mol/l}$ d'oxygène, soit un peu plus faible que celles observées au printemps. On note surtout la sous-saturation permanente de la colonne d'eau vis-à-vis de l'atmosphère qui montre le caractère hétérotrophe de la rivière pendant l'été. Ce phénomène avait déjà été observé entre les mois d'Avril et de Mai. Les calculs de métabolisme net et brut sont en cours pour ce déploiement long.

4.2.3 Single station diurnal dissolved oxygen change method.

A partir de l'extrapolation polynomiale du 22/04/05

D'après l'expression polynomiale obtenue précédemment, on a calculé tous les $\frac{1}{4}$ d'heure pour une journée « type 22/04 » le métabolisme brut, la respiration de l'écosystème et la production primaire brute d'après la méthode *single station diurnal dissolved oxygen change*. Les résultats sont présentés sur la Figure 12. Pour obtenir une production par unité de surface de lit de rivière, on multiplie par la profondeur moyenne (50cm).

Le Grand Morin est globalement hétérotrophe sur l'ensemble de la journée (bien que le métabolisme soit légèrement positif en fin d'après midi lors du pic de PB).



Le taux d'accroissement connaît un pic vers midi, soit vers 10:00 heure solaire. Ce pic correspond à l'augmentation de la vitesse de production qui précède le pic de production qui a lieu vers 15:30 (13:30 heure solaire)

La production brute totale (aire sous la courbe PB de la Figure 12) vaut **3.82 g/m²/j**. La respiration

(aire sous la courbe extrapolée R) est évaluée à **8.94 g/m²/j**. Il y a probablement surévaluation de la respiration due à l'extrapolation linéaire de la respiration diurne.

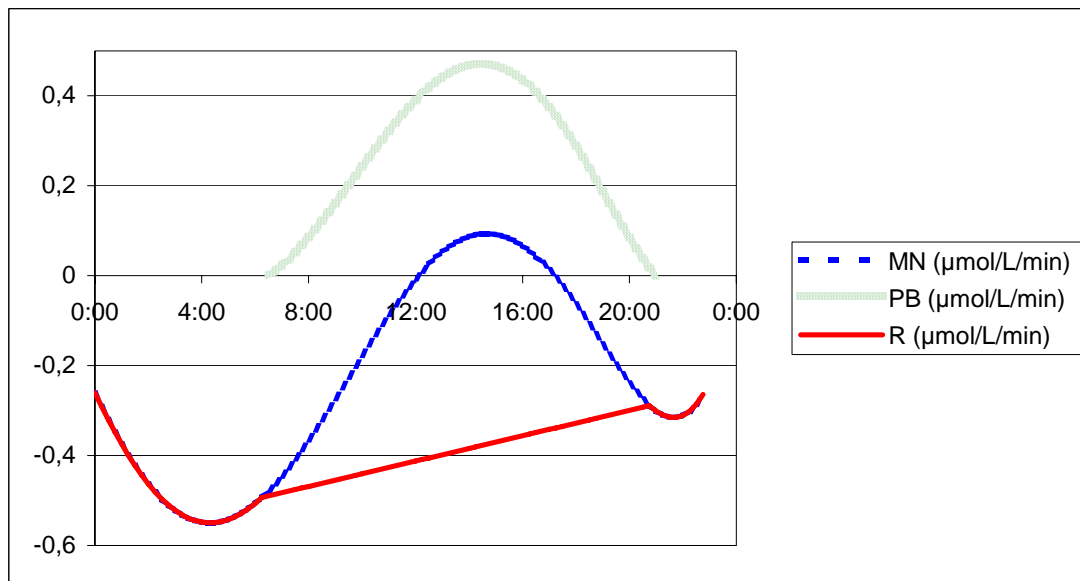
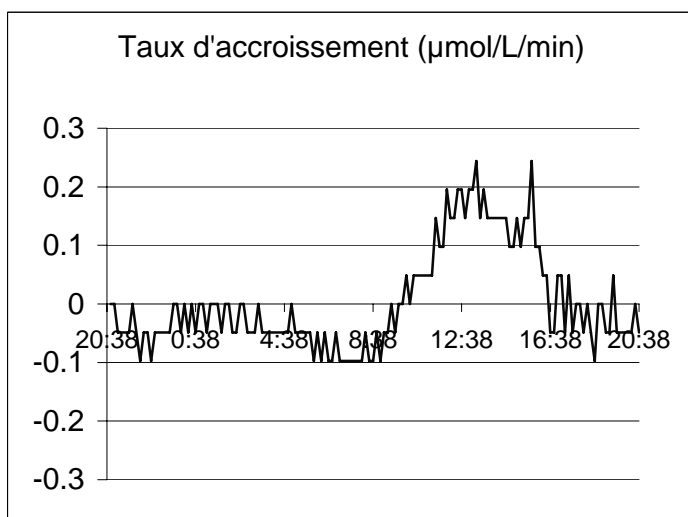


Figure 12 : Exploitation des données d'optode du 22/04/05 par la méthode single station

A partir des mesures du 11/05/05



Le taux d'accroissement connaît un pic entre 13:00 et 16:00 heure d'été, soit vers le midi solaire.

Le pic de production brute calculée vers 15:00 correspond à peu près à ce pic du taux d'accroissement, mais le cours d'eau reste nettement hétérotrophe toute la journée (cf Figure 13). Le pic de consommation est décalé par rapport au 22/04/05 (vers 9h à la place de 7h).

La production brute totale (aire sous la courbe PB) vaut **2.32 g/m²/j**. La respiration (aire sous la

courbe extrapolée R) est évaluée à **9.11 g/m²/j**. Il y a probablement surévaluation de la respiration due à l'extrapolation linéaire de la respiration diurne.

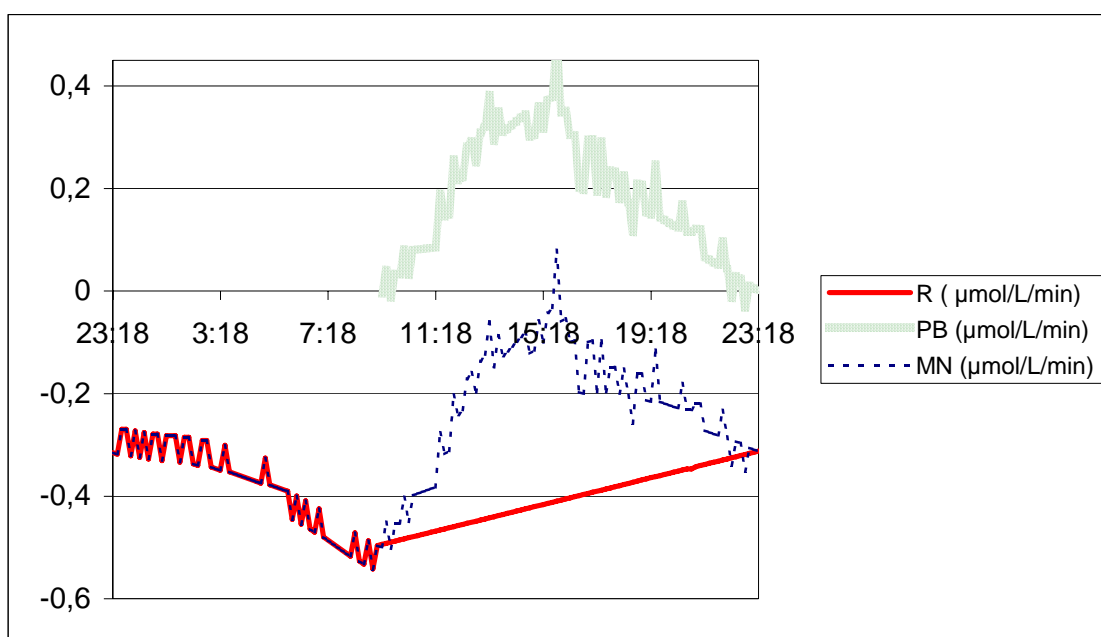


Figure 13 : Exploitation des données d'optode du 11/05/05 par la méthode single station

4.2.4 Bilan sur la méthode

Tableau 2 : bilan des calculs de métabolisme

	R (g/m ² /j)	Déficit max (µmol/L)	Dm/R mg/L/(g/m ² /j)	PB (g/m ² /j)	Amplitude (µmol/L)	A/PB mg/L/(g/m ² /j)
22/04/05	8.94	81	0.29	3.82	97	0.81
11/05/05	9.11	71	0.25	2.32	51	0.70

Concernant la corrélation entre respiration et déficit maximum d'une part et entre production brute et amplitude d'autre part, qui a été trouvée par Mulholland et al. (2005), nos résultats ne sont pas assez nombreux, mais on observe toutefois une diminution de l'amplitude quand la production baisse (sur 2 données), mais le rapport A/PB n'est pas constant. Le rapport Dm/R est plus stable autour de 0.25 mg/L/(g/m²/j). Toutefois, pour une constante de ré-aération de 0.05/min, nous avons trouvé une corrélation presque parfaite, mais des valeurs de PB et R très surestimées. Ces résultats devront être complétés avec la série estivale quand elle pourra être traitée.

4.2.5 Discussion de la méthode single station

Cette méthode permet d'évaluer la production brute et la respiration pour l'ensemble de l'écosystème fluvial et non plus les phénomènes locaux sur un point du fond de rivière que permettaient d'atteindre les méthodes précédentes. La valeur calculée est rapportée à la surface de lit de rivière en multipliant par la hauteur d'eau.

Il apparaît que le Grand Morin, comme la majorité des cours d'eau cités par Mulholland et al. (2001), est hétérotrophe, c'est-à-dire que son métabolisme net est négatif sur la plus grande partie de son cycle journalier. Le Grand Morin constitue donc un puit pour l'oxygène de l'atmosphère. Cela est d'ailleurs confirmé par les mesures d'oxygène en continu par l'optode qui montrent que la concentration d'oxygène dissous dans la colonne d'eau est toujours inférieure à la concentration saturante. La concentration en oxygène oscille autour d'une concentration correspondant à l'équilibre avec l'atmosphère pour une consommation constante par l'écosystème.

Cependant le flux de réaération est ici calculé selon une méthode testée par Young et al. (1998) et Mulholland et al. (2005) qui le donne comme proportionnel au déficit en oxygène de la rivière. La constante de proportionnalité dépend bien évidemment des conditions locales et de la température. Pour cette étude nous avons pris une constante exprimée en fonction des paramètres physiques du cours d'eau (hauteur d'eau et vitesse du courant). Mais il existe de nombreuses formules empiriques et faire varier cette constante modifie le résultat (cf. Figure 14).

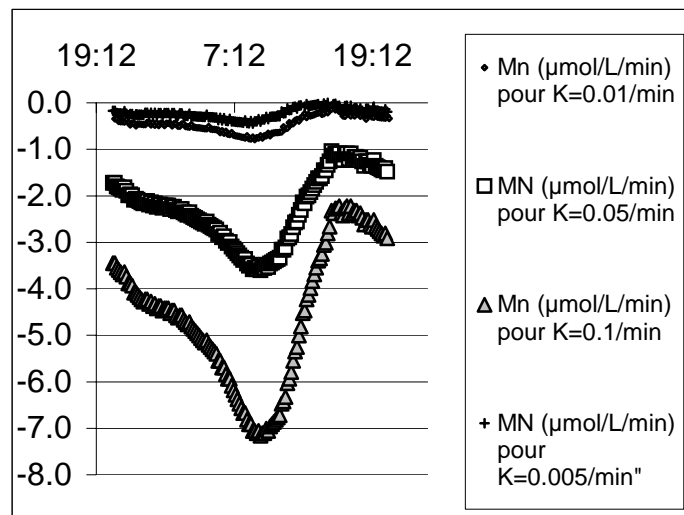


Figure 14 : Variation du métabolisme calculé en fonction de la constante choisie

On peut comparer les résultats obtenus pour la constante de 0,00637945/min avec ceux obtenus par les méthodes locales.

Concernant la production brute, on trouve des valeurs de 2 à 4 gO₂/m²/j, ce qui est proche de la valeur trouvée par LDS le 22/04/05 à Tresmes, mais inférieur d'un facteur 2 à 8 aux valeurs trouvées en 2005. Ces valeurs sont assez élevées comparées à celles trouvées par Mulholland et al. (2001) pour des cours d'eau circulant dans différentes zones climatiques, mais restent du même ordre de grandeur. Concernant la respiration, on trouve des valeurs autour de 9 gO₂/m²/j, ce qui là aussi est légèrement supérieur aux valeurs de Mulholland et al. (2001).

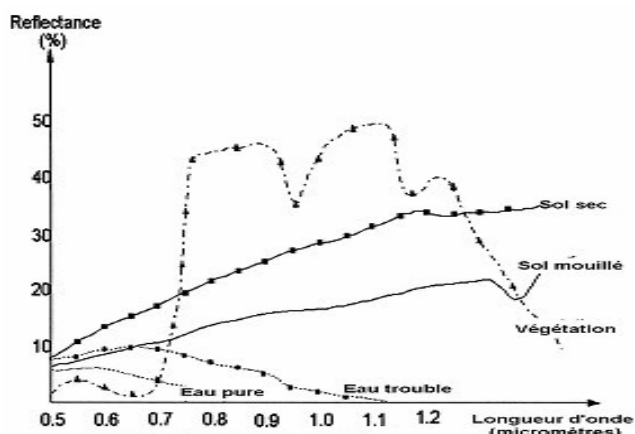
Comparé aux valeurs trouvées par nos autres méthodes, c'est plutôt élevé (nous avons une respiration inférieure à 1 gO₂/m²/j pour du sédiment nu et autour de 5 gO₂/m²/j pour du périphyton très développé). Cela tendrait à démontrer que l'écosystème respire beaucoup en dehors du benthos (respiration dans la colonne d'eau). Il est aussi possible que les mesures locales de respiration, réalisées le jour, sous-estiment la respiration qui varie au cours du cycle.

4.2.6 Autres résultats

Profils de lumière

Deux profils ont été réalisés sur des colonnes d'eau d'une trentaine de cm sur le site de mesure de production primaire à Tresmes. Pour lisser les variations dues aux mouvements de la surface du cours d'eau et de la couverture nuageuse, 5 mesures par profondeur ont été effectuées. Les graphiques obtenus ont été comparés à des courbes exponentielles afin d'obtenir le coefficient d'atténuation verticale.

On obtient un coefficient d'atténuation verticale de **1.1 /m**. Il s'agit d'une valeur très élevée si on se réfère aux tables existantes qui fournissent des valeurs inférieures à 0.5 /m. En surface, on peut considérer qu'un rayonnement incident de 1000 µE/m²/s est représentatif de la réalité, mais c'est très variable. Par ailleurs, on a constaté qu'au niveau de l'interface air-eau, l'intensité était réduite de 30 à 45%, du fait de la réflexion. Or on sait que pour l'eau, la réflectance est inférieure à 10% (donnée valable à grande échelle pour les images satellite). On a finalement choisi 25% pour la réflectance. Ainsi, pour calculer l'intensité lumineuse disponible au fond de la rivière, on réduit de 25% l'intensité incidente puis on applique la loi de Beer-Lambert.



La figure issue du site <http://www.eumetsat.int>, à partir de données du Centre Météorologique Satellital National, Beijing, Chine, fournit la réflectance (c'est-à-dire la fraction de l'intensité incidente réfléchi par la surface) selon la longueur d'onde, pour différents types de surfaces terrestres. Notre valeur de 30% est donc bien supérieure et plus proche de la réflectance d'une surface végétalisée.

Les intensités lumineuses que nous avons mesurées au fond sous environ 30cm d'eau sont de l'ordre de 100 à 150 µmol/m²/s pour un éclairage incident de l'ordre de 800 à 1000 µmol/m²/s. L'intensité disponible est donc inférieure aux intensités saturantes mises en évidence par Hill and Boston, 1991 et Mulholland et al., 2001. On est bien dans une situation de limitation de la production par la lumière.

Mesures de turbidité et hydrogramme

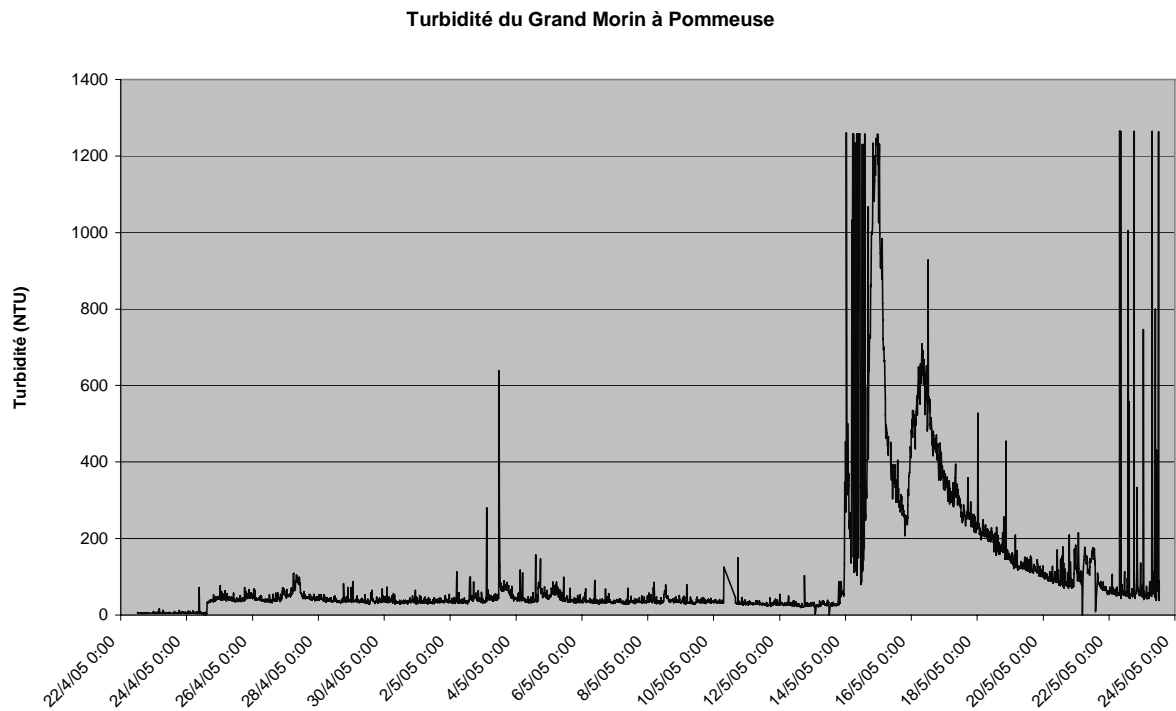


Figure 15 : Turbidité du Grand Morin à Pommeuse du 22/04/05 au 23/04/05

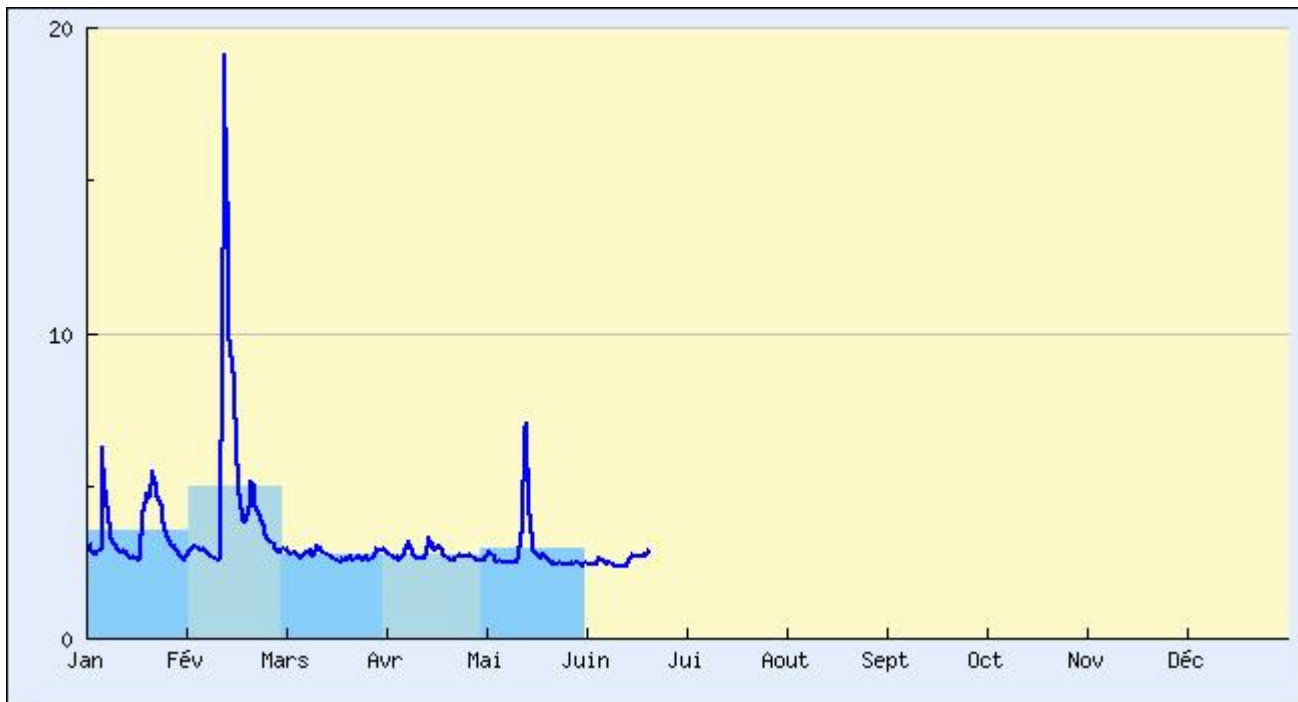


Figure 16: Hydrogramme du Grand Morin à Pommeuse janv-mai 2005 (source banque Hydro, producteur : DIREN IDF / Bassin Seine-Normandie) ordonnées : débit en m³/s – abscisses : date

Le niveau de base de la turbidité est d'environ 40 NTU. Les pics isolés correspondent vraisemblablement à des objets dérivants. On note un fort pic de turbidité entre le 14/05/05 et le 18/05/05 (Figure 15).

Le niveau de base de l'hydrogramme est d'environ **2.8 m³/s**. Il y a eu une forte augmentation de débit en mai (débit supérieur à 7 m³/s), à mettre en relation avec le pic de turbidité. Par contre, cette augmentation de débit est survenue après la disparition du biofilm (Figure 16 et Figure 17)

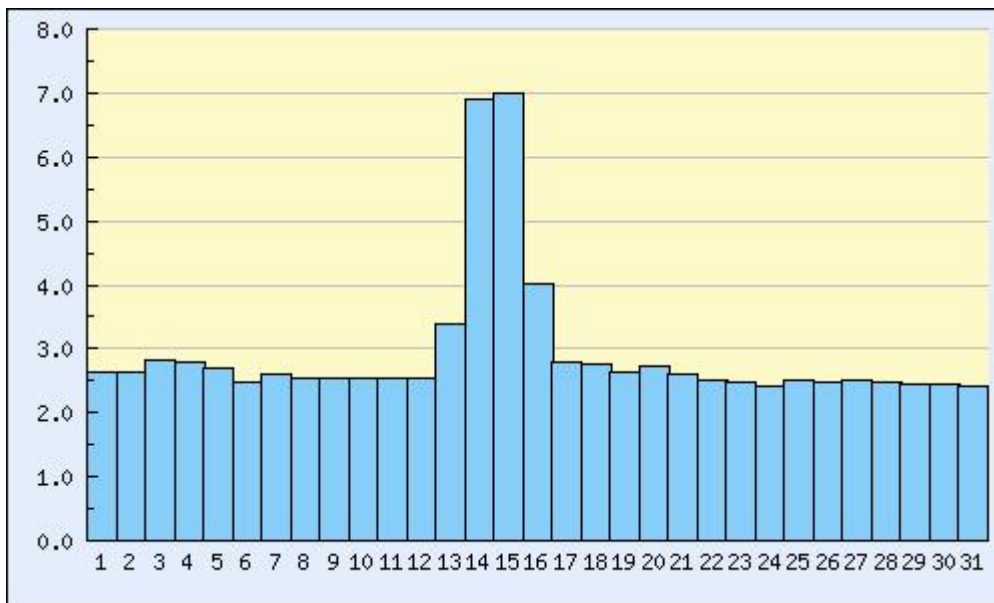


Figure 17 : débits journaliers en mai (m³/s)

5. Conclusion

Les mesures préliminaires qui ont été effectuées au cours du printemps 2005 nous indiquent que la production primaire brute et la respiration benthiques sont de l'ordre de 100 mg-O₂/m²/h, avec une production nette positive de 50 à 300 mg-O₂/m²/h pour les zones à biofilm, et une consommation nette positive d'oxygène de l'ordre de 300 mg-O₂/m²/h pour l'ensemble de l'écosystème de la rivière amont. Ceci est cohérent avec les études ponctuelles effectuées par les micro-électrodes in situ (cf rapport PIREN 2004). Le Grand Morin, aux dates des mesures, est donc apparu hétérotrophe. Les différences entre les flux concernant cet écosystème et les flux concernant le seul périphyton laissent penser qu'il existe, en dehors du périphyton, une forte consommation d'oxygène, peut-être au niveau d'importants dépôts vaseux en amont des seuils. Cependant, et notamment pour la respiration benthique, une forte variabilité a été trouvée en fonction du développement du périphyton. Par ailleurs, nos observations ont montré une disparition inexplicable du biofilm au cours du printemps 2005 à Tresmes ; les facteurs influant sur le développement du périphyton ne sont que partiellement connus.

Après les mises au point du printemps, une série de mesure couvrant deux mois en été a pu être effectuée. Elle est actuellement en cours de validation et de traitement. Cette série estivale sera complétée en 2006 par une série longue en hiver et une série plus complète au printemps.

6. Bibliographie

Berg, P., N. Risgaard-Petersen, and S. Rysgaard, Interpretation of measured concentration profiles in sediment pore water. *Limnol. Oceanogr.*, 1998. **43**(7): p. 1500-1510.

- Biggs, B.J.F. (1996). Patterns in benthic algae of streams. In Stevenson, R.J., Bothwell, M.L., Lowe, R.L. (eds). *Algal Ecology*. Academic Press, San Diego, 31-56.
- Billen, G., J. Garnier, and P. Hanset, Modelling phytoplankton development in whole drainage networks : the riverstrahler model applied to Seine river system. *Hydrobiologia*, 1994. **289**: p. 119-137.
- Birgand, F., Quantification and modelling of in-stream processes in agricultural canals of the lower coastal plain. 2000, North Carolina State University: Raleigh.
- Christensen, P.B., et al., Denitrification in nitrate-rich streams : diurnal and seasonal variation related to benthic oxygen metabolism. *Limnol. Oceanogr.*, 1990. **35**(3): p. 640-651.
- DeAngelis, D.L., et al., Modelling nutrient-periphyton dynamics in streams: the importance of transient storage zones. *Ecological Modelling*, 1995. **80**(2-3): p. 149-160.
- Dufay, O., J. Garnier, and G. Billen, Les macrophytes dans les petits cours d'eau (ordres 1 à 5) du bassin de la Seine. 2000, *Rapport d'activité du PIREN Seine*.
- Even, S., Modélisation d'un système fluvial : la seine, Le modèle ProSe, 1995, *Thèse de doctorat, Ecole des Mines de Paris, CIG*,
- Even, S., et al., Modelling oxygen deficits in the Seine River downstream of combined sewer overflows. *Ecological Modelling*, 2004. **173**(2-3): p. 177-196.
- Flipo, N., Site atelier du Grand Morin : modélisation biogéochimique et étude d'un compartiment benthique. DEA, 2001.
- Flipo, N., et al., Biogeochemical modelling at the river scale: plankton and periphyton dynamics: Grand Morin case study, France. **Ecological Modelling**, 2004. **176**(3-4): p. 333-347.
- Garnier, J., G. Billen, and M. Coste, Seasonal succession of diatoms and Chlorophyceae in the drainage network of the Seine river : observations and modeling. *Limnol. Oceanogr.*, 1995. **40**(4): p. 750-765.
- Hartmann, P. and W. Ziegler, Lifetime imaging of luminescent oxygen sensors based on all-solid state technology. *Anal.Chem.*, 1996. **68**: p. 4512-4514.
- Hillebrand H., M. Kahlert, Effect of grazing and water column nutrient supply on biomass and nutrient content of sediment microalgae, *Aquatic Botany* 72 (2002) 143–159
- Hill, W. and Boston, H., Community development alters photosynthesis-irradiance relations in stream periphyton. *Limnol. Oceanogr.*, 1991. **37**(7): p. 1375-1389.
- Klimant, I., V. Meyer, and M. Kühl, Fiber-optic oxygen microsensor, a next tool in aquatic biology. *Limnol. Oceanogr.*, 1995. **40**: p. 1159-1165.
- Lalande, M., La production primaire par les biofilms à l'interface rivière-sédiment. 2004, *stage d'option LSCE - CIG Ecole des Mines*.
- Laursen, E. et al., Response to atrazine of respiration, nitrification, and denitrification in stream sediment measured with oxygen and nitrate microelectrodes, *Microbiology Ecology*, 1999, **29**: p. 229-240
- Marzolf, E.R., P.J. Mulholland, and A.D. Steinman, Improvements to the diurnal upstream-downstream dissolved oxygen change technique for determining whole stream metabolism in small streams. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 1994. **51**: p. 1591-1599.
- Mulholland, P.J., et al., Inter-biome comparison of factors controlling stream metabolism. *Freshwater biology*, 2001. **46**(1503-1517).
- Mulholland, P.J., J.N. Houser, and K.O. Maloney, Stream diurnal dissolved oxygen profiles as indicators of in-stream metabolism and disturbance effects: Fort Benning as a case study. *Ecological Indicators*, 2005. **In Press, Corrected Proof**.
- Mulholland, P.J., et al., Nitrogen cycling in a forest stream determined by a ¹⁵N tracer addition. *Ecological Monographs*, 2000. **70**(3): p. 471-493.
- Nakamura, Y., et al., Photosynthesis in sediment determined at high spatial resolution by the use of microelectrodes. *Water Research*, 2004. **38**: p. 2440-2448.
- Nielsen, L.P., et al., Denitrification and oxygen respiration in biofilms studied with a microsensor for nitrous oxide and oxygen. *Microb. Ecol.*, 1990. **19**: p. 63-72.

- Nielsen, L.P., et al., Denitrification and photosynthesis in stream sediment studied with microsensor and whole core techniques. *Limnol. Oceanogr.*, 1990. **35**(5): p. 1135-1144.
- Odum, H.T. , Primary production in flowing waters, *Limnol. Oceanogr.*, 1956. **2**: p. 85-97
- Pearson, N. and N.O. Crossland, Measurement of community photosynthesis and respiration in outdoor artificial streams. *Chemosphere*, 1996. **32**(5): p. 913-919.
- Platt, T., Gallegos, C.L., Harrison, W.G. (1980), Photoinhibition of photosynthesis in natural assemblage of marine phytoplankton, *Journal of marine research*, **38**: p.687-701
- Ramade, F. (1998). Dictionnaire Encyclopédique des sciences de l'eau - Biogéochimie et écologie des eaux continentales et littorales. *Ediscience Internationale*.
- Revsbech, N. and B. Jorgensen. Photosynthesis of benthic microflora measured with high spatial resolution by the oxygen microprofile method : capabilities and limitation of the method. *Limnol. Oceanogr.* **28**(4) pp. 749-756
- Teissier, S., Bilan des transformations de l'azote en rivière. Développements méthodologiques de la mesure des flux d'interface et applications. 2001, *Université Toulouse III - Paul Sabatier*.
- Teissier, S. and Torre, Simultaneous assessment of nitrification and denitrification on freshwater epilithic biofilms by acetylene block method. *Water Research*, 2002. **36**: p. 3801-3811.
- Teissier, S., et al., Impact of an urban centre on the nitrogen cycle processes of epilithic biofilms during a summer low-water period. *River Res. Applic.*, 2002. **18**: p. 21-30.
- Tomaszek, J.A. and E. Czerwieniec, In situ chamber denitrification measurements in reservoir sediments: an example from southeast Poland. *Ecological Engineering*, 2000. **16**(1): p. 61-71.
- Wang, H., et al., Dissolved oxygen dynamics of streams draining an urbanized and an agricultural catchment. *Ecological Modelling*, 2003. **160**(1-2): p. 145-161.
- Yon, V., Mesure en continu de l'oxygène dissous dans le lac du Bourget (Savoie), relation avec la production phytoplanctonique. 2004, *Rapport de DEA, Université Pierre et Marie Curie, Université Paris Sud, Ecole des Mines de Paris & Ecole du Génie Rural des Eaux et des Forêts*.
- Young, R.G. and A.D. Huryn, Comment : Improvements to the diurnal upstream-downstream dissolved oxygen change technique for determining whole stream metabolism in small streams. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 1998. **55**: p. 1784-1785.