

## TABLE DES MATIÈRES

	Page
INTRODUCTION .....	1
CHAPITRE 1 REVUE DE LA DOCUMENTATION SCIENTIFIQUE.....	4
1.1 Problématique des rejets dans le milieu naturel.....	4
1.1.1 Demande biochimique d'oxygène (DBO <sub>5</sub> ).....	5
1.1.2 Azote ammoniacal (NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> , NH <sub>3</sub> ).....	6
1.2 Systèmes de traitement biologique .....	8
1.2.1 Dégradation de la matière organique .....	9
1.2.2 Composition cellulaire du biofilm .....	10
1.2.3 Carbone, énergie et nutriments pour la croissance des microorganismes ....	11
1.2.4 Nitrification biologique.....	12
1.2.5 Facteurs qui affectent la nitrification biologique .....	13
1.2.6 Coexistence des organismes hétérotrophes et nitrifiants .....	15
1.2.7 Technologie du réacteur à biofilm à lit en mouvement (RBLM) .....	17
1.3 Objectifs.....	20
1.4 Justification des travaux.....	20
CHAPITRE 2 MATÉRIEL ET MÉTHODES .....	22
2.1 Description générale de la station.....	22
2.2 Réacteur à biofilm à lit en mouvement.....	24
2.2.1 Caractéristiques du média .....	24
2.3 Suivi analytique des eaux et du biofilm.....	25
2.3.1 Suivi de la qualité de l'eau.....	26
2.3.2 Suivi du biofilm fixé au média de support.....	28
2.3.2.1 Dispositif de mise en culture <i>in-situ</i> .....	28
2.3.2.2 Échantillonnage.....	29
2.3.2.3 Analyses et fréquence .....	34
2.3.2.4 Méthode d'extraction du biofilm par agitation-abrasion .....	34
2.4 Limite de la recherche.....	35
CHAPITRE 3 RÉSULTATS DU SUIVI DU BIOFILM.....	37
3.1 Introduction.....	37
3.2 Matières volatiles en suspension (MVES, mg/Média K1); année complète .....	38
3.2.1 Matières volatiles en suspension (MVES mg/M); saison d'hiver .....	39
3.2.2 Matières volatiles en suspension (MVES mg/M); saison du printemps .....	40
3.2.3 Matières volatiles en suspension (MVES mg/M); saison d'été .....	41
3.2.4 Matières volatiles en suspension (MVES mg/M); saison d'automne.....	42
3.3 Croissance du biofilm en milieu liquide .....	43
3.3.1 Évolution générale de croissance du biofilm .....	43
3.3.2 Taux de croissance du biofilm en milieu liquide.....	45
3.4 Ratios du NTK/MVES, P/MVES et COT/MVES du biofilm .....	48

3.4.1	Comportement général du biofilm témoin.....	48
3.4.2	Composition du biofilm incubé : spécificités de croissance saisonnières ....	49
3.4.2.1	Saison d'hiver .....	49
3.4.2.2	Saison du printemps.....	52
3.4.2.3	Saison d'été.....	52
3.4.2.4	Saison d'automne.....	53
3.5	Relation entre le biofilm et la concentration de la DBO <sub>5</sub> de l'étang 1 (EE1).....	53
3.5.1	Saison d'hiver .....	55
3.5.2	Saison du printemps.....	55
3.5.3	Saison d'été.....	56
3.5.4	Saison d'automne.....	56
3.5.5	Relation les MVES, la DBO <sub>5</sub> et la température.....	57
3.5.6	Relation les MVES, le taux d'abattement du NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> et la DBO <sub>5</sub> .....	58
3.6	Relation du biofilm et les taux d'abattement pour le NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> et la DBO <sub>5</sub> .....	59
3.6.1	Saison d'hiver .....	60
3.6.2	Saison du printemps.....	61
3.6.3	Saison d'été.....	61
3.6.4	Saison d'automne.....	62
CHAPITRE 4 DISCUSSION .....		64
CONCLUSION.....		68
ANNEXE I	MÉTHODE D'EXTRACTION DU BIOFILM .....	71
ANNEXE II	MES, NTK, COT, ET P (ANNÉE COMPLÈTE).....	73
ANNEXE III	MES, NTK, COT ET P (SAISON D'HIVER) .....	74
ANNEXE IV	MES, NTK, COT ET P (SAISON DU PRINTEMPS).....	75
ANNEXE V	MES, NTK, COT ET P (SAISON D'ÉTÉ) .....	76
ANNEXE VI	MES, NTK, COT ET P (SAISON D'AUTOMNE).....	77
ANNEXE VII	RATIOS COT/MVES ET MVES/MES, SAISON D'HIVER.....	78
ANNEXE VIII	RATIOS MVES/MES, SAISON D'ÉTÉ.....	79
ANNEXE IX	PARAMÈTRES ANALYSÉS AU SEIN DU RÉACTEUR.....	80
ANNEXE X	MVES mg/M OBTENUES, SAISON D'AUTOMNE .....	81
LISTE DES RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....		82

## LISTE DES TABLEAUX

		Page
Tableau 2.1	Configuration de la station de la ville de Sainte-Julie (2008).....	23
Tableau 2.2	Paramètres de conception du réacteur RBLM .....	24
Tableau 2.3	Caractéristiques des médias K1 .....	25
Tableau 2.4	Fréquence des différentes analyses .....	26
Tableau 2.5	Méthodes d'analyse pour les échantillons d'eau .....	27
Tableau 2.6	Méthodes d'analyses pour le biofilm.....	34
Tableau 3.1	Valeurs de taux de croissance ( $\mu$ ) et temps de rétention (TRSB) .....	47
Tableau 3.2	Taux de croissance maximal ( $\mu_m$ ) et temps de rétention (TRSB) .....	47

## LISTE DES FIGURES

	Page
Figure 1.1	Principe du réacteur de type RBLM (C. Blanco © 2010).....18
Figure 2.1	Station d'épuration de la ville de Sainte-Julie (C. Blanco © 2010).....23
Figure 2.2	Médias de polyéthylène de type K1.....25
Figure 2.3	Dispositifs de mise en culture <i>in-situ</i> .....29
Figure 2.4	Projection du remplissage et prélèvement des médias utilisés dans le réacteur. ....31
Figure 2.5	Corrélation des paramètres analysés (biofilm et eaux usées). ....32
Figure 2.6	Décalage de l'incubation (C. Blanco © 2010).....33
Figure 2.7	Obtention des résultats (C. Blanco © 2010). ....33
Figure 2.8	Prélèvement de médias à la station. ....35
Figure 3.1	Évolution de la MVES/M et fonction de la DBO <sub>5</sub> et de la température.....38
Figure 3.2	Cinétique des MVES/M durant l'hiver. ....39
Figure 3.3	Cinétique des MVES/M durant le printemps.....41
Figure 3.4	Cinétique des MVES/M durant l'été.....42
Figure 3.5	Cinétique des MVES/M durant l'automne. ....43
Figure 3.6	Croissance du biofilm pour (a) hiver et printemps et (b) été et automne, en fonction de la période d'incubation.....44
Figure 3.7	Croissance du biofilm durant chaque saison.....45
Figure 3.8	Taux de croissance $\mu$ (d <sup>-1</sup> ) du biofilm.....46
Figure 3.9	Variation du temps de rétention des solides biologiques (TRSB) en fonction de la période d'incubation pour chaque saison.....48
Figure 3.10	Ratios NTK/MVES, P/MVES et COT/MVES du biofilm témoin. ....49

Figure 3.11	Ratios : MES, NTK, P et COT en fonction des MVES pour (a) hiver, (b) printemps, (c) été et (d) automne. ....	51
Figure 3.12	MVES/M témoins et incubées, DBO <sub>5</sub> (EE1) et température pour (a) hiver, (b) printemps, (c) été et (d) automne.....	54
Figure 3.13	Relation (a) DBO <sub>5</sub> (EE1) et MVES, (b) température et MVES.....	57
Figure 3.14	Relation (a) MVES et taux d'abattement du NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> et (b) MVES et taux d'abattement de la DBO <sub>5</sub> .....	59
Figure 3.15	MVES/M et les taux d'abattement pour (a) hiver, (b) printemps, (c) été et (d) automne.....	60

## LISTE DES ABRÉVIATIONS, SIGLES ET ACRONYMES

AAT	Azote ammoniacal total (somme de $\text{NH}_4^+$ et $\text{NH}_3$ )
abatt	Abattement
AOB	Bactéries oxydantes de l'ammonium
$\text{CaCO}_3$	Carbonate de calcium
COT	Carbone organique total
Co	Cobalt
Cu	Cuivre
d	jour (day)
$\text{DBO}_5$	Demande biochimique en oxygène à cinq jours
DCO	Demande chimique en oxygène
EC	Échantillon composé
EE1	Effluent de l'étang 1
EPA	U.S. Environmental Protection Agency
ET	Échantillon témoin
ÉTS	École de technologie supérieure
$\text{HNO}_2$	Acide nitreux
$\text{HNO}_3$	Acide nitrique
K1	Type de média de polyéthylène
MAMROT	Ministère des affaires municipales, des régions et de l'occupation du territoire
MDDEP	Ministère du développement durable, de l'environnement et des parcs
MES	Matières en suspension
Mn	Manganèse

Mo	Molybdène
MVES	Matières volatiles en suspension
MVESnb	Matières volatiles en suspension non biodégradables
N	Azote
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	Ion ammonium
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	Nitrite
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Nitrate
NOB	Bactéries oxydantes de nitrites
NTK	Azote total Kjeldahl
P	Phosphore
pH	Potentiel hydrogène
RBLM	Réacteur à biofilm à lit en mouvement
Se	Sélénium
Si	Silicium
SMEWW	Standard methods for the examination of water and wastewater
STEPPE	Station expérimental de procédés pilotes en environnement, École de technologie supérieure, ÉTS, Montréal
Temp	Température
TRSB	Temps de rétention des solides biologiques ( <i>d</i> )
$\mu$	Taux de croissance du biofilm ( $d^{-1}$ )
$\mu_m$	Taux de croissance maximal du biofilm ( $d^{-1}$ )
WEF	Water Environment Federation
Zn	Zinc

## LISTE DES SYMBOLES ET UNITÉS DE MESURE

°C	degré celsius
cm	centimètre
cm <sup>2</sup>	centimètre carré
cm <sup>3</sup>	centimètre cube
d	diamètre
J	jour
kg	kilogramme
L	litre
m	mètre
m <sup>2</sup>	mètre carré
m <sup>3</sup>	mètre cube
mg	milligramme
mg/L	milligramme par litre
mg/M	milligramme par média du type K1
mg-N/L	milligrammes d'azote par litre
mg-O <sub>2</sub> /L	milligrammes d'oxygène par litre
mL	millilitre
R <sup>2</sup>	coefficient de corrélation



## INTRODUCTION

La Loi sur les ressources en eau du Canada indique que la santé, le bien-être et la prospérité de la population du Canada dépendent de la qualité du milieu environnemental en général. La contamination des cours d'eau est devenue une menace sérieuse qui évolue en fonction de l'accroissement de la population et leurs besoins. Une bonne gestion dans l'utilisation des ressources telles que l'eau devient un intérêt général et national urgent. À l'automne 2002, le Québec s'est doté d'une politique de l'eau, avec l'objectif d'assurer la protection de la ressource, de protéger la santé publique et celle des écosystèmes et gérer l'eau dans une perspective de développement durable. Cette politique redéfinit les types des contaminants connus, les sources potentielles de contamination et celle-ci devient aussi un outil pour déterminer les concentrations et les charges de contaminants pouvant être rejetées dans les milieux aquatiques sans compromettre les usages de l'eau. Au Québec, l'institution chargée de fixer les exigences de rejet de chaque station, en accord avec la technologie installée et le milieu récepteur, est le ministère des affaires municipales, des régions et de l'occupation du territoire (MAMROT). Le MAMROT a également la responsabilité de veiller aux suivis des stations et au respect des exigences imposées. La demande biochimique d'oxygène (DBO<sub>5</sub>), les matières en suspension (MES), le phosphore total et les coliformes fécaux sont les principaux paramètres pouvant faire l'objet d'exigences.

Durant les dernières décennies, l'accroissement de la population et l'essor économique qu'a vécu la grande région de Montréal (et ses environs) et le Québec en général, a entraîné principalement une augmentation dans l'utilisation de ressources telles que l'eau. Cette situation a causé le dépassement, dans le cas de certaines stations d'épuration, des spécifications d'opération pour lesquelles ils ont été conçus. Ainsi, certaines municipalités se sont vues forcées de réexaminer leurs propres systèmes de traitement pour respecter les exigences du MAMROT. Au Québec, le traitement des eaux usées de la plupart de municipalités repose sur l'utilisation d'étangs aérés facultatifs. Leur mise à niveau n'est pas toujours aisée puisque des limitations peuvent survenir quant à l'espace physique disponible pour augmenter leur capacité opérationnelle. Une des solutions adoptées pour remédier à

cette situation est le recours à une technologie compacte d'épuration, soit celle du réacteur à biofilm à lit en mouvement (RBLM) comme technologie complémentaire au traitement en place. C'est le cas de la Ville de Sainte-Julie où la capacité opérationnelle de son système de traitement a atteint son point limite en raison d'une grande croissance démographique.

Les réacteurs à biofilm à lit en mouvement (RBLM) sont de plus en plus utilisés à travers le monde comme système principal ou encore comme système complémentaire aux stations d'épuration existantes. Leur utilisation s'explique essentiellement par leurs faibles coûts de construction et d'entretien ainsi que par les bonnes performances en termes d'abatement de la DBO<sub>5</sub>, de la demande chimique en oxygène (DCO) et de l'azote ammoniacal (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>).

Bien que ce type de traitement ait été l'un des plus documentés au monde au cours de la dernière décennie, la cinétique de croissance du biofilm qui y est générée reste encore mal connue. De même, on ne connaît pas de manière précise comment le biofilm réagit sous la présence de divers substrats, avec les variations de la charge organique et de la température, selon des paramètres de fonctionnement établis du réacteur.

L'objectif général de cette recherche consiste donc à faire un suivi de l'évolution des caractéristiques du biofilm (et de sa croissance) en fonction de périodes d'incubation connues et ce, pour différentes saisons, de manière à mieux comprendre son comportement lorsque celui-ci est soumis à différentes conditions d'eau (température, charge organique, etc.).

Le présent mémoire se divise en quatre chapitres principaux. Le premier chapitre constitue une revue de la documentation scientifique relative au sujet de cette étude. Cette revue de documentation porte plus spécifiquement la problématique actuelle sur les rejets des contaminants dans les cours d'eau, le système de traitement d'épuration biologique ainsi que les causes qui font diminuer leur efficacité. Le deuxième chapitre expose l'ensemble du matériel et des méthodes utilisés au cours de l'étude. Une section du chapitre porte la procédure utilisée pour incuber le biofilm dans le réacteur, les cycles de prélèvement des médias K1, ainsi que la méthode proposée pour extraire le biofilm des médias. Le troisième

chapitre présente les résultats obtenus sur l'évolution du biofilm incubé tout au long de la période d'étude. Les résultats des concentrations des éléments (par unité de média) tels que les matières en suspension et volatiles (MES et MVES), l'azote kjeldahl (NTK), le phosphore total (P) et le carbone organique total (COT) sont présentés pour chaque cycle d'incubation hebdomadaire. Les taux d'enlèvement de la  $\text{DBO}_5$  et du  $\text{NH}_4^+$  dans le réacteur RBLM sont aussi évalués en fonction de la concentration du biofilm fixé aux médias. Des paramètres comme la charge organique, et la température sont pris en compte pour l'évaluation de l'efficacité du processus à l'intérieur du réacteur. Le quatrième chapitre porte sur une discussion plus élargie sur les résultats obtenus. Finalement, le mémoire se termine avec une conclusion et des recommandations sur des axes de recherche pour améliorer les connaissances dans le domaine.

## **CHAPITRE 1**

### **REVUE DE LA DOCUMENTATION SCIENTIFIQUE**

Ce chapitre porte sur la revue de la documentation scientifique du sujet d'étude. Dans un premier temps, il aborde la problématique générale concernant les rejets d'eaux usées municipales traitées dans le milieu naturel. La DBO<sub>5</sub> ainsi que l'azote ammoniacal seront considérés comme les substrats les plus importants à considérer. Dans un deuxième temps, les principes de fonctionnement d'un système biologique sont abordés, en soulignant les fondements associés au développement d'un biofilm aérobie hétérotrophe ou nitrifiant. Cette section du chapitre met en évidence les facteurs les plus importants qui favorisent la croissance d'un biofilm aérobie. La troisième section traite de manière générale de la technologie d'un réacteur à biofilm à lit en mouvement (RBLM), en soulignant les conditions qui favorisent l'efficacité d'un tel système en termes d'abattement des substrats d'intérêt (organique et azoté).

#### **1.1 Problématique des rejets dans le milieu naturel**

La croissance de la population au niveau mondial a mené à une augmentation des activités visant à soutenir le niveau de vie actuel ou encore à maintenir un développement constant des différentes sociétés. Cette augmentation des activités a influencé l'utilisation des ressources naturelles telle que l'eau conduisant ainsi souvent à des niveaux de consommations unitaires (par habitant) importants. Bien que la ressource « eau » soit abondante au Québec, le ministère du Développement durable, de l'environnement et des Parcs (MDDEP) est préoccupé depuis déjà plusieurs décennies par les impacts provoqués par le rejet de contaminants présents dans les eaux usées rejetées dans les cours d'eau naturels. Dès les années quatre-vingt, le traitement des eaux usées au niveau résidentiel, municipal et industriel est devenu un sujet de grand intérêt. Bien que plusieurs mesures aient été prises au cours des années '80 pour diminuer les rejets des contaminants dans les cours d'eau (construction de stations), les effets que les contaminants provoquent sur les

organismes aquatiques continuent à être néfastes. La demande en oxygène pour biodégrader la matière organique ainsi qu'une forte concentration d'azote ammoniacal constituent les problèmes les plus importants auxquels les stations se voient confrontées aujourd'hui. Bien qu'en théorie la plupart des stations biologiques peuvent s'avérer performantes pour abattre ces deux paramètres lorsqu'elles sont dimensionnées à cet effet, la variation de leur concentration (dû par exemple à de fortes pluies ou à la fonte des neiges) ainsi que des conditions climatiques d'opération parfois extrêmes (faibles températures) font diminuer l'efficacité du traitement. Cela conduit alors au non respect des critères d'eau de surface (MDDEP) qui correspondent aux objectifs environnementaux de rejet pour les contaminants. Au Québec, bien qu'il n'existe pas d'exigence précise, le niveau de rejet d'azote dans les cours d'eau doit minimalement se conformer à la directive nationale sur le rejet de l'ammoniac dissous dans l'eau établie par Environnement Canada (2010). Cette directive propose une concentration maximale d'azote ammoniacal non ionisé dans l'effluent de 1,25 mg/L ou moins exprimé sur forme d'azote (N) à  $15^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ .

### **1.1.1 Demande biochimique d'oxygène (DBO<sub>5</sub>)**

La demande biochimique en oxygène à cinq jours (DBO<sub>5</sub>) correspond à la concentration en oxygène dissous nécessaire pour dégrader la matière organique à une température de 20°C durant cinq jours. Selon Tchobanoglous *et al.* (2003), la demande d'oxygène est le paramètre le plus utilisé globalement pour déterminer une contamination d'origine organique. Naturellement, les eaux usées présentent une communauté de microorganismes mixtes (bactéries, virus, algues unicellulaires et protozoaires) qui vont transformer la matière organique sous la présence d'oxygène dissous. Ces organismes vont utiliser la matière organique pour leurs processus de synthèses comme source d'énergie, pour survivre et pour se régénérer. Normalement, les cours d'eau naturels présentent un certain degré de contamination d'origine organique, produit de la décomposition de son habitat, de son milieu les entourant et des activités des organismes qu'y habitent. Lorsque les effluents des stations sont rejetés dans les cours d'eau, la concentration de matière organique augmente en aval du lieu de rejet ce qui conduit nécessairement à une utilisation de l'oxygène dissous présent

nécessaire à sa biodégradation. Comme les cours d'eau se réoxygène toujours mais à des degrés divers dépendamment des conditions vitesse et de profondeur d'eau et de température, l'augmentation de la matière organique peut provoquer dans certains cas une diminution accélérée de la quantité d'oxygène dissous et entraîner des effets néfastes sur le milieu naturel.

### 1.1.2 Azote ammoniacal ( $\text{NH}_4^+$ , $\text{NH}_3$ )

L'azote est considéré comme l'un des éléments essentiels pour la croissance de microorganismes, des plantes et des animaux (Tchobanoglous *et al.*, 2003). Néanmoins, lorsque sa présence sous forme d'ammoniac non-ionisé ( $\text{NH}_3$ ) dans l'eau dépasse une concentration minimale (0,1 mg/L de  $\text{NH}_3\text{-N}$ ), celui-ci devient un problème important surtout pour les organismes aquatiques (Ministère de l'Environnement de l'Ontario, 1992). Selon Tchobanoglous *et al.* 2003, les principales sources de contamination d'azote sont d'origines animale et végétale, mais ils existent d'autres sources naturelles qui peuvent contribuer à un apport d'azote dans l'eau telles que le nitrate de sodium et l'azote atmosphérique (fixation). L'azote trouvé dans les eaux usées est principalement d'origine humaine, produit des activités naturelles métaboliques ou anthropiques. Une autre source de contamination d'azote provient des activités agricoles. Pour augmenter la production des terres agricoles, l'introduction des éléments nutritifs (engrais) est devenue une pratique courante. Cependant, les nutriments qui n'ont jamais totalement assimilés par les plantes et se retrouvent soit dans les eaux de surface dû au lessivage des sols par les pluies, soit dans les eaux souterraines par migration à travers le sol.

Bien que l'azote ammoniacal puisse se présenter sous deux formes en équilibre dans les eaux, seulement l'azote ammoniacal non ionisé ( $\text{NH}_3\text{-N}$ ) est classifié dans le registre de substances toxiques pour l'environnement (Environnement Canada, 2004). En effet, il a été démontré que le  $\text{NH}_3\text{-N}$  est une forme soluble qui peut traverser les membranes cellulaires de certains organismes (des poissons par exemple) et entrer dans leur circulation sanguine. La toxicité aiguë (troubles neurologiques, épaissement de la membrane des branchies) et la

toxicité chronique (diminution de la diffusion de l'oxygène) peuvent entraîner la mort de la faune atteinte (Environnement Canada, 2003). Selon Person-le Ruyet et Bœuf (1998), lorsque les poissons sont exposés à un certain niveau de concentration d'azote ammoniacal total, ses capacités d'excrétion sont affectées et ceux-ci n'arrivent plus à réguler ses fonctions vitales car le seuil de toxicité est atteint.

Étant donné la problématique due à l'azote ammoniacal non ionisé, Environnement Canada (2010) a défini comme objectif de maintenir une concentration maximale d'azote ammoniacal non ionisé dans l'effluent de 1,25 mg/L ou moins exprimé sur forme d'azote (N) à  $15^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ . Malgré tous les efforts technologiques pour essayer d'atténuer ce problème, l'atteinte d'une telle valeur n'est pas aisée en hiver, car les faibles températures de l'eau défavorisent très nettement le processus de nitrification biologique.

En tenant compte du fait que la concentration d'azote ammoniacal non ionisé augmente en fonction de la température et du pH de l'eau, la toxicité de ce composé est plus remarquable pendant la période estivale. Ainsi, cela se traduit par une marge de manœuvre plus importante en saisons froides pour atteindre un objectif de 1,25 mg/L sur forme d'azote (N), mais cette marge est contrecarrée par un processus de nitrification fortement atténué en températures froides. L'équation (1.1) définit l'équilibre entre deux formes d'azote tandis que l'équation (1.2) (Environnement Canada, 2010) permet de déterminer la fraction d'azote ammoniacal non ionisé en fonction du pH à une température de  $15^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ .



$$\text{NH}_3 = (\text{NH}_4^+ + \text{NH}_3) \times \frac{1}{1 + 10^{(9,57 - \text{pH})}} \quad (1.2)$$

L'eutrophisation aussi connue comme le vieillissement d'un plan d'eau est un autre problème provoqué par l'augmentation de la concentration d'azote dans l'eau (Environnement Canada, 2003). Avec la présence des grandes concentrations de phosphore et d'azote, les algues se voient stimulées ce qui favorise leur croissance dans le milieu récepteur naturel. La

multiplication puis la décomposition de ces algues altèrent la qualité de l'eau ce qui provoque une diminution de la concentration d'oxygène principalement dans les eaux les plus profondes. Ce phénomène entraînerait aussi des changements biologiques (au niveau du métabolisme des poissons) en plus de la mortalité de certaines espèces d'entre eux. Bien que le terme « eutrophisation » soit employé depuis les années soixante-dix pour décrire la dégradation des lacs par l'excès de nutriments, une autre problématique a fait son apparition, soit celle relative à la prolifération des algues bleues. Ainsi, l'apport excessif de nutriments aux lacs et aux cours d'eau favorise la croissance de cyanobactéries qui vont prédominer et rivaliser dans le milieu récepteur. Leur présence a différentes conséquences sur le milieu telles que la diminution de la transparence de l'eau, la modification de la chaîne alimentaire (cyanobactéries non comestibles par le zooplancton), l'eutrophisation des eaux, les dégagements des odeurs nauséabondes, la mort de poissons, et principalement l'impact sur la santé publique dû à la production de cyanotoxines (Agriculture et Agroalimentaire, 2002). La présence de cyanotoxines (neurotoxines et hépatotoxines), surtout dans les cours d'eau servant à l'approvisionnement en eau potable, a mis en alerte les organismes de contrôle. Selon Santé Canada (2008), la concentration maximale acceptable des toxines cyanobactériennes dans l'eau potable est de 1,5 µg/L. Cette concentration maximale ne présenterait pas un risque pour la santé humaine. De plus, cette concentration est considérée comme la concentration maximale à ne pas dépasser pour protéger la santé humaine contre l'exposition d'autres microcystines (microcystines totales) qui peuvent aussi être présentes dans l'eau.

## **1.2        Systèmes de traitement biologique**

Les microorganismes mixtes présents naturellement dans les eaux usées, comme souches d'ensemencement de la culture bactérienne intensive visée, servent de base au fonctionnement de systèmes d'épuration de systèmes biologiques. Les systèmes de traitement biologiques peuvent être classés selon les conditions d'aération ainsi que de la mise en œuvre de microorganismes (culture fixe et culture en suspension). Les systèmes de traitement



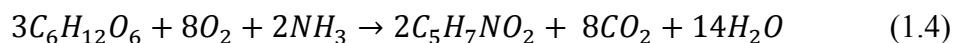
anaérobie (connus aussi comme processus de méthanisation) et les systèmes de traitement aérobie sont habituellement utilisés en traitement secondaire d'eaux urbaines et industrielles.

L'objectif principal de ces type de système consiste à fournir un environnement favorable pour que les microorganismes puissent se développer rapidement, ce qui favorise la dégradation de la matière organique polluante (ou la transformation de l'azote présent). Le principal avantage des systèmes de traitement biologique est qu'ils ne requièrent pas d'ajouts de produits chimiques pour mener à bien l'abattement de la matière organique. Son principal désavantage est la perte d'efficacité et la mortalité de la biomasse (qu'elle soit en suspension ou fixée sous forme de biofilm) sous la présence de certains composés chimiques et métaux lourds (Tchobanoglous *et al.*, 2003). Les coûts énergétiques liés aux besoins en aération de la plupart des systèmes s'avèrent également un inconvénient de premier plan. Bien que le principe de fonctionnement soit assez simple, plusieurs conditions doivent être favorables afin de garantir la subsistance du biofilm. Parmi ces conditions, le pH, la température, l'oxygène dissous et la matière organique sont les facteurs les plus importants à prendre en compte au moment de sélectionner le type de processus biologique (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

### **1.2.1 Dégradation de la matière organique**

Si une grande quantité d'oxygène est disponible, la dégradation aérobie de la matière organique va continuer jusqu'à que celle-ci soit consommée en quasi-totalité (Tchobanoglous *et al.*, 2003). Le processus de dégradation de la matière organique débute lorsqu'une partie de cette matière est oxydée, car celle-ci devient une ressource d'énergie pour le métabolisme naturel des microorganismes. En même temps, une autre partie de la matière est transformée en formant de nouvelles cellules, ce qui provoque une consommation d'énergie. Finalement, lorsque la matière organique a été complètement consommée, la lyse de certaines bactéries vieillissantes survient ce qui les rend disponibles à d'autres pour obtenir de l'énergie nécessaire pour leur subsistance. Ce processus est connu comme la respiration endogène (Tchobanoglous *et al.*, 2003). Étant donné que les réactions chimiques qui mettent

en rapport l'oxydation biologique avec les composés des eaux usées sont impossibles à déterminer avec précision, la matière organique peut être représentée par une forme simplifiée (ex. : glucose  $C_6H_{12}O_6$ ) tandis que la formation de nouvelles cellules peut être représentée par  $C_5H_7NO_2$  (Hoover et Porges, 1952). En utilisant la stœchiométrie, la dégradation de la matière organique peut être représentée par l'équation (1.4).



Une fois que la métabolisation sera faite, la matière organique est soit oxydée, soit transformée en biomasse. L'équation 1.4 montre que l'oxydation de la matière organique peut être éliminée aussi sous forme de dioxyde de carbone et d'eau.

### 1.2.2 Composition cellulaire du biofilm

Selon Tchobanoglous *et al.* (2003), une quantité suffisante de nutriments doit être fournie pour favoriser la croissance bactérienne dans les systèmes de traitement biologique. En fonction de la concentration dans les cellules, les principaux éléments chimiques trouvés à l'intérieure d'une cellule procaryote sont le carbone (50 %), l'oxygène (22 %), l'azote (12 %), l'hydrogène (9,0 %) et le phosphore (2,0 %). D'autres éléments se trouvent aussi en concentrations plus faibles : le sulfure, le potassium, le sodium, le calcium, le magnésium, le chlorure et le fer (Madigan *et al.*, 2000). Selon Hoover et Porges (1952), la formule empirique qui décrit mieux la fraction organique des cellules est  $C_5H_7O_2N$ , où un pourcentage équivalent à 53 % du poids de la fraction organique est le contenu en carbone (composition empirique). Lorsque le phosphore est tenu en compte dans la fraction organique, la formule  $C_{60}H_{87}O_{23}N_{12}P$  peut être utilisée également. Il faut noter que les deux formulations décrites sont approximatives. Elles peuvent donc varier en fonction du temps et des espèces bactériennes présentes, mais celles-ci peuvent être utilisées à des fins pratiques (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

### 1.2.3 Carbone, énergie et nutriments pour la croissance des microorganismes

Pour continuer à se reproduire et à fonctionner correctement, un organisme doit avoir des sources d'énergie et du carbone pour la synthèse de nouvelle matière cellulaire. Par ailleurs, d'autres éléments inorganiques sont aussi nécessaires telles que l'azote, le phosphore, le soufre, le potassium, le calcium et le magnésium. L'énergie nécessaire pour la synthèse cellulaire peut être fournie soit par la lumière, soit par une réaction d'oxydation chimique. Les microorganismes ont besoin du carbone pour leur croissance cellulaire et ceux-ci l'obtiennent de la matière organique ainsi que du CO<sub>2</sub>. Les organismes qui utilisent le carbone organique pour la formation de nouvelles cellules sont appelés hétérotrophes (Tchobanoglous *et al.*, 2003). Selon Madigan *et al.* (2000), les microorganismes ont besoin d'autres micronutriments d'une importance mineure tels que le zinc, le manganèse, le molybdène, le sélénium, le cobalt, le cuivre et le nickel.

Les microorganismes aérobies facultatifs, qui constituent 80 % des organismes hétérotrophes d'une boue activée, dégradent la matière organique selon le même processus, mais ils sont capables de remplacer l'oxygène qui sert de capteur d'électrons par les ions nitrites (ou nitrates). Toutefois, ils utilisent préférentiellement l'oxygène, car cette molécule leur permet d'obtenir plus d'énergie (Gerardi, 2002).

Les eaux usées d'origine résidentielle présentent généralement des concentrations en substrats et en nutriments suffisantes, ce qui favorise les conditions nécessaires au développement des microorganismes. La performance d'un processus biologique utilisé pour le traitement des eaux usées dépend de la dynamique de l'utilisation des substrats ainsi que de la croissance microbienne (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

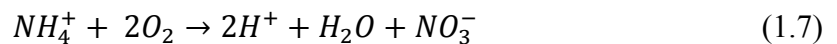
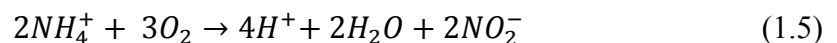
Chaque système de traitement des eaux usées de type biologique dépend directement des caractéristiques des eaux à traiter. En effet, l'efficacité du système requiert une bonne connaissance des principes qui gouvernent la croissance des microorganismes ainsi que de

compréhension des réactions biologiques qui ont lieu tout au long du système (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

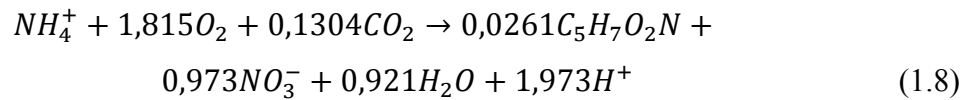
#### 1.2.4 Nitrification biologique

La nitrification biologique est le terme utilisé pour décrire les deux étapes du processus où l'ammonium ( $\text{NH}_4^+\text{-N}$ ) est oxydé en nitrite ( $\text{NO}_2^-\text{-N}$ ) et le nitrite est oxydé en nitrate ( $\text{NO}_3^-\text{-N}$ ) sous la présence d'oxygène (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

Les deux étapes du processus de nitrification sont arbitrées par les bactéries oxydantes de l'ammonium (AOB) et par les bactéries oxydantes de nitrites (NOB). Les Nitrosococcus, les Nitrosospira, les Nitrosolobus, les Nitrosorobrio et les Nitrosomonas sont des exemples de AOB. Les Nitrococcus, le Nitrospira, le Nitrospina les Nitroeystis et les Nitrobacter sont des exemples de bactéries de NOB. La nitritation est surtout associée aux bactéries Nitrosomonas et la nitratisation est surtout associée aux bactéries Nitrobacter (Painter, 1970). Selon les travaux de Sharma et Albert (1977), les AOB et les NOB utilisent l'oxygène comme capteur final d'électrons. En effet, se sont des bactéries aérobies. L'énergie produite par l'oxydation de l'ammonium ainsi que des nitrites sont représentés par les équations (1.5), (1.6) et (1.7).



Selon Rittmann et McCarty (2001), l'équation balancée qui décrit d'une manière plus précise l'oxydation complète du  $\text{NH}_4^+$  à  $\text{NO}_3^-$  est montrée à l'équation (1.8). Les concentrations des éléments nécessaires pour l'oxydation telle que l'oxygène et l'alcalinité sont aussi montrées dans l'équation. Pour abattre un gramme de  $\text{N-NH}_4^+$ , les bactéries ont besoin de 4,57 g d' $\text{O}_2$  ainsi que 7,14 g d'alcalinité ( $\text{CaCO}_3$ ).



### 1.2.5 Facteurs qui affectent la nitrification biologique

Le processus de nitrification biologique est affecté par plusieurs facteurs environnementaux. La température de l'eau, le pH, la toxicité, la présence des métaux et l'ion ammonium sont les facteurs le plus importants à tenir en compte, car ceux-ci peuvent rendre le processus inefficace.

Selon Tchobanoglous *et al.* (2003), la température influence les activités métaboliques des microorganismes, le taux de transfert des gaz et les caractéristiques de décantation des certains solides biologiques. Le processus de nitrification peut avoir lieu dans un intervalle de température qui varie de 5 à 45 °C. Selon Wijffels *et al.* (1995), la croissance des microorganismes nitrifiants devient plus lente à faibles températures, ce qui diminue l'efficacité du processus de nitrification. La période minimale de régénération pour les bactéries nitrifiantes à 30°C équivaut à 15 heures, tandis qu'à 5°C cette période peut atteindre des valeurs de 200 heures (Kors *et al.*, 1998). Selon Buswell *et al.* (1954), une faible croissance des bactéries nitrifiantes (ou encore une croissance nulle) est constatée lorsque la température de l'eau est inférieure à 4°C. Les travaux de McCartney et Oleszkiewicz (1990) ont montré que le processus de nitrification s'arrête complètement à des températures au-dessous de 6 °C. Quant à Oleszkiewicz *et al.* (1988) et le US Environmental Protection Agency (Nutrient control design manuel, 2010), le taux de nitrification peut atteindre des valeurs significatives à un température de 5 °C lorsque le temps de rétention de solides augmente. Selon Delatolla *et al.* (2009), lorsque les bactéries nitrifiantes passent d'une température de 20 à 4°C, celles-ci rentrent dans une période d'acclimatation, ce qui va réduire d'une manière significative le processus de nitrification. Les auteurs remarquent que le processus de nitrification n'arrête jamais et que la concentration de biofilm fixé aux médias reste constante tout au long de son expérimentation.

Le processus de nitrification est aussi sensible aux variations du pH. Le taux d'efficacité décline significativement à des valeurs de pH au-dessous de 6,8. Le taux de nitrification optimal a lieu dans un intervalle de pH qui varie entre 7,5 et 8,0 (Tchobanoglous *et al.*, 2003). Selon Gerardi (2002), les bactéries nitrifiantes (nitrosomonas et les nitrobacters) appartiennent à un groupe de bactéries connues comme alcalinophiles. Ce groupe est capable de croître aux valeurs de pH qui varient entre 7,0 et 11,5. Cependant, l'intervalle optimal pour le processus de nitrification varie entre 8,1 à 8,5 dans des conditions du laboratoire.

Selon Tchobanoglous *et al.* (2003), les organismes nitrifiants sont sensibles à un grand intervalle de concentration de composés organiques et inorganiques. Dans plusieurs cas, le processus de nitrification peut même s'arrêter. Cependant, les bactéries continuent à croître et à oxyder l'ammonium et les nitrites, mais à un faible taux. Selon les travaux de Blum et Speece (1991), les organismes nitrifiants sont des bons indicateurs pour la présence des composés organiques toxiques à faibles concentrations. Les composés qui sont toxiques pour les organismes nitrifiants incluent les solvants chimiques organiques, les amines, certaines protéines, les tannins, les composés phénoliques, les alcools, les cyanates, les éthers, les carbamates et le benzène (Hockenbury et Grady, (1977); Sharma et Alhert, (1977)). L'acide nitreux est aussi considéré comme agent inhibiteur des organismes nitrifiants (Environnement Canada, 2003).

Les métaux sont aussi considérés comme des agents inhibiteurs. Selon les travaux de Skinner et Walker (1961), une inhibition complète du processus de nitrification a lieu à des concentrations de 0,25 mg/L de nickel, de 0,25 mg/L de chrome et de 0,10 mg/L de cuivre. Selon Gerardi (2002), lorsque les métaux toxiques comme le cuivre (0,35 mg/L), le cyanure (0,50 mg/L), le mercure (0,25 mg/L), le nickel (0,25 mg/L), l'argent (0,25 mg/L), le zinc (0,30 mg/L) et le chrome (0,25 mg/L hexavalent et 0,05 trivalent) sont dans leur forme soluble (des ions libres ou formant des oxydes), ceux-ci peuvent être assimilés par les bactéries et les effets toxiques se produisent.

La nitrification est aussi inhibée par l'ion ammonium non ionisé ( $\text{NH}_3$ ) et par l'acide nitreux non ionisé ( $\text{HNO}_2$ ). Les effets de l'inhibition dépendent de la concentration totale de chacun des composés ainsi que de la température et du pH. La faible concentration d'oxygène dissous dans l'eau peut inhiber le processus de nitrification. La nitrification ne peut se produire qu'en présence d'ammonium et d'oxygène dissous. Par ailleurs, il est conseillé de conserver en tout temps une concentration d'oxygène dissous supérieure à  $3 \text{ mg-O}_2/\text{L}$  pour obtenir une nitrification efficace (Gerardi, 2006).

### **1.2.6 Coexistence des organismes hétérotrophes et nitrifiants**

Les travaux de Davey et O'Toole (2000) décrivent le biofilm comme un système biologique avec un grand niveau d'organisation, où les bactéries forment des communautés structurées, coordonnées et fonctionnelles. Dans les systèmes biologiques, la coexistence des bactéries hétérotrophes (qui dégradent le carbone organique) et nitrifiantes amène une réduction de la matière organique polluante ainsi que l'abattement de composés tels que le  $\text{NH}_4^+$ , les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) et les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ). Néanmoins, la présence simultanée de bactéries, naturellement présentes dans l'environnement, crée une compétition pour l'oxygène dissous ce qui résulte en un faible taux de croissance des bactéries nitrifiantes (Environnement Canada, 2003).

Selon Tchobanoglous *et al.* (2003), une grande partie de la  $\text{DBO}_5$  doit être enlevée au préalable pour que les organismes nitrifiants puissent s'établir à la surface de support (média) dans les systèmes à cultures fixées. Les bactéries hétérotrophes possèdent un taux de croissance plus élevé, ce qui favorise la domination sur la surface de support. En effet, les bactéries hétérotrophes peuvent être considérées aussi comme un agent inhibiteur du processus de nitrification. Les travaux de Zhu et Chen (2001) et de Ling et Chen (2005) montrent que le processus de nitrification devient efficace lorsque la charge de matière organique est faible. Un ratio DCO/N inférieur à 1,5 (équivalant aussi à un ratio C/N = 0,5) doit être recherché.

Selon les travaux de Harremoës (1982), la présence d'un grand contenu en carbone organique dans les eaux usées fournit un milieu favorable à la croissance des organismes hétérotrophes. Les taux de croissance élevés et la production de biomasse des organismes hétérotrophes peuvent facilement faire en sorte de laisser hors compétition les organismes nitrifiants. Par ailleurs, Okabe *et al.* (1999) précisent que lorsque les bactéries hétérotrophes sont incubées dans un milieu en absence de carbone organique, les bactéries nitrifiantes autotrophes réagissent en produisant des substances microbiennes solubles (SMP) qui seront utilisées comme des substrats organiques par les bactéries hétérotrophes. En effet, ce phénomène va maintenir l'équilibre et la coexistence à l'intérieur du biofilm.

Des études menées par Lee *et al.* (2004), montrent que la croissance rapide des organismes hétérotrophes aurait lieu sur la couche extérieure du biofilm tandis que la faible croissance des organismes nitrifiants aurait lieu près de surface d'adhésion sur le support. Cette disposition au niveau des couches crée ainsi une résistance au transfert de masse du  $\text{NH}_4^+$  par phénomène de diffusion, soit de l'extérieure (eau usée) vers l'intérieur de la couche du biofilm nitrifiant. En plus, la couche externe du biofilm constituée surtout par des bactéries hétérotrophes rivaliserait plus favorablement pour l'oxygène que les autres organismes qui se trouvent plus profondément au sein du biofilm.

En tenant compte du fait qu'au Québec les conditions climatiques sont parfois exceptionnelles (froids hivernaux), il existe une possibilité pour que le processus de nitrification soit aussi inhibé par une production excessive des polysaccharides par les bactéries hétérotrophes. En effet, les travaux de Lee *et al.* (2004), montrent qu'une augmentation de la production d'acétate (sel ou ester de l'acide acétique, résultat de la fermentation de polysaccharides) stimulerait la formation du biofilm hétérotrophe sur le biofilm nitrifiant déjà existant. L'effet des polysaccharides serait donc indirect.

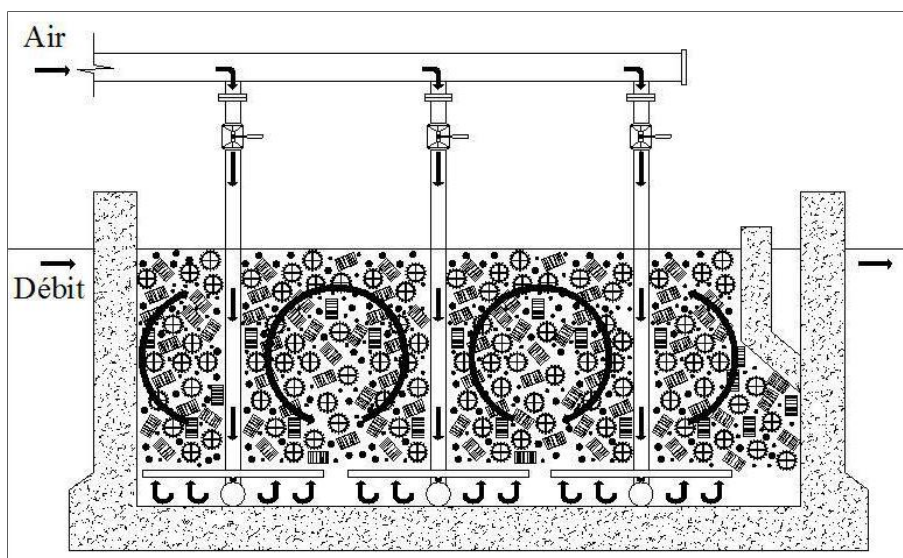
Les travaux de Martin-Cereceda *et al.* (2001) soulignent que la production de polysaccharides a lieu lorsque le biofilm est soumis à un stress de type environnemental. La radiation ultraviolette, les changements du pH, le choc osmotique et la dessiccation sont



considérés comme des types de stress environnementaux. Néanmoins, personne n'a établi si le froid peut être considéré aussi comme un type de stress environnemental qui puisse affecter d'une certaine manière le biofilm.

### **1.2.7 Technologie du réacteur à biofilm à lit en mouvement (RBLM)**

De manière simplifiée, le RBLM consiste en un système de traitement des eaux usées reposant sur la fixation d'une culture bactérienne (biofilm) sur des médias circulaires fabriqués en polyéthylène non recyclé. Comme la masse volumique de ce matériel est près de celle de l'eau, les médias ont la capacité de se déplacer dans toute la masse liquide. De plus, leur fonctionnement induit par l'injection d'air produit un mouvement circulaire. Ainsi, ces deux processus permettent à l'ensemble du biofilm fixé d'avoir un contact avec les substances à dégrader. Selon Tchobanoglous *et al.* (2003), ce type de traitement est caractérisé parmi les processus les plus économiquement rentables en épuration des eaux usées, surtout pour le processus de nitrification. Le réacteur à biofilm avec lit en mouvement (Figure 1.1) d'AnoxKaldnes est un système qui combine les avantages des procédés de boues activées et des procédés à biofilm conventionnels sans en avoir les inconvénients (décantation et recirculation de boues) (Rusten *et al.*, 1995; Dalentoft et Thulin, 1997).



**Figure 1.1 Principe du réacteur de type RBLM (C. Blanco © 2010).**

Créée en Norvège par l'entreprise Kaldnes®, le RBLM a gagné en popularité au niveau mondial grâce à ses bonnes performances ainsi que ses faibles coûts de construction et d'opération. Parmi ses avantages, on note l'absence de recirculation de boues et de séquences de lavage. Cependant, le principal désavantage de ce traitement serait la mortalité puis la perte du biofilm sous la présence de certains contaminants dans l'eau tels que les métaux lourds, l'ammoniac non ionisé et l'acide nitreux ( $\text{HNO}_2$ ) (Environnement Canada, 2003).

L'arrivée de cette nouvelle technologie sur le marché a motivé plusieurs chercheurs à évaluer son efficacité dans différentes conditions d'opération et d'eau. Les travaux de Kulikowska *et al.* (2009) montrent que le RBLM est efficace pour abattre des concentrations élevées d'ammonium (jusqu'à 99 %) lorsque celui est utilisé pour traiter les eaux de lixiviation de sites d'enfouissement. Le RBLM a aussi été utilisé pour traiter les produits résultants du processus d'ozonation. Les travaux de Lundströma *et al.* (2009) ont mis en évidence l'efficacité d'un RBLM pour abattre les composés produits lorsqu'un prétraitement d'ozonation est utilisé. Les résultats obtenus montrent que la combinaison de faibles concentrations d'ozone et de l'utilisation d'un RBLM produit légèrement moins d'effets négatifs qu'en utilisant un autre type de traitement (conventionnel; conventionnel et charbon

actif; conventionnel et ozone à 5 mg/L; conventionnel et ozone à 15 mg/L; conventionnel, ozone à 5 mg/L et RBLM; conventionnel, radiation ultraviolette et peroxyde à 10 mg/L. Les travaux de Zwiener *et al.* (2000) et Zwiener et Frimmel (2003) ont quant à eux montré que le biofilm généré dans un RBLM est capable de dégrader les composés pharmaceutiques d'une eau résiduelle synthétique sous de conditions d'opération aérobies. D'autres travaux réalisés par Zwiener *et al.* (2002) soulignent que le biofilm d'un RBLM génère de nouveaux composés lorsque celui-ci est soumis à une eau résiduelle synthétique (transformation de produits d'ibuprofène). Les auteurs remarquent que la combinaison des processus d'ozonation et de traitement RBLM incrémente possiblement la production de produits toxiques, car les deux technologies de traitement sont oxydantes.

Les travaux de Hem *et al.* (1994) comparent l'efficacité de la nitrification en utilisant un système RBLM et un système de boues activés. Les résultats obtenus montrent que l'efficacité de la nitrification dépend de la charge organique présente dans l'eau. Les auteurs concluent qu'il n'existe pas de corrélation significative entre la diminution de l'efficacité du RBLM et la température de l'eau (5-21°C). Selon les auteurs, la cause de cette diminution peut être due à la faible concentration de biomasse et à l'augmentation de la charge organique en carbone. Les travaux de Delnavaz *et al.* (2009) soulignent que le RBLM est un processus biologique avancé qui est capable de réduire avec efficacité la DCO des eaux résiduelles synthétiques qui contient de l'aniline. L'efficacité du processus atteint jusqu'à 90 % d'abattement pour une DCO de 2000 mg/L après trois jours de traitement. Les travaux de Wang *et al.* (2005) montrent la précipitation chimique peut être accompagné de l'utilisation du RBLM pour la réduction de nutriments dans l'eau. De manière globale, les auteurs concluent que l'utilisation du sulfate ferreux heptahydraté constitue une excellente méthode pour abattre le phosphore dans les eaux usées. La combinaison de la précipitation chimique et le RBLM est un processus efficace pour la réduction complète de nutriments. Les abattements de l'azote ainsi que du phosphore ont atteint jusqu'à près 89 % et 91 % respectivement.

### 1.3 Objectifs

L'objectif principal de la présente étude consiste à évaluer l'évolution général du biofilm développé sur le média de support de type K1 d'un réacteur à biofilm à lit en mouvement (RBLM d'AnoxKaldnes). Ce suivi comprend la détermination de la masse de biofilm qui se développe et adhère aux médias tout au long de l'année (mg de biofilm fixé par média : mg/M) ainsi que l'estimation de la composition chimique des principaux éléments constitutifs du biofilm comme l'azote, le phosphore et le carbone. Le projet vise également de manière générale à déterminer le taux de croissance du biofilm ( $\mu$ ) tout au cours de l'année en fonction de différentes variables telles que la charge organique et en azote ainsi que la température de l'eau.

Les objectifs spécifiques du projet sont les suivants :

- établir la cinétique de croissance moyenne d'un biofilm généré de manière directe à l'intérieur du réacteur (croissance *in situ*) tout au long des saisons de l'année;
- déterminer la nature des variations de concentrations du biofilm développé sur le média de type K1 durant chaque saison de l'année;
- établir la relation existante entre la cinétique de formation du biofilm et d'autres paramètres comme la température de l'eau et la matière organique;
- évaluer le comportement du biofilm en fonction de la composition de l'eau usée ( $\text{DBO}_5$ ,  $\text{NH}_4^+$ , etc.) alimentant le réacteur et ce, avec remise en contexte à l'échelle de la station;
- proposer de nouvelles pistes théoriques qui pourraient aider à mieux comprendre le comportement du biofilm et à améliorer l'efficacité du réacteur.

### 1.4 Justification des travaux

Le but de la présente recherche consiste à augmenter l'état de connaissance au niveau du comportement et de la composition du biofilm généré *in situ* dans un réacteur de type RBLM sous la présence des paramètres connus évalué sur site ( $\text{DBO}_5$ ,  $\text{NH}_4^+$ , température, etc.). Pour

y parvenir, un suivi hebdomadaire des caractéristiques des eaux a été réalisé sur une période de 12 mois à la station de Sainte-Julie (Québec, Canada) et, plus spécifiquement à l’affluent et l’effluent du RBLM. Un suivi hebdomadaire *in situ* de la croissance du biofilm sur les médias de support de type K1 du réacteur RBLM a également été effectué durant la même période afin de pouvoir établir les liens avec les conditions spécifiques du milieu.

## CHAPITRE 2

### MATÉRIEL ET MÉTHODES

Le présent chapitre décrit d'abord la station d'épuration de la ville de Sainte-Julie, la disposition des étangs et de la technologie RBLM ainsi que les caractéristiques générales de conception. Le protocole de suivi analytique et d'échantillonnage des eaux et du média (biofilm) ainsi que les méthodes utilisées pour caractériser l'eau ainsi que le biofilm sont ensuite présentés.

#### 2.1 Description générale de la station

Initialement, la station de la ville de Sainte-Julie a été conçue comme un système de traitement biologique qui utilise le principe du lagunage aéré mécaniquement (à l'aide de diffuseurs). Construite en 1984-1985 et composée de quatre étangs en série, la station a une capacité volumique totale de près de 142 000 m<sup>3</sup>. Comme ses performances en hiver n'étaient plus toujours conformes aux exigences imposées par le MDDEP, la Ville de Sainte-Julie a pris la décision en 2005 d'aménager un réacteur à biofilm à lit en mouvement (RBLM) entre les deux premiers étangs (Figure 2.1). En 2008, suite à une mise à niveau de la station, le débit moyen traité par la station était de 17 508 m<sup>3</sup>/d, ce qui correspond à un temps de rétention hydraulique moyen théorique de 8,12 jours.

Les caractéristiques de chaque étang ainsi que les valeurs du temps de rétention hydraulique moyen obtenues pour l'année 2008 sont montrées au Tableau 2.1.

Tableau 2.1 Configuration de la station de la ville de Sainte-Julie (2008)

Localisation	Volume (m <sup>3</sup> )	Temps de séjour (d)	Aéré facultatif	Nombre de diffuseurs
Étang 1	45 500	2,60	Sur toute sa surface	471
RBLM	1256	0,072	-	-
Étang 2	34 600	1,98	Sur toute sa surface	160
Étang 3	38 100	2,18	Sur la première moitié	88
Étang 4	22 500	1,29	Non	-
Total	141 956	8,12	-	719

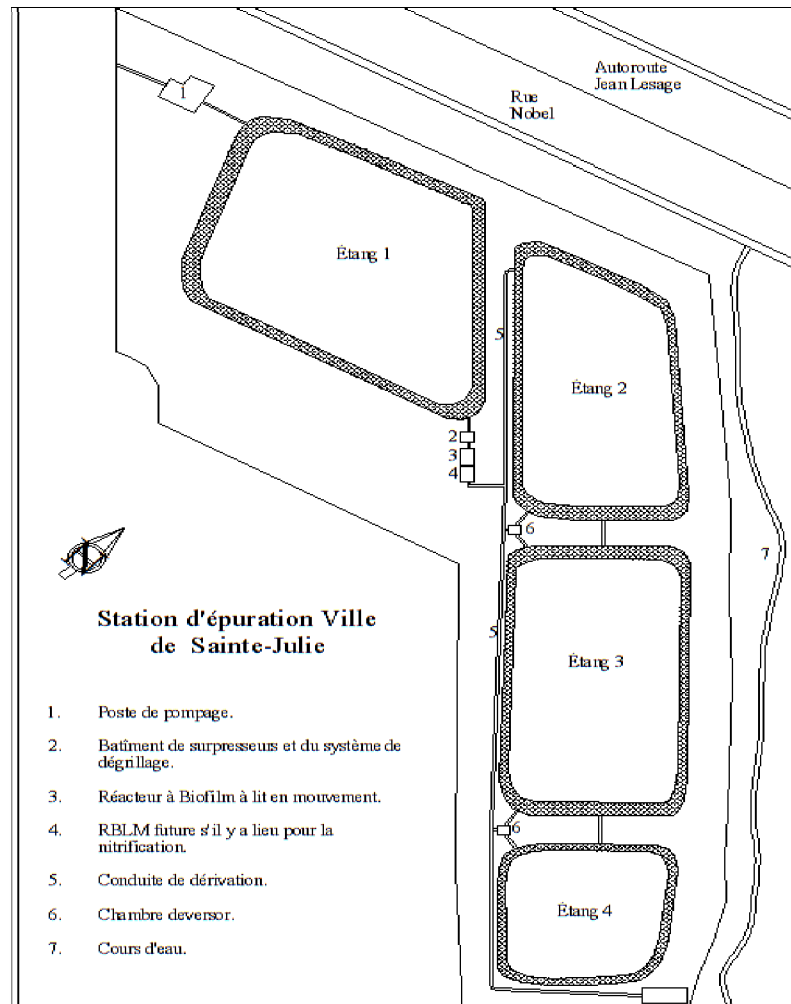


Figure 2.1 Station d'épuration de la ville de Sainte-Julie (C. Blanco © 2010).

## 2.2 Réacteur à biofilm à lit en mouvement

Le réacteur RBLM installé entre les étangs 1 et 2 de la station d'épuration de la ville de Sainte-Julie a comme objectif de réduire, après décantation de l'effluent, au moins 58 % de la DBO<sub>5</sub> et 60 % des MES et MVES. De plus, un objectif de 20 % d'enlèvement a été fixé pour l'azote ammoniacal. Ses principaux paramètres de conception sont présentés au Tableau 2.2.

Tableau 2.2 Paramètres de conception du réacteur RBLM

Paramètre	Valeur	Unité
Longueur	20,5	m
Largeur	12,5	m
Profondeur	4,9	m
Remplissage du média	50	%
Médias utilisés	K1	-
Débit de conception	16 717	m <sup>3</sup> /d
Temps de rétention	0,08	d
Charge de DBO <sub>5</sub> supportée	69	mg-O <sub>2</sub> /L
Aération	2749	m <sup>3</sup> /h
Oxygène dissous	4 à 5	mg-O <sub>2</sub> /L

### 2.2.1 Caractéristiques du média

Les médias utilisés dans le réacteur RBLM sont de Type K1 (Figure 2.2). Ceux-ci sont produits à partir de polyéthylène à haute densité ce qui fait en sorte que sa masse volumique soit un peu plus faible que celle de l'eau ( $960 \text{ kg/m}^3 < 1000 \text{ kg/m}^3$ ). Cette différence entre les masses volumiques vise à favoriser un libre mouvement des médias à l'intérieur du réacteur. Dans le cadre de la présente étude, les différentes caractéristiques des médias K1 ont été évaluées en laboratoire et comparées avec celles fournis par AnoxKaldnes. Les résultats obtenus sont montrés au Tableau 2.3.



Tableau 2.3 Caractéristiques des médias K1

Paramètre	Valeurs AnoxKaldnes	Valeurs mesurées/estimées	Unités
Diamètre	9	8,5 - 9,5	mm
Largeur	7	6,9 - 7,1	mm
Surface par média	-	786	mm <sup>2</sup>
Masse volumique	960	940 - 960	kg/m <sup>3</sup>
Quantité volumique	-	926 050	M/m <sup>3</sup>
Surface spécifique	500	728	m <sup>2</sup> /m <sup>3</sup>

Note : M = Média

Comme on peut le remarquer, certaines valeurs mesurées ou estimées diffèrent avec celles fournies par AnoxKaldnes. Les valeurs mesurées (et estimées en découlant) ont été retenues pour les fins de la présente étude.

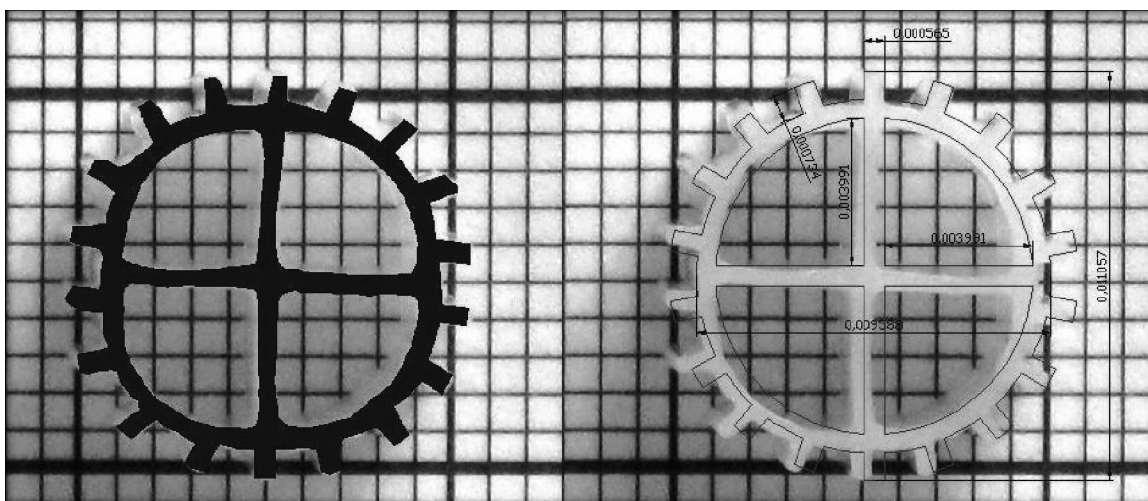


Figure 2.2 Médias de polyéthylène de type K1.

### 2.3 Suivi analytique des eaux et du biofilm

Pour déterminer les conditions de charge à laquelle le biofilm fixé a été soumis, une caractérisation des eaux a été faite à l'affluent et l'effluent du réacteur RBLM. Cette caractérisation a eu lieu pendant une année complète (novembre 2007 à novembre 2008) et

celle-ci comprenait une fréquence d'échantillonnage hebdomadaire en utilisant des échantillonneurs préprogrammés de marque HACH SIGMA 900. Le premier échantillonneur a été installé à l'entrée du réacteur RBLM (suite au dégrillage initial), point correspondant également à l'effluent de l'étang 1 (EE1). Le deuxième échantillonneur a quant à lui été installé à la sortie du réacteur, suite à la grille de sortie. Les deux échantillonneurs ont été programmés de manière à constituer des échantillons composés proportionnel au temps sur une période de 24 heures. Le Tableau 2.4 montre la fréquence de différentes analyses de suivi de la qualité de l'eau.

Tableau 2.4 Fréquence des différentes analyses

Étang	Paramètre	Fréquence
EE1	DBO <sub>5</sub> , MES, MVES, NTK, pH, température NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -NH <sub>3</sub> , NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> , NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> DCO, P <sub>t</sub> , alcalinité	1 fois par semaine 1 fois par semaine 1 fois par semaine 1 fois par mois
ERBLM	DBO <sub>5</sub> , MES, MVES, NTK, pH, température NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -NH <sub>3</sub> , NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> , NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> DCO, P <sub>t</sub> , alcalinité	1 fois par semaine 1 fois par semaine 1 fois par semaine 1 fois par mois
RBLM (Biofilm)	MES, MVES, NTK, COT, P <sub>t</sub>	1 fois par semaine

### 2.3.1 Suivi de la qualité de l'eau

Pour déterminer la qualité de l'eau, tous les échantillons prélevés ont été analysés en utilisant les méthodes présentés au Tableau 2.5.

Tableau 2.5 Méthodes d'analyse pour les échantillons d'eau

Paramètre	Unités	Référence	Méthode	Matériel
Alcalinité	mg-CaCO <sub>3</sub> /L	SMEWW <sup>a</sup>	2320 B	---
DBO <sub>5</sub>	mg-O <sub>2</sub> /L	SMEWW	5210 B	Capsules Polyseed InterLab. Capsules de nutriments HACH Cat. 14862-66. Inhibiteur de nitrification HACH Cat. 2533-35. Bouteilles 300 mL Wheaton Incubateur. Labtech LBI-150E Oxymètre YSI Model 58.
DCO	mg-O <sub>2</sub> /L	SMEWW	5220 C	Plaque chauffante Thermolyne 2200.
MES et MVES	mg/L	SMEWW	2540 D et E	Filtres Ahlstrom grade 161. Balance Mettler AT261. Four VWR 1305U Four Labtech LEF 205P.
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -NH <sub>3</sub>	mg-N/L	HACH <sup>b</sup> SMEWW	# 10031 4500-NH <sub>3</sub> B et C	Spectrophotomètre HACH DR2800. Ensemble de réactifs HACH pour NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> . Distillateur Selecta Pro-Nitro S 4002851.
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	mg-N/L	HACH	# 8507 # 8039 Devarda	Spectrophotomètre HACH DR2800. NitraVer 5 HACH réf. 14034-99. Distillateur Selecta Pro-Nitro S 4002851.
Azote Kjeldahl	mg-N/L	SMEWW	4500-Norg B 4500-NH <sub>3</sub> B	Digesteur Selecta Bloc Digest 20. Distillateur Selecta Pro-Nitro S 4002851.
Oxygène dissous	mg-O <sub>2</sub> /L	SMEWW	4500 O.G	Oxymètre YSI Model 58.
Phosphore total	mg-P/L	SMEWW	4500-P B et E	Plaque chauffante Thermolyne 2200. Spectrophotomètre Varian Cary 300.
pH	---	SMEWW	4500 H-B	n.d.
Température	°C	---	Électrode	n.d.

a : APHA, AWWA et WEF (2005). *Standards Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 21<sup>e</sup> édition, éditée par A. D. Eaton, L. S. Clesceri, E. W. Rice et A. E. Greenberg, American Public Health Association. Washington DC, USA, pages multiples.

b : HACH. Water Analysis Handbook. [En ligne], [www.hach.com](http://www.hach.com), page consultée le 1<sup>er</sup> octobre 2007.

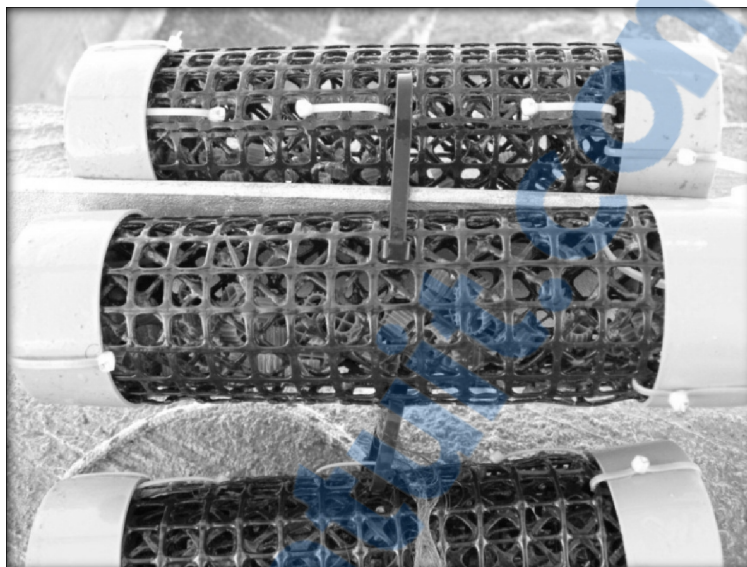
n.d. : non disponible.

## 2.3.2 Suivi du biofilm fixé au média de support

Pour assurer le suivi du biofilm (taux de croissance, caractéristiques chimiques), des dispositifs de milieu de croissance *in-situ* ont été mis au point.

### 2.3.2.1 Dispositif de mise en culture *in-situ*

Les dispositifs ont été construits en utilisant des matériaux en matière plastique plutôt que métallique afin d'éviter des réactions interférentes dues à des phénomènes de corrosion (Figure 2.3). Un matériau plastique maillé (clôture de jardin) en polypropylène haute densité a ainsi été utilisée (référence Tandem – L 5m x H 1.0) comme élément de base du dispositif, muni de capuchons de 5 cm en ABS assurant la fermeture des deux extrémités. Les mailles formaient un carré de 0,9 cm par 0,9 cm assurant le libre passage de l'eau usée tout en évitant la perte des médias. Le dispositif mesurait 25 cm de large et près de 6 cm de diamètre représentant un volume estimé à 490 cm<sup>3</sup>. Ce volume a été rempli à 50 % avec des médias K1 pour imiter les mêmes conditions de remplissage prévalant dans le réacteur RBLM. Les capuchons ont été perforés pour éviter l'accumulation de matières en suspension ou d'autres éléments qui se trouvent normalement dans les eaux usées. Un total de 12 dispositifs a été construit, lesquels ont été regroupés en formant trois sous-groupes de quatre dispositifs qui ont été placés près de l'entrée, au milieu et à la sortie du réacteur en respectant une distance minimale de 3 mètres entre les dispositifs.



**Figure 2.3 Dispositifs de mise en culture *in-situ*.**

### 2.3.2.2 Échantillonnage

La Figure 2.4 illustre la stratégie d'échantillonnage des médias dans le temps. L'approche utilisée lors du projet s'inspirent de méthodes développées dans le domaine de la corrosion. En effet, pour évaluer le taux de corrosion de pièces métalliques immergés dans l'eau en fonction du temps, il est nécessaire de plonger initialement plusieurs pièces identiques de manière à les retirer consécutivement en fil du temps et à évaluer les taux de corrosion correspondant aux différentes périodes. Les pièces retirées sont altérées lors de la procédure d'évaluation de la perte en poids par la corrosion, ce qui signifie qu'elles ne peuvent réintroduite dans l'eau pour des évaluations subséquentes. Dans le cadre du présent projet, différents lots de médias ont ainsi été immergés puis retirés en sous-lots sur une base hebdomadaire afin de déterminer les taux de croissance correspondant aux différentes périodes de temps.

Tel qu'illustré par cette figure, trois dispositifs de mise en culture *in-situ* 1 (DMCIS 1) ont été remplis à la semaine 0 avec 400 médias plastiques équivalent à un taux de 50 % en volume. Au début de la semaine 1 (fin de la semaine 0), les trois DMCIS 2 ont été remplis

avec la même quantité de médias (400) et un sous-échantillonnage de 10 médias de chacun des trois DMCIS 1 a été effectué pour constituer un échantillon composé (EC) de 30 médias. Celui-ci a pu ainsi être comparé avec les résultats des 60 autres médias prélevés directement du réacteur RBLM pleine échelle durant la même semaine (échantillon témoin, ET). Cette méthode d'échantillonnages et de prélèvements permet de comparer le biofilm développé *in situ* dans les dispositifs (DMCIS) avec le biofilm déjà existant dans le réacteur. Une fois une période de mise en culture *in-situ* complétée (cinq à sept semaines selon les saisons) dans l'ensemble des dispositifs DMCIS, toute la séquence a été répétée et ce, jusqu'à la fin de chacune des saisons étudiées. Tous les médias utilisés pour remplir les dispositifs (DMCIS) ont été prélevés et nettoyés avant de les utiliser à nouveau dans un dispositif.

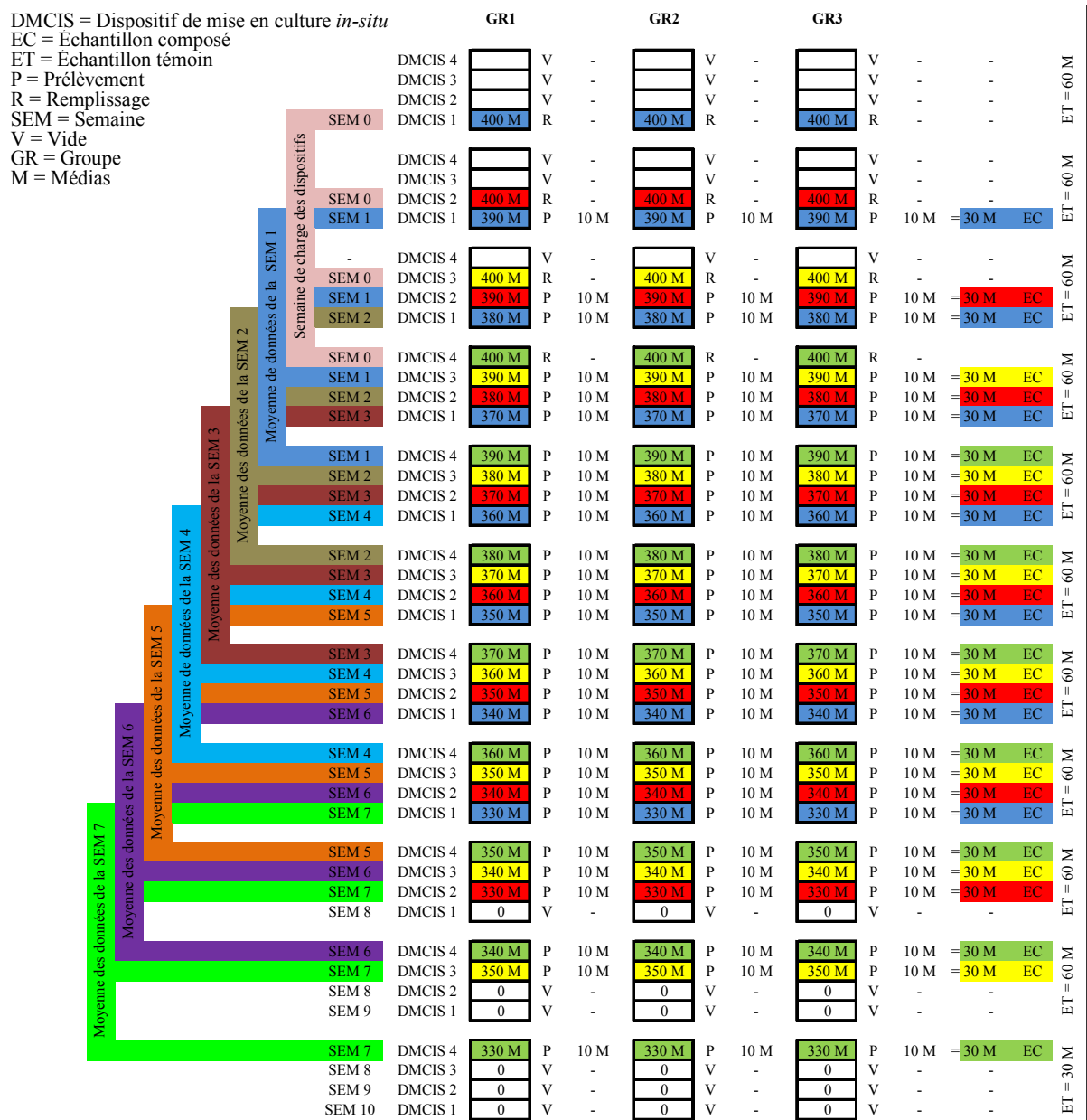
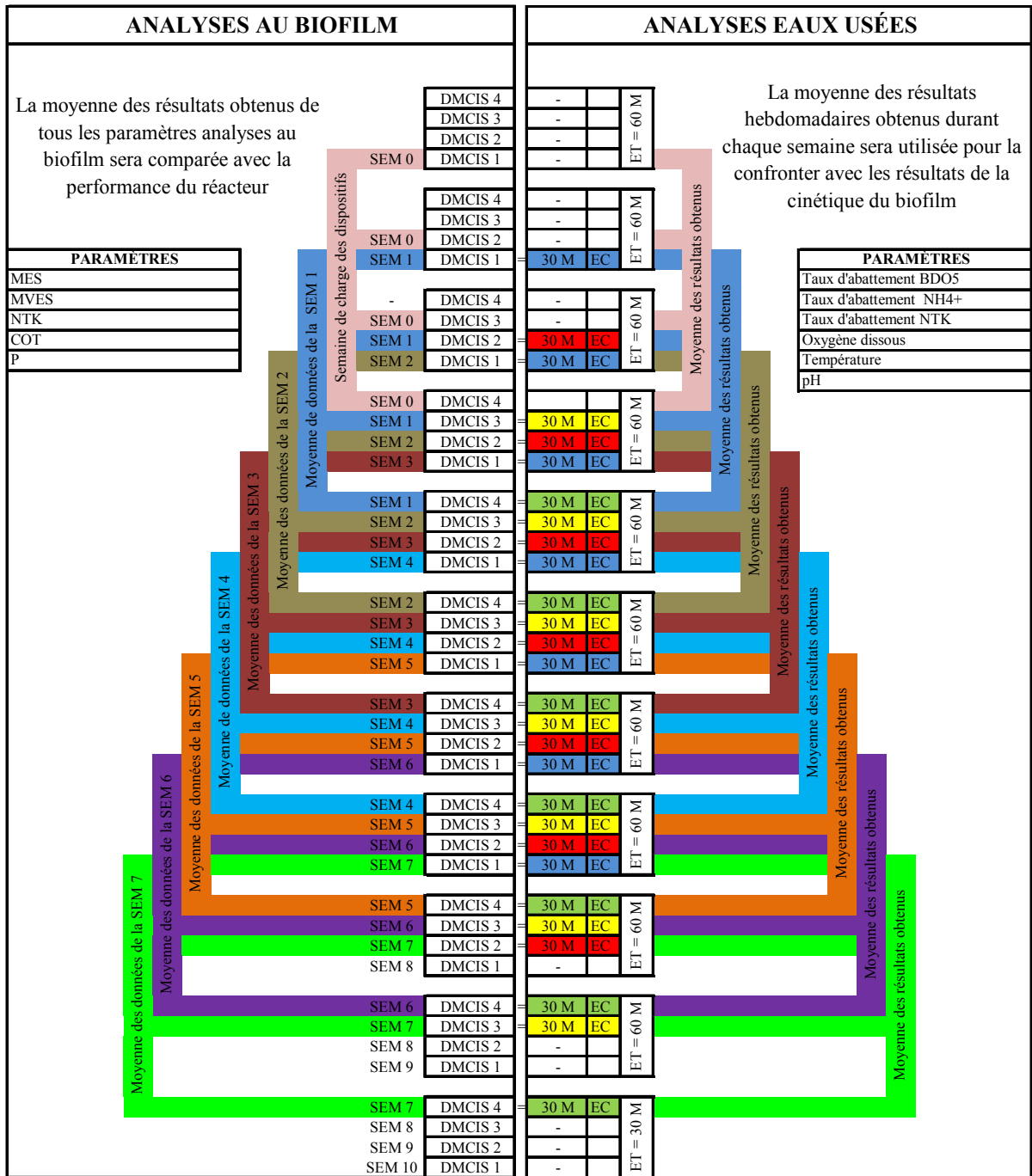


Figure 2.4 Projection du remplissage et prélèvement des médias utilisés dans le réacteur.

La Figure 2.5 met en évidence le lien entre l'analyse de la composition chimique du biofilm (mis en culture *in situ* et témoin) et celle des eaux de la station durant le projet.

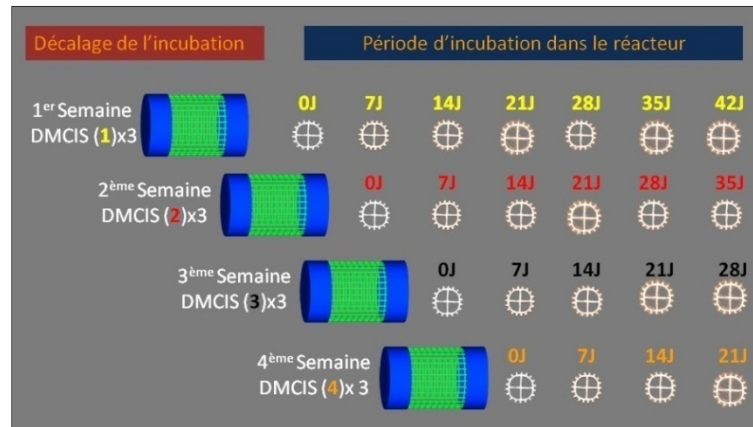


**Figure 2.5 Corrélation des paramètres analysés (biofilm et eaux usées).**

La Figure 2.6 montre la méthode utilisée pour démarrer le processus d’incubation du biofilm dans le réacteur lorsqu’on utilise les DMCIS. Il faut remarquer que le décalage dans le temps est établi de manière à avoir des périodes d’incubation égales sous la variation hebdomadaire

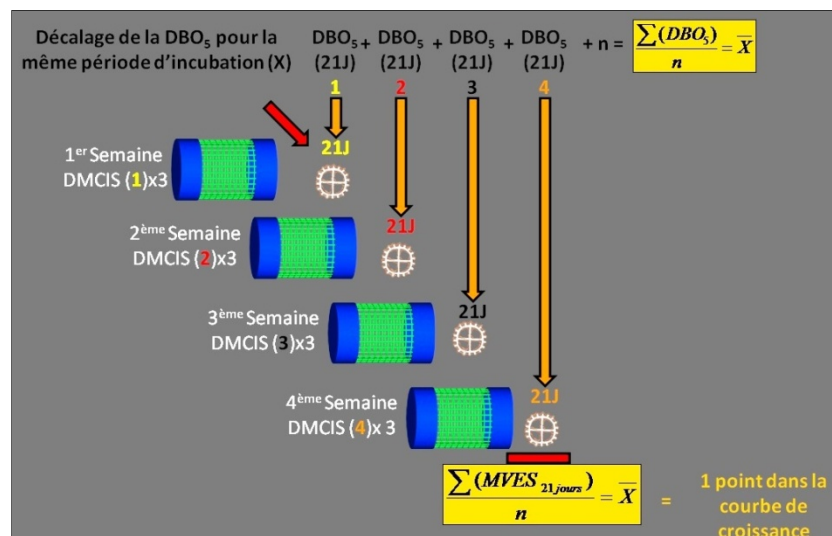


des différents paramètres caractéristiques d'eau comme la  $DBO_5$ , l'azote ammoniacal et la température de l'eau.



**Figure 2.6 Décalage de l'incubation (C. Blanco © 2010).**

Une fois que le biofilm a été incubé dans les différents dispositifs, on procède à détermination des différentes analyses telles que les MVES (mg-MVES/M), les MES (mg-MES/M), le NTK (mg-N/M), le COT (mg-C/M) et le phosphore (mg-P/M). La procédure du calcul pour l'obtention des résultats est montrée à la figure 2.7.



**Figure 2.7 Obtention des résultats (C. Blanco © 2010).**

### 2.3.2.3 Analyses et fréquence

Le Tableau 2.6 présente les méthodes d'analyses de laboratoire employées pour la caractérisation chimique du biofilm. Toutes les analyses ont été effectuées hebdomadairement pour le biofilm mis en culture *in situ* ainsi que pour le biofilm témoin.

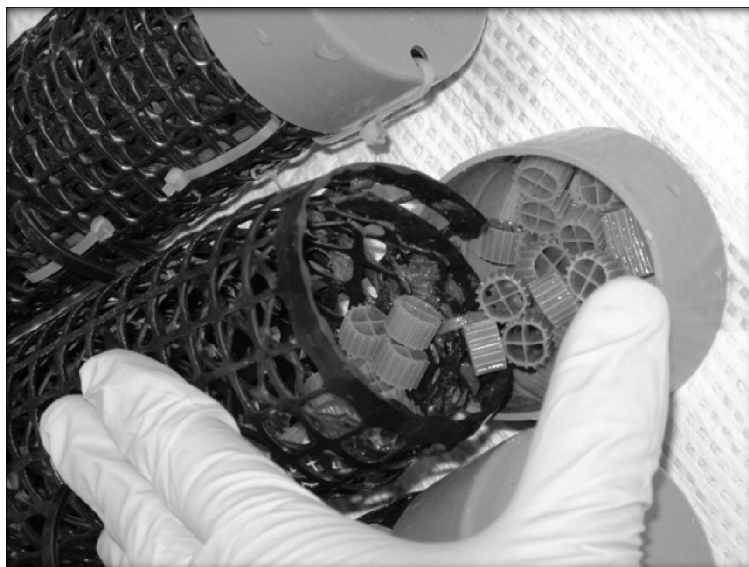
Tableau 2.6 Méthodes d'analyses pour le biofilm

Paramètre	Unités	Référence	Méthode	Matériel
MES et MVES	mg/L	SMEWW <sup>a</sup>	2540 D et E	Filtres Ahlstrom grade 161. Balance Mettler AT261. Four VWR 1305U. Four Labtech LEF 205P.
Azote Kjeldahl	mg-N/L		4500-Norg B 4500-NH <sub>3</sub> B	Digesteur Selecta Bloc Digest 20. Distillateur Selecta Pro-Nitro S 4002851.
Phosphore total	mg-P/L		4500-P B et E	Plaque chauffante Thermolyne 2200. Spectrophotomètre Varian Cary 300.
Carbone organique total	mg-C/L		5310 B	TOC analyser Apollo 9000 avec TN module.

a : APHA, AWWA et WEF (2005). *Standards Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 21<sup>e</sup> édition, éditée par A. D. Eaton, L. S. Clesceri, E. W. Rice et A. E. Greenberg, American Public Health Association. Washington DC, USA, pages multiples.

### 2.3.2.4 Méthode d'extraction du biofilm par agitation-abrasion

Le prélèvement des médias de la station d'épuration (Figure 2.8) a été fait en utilisant des bouteilles de polyéthylène de 500 mL préalablement remplies de 250 mL d'eau distillée pour préserver le biofilm dans le cas où il commencerait à se détacher. Les échantillons ont ensuite été placés dans une glacière à près de 4°C pour leur transport jusqu'au laboratoire.



**Figure 2.8 Prélèvement de médias à la station.**

Des petites billes, des morceaux d'acier et des segments de brosses ont été utilisés pour favoriser le détachement du biofilm fixé sur les parois des interstices du média. La méthode consistait à agiter manuellement des médias dans un milieu fermé (bouteille de polyéthylène de 250 mL) en contact avec ces différents matériaux afin d'en extraire la totalité du biofilm. L'agitation permettait d'enlever près de 99,9 % du biofilm fixé aux médias. Le 0,1 % du biofilm restant était ensuite été récupéré suite à une deuxième agitation. À noter que cette méthode d'extraction du biofilm par agitation-abrasion a été préférée à celle de l'ultrason en raison, d'une part, de son efficacité et, d'autre part, de l'absence d'effet sur la température de l'eau d'extraction.

Les matériaux utilisés et le protocole détaillé suivi pour le détachement du biofilm sont décrits à l'Annexe I.

#### **2.4 Limite de la recherche**

Dans une première étape, cette étude vise à évaluer hebdomadairement la composition chimique (MES, MVES, NTK, COT, P total) du biofilm mis en culture *in situ* et du biofilm

témoin. Le biofilm témoin est déterminé comme celui qui se forme de manière libre à l'intérieur du réacteur RBLM pleine échelle dans le contexte normal d'épuration de la station. Le biofilm incubé est celui qui est formé à l'intérieur des DMCIS. La deuxième étape consiste à déterminer la qualité de l'eau à laquelle le biofilm est soumis. La troisième vise à établir des liens entre la performance du réacteur RBLM et la quantité de biofilm fixé aux médias. Ainsi, d'un point de vue microbiologique, les présents travaux de recherche ne s'intéressent pas à la caractérisation de la communauté bactérienne présente sur le biofilm. Elle s'attarde plutôt à l'étude de paramètres globaux « intégrateurs » caractérisant le biofilm (MES, MVES, etc.).

## CHAPITRE 3

### RÉSULTATS DU SUIVI DU BIOFILM

#### 3.1 Introduction

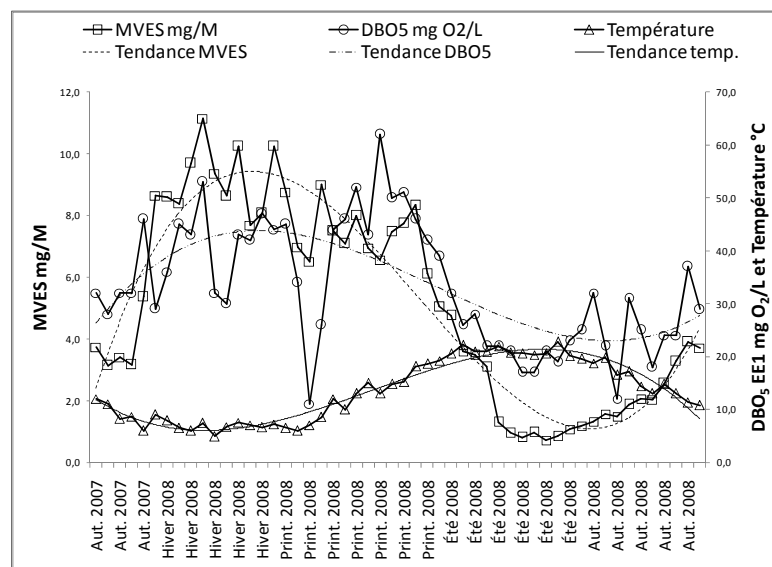
Le biofilm est un ensemble de microorganismes constitué principalement par des colonies de bactéries comme les hétérotrophes (qui dégradent la matière organique), les nitrosomonas (qui transforment le  $\text{NH}_4^+$  en  $\text{NO}_2^-$ ), les nitrobacters (qui transforment le  $\text{NO}_2^-$  en  $\text{NO}_3^-$ ) et d'autres organismes comme les protozoaires, les algues et les virus. Cet ensemble de microorganismes possède une capacité exceptionnelle à s'adapter et à survivre à différentes conditions de vie (variété de valeurs de température, de pH, d'oxygène, etc.). Le biofilm est globalement constitué par une partie organique (correspondant essentiellement aux microorganismes présents) et par une partie inorganique (composée de minéraux).

Ce chapitre porte d'abord sur l'analyse de la composition chimique du biofilm (et de son évolution) mis en culture *in situ* dans les dispositifs (biofilm incubé) et dans le réacteur RBLM à pleine échelle (biofilm témoin) et ce, en fonction des périodes d'incubation établies pour chacune des saisons de l'année. La MVES sera considérée comme le paramètre caractéristique de la quantité de microorganismes présents sur le média de support K1. Bien que l'on sache que la concentration de la charge organique et d'autres substrats d'intérêt varient d'une journée à l'autre (ou encore au cours d'une même journée), celle-ci ne sera pas prise en compte comme sujet de discussion principal dans ce présent chapitre.

Finalement, le chapitre se termine avec une analyse plus globale portant sur l'interaction existante entre le biofilm et les caractéristiques de l'eau en fonction de l'efficacité d'abattement de certains paramètres d'intérêt comme la  $\text{DBO}_5$  et le  $\text{NH}_4^+$ .

### 3.2 Matières volatiles en suspension (MVES, mg/Média K1); année complète

La MVES est le paramètre le plus utilisé à grande échelle pour faire un suivi de la croissance du biofilm dans les systèmes de traitement biologiques, car son analyse est aisée et requiert peu de temps. En notant que les MVES sont constituées d'autres éléments comme les résidus cellulaires, la matière organique partiellement décomposée et les particules non biodégradables (nbMVES) cette étude ne vise pas établir quelle proportion des MVES équivaut à la partie active du biofilm étant donné que la partie non dégradable de la matière organique représente une fraction minimale des MVES (Tchobanoglous *et al.*, 2003). La Figure 3.1 montre la tendance des MVES/M (mg-MVES/Média K1) en fonction de la température de l'eau ainsi que de la charge organique ( $DBO_5$ ) pour toute la période d'étude. Comme on peut l'observer, la concentration en MVES/M est plus importante lorsque la charge organique est élevée et la température de l'eau est faible ( $4^{\circ}C$ ). Les valeurs les plus élevées des MVES/M pour toute la période d'étude sont observées durant la période froide de l'année (saisons hiver et printemps). On constate que pendant la période froide, on atteint des valeurs de 11 mg-MVES/M, tandis que pour la période chaude (saisons d'été et automne), on obtient des valeurs au-dessous de 1 mg-MVES/M.



**Figure 3.1 Évolution de la MVES/M et fonction de la  $DBO_5$  et de la température.**

D'une manière générale, la tendance des valeurs de MVES/M (tout au long de l'année et pour chaque saison séparément) est sensiblement la même que celles des autres composantes analysées (MES/M, NTK/M, COT/M et phosphore/M). La représentation graphique ainsi que les valeurs de ces composantes peuvent être consultées à l'Annexe II.

### 3.2.1 Matières volatiles en suspension (MVES mg/M); saison d'hiver

Au début de l'expérimentation pour cette saison, une période de 35 jours d'incubation avait été fixée pour suivre l'ensemble du processus de croissance du biofilm. Les résultats obtenus montrent que le temps d'incubation prévu n'a pas toujours été suffisant pour déterminer le point d'équivalence entre les MVES témoins/M et les MVES incubées/M. En tenant compte de la projection de la tendance, les MVES/M ont besoin de 35 jours (Figure 3.2) au minimum pour atteindre le point d'équivalence. La valeur minimale moyenne des MVES/M au bout du 7<sup>e</sup> jour d'incubation est de 0,7 mg-MVES/M, tandis qu'au 35<sup>e</sup> jour elle atteint jusqu'à 8,2 mg-MVES/M.

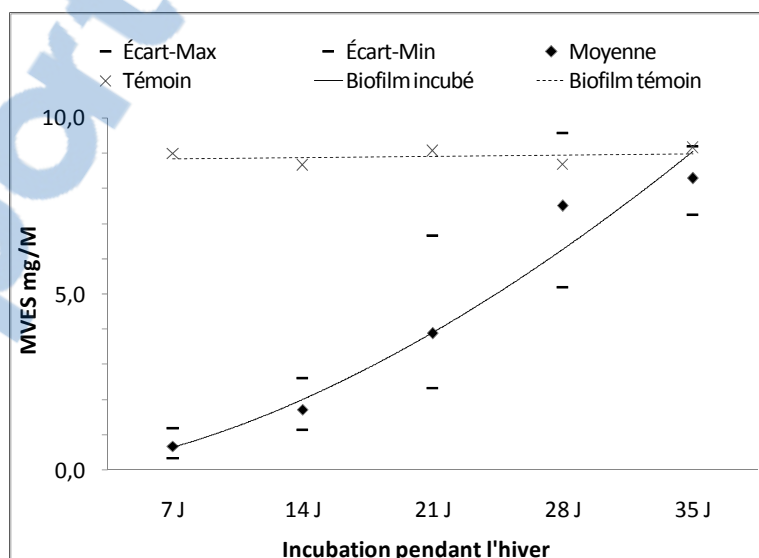
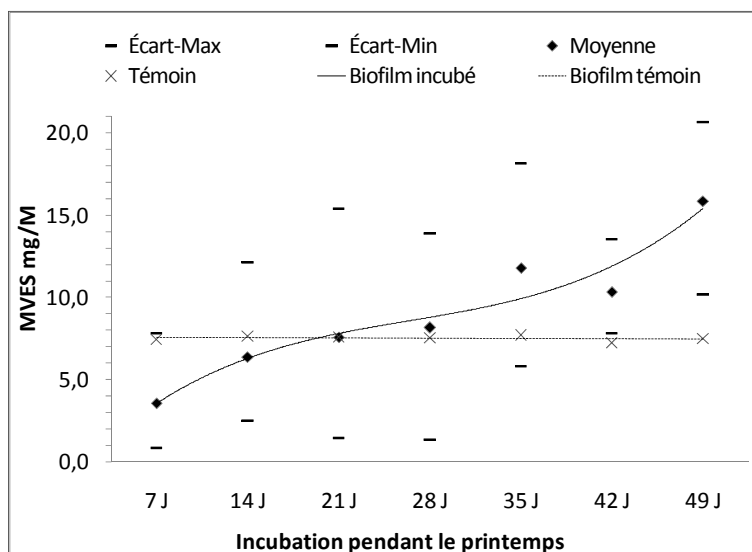


Figure 3.2 Cinétique des MVES/M durant l'hiver.

### 3.2.2 Matières volatiles en suspension (MVES mg/M); saison du printemps

Pour la saison de printemps, l'accumulation des MVES/M est plus élevée que celle obtenue pour les autres saisons (Figure 3.3). Le comportement des MVES/M témoins montre une tendance linéaire qui reste stable à 7,5 mg-MVES/M. On remarque aussi qu'au bout du 21<sup>e</sup> jour d'incubation, les MVES/M incubées atteignent le point d'équivalence, en égalant la même valeur que les MVES témoins/M. Après le 21<sup>e</sup> jour, les MVES/M continuent de s'accumuler en doublant la valeur moyenne obtenue pour les MVES témoins/M à la fin de la période d'incubation (15 mg-MVES/M). La présence de ce phénomène met en évidence la capacité des médias K1 à supporter de grandes concentrations de biofilm même à des faibles températures.

Le prolongement de la période d'incubation à cette saison visait à déterminer à quel moment le biofilm se forme et se détache selon un régime permanent (masse constante de MVES/Média). En tenant compte du fait que le biofilm continue de s'accumuler sur les médias après avoir atteint le point d'équivalence (par rapport au témoin) et ce, jusqu'à la fin de l'étude, il n'a pas été possible de réellement préciser à quel moment le régime permanent est atteint.





### Figure 3.3 Cinétique des MVES/M durant le printemps.

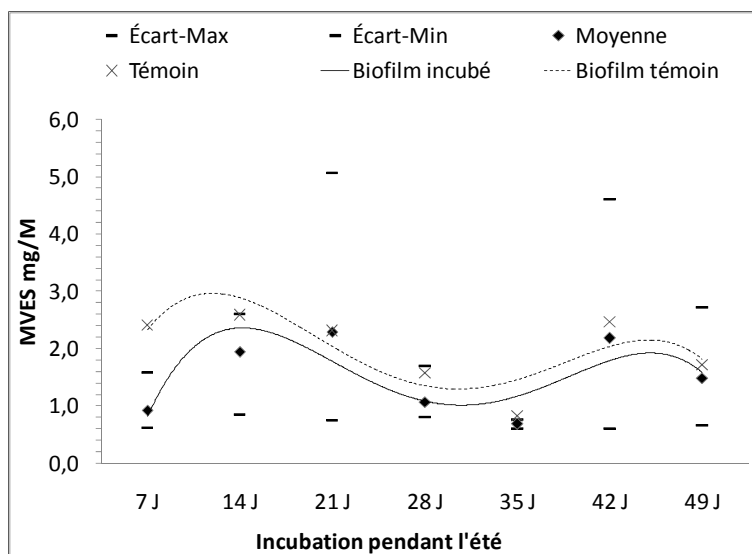
#### 3.2.3 Matières volatiles en suspension (MVES mg/M); saison d'été

La saison d'été se caractérise par la variation (en pourcentage relatif) la plus représentative des MVES/M (même cas pour les MES/M) pour toute la période d'étude. La Figure 3.4 montre que la tendance des MVES incubées/M reste au-dessous de celle des MVES témoins/M. Les plus faibles des MVES/M sont observées entre le 21<sup>e</sup> et le 35<sup>e</sup> jour d'incubation.

En raison de la similitude des deux tendances, on constate que le phénomène (quel qu'il soit) qui produit le détachement affecte de la même manière les deux sujets d'étude (témoin et incubé). On peut supposer qu'une des causes de ce phénomène est directement liée à l'injection d'air (effet de turbulence, cisaillement) qui a lieu dans le réacteur et de la nécessité de maintenir une concentration minimale d'oxygène pour favoriser le processus d'abattement de la DBO<sub>5</sub> et de nitrification.

Par ailleurs, les caractéristiques physiques de l'eau changent aussi en fonction de la température; la viscosité, la masse volumique et indirectement la solubilité de l'oxygène sont d'autres paramètres qui peuvent avoir un effet sur le détachement du biofilm observé pour cette saison.

Finalement, durant cette saison, la tendance des MVES incubées/M reste au-dessous de la tendance des MVES témoins/M. En effet la partie organique du biofilm incubé est légèrement plus faible que celle du biofilm témoin.



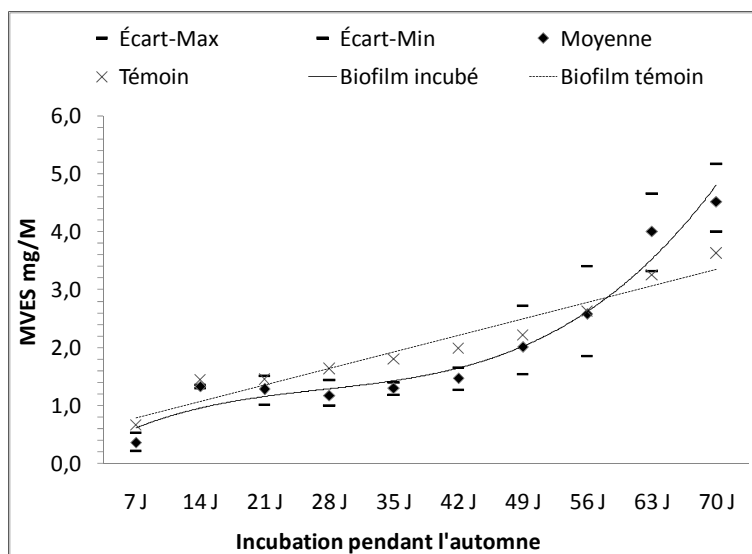
**Figure 3.4 Cinétique des MVES/M durant l'été.**

### 3.2.4 Matières volatiles en suspension (MVES mg/M); saison d'automne

La Figure 3.5 illustre la cinétique des MVES témoins/M et incubées/M pour la saison d'étude. Durant l'été, on observe que les MVES/M restent en moyenne à une valeur voisinant 1,5 mg-MVES/M, mais l'arrivée de l'automne fait descendre la concentration jusqu'à atteindre une valeur de 1,35 mg-MVES/M en moyenne pendant le 49<sup>e</sup> jour d'incubation.

On observe que les MVES incubées/M et MVES témoins/M montrent une tendance ascendante durant les 14 premiers jours d'étude. Un décalage est par la suite observées entre les MVES incubées/M et celle témoins durant les 28<sup>e</sup>, 35<sup>e</sup> et 42<sup>e</sup> jours. Après le 49<sup>e</sup> jour, la tendance de croissance des MVES incubées/M devient plus remarquable en lien avec la chute de température de l'eau, qui passe en moyenne de 16 à 10 °C. Pour le 56<sup>e</sup> jour, on observe que la valeur des MVES témoins/M atteint celle des MVES témoins/M.

Comme on avait remarqué précédemment pour le printemps, le biofilm a besoin de 21 jours pour atteindre son point d'équivalence tandis qu'il a besoin de 56 jours pour atteindre le même point pendant la saison d'automne.



**Figure 3.5 Cinétique des MVES/M durant l'automne.**

Les paragraphes qui suivent considéreront maintenant la croissance du biofilm en termes d'accumulation des MVES sur les médias et ce pour chaque période d'incubation évaluée.

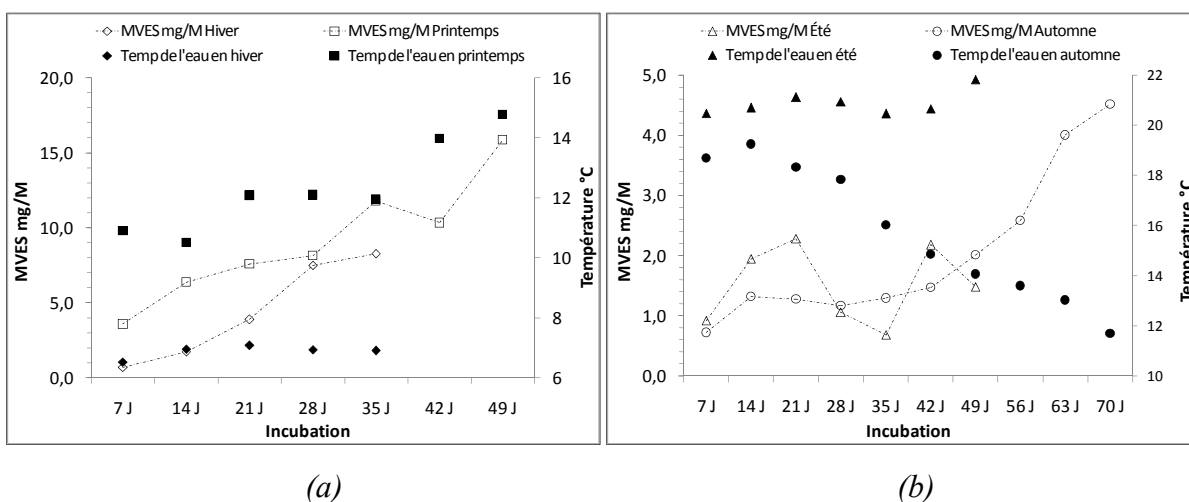
### 3.3 Croissance du biofilm en milieu liquide

#### 3.3.1 Évolution générale de croissance du biofilm

La Figure 3.6 (a) et (b) présente les tendances et les équations générales qui décrivent la cinétique de la croissance du biofilm en fonction de chaque saison de l'année, de la période d'incubation et de la température moyenne calculée pour chaque période de 7 jours. Il faut spécifier que chaque point qui forme les lignes des tendances totales du biofilm ainsi que la température représente la moyenne des données obtenues pour chaque période d'incubation pendant la même saison. Au total, quatre incubations ont été faites pendant l'hiver et six pour les autres trois saisons. Chaque point incubation individuel fait référence à la moyenne de la MVES détachée de 120 médias. Les périodes de suivi pour chacune des saisons ont différées en cours de projet compte tenu des résultats obtenus et de leur interprétation lors des premières séries d'essais réalisée (hiver). En effet, les résultats ont permis de démontrer le

besoin de rallonger la période de suivi afin de pouvoir mieux refléter toute la période de construction (croissance) du biofilm.

L'évaluation de la durée n'est pas simple en soi compte tenu que la quantité de biomasse par média (MVES/M) a variée au fil des saisons, que ce soit pour les médias incubés que pour les médias témoins. Pour la saison d'hiver, on obtient un taux maximal établi de 8 mg-MVES/M alors qu'une période supplémentaire d'incubation aurait certainement permis d'atteindre des valeurs plus élevées, possiblement près de celles observées au printemps, c'est-à-dire jusqu'à 16 mg-MVES/M. Il faut remarquer que les valeurs obtenues pour la saison d'été et automne sont très similaires jusqu'au 49<sup>e</sup> jour. Néanmoins, au milieu de l'automne, l'accumulation du biofilm sur les médias K1 commence s'amorcer et atteint les mêmes valeurs que celles obtenues pendant l'hiver, en suivant un cycle similaire. Pendant l'hiver et le printemps on obtient les concentrations du biofilm les plus élevées. Les essais réalisés n'ont pas permis de déterminer quelle partie du biofilm était vraiment active en fonction de deux principaux processus de transformation présents, soit la dégradation de la matière organique ainsi que la nitrification de l'azote ammoniacal.



**Figure 3.6 Croissance du biofilm pour (a) hiver et printemps et (b) été et automne, en fonction de la période d'incubation.**

### 3.3.2 Taux de croissance du biofilm en milieu liquide

La tendance des MVES/M en fonction du temps et de la température de l'eau obtenue pour chaque saison d'incubation peut être utilisée comme outil pour donner une approximation des taux de croissance du biofilm fixé aux médias à l'intérieur du réacteur. Globalement, le suivi hebdomadaire du biofilm montre qu'il n'existe pas une relation évidente entre la croissance et la durée d'incubation. La Figure 3.7 exprime la croissance du biofilm décomposée par semaines en fonction de chaque saison d'incubation. Comme on peut le remarquer et tel qu'analysé précédemment, le biofilm tend à s'accumuler plus facilement durant les saisons froides d'hiver et printemps. Si on fait une comparaison entre les différentes saisons et les semaines d'incubation, on constate qu'il n'existe pas de tendance permettant de regrouper d'une manière générale la croissance du biofilm en fonction des semaines d'incubation. Les résultats obtenus pour la saison d'hiver montrent que le biofilm augmente sa masse plus rapidement durant la 3<sup>e</sup> et 4<sup>e</sup> semaine. En revanche, le biofilm réagit différemment au printemps, car celui augmente plus rapidement sa masse mais durant la 1<sup>er</sup>, 2<sup>e</sup>, 5<sup>e</sup> et 6<sup>e</sup> semaine. En tenant compte du fait que les conditions d'opération du réacteur ainsi que la composition des eaux usées sont des facteurs qui régissent la croissance du biofilm, il est difficile à déterminer *in-situ* un taux de croissance spécifique.

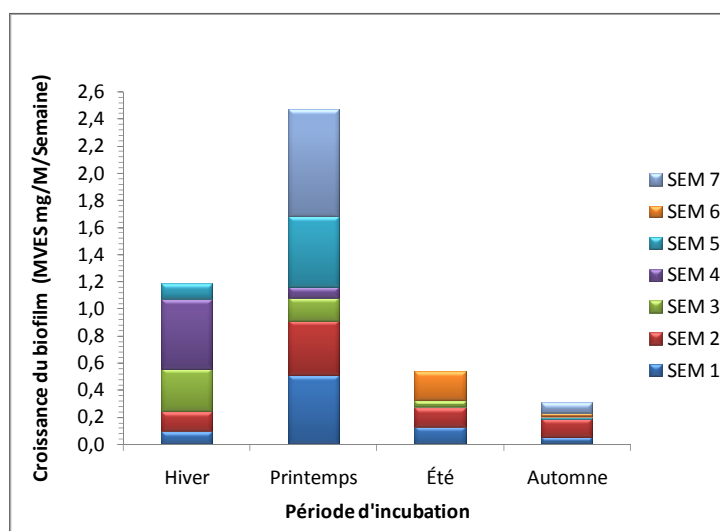
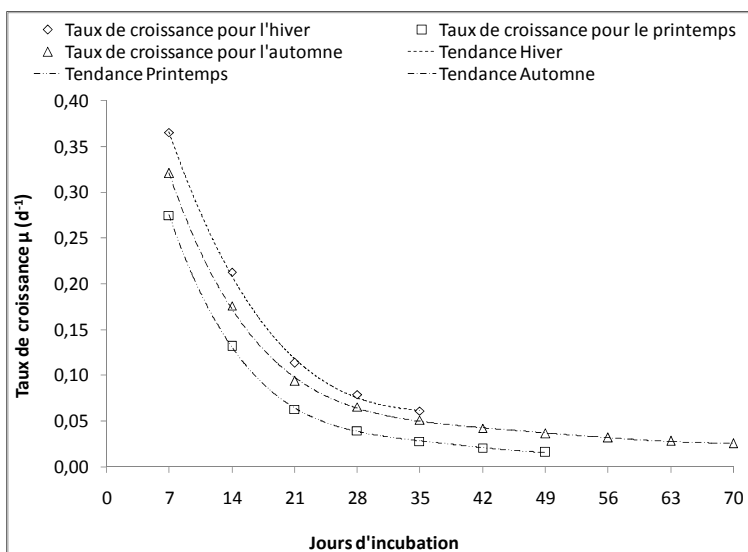


Figure 3.7 Croissance du biofilm durant chaque saison.

En prenant les résultats des MVES/M obtenus par saison, il est possible d'approximer le taux de croissance du biofilm ( $\mu$ ) en fonction du temps. Le taux de croissance du biofilm pour la saison d'hiver, de printemps et d'automne est calculé selon l'équation simplifiée (3.1)

$$\mu = \frac{\frac{\Delta X}{\Delta t}}{X} \quad (3.1)$$

La Figure 3.8 met en évidence l'évolution du taux de croissance des MVES pour l'hiver, le printemps ainsi que l'automne et ce, en fonction de la période d'incubation. L'évolution du taux de croissance a été calculée suivant les valeurs des courbes de tendance des MVES obtenu pour chaque saison (données de la Figure 3.6). Le taux de croissance pour la période estivale n'a pas été calculé, car l'évolution du biofilm ne permet pas d'obtenir une tendance avec une valeur de corrélation suffisamment élevée (faibles valeurs de MVES/M observées avec variations significatives des teneurs; Figure 3.6).



**Figure 3.8 Taux de croissance  $\mu$  ( $d^{-1}$ ) du biofilm.**

La Figure 3.8 montre que le taux de croissance du biofilm est maximal ( $\mu_m$ ) lors de la première semaine et ce, indépendamment de la saison analysée. Ce taux chute fortement lors des trois semaines suivantes d'incubation, pour ensuite décliner dans une moindre mesure

jusqu'à la fin de chaque période d'incubation. En utilisant l'équation (3.2), on peut approximer le temps de rétention de solides biologiques (TRSB) pour chaque saison de l'année (excepté pour l'été). Le Tableau 3.1 résume les résultats obtenus des valeurs de taux de croissance ainsi que des temps de rétention de solides (TRSB).

$$TRSB = \frac{1}{\mu} \quad (3.2)$$

Tableau 3.1 Valeurs de taux de croissance ( $\mu$ ) et temps de rétention (TRSB)

Saison	$\mu$ ( $d^{-1}$ )	TRSB (jours)
Hiver	0,06	17
Printemps	0,06	17
Été	IND	IND
Automne	0,035	28

IND : indéterminé

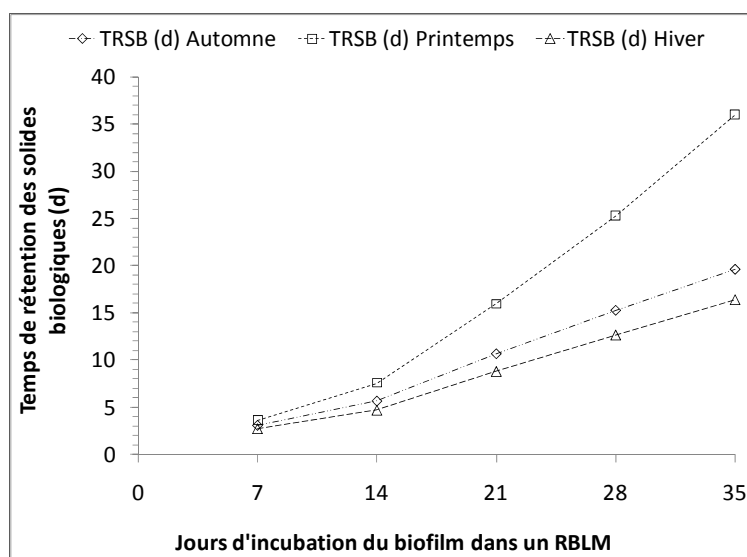
Selon les travaux de Rusten *et al.* (1998) le temps de rétention des solides biologiques (TRSB) pour un réacteur au lit en mouvement peut varier entre 2 et 3 jours. Si on compare les valeurs du TRSB obtenus avec ceux de la littérature, on trouve des valeurs similaires de TRSB lorsqu'on utilise le taux de croissance est maximal ( $\mu_m$ ). Le tableau 3.2 montre les valeurs des taux de croissance maximal ( $\mu_m$ ) obtenus pour chaque saison évaluée.

Tableau 3.2 Taux de croissance maximal ( $\mu_m$ ) et temps de rétention (TRSB)

Saison	$\mu_m$ ( $d^{-1}$ )	TRSB (jours)
Hiver	0,37	2,7
Printemps	0,27	3,6
Été	IND	IND
Automne	0,32	3,1

IND : indéterminé

La Figure 3.9 montre le TRSB équivalent en fonction de la période d'incubation pour chaque saison. Tel qu'attendu on peut observer que lorsque le temps de rétention augmente avec la période d'incubation.



**Figure 3.9** Variation du temps de rétention des solides biologiques (TRSB) en fonction de la période d'incubation pour chaque saison.

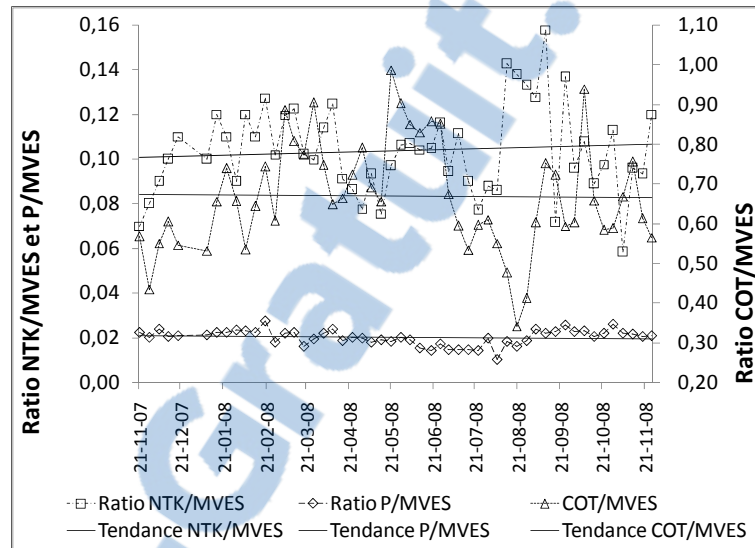
### 3.4 Ratios du NTK/MVES, P/MVES et COT/MVES du biofilm

#### 3.4.1 Comportement général du biofilm témoin

Le pourcentage d'azote, de phosphore et de carbone organique dans un biofilm (bactéries) équivaut typiquement à des valeurs respectives de 0,12 (12 %), 0,022 (2,2 %) et 0,52 (52 %), (Tchobanoglous *et al.*, 2003). La Figure 3.10 montre la tendance générale des ratios NTK/MVES, P/MVES et de COT/MVES du biofilm témoin lors de l'année de suivi. Comme on peut l'observer, la tendance du ratio P/MVES reste plutôt invariable au cours de toute la période d'évaluation avec une valeur moyenne s'établissant à 0,02. Le ratio NTK/MVES fluctue considérablement, mais la moyenne s'est tout de même établie à 0,12 ce qui se situe près des attentes théoriques. En ce qui concerne le ratio COT/MVES, les variations sont de



moindres envergures avec une moyenne se situant à 0,63, soit au-delà des attentes théoriques. *A priori*, le surcroît de COT pourrait être associé soit à l'adsorption de matière organique sur le biofilm (en vue de leur hydrolyse par exemple), soit à la présence de polysaccharides ou à une combinaison des deux phénomènes.



**Figure 3.10 Ratios NTK/MVES, P/MVES et COT/MVES du biofilm témoin.**

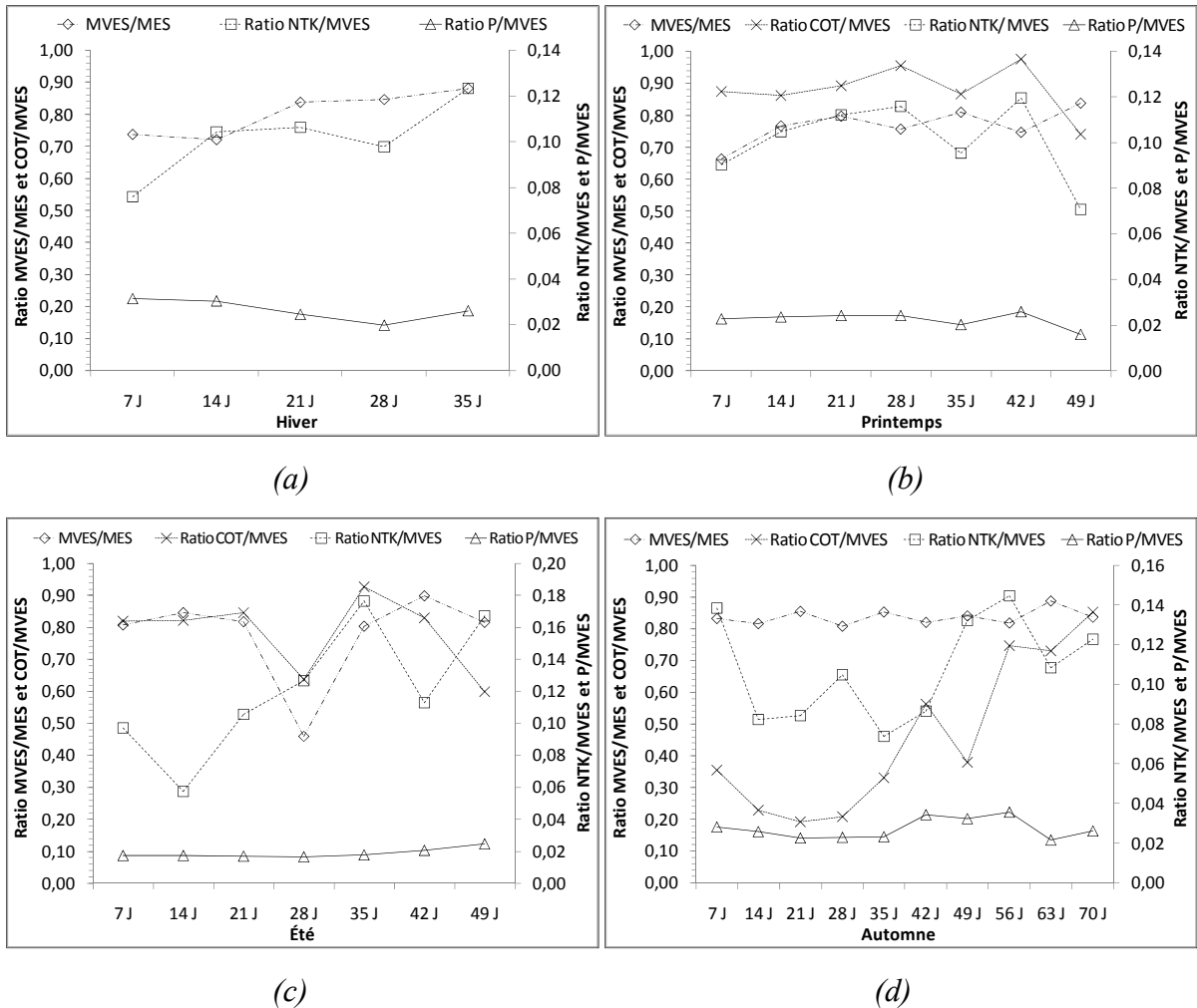
### 3.4.2 Composition du biofilm incubé : spécificités de croissance saisonnières

#### 3.4.2.1 Saison d'hiver

La Figure 3.11 (a) correspond à la période hivernale. Les ratios COT/MVES ne sont pas présentés, car au 7<sup>e</sup> jour d'incubation, le ratio des COT/MVES atteint la valeur anormale de 2,60 pour ensuite diminuer jusqu'à 0,90 au 35<sup>e</sup> jour. Ces valeurs dépassent largement la valeur typique de 0,524 (52,4 %) cité dans la littérature (Tchobanoglous *et al.*, 2003). Puisque les ratios P/MVES et N-NTK/MVES sont près de leur valeur typique, avec des valeurs respectives de 0,02 et de 0,10, une source additionnelle en carbone dépourvue de phosphore et d'azote s'adjoindrait au biofilm, notamment dans ses premiers jours de croissance. Bien que le ratio du COT/MVES surpasse les estimations théoriques prévues, ce

phénomène s'est répété à chaque courbe analysée durant cette période d'étude hivernale (Annexe VII).

Selon Petry *et al.* (2000), le biofilm tendrait à se protéger de l'environnement en excréant une substance matrice extra polymérique, composée de protéines, d'acides nucléides et d'autres substances (communément appelé polysaccharides  $-[C_x(H_2O)_y]_n-$ ). Jusqu'à présent, aucune information de la littérature scientifique ne permet d'établir de liens entre le biofilm et la production de polysaccharides à l'intérieur de ce type de réacteurs biologiques. Cependant, une des explications possibles est qu'une fois que les médias K1 sont introduits dans le réacteur en conditions critiques hivernales, ceux-ci tendraient à se recouvrir rapidement et de manière excessive de polysaccharides dont la composition repose en partie sur le carbone. Cela protégerait contre les conditions adverses existantes et favoriserait alors les conditions d'adhésion et de développement pour le nouveau biofilm.



**Figure 3.11 Ratios : MES, NTK, P et COT en fonction des MVES pour (a) hiver, (b) printemps, (c) été et (d) automne.**

Par ailleurs, la Figure 3.11(a) montre que les teneurs en phosphore et en azote du biofilm (MVES) sont demeurées assez constantes autour de 0,02 (2 %) et 0,10 (10 %), soit près des valeurs attendues, appuyant l'hypothèse selon laquelle la présence additionnelle du carbone organique au sein du biofilm (MVES) pourrait être associée à la production de polysaccharides.

Les valeurs des ratios MVES/MES sont quant à elles demeurées entre 0,70 et 0,80 durant la période de croissance (Figure 3.11 (a)), soit près de la valeur typique attendue pour les biofilms. En particulier, les valeurs sont demeurées près de 0,70 lors des 14 premiers jours.

Ces résultats suggèrent qu'il existe une présence de COT en excès qui peut possiblement appartenir aux matières volatiles non biodégradables (nbMVES) au sein du biofilm pour les premières semaines d'incubation.

### 3.4.2.2 Saison du printemps

La Figure 3.11 (b) illustre l'évolution de la teneur en COT du biofilm durant les périodes de croissance. Les teneurs ont peu varié, sauf au 49<sup>e</sup> jour, avec une moyenne s'établissant à près de 0,80, soit au-delà de celles attendues de 0,52. Cette différence pourrait être expliquée soit par un phénomène d'adsorption de matière organique sur le biofilm, soit à la présence de polysaccharides (ou une combinaison des deux) qui conduirait possiblement à une forte teneur en COT des MVES. Les résultats obtenus ne permettent pas de préciser la nature du phénomène. Tout comme en conditions hivernales, on observe des teneurs en phosphore et en azote du biofilm (MVES) de l'ordre de celles attendues, soit près de 0,02 (2 %) et de 0,10 (10 %). En ce qui a trait au ratio MVES/MES, il a varié entre 0,65 au début de la période d'incubation jusqu'à 0,85, avec une moyenne de 0,75.

### 3.4.2.3 Saison d'été

La grande variation des MVES qui a lieu pendant cette saison, se répercute aussi sur les ratios des composantes du biofilm, (Figure 3.11 (c)). Cette saison est caractérisée par une grande variation du ratio MVES/MES. Pendant le 28<sup>e</sup> jour d'incubation, on remarque une forte baisse de ces deux ratios mentionnés précédemment (voir annexe VIII). Par contre cette baisse ne s'observe pas dans les autres ratios (NTK et P) évalués pendant la même période. Ce phénomène pourrait être attribuable à l'abrasion provoquée par le processus d'injection d'air dans le réacteur. On observe que le ratio COT/MVES reste en moyenne à 0,80 sauf le 28<sup>e</sup> jour où il diminue. À la fin de la période d'incubation, le ratio COT/MVES atteint une valeur de 0,60. Pendant cette saison, le taux d'abattement moyen pour le  $\text{NH}_4^+$  est particulièrement élevé, de l'ordre de 80 %; néanmoins, le ratio NTK/MVES varie de manière significative en atteignant des valeurs élevées jusqu'à 0,19 (19 % de la masse totale des

MVES). Par ailleurs, le phosphore contenu dans le biofilm reste presque invariable à 0,02 (2 % de la masse totale des MVES).

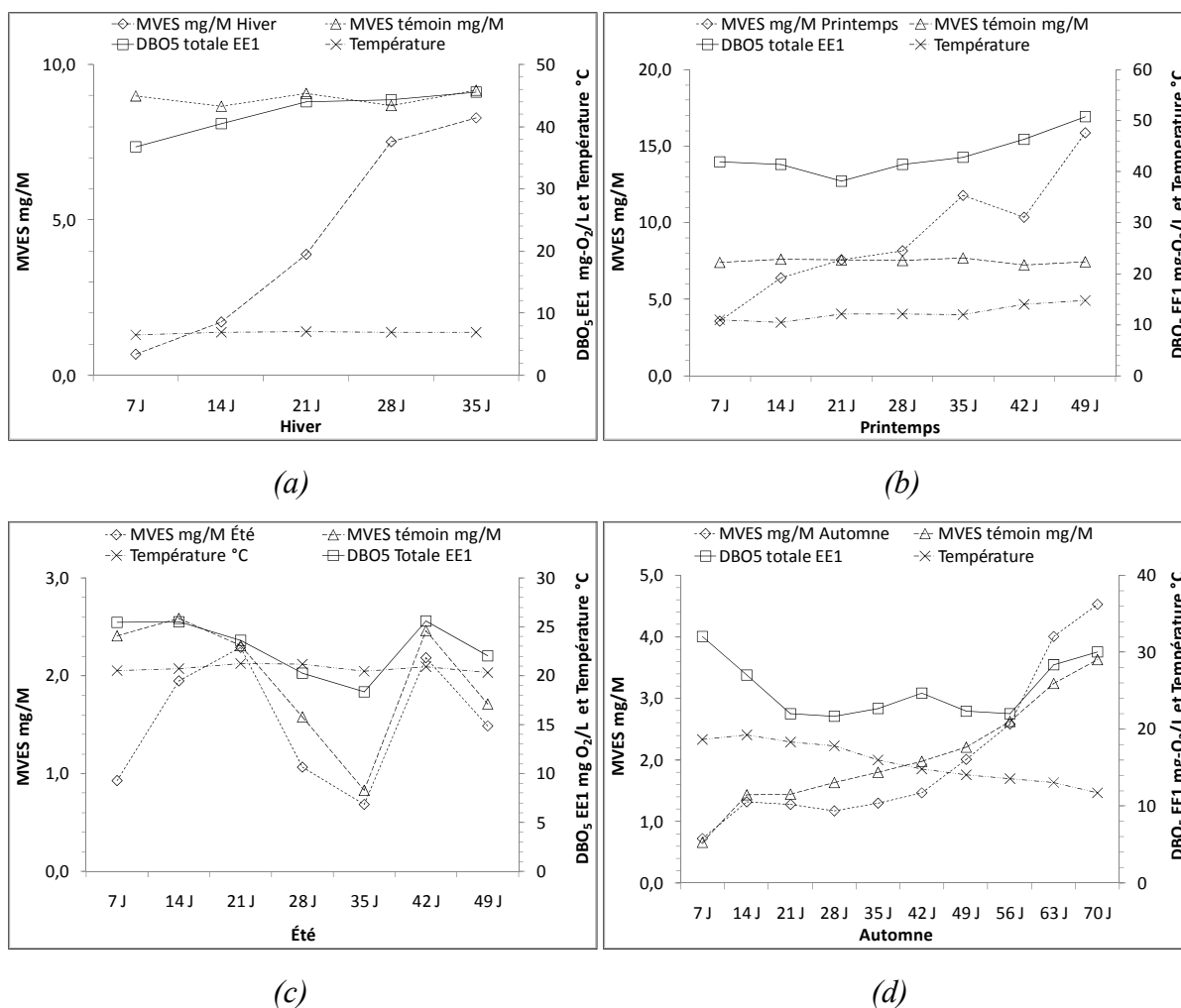
#### **3.4.2.4 Saison d'automne**

La Figure 3.11 (d) montre des valeurs de ratios COT/MVES plus faibles par rapport aux trois autres saisons. Plus spécifiquement, 7 jours après l'introduction des médias, on constate que le ratio COT/MVES est nettement plus faible en comparaison avec les autres ratios obtenus dans les autres saisons. Hormis les jours 56 à 70, le ratio (COT/MVES) reste au-dessous de la tendance générale observée pendant les autres saisons. Comme on peut le remarquer, le biofilm incubé a de la difficulté à atteindre les mêmes valeurs que le biofilm témoin. La faible concentration de substrats organiques (DBO) durant cette période pourrait être la cause de ce phénomène. À fur et à mesure de l'avancement de la période d'études, on observe que le biofilm augmente son contenu en carbone jusqu'à atteindre les mêmes valeurs que celles obtenues pendant les saisons précédentes (80 % en moyenne). On observe aussi que la tendance NTK/MVES demeure autour de 0,11 (11% de la masse totale des MVES) et à près de 0,02 (2% des MVES) pour le phosphore.

### **3.5 Relation entre le biofilm et la concentration de la DBO<sub>5</sub> de l'étang 1 (EE1)**

Bien que l'on n'ait pas précisé quelles sont les causes qui provoquent la variation de concentration du biofilm au cours de l'année, l'analyse de l'évolution des courbes de croissance du biofilm incubé (et de celles du témoin), mis en relation avec la DBO<sub>5</sub> à l'effluent de l'étang 1 (EE1) ou (affluent du RBLM), permettent de dégager des éléments d'interprétation complémentaires. D'une manière globale, la BDO<sub>5</sub> à l'affluent de la station (affluent de l'étang 1) a variée entre 19 et 124 mg-O<sub>2</sub>/L avec une moyenne calculée sur toute l'année de suivi de 67,1 mg-O<sub>2</sub>/L (Lasfar et Monette, 2010). La performance moyenne d'enlèvement la DBO<sub>5</sub> dans l'étang 1 a été de l'ordre de 67 %. Cette valeur met en évidence qu'une grande partie de l'abattement de la DBO<sub>5</sub> se produit dans l'étang qui précède le RBLM. Les valeurs de DBO<sub>5</sub> utilisées dans les sections suivantes correspondent

ainsi à la valeur restante de 33 % de la DBO<sub>5</sub> qui n'a pas été abattue à l'étang 1. En tenant compte du fait de la bonne efficacité dans l'effluent de l'étang 1, on peut constater que l'étang 1 enlève la partie organique facilement biodégradable et le RBLM prend le restant, soit la portion restante de matière organique plus difficile à dégrader. La Figure 3.12 montre le comportement suivi par le biofilm témoin et incubé en fonction de la variation de la concentration de la DBO<sub>5</sub> qui provient de l'étang 1 (EE1) pour chaque période étudiée. Il est nécessaire de préciser que chaque point formant les tendances, tant pour le biofilm témoin que pour celui l'incubé, est le résultat de la moyenne de quatre données pour l'hiver et de six données pour les autres saisons.



**Figure 3.12 MVES/M témoins et incubées, DBO<sub>5</sub> (EE1) et température pour (a) hiver, (b) printemps, (c) été et (d) automne.**

### 3.5.1 Saison d'hiver

Tel que le montre la Figure 3.12 (a), le biofilm témoin ne varie pas significativement lors de cette saison. Bien que la concentration de la  $DBO_5$  augmente de 37 mg- $O_2$ /L jusqu'à 45 mg- $O_2$ /L, on n'observe pas que celle-ci ait un effet immédiat sur la quantité de biofilm présent sur les médias témoins. La concentration du biofilm témoin reste presque invariable en montrant une tendance générale voisine de 9 mg-MVES/M pour cette saison. Pour le biofilm incubé, on remarque que celui-ci n'a aucune difficulté à se développer en augmentant sa quantité de MVES/M.

### 3.5.2 Saison du printemps

Cette saison est caractérisée par la quantité de biofilm par média la plus élevée au cours de l'année. La Figure 3.12 (b) montre les tendances suivies par le biofilm témoin et incubé en fonction de la concentration de la  $DBO_5$  qui provient de l'étang 1. Bien que la valeur de cette concentration varie de 38 mg- $O_2$ /L jusqu'à 51 mg- $O_2$ /L, on constate que celle-ci ne semble pas avoir d'impact sur la quantité du biofilm fixée aux médias. En observant la Figure 3.12 (b), on remarque que le biofilm témoin présente une tendance linéaire qui reste constante à une valeur voisine à 7 mg-MVES/M pour toute la période d'étude.

Suivant les conditions d'incubation auxquelles les médias K1 sont soumis, le biofilm incubé dans ce cas-ci est en mesure de suivre la même tendance que la  $DBO_5$ . Les grilles en plastique (dispositif de mise en culture *in situ*) diminuent possiblement l'effet de cisaillement qui existe naturellement entre les médias, et ce phénomène favoriserait le développement et la croissance du biofilm. Après 21 jours, on observe que la croissance linéaire de la concentration de la  $DBO_5$  se répercute sur le biofilm incubé par une augmentation de sa quantité comprise entre 8 mg-MVES/M et 16 mg-MVES/M, ce qui est le double de celle des médias témoins.

### 3.5.3 Saison d'été

Cette saison est caractérisée par une quantité moindre de biofilm par média. Cette situation signifie que le biofilm se détache peu à peu du média durant la phase de transition entre les conditions de printemps et d'été. La Figure 3.12 (c) illustre, tant au niveau du biofilm témoin que celui incubé, un même comportement entre le 21<sup>e</sup> et 42<sup>e</sup> jour d'incubation. Ce comportement est influencé par la variation de la concentration de la DBO<sub>5</sub> qui présente une chute assez représentative et qui provoque une variation rapide de la quantité de biofilm fixé au média.

Une diminution de la concentration de la DBO<sub>5</sub> de l'ordre de 8 mg-O<sub>2</sub>/L entre le 14<sup>e</sup> et le 35<sup>e</sup> jour influence ainsi directement le biofilm en faisant diminuer sa concentration de 2,6 mg-MVES/M jusqu'à 0,80 mg-MVES/M (biofilm témoin). Bien que l'on n'ait pas remarqué le même phénomène pour les saisons d'hiver et de printemps, cette observation confirme que la masse de biofilm/M dans ce type de traitement dépend fortement de la charge organique auquel il est soumis. Comme on peut le remarquer, la concentration de la DBO<sub>5</sub> est plus élevée pour les saisons d'hiver et de printemps, et celle-ci devient plus faible pour les saisons d'été et automne. Il existerait donc une relation directe entre la concentration du biofilm à un moment donné et la concentration de la DBO<sub>5</sub> à laquelle celui-ci est soumis. La matière organique biodégradable serait ainsi le paramètre qui influencerait principalement la quantité de biofilm présent sur les médias.

### 3.5.4 Saison d'automne

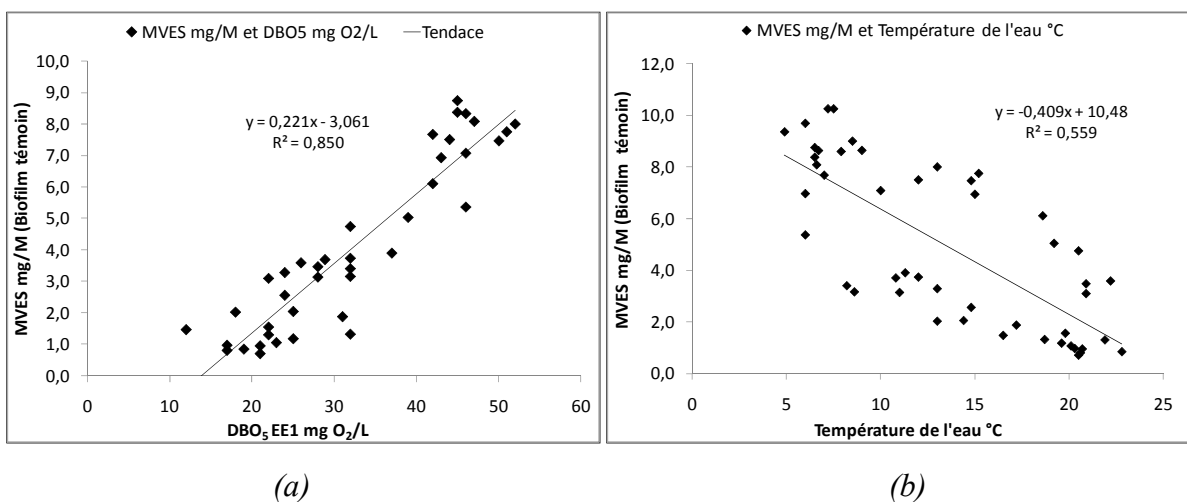
Une chute de la concentration de la DBO<sub>5</sub> qui provient de l'étang 1 (presque 10 mg-O<sub>2</sub>/L) est d'abord observée entre le 7<sup>e</sup> et le 21<sup>e</sup> jour (Figure 3.12 (d)), sans toutefois représenter un facteur qui empêche la croissance du biofilm jusqu'à 21<sup>e</sup> jour. Bien que le biofilm atteigne une concentration de 1,5 mg-MVES/M au 21<sup>e</sup> jour, il semble que la faible concentration en DBO<sub>5</sub> qui est présente jusqu'au 56<sup>e</sup> jour d'incubation, affecte d'une certaine manière la croissance du biofilm en limitant son taux de croissance. Après le 56<sup>e</sup> jour, on remarque une



augmentation de la DBO<sub>5</sub> de l'ordre de 8 mg-O<sub>2</sub>/L ce qui produit une augmentation de 1 mg-MVES/M de biofilm témoin ainsi une augmentation du biofilm incubé de 2 mg-MVES/M (entre le 56<sup>e</sup> et le 70<sup>e</sup> jour).

### 3.5.5 Relation les MVES, la DBO<sub>5</sub> et la température

La Figure 3.13 (a) montre la relation existante entre le biofilm témoin (mesuré en mg-MVES/M) et la concentration de la DBO<sub>5</sub> qui provient de l'étang 1. Bien que le coefficient de corrélation soit modéré, il permet de visualiser l'effet général d'une augmentation de DBO<sub>5</sub> sur la quantité de biomasse par média et ce, sans égard des conditions de température. La Figure 3.13 (b) présente la relation existante entre le biofilm témoin et la température de l'eau usées et ce, sans égard des conditions de DBO<sub>5</sub>.



**Figure 3.13 Relation (a) DBO<sub>5</sub> (EE1) et MVES, (b) température et MVES**

La Figure 3.13 (b) montre qu'à de faibles températures, la concentration des MVES fixés aux médias est plus élevée. Tel que mentionné précédemment, le réacteur reçoit en moyenne l'équivalent de 33 % de la DBO<sub>5</sub> entrante à la station, soit celle à l'effluent de l'étang 1 (EE1). D'une manière globale, on constate que le biofilm ne se voit pas affecté par les faibles températures. La concentration élevée de biofilm sur les médias est possiblement expliquée d'une part, par une DBO<sub>5</sub> plus importante acheminée au RBLM en période

hivernale et, d'autre part, par sa biodégradabilité plus importante. En effet, durant la période hivernale, l'étang 1 est moins efficace laissant alors davantage de  $\text{DBO}_5$  facilement biodégradable au RBLM et moins de  $\text{DBO}_5$  réfractaire. Selon les travaux de Delatolla *et al* (2009), lorsque le biofilm est soumis à un taux constant de nutriments, la concentration du biofilm sur les médias reste pratiquement inaltérée lorsqu'il y a une baisse de la température de  $20^\circ\text{C}$  à  $4^\circ\text{C}$ . Si on interprète les résultats obtenus par Delatolla *et al* (2009), on peut supposer que la forte concentration du biofilm observée pendant la période hivernal est provoquée par la présence d'une concentration plus élevée en  $\text{DBO}_5$  à l'affluent du réacteur.

### 3.5.6 Relation les MVES, le taux d'abattement du $\text{NH}_4^+$ et la $\text{DBO}_5$

La Figure 3.14 (a) montre la relation existante entre le biofilm témoin (MVES) et le taux d'abattement du  $\text{NH}_4^+$ . Les résultats présentés montrent que le taux d'abattement évolue avec la concentration du biofilm. En effet, lorsque la concentration du biofilm témoin est élevée (entre 8 à 10 mg-MVES/M), le taux d'abattement du  $\text{NH}_4^+$  varie entre 0 et 20 % tandis que lorsque la concentration du biofilm est faible (de l'ordre de 1 mg-MVES/M), le taux d'abattement du  $\text{NH}_4^+$  atteint plus des valeurs entre 80 et 95 %. Les faibles concentrations biofilm correspondent à la période estivale, alors que la température est plus élevée et la  $\text{DBO}_5$  faible à l'entrée du réacteur. Par ailleurs, la Figure 3.14 (b) montre la relation existante entre le biofilm témoin et le taux d'abattement de la  $\text{DBO}_5$ . Comme le montre la Figure 3.15 (b), le taux d'abattement de la  $\text{DBO}_5$  n'est pas dépendant de la concentration du biofilm. Peu importe la variation de la concentration du biofilm fixé aux médias, le taux d'abattement de la  $\text{DBO}_5$  demeure entre 48 et 82 %.

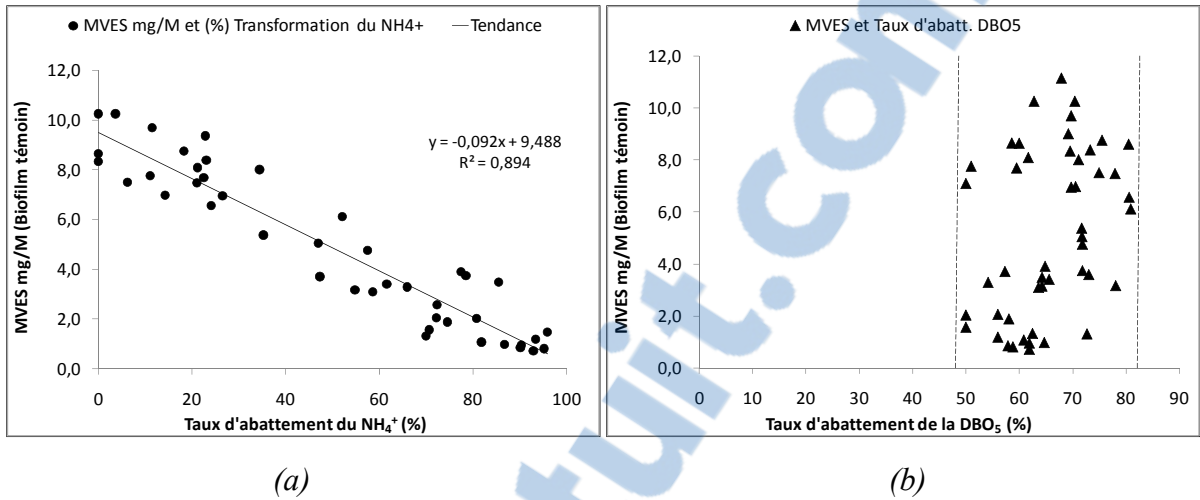
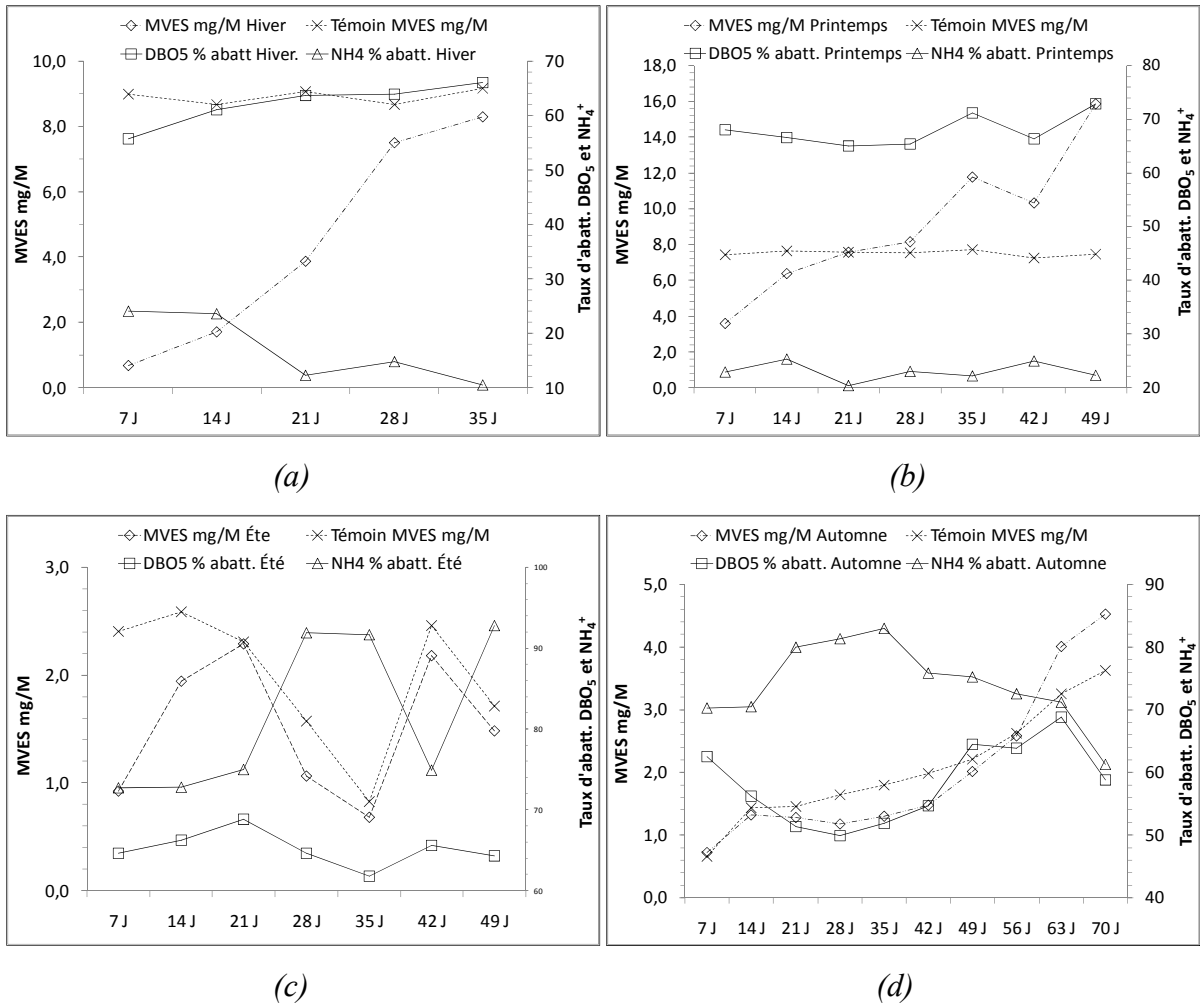


Figure 3.14 Relation (a) MVES et taux d'abattement du  $\text{NH}_4^+$  et (b) MVES et taux d'abattement de la  $\text{DBO}_5$

### 3.6 Relation du biofilm et les taux d'abattement pour le $\text{NH}_4^+$ et la $\text{DBO}_5$

Selon l'analyse des premiers résultats obtenus, les taux d'abattement de la  $\text{DBO}_5$  ainsi que du  $\text{NH}_4^+$  sont aussi influencés d'une certaine manière par la variation de la concentration du biofilm qui se trouve fixé aux médias dans le bioréacteur. Selon les spécifications du fournisseur du réacteur (Anoxkaldnes), une période minimale du développement du biofilm est nécessaire avant qu'un processus d'abattement effectif se produise. La Figure 3.15 illustre la variation des pourcentages d'abattement de la  $\text{DBO}_5$  total ainsi que l'abattement du  $\text{NH}_4^+$  en fonction de la concentration du biofilm témoin et incubé qui se trouvent au sein du réacteur.



**Figure 3.15 MVES/M et les taux d'abattement pour  
(a) hiver, (b) printemps, (c) été et (d) automne.**

### 3.6.1 Saison d'hiver

Pendant cette saison, la tendance de la concentration du biofilm témoin reste presque stable à près de 8,9 mg-MVES/M en moyenne. La Figure 3.15 (a) montre que le taux d'abattement de la DBO<sub>5</sub> augmente de 56 % au début de l'étude jusqu'à atteindre 66 %, sans montrer de variations notable de la quantité de biofilm présent sur les médias. La quantité de biofilm fixée aux médias ne semble pas avoir eu d'effet significatif sur le taux d'abattement de la DBO<sub>5</sub>. Ainsi, bien qu'un média puisse présenter une quantité élevée de biofilm, seule la couche externe participerait au processus d'abattement de la DBO<sub>5</sub>.

Les bactéries chargées du processus de nitrification entrent dans un état de léthargie à faibles températures en occasionnant une diminution de l'efficacité de l'abattement pour le  $\text{NH}_4^+$  (WEF, 1998). À la Figure 3.15 (a), on observe un certain maintien du processus de nitrification pendant cette saison. Au début de la période, on observe que l'efficacité de l'abattement du  $\text{NH}_4^+$  est de 24 %, mais à fur et à mesure que le temps passe, celle-ci diminue jusqu'à atteindre 10 % à la fin de la période.

### 3.6.2 Saison du printemps

Pendant cette saison, on observe les quantités les plus importantes de biofilm par média pour toute la période d'étude (Figure 3.15 (b)). Néanmoins, une telle quantité de biofilm ne semble pas influencer de manière notable les taux d'abattement de la  $\text{DBO}_5$  et du  $\text{NH}_4^+$ . Bien que le biofilm témoin reste constant à près de 7,0 mg-MVES/M, les taux d'abattement pour la  $\text{DBO}_5$  et le  $\text{NH}_4^+$  maintiennent (à grande échelle) une tendance presque linéaire. La Figure 3.15 (b), met principalement en évidence le fait que le processus de la nitrification continue à se maintenir pendant cette saison. Le taux d'abattement varie entre 20 % et 25 %.

### 3.6.3 Saison d'été

Tel que mentionné précédemment, le passage du printemps à l'été s'accompagne d'un phénomène de détachement du biofilm. La cause de ce détachement est attribuable à la diminution de la concentration de la  $\text{DBO}_5$  qui vient de l'étang 1 car la température augmente et celle-ci favorise un meilleur abattement dans l'étang 1. Dès 21<sup>e</sup> jour, le biofilm incubé ainsi que le témoin présentent une diminution représentative de sa quantité de MVES fixées sur les médias. Ce détachement du biofilm implique que les taux d'abattement (spécifiquement pour la  $\text{DBO}_5$  et le  $\text{NH}_4^+$ ) soient inversement modifiés. Les valeurs obtenues pour cette période de l'année montrent qu'il existe 10 fois moins de biofilm fixé aux médias; néanmoins, cette faible concentration du biofilm semble être suffisante pour bien accomplir l'abattement des substrats dans le réacteur (60% requis). La Figure 3.15 (c) illustre qu'une diminution du biofilm (intervalle entre le 21<sup>e</sup> et le 35<sup>e</sup> jour d'incubation) a des

répercussions sur le taux d'abattement de la DBO<sub>5</sub>. En effet, une diminution de 1,5 mg-MVES/M de biofilm (entre le 21<sup>e</sup> et le 35<sup>e</sup> jour) produit une réduction du taux d'abattement équivalant à 7 %. Cette réduction n'est toutefois pas assez représentative pour conclure sur cette question.

La Figure 3.15 (c) met aussi en évidence que le détachement du biofilm qui a eu lieu entre le 21<sup>e</sup> et le 35<sup>e</sup> jour est corrélé à une augmentation d'environ 20 % du taux d'abattement du NH<sub>4</sub><sup>+</sup>. Selon les résultats observés, un biofilm composé seulement de 0,80 mg-MVES/M en MVES en moyenne permet d'atteindre une efficacité maximale de 92 % pendant l'été. Une explication possible de ce phénomène peut être le fait que les bactéries nitrifiantes se trouvent localisées en colonies près de la surface du média K1. Une accumulation excessive du biofilm hétérotrophe empêche celles-ci d'agir sur les substrats de NH<sub>4</sub><sup>+</sup>. Avec les résultats observés, on peut conclure que la température de l'eau n'est pas l'unique facteur qui influence l'abattement du NH<sub>4</sub><sup>+</sup>. Celui-ci dépend aussi de la quantité de biofilm qui est fixée à un moment donné et aussi de l'accès des bactéries nitrifiantes aux substrats. Le détachement qui a lieu affecterait surtout le biofilm hétérotrophe qui fait partie de la couche externe du biofilm, en faisant diminuer le taux d'abattement pour la DBO<sub>5</sub> au bénéfice de celui de l'azote ammoniacal.

#### **3.6.4 Saison d'automne**

La Figure 3.15 (d) montre que le biofilm incubé nécessite une période prolongée d'incubation avant d'atteindre la même concentration que celui du témoin, soit plus de 42 premiers jours (voir annexe X). Néanmoins, on observe que les taux d'abattement pour la DBO<sub>5</sub> et le NH<sub>4</sub><sup>+</sup> sont inversement proportionnels pour la même période de temps. Entre le 7<sup>e</sup> et le 49<sup>e</sup> jour, le taux d'abattement pour la DBO<sub>5</sub> présente une parabole qui converge vers le haut mais en même temps, le taux d'abattement du NH<sub>4</sub><sup>+</sup> présente une autre parabole qui converge vers le bas dans la même période de temps. Si on examine la concentration de la DBO<sub>5</sub> qui vient de l'étang 1, (Figure 3.12(d)) on observe une chute entre le 7<sup>e</sup> et le 21<sup>e</sup> jour. La concentration demeure ensuite constante entre 22 et 24 mg-O<sub>2</sub>/L jusqu'à 42 jours. Comme

on le constate, la concentration de la  $\text{DBO}_5$  semble influencer vraiment le comportement du biofilm, surtout le biofilm hétérotrophe; le biofilm nitrifiant réagit au même temps, en faisant augmenter le taux d'abattement du  $\text{NH}_4^+$ .

Les phénomènes observés décrivent l'interaction existante entre le biofilm hétérotrophe et le biofilm nitrifiant. À faibles concentrations de  $\text{DBO}_5$  (23 mg- $\text{O}_2/\text{L}$  en moyenne), le biofilm hétérotrophe varie peu et demeure en quantité constante sur le média. Cette situation favorise l'action du biofilm nitrifiant sur le  $\text{NH}_4^+$  en présentant de bons taux de nitrification de l'ordre de 80 % en moyenne pour la saison d'été. Après le 49<sup>e</sup> jour d'incubation, on observe que l'augmentation de la quantité de biofilm sur les médias mène à une augmentation du taux d'abattement pour la  $\text{DBO}_5$ . Par contre le taux d'abattement du  $\text{NH}_4^+$  tend à diminuer. À partir du 63<sup>e</sup> jour, le biofilm continue à augmenter, mais les taux d'abattement diminuent en même temps. À partir du 56<sup>e</sup> jour, la concentration de la  $\text{DBO}_5$  qui vient de l'étang 1 (EE1) passe de 22 mg- $\text{O}_2/\text{L}$  à 30 mg- $\text{O}_2/\text{L}$  (Figure 3.12 (d)) en favorisant le développement du biofilm qui passe alors de 2,5 mg-MVES/M à 4,5 mg-MVES/M en une période d'incubation de 14 jours.

## CHAPITRE 4

### DISCUSSION

Le suivi de la cinétique de croissance du biofilm durant la période d'étude a montré que la quantité de biofilm fixé aux médias de type K1 (mg-MVES/M) peut varier notablement en fonction de la charge organique ( $DBO_5$ ). En considérant que les conditions de fonctionnement du réacteur ont été favorables au bon développement du biofilm (conditions non limitantes de pH, d'oxygène dissous, etc.), l'épaisseur et la concentration du biofilm varient de manière générale en fonction de la charge organique ( $DBO_5$ ) qui provient de l'étang (EE1).

L'incubation en continu au sein du réacteur a permis de mettre en évidence la capacité de régénération du biofilm pour la période hivernale. Cependant, on constate que celui-ci rentre dans une période de latence lorsque la charge organique diminue (période estivale) et que la température reste stable (entre 16 et 22°C). Ainsi, les conditions d'incubation durant la période hivernale (forte charge organique et faible température) favorisent la croissance du biofilm. L'analyse des données obtenues pour la période hivernale montre que le processus d'abatement de la  $DBO_5$  et de l'azote ammoniacal n'a pas été influencé par la quantité de biofilm fixé aux médias (mg-MVES/M). Bien que la quantité du biofilm soit importante pour la période hivernale, il semble que seule la couche externe qui entoure le biofilm agit sur les substrats et non l'ensemble de la couche. Ce phénomène peut s'expliquer par le fait que lorsqu'une nouvelle couche de biofilm se développe sur l'ancienne, elle limite le transfert des substrats vers les couches plus profondes. Selon Wijffels *et al.*(1995), la diminution de la nitrification pendant la période hivernale serait due à la réduction du taux de croissance des bactéries nitrifiantes à de faibles températures. Dans le cas présent, même si le processus de nitrification pendant la période hivernale ne s'arrête pas, celui-ci diminue. Cette diminution pourrait s'expliquer par le fait que le biofilm hétérotrophe réagit à l'environnement aquatique en favorisant lorsque la charge organique est plus significative (ex. : hiver), la régénération et la croissance du biofilm à la surface externe de la couche de biofilm au dépend des la couche



plus profonde contenant les bactéries nitrifiantes. Une fois que le nouveau biofilm hétérotrophe recouvre l'ancien, les colonies de bactéries qui se trouvent à l'intérieur deviennent moins efficaces, car le processus de transfert de masse au niveau interne se voit en partie empêché. La facilité du biofilm hétérotrophe à se régénérer pendant la période hivernale (charge organique plus importante) peut garantir l'efficacité et la continuité de l'abattement de la  $DBO_5$  lorsque le biofilm est agressé par un agent inhibiteur ou toxique.

Pendant la période estivale, un phénomène contraire à la période hivernale est observé. Une diminution de la charge organique de l'eau entraîne une diminution de la quantité de biofilm fixé aux médias (mg-MVES/M). Cette diminution se traduit par une légère diminution de l'abattement de la  $DBO_5$ , mais par une augmentation très notable du taux d'abattement du  $NH_4^+$  qui atteint une valeur maximale de 90 %. Ce phénomène peut être mis en évidence la composition structurale du biofilm qui se trouve fixé aux médias. Lorsqu'il existe des conditions défavorables pour le biofilm hétérotrophe, la régénération et la croissance de celui-ci sont directement affectées. Une fois que la quantité de biofilm hétérotrophe diminue, suite à une réduction de la charge organique ou encore sous l'action de l'effet de cisaillement entre les médias, le transfert de masse des substrats peut atteindre les colonies de bactéries (nitrifiantes) qui se trouvent dans la partie plus profonde du biofilm. Dans ces conditions, le processus de régénération de microorganismes pourrait se voir davantage affecté sous la présence d'un agent inhibiteur ou toxique.

La situation observée pendant l'été (faible quantité de biofilm fixé aux médias et taux d'abattement du  $NH_4^+$  augmenté) pourrait être reproduite durant l'hiver afin d'améliorer les performances de nitrification. Sur la base des résultats obtenus qui met en évidence la facilité du biofilm à se régénérer pendant la période hivernale, un détachement contrôlé du biofilm hétérotrophe pourrait être volontairement provoqué afin de permettre aux bactéries nitrifiantes de mieux agir sur les substrats et ainsi améliorer l'abattement du  $NH_4^+$ . Par ailleurs, les quantités élevées de biofilm fixé aux médias (mg-MVES/M) observées pendant la période hivernale mettent en évidence la capacité du support des médias de type K1. Bien que ce type de média soit conçu pour héberger une quantité spécifique de biofilm, on

constate que la surface d'attachement du biofilm n'a pas un effet immédiatement mesurable sur l'efficacité du réacteur. Selon les résultats obtenus et de manière générale pour l'ensemble de l'année, le taux d'abattement de la DBO<sub>5</sub> est demeuré assez constant (60 %) même si le média supporte des concentrations variables de biofilm (ex. : 0,70 à 8 mg-MVES/M indépendamment des saisons évaluées). Le contrôle du biofilm (son épaisseur) est un sujet qui mérite d'être davantage étudié afin de favoriser de meilleurs rendements de nitrification.

Concernant l'incubation du biofilm au sein du réacteur, on constate que l'utilisation des dispositifs de mise en culture *in-situ* (DMCIS) favorise la croissance du biofilm incubé, ce qui implique une différence avec le taux de croissance du biofilm témoin. En effet, pendant la période hivernale, on remarque que la quantité de biofilm fixé aux médias (mg-MVES/M) qui se trouve à l'intérieur de ces DMCIS atteint des valeurs plus élevées que les médias qui circulent librement dans le réacteur RBLM. Des observations faites sur le site montrent qu'il existe un effet de cisaillement entre tous les médias qui circulent librement dans le réacteur, cisaillement qui permet au biofilm de se détacher des médias. Ceci favorise ainsi la croissance du nouveau biofilm. L'accumulation de biofilm incubé observée durant la période hivernale (par rapport à celle du témoin) n'a pas été équivalente à celle de la période estivale où le biofilm incubé semble avoir des difficultés à atteindre les mêmes valeurs que celui du témoin. Une augmentation du diamètre du dispositif permettrait possiblement de contrer les différences observées entre le biofilm incubé et celui témoin en reproduisant plus fidèlement les effets de cisaillement et le mouvement des médias K1 à l'intérieur.

Durant la saison hivernale, les résultats des analyses du COT pour le biofilm incubé ont montré qu'il existe une source de carbone additionnelle qui fait augmenter le ratio COT/MVES jusqu'à l'atteinte de valeurs voisines de 2,5, surtout pendant les premières semaines d'incubation. Ce scénario se répète à plusieurs reprises durant la même saison. L'analyse des résultats n'a pas permis d'identifier quelle était la source de carbone qui cause cette situation. Les teneurs élevées en carbone du biofilm observées pendant l'hiver sont corrélées avec la quantité de biofilm fixé aux médias. Il est connu que les bactéries (peu

importe leur origine) produisent des polysaccharides pour se protéger des agents externes et même des situations stressantes (lumière, chaleur, etc.) qui peuvent affecter leur subsistance. Il existe donc la possibilité que le froid extrême soit un facteur qui puisse affecter d'une certaine manière le cycle de régénérescence des bactéries. Bien que la production de polysaccharides par le biofilm n'ait pas été démontrée durant le déroulement de cette étude, il est recommandé lors d'une éventuelle étude de doser les polysaccharides présents au sein du biofilm.

## CONCLUSION

Le réacteur à biofilm à lit en mouvement est actuellement devenu l'une des technologies les plus utilisées dans le monde comme système d'épuration principale ou encore dans le cadre de mises à niveau de stations d'épuration. Sa popularité s'explique par ses bonnes performances mais surtout par sa simplicité d'opération et par le peu d'entretien qu'il requiert. Bien que ce système soit classé parmi les plus efficaces pour abattre la DBO<sub>5</sub> et nitrifier le NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (l'ion ammonium), des difficultés sont rencontrées en période hivernale, surtout lorsque la température de l'eau descend au-dessous de 5°C, afin de maintenir leurs taux d'efficacité de nitrification. Il est aussi connu que le processus de nitrification biologique peut devenir inefficace sous la présence de plusieurs facteurs environnementaux comme la température de l'eau, le pH, la toxicité, la présence des métaux ou l'ammoniac non ionisé (NH<sub>3</sub>). Ainsi, l'objectif général de cette étude consistait à suivre, sur une période de 12 mois, l'évolution *in-situ* du biofilm développé sur le média de support de type K1 d'AnoxKaldnes d'un réacteur à biofilm à lit en mouvement (RBLM) afin d'évaluer sa cinétique de croissance et son comportement et ce, sous des conditions d'opération et de fonctionnement connues. L'objectif initial était de pouvoir déterminer, sur la base des résultats observés durant la période estivale, les raisons expliquant les moins bonnes performances de nitrification biologique de l'azote ammoniacal observées durant la période hivernale.

La conception et l'utilisation des dispositifs de mise en culture (DMCIS) en utilisant un matériau en matière plastique maillé en polypropylène haute densité a permis l'incubation *in-situ* de médias K1 au sein du réacteur situé à la station d'épuration de la Ville de Sainte-Julie. Le choix d'un tel type de matériau visait à éviter des réactions dues à des phénomènes de corrosion. Un total de 12 dispositifs a été construit, lesquels ont été regroupés en formant trois sous-groupes de quatre dispositifs qui ont été placés près de l'entrée, au milieu et à la sortie du réacteur, à une distance minimale de 3 mètres. Des analyses de biofilms (MES, MVES, COT, azote Kjeldahl et phosphore) ont été réalisées à chaque semaine suivant une stratégie de retrait des médias des différents dispositifs DMCIS et du réacteur RBLM (média

témoin). Les eaux affluentes et effluentes au RBLM ont également été analysées ( $\text{DBO}_5$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{NH}_4^+$ , DCO, COT et phosphore) sur une base hebdomadaire durant la période de suivi annuel.

De manière générale, les médias témoins présentent une quantité de biofilm fixé plus importante durant la période hivernale (9 mg-MVES/M entre 4 à 6°C) et plus faible pendant la période estivale (au-dessous de 1 mg-MVES/Média entre 16 à 22°C). Durant l'hiver, les résultats obtenus montrent que le temps d'incubation prévu n'est pas toujours suffisant pour atteindre le point d'équivalence entre la quantité de MVES-incubées/M et celle des MVES témoins/M. En effet, selon la projection de la tendance, les MVES des médias incubés ont besoin de 35 jours au minimum pour atteindre le point d'équivalence. La valeur minimale moyenne des MVES au 7<sup>e</sup> jour d'incubation est de 0,7 mg-MVES/M, tandis qu'au 35<sup>e</sup> jour, elle atteint jusqu'à 8,2 mg-MVES/M (biofilm témoin). Durant le printemps, la concentration du biofilm incubé dépasse largement celle du biofilm témoin. Les valeurs atteignant jusqu'à 16 mg-MVES/M après 49 jours d'incubation. Les résultats de cette saison mettent en évidence la capacité des médias K1 à supporter de fortes quantités de biofilm. Les résultats des saisons estivale et automnale montrent que la quantité de biofilm est réduite jusqu'à atteindre des valeurs au-dessous de 1 mg-MVES/M. Néanmoins, cette faible concentration du biofilm est capable de maintenir de bons taux d'abattement de la  $\text{DBO}_5$  et du  $\text{NH}_4^+$ , ces taux variant entre 65 et 85 % respectivement. Les résultats montrent également que la température et la charge organique de l'eau ( $\text{DBO}_5$ ) semblent être les deux facteurs importants qui régulent la quantité de biofilm fixé aux médias K1. Leur contribution respective n'a pu toutefois être précisée. Lorsque la température est faible et la charge organique plus importante, la quantité de biofilm fixé aux médias augmente, tandis que lorsque la température est élevée et la charge organique plus faible, la quantité de biofilm fixé aux médias diminue. Les taux de croissance du biofilm pour la période hivernal et la période estival montrent que le biofilm s'adapte aux conditions variables de température et charge organique de l'eau ( $\text{DBO}_5$ ) de chaque saison. Les résultats obtenus montrent que le taux de croissance du biofilm ( $\mu$ ) varie en fonction de la période d'incubation indépendamment de chaque saison analysée. D'une manière globale, on constate que la

cinétique de croissance du biofilm est plus élevée durant le premier intervalle d'incubation (0-7 jours). Cependant, le taux diminue lorsque la période d'incubation augmente (jusqu'à l'intervalle de 42-49 jours).

Le contrôle du biofilm (son épaisseur) est un sujet qui mérite d'être davantage étudié afin de favoriser de meilleurs rendements de nitrification. Le dispositif de mise en culture *in-situ* (DMCIS) devrait également être amélioré pour reproduire plus fidèlement les conditions réelles observées au sein du réacteur RBLM où les effets de cisaillement (entre les médias) sont davantage prédominants.

## ANNEXE I

### MÉTHODE D'EXTRACTION DU BIOFILM

Matériel :

- cylindre gradué de 500 mL;
- maille en plastique (1 mm x 1 mm);
- entonnoir;
- billes métalliques en acier inoxydable (d = 4 mm);
- segments de brosse cylindrique de laboratoire (d = 2,54 cm);
- morceaux métalliques en acier inoxydable. (d = 1 mm; L= 4 mm);
- barreau magnétique;
- plaque chauffante (fonction d'agitateur).

Procédure :

1. Vider tout le contenu de chaque bouteille contenant l'eau et les médias dans le récipient qui contient les matériaux d'extraction (billes, les morceaux métalliques et les segments de brosses).
2. Agiter vigoureusement le récipient pendant 5 minutes pour bien détacher le biofilm des médias.
3. Utiliser une petite maille en plastique (trous de 1 mm x 1 mm) en guise de tamis et un entonnoir pour récupérer l'eau du récipient dans un cylindre gradué de 500 mL et intercepter les médias ainsi que les matériaux d'extraction.
4. Introduire à nouveau les médias ainsi que les matériaux d'extraction dans le récipient; Ajouter approximativement 250 mL d'eau distillée et continuer avec l'agitation pendant 5 minutes.
5. Toujours en utilisant le tamis et l'entonnoir, rincer l'eau du récipient dans le cylindre gradué de 500 mL et en ajoutant de l'eau distillée et compléter à 500 mL si nécessaire.

6. Introduire un barreau magnétique dans le cylindre gradué et agiter le contenu de manière remettre en suspension les particules décantées dans le fond.
7. Vider le contenu du cylindre gradué dans un contenant propre.
8. Procéder aux analyses ou conserver les échantillons s'il y a lieu.

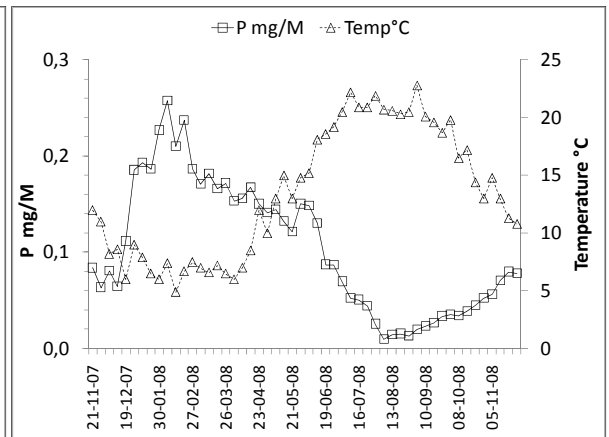
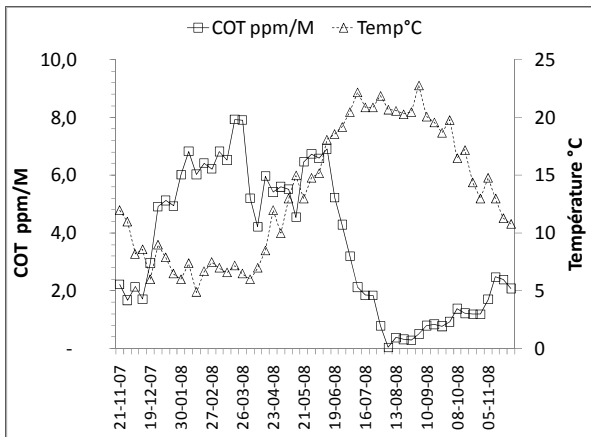
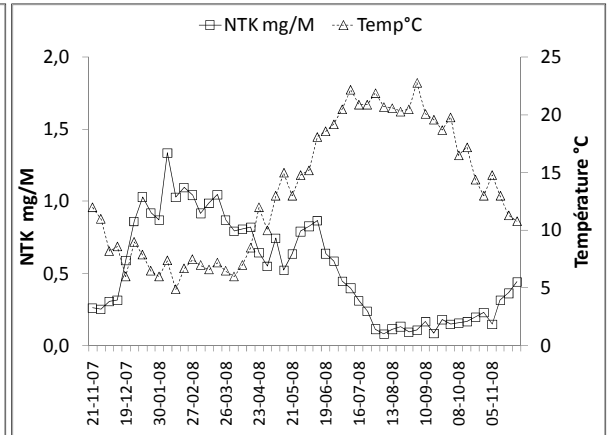
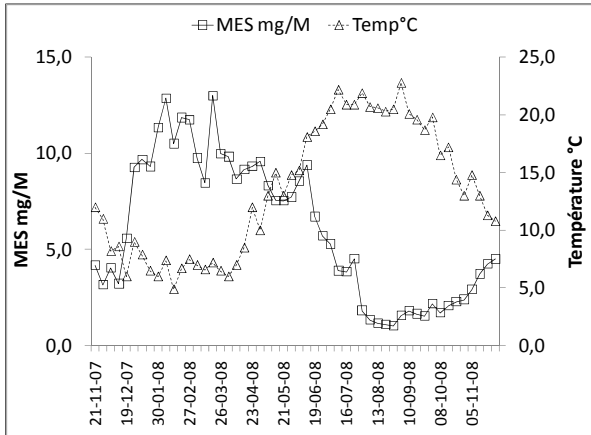


**Méthode utilisé pour l'extraction du biofilm.**



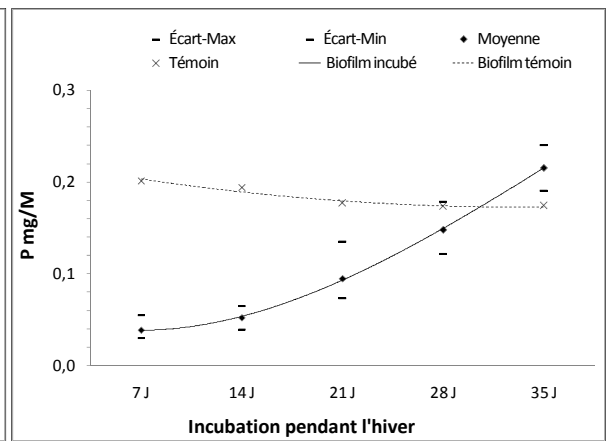
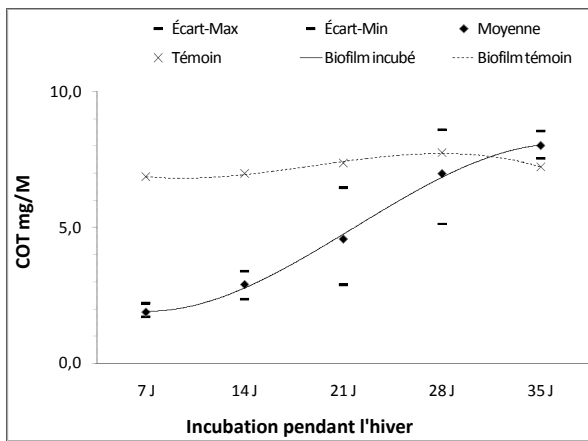
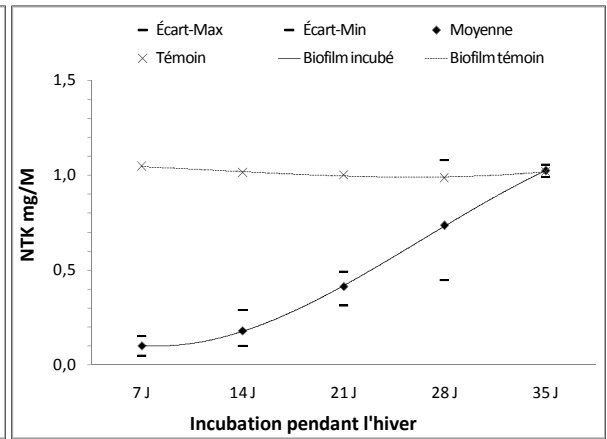
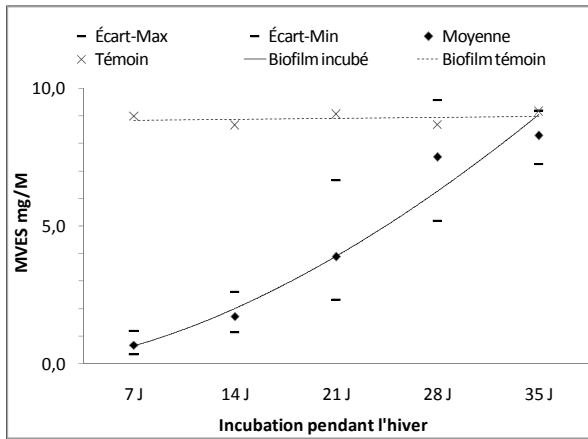
## ANNEXE II

### MES, NTK, COT, ET P (ANNÉE COMPLÈTE)



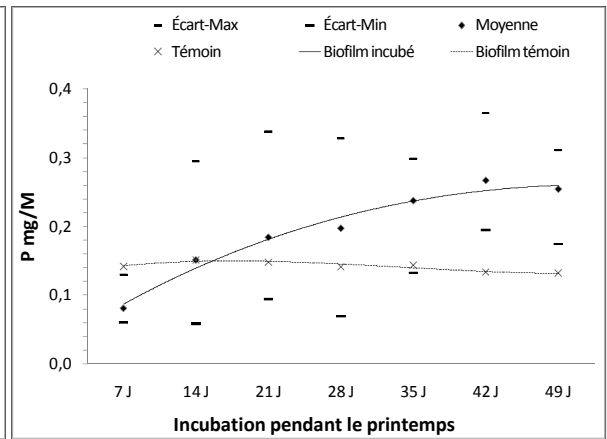
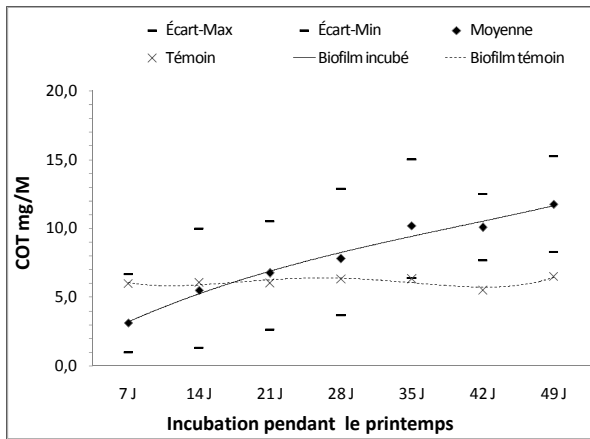
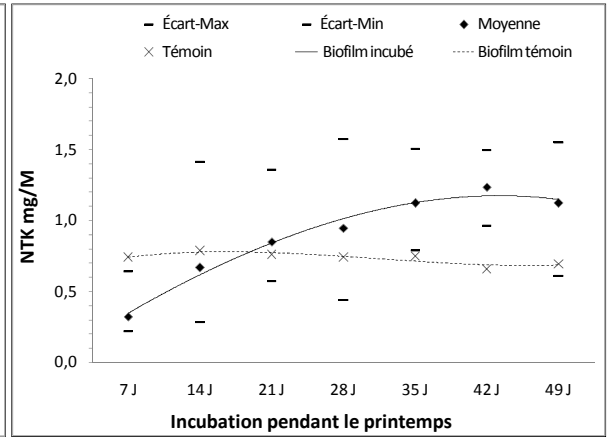
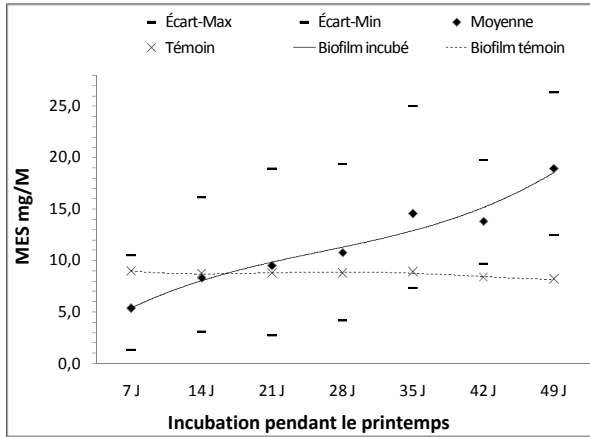
## ANNEXE III

### MES, NTK, COT ET P (SAISON D'HIVER)



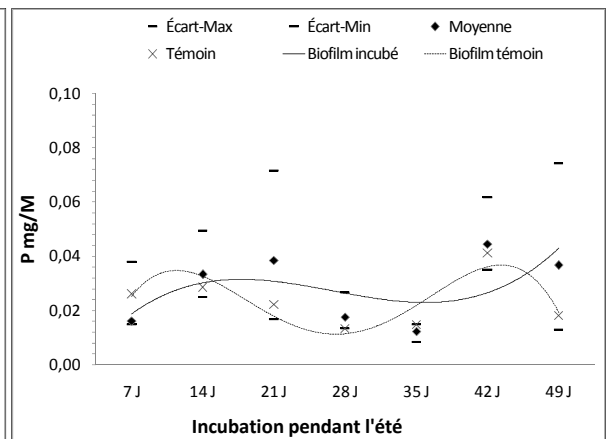
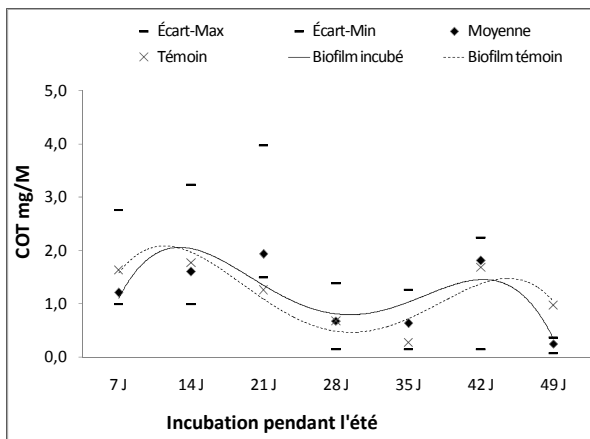
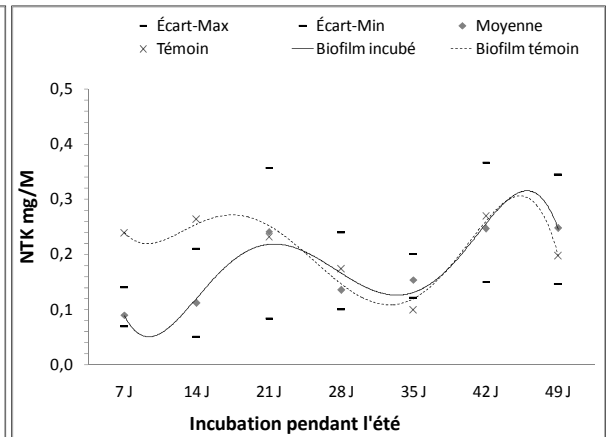
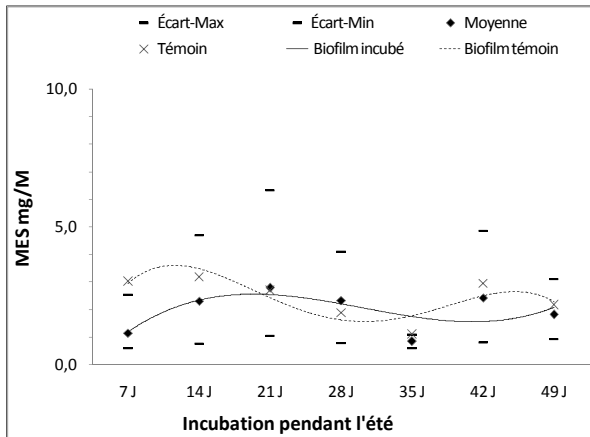
## ANNEXE IV

### MES, NTK, COT ET P (SAISON DU PRINTEMPS)



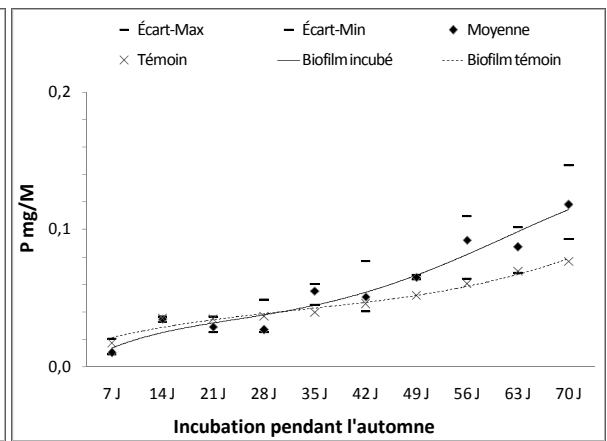
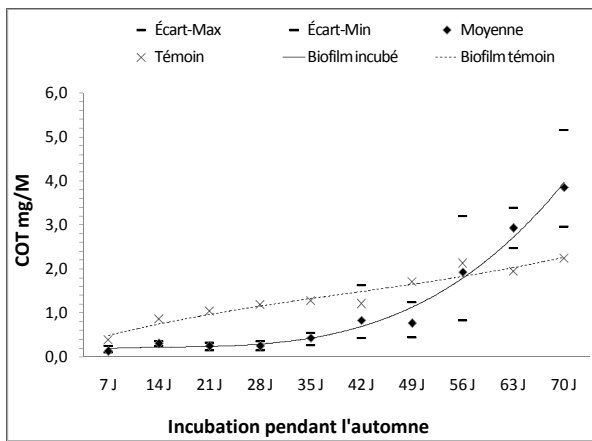
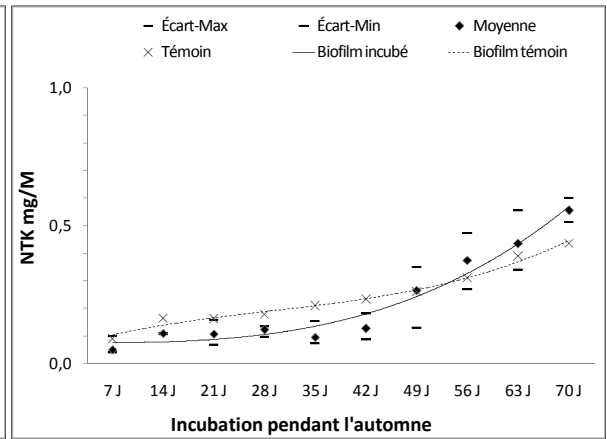
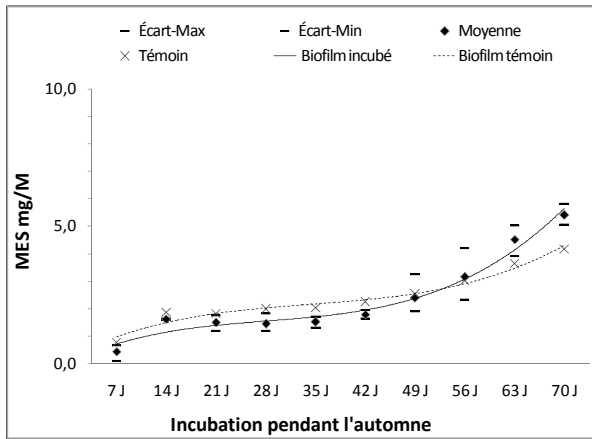
## ANNEXE V

### MES, NTK, COT ET P (SAISON D'ÉTÉ)



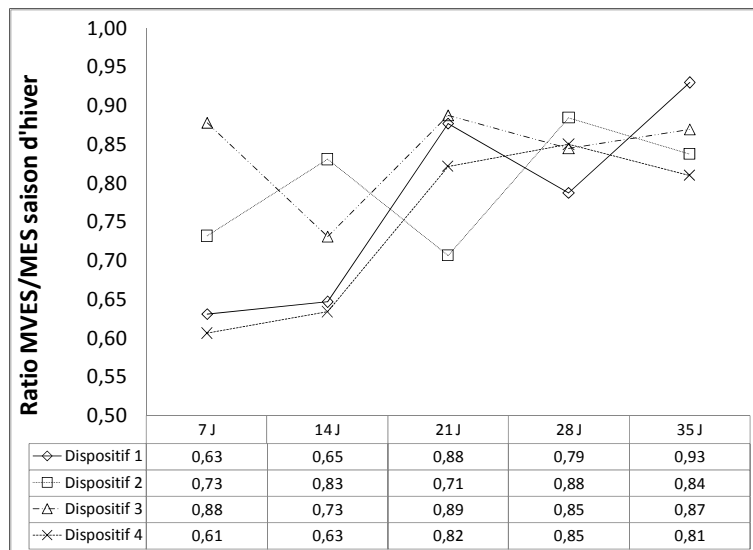
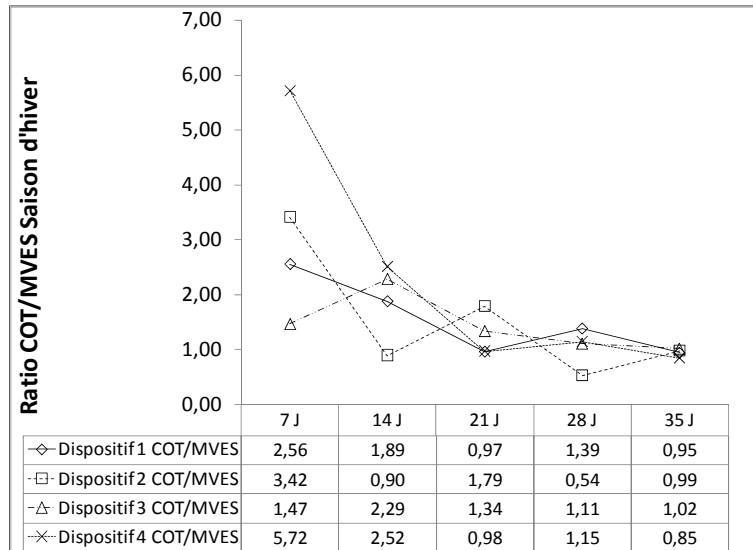
## ANNEXE VI

### MES, NTK, COT ET P (SAISON D'AUTOMNE)



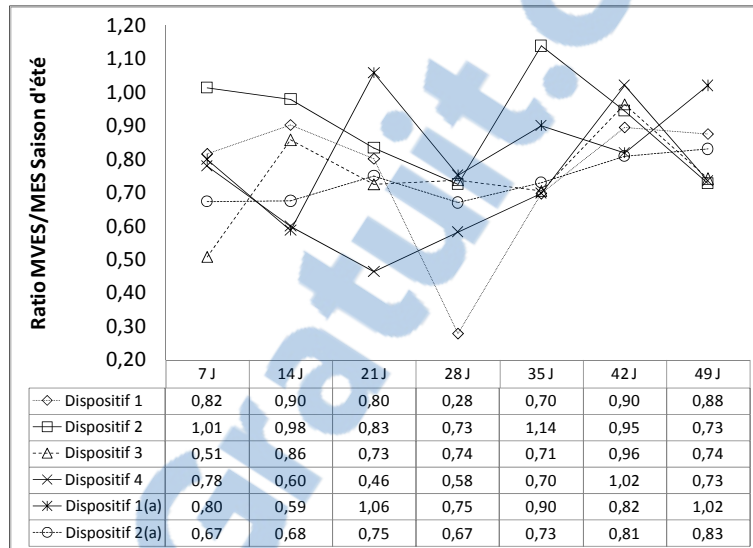
## ANNEXE VII

### RATIOS COT/MVES ET MVES/MES, SAISON D'HIVER



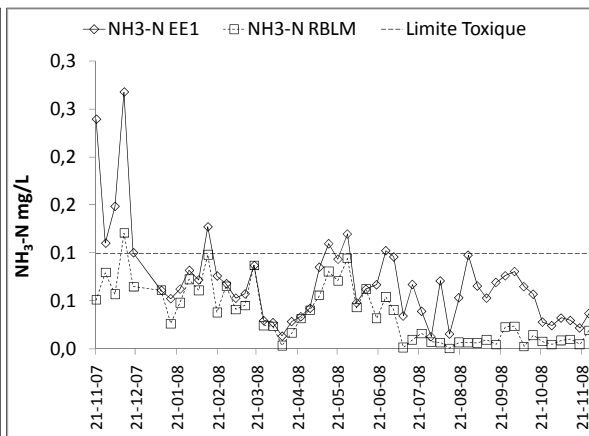
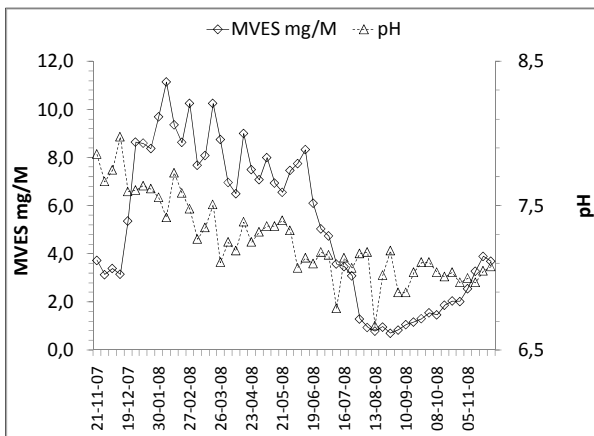
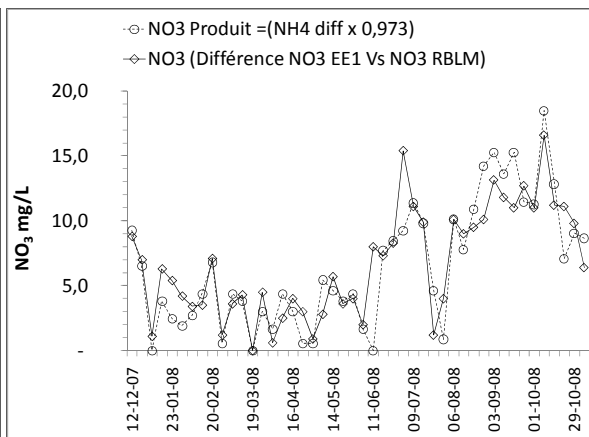
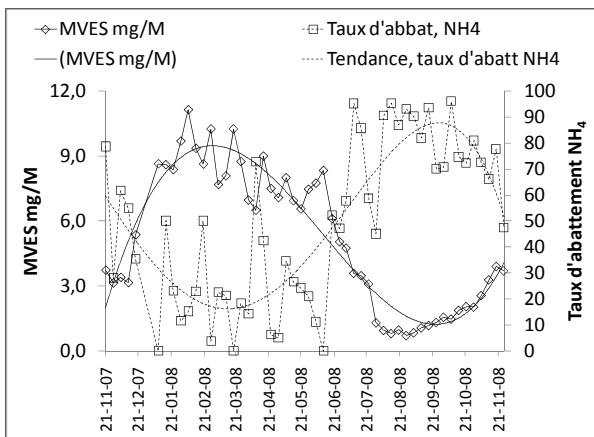
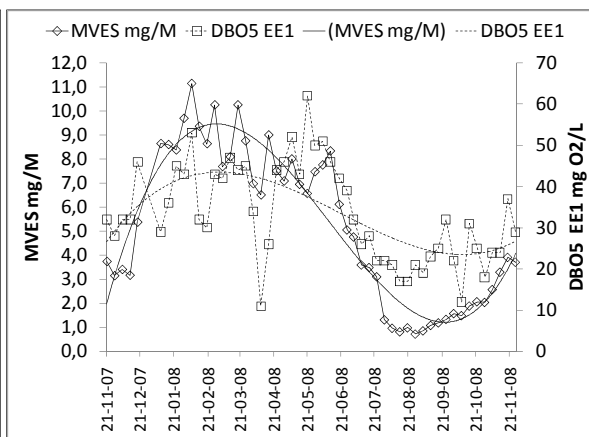
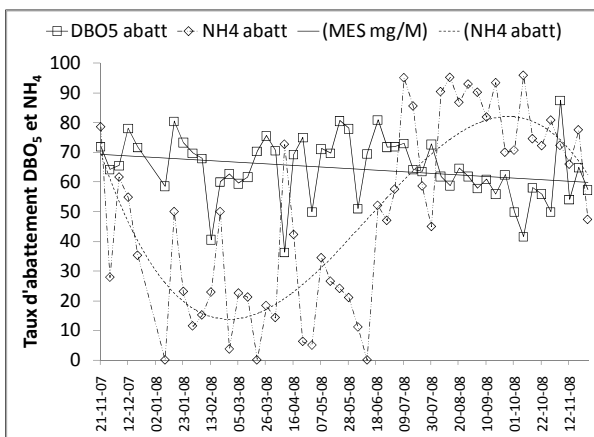
## ANNEXE VIII

### RATIOS MVES/MES, SAISON D'ÉTÉ



## ANNEXE IX

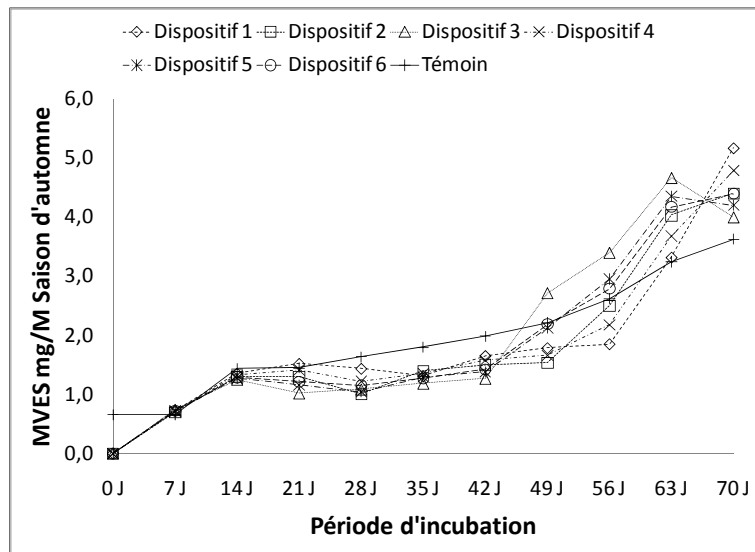
### PARAMÈTRES ANALYSÉS AU SEIN DU RÉACTEUR





## ANNEXE X

### MVES mg/M OBTENUES, SAISON D'AUTOMNE



## LISTE DES RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Agriculture et Agroalimentaire Canada (2002). *Algae cyanobacteria and water quality*, Publication spéciale. 4 p.
- Andreottola, G., Foladori, R., Ragazzi, M., et Tatàno, F. (2000). *Experimental comparison between MBBR and activated sludge system for the treatment of municipal wastewater* Water Science & Technology.
- APHA, AWWA et WEF (1998). *Standard methods for the examination of water and wastewater*, 20<sup>e</sup> éd. Port City Press. 1325 p.
- Blum, D. et Speece, R. (1991). *A database of chemical toxicity to environmental bacteria and its use in interspecies comparisons and correlations*, Research Journal of the Water Pollution Control Federation 63(3): p.198-207.
- Buswell, A., Shiota, T., Lawrence, N., et Meter, I. (1954). *Laboratory studies on the kinetics of the growth of Nitrosomonas with relation to the nitrification phase of the BOD test*, Applied and Environmental Microbiology 2(1): 21 p.
- Dalientoft, E. et Thulin, P. (1997). *The use of the Kaldnes suspended carrier process in treatment of wastewaters from the forest industry*, Water Science and Technology 35(2-3): p. 123-130.
- Davey, M. et O'toole, G. (2000). *Microbial biofilms: from ecology to molecular genetics*, Microbiology and molecular biology reviews 64(4): 847 p.
- Delatolla, R., Tufenkji N., Comeau Y., Gadbois A., Lamarre D., et Berk D. (2009). *Kinetic analysis of attached growth nitrification in cold climates*, Water science and technology: a journal of the International Association on Water Pollution Research 60(5): 108-131.
- Delnavaz, M., Ayati, B., et Ganjidoust, H. (2009). *Prediction of moving bed biofilm reactor(MBBR) performance for the treatment of aniline using artificial neural networks (ANN)* Journal of Hazardous Materials 179 (2010) 769–775.
- Eckenfelder, W.W. Jr. (1982). *Gestion des eaux usées urbaines et industrielles – Caractérisation –Techniques d'épuration – aspects économiques*, Technique & documentation Lavoisier, Paris. 503 p.
- Environnement Canada (2003). *Procédés de traitement pour l'enlèvement de l'ammoniac des eaux usées municipales*. ISBN 0-662-88410-8

- Environnement Canada (2010). *Règlement sur les effluents des systèmes d'assainissement des eaux usées*, Gazette du Canada, 144(12).
- Gerardi, M.H. (2002). *Nitrification and denitrification in the activated sludge process*, John Wiley & Sons Inc. Publication. 208 p.
- Gerardi, M.H. (2006). *Wastewater bacteria*, John Wiley & Sons. Publication. 255 p.
- Harremoes, P. (1982). *Criteria for nitrification in fixed film reactors*, Water Science and Technology 14(1/2).
- Hem, L.J., Rusten, B., et Ødegaard, H (1994). *Nitrification in a moving bed biofilm reactor*, Wat. Res., 28(6), 1425-1433.
- Hockenbury, M. et Grady, C.Jr. (1977). *Inhibition of nitrification-effects of selected organic compounds*, Journal (Water Pollution Control Federation) 49(5): p. 768-777.
- Hoover, S. et Porges, N. (1952). *Assimilation of Dairy Wastes by Activated Sludge: II. The Equation of Synthesis and Rate of Oxygen Utilization*, Sewage and Industrial Wastes 24(3): 306-312.
- Kors, L., Moorman, J., Wind, A., et Hoek, J.P (1998). *Nitrification and low temperature in a raw water reservoir and rapid sand filters*, Water Science and Technology 37(2): p. 169-176.
- Kulikowska, D., Kaczówka, E., Pokój, T., et Gusiatiń., Z. (2009). *Application of moving bed biofilm reactor (MBBR) for high-ammonium landfill leachate nitrification*, New Biotechnology Volume 25S September 2009.
- Lasfar, S., Monette, F. (2010). *Suivi et évaluation des performances de traitement du réacteur à biofilm avec lit en mouvement (RBLM) de la station d'épuration de Sainte-Julie*, École de technologie supérieure, 70 p.
- Lee, L., Ong S., et Ng, W.J. (2004). *Biofilm morphology and nitrification activities: recovery of nitrifying biofilm particles covered with heterotrophic outgrowth*, Bio-resource technology 95(2): p. 209-214.
- Ling, J. et Chen, S (2005). *Impact of organic carbon on nitrification performance of different biofilters*, Aquacultural Engineering 33(2): 150-162.
- Lundströma, E., Björleniusb, B., Brinkmannc, M., Hollertc, H., Perssond, J-O., et Breitholtza, M. (2009). *Comparison of six sewage effluents treated with different treatment technologies—Population level responses in the harpacticoid copepod *Nitocra spinipes**, Aquatic Toxicology 96 (2010): 298–307.

- Madigan, M., Martinko, J., Dunlap, P. et Clark, D (2008). *Biology of microorganisms*, 12<sup>th</sup> ed. Prentice-Hall Upper Saddle River, NJ, USA. 1168 p.
- Martin-Cereceda, M., Jorand, F., Guinea, A., et Block, J.C. (2001). *Characterization of extracellular polymeric substances in rotating biological contactors and activated sludge flocs*, *Environmental technology* 22(8): 951-959.
- McCartney, D. et Oleszkiewicz, J. (1990). *Carbon and nutrient removal in a sequencing batch reactor at low temperatures*, *Environmental technology* 11(2): p. 99-112.
- Ministère de l'environnement de l'Ontario (1992). *Evaluation of acute and chronic toxicity of Ontario Sewage treatment plant effluents*, Publication spéciale ISBN 0-7729-9401-3.
- Okabe, S., Satoh, H. et Watanabe, Y. (1999). *In situ analysis of nitrifying biofilms as determined by in situ hybridization and the use of microelectrodes*, *Applied and Environmental Microbiology* 65(7): 3182.
- Oleszkiewicz, J. et Berquist, S. (1988). *Low temperature nitrogen removal in sequencing batch reactors*, *Water research* 22(9): 1163-1171.
- Painter, H. (1970). *A review of literature on inorganic nitrogen metabolism in microorganisms*, *Water research* 4(6): 393-450.
- Person-Le Ruyet, J. et Bœuf, G. (1998). *L'azote ammoniacal, un toxique potentiel en élevage de poissons: le cas du turbot*, *Bull. Fr. Pêche Piscic* 350(351): 393-412.
- Petry, S., Furlan, S., Crepeau, M.J., Cerning, J., et Desmazeaud, M. (2000). *Factors affecting exocellular polysaccharide production by Lactobacillus delbrueckii subsp. bulgaricus grown in a chemically defined medium*, *Applied and Environmental Microbiology* 66(8): 3427.
- Rittmann, B. et McCarty, P. (2000). *Environmental biotechnology: principles and applications*, McGraw-Hill New York. 975 p.
- Rusten, B., Hem, L. et Hallvard, Ø. (1995). *Nitrogen removal from dilute wastewater in cold climate using moving-bed biofilm reactors*, *Water Environment Research* 67(1): 65-74.
- Rusten, B., Kolkinn, O. et Ødegaard, H. (1997). *Moving bed biofilm reactors and chemical precipitation for high efficiency treatment of wastewater from small communities*, *Water Science Technology*, 35(6): 71-79.
- Rusten, B., McCoy, M., Proctor, R., et Siljuden, J.G. (1998) *The innovative moving bed biofilm reactors/solids contact reaeration process for secondary treatment of municipal wastewater*, *Water Environment Research*, vol. 70, 1083 p.

- Santé Canada (2008). *Les toxines cyanobactériennes, Les microcystines-LR*. Q.D.L.E. Santé de l'environnement et du milieu de travail, *Rapports et publications*.
- Sharma, B. et Ahlert, R. (1977). *Nitrification and nitrogen removal (in waste water treatment)*, Water research 11(10): 897-925.
- Skinner, F. et Walker, N. (1961). *Growth of Nitrosomonas europaea in batch and continuous culture*, Archives of Microbiology 38(4): 339-349.
- Tchobanoglous, G., Burton, F., et Franklin, L. (2003). *Wastewater engineering: treatment and reuse*, McGraw-Hill Science/Engineering/Math. 1819 p.
- U. S. Environmental Protection Agency (1993). *Nitrogen control*, Manual EPA/625/R-93/010
- U. S. Environmental Protection Agency (2010). *Nutrient Control Design*, Manual EPA/600/R-10/100
- Wang, X.J., Xia, S.Q., Chen, L., et Zhao, J.F. (2005). *Nutrients removal from municipal wastewater by chemical precipitation in a moving bed biofilm reactor*, Process Biochemistry, 41 (2006): 824–828.
- Water Environment Federation (1998). *Biological and chemical systems for nutrient removal*, Publication spéciale ISBN 1-57278-123-8
- Wijffels, R., Hunik, J. Leenen, E.J.T.M., Günther, A., Obón de Castro, J.M., Tramper, J., Englund, G., et Bakketun, A. (1995). *Effects of diffusion limitation on immobilized nitrifying microorganisms at low temperatures*, Biotechnology and bioengineering 45(1): 1-9.
- Zhu, S. et Chen, S. (2001). *Effects of organic carbon on nitrification rate in fixed film biofilters*, Aquacultural Engineering 25(1): 1-11.
- Zwiener, C., Glauner, T., Frimmel, F.H. (2000). *Biodegradation of pharmaceutical residues investigated by SPE-GC/ITD-MS and on-line derivatization*, HRC Journal of High Resolution Chromatography, 23: 474–478.
- Zwiener, C., Seeger, S., Glauner, T., Frimmel, F.H. (2002). *Metabolites from the biodegradation of pharmaceutical residues of ibuprofen in biofilm reactors and batch experiments*, Analytical and Bioanalytical Chemistry, 372: 569–575.