

MANON CROFT

**COMPARAISON MICROBIENNE DE SUBSTRATS TOURBEUX
NATURELS ET RÉSIDUELS**

Mémoire

présenté

à la Faculté des études supérieures

de l'Université Laval

pour l'obtention

du grade de maître ès sciences (M.Sc.)

Département de phytologie

FACULTÉ DES SCIENCES DE L'AGRICULTURE

ET DE L'ALIMENTATION

UNIVERSITÉ LAVAL

DÉCEMBRE 1996

RÉSUMÉ

L'exploitation intensive des tourbières ombrotrophes pour la récolte de tourbe engendre des sites dénudés qui ne se régénèrent pas facilement. L'hypothèse de cette étude était que l'exploitation diminue la vie microbienne de la tourbière. Des dénombrements de microorganismes ont été effectués de même qu'une mesure de la biomasse microbienne et un essai de minéralisation de l'azote organique. L'exploitation a eu pour effet de diminuer principalement la biomasse microbienne de même que les quantités de bactéries, de champignons et de microorganismes cellulolytiques et hémicellulolytiques. Une minéralisation plus intense de l'azote organique et des teneurs en ammonium plus élevées ont été observées dans les tourbières abandonnées après exploitation. La mesure de la biomasse microbienne a semblé être la meilleure mesure bio-indicatrice des perturbations microbiologiques engendrées suite à l'exploitation des tourbières ombrotrophes.

Manon Croft /

Chantal J. Beauchamp, dir.

REMERCIEMENTS

Je remercie sincèrement ma directrice de recherche, Dr Chantal Beauchamp qui a supervisé mes travaux et m'a permis, par ses conseils judicieux et sa disponibilité, de réaliser ce projet. Je tiens également à exprimer ma gratitude à ma co-directrice Dr Line Rochefort pour ses nombreux conseils écologiques et pour m'avoir confié le volet microbiologique du projet de restauration des tourbières résiduelles. Je suis reconnaissante envers le Dr Hani Antoun pour m'avoir permis l'accès à son laboratoire lors de la préparation de mes milieux de culture.

Je tiens à exprimer ma reconnaissance à mes collègues de laboratoire pour leur appui et leur dynamisme. Enfin, je remercie spécialement mes parents et mes amis pour le support constant et les encouragements tout au long de mes études.

TABLE DES MATIÈRES

| | |
|---|-----|
| RÉSUMÉ..... | i |
| REMERCIEMENTS..... | ii |
| LISTE DES TABLEAUX..... | vi |
| LISTE DES FIGURES..... | vii |
| INTRODUCTION..... | 1 |
| CHAPITRE I REVUE BIBLIOGRAPHIQUE..... | 3 |
| 1.1 TOURBIÈRES NATURELLES..... | 3 |
| 1.2 EXPLOITATION DES TOURBIÈRES..... | 5 |
| 1.2.1 Techniques de récolte de la tourbe..... | 6 |
| 1.2.2 Perturbations..... | 6 |
| 1.3 MICROBIOLOGIE DES TOURBIÈRES..... | 6 |
| 1.3.1 Microbiologie des tourbières ombrotrophes naturelles..... | 7 |
| 1.3.1.1 Espèces de microorganismes des tourbières..... | 8 |
| 1.3.1.1.1 Bactéries..... | 8 |
| 1.3.1.1.2 Actinomycètes..... | 9 |
| 1.3.1.1.3 Champignons..... | 10 |
| 1.3.1.2 Activité microbienne..... | 10 |
| 1.3.2 Méthodes d'études de la microbiologie des sols..... | 11 |
| 1.3.2.1 Biomasse microbienne..... | 11 |
| 1.3.2.2 Méthodes culturales..... | 11 |

| | |
|---|----|
| 1.3.3 Microbiologie des tourbières exploitées..... | 12 |
| 1.4 EFFET DES MICROORGANISMES SUR LA FERTILITÉ DES SOLS | 12 |
| 1.4.1 Décomposition de la matière organique | 12 |
| 1.4.2 Cycle de l'azote | 15 |
| 1.4.2.1 Ammonification..... | 16 |
| 1.4.2.2 Nitrification | 16 |
| 1.4.2.3 Dénitrification | 17 |
| 1.4.2.4 Fixation de l'azote par les microorganismes..... | 17 |
| 1.5 CONCLUSION | 18 |
| CHAPITRE II MATÉRIEL ET MÉTHODES..... | 19 |
| 2.1 DESCRIPTION DES SITES | 19 |
| 2.1.1 Région du Lac-St-Jean | 19 |
| 2.1.2 Région du Bas-St-Laurent | 20 |
| 2.2 ÉCHANTILLONNAGE | 21 |
| 2.3 ÉVALUATION DE LA MICROFLORE | 21 |
| 2.3.1 Dénombrement des populations microbiennes | 21 |
| 2.3.2 C-biomasse microbienne..... | 22 |
| 2.4 MINÉRALISATION DE L'AZOTE ORGANIQUE..... | 22 |
| 2.5 PARAMÈTRES PHYSICO-CHIMIQUES | 23 |
| 2.6 ANALYSE STATISTIQUE | 23 |
| CHAPITRE III RÉSULTATS | 24 |
| 3.1 ÉVALUATION DE LA MICROFLORE | 24 |
| 3.1.1 Dénombrements des populations microbiennes | 24 |
| 3.1.2 C-biomasse microbienne..... | 29 |
| 3.2 PARAMÈTRES PHYSICO-CHIMIQUES | 29 |
| 3.2.1 pH, conductivité, azote total et von Post..... | 29 |
| 3.2.2 C-organique total | 37 |
| 3.2.3 Rapports C/N | 37 |
| 3.2.4 Rapports C-biomasse microbienne/C-organique total | 37 |
| 3.2.5 Carbone soluble..... | 37 |
| 3.3 MINÉRALISATION DE L'AZOTE ORGANIQUE..... | 38 |
| 3.3.1 Ammonification | 38 |
| 3.3.2 Nitrification..... | 38 |

| | |
|--|----|
| 3.4 TENEURS EN AMMONIUM ET EN NITRATE DES SUBSTRATS DE TOURBE | 38 |
| CHAPITRE IV DISCUSSION | 40 |
| 4.1 DIFFÉRENCES NOTABLES DES POPULATIONS MICROBIENNES ENTRE LES TOURBIÈRES NATURELLES ET RÉSIDUELLES..... | 40 |
| 4.2 CAPACITÉ DES TOURBIÈRES RÉSIDUELLES À RECYCLER L'AZOTE..... | 43 |
| 4.3 BIO-INDICATEURS POTENTIELS DES CHANGEMENTS MICROBIENS DE LA TOURBIÈRE SUITE À SON EXPLOITATION ... | 45 |
| CHAPITRE V CONCLUSION GÉNÉRALE | 47 |
| RÉFÉRENCES | 49 |
| ANNEXE A | 60 |
| ANNEXE B | 66 |
| ANNEXE C | 81 |

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|---|----|
| Tableau 1. Quantités de microorganismes en relation avec la profondeur dans une forêt mixte et dans une tourbière ombrotrophe (adapté de Timonin 1935)..... | 8 |
| Tableau 2. Moyennes des carrés des écarts de l'ANOVA. | 25 |
| Tableau 3. Moyennes et écarts-types des quantités de microorganismes exprimées en nombre exponentiel par gramme de matière sèche..... | 26 |
| Tableau 4. Moyennes et écarts-types des paramètres mesurés dans les tourbières naturelles et résiduelles de la région du Lac-St-Jean et du Bas-St-Laurent..... | 28 |
| Tableau 5. Moyennes et écarts-types des paramètres mesurés dans les tourbières étudiées..... | 30 |
| Tableau 6. Coefficients de corrélation de Pearson entre certains paramètres mesurés dans les tourbières naturelles et résiduelles et leur seuil de probabilité..... | 36 |

LISTE DES FIGURES

- Figure 1. Recyclage du carbone dans un écosystème de tourbière (adaptée de Francez et Vasander 1995).13
- Figure 2. Cycle de l'azote dans une tourbière en tablier (blanket bog) démontrant la participation des microorganismes. Les valeurs dans les boîtes représentent la quantité d'azote (g/m^2), sur une profondeur de 30 cm, spécifique à la composante du cycle mentionnée. Les valeurs associées aux flèches correspondent aux taux de transfert calculés ($\text{g/m}^2/\text{an}$) entre les composantes du cycle (adaptée de Martin et Holding 1978).....15

INTRODUCTION

Les tourbières ombrotrophes sont des milieux humides caractérisés par une accumulation de matière organique partiellement décomposée que l'on appelle la tourbe. L'alimentation exclusive par des eaux de précipitation rend cet écosystème pauvre en éléments minéraux. De plus, isolées des eaux souterraines, les tourbières ombrotrophes sont très acides ($\text{pH} < 4,5$) (Clymo 1987). L'exploitation intensive des tourbières pour la récolte de tourbe engendre des sites dénudés qui ne se régénèrent pas facilement (Rochefort, données non-publiées). Ces tourbières sont dites résiduelles. Plusieurs facteurs sont possiblement responsables de cette difficile revégétation tels que l'hydrologie, le microclimat, la dispersion des diaspores et la microbiologie. Les processus microbiens sont essentiels à la structure et au fonctionnement de l'écosystème de tourbière (Groffman *et al.* 1996). Les microorganismes sont impliqués dans le contrôle du processus d'accumulation de la tourbe via la minéralisation du carbone (Maltby, 1992; Clymo 1991) et ils sont intimement impliqués dans le relâchement et le recyclage des éléments nutritifs.

Il existe peu d'études consacrées à la microbiologie des tourbières naturelles et pratiquement rien n'est connu des microorganismes des tourbières résiduelles. De plus, les recherches existantes proviennent surtout d'Europe et des États-Unis. Selon Maltby (1992), la nécessité d'adapter certaines techniques microbiologiques au substrat tourbeux, la complexité et la diversité des consortiums de microorganismes, la grande variation des microsites, les difficultés d'échantillonnage et les fluctuations saisonnières sont les principales raisons attribuables au manque d'études de la microbiologie des tourbières.

Dans l'esprit de restaurer les tourbières après exploitation, il est nécessaire de développer les connaissances permettant le retour d'un écosystème fonctionnel. L'hypothèse de cette étude est que l'exploitation des tourbières ombrotrophes pour la récolte de tourbe diminue la vie microbienne des tourbières. Ainsi, le but principal du projet est de comparer la

microbiologie des substrats tourbeux naturels et résiduels afin de chercher à mieux comprendre la difficile revégétation des tourbières résiduelles.

Tout d'abord, le premier objectif est de dénombrer les populations totales des bactéries et des champignons ainsi que la population de microorganismes impliqués dans le cycle du carbone des substrats tourbeux naturels et résiduels. Les populations microbiennes sont des indicateurs potentiels des perturbations écologiques engendrées suite à l'exploitation des tourbières (Maltby, 1992). Ensuite, le second objectif consiste à évaluer le C-biomasse microbienne des deux types de substrats lequel est un indice de la capacité d'un écosystème à recycler les éléments nutritifs (Smith et Paul 1990). Par ailleurs, le relâchement d'azote par la minéralisation est une importante composante de la fertilité d'un sol et la nitrification est souvent utilisée comme indicateur de la disponibilité de l'azote dans un écosystème (Humphrey *et al.* 1996). Ainsi, le dernier objectif vise à mesurer le potentiel de minéralisation de l'azote organique, *in vitro* et *in situ*, des substrats tourbeux naturels et résiduels. Enfin, quelques paramètres physico-chimiques sont mesurés pour caractériser les substrats tourbeux tels que le pH, la conductivité électrique, le degré de décomposition et le pourcentage d'humidité. L'atteinte de ces objectifs permettrait également de trouver un bio-indicateur microbiologique potentiel témoignant de l'état des tourbières résiduelles.

CHAPITRE I

REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

1.1 TOURBIÈRES NATURELLES

Les tourbières sont des milieux humides où la production de biomasse de végétaux hydrophiles est plus élevée que leur taux de décomposition (Kurhy et Vitt 1996). L'accumulation de plantes partiellement décomposées qui en résulte est la tourbe. Le développement des tourbières canadiennes a débuté il y a 5000 à 10 000 ans avec le retrait des glaciers. Depuis la tourbe s'accumule à un taux de 0,31 à 0,54 mm/an (Gorham 1991). Au Canada, un milieu humide doit avoir un minimum de 40 cm de tourbe d'épaisseur pour être qualifié de tourbière (Zoltai 1988). Les tourbières sont plus abondantes dans les régions boréales et subarctiques du nord circumpolaire où les conditions climatiques favorisent l'accumulation de tourbe (Gore 1983). Ainsi, elles représentent 9 % (11 713 hectares) et 12 % (111 327 hectares) du territoire québécois et canadien (Zoltai 1988).

Les tourbières sont divisées en deux catégories selon leur apport en eau et en éléments minéraux (Clymo 1983). Les tourbières ombrotrophes, aussi appelées bogs, sont alimentées exclusivement par les précipitations atmosphériques ce qui explique leur faible concentration en éléments minéraux. Les sphaignes (*Sphagnum* sp.) dominent les tourbières ombrotrophes et elles contribuent largement à l'acidité de cet écosystème (pH < 4,5) (Clymo 1987). Par ailleurs, un nombre limité d'espèces de plantes vasculaires pouvant tolérer les conditions acides, oligotrophes et humides des tourbières y sont également présentes telles que les éricacées.

Les tourbières minérotrophes ou fens reçoivent l'eau et les éléments minéraux des eaux de ruissellement et souterraines. Les tourbières minérotrophes sont moins acides (pH 4,5-6,5) et plus riches en éléments minéraux que les tourbières ombrotrophes et par conséquent, ils ont une végétation plus diversifiée (Clymo 1983). Ces importantes différences entre les tourbières minérotrophes et ombrotrophes se reflètent également sur la microbiologie. Ainsi, les conditions plus favorables des tourbières minérotrophes permettent une microflore plus importante en nombre et en espèces que celle des tourbières ombrotrophes (Waksman et Purvis 1932; Given et Dickinson 1975; Kavanagh et Herlihy 1975). La végétation des tourbières minérotrophes est dominée par les mousses brunes.

Les sphaignes sont des plantes particulières car elles colonisent des milieux humides à faible pH et pauvres en éléments nutritifs. Elles sont des hydrophytes possédant des adaptations xérophytiques; elles aiment l'eau et elles ont la capacité de s'adapter à des conditions périodiques de sécheresse (Andrus 1986). Il y a 83 espèces de sphaignes en Amérique du Nord (McQueen et Andrus 1996) qui influencent les propriétés physiques, chimiques et biologiques de leur milieu (Clymo 1970; Clymo et Hayward 1982). Elles créent des conditions humides en absorbant de 10 à 25 fois leur poids sec en eau. De plus, elles ont la capacité d'acidifier le milieu en relâchant des ions H^+ en échange de cations (Andrus 1986). Ainsi, elles sont en partie responsables de l'acidité des tourbières ombrotrophes. Grâce à leur contenu en acides polyuroniques, elles ont une très grande capacité d'échange cationique (Andrus 1986), ce qui leur permet d'obtenir et de conserver leurs éléments nutritifs (Dierssen 1992). Par ailleurs, les sphaignes sont connus depuis longtemps pour leurs propriétés antibiotiques; elles ont été utilisées comme antiseptique lors de la première guerre mondiale (Beijerinck 1934 cité par Verhoeven et Toth 1995). Elles contiennent des substances phénoliques dont une connue sous le nom de sphagnol qui inhibent l'activité microbienne (Given and Dickinson 1975). Le sphagnol est présent chez toutes les espèces en quantité variable dépendamment de l'espèce, de la saison et des parties de la sphaigne étudiée.

Il existe deux couches hydrologiques dans les tourbières ombrotrophes, appelées acrotelm et catotelm, qui ont une influence sur la microbiologie (Ingram 1978). L'acrotelm est caractérisée par une forte conductivité hydraulique et des conditions partiellement aérobies. Elle a une épaisseur variant de 10 à 50 cm, elle est riche en microorganismes et par conséquent, elle est le centre de plusieurs activités microbiologiques. La couche inférieure ou le catotelm possède une conductivité hydraulique négligeable et elle est généralement en

anaérobie (Ingram 1983). Le catotelm est plus épais que l'acrotelm, les microorganismes y sont moins nombreux et la décomposition est environ 1/100 de celle de l'acrotelm (Ingram 1978; Clymo 1984).

Les tourbières jouent plusieurs rôles écologiques importants. Tout d'abord, elles contribuent à augmenter la biodiversité par leur flore particulière. Par exemple, on y retrouve les seules plantes carnivores de l'est de l'Amérique du Nord (Marie-Victorin 1995). Un des principaux rôles de cet écosystème est celui de filtre biologique entre les milieux terrestres et les milieux aquatiques. Les tourbières filtrent les éléments nutritifs et les métaux lourds. Elles agissent comme zones tampons entre les systèmes et elles préviennent également les perturbations hydrologiques (Gore 1983). De plus, les tourbières accumulent du carbone et elles représentent un des rares écosystèmes capables de capter du CO₂ atmosphérique (Yavitt 1995). Ainsi, elles contribueraient à atténuer l'effet de serre.

1.2 EXPLOITATION DES TOURBIÈRES

En Europe, la tourbe est depuis longtemps utilisée comme source d'énergie domestique. On y retrouve également des tourbières drainées pour l'agriculture et pour la foresterie. En Amérique du Nord, la tourbe est principalement utilisée en horticulture comme substrat pour les cultures en serre. La tourbe améliore les propriétés physiques du milieu et permet une bonne croissance des plantes. Au cours des dernières années, l'utilisation de la tourbe a été diversifiée. La tourbe a un excellent pouvoir d'absorption lequel est mis en valeur par la fabrication de carton absorbant, comme les serviettes sanitaires et de matériel absorbant comme les granules utilisées pour la décontamination pétrolière de sites. Sa capacité de filtre permet son utilisation dans les fosses septiques. De plus, une fois séchée, elle peut être utilisée comme isolant thermique. Comme mentionné précédemment, la tourbe possède une bonne capacité d'échange cationique et peut donc remplacer n'importe quelle résine artificielle. Ainsi, il se récolte environ 300 000 t/an de tourbe au Québec et 750 000 t/an au Canada (Keys 1992) et avec tous les développements récents, on peut s'attendre à ce que l'exploitation des tourbières ombrotrophes s'accroisse au fil des ans. La valeur économique de la tourbe est de plus de 40 millions de dollars par année au Québec. Il est donc important d'assurer la pérennité des tourbières pour le maintien de cet écosystème et pour l'économie des régions périphériques.

1.2.1 Techniques de récolte de la tourbe

Deux principales techniques de récolte de tourbe ont été employées jusqu'à présent; la récolte en blocs et l'aspiration. La plus ancienne consistait à couper des blocs de tourbe manuellement que l'on laissait sécher à la surface de la tourbière. Cette méthode créait une topographie constituée d'une alternance de tranchées humides et de terre-pleins plus secs. Depuis une vingtaine d'années, la tourbe est extraite à l'aide de tracteurs tirant d'énormes aspirateurs. Cette mécanisation a pour effet de laisser à l'abandon de grandes surfaces nues et sans relief. Comme nous verrons, ces deux techniques ont des impacts très différents sur la renaturation des sites.

1.2.2 Perturbations

Plusieurs perturbations sont engendrées suite à l'exploitation des tourbières ombrotrophes. Tout d'abord, le drainage nécessaire aux opérations de récolte abaisse la nappe phréatique et entraîne une plus grande fluctuation du niveau de celle-ci (Price 1996). L'humidité plus faible ne favorise pas la reprise des activités biologiques telle que l'établissement de plantes de tourbière. De plus, l'absence d'un microrelief dans les tourbières exploitées par aspiration accroît l'érosion et limite l'accumulation de neige. Par ailleurs, l'enlèvement successif des couches supérieures modifient les propriétés physico-chimiques de la tourbe de surface et élimine les plantes et les semences viables de la surface de la tourbière (Wind-Mulder *et al.* 1996; Salonen 1994). Seulement certaines plantes de tourbière recolonisent le milieu et ce ne sont pas toujours des espèces recréant le milieu d'origine. La présence des plantes typiques de tourbières est notée lorsque la récolte a été faite en blocs tandis que la surface de la tourbière exploitée à l'aspirateur demeure dénudée pour plusieurs années (Rochefort, Gauthier et Lequéré 1995; Money 1995; Wheeler et Shaw 1995). Ainsi, les facteurs mis en cause pour expliquer cette difficile revégétation sont l'hydrologie, le microclimat, la dispersion des diaspores ainsi que la microbiologie.

1.3 MICROBIOLOGIE DES TOURBIÈRES

Sans l'intervention de l'homme, les tourbières ombrotrophes résiduelles ont peu de chance de retourner à un écosystème fonctionnel de tourbière. C'est pourquoi tous les efforts sont dirigés vers la restauration de cet écosystème. Il existe relativement peu d'étude qui traite de la microbiologie des tourbières naturelles et encore moins des tourbières exploitées. Ainsi, dans le cadre du projet de recherche visant le développement d'une stratégie intégrée de la

restauration des tourbières exploitées, un modeste volet traite de la microbiologie des tourbières. En effet, l'étude des populations et des activités microbiennes est requise afin de mieux comprendre l'impact des activités humaines sur les microorganismes des tourbières. De plus, la fertilité des tourbières est influencée par l'ensemble des activités biologiques et est importante dans un contexte de restauration. La prochaine section se concentre sur la nature de l'activité microbienne des tourbières naturelles et exploitées, dans un contexte de restauration où plusieurs interventions humaines sont requises et doivent être évaluées afin de prédire le succès de la restauration en cours.

1.3.1 Microbiologie des tourbières ombrotrophes naturelles

Les tourbières ont longtemps été considérées comme des milieux stériles où les processus chimiques et physiques étaient à l'origine de la formation de la tourbe. Ainsi, en 1883, Früh (cité par Waksman et Stevens 1929) rapporte l'absence de bactéries dans les tourbières ombrotrophes. Par contre, à la même époque, Gaffky (1882) (cité par Waksman et Stevens 1929) s'oppose à l'idée que les tourbières ombrotrophes soient stériles. En 1890, Weber (cité par Waksman et Stevens 1929) soutient que les bactéries ne sont présentes que dans les couches superficielles des tourbières. Cependant, Proskauer (1892) et Benni (1896) (cités par Waksman et Stevens 1929) démontrent la présence de bactéries dans les couches profondes des tourbières ombrotrophes. Par la suite, la présence des bactéries dans les tourbières ombrotrophes est confirmée par Ramann *et al.* (1899), Stalström (1898), Fabricius et von Feilitzen (1905), Fisher (1909), Ritter (1912) et Wehmer (1925) (cités par Waksman et Stevens 1929). Les pionniers Waksman et Stevens (1929) ont contribué grandement à l'avancement des connaissances sur la microbiologie des tourbières. Ils ont prouvé que les microorganismes présents dans les tourbières sont actifs et que la formation de la tourbe ne relevait pas de processus atmosphériques mais bien microbiologiques. En fait, les nombres de microorganismes des tourbières sont considérables et sont similaires à ceux présents dans un sol arable (Küster 1975; Collins *et al.* 1978) et forestier (tableau 1; Timonin 1935).

La population des microorganismes est abondante à la surface des tourbières, là où il y a plus d'oxygène et où le carbone est facilement disponible et décomposable (Waksman et Stevens 1929; Waksman et Purvis 1932) (tableau 1). Par contre, elle diminue avec la profondeur de la tourbe car les conditions sont de plus en plus anaérobies et sont défavorables à la dégradation de la matière organique (Martin *et al.* 1982; Nilsson et Rülcker 1992; Clymo 1965). Les faibles populations de microorganismes qui se retrouvent à des

profondeurs considérables dans la tourbe sont peu actives mais toujours viables (Dickinson 1983).

Tableau 1. Quantités de microorganismes en relation avec la profondeur dans une forêt mixte et dans une tourbière ombrotrophe (adapté de Timonin, 1935).

| Écosystème | Profondeur (cm) | Bactéries aérobies 10 ⁶ /g (m.s.) | Bactéries anaérobies 10 ⁴ /g (m.s.) | Actino-mycètes 10 ⁵ /g (m.s.) | Champignons 10 ³ /g (m.s.) |
|------------|-----------------|---|---|---|--|
| Forêt | 0-9 | 28,30 | 10,00 | 57,00 | 242,50 |
| | 9-13 | 4,50 | 100,00 | 35,00 | 20,00 |
| | 13-20 | 1,55 | 1,00 | 9,50 | 1,63 |
| | 20-58 | 3,30 | 10,00 | 9,00 | 10,63 |
| | 58-94 | 1,14 | 1,00 | 1,20 | 1,47 |
| Tourbière | 0-46 | 2,90 | 10,0 | 11,50 | 372,5 |
| | 76-94 | 2,74 | 10,0 | 0,10 | 3,10 |
| | 178-193 | 0,06 | 10,0 | 0 | 0,88 |

1.3.1.1 Espèces de microorganismes des tourbières

1.3.1.1.1 Bactéries

La microflore des tourbières est constituée d'un petit nombre de genres et d'espèces (Küster 1975). Les bactéries sont parmi les microorganismes les plus abondants dans les tourbières avec des populations variant de 340×10^3 à 55×10^6 par gramme de poids sec (Given et Dickinson 1975). La flore bactérienne est hautement spécifique et composée de bactéries aérobies, anaérobies facultatives et anaérobies strictes (Waksman et Stevens 1929). La spécificité de ces microorganismes s'explique, entre autre, par leur capacité à croître à des pH acides (pH < 4,0) alors que la majorité des bactéries du sol préfère un pH neutre (pH = 7,0; Pochon et De Barjac 1958; Küster 1975). Les bactéries Gram négatif (Gram⁻) sont généralement supérieures en nombre dans les tourbières ombrotrophes (Waksman et Purvis 1932; Collins *et al.* 1978), ce qui est comparable à d'autres types de sol. Pour les

Barjac 1958). Généralement, les *Streptomyces* isolés de la tourbe ont démontré une activité antagoniste envers les bactéries Gram⁻ (Given et Dickinson 1975).

1.3.1.1.3 Champignons

Les champignons sont abondants dans les couches supérieures des tourbières (Tableau 1; Given et Dickinson 1975) où leurs populations varient de 10×10^3 à 372×10^3 propagules par gramme de poids sec (Holding *et al.* 1965; Timonin 1935). La diversité des champignons présents dans les tourbières ombrotrophes est limitée. Le nombre de genres et espèces diminue avec la profondeur de la tourbe (Collins *et al.* 1978). Le genre retrouvé le plus fréquemment dans les tourbières ombrotrophes est *Penicillium* (Kavanagh et Herlihy 1975), mais *Cladosporium*, *Trichoderma*, *Mucor*, *Mortierella*, *Cephalosporium* et *Geotrichum* se retrouvent également dans les tourbières ombrotrophes (Given et Dickinson 1975). De plus, des hyphes de champignons donnant naissance à des colonies foncées ou hyalines sont aussi présents mais non identifiables car ils ne sporulent pas (Given et Dickinson 1975).

1.3.1.2 Activité microbienne

L'activité biologique est le résultat des activités de la microflore et de la pédofaune. Dans le cas présent, seule l'activité de la microflore a été étudiée et est définie comme l'activité microbienne. Il existe plusieurs méthodes pour déterminer l'activité microbienne globale ou spécifique.

Ainsi, l'activité de l'ensemble des microorganismes appelée l'activité microbienne globale d'un sol est généralement déterminée par des mesures basées sur la respirométrie, le contenu en adénosine triphosphate, la détermination du carbone de la biomasse (C-biomasse microbienne) ou certains dosages enzymatiques (CPVQ 1996). Les mesures globales sont généralement sélectionnées afin d'évaluer l'impact des activités humaines sur les microorganismes du sol. Ainsi, après l'exploitation d'une tourbière ombrotrophe où il y a perte de l'acrotelm, il est important de dresser un bilan global de l'activité microbienne du sol. En Allemagne, un indice global d'activité microbienne combinant la biomasse et une mesure enzymatique a été proposé (CPVQ 1996). Au Québec, il n'existe pas d'indice global d'activité biologique d'un sol et encore moins d'une tourbière exploitée.

1.3.2 Méthodes d'études de la microbiologie des sols

1.3.2.1 Biomasse microbienne

La concentration en carbone des microorganismes est mesurée suite à la lyse des membranes cellulaires au chloroforme. Le carbone extrait provient autant des microorganismes actifs que dormants et autant des champignons ou actinomycètes que des bactéries. Il s'agit d'une mesure de l'activité microbienne globale d'un sol (CPVQ 1996). La biomasse microbienne d'un sol forestier peut varier entre 200 et 1000 $\mu\text{g/g}$ (m.s.) (Hintze *et al.* 1994). Pour une tourbière ombrotrophe cette valeur varie de 1600 à 4500 $\mu\text{g/g}$ (m.s.) (Hart *et al.* 1986; Clarholm et Rosswall 1979). La biomasse microbienne est un indice de la capacité d'un écosystème à recycler les éléments nutritifs et elle est utilisée comme mesure bio-indicatrice de l'impact des activités humaines sur l'écosystème sol (Hart *et al.* 1986, Smith et Paul 1990).

Les activités microbiennes spécifiques sont reliées à un groupe de microorganismes particuliers dans le sol. Ce groupe peut être défini en fonction d'activités telles que l'ammonification des acides aminés par les microorganismes (voir section sur le cycle de l'azote; 1.4.2.1) ou encore la décomposition de la cellulose. Les mesures sont alors fondées sur l'activité d'intérêt. Ainsi dans le cas de l'ammonification, les teneurs en NH_4^+ sont quantifiées, tandis que dans le cas de la dégradation de la cellulose, des incubations permettent de déterminer les pertes de poids des constituants. Les activités spécifiques sont généralement sélectionnées pour examiner l'impact des microorganismes sur la fertilité d'un sol. Le dénombrement des populations de microorganismes est une mesure de l'activité biologique spécifique (CPVQ 1996).

1.3.2.2 Méthodes culturales

Le dénombrement de colonies permet d'évaluer le nombre de microorganismes vivants et non dormants suite à leur croissance sur une gélose nutritive et une période d'incubation appropriée. Il existe une variation de la méthode de base de dénombrement de colonies, plus simple et plus rapide, basée sur la préparation de dilutions sérielles où seule la présence ou l'absence de croissance microbienne est notée. Par la suite, le nombre le plus probable de microorganismes présents dans l'échantillon est déterminé en faisant appel aux tables de Poisson. Généralement, un milieu de culture sélectif est choisi afin de favoriser un groupe de microorganismes en particulier comme les bactéries, les actinomycètes et les

champignons. La proportion relative d'un groupe de microorganismes en relation avec un autre groupe (rapport bactéries/champignons par exemple) peut être utilisée pour mesurer les perturbations du milieu (Smith et Paul 1990). Cette méthode est considérée de sensibilité moyenne (Visser et Parkinson 1992, CPVQ 1996). Enfin, la principale limite des méthodes culturales est que les microorganismes exigeants d'un point de vue nutritif et les microorganismes dormants n'ont pas la possibilité de croître sur les géloses nutritives. Ces méthodes sous-estiment donc le nombre de microorganismes présents.

1.3.3 Microbiologie des tourbières exploitées

L'information concernant la microbiologie des tourbières naturelles est limitée. Cependant, encore moins de connaissances sont disponibles en ce qui concerne les communautés microbiennes et leurs activités dans les tourbières abandonnées après exploitation. Des perturbations importantes sont apportées au milieu par le drainage, l'aération et surtout la récolte de la partie supérieure vivante de la tourbière.

Le drainage, la mise en culture et le chaulage, en vue de réaménager des tourbières en terres agricoles, augmentent le nombre et l'activité de plusieurs microorganismes (Waksman et Stevens 1929). Cependant, cette augmentation n'est que temporaire. En effet, dans le cas d'un complexe de tourbières ombrotrophes exploitées et abandonnées depuis dix ans, la microflore n'a pas augmenté en nombre, ni en espèce (Dooley et Dickinson 1970). La cause est liée à l'absence d'un substrat facilement décomposable permettant le développement et la croissance des microorganismes.

1.4 EFFET DES MICROORGANISMES SUR LA FERTILITÉ DES SOLS

1.4.1 Décomposition de la matière organique

Les microorganismes sont essentiels aux cycles biogéochimiques de la majorité des éléments chimiques dont celui du carbone (figure 1). Les débris et les tissus végétaux sont incorporés au sol grâce à la pédofaune et aux microorganismes du sol. Les organismes composant la pédofaune (nématodes, protozoaires, acariens, collemboles, lombrics) assimilent la matière organique, l'incorporent au sol et leurs déjections favorisent la prolifération des microorganismes du sol. Les microorganismes sont généralement les premiers en contact avec la matière organique facilement disponible et les derniers en contact lors de l'humification. Peu d'information est disponible pour expliquer le rôle des lombrics,

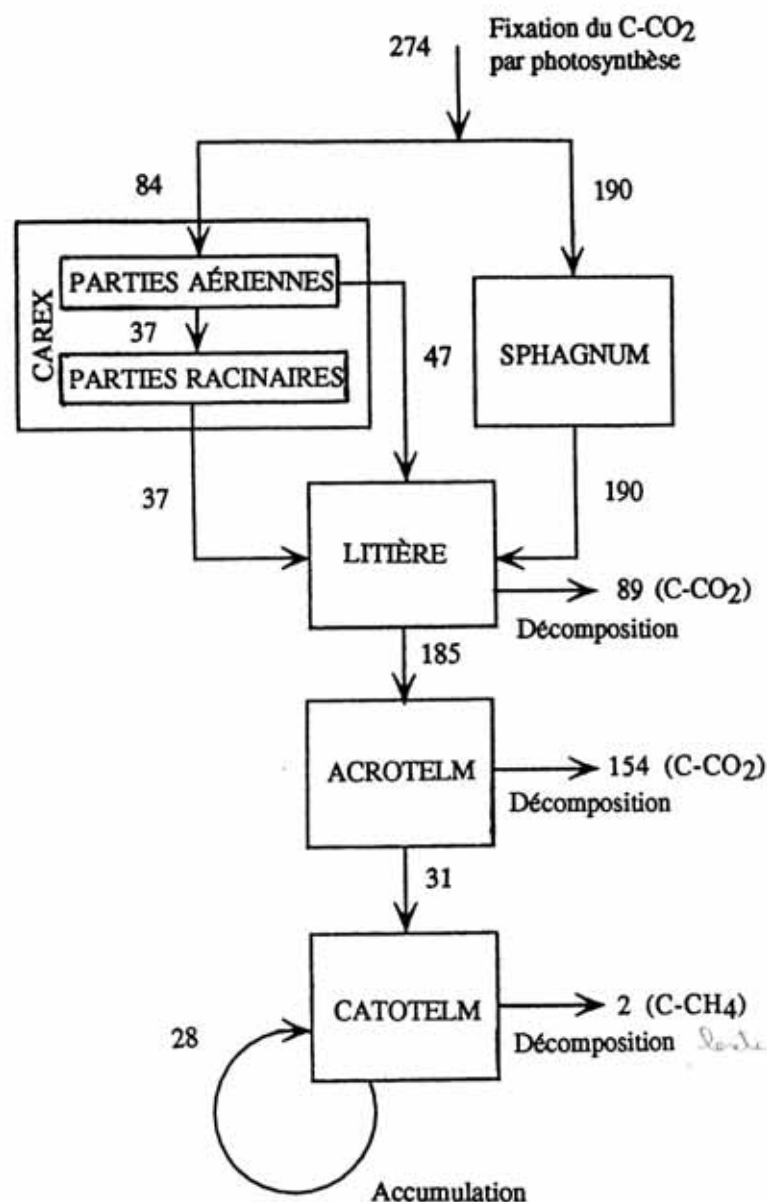


Figure 1. Recyclage du carbone ($g/m^2/an$) dans un écosystème de tourbière (adaptée de Francez et Vasander 1995).

des nématodes, des protozoaires, des acariens et des collemboles sur l'assimilation et la comminution (fragmentation et restructuration physique de la matière organique suite à une mastication par la microfaune et la macrofaune (Larochelle *et al.* 1993)) de la tourbe. Les microorganismes minéralisent les débris organiques en éléments nutritifs disponibles aux plantes. Ainsi, les microorganismes sont bénéfiques à la croissance des plantes. D'autre part, les plantes stimulent aussi la croissance des microorganismes du sol par leurs exsudats

racinaires (Curl et Truelove 1986). La microflore est généralement 10 fois plus importante dans la zone sous l'influence des exsudats racinaires que dans le sol (Mishustin 1975).

La décomposition de la matière organique est intimement reliée aux conditions physico-chimiques de l'environnement telles que la température, la quantité d'oxygène, la teneur en eau, le pH, les éléments inorganiques, les rapports carbone/azote (C/N) ou lignine/N, etc. (Atlas et Bartha 1987; Haynes 1986). La température est un facteur majeur affectant la vitesse de décomposition de la matière organique (Haynes 1986). La température optimale pour la dégradation de la matière organique est de 30 à 40°C, mais elle s'effectue de 5 à 40°C. La quantité d'oxygène et la teneur en eau sont liées; plus le sol contient d'eau, moins il y a d'espace d'air. Les microorganismes sont plus actifs lorsque la teneur en eau est d'environ 60 à 80 % (Atlas et Bartha 1987). De plus, les pH acides sont généralement défavorables à la dégradation de la matière organique (Haynes 1986). Les tourbières ombrotrophes cumulent l'ensemble des facteurs limitants la décomposition de la matière organique (Humphrey et Pluth 1996, Williams et Crawford 1983). Il n'est donc pas étonnant que les tourbières soient des milieux accumulateurs de matière organique.

Finalement, l'azote est un élément clé pour la décomposition de la matière organique. Ainsi, plus un débris organique est riche en azote (rapport C/N faible), plus sa vitesse de décomposition est grande. Le rapport C/N est généralement utilisé pour prédire la vitesse de dégradation de la matière organique. En général, une minéralisation nette a lieu lorsque le rapport C/N est inférieur à 25-30 (Haynes 1986). Dans les tourbières ombrotrophes, malgré des ratios C/N supérieurs à 25 (Malmer et Holm 1984), il y a une minéralisation de l'azote (Damman 1988). Une minéralisation nette peut même être présente dans les tourbières à des rapports C/N entre 40 à 100 (Humphrey et Pluth 1996; Malmer et Holm 1984, Verhoeven *et al.* 1990; Damman 1988) car la faible activité des microorganismes ne crée pas une immobilisation intense de l'azote. En fait, l'azote inorganique issue des composés facilement dégradables et riches en azote n'est pas incorporé dans la biomasse microbienne mais plutôt relâché dans l'environnement (Verhoeven *et al.* 1990). De plus, il existe de nombreux exemples où la vitesse de minéralisation est aussi influencée par la teneur en lignine du débris (Meentemeyer 1978). Dans le cas des tourbières, la présence de la sphaigne limite probablement la dégradation de la tourbe. Les parois cellulaires des sphaignes sont complexes et elles contiennent de la cellulose avec une forte proportion d'unité xylan, un fort contenu en pectine et de la lignine (Given et Dickinson 1975; Waksman et Stevens 1928). De plus, la présence du sphagnol inhibe la croissance et le développement des microorganismes.

1.4.2 Cycle de l'azote

Les microorganismes sont également essentiels au cycle de l'azote (figure 2). L'azote représente l'élément le plus déficient dans les systèmes terrestres et plusieurs études indiquent que l'azote est aussi un élément nutritif limitant dans les tourbières (Hemond 1983). Dans la couche de sphaignes des tourbières ombrotrophes, la teneur en azote total est généralement faible et inférieure à 0.6 % (Damman 1988). La teneur en N-totale augmente avec la profondeur mais elle ne dépasse que très rarement 1,5 % (Malmer et Holm 1984). La majeure partie de cet azote, soit 89 à 96 %, est sous forme organique (Given 1984; Vitt et Chee 1990) et non-disponible aux plantes sans l'intervention des microorganismes. De plus, l'azote de l'air (N_2) est sous une forme stable et est également inutilisable par les plantes.

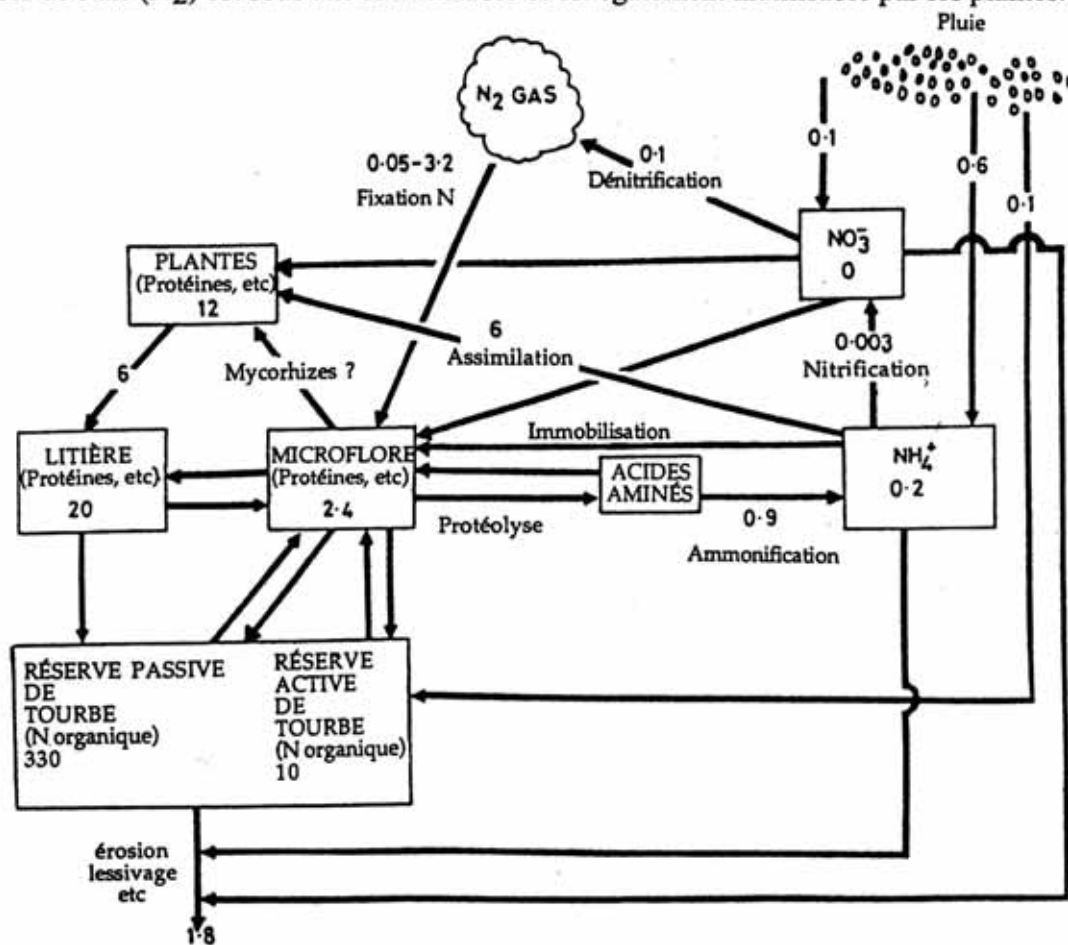


Figure 2. Cycle de l'azote dans une tourbière en tablier (blanket bog) démontrant la participation des microorganismes. Les valeurs dans les boîtes représentent la quantité d'azote (g/m^2), sur une profondeur de 30 cm, spécifique à la composante du cycle mentionnée. Les valeurs associées aux flèches correspondent aux taux de transfert calculés ($g/m^2/an$) entre les composantes du cycle (adaptée de Martin et Holding 1978).

Dans les tourbières, les gains d'azote provenant de l'extérieur de l'écosystème sont faibles et sont principalement associés aux précipitations (Malmer 1988; Lee *et al.* 1986). Il s'agit d'un écosystème très différent de l'agroécosystème où les gains en azote sont surtout liés aux fertilisants de synthèse, aux résidus animaux et aux symbioses légumineuses-*Rhizobium*. Cependant, dans ces deux écosystèmes, les plantes ont besoin d'azote pour croître et utilisent l'azote minéral, soit l'ammonium (NH_4^+) ou le nitrate (NO_3^-). La fertilité des sols minéraux est parfois étudiée en fonction de bio-indicateurs liés au cycle de l'azote. L'ammonification, la nitrification, la dénitrification et la fixation de l'azote sont les quatre grandes composantes du cycle de l'azote. Dans les tourbières, la minéralisation de l'azote, c.-à.-d. la transformation de l'azote organique en azote inorganique, a lieu dans l'acrotelm (Malmer et Holm. 1980) et à la surface immédiate de la couche anaérobie (Sikora et Keeney 1983).

1.4.2.1 Ammonification

La première étape de la minéralisation de l'azote organique est l'ammonification. Ainsi, les bactéries, les actinomycètes et les champignons transforment l'azote organique des résidus en ammonium (NH_4^+). Les bactéries ammonifiantes aérobies sont communes dans les tourbières (Dickinson 1983; Given et Dickinson 1975). L'ammonification est de $0,9 \text{ g/m}^2/\text{an}$ dans une tourbière en tablier (figure 2). Les concentrations d'ammonium retrouvées dans les tourbières ombrotrophes du Canada varient de 54 à 690 mg/kg (Wind-Mulder *et al.* 1996; Harkonen 1985 cité par Wind-Mulder *et al.* 1996) et dans un sol minéral, elles varient de 110 à 370 mg/kg (Stevenson 1994). L'ammonification est peu influencée par les perturbations du milieu dans un sol minéral (CPVQ 1996).

1.4.2.2 Nitrification

L'ammonium libérée par l'ammonification peut être transformé en nitrate (NO_3^-) lorsque les conditions le permettent et que les quelques types de microorganismes chimioautotrophes sont présents. Dans les tourbières ombrotrophes, les bactéries nitrifiantes sont généralement rares (Collins *et al.* 1978; Waksman et Stevens 1929; Given et Dickinson 1975; Küster 1975) et leur activité est faible (Waksman et Stevens 1929). La nitrification est de $0,003 \text{ g/m}^2/\text{an}$ dans une tourbière en tablier (figure 2) comparativement à un sol forestier où elle est de $8 \text{ g/m}^2/\text{an}$ (Tietema *et al.* 1990). Les quantités négligeables de nitrate sont rapidement transformées par assimilation par les bryophytes, par dénitrification ou par une

réduction en ammonium (Urban et Eisenreich 1987; Hemond 1983; Rochefort 1987). L'acidité des tourbières inhibe l'activité des microorganismes nitrifiants (Waksman et Stevens 1929). De plus, les températures froides et la faible pression en oxygène des tourbières ne créent pas des conditions favorables pour les microorganismes chimioautotrophes (Haynes 1986). Une activité de nitrification a été détectée dans des tourbières ombrotrophes seulement suite à l'augmentation de leur pH par l'ajout de chaux (Ivarson 1977; Küster 1975). Dans un sol agricole, l'activité de nitrification est très sensible aux perturbations du milieu (Haynes 1986). Il s'agit donc d'un bio-indicateur de choix. Par contre, l'activité réduite de nitrification dans les tourbières ombrotrophes (Dickinson 1983) ne permet pas de prédire si elle pourrait être un bio-indicateur d'intérêt.

1.4.2.3 Dénitrification

Les nitrates peuvent être réduits en oxyde nitreux (N_2O) ou en azote moléculaire (N_2) selon la teneur en oxygène de l'environnement. La dénitrification mène donc à une perte des nitrates du milieu. La dénitrification est favorisée par les conditions anaérobies et par plusieurs types de microorganismes dans un sol minéral (Haynes 1986) et dans les tourbières (Dickinson 1983). Les bactéries dénitrifiantes sont communes dans la couche supérieure des tourbières (Collins *et al.* 1978). Cependant, comme il y a peu de nitrate dans les tourbières, il y a peu de dénitrification (Urban et Eisenreich 1987; Küster 1975). La dénitrification s'effectue à un taux de $0,1 \text{ g/m}^2/\text{an}$ dans une tourbière en tablier (figure 2) et de $0,2 \text{ g/m}^2/\text{an}$ pour différents type de sols arables (Calculé de Eichner 1990). Dans un sol minéral, la dénitrification est sensible aux perturbations du milieu (CPVQ 1996)

1.4.2.4 Fixation de l'azote par les microorganismes

L'azote de l'air (N_2) peut être oxydé puis réduit par les bactéries fixatrices d'azote libres, ou les bactéries et actinomycètes en symbiose avec leurs plantes hôtes. Cependant, les bactéries aérobies fixatrices libres (Given 1984; Waksman et Stevens 1929) ou en symbiose (Dickinson 1983) de même que les actinomycètes sont rares dans les tourbières ombrotrophes. L'entrée d'azote par la fixation dans les tourbières ombrotrophes est 15 fois moins importante que l'apport d'azote par les précipitations (Urban et Eisenreich 1987). Exceptionnellement, Martin et Holding (1978) rapportent des taux de fixation de l'azote plus élevés variant de $0,05$ à $3,2 \text{ g/m}^2/\text{an}$ dans une tourbière en tablier (figure 2). Des bactéries anaérobies facultatives et strictes ayant le potentiel de fixer l'azote atmosphérique sont toutefois présentes dans les tourbières ombrotrophes (Dickinson 1983). Par contre, l'activité

de ces bactéries fixatrices libres n'est pas prouvée. En effet, les faibles pH des tourbières laissent croire que la nitrogénase, l'enzyme responsable de la réduction de l'azote, est fortement inhibée.

1.5 CONCLUSION

Différentes connaissances doivent donc être établies afin de mieux comprendre la revégétation difficile des tourbières exploitées et également pour déterminer l'importance relative des microorganismes dans cet écosystème. La comparaison de paramètres microbiologiques tels que les populations microbiennes, le C-biomasse microbienne et le potentiel de minéralisation de l'azote des tourbières naturelles et abandonnées pourrait également permettre de trouver un bio-indicateur de l'état microbiologique des tourbières résiduelles.

CHAPITRE II

MATÉRIEL ET MÉTHODES

2.1 DESCRIPTION DES SITES

L'échantillonnage a été réalisé au mois de Juillet 1994 dans des tourbières ombrotrophes de deux régions, soit le Bas-St-Laurent et le Lac-St-Jean. Au Lac-St-Jean, deux tourbières divisées en une section naturelle et une résiduelle ont été étudiées (L'Ascension et Ste-Marguerite). Les parties résiduelles ont été exploitées par aspiration sur une période d'environ 15 ans. Dans le Bas-St-Laurent, trois sites naturels (Rivière Ouelle, Bois-des-Belles et Rivière-du-Loup) et quatre sites résiduels ont été comparés (Rivière Ouelle, Bois-des-Belles, Cacouna et St-Modeste). L'exploitation de ces tourbières a débuté par la récolte en blocs au début du siècle pour cesser dans les années 80 par la méthode par aspiration.

2.1.1 Région du Lac-St-Jean

La température moyenne annuelle du secteur de L'Ascension est de 1,4°C et les précipitations moyennes annuelles sont de 831,2 mm dont 75 % sous forme de pluie (Environnement Canada, 1984). La température moyenne en juillet est de 17,2°C. La végétation de la tourbière naturelle est constituée principalement de l'espèce *Sphagnum fuscum* (Schimp.) Klinggr. de quelques éricacées dont *Chamaedaphne calyculata* (L.) Moench. et d'épinettes noires (*Picea mariana* (Mill.)). D'autres espèces de sphaignes sont

présentes en moins grand nombre telles que *Sphagnum nemoreum* Scop. et *Sphagnum magellanicum* Brid.. La section exploitée est très faiblement colonisée par quelques espèces telles que *Eriophorum* spp. et de petits *Betula papyrifera* Marsh. (10 cm). La tourbière naturelle et résiduelle de Ste-Marguerite ont été décrites par Wind-Mulder *et al.* (1996).

2.1.2 Région du Bas-St-Laurent

Le secteur entourant la tourbière de Rivière Ouelle a une température moyenne annuelle de 4,2°C, une température moyenne en juillet de 18,7°C et des précipitations moyennes de 967,4 mm par an (Environnement Canada, 1984). Une forte proportion de ces précipitations est sous forme de pluie (68 %). La végétation de la tourbière de Rivière Ouelle est dominée par des éricacées principalement de l'espèce *Kalmia angustifolia* L. et par des espèces de sphaignes dont *S. fuscum* (Schimp.) Klinggr.. Quelques *Picea mariana* (Mill.) et *Larix laricina* (Du Roi) sont également présents (voir aussi la description de la végétation par Gauthier et Grantner 1975). Seulement quelques plantes, principalement du *Betula papyrifera* Marsh. et du *Eriophorum* spp., ont faiblement recolonisé la surface abandonnée.

Les tourbières de Bois-des-Belles, de Cacouna, de Rivière-du-Loup et de St-Modeste sont situées dans le même secteur. La température et les précipitations moyennes annuelles sont de 3,2°C et de 898,3 mm (Environnement Canada, 1984). Les précipitations sont principalement sous forme de pluie (60 %). La température moyenne en juillet est de 17,3°C. La tourbière naturelle de Bois-des-Belles est dominée par des éricacées telles que *Chamaedaphne calyculata* (L.) Moench., *Kalmia angustifolia* L. et *Ledum groenlandicum* Retzius et par des épinettes noires (*Picea mariana* (Mill.)). Quelques sphaignes sont présentes dont l'espèce *S. fuscum* (Schimp.) Klinggr.. L'espèce *Betula papyrifera* Marsh. a faiblement recolonisé la partie abandonnée. La tourbière résiduelle de Cacouna a été faiblement recolonisée par quelques espèces telles que *Vaccinium angustifolium* Ait., *Eriophorum* spp. et par du bouleau à papier (*Betula papyrifera* Marsh.) (pour une description plus détaillée, voir Lavoie et Rochefort 1996). La tourbière naturelle de Rivière-du-Loup est constituée principalement de *Sphagnum angustifolium* (Russ.) C. Jens., d'arbustes de types *Picea mariana* (Mill.) et *Pinus Banksiana* Lamb. et d'éricacées telles que *Kalmia angustifolia* L. et *Ledum groenlandicum* Retzius. Par ailleurs, la surface de la tourbière résiduelle de St-Modeste est presque nue, seuls quelques *Eriophorum* spp. ont recolonisé le milieu.

2.2 ÉCHANTILLONNAGE

Trois ou six échantillons ont été prélevés dans chaque type de tourbière. Un échantillonneur rectangulaire a été utilisé afin de prélever les carottes de tourbe. Ce type d'échantillonneur permet d'éviter la compaction de l'échantillon et les contaminations croisées entre les différentes couches de tourbe (Sheppard *et al.* 1993). Entre chaque prélèvement, l'échantillonneur a été désinfecté à l'éthanol 70 % pour diminuer les risques de contamination. Les carottes ont été enveloppées dans du papier d'aluminium et placées dans des sacs en plastique. Elles ont été déposées sur la glace et transportées au laboratoire dans les 24 heures pour la réalisation des analyses microbiologiques. Pour les analyses physico-chimiques, les échantillons ont été conservés à 4°C. Tous les résultats sont exprimés sur une base de matière sèche.

2.3 ÉVALUATION DE LA MICROFLORE

Les dénombrements et la biomasse microbienne ont été mesurés dans la zone aérobie de chacune des tourbières à l'étude. Cette zone a été déterminée à l'aide d'une tige de métal enfoncée dans la tourbe de chacun des sites pendant un mois. La zone d'oxydation des tiges correspondait à la partie aérobie de la tourbière.

2.3.1 Dénombrement des populations microbiennes

Afin de procéder au dénombrement des microorganismes mésophiles, 10 g de tourbe humide ont été prélevés stérilement au centre de chacune des carottes. Des dilutions en séries de 10^{-1} à 10^{-6} ont été effectuées dans une solution phosphate saline stérile (Page *et al.* 1982). Huit gouttes de 10 µl de chacune des dilutions ont été distribuées sur les géloses selon la méthode des dilutions-étalements de Harris et Sommers (1968) basée sur le nombre de microorganismes le plus probable. Afin de pouvoir comparer nos résultats avec la littérature, nous avons utilisé des milieux de croissance standards à pH 7,0. Le milieu gélosé Tryptic Soy (10 % Tryptic Soy Agar; Difco) a été utilisé pour faire les dénombrements totaux des bactéries et le milieu Rose Bengal pour dénombrer les champignons (Page *et al.* 1982). Des milieux à base de cellulose et d'hémicellulose (Page *et al.* 1982) ont été utilisés pour dénombrer les microorganismes impliqués dans le cycle du carbone. Les boîtes de pétri ont été incubées à $27^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ à l'obscurité de 3 à 28 jours. Les bactéries totales et les champignons ont été dénombrés au jour 7 et les microorganismes hémicellulolytiques et cellulolytiques au jour 28. Les dénombrements ont été exprimés en logarithme(10) et en

nombre exponentiel des unités formant des colonies de microorganismes par gramme de matière sèche (UFC/g (m.s.)). À titre indicatif, les rapports entre les microorganismes dénombrés ont été mesurés (bactéries / champignons, microorganismes cellulolytiques / hémicellulolytiques, microorganismes cellulolytiques / bactéries totales et microorganismes hémicellulolytiques / bactéries totales).

2.3.2 C-biomasse microbienne

Le C-biomasse microbienne de la partie aérobie de la tourbière a été déterminé selon la méthode de fumigation/extraction de Vance *et al.*(1987). Cette méthode est adaptée pour les sols acides à fort contenu en matière organique telle que la tourbe (Voroney *et al.* 1993, Karsisto 1992). Brièvement, 20 g de tourbe humide ont été fumigés avec du chloroforme sans éthanol pendant 24 heures. Le carbone des échantillons fumigés et non-fumigés a été extrait au K_2SO_4 0,25 M et a été mesuré à l'aide d'un analyseur de carbone (TOC-5050, Total Organic Carbon, Shimadzu, Kyoto, Japon).

2.4 MINÉRALISATION DE L'AZOTE ORGANIQUE

Le potentiel de minéralisation de l'azote a été déterminé suite à une incubation *in situ* (au champ) et *in vitro* (en laboratoire). Pour l'incubation *in situ*, environ 80 g de tourbe humide ont été déposés dans un sac de polyéthylène, lequel permet une incubation aérobie tout en gardant le contenu en eau constant (Bremner et Douglas 1971 cités par Humphrey et Pluth 1996). Une fois fermé hermétiquement, ce dernier a été enfoui à 1 cm sous la surface dans les tourbières résiduelles et sous les sphaignes vivantes dans les tourbières naturelles. Pour l'incubation *in vitro*, 80 g de tourbe ont été placés dans des pots Masson de 500 ml et incubés à la température de la pièce (Salonen et Setälä 1992). Le pourcentage d'humidité présent au champ a été conservé pour chacun des échantillons. Une fois par semaine, le pourcentage d'humidité a été ramené à la valeur initiale par l'ajout d'eau bi-distillée. Les deux types d'incubation ont été maintenues pendant 42 jours et ensuite, 10 g de tourbe ont été prélevés. L'ammonium et le nitrate ont été extraits au KCL 2 N et ont été dosés aux jours 0 et 42 par colorimétrie (MAPAQ, Sainte-Foy, Québec). Le carbone et l'azote total ont été mesurés aux jours 0 et après les 42 jours d'incubation à l'aide d'un analyseur LECO CNS-1000 (Leco Corporation; Michigan, É.-U.) sur les échantillons de tourbe préalablement séchés et broyés à 0,12 mm de diamètre.

2.5 PARAMÈTRES PHYSICO-CHIMIQUES

Le carbone soluble à l'eau a été extrait à partir de 10 g de tourbe humide et de 50 ml d'eau bi-distillée et mesuré à l'aide d'un analyseur de carbone TOC-5050 (Shimadzu, Kyoto, Japon) (Chantigny *et al.* 1996). Le pH et la conductivité électrique des échantillons ont été déterminés après leur avoir ajouté de l'eau bi-distillée (tourbe:eau; 1(vol):5(vol)) (Karam 1993). Le degré de décomposition de la tourbe a été déterminé à intervalles de 5 cm sur 40 cm selon la méthode von Post (von Post et Granlund, 1926 cité par Parent et Caron 1993). Les valeurs présentées correspondent à la zone aérobie des tourbières. L'échelle d'humification de von Post a permis de classer la tourbe de fibrique (H1 à H4), mésique (H5 à H6) ou humique (H7 à H10).

2.6 ANALYSE STATISTIQUE

La majorité des données ont été analysées par l'analyse de variance (ANOVA) du système SAS (Statistical Analysis System Institut, 1990). Un dispositif en tiroirs a été utilisé où le facteur principal est le type de tourbières (naturelle et résiduelle) et le sous-facteur est la région (Bas-St-Laurent et Lac-St-Jean). Les différentes tourbières ont constitué les répétitions. Pour chacun des paramètres mesurés, l'homogénéité de la variance a été vérifiée par le test de Bartlett (Snedecor et Cochran 1980). Lorsqu'il y a eu hétérogénéité, des transformations des données ont été effectuées. Pour les données des essais de minéralisation de l'azote, les transformations n'ont pas permis d'obtenir l'homogénéité des variances et les ANOVA ont été effectuées suite à une transformation de rang (Conover et Iman 1981). Les coefficients de corrélation de Pearson ont été calculés pour déterminer les relations entre les différents paramètres étudiés. Enfin, les résultats ont été considérés significatifs à $P < 0,10$ vu la grande variabilité des populations microbiennes du sol (Groffman *et al.* 1996; Steel et Torrie 1980). Pour les données de conductivité électrique, de pH et de von Post, seuls les moyennes et les écarts-types ont été calculés.

CHAPITRE III

RÉSULTATS

3.1 ÉVALUATION DE LA MICROFLORE

3.1.1 Dénombrements des populations microbiennes

Tous les microorganismes ont été dénombrés en proportion plus faible dans les tourbières résiduelles que dans les tourbières naturelles tant au Bas-St-Laurent qu'au Lac-St-Jean (tableau 2). Les populations bactériennes des tourbières résiduelles ont été moins nombreuses ($P < 0,10$) que celles des tourbières naturelles pour les deux régions étudiées (tableau 2). Pour les tourbières résiduelles, les quantités de bactéries ont varié de $5,45 \times 10^4$ à $5,80 \times 10^6$ UFC/g (m.s.) tandis que pour les tourbières naturelles, elles ont varié de $5,25 \times 10^5$ à $1,29 \times 10^7$ UFC/g (m.s.) (tableau 3). Par ailleurs, les populations bactériennes ont été plus faibles dans les tourbières du Bas-St-Laurent ($P < 0,10$). Des différences de $5,40 \times 10^6$ UFC/g (m.s.) pour les tourbières résiduelles et de $8,80 \times 10^6$ UFC/g (m.s.) pour les tourbières naturelles ont été obtenus entre les deux régions.

Les populations des champignons des tourbières résiduelles ont également été significativement plus faibles ($P < 0,01$) que celles des tourbières naturelles, tant au Lac-St-Jean que dans le Bas-St-Laurent (tableau 2). Ainsi, ces populations ont varié de $8,57 \times 10^3$ à $1,30 \times 10^5$ UFC/g (m.s.) pour les tourbières résiduelles et de $1,37 \times 10^5$ à $6,17 \times 10^5$ UFC/g (m.s.) pour les tourbières naturelles (tableau 3). Les populations de

Tableau 2. Moyennes des carrés des écarts de l'ANOVA.

| Source | Degrés de liberté | Bactéries | Champignons | Microorg. cellulolytiques | Microorg. hémicellulolytiques | C-biomasse microbienne | N-total | C-org. total | C/N |
|---------------|-------------------|-----------|-------------|---------------------------|-------------------------------|------------------------|---------|--------------|-------|
| Région | 1 | 2,29 † | 0,26 | 0,61 * | 0,95 * | 0,14 | 0,01 | 17 ** | 4 |
| Type | 1 | 1,76 † | 2,01 ** | 0,98 ** | 0,89 ** | 1,88 ** | 0,48 | 29 * | 631 † |
| Région x type | 1 | 0,60 | 0,0003 | 0,40 * | 0,18 * | 0,28 * | 0,06 | 4 | 329 |

| Source | Degrés de liberté | C-bio./C-org. total | C-soluble | Minéralisation <i>in situ</i> NH ₄ ⁺ | Minéralisation <i>in vitro</i> NH ₄ ⁺ | Minéralisation <i>in situ</i> NO ₃ ⁻ | Minéralisation <i>in vitro</i> NO ₃ ⁻ | NH ₄ ⁺ | NO ₃ ⁻ |
|---------------|-------------------|---------------------|-----------|--|---|--|---|------------------------------|------------------------------|
| Région | 1 | 0,15 | 475 334 * | 12 | 3 | 10 | 16 | 36 † | 24 |
| Type | 1 | 1,73 ** | 370 960 † | 48 * | 16 | 25 | 33 | 70 *** | 5 |
| Région x type | 1 | 0,25 * | 13 445 | 0,02 | 27 | 0,10 | 7 | 0,3 | 2 |

| Source | Degrés de liberté | Minéralisation <i>in situ</i> carbone | Minéralisation <i>in situ</i> azote | Minéralisation <i>in situ</i> C/N | Minéralisation <i>in vitro</i> carbone | Minéralisation <i>in vitro</i> azote | Minéralisation <i>in vitro</i> C/N | Humidité | Humidité <i>in vitro</i> |
|---------------|-------------------|---------------------------------------|-------------------------------------|-----------------------------------|--|--------------------------------------|------------------------------------|----------|--------------------------|
| Région | 1 | 18 † | 4 | 4 | 23 * | 0,05 | 0,21 | 98 * | 95 * |
| Type | 1 | 52 * | 45 | 29 | 64 *** | 62 † | 46 | 137 * | 101 * |
| Région x type | 1 | 5 | 10 | 20 | 1 | 13 | 37 | 3 | 6 |

*** Significatif à $P < 0,001$ ** Significatif à $P < 0,01$ * Significatif à $P < 0,05$ † Significatif à $P < 0,10$

Tableau 3. Moyennes et écarts-types des quantités de microorganismes exprimées en nombre exponentiel par gramme de matière sèche.

| Tourbière | Type | Micro-organismes | | | |
|-----------------------|------|--|--|--|--|
| | | Bactéries UFC/g (m.s.) | hémicel- lulolytiques UFC/g (m.s.) | cellulolytiques UFC/g (m.s.) | Champignons UFC/g (m.s.) |
| Ascension | R | $5,77 \times 10^6$ $\pm 1,84 \times 10^7$ | $5,00 \times 10^6$ $\pm 2,15 \times 10^7$ | $8,13 \times 10^6$ $\pm 2,35 \times 10^7$ | $2,55 \times 10^4$ $\pm 2,20 \times 10^5$ |
| | N | $1,11 \times 10^7$ $\pm 5,81 \times 10^7$ | $1,16 \times 10^7$ $\pm 4,73 \times 10^7$ | $1,95 \times 10^7$ $\pm 9,18 \times 10^7$ | $3,59 \times 10^5$ $\pm 1,34 \times 10^6$ |
| Sainte- Marguerite | R | $5,80 \times 10^6$ $\pm 1,32 \times 10^7$ | $4,19 \times 10^6$ $\pm 1,49 \times 10^7$ | $5,76 \times 10^6$ $\pm 1,79 \times 10^7$ | $2,83 \times 10^4$ $\pm 5,63 \times 10^4$ |
| | N | $1,29 \times 10^7$ $\pm 2,79 \times 10^7$ | $7,57 \times 10^6$ $\pm 1,61 \times 10^7$ | $6,00 \times 10^6$ $\pm 1,29 \times 10^7$ | $1,37 \times 10^5$ $\pm 1,72 \times 10^5$ |
| Rivière Ouelle | R | $8,97 \times 10^5$ $\pm 2,58 \times 10^6$ | $9,73 \times 10^5$ $\pm 1,28 \times 10^6$ | $1,21 \times 10^6$ $\pm 2,88 \times 10^6$ | $1,06 \times 10^5$ $\pm 8,85 \times 10^4$ |
| | N | $8,89 \times 10^6$ $\pm 1,10 \times 10^7$ | $4,08 \times 10^6$ $\pm 1,15 \times 10^7$ | $1,18 \times 10^7$ $\pm 1,68 \times 10^7$ | $6,17 \times 10^5$ $\pm 5,13 \times 10^5$ |
| Bois-des- Belles | R | $9,88 \times 10^4$ $\pm 2,04 \times 10^4$ | $3,99 \times 10^5$ $\pm 2,52 \times 10^6$ | $5,66 \times 10^5$ $\pm 5,84 \times 10^6$ | $8,57 \times 10^3$ $\pm 1,25 \times 10^5$ |
| | N | $5,25 \times 10^5$ $\pm 1,05 \times 10^6$ | $3,58 \times 10^6$ $\pm 9,51 \times 10^6$ | $6,97 \times 10^6$ $\pm 1,45 \times 10^7$ | $1,66 \times 10^5$ $\pm 3,53 \times 10^5$ |
| Cacouna | R | $4,92 \times 10^5$ $\pm 1,18 \times 10^6$ | $3,06 \times 10^5$ $\pm 3,75 \times 10^5$ | $7,83 \times 10^5$ $\pm 1,25 \times 10^6$ | $1,30 \times 10^5$ $\pm 7,09 \times 10^5$ |
| Rivière-du- Loup | N | $9,18 \times 10^6$ $\pm 1,56 \times 10^7$ | $9,01 \times 10^6$ $\pm 2,13 \times 10^7$ | $1,01 \times 10^7$ $\pm 1,89 \times 10^7$ | $5,20 \times 10^5$ $\pm 1,13 \times 10^6$ |
| Saint- Modeste | R | $5,45 \times 10^4$ $\pm 2,50 \times 10^5$ | $8,70 \times 10^5$ $\pm 2,74 \times 10^6$ | $1,08 \times 10^6$ $\pm 1,02 \times 10^7$ | $1,20 \times 10^5$ $\pm 3,95 \times 10^5$ |

R = tourbière résiduelle, N = tourbière naturelle

champignons ont été 215 et 54 fois plus faibles que les populations de bactéries dans les tourbières résiduelles et naturelles du Lac-St-Jean, tandis que dans la région du Bas-St-Laurent, ces facteurs ont été de 4 et 14 fois respectivement (tableau 4). Contrairement aux populations de bactéries, il n'y a pas eu de différence entre les régions quant aux populations de champignons.

Les microorganismes hémicellulolytiques et cellulolytiques ont été moins nombreux dans les tourbières résiduelles des deux régions (tableau 2). Par contre, l'écart entre les populations de ces deux types de microorganismes des tourbières naturelles et résiduelles a été plus faible au Lac-St-Jean que dans le Bas-St-Laurent (région x type; $P < 0,05$). En effet, l'écart entre les deux types de tourbières étudiées au Lac-St-Jean a été de 0,3 log UFC/g (m.s.) pour les microorganismes hémicellulolytiques et de 0,2 log UFC/g (m.s.) pour les microorganismes cellulolytiques (tableau 4). Dans la région du Bas-St-Laurent, les écarts ont été de 0,9 log UFC/g (m.s.) pour les microorganismes hémicellulolytiques et de 1,1 log UFC/g (m.s.) pour les microorganismes cellulolytiques. Par ailleurs, les microorganismes cellulolytiques, hémicellulolytiques et les bactéries ont été de 7 à 15 fois moins nombreux dans les tourbières résiduelles du Bas-St-Laurent que dans celles du Lac-St-Jean ($P < 0,05$, $P < 0,05$ et $P < 0,10$ respectivement) (tableaux 2 et 3).

Les rapports entre les différents microorganismes dénombrés peuvent être utilisés à titre de bio-indicateurs des perturbations du milieu. Ainsi, les proportions de microorganismes cellulolytiques par rapport aux microorganismes hémicellulolytiques ont varié de 1,2 à 1,7 pour les deux types de tourbières (tableau 4). Les rapports microorganismes hémicellulolytiques/bactéries totales ont été identiques dans les deux types de tourbières au Lac-St-Jean et légèrement différents dans le Bas-St-Laurent (1,7 pour les tourbières résiduelles et 0,9 pour les tourbières naturelles) (tableau 4). Enfin, les proportions de microorganismes cellulolytiques relativement aux bactéries totales ont été sensiblement les mêmes dans les deux types de tourbières du Lac-St-Jean (1,2 et 0,9) et légèrement différents dans les tourbières résiduelles et naturelles du Bas-St-Laurent (2,4 et 1,6 respectivement) (tableau 4).

Tableau 4. Moyennes et écarts-types des paramètres mesurés dans les tourbières naturelles et résiduelles de la région du Lac-St-Jean et du Bas-St-Laurent.

| Paramètre | Unité | Lac-St-Jean | | Bas-St-Laurent | |
|--|---------------------|--------------|--------------|----------------|--------------|
| | | Résiduelle | Naturelle | Résiduelle | Naturelle |
| Bactéries | Log UFC/g (m.s.) | 6,8 ± 0,0 | 7,1 ± 0,0 | 5,3 ± 0,6 | 6,6 ± 0,7 |
| Champignons | Log UFC/g (m.s.) | 4,4 ± 0,0 | 5,4 ± 0,3 | 4,8 ± 0,6 | 5,6 ± 0,3 |
| Bact./champ. | - | 215 | 54 | 4 | 14 |
| Microorg. cellul. | Log UFC/g (m.s.) | 6,8 ± 0,1 | 7,0 ± 0,4 | 5,9 ± 0,2 | 7,0 ± 0,1 |
| Microorg. hémi. | Log UFC/g (m.s.) | 6,7 ± 0,0 | 7,0 ± 0,1 | 5,8 ± 0,2 | 6,7 ± 0,2 |
| Microorg. cellul. /microorg. hémi. | - | 1,5 | 1,2 | 1,4 | 1,7 |
| Microorg. cellul. /bactéries | - | 1,2 | 0,9 | 2,4 | 1,6 |
| Microorg. hémi. /bactéries | - | 0,8 | 0,8 | 1,7 | 0,9 |
| C-biomasse | µg/g (m.s.) | 754 ± 57 | 2480 ± 871 | 219 ± 129 | 2265 ± 493 |
| pH | Unité pH | 3,9 ± 0,2 | 4,1 ± 0,2 | 4,3 ± 0,4 | 3,9 ± 0,1 |
| Conductivité | µS/cm | 38,7 ± 3,2 | 20,2 ± 11,4 | 49,6 ± 10,9 | 43,5 ± 4,8 |
| N-total | % | 1,4 ± 0,2 | 0,8 ± 0,1 | 1,1 ± 0,4 | 0,9 ± 0,0 |
| von Post | H | 4 (fibrique) | 3 (fibrique) | 5 (mésique) | 3 (fibrique) |
| C-organique total | % | 49,5 ± 0,1 | 47,5 ± 0,4 | 53,3 ± 0,9 | 49,0 ± 1,0 |
| C/N | | 37,3 ± 6,2 | 65,7 ± 9,4 | 50,4 ± 13,5 | 53,8 ± 2,1 |
| C-bio./C-org. total | % | 0,15 ± 0,01 | 0,52 ± 0,18 | 0,04 ± 0,03 | 0,45 ± 0,10 |
| C-soluble | µg/g (m.s.) | 1266 ± 2 | 1734 ± 492 | 911 ± 129 | 1195 ± 172 |
| Minéralisation <i>in situ</i> (NH ₄ ⁺) | µg/g (m.s.) | 64,5 ± 4,6 | 11,1 ± 8,2 | 32,0 ± 30,4 | 2,6 ± 7,9 |
| Minéralisation <i>in vitro</i> (NH ₄ ⁺) | µg/g (m.s.) | 107,6 ± 19,6 | 120,5 ± 60,5 | 57,5 ± 46,9 | 121,3 ± 43,3 |
| Minéralisation <i>in situ</i> (NO ₃ ⁻) | µg/g (m.s.) | 12,4 ± 24,5 | -6,2 ± 3,1 | 31,7 ± 45,7 | 21,1 ± 49,3 |
| Minéralisation <i>in vitro</i> (NO ₃ ⁻) | µg/g (m.s.) | 18,6 ± 32,4 | -11,8 ± 2,5 | 26,7 ± 48,6 | -0,3 ± 9,0 |
| NH ₄ ⁺ | µg/g (m.s.) | 115,2 ± 18,2 | 8,0 ± 0,3 | 20,7 ± 23,4 | 4,0 ± 0,7 |
| NO ₃ ⁻ | µg/g (m.s.) | 21,0 ± 9,3 | 17,2 ± 1,2 | 14,9 ± 17,4 | 9,9 ± 7,8 |
| Humidité | % | 87,7 ± 0,0 | 93,9 ± 0,4 | 80,4 ± 3,8 | 88,5 ± 1,0 |

3.1.2 C-biomasse microbienne

Il y a eu une différence ($P < 0,01$) entre le C-biomasse microbienne des tourbières naturelles et celui des tourbières résiduelles (tableau 2). Cependant, la différence entre le C-biomasse microbienne des deux types de tourbières n'a pas été la même selon les régions (région x type; $P < 0,05$). Dans le Bas-St-Laurent, un écart de 2046 $\mu\text{g/g}$ (m.s.) de C-biomasse microbienne a été observé entre les deux types de tourbières tandis que dans la région de Lac-St-Jean, cet écart a été de 1726 $\mu\text{g/g}$ (m.s.) (tableau 4). Ainsi, le C-biomasse microbienne des tourbières résiduelles a été moins grand comparativement aux tourbières naturelles. Les valeurs de C-biomasse microbienne des tourbières exploitées ont varié de 123 à 794 $\mu\text{g/g}$ (m.s.) et pour les tourbières naturelles elles ont varié de 1705 à 3096 $\mu\text{g/g}$ (m.s.) (tableau 5). De plus, des corrélations positives et significatives ont été obtenues entre plusieurs microorganismes dénombrés et le C-biomasse microbienne dans les tourbières résiduelles (bactéries $r = 0,56^{**}$, microorganismes hémicellulolytiques $r = 0,45^{**}$ et microorganismes cellulolytiques $r = 0,48^*$) (tableau 6).

3.2 PARAMÈTRES PHYSICO-CHIMIQUES

3.2.1 pH, conductivité, azote total et von Post

Les pH ont été sensiblement les mêmes pour les substrats échantillonnés dans les deux types de tourbières, soit environ de 4 et les conductivités spécifiques ont varié de 12,4 à 63,4 $\mu\text{S/cm}$ (tableau 5). Les concentrations en azote total ont été d'environ 1 % pour l'ensemble des tourbières. L'échelle de von Post a été utilisée afin de déterminer le degré de décomposition de la tourbe. Dans la zone aérobie, le degré d'humification de la tourbe a varié de H2 à H3 dans les tourbières naturelles du Lac-St-Jean et de H3 à H4 dans les tourbières du Bas-St-Laurent, ce qui correspond à une tourbe fibrique, peu décomposée (tableau 5). Dans les tourbières résiduelles du Lac-St-Jean, le degré de décomposition a varié de H4 (fibrique) à H5 (mésique) et dans celles du Bas-St-Laurent, l'humification a varié H3 (fibrique) à H7 (humique). Donc, le degré de décomposition de la tourbe est plus élevé dans les tourbières résiduelles que dans les tourbières naturelles et il est plus élevé dans les tourbières résiduelles du Bas-St-Laurent que dans celles du Lac-St-Jean.

Tableau 5. Moyennes et écarts-types des paramètres mesurés dans les tourbières étudiées.

| Tourbière | Type ^a | Nombre d'échantillons | Zone aérobie (cm) | Bactéries log UFC /g (m.s.) | Champignons log UFC /g (m.s.) | Micro-organismes | |
|-------------------|-------------------|-----------------------|-------------------|-----------------------------|-------------------------------|-----------------------------------|---------------------------------------|
| | | | | | | cellulolytiques log UFC /g (m.s.) | hémicellulolytiques log UFC /g (m.s.) |
| Ascension | R | 6 | 40 | 6,8 ± 0,5 | 4,4 ± 0,9 | 6,9 ± 0,5 | 6,7 ± 0,7 |
| | N | 6 | 22 | 7,1 ± 0,7 | 5,6 ± 0,6 | 7,3 ± 0,7 | 7,1 ± 0,6 |
| Sainte-Marguerite | R | 6 | 20 | 6,8 ± 0,4 | 4,4 ± 0,4 | 6,8 ± 0,5 | 6,6 ± 0,6 |
| | N | 6 | 39 | 7,1 ± 0,4 | 5,1 ± 0,3 | 6,8 ± 0,4 | 6,9 ± 0,4 |
| Rivière Ouelle | R | 6 | 30 | 6,0 ± 0,5 | 5,0 ± 0,2 | 6,1 ± 0,4 | 6,0 ± 0,3 |
| | N | 6 | 29 | 7,0 ± 0,2 | 5,8 ± 0,2 | 7,1 ± 0,3 | 6,6 ± 0,5 |
| Bois-des-Belles | R | 3 | 14 | 5,0 ± 0,0 | 3,9 ± 1,2 | 5,8 ± 1,0 | 5,6 ± 0,8 |
| | N | 3 | 32 | 5,7 ± 0,4 | 5,2 ± 0,4 | 6,8 ± 0,4 | 6,6 ± 0,5 |
| Cacouna | R | 3 | 21 | 5,7 ± 0,4 | 5,1 ± 0,8 | 5,9 ± 0,3 | 5,5 ± 0,2 |
| Rivière-du-Loup | N | 3 | 27 | 7,0 ± 0,3 | 5,7 ± 0,4 | 7,0 ± 0,4 | 7,0 ± 0,4 |
| Saint-Modeste | R | 3 | 7 | 4,7 ± 0,7 | 5,1 ± 0,6 | 6,0 ± 1,0 | 5,9 ± 0,5 |

Tableau 5. Moyennes et écarts-types des paramètres mesurés dans les tourbières étudiées (suite).

| Tourbière | Type ^a | Nombre d'échantillons | C-biomasse $\mu\text{g/g}$ (m.s.) | pH | Conductivité $\mu\text{S/cm}$ | N-total (%) | von Post (H) |
|-------------------|-------------------|-----------------------|-----------------------------------|---------------|-------------------------------|-----------------|--------------|
| Ascension | R | 6 | 713 \pm 264 | 3,8 \pm 0,1 | 41,0 \pm 7,3 | 1,23 \pm 0,26 | 4 (fibrique) |
| | N | 6 | 3096 \pm 1125 | 4,3 \pm 0,2 | 12,4 \pm 2,6 | 0,69 \pm 0,15 | 2 (fibrique) |
| Sainte-Marguerite | R | 6 | 794 \pm 389 | 4,1 \pm 0,3 | 36,5 \pm 2,9 | 1,54 \pm 0,27 | 5 (mésique) |
| | N | 6 | 1864 \pm 1630 | 4,0 \pm 0,1 | 30,2 \pm 5,1 | 0,85 \pm 0,22 | 3 (fibrique) |
| Rivière Ouelle | R | 6 | 123 \pm 64 | 4,6 \pm 0,0 | 41,6 \pm 2,0 | 1,75 \pm ne | 7 (humique) |
| | N | 6 | 2631 \pm 229 | 3,8 \pm 0,0 | 42,5 \pm 1,3 | 0,86 \pm ne | 4 (fibrique) |
| Bois-des-Belles | R | 3 | 157 \pm 88 | 4,8 \pm 0,0 | 40,1 \pm 1,4 | 1,00 \pm 0,10 | 3 (fibrique) |
| | N | 3 | 1705 \pm 503 | 4,0 \pm 0,0 | 48,7 \pm 1,6 | 0,94 \pm 0,10 | 4 (fibrique) |
| Cacouna | R | 3 | 408 \pm 184 | 3,8 \pm 0,0 | 63,4 \pm 8,3 | 0,95 \pm 0,05 | 5 (mésique) |
| Rivière-du-Loup | N | 3 | 2458 \pm 186 | 3,9 \pm 0,1 | 39,3 \pm 1,3 | 0,95 \pm 0,17 | 3 (fibrique) |
| Saint-Modeste | R | 3 | 187 \pm 91 | 4,2 \pm 0,0 | 32,1 \pm 0,4 | 0,88 \pm 0,04 | 6 (mésique) |

Tableau 5. Moyennes et écarts-types des paramètres mesurés dans les tourbières étudiées (suite).

| Tourbière | Type ^a | Nombre d'échan- tillons | C-biomasse/ | | C- soluble µg/g (m.s.) | Minéralisation <i>in situ</i> NH ₄ ⁺ µg/g (m.s.) | Minéralisation <i>in vitro</i> NH ₄ ⁺ µg/g (m.s.) |
|-----------------------|-------------------|-------------------------------|-----------------------------|-----------------------------|---------------------------|--|---|
| | | | C-organique total (%) | C-organique total (%) | | | |
| Ascension | R | 6 | 49,5 ± 2,2 | 0,15 ± 0,06 | 1264 ± 264 | 61,2 ± 125,0 | 93,7 ± 97,6 |
| | N | 6 | 47,8 ± 0,6 | 0,65 ± 0,24 | 1385 ± 782 | 16,9 ± 18,5 | 77,8 ± 20,9 |
| Sainte- Marguerite | R | 6 | 49,6 ± 1,5 | 0,16 ± 0,08 | 1267 ± 311 | 67,7 ± 131,3 | 121,5 ± 185,6 |
| | N | 6 | 47,2 ± 0,6 | 0,39 ± 0,34 | 2082 ± 614 | 5,3 ± 21,3 | 163,3 ± 80,8 |
| Rivière Ouëlle | R | 6 | 53,2 ± ne | 0,01 ± 0,00 | 817 ± 183 | 17,7 ± 29,4 | 34,7 ± 28,5 |
| | N | 6 | 48,3 ± ne | 0,51 ± 0,00 | 1151 ± 195 | -2,0 ± 2,6 | 83,8 ± 98,2 |
| Bois-des- Belles | R | 3 | 54,6 ± 0,4 | 0,03 ± 0,02 | 783 ± 111 | 0,9 ± 12,4 | 5,1 ± 5,3 |
| | N | 3 | 48,4 ± 0,3 | 0,35 ± 0,10 | 1049 ± 161 | -1,9 ± 3,8 | 111,5 ± 44,8 |
| Cacouna | R | 3 | 52,4 ± 0,2 | 0,08 ± 0,03 | 1017 ± 48 | 37,8 ± 24,7 | 110,7 ± 45,7 |
| Rivière-du- Loup | N | 3 | 50,1 ± 2,1 | 0,49 ± 0,03 | 1384 ± 193 | 11,7 ± 6,7 | 168,6 ± 21,3 |
| Saint- Modeste | R | 3 | 53,1 ± 0,4 | 0,04 ± 0,02 | 1028 ± 47 | 71,5 ± 46,5 | 79,6 ± 82,2 |

Tableau 5. Moyennes et écarts-types des paramètres mesurés dans les tourbières étudiées (suite).

| Tourbière | Type ^a | Nombre d'échantillons | Minéralisation <i>in situ</i> NO ₃ ⁻ µg/g (m.s.) | Minéralisation <i>in vitro</i> NO ₃ ⁻ µg/g (m.s.) | NH ₄ ⁺ initial µg/g (m.s.) | NO ₃ ⁻ initial µg/g (m.s.) | C/N |
|-------------------|-------------------|-----------------------|--|---|--|--|-------------|
| Ascension | R | 6 | 29,7 ± 51,1 | 41,5 ± 82,4 | 102 ± 121 | 27,6 ± 14,0 | 41,7 ± 7,5 |
| | N | 6 | -4,0 ± 9,9 | -13,5 ± 9,5 | 7,8 ± 12,3 | 18,1 ± 9,1 | 72,0 ± 15,0 |
| Sainte-Marguerite | R | 6 | -4,99 ± 5,1 | -4,4 ± 10,4 | 128,0 ± 68,5 | 14,4 ± 8,7 | 32,9 ± 4,5 |
| | N | 6 | -8,4 ± 18,6 | -10,0 ± 19,3 | 8,2 ± 20,15 | 16,4 ± 17,9 | 59,1 ± 17,4 |
| Rivière Ouelle | R | 6 | 99,0 ± 132,5 | 99,6 ± 7,7 | 11,4 ± 3,8 | 41,0 ± 24,1 | 30,5 ± ne |
| | N | 6 | 77,7 ± 127,2 | 0,8 ± 8,2 | 3,4 ± 0,6 | 6,0 ± 5,4 | 55,9 ± ne |
| Bois-des-Belles | R | 3 | 8,6 ± 20,4 | 4,6 ± 4,1 | 11,7 ± 7,7 | 6,3 ± 1,2 | 55,0 ± 5,6 |
| | N | 3 | -2,0 ± 2,5 | 8,2 ± 13,1 | 3,9 ± 0,8 | 4,9 ± 1,0 | 51,8 ± 5,7 |
| Cacouna | R | 3 | -0,7 ± 6,2 | 3,9 ± 8,8 | 4,4 ± 1,0 | 5,6 ± 6,4 | 55,4 ± 2,6 |
| Rivière-du-Loup | N | 3 | -12,3 ± 4,5 | -9,8 ± 4,1 | 4,7 ± 1,0 | 18,9 ± 5,9 | 53,6 ± 8,9 |
| Saint-Modeste | R | 3 | 19,7 ± 20,3 | -1,3 ± 6,1 | 55,5 ± 24,5 | 6,7 ± 4,7 | 60,7 ± 2,3 |

CHAPITRE IV

DISCUSSION

4.1 DIFFÉRENCES NOTABLES DES POPULATIONS MICROBIENNES ENTRE LES TOURBIÈRES NATURELLES ET RÉSIDUELLES

Les populations bactériennes des tourbières résiduelles ont été 2 à 16 fois moins élevées que celles des tourbières naturelles. Les quantités de bactéries aérobies mesurées pour les deux types de tourbières sont similaires à celles observées par Waksman et Stevens (1929), Waksman et Purvis (1932), Martin *et al.* (1982) et Collins *et al.* (1978) pour des tourbières ombrotrophes naturelles. Des dénombrements bactériens de l'ordre de $3,4 \times 10^5$ à $5,5 \times 10^7/g$ (m.s.) sont communs dans les couches superficielles des tourbières ombrotrophes (Given et Dickinson 1975). Quant aux populations fongiques, elles ont été de 5 à 8 fois moins nombreuses dans les tourbières résiduelles. Des dénombrements de champignons variant de $1,0 \times 10^4$ à $1,3 \times 10^6/g$ (m.s.) ont été rapportés pour des tourbières ombrotrophes naturelles (Holding *et al.* 1965; Collins *et al.* 1978). Ainsi, les populations bactériennes et fongiques des tourbières résiduelles demeurent dans les ordres de grandeur connus pour les tourbières ombrotrophes. Toutefois, les études microbiologiques citées ont été réalisées en Europe et aux Etats-Unis où la végétation, les conditions climatiques et géologiques sont différentes de celles au Québec. Comme mentionnée précédemment, ces facteurs sont susceptibles d'influencer grandement la microflore et par conséquent les dénombrements.

Les microorganismes hémicellulolytiques et cellulolytiques ont été de 2 à 9 fois moins nombreux dans les tourbières résiduelles que dans les tourbières naturelles. Les quantités observées pour les deux types de tourbières sont plus élevées que celles mesurées par Collins *et al.*, 1978 ($2 \times 10^3/g$). Par contre, il ne précise pas si cette valeur est exprimée sur une base de tourbe humide ou sèche. Au Lac-St-Jean, les quantités de microorganismes hémicellulolytiques et cellulolytiques ont été les mêmes que les quantités de bactéries totales dans les deux types de tourbières. Dans les tourbières résiduelles du Bas-St-Laurent, les microorganismes hémicellulolytiques et cellulolytiques ont été environ 2 fois plus nombreux que les bactéries. Une plus forte concentration de cellulose et d'hémicellulose dans ces tourbières a dû favoriser les populations spécialisées dans la dégradation de composés carbonés.

Le C-biomasse microbienne estime l'ensemble des populations de microorganismes présents et est également un bio-indicateur général des effets des perturbations sur le milieu (Insam *et al.* 1989; CPVQ 1996). Le C-biomasse microbienne des tourbières résiduelles des régions du Lac-St-Jean et du Bas-St-Laurent a été de trois à dix fois inférieur à celui des tourbières naturelles. Les valeurs moyennes de quantité de C-biomasse microbienne pour des tourbières naturelles sont de l'ordre de 1600 à 4500 $\mu g/g$ (m.s.) (Hart *et al.* 1986; Clarholm et Rosswall 1979). Les valeurs de C-biomasse microbienne des tourbières résiduelles ont été inférieures à ces valeurs connues de tourbières naturelles. Ceci laisse donc croire que certaines populations microbiennes n'ayant pas été mesurées lors des dénombrements, parce qu'elles étaient en dormance ou parce qu'elles avaient des exigences nutritionnelles particulières, ont été plus affectées suite à l'exploitation. Ainsi, le C-biomasse microbienne semble être un bio-indicateur qui reflète bien les perturbations apportées au milieu suite à l'exploitation.

Les résultats du C-biomasse microbienne confirment donc, comme ceux des dénombrements, que l'exploitation a eu pour effet de diminuer les populations microbiennes des tourbières. Par ailleurs, il est connu que les microorganismes fournissent un apport d'hydrate de carbone non-cellulosique, comme du glucose, du mannose et du galactose lors de la décomposition de la litière (Karsisto 1993). Ainsi, la mesure du C-soluble confirme une diminution de l'activité microbienne dans les tourbières ombrotrophes suite à leur exploitation.

Les populations de microorganismes ont diminué avec l'augmentation de la teneur en C-organique total. L'activité des microorganismes est dépendante de plusieurs facteurs dont

la qualité de la matière organique (Pochon et De Barjac 1958). Le carbone disponible est défini comme étant la fraction du carbone organique du sol que les microorganismes hétérotrophes peuvent facilement utiliser comme source de carbone et d'énergie (Davidson *et al.* 1987). L'évaluation du degré de décomposition de la tourbe à l'aide de l'échelle de von Post a démontré qu'en général, la surface des tourbières résiduelles est plus décomposée que celle des tourbières naturelles. De plus, les rapports C/N ont été plus faibles dans les tourbières résiduelles suggérant aussi un état de décomposition plus avancée (Damman 1988; Humphrey et Pluth 1996). Dans les tourbières, le C-organique total augmente lors de la décomposition de la tourbe (Bohlin *et al.* 1989 cités par Borga *et al.* 1994). Cette augmentation est attribuable à l'accumulation de composés difficiles à dégrader tels que la lignine et le bitume au détriment de composés faciles à décomposer. Dans les tourbières abandonnées, il y a une plus forte concentration en composés carbonés récalcitrants à la dégradation microbienne, ce qui explique leur nombre et leur activité plus limités. De plus, la présence de la végétation et d'un acrotelm peu décomposé dans les tourbières naturelles assurent un apport en carbone disponible qui favorise les microorganismes.

Par ailleurs, les teneurs plus élevées en C-organique total des tourbières résiduelles du Bas-St-Laurent peuvent également expliquer les populations plus faibles de bactéries et de microorganismes cellulolytiques et hémicellulolytiques observées dans ces tourbières comparativement aux tourbières du Lac-St-Jean. L'exploitation des tourbières du Bas-St-Laurent a commencé bien avant celles du Lac-St-Jean. Le carbone en surface est plus récalcitrant et est donc moins favorable à la croissance de ces microorganismes.

Le pourcentage du C-biomasse microbien de la fraction C-organique total indique si un sol accumule ou perd de la matière organique (Anderson et Domsch 1989). Les valeurs mesurées dans les deux types de tourbières (0,01 % à 0,16 % dans les tourbières résiduelles et de 0,35 % à 0,65 % dans les tourbières naturelles) sont plus faibles que les valeurs d'un sol minéral (2,3 - 4,0 %). Ceci s'explique par la présence d'une très forte teneur en carbone organique dans les tourbières par rapport à un sol minéral. Par ailleurs, les pourcentages plus faibles dans les tourbières résiduelles relativement aux tourbières naturelles indiquent que ces tourbières perdent de la matière organique.

4.2 CAPACITÉ DES TOURBIÈRES RÉSIDUELLES À RECYCLER L'AZOTE

À titre exploratoire, des essais *in situ* et *in vitro* ont été réalisés pour déterminer le potentiel de minéralisation de l'azote organique des tourbières naturelles et résiduelles. Ce type d'expérience est reconnu pour donner des résultats très variables et il est préférable de l'employer qu'à des fins de comparaison tel que nous l'avons fait (Tietema *et al.* 1990). De plus, les études traitant de la minéralisation de l'azote dans les tourbières ombrotrophes sont très rares et les méthodes utilisées sont souvent différentes. Néanmoins, il est possible d'évaluer les perturbations du milieu sur l'ammonification (un bio-indicateur peu spécifique) et la nitrification (un bio-indicateur très spécifique).

L'exploitation des tourbières ombrotrophes a eu pour effet d'augmenter la minéralisation de l'azote organique en ammonium. En effet, l'ammonification *in situ* a été en moyenne 6 et 12 fois plus intense dans les tourbières résiduelles du Lac-St-Jean et du Bas-St-Laurent que dans les tourbières naturelles. La température d'incubation est probablement un des facteurs responsables de cette plus forte minéralisation. Dans les tourbières naturelles, les sacs ont été déposés en dessous des sphaignes vivantes (15 à 20 cm sous la surface). La température plus basse dans cette couche de la tourbière a probablement limité l'ammonification. Par contre, dans les tourbières résiduelles, les sacs ont été incubés à 1 cm sous la surface. Comme la température est plus élevée à la surface des tourbières résiduelles (Weeler et Shaw 1995; Lieffers 1988), l'ammonification a été favorisée. Verhoeven *et al.* (1990) et Humphrey et Pluth (1996) ont également soupçonné la température comme étant un des principaux facteurs responsables d'une minéralisation de l'azote plus rapide à 10 cm plutôt qu'à 20-25 cm dans les tourbières ombrotrophes. Williams et Crawford (1983) ont aussi montré un effet positif de l'augmentation de la température sur la minéralisation de la tourbe. De plus, en raison du drainage, les plus grandes fluctuations de la nappe phréatique et les périodes récurrentes de sécheresse (Wheeler et Shaw 1995) ont pu également favoriser l'ammonification *in situ*. Par ailleurs, l'ammonification a été 2 fois plus élevée dans les tourbières résiduelles du Lac-St-Jean comparativement à celles du Bas-St-Laurent. La source de carbone récalcitrante dans les tourbières résiduelles Bas-St-Laurent a vraisemblablement défavorisé l'ammonification.

Le potentiel d'ammonification de la tourbe semble être le même pour les tourbières naturelles et résiduelles puisqu'il n'y a pas eu de différence suite à l'incubation *in vitro*. Cependant, cette ammonification a été de 2 à 47 fois plus intense qu'*in situ*. La température

est probablement responsable de cette plus forte ammonification puisqu'elle se situait entre 25 et 30°C en laboratoire et la température optimale pour la minéralisation est au moins de 37°C (Myers 1975 cité par Robertson *et al.* 1988)

L'exploitation des tourbières n'a pas augmenté la nitrification puisqu'il n'y a pas eu de différence de minéralisation de l'azote organique en nitrate dans les deux types de tourbière. Telle que mentionnée précédemment, une augmentation de l'activité de nitrification des tourbières n'est détectable que suite à un chaulage de la tourbière et à une inoculation de bactéries nitrifiantes (Ivarson 1977; Küster 1975; Martikainen 1996). De plus, la nitrification a été de 2 à 120 fois inférieure à l'ammonification. Ceci peut être expliqué par une concentration moins élevée en microorganismes nitrifiants qu'en microorganismes ammonifiants dans les tourbières ombrotrophes (Collins *et al.* 1978). Par ailleurs, une perte de nitrate a été observée dans plusieurs tourbières consécutivement aux deux types d'incubation. Trois mécanismes de transformation des nitrates dans les tourbières sont possibles; la dénitrification, l'assimilation par les plantes et la réduction en ammonium (Hemond 1983; Urban et Eisenreich 1987; Rochefort 1987). Comme les plantes vivantes étaient exclues des incubations, les nitrates n'ont pu être assimilés ou réduits en ammonium. Ainsi, il y a eu une dénitrification. D'autres études de minéralisation de l'azote ont également démontré une dénitrification suite à des incubations aérobies *in vitro* (Groffman *et al.* 1996; Hart *et al.* 1986) ou *in situ* (Tietema *et al.* 1990).

Par ailleurs, les teneurs en ammonium mesurées ont augmenté de 5 et 14 fois suite à l'exploitation des tourbières du Lac-St-Jean et du Bas-St-Laurent. Généralement, il y a une augmentation de la concentration de la plupart des ions dans les tourbières résiduelles comparativement aux tourbières naturelles (Clausen et Brooks 1980 cité dans Wheeler et Shaw 1995; Wind-Mulder *et al.* 1996; Money 1995). Cet enrichissement peut être le résultat d'une minéralisation plus intense suite au drainage et/ou de l'exposition de la couche de tourbe de fen ou de la couche minérale (Clausen et Brooks 1980 cité dans Wheeler et Shaw 1995). Dans notre cas, un pH plus petit que 4,5, une conductivité électrique inférieure à 80 $\mu\text{S}/\text{cm}$ et une concentration en azote total d'environ 1 % ont confirmé que les tourbières résiduelles à l'étude sont dans un stade ombrotrophique (Vitt et Chee 1990; Allison 1973). Ainsi, l'ammonification plus intense dans les tourbières résiduelles, discutée précédemment, est probablement la principale raison pouvant expliquer les concentrations plus élevées en ammonium. Cependant, l'absence de végétation pour assimiler cet ammonium peut aussi être mis en cause (Wheeler et Shaw 1995; Wind-Mulder *et al.* 1996). Les concentrations six fois plus élevées en ammonium dans les tourbières résiduelles du Lac-St-Jean comparativement à celles du Bas-St-Laurent sont également explicables par la plus grande ammonification

observée dans les tourbières du Lac-St-Jean. Les teneurs en ammonium des tourbières résiduelles ont varié de 4,4 à 128,0 $\mu\text{g/g}$ (m.s.) et sont beaucoup plus faibles que celles de Wind-Mulder *et al.* (1996) (0 - 900 $\mu\text{g/g}$) pour des tourbières résiduelles localisées au Canada. Par contre, elles sont comparables à celles de Salonen et Setälä (1992) pour deux tourbières résiduelles situées en Finlande (7,8 et 152,4 $\mu\text{g/g}$ (m.s)).

Contrairement aux résultats de Wind-Mulder *et al.* (1996) démontrant une concentration plus élevée des nitrates dans les tourbières résiduelles, il n'y a pas eu d'augmentation importante des concentrations en nitrate dans la présente étude pour les tourbières résiduelles. D'ailleurs, ce résultat appuie l'absence d'augmentation de la nitrification de la tourbe discutée précédemment. Ces différences entre les deux études peuvent s'expliquer par des facteurs tels que la hauteur de la nappe phréatique, le pH, les microorganismes et les espèces de plantes présentes au moment de l'échantillonnage. Les concentrations en nitrate dans les tourbières naturelles et résiduelles ont été inférieures à 41,0 $\mu\text{g/g}$ (m.s.), ce qui est comparable aux teneurs rapportées par Salonen (1994) pour des tourbières résiduelles en Finlande (3-58 mg/kg (m.s.)).

4.3 BIO-INDICATEURS POTENTIELS DES CHANGEMENTS MICROBIENS DE LA TOURBIÈRE SUITE À SON EXPLOITATION

De tous les paramètres mesurés, la biomasse microbienne semble être le meilleur indicateur microbien de l'état des tourbières exploitées puisqu'elle reflète bien les perturbations engendrées suite à l'exploitation. De plus, la mesure de la biomasse microbienne nécessite peu de temps, peu de matériel et est simple à effectuer et à interpréter. Toutefois, on ne peut établir de valeur absolue de la biomasse microbienne qui permettrait de caractériser l'état microbiologique d'une tourbière abandonnée puisque ce paramètre varie avec le climat et les régions (Smith et Paul 1990). Il serait souhaitable d'échantillonner une tourbière naturelle adjacente au site exploité et d'utiliser un rapport C-biomasse microbienne tourbière naturelle/C-biomasse microbienne tourbière résiduelle. Un tel rapport pourrait également être utilisé pour une tourbière en restauration afin d'évaluer les efforts de revégétalisation. Toutefois, des études supplémentaires sont requises pour déterminer avec précision ce rapport des biomasses microbiennes.

Les rapports entre les différents microorganismes dénombrés peuvent être utilisés à titre de bio-indicateurs telle que la proportion relative de bactéries par rapport aux

champignons. Selon les résultats publiés dans la littérature, les proportions relatives des populations des bactéries par rapport aux champignons des tourbières ombrotrophes varient de 1 à 5500 (Given et Dickinson 1975). Dans le Bas-St-Laurent, cette proportion a été 4 fois plus élevée dans les tourbières naturelles que dans les tourbières résiduelles. À l'inverse, au Lac-St-Jean, la proportion bactéries/champignons a été 4 fois plus grande dans les tourbières résiduelles que dans les tourbières naturelles. Ce rapport ne peut donc être utilisé comme bio-indicateur de l'état microbiologique des tourbières exploitées. Il en est de même pour les rapports microorganismes cellulolytiques / hémicellulolytiques, microorganismes cellulolytiques / bactéries totales et microorganismes hémicellulolytiques / bactéries totales puisque les proportions mesurées dans les deux types de tourbières ont été sensiblement les mêmes. Par conséquent, les dénombrements ne sont pas des bio-indicateurs de choix pour évaluer les perturbations d'une tourbière suite à son exploitation. Cette méthode de mesure est considérée comme étant de sensibilité moyenne (Smith et Paul 1990; CPVQ 1996) et ne permet pas de tirer des conclusions solides.

En général, l'ammonification est peu utilisée comme bio-indicateur des perturbations du milieu. Cependant, il s'avère que pour les tourbières, une teneur accrue en ammonium soit un indice de la perturbation du milieu. Ainsi, la teneur en ammonium d'une tourbière naturelle et abandonnée peut donc être déterminée et comparée afin d'indiquer la perturbation du milieu. Par contre, il est difficile de déterminer un indice exacte avec l'état actuel des connaissances. Par exemple, le rapport entre les teneurs en ammonium des tourbières résiduelles et naturelles est de 13 à 16 pour la région du Lac-St-Jean et de 3 à 8 pour la région du Bas-St-Laurent. Ainsi, la région et probablement l'état de décomposition de la tourbe influencent l'établissement d'un indice. Par ailleurs, contrairement à un sol minéral, la nitrification ne semble pas être un bio-indicateur de choix pour les tourbières. Tout d'abord, aucune différence n'a été observée entre les taux de nitrification et les teneurs en nitrate des deux types de tourbières et enfin, la nitrification *in vitro* et *in situ* des tourbières naturelles et résiduelles a été dans certains sites presque indétectable.

CHAPITRE V

CONCLUSION GÉNÉRALE

L'exploitation des tourbières ombrotrophes pour la récolte de tourbe a eu pour effet de diminuer les populations microbiennes présentes. Les dénombrements des microorganismes et la mesure du C-biomasse microbienne ont tous été inférieurs dans les tourbières résiduelles comparativement aux tourbières naturelles. Une accumulation de carbone difficilement dégradable à la surface des tourbières résiduelles semble être à l'origine de cette diminution des populations microbiennes. Contrairement aux dénombrements, la biomasse microbienne mesurée dans les tourbières résiduelles a été inférieure aux valeurs connues des tourbières ombrotrophes. La biomasse microbienne reflète bien les perturbations engendrées suite à l'exploitation des tourbières et est ainsi un bio-indicateur potentiel intéressant.

Par ailleurs, le recyclage de l'azote semble être toujours présent dans les tourbières résiduelles. En effet, l'exploitation a eu pour conséquence d'augmenter l'ammonification et les teneurs en ammonium des tourbières. L'azote représente un élément nutritionnel important lors de la revégétation des tourbières (Salonen 1994). La croissance de certaines espèces de sphaignes est influencée par la forme et la quantité d'azote disponible (Twenhöven 1992). L'augmentation des concentrations d'ammonium suite à l'exploitation est susceptible d'influencer la croissance des espèces de sphaigne réimplantées lors des essais de revégétation. Néanmoins, les essais de minéralisation réalisés dans le cadre de ce projet ne concernent qu'une partie du cycle de l'azote. Pour mieux comprendre le recyclage de l'azote dans les tourbières naturelles et résiduelles et son impact sur la restauration, des expériences additionnelles visant à mesurer les entrées et les pertes d'azote inorganique sont souhaitables.

Enfin, la nitrification et l'ammonification ne sont pas des bio-indicateurs de choix pour démontrer les perturbations des tourbières exploitées.

RÉFÉRENCES

- Allison, F.E.** 1973. Formation and characteristics of peats and mucks. Pages 585-602.
Dans: Soil organic matter and its role in crop production. Elsevier Scientific Publishing Co., Amsterdam.
- Anderson, T.-H. et Domsch, K.H.** 1989. Ratios of microbial biomass carbon to total organic carbon in arable soils. *Soil Biol. Biochem.* 21: 471-479.
- Andrus, R.E.** 1986. Some aspects of *Sphagnum* ecology. *Can. J. Bot.* 64: 416-426.
- Atlas, R.M. et Bartha, R.** 1987. *Microbial Ecology: Fundamentals and Applications.* 2ième édition. The Benjamin/Cummings Publishing Co., Menlo Park, Californie. 533 p.
- Biederbeck, V.O., Campbell, C.A., Ukrainetz, H., Curtin, D. et Bouman, O.T.** 1996. Soil microbial and biochemical properties after ten years of fertilization with urea and anhydrous ammonia. *Can. J. Soil Sci.* 76: 7-14.
- Borga, P., Nilsson, M. et Tunlid, A.** 1994. Bacterial communities in peat in relation to botanical composition as revealed by phospholipid fatty acid analysis. *Soil Biol. Biochem.* 26: 841-848.
- Chantigny, M.H., Prévost, D., Angers, D.A., Vezina, L.P. et Chalifour, F.P.** 1996. Microbial biomass and N transformations in two soils cropped with annual and perennial species. *Biol. Fertil. Soils* 21: 239-244.

- Clarholm, M. et Rosswall, T.** 1979. Biomass and turnover of bacteria in a forest soil and a peat. *Soil Biol. Biochem.* 12: 49-57.
- Clymo, R.S.** 1965. Experiments on breakdown of *Sphagnum* in two bogs. *J. Ecol.* 53: 747-758.
- Clymo, R.S.** 1970. The growth of *Sphagnum*: methods of measurement. *J. Ecol.* 58: 13-49.
- Clymo, R.S. et Hayward, P.M.** 1982. The ecology of *Sphagnum*. Pages 229-291 *Dans: Bryophyte Ecology.* A. J. E. Smith (éd.). Chapman & Hall, London.
- Clymo, R.S.** 1983. Peat. Pages 159-224 *Dans: Ecosystems of the World 4A. Mires: Swamp, Bog, Fen and Moor. General Studies.* A.J.P. Gore (éd.). Elsevier Publishing Co., Amsterdam.
- Clymo, R.S.** 1984. The limits to peat bog growth. *Phil. Trans. Roy. Soc. London* 303 B: 605-654.
- Clymo, R.S.** 1987. The ecology of peatlands. *Sci. Progr.* 71: 593-614.
- Clymo, R.S.** 1991. Peat growth. Pages 76-112 *Dans: Quaternary Landscape.* L.C.K. Shane et E.J. Cushing (éds). University of Minnesota Press, Minneapolis, Minnesota.
- Collins, V.G., D'Sylva, B.T. et Latter, P.M.** 1978. Microbial populations in peat. Pages 94-112 *Dans: Production Ecology in British Moors and Montane Grasslands.* O.W. Heal et D.F. Perkins (éds). Springer-Verlag, New York.
- Conover, W.J. et Iman, R.L.** 1981. Rank transformations as a bridge between parametric and non parametric statistics. *The Amer. Statist.* 35: 124-129.
- Conseil des Productions Végétales du Québec (CPVQ).** 1996. Estimation de l'activité biologique des sols. Bulletin technique No. 23. 35 p.
- Curl, E.A. et Truelove, B.** 1986. The rhizosphere. Springer-Verlag, New York. 288 p.

- Damman, A.W.H.** 1988. Regulation of nitrogen removal and retention in *Sphagnum* bogs and other peatlands. *Oikos* 51: 291-305.
- Davidson, E.A., Galloway, L.F. et Strand, M.K.** 1987. Assessing available carbon: Comparison of techniques across selected forest soils. *Commun. in soil sci. plant anal.* 18: 45-64.
- Dickinson, C.H.** 1983. Micro-organisms in peatlands. Pages 225-246 *Dans: Ecosystems of the World 4A; Mires: Swamp, Bog, Fen and Moor. General Studies.* A.J.P. Gore (éd.). Elsevier Publishing Co., Amsterdam.
- Dierssen, K.** 1992. Peatland vegetation and the impact of man. Pages 213-223 *Dans: Peatland Ecosystems and Man: An Impact Assessment.* O.M. Bragg, P.D. Hulme, H.A.P. Ingram et R.A. Robertson (éds). International Peat Society / Department of Biological Sciences, University of Dundee, U.K.
- Dooley, M. et Dickinson, C.H.** 1970. The microbiology of cut-away peat II. The ecology of fungus in certain habitats. *Plant and soil* 32: 454-467.
- Eichner, M.J.** 1990. Nitrous Oxide Emissions from Fertilized Soils: Summary of Available Data. *J. Environ. Qual.* 19: 272-280.
- Environnement Canada.** 1984. Normales climatiques au Canada: températures et précipitations 1951-1980, Québec. Publication du programme climatologique canadien.
- Francez, A.-J. et Vasander, H.** 1995. Peat accumulation and decomposition after human disturbance in French and Finnish mires. *Acta Oecol.* 16: 599-608.
- Gauthier, R. et Grandtner, M.** 1975. Étude phytosociologique des tourbières du Bas-St-Laurent-Québec. *Le Natural. Can.* 102: 109-153.
- Given, P.H. et Dickinson, C.H.** 1975. Biochemistry and microbiology of peats. Pages 123-211 *Dans: Soil Biochemistry. Volume 3.* E.A. Paul et A.D. McLaren (éds). Marcel Dekker Inc., New-York.

- Given, P.H.** 1984. Environmental organic chemistry of Bogs, Marshes, and Swamps. *Environ. Chem.* 41: 55-80.
- Gore, A.J.P.** 1983. *Ecosystems of the World 4A; Mires: Swamp, Bog, Fen and Moor. General Studies.* Elsevier Publishing Co., Amsterdam.
- Gorham, E.** 1991. Northern peatlands: role in the carbon cycle and probable responses to climatic warming. *Ecol. Appl.* 1: 182-195.
- Groffman, P.M., Hanson, G.C., Kiviat, E. et Stevens, G.** 1996. Variation in microbial biomass and activity in four different wetland types. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 60: 622-629.
- Harris, R.F. et Sommers, L.E.** 1968. Plate-dilution frequency technique for assay of microbial ecology. *Appl. Microbiol.* 16: 330-334.
- Hart, P.B.S., Sparling, G.P. et Kings J.A.** 1986. Relationship between mineralisable nitrogen and microbial biomass in a range of plant litters peats, and soils of moderate to low pH. *New Zealand J. Agric. Res.* 29: 681-686.
- Haynes, R.J.** 1986. *Mineral Nitrogen in the Plant-Soil System.* Academic Press, Toronto. 483 p.
- Hemond, F.H.** 1983. The nitrogen budget of Thoreau's bog. *Ecology* 64: 99-109.
- Hintze, T., Gehlen, P. et Schröder, D.** 1994. Are microbial biomass estimations equally valid with arable soils and forest soils? *Soil Biol. Biochem.* 26: 1207-1211.
- Holding, A.J., Franklin, D.A. et Watling, R.** 1965. The microflora of peat-podzol transitions. *J. Soil Sci.* 16: 44-59.
- Humphrey, W.D. et Pluth, D.J.** 1996. Net nitrogen mineralization in natural and drained fen peatlands in Alberta, Canada. *Soil. Sci. Soc. Am. J.* 60: 932-940.
- Ingram, H.A.P.** 1978. Soil layers in mires: function and terminology. *J. Soil Sci.* 29: 224-227.

- Ingram, H.A.P.** 1983. Hydrology. Pages 67-158 *Dans: Ecosystems of the World 4A; Mires: Swamp, Bog, Fen and Moor. General Studies.* A.J.P. Gore (éd.). Elsevier, Amsterdam.
- Insam, H., Parkinson, D. et Domsch, K.H.** 1989. Influence of macroclimate on soil microbial biomass. *Soil Biol. Biochem.* 21:211-221.
- Ivarson, K.C.** 1977. Changes in decomposition rate, microbial population and carbohydrate content of an acid peat bog after liming and reclamation. *Can. J. Soil Sci.* 57: 129-137.
- Karam, A.** 1993. Chemical Properties of Organic Soils. Pages 459-471 *Dans: Soil Sampling and Methods of Analysis.* E.M.R. Carter (éd.), Canadian Society of Soil Science. Lewis Publishers, Boca Raton, Floride.
- Karsisto, M.** 1993. Microbiological and organic characterisation of peat. *Suo* 43: 217-220.
- Kavanagh, T. et Herlihy, M.** 1975. Microbiological aspects. Pages 39-49 *Dans: Peat in horticulture.* D.W. Robinson et J.G.D. Lamb (éds). Academic Press, Inc., New York.
- Keys, D.** 1992. L'extraction de la tourbe et l'environnement au Canada, Conseil nord-américain de conservation des terres humides (Canada), communication n° 1992-93, Ottawa.
- Kurhy, P. et Vitt, D.H.** 1996. Fossil carbon/nitrogen ratios as a measure of peat decomposition. *Ecology* 77: 271-275.
- Küster, E.** 1975. Microbiology of peat. Pages 195-205 *Dans: Proceedings of the international symposium on peat in agriculture and horticulture.* K.M. Schallinger (éd.). Ministry of agriculture, Bet Dagan, Israël.
- Larochelle, L., Pagé, F., Beauchamp, C.J. et Lemieux, G.** 1993. Rôle de la mésofaune dans la dynamique de transformation de la matière ligneuse appliquée aux sols. *Agrosol* 6: 36-43.

- Lavoie, C. et Rochefort, L.** 1996. The natural revegetation of a harvested peatland in southern Québec: A spatial and dendroecological analysis. *Ecoscience* 3:101-111.
- Lee, J.A., Woodin, S.J. et Press, M.C.** 1986. Nitrogen assimilation in an ecological context. Pages 331-346 *Dans: Fundamental, ecological and agricultural aspects of nitrogen metabolism in higher plants.* H. Lamberts, J.J. Neeteson et I. Stulen (éds). Martinus Nijhoff Publishers, Boston.
- Lieffers, V.J.** 1988. Sphagnum and cellulose decomposition in drained and natural areas of an Alberta peatland. *Can. J. Soil Sci.* 68: 755-761.
- Malmer, N. et Holm, E.** 1984. Variation in the C/N-quotient of peat in relation to decomposition rate and age determination with ^{210}Pb . *Oikos* 43: 171-182.
- Malmer, N.** 1988. Patterns in the growth and the accumulation of inorganic constituents in the *Sphagnum* cover on ombrotrophic bogs in Scandinavia. *Oikos* 53: 105-120.
- Maltby, E.** 1992. Microbiological changes resulting from human impacts on peat and organic soil horizons. Pages 45-59 *Dans: Peatland Ecosystems and Man: An Impact Assessment.* O.M. Bragg, P.D. Hulme, H.A.P. Ingram et R.A. Robertson (éds). International Peat Society / Department of Biological Sciences, University of Dundee, U.K.
- Marie-Victorin, F.** 1995. Flore laurentienne. 3^{ième} édition. Les Presses de l'Université de Montréal, Montréal. 1083 p.
- Martikainen, P.J.** 1996. Microbial processes in boreal forest soils as affected by forest management practices and atmospheric stress. Pages 195-237 *Dans: Soil Biochemistry.* Volume 9. G. Stotzky et J.M. Bollag (éds). Marcel Dekker, inc., New York.
- Martin, N.J. et Holding, A.J.** 1978. Nutrient availability and other factors limiting microbial activity in the blanket peat. Pages 113-135 *Dans: Production Ecology in British Moors and Montane Grasslands.* O.W. Heal et D.F. Perkins (éds). Springer-Verlag, New York.

- Martin, N.J., Siwasin, J. et Holding, A.J.** 1982. The bacterial population of a blanket peat. *J. Appl. Bact.* 53: 35-48.
- McQueen, C.B. et Andrus, R.E.** 1996. The genus *Sphagnum* for the Flora of North America project. Abstracts of presentations at the Second International Symposium on the Biology of *Sphagnum*. July 12th-13th 1996, Université Laval, Québec city, Canada. 63 p.
- Meentemeyer, V.** 1978. Macroclimate and lignin control of litter decomposition rates. *Ecology.* 59: 465-472.
- Mishustin, E.N.** 1975. Microbial association of soil types. *Microb. Ecol.* 2: 97-118.
- Money, R.P.** 1995. Re-establishment of a *Sphagnum* dominated flora on cut-over lowland raised bogs. Pages 405-422 *Dans: Restoration of Temperate Wetlands.* B.D. Wheeler, S.C. Shaw, W.J. Fojt et R.A. Robertson (éds). John Wiley & Sons Ltd. New York.
- Moore, P.D. et Bellamy, D.J.** 1974. Peatlands. Springer-Verlag, New York inc. 221 p.
- Nilsson, M. et Rülcker, C.** 1992. Seasonal variation of active fungal mycelium in an oligotrophic *Sphagnum* mire, Northern Sweden. *Soil Biol. Biochem.* 24: 795-804.
- Page, A.L., Miller, R.H. et Keeney, D.R.** 1982. Methods of soil analysis. Agronomy. N° 9. Part 2. Chemical and microbiological properties. 2^{ième} édition. American Society of Agronomy and Soil Science Society of America, Madison, Wisconsin. 1159 p.
- Parent, L.E. et Caron, J.** 1993. Physical Properties of Organic Soils. Pages 441-458 *Dans: Soil Sampling and Methods of Analysis.* E.M.R. Carter (éd.), Canadian Society of Soil Science. Lewis Publishers, Boca Raton, Floride.
- Pochon, J. et De Barjac, H.** 1958. Traité de microbiologie des sols: applications agronomiques. Dunod, Paris. 685 p.

- Price, J. S.** 1996. Hydrology and microclimate of partly restored cutover bog, Québec. Hydrol. Proc., (sous presse).
- Robertson K., Schnürer, J., Clarholm, M., Bonde, T.A. et Rosswall, T.** 1988. Microbial biomass in relation to C and N mineralization during laboratory incubations. Soil Biol. Biochem. 20: 281-286.
- Rochefort, L.** 1987. Biological effects of wet acid deposition on peatland bryophytes. M. Sc. thesis, The University of Alberta. 171 p.
- Rochefort, L., Gauthier et R. Lequéré, D.** 1995. *Sphagnum* regeneration-toward an optimisation of bog restoration. Pages 423-434 Dans: Restauration of Temperate Wetlands. B.D. Wheeler, S.C. Shaw, W.J. Fojt et R.A. Robertson (éd.). John Wiley & Sons Ltd. New York.
- Salonen, V. et Setälä, H.** 1992. Plant colonization of bare peat surface-relative importance of seed availability and soil. Ecography 15: 199-204.
- Salonen, V.** 1994. Revegetation of harvested peat surfaces in relation to substrate quality. J. Veg. Sci. 5: 403-408.
- SAS Institute Inc.,** 1990. SAS user's guide: Statistics. Version 6.03, 4ième édition. Cary, North Carolina.
- Sheppard M.I., Tarnocai, C. et Thibeault, D.H.** 1993. Sampling Organic Soils. Pages 423-439 Dans: Soil Sampling and Methods of Analysis. E.M.R. Carter (éd.). Canadian Society of Soil Science. Lewis Publishers, Boca Raton, Floride.
- Sikora, L.J. et Keeney, D.R.** 1983. Further aspects of soil chemistry under anaerobic conditions. Pages 247-256 Dans: Ecosystems of the World 4A. Mires: Swamp, Bog, Fen and Moor. General Studies. A.J.P. Gore (éd.). Elsevier Publishing Co., Amsterdam.
- Smith, J.L. et Paul, E.A.** 1990. The significance of soil microbial biomass estimations. Pages 357-396 Dans: Soil Biochemistry. Volume 6. J.M. Bollag et G. Stotzky (éds). Marcel Dekker, inc., New York.

- Snedecor, G.W. et Cochran, W.G.** 1980. Statistical methods. The Iowa State University Press, Ames, Iowa. 507 p.
- Steel, R.G.D. et Torrie, J.H.** 1980. Principles and procedures of statistics.- A biometrical approach. 2^{ième} édition. McGraw-Hill Book Company, New York. 633 p.
- Stevenson, F.J.** 1994. Humus chemistry. Genesis, Composition, Reactions. 2^{ième} édition. John Wiley & Sons, Inc., New York. 496 p.
- Tahvonen, R.** 1982. The suppressiveness of Finnish light coloured *Sphagnum* peat. J. Sci. Agric. Soc. Finland 54: 345-356.
- Tietema, A., Duysings, J.J.H.M., Verstraten, J.M. et Westerveld, J.W.** 1990. Estimation of actual nitrification rates in an acid forest soil. Pages 190-197 *Dans: Nutrient Cycling in Terrestrial Ecosystems: Field Methods, Application and Interpretation.* F. Harrison., P. Ineson et O.W. Heal (éds). Elsevier, London.
- Timonin, M.I.** 1935. The micro-organisms in profiles of certain virgin soils in Manitoba. Can. J. Res. 13C: 32-46.
- Twenhöven, F.L.** 1992. Effects of nitrogen depositions on the vegetation of a raised bog. Pages 231-237 *Dans: Peatland Ecosystems and Man: An Impact Assessment.* O.M. Bragg, P.D. Hulme, H.A.P. Ingram et R.A. Robertson (éds). International Peat Society / Department of Biological Sciences, University of Dundee, U.K.
- Urban, N.R. et Eisenreich, S.J.** 1987. Nitrogen cycling in a forested Minnesota bog. Can. J. Bot. 66: 435-449.
- Vance, E.D., Brookes, C. et Jenkinson, S.** 1987. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. Soil Biol. Biochem. 19: 703-707.
- Verhoeven, J.T.A., Maltby, E. et Schmitz, M.B.** 1990. Nitrogen and phosphorus mineralization in fens and bogs. J. Ecol. 78: 713-726.

- Verhoeven, J.T.A. et Toth, E.** 1995. Decomposition of *Carex* and *Sphagnum* litter in fens: effect of litter quality and inhibition by living tissue homogenates. *Soil Biol. Biochem.* 27: 271-275.
- Visser, S. et Parkinson, D.** 1992. Soil biological criteria as indicators of soil quality: soil microorganisms. *Am. J. Alt. Agric.* 7: 33-37.
- Vitt, D.H. et Chee, W.L.** 1990. The relationships of vegetation to surface water chemistry and peat chemistry in fens of Alberta, Canada. *Vegetatio* 89: 87-106.
- Voroney, R.P., Winter, J.P. et Beyaert, R.P.** 1993. Soil Microbial Biomass C and N. Pages 277 à 284 *Dans: Soil Sampling and Methods of Analysis.* E.M.R. Carter (éd.), Canadian Society of Soil Science. Lewis Publishers Boca Raton, Floride.
- Waksman, S.A. et Stevens, K.R.** 1928. Contribution to the chemical composition of peat: I. Chemical nature of organic complexes in peat and methods of analysis. *Soil Sci.* 26: 113-137.
- Waksman, S.A. et Stevens, K.R.** 1929. Contribution to the chemical composition of peat: V. The rôle of microörganisms in peat formation and decomposition. *Soil Sci.* 27: 315-340.
- Waksman, S.A. et Purvis, E.R.** 1932. The microbiological population of peat. *Soil Sci.* 34: 95-109.
- Wheatley, R.E., Greaves, M.P. et Inkson, R.H.E.** 1976. The aerobic bacterial flora of a raised bog. *Soil Biol. Biochem.* 8: 453-460.
- Wheeler, B.D. et Shaw, S.C.** 1995. Restoration of Damaged Peatlands. B. D. Wheeler et S.C. Shaw (éds). Department of the Environment, London. 180 p.
- Williams, R.T. et Crawford, R.L.** 1983. Effects of various physiochemical factors on microbial activity in peatlands: aerobic biodegradative processes. *Can. J. Microbiol.* 29: 1430-1437.

- Wind-Mulder, H. L., Rochefort, L. et Vitt, D.H.** 1996. Water and peat chemistry comparisons of natural and post-harvested peatlands across Canada and their relevance to peatland restoration. *Ecol. Eng.*, (sous presse).
- Yavitt, J.B.** 1995. Bog ecology. Pages 345-355 *Dans: Encyclopedia of environmental biology*. Volume 1 (A-E). W.A. Nierenberg (éd). Academic Press, Toronto.
- Zoltai, S. C.** 1988. Milieux et classification des terres humides. Pages 3-26. *Dans: Terres humides du Canada*. Polyscience Publications Inc., Montréal.