QH
547
M3714

RÉSEAU DE SURVEILLANCE ET D'ÉVALUATION ÉCOLOGIQUES (RESE) PROTOCOLES DE MESURES DE LA BIODIVERSITÉ : LES PARASITES DES POISSONS D'EAU DOUCE

par

David J. Marcogliese
Centre Saint-Laurent, ministère de l'Environnement du Canada,
Montréal (Québec) Canada H2Y 2E7

et

Comité de coordination du module de parasitologie
Section de parasitologie, Société canadienne de zoologie

ENVIRONNEMENT CANADA
BIBLIOTHÈQUE
RÉGION DE QUÉBEC

Rég. Québec Biblio. Env. Canada Library
38 500 345

Table of Contents

Page

Introduction 1

Facteurs abiotiques 2

Procédures d'échantillonnage 2

Aides à la taxinomie et clès d'identification d'epèces 6

Analyse des données 6

Assurance et contrôle de la qualité (QA/QC) 7

Participations des bénévoles et des amateurs 7

Matériel et fournisseurs 8

Remerciements 8

Personnes-ressources pour plus de renseignemen 9

Bibliographie 11

Tableau 1 14

Tableau 2 16

Tableau 3 18

Tableau 4 19

Annexe 1 20

INTRODUCTION

Le parasitisme est un mode de vie dans lequel un ou plusieurs organismes distincts, le parasite, vivent en association proche et forcée dans ou sur un autre, l'hôte, et retirent des avantages, comme la nourriture, aux dépens de l'hôte, normalement, sans le tuer. Les parasites appartiennent à plusieurs taxons distincts, différents du point de vue phylogénique et, en tant que tel, présentent une grande variété de cycles vitaux et de formes corporelles. Presque toute espèce d'organisme à vie libre porte des parasites. Il pourrait donc exister plus d'organismes parasites que d'organismes libres (Price 1980). Les parasites contribuent donc de façon significative à la biodiversité, par le nombre et la variété des espèces existantes.

Plusieurs parasites ont des cycles vitaux complexes : des stages larvaires peuvent infecter des hôtes intermédiaires, où ils grandissent ou se transforment, puis des hôtes définitifs qui sont le lieu de leur maturation et de leur reproduction sexuée. Au cours de leur vie, le passage d'un hôte à l'autre peut se réaliser dans un stage infectieux libre ou par la prédation de l'hôte précédent par le nouvel hôte. Étant donnés leurs cycles vitaux complexes, les parasites sont des indicateurs de plusieurs aspects de la biologie de leurs hôtes, comme l'alimentation, le recrutement, la différentiation de population et la phylogénie. (Williams et coll. 1992) Ils sont aussi de bons indicateurs de polluants et de contraintes environnementales. (Sures et coll. 1994 ; MacKenzie et coll. 1995) Des parasites différents peuvent vivre aux dépens d'une variété d'hôtes intermédiaires et souvent dépendront d'interactions trophiques pour leur transmission. Les parasites des hôtes vertébrés peuvent être d'excellents indicateurs de la structure du réseau alimentaire et de la biodiversité. (Marcogliese et Cone 1996, 1997) Qui est plus, les parasites pourraient jouer un rôle important dans la régulation de l'abondance de la population hôte, par les mortalités dues au parasitisme d'individus fortement affectés. (Anderson et May 1979 ; May et Anderson 1979)

On peut diviser les parasites en microparasites et macroparasites, sur le critère de leur taille. Les microparasites comprennent les virus, les bactéries, les champignons, les protozoaires et les myxozoaires. Les études des microparasites ne s'intéressent habituellement qu'aux protozoaires et aux myxozoaires. Les macroparasites sont de plus gros organismes multicellulaires : surtout des helminthes et des arthropodes. Les helminthes regroupent les monogéniens, les trématodes (douves), les cestodes (vers plats), les nématodes (vers ronds) et les acanthocéphales (vers à tête épineuse). Les parasites arthropodes des vertébrés dulcicoles sont surtout des copépodes. Le tableau 1 donne le nombre d'espèces et les caractéristiques générales des parasites connus des poissons d'eau douce du Canada.

Les endoparasites sont prisonniers des organes internes ou des cavités de leur hôte alors que les ectoparasites vivent sur les surfaces externes, comme la peau ou les branchies. Il est impossible de faire une étude complète des parasites et découvrir la plupart des endoparasites sans sacrifier l'hôte.

Tout programme d'étude des parasites nécessite d'abord un programme

d'échantillonnage de la population hôte. On trouvera dans les autres parties, les méthodes de collecte d'échantillons d'organismes à vie libre appartenant aux divers taxons. Lors du prélèvement d'échantillons pour l'étude des parasites, on veillera à ce que les membres de la population hôte, d'une catégorie particulière (âge, taille, par exemple) soient prélevés au hasard. Bien que ce guide s'intéresse au premier chef aux parasites des poissons, on pourra l'utiliser pour d'autres groupes d'hôtes vertébrés (les amphibiens, par exemple).

Deux études pancanadiennes sur les parasites des organismes aquatiques sont en cours. La première, coordonnée par le professeur David Cone du département de biologie de l'Université St.-Mary's à Halifax (B3H 3C3), s'intéresse aux parasites de la perchaude (*Perca flavescens Mitchill)* au Canada. La seconde, dirigée par l'auteur, se penche sur les parasites de l'épinoche à trois épines (*Gasterosteus aculeatus L.*) et des autres épinoches des eaux douces, saumâtres et marines du Canada.

FACTEURS ABIOTIQUES

Plusieurs parasites présentent des stages de vie libre (œufs, larves ou les deux) ou sont exposés à l'environnement externe (ectoparasites), à l'instar de tout autre organisme, leur distribution et leur abondance pourront donc être affectées par les conditions environnementales. Les informations abiotiques que l'on devra colliger seront généralement les mêmes que celles énumérées pour les organismes hôtes (par exemple, la température, la profondeur et qualité de l'eau, *etc.*).

PROCÉDURES D'ÉCHANTILLONNAGE

Collecte des organismes hôtes — Tous les organismes qui doivent être examinés dans une étude devraient être prélevés dans le même habitat et non combinés à des organismes en provenant d'autres habitats. De 20 à 30 organismes sont nécessaires pour une étude générale sur les parasites. Dans l'ensemble, ils devraient, si possible, représenter la moyenne de classe d'âge ou de taille de la population. Les meilleurs résultats proviennent de l'analyse des données en fonction de l'âge, de la taille, du sexe ou de la saison, ce qui nécessite 30 animaux hôtes dans chaque classe. Des échantillons composés de 25 à 30 poissons permettent de détecter les parasites si leur prévalence atteint, ou dépasse, les 10 %. La détection de parasites rares exige un échantillon plus abondant (des Clers 1994).

Il est préférable de chercher les parasites alors que les organismes hôtes sont toujours frais. On pourra aussi congeler les hôtes, dès que possible après leur capture. Les hôtes fixés dans un produit de conservation sont peu utiles pour l'inspection parasitologique. On pourra sacrifier les poissons par énervation s'ils sont petits ou d'un coup à la tête s'ils sont gros, par dislocation cervicale ou une surdose d'anesthésique comme le méthasulfonate de tricaine (connu comme MS-222 ou Finquel). Pour prévenir la perte d'ectoparasites, tous les hôtes devraient être placés dans des sacs séparés portant sur leur étiquette les données de collection (date, site de prélèvement, collecteur). On devrait inspecter assez rapidement (dans un délai de quelques heures)

les organismes hôtes amenés vivants au laboratoire. Autrement, les parasites dont le cycle est direct pourront se propager d'un hôte à l'autre ou se multiplier sur les hôtes infectés. Notez également que les hôtes conservés en captivité pendant une longue période pourront perdre de nombreux parasites. Certaines méthodes de capture, notamment le filet maillant (araignée), peuvent causer la perte d'ectoparasites.

L'étude des parasites devrait faire l'objet de deux campagnes annuelles (printemps-début d'été et fin de l'été), car les populations de parasites peuvent fluctuer avec les saisons. Si une seule campagne est possible, le mois de juillet est recommandé pour les eaux canadiennes.

Équipement – On utilisera les mêmes engins de collecte sur le terrain et instruments de mesure physico-chimiques que pour les organismes à vie libre (tableau 2). Les autres équipements nécessaires comprennent pour les organismes hôtes, des sacs, des contenants ou des glacières et de la glace pour la conservation temporaire des spécimens. Sont aussi nécessaires : des carnets de terrain à l'épreuve de l'eau, des crayons, des étiquettes à l'épreuve de l'eau et des attaches pour les sacs.

Au laboratoire les instruments nécessaires comprennent : une planche à mesurer ou une règle, une balance, un couteau à filet, des instruments de dissections fins, des boîtes de Pétri, des béchers, des bouteilles-gicleurs, des pipettes Pasteur, des fioles, des fixatifs (éthanol ; formol ; solution alcool-formol-acide acétique ou AFA), des compteurs mécaniques, des lames et des lamelles de microscope, des teintures biologiques (teinture acétocarminée de Schneider), des agents d'éclaircissement (glycérol, xylène), des médiums de préparation (le baume du Canada est préférable pour la conservation à long terme, le Permount pour un travail rapide), des crayons ou des feutres à l'épreuve de l'alcool, des crayons à pointe de diamant pour écrire sur les lames, des pinceaux fins (à peinture), des étiquettes auto-adhésives (et non celle qu'il faut mouiller). Une liste de fournisseurs apparaît au tableau 2. On trouvera des recettes de fixatifs, de préservatifs et de teintures standards au tableau 3. Un microscope binoculaire est obligatoire pour inspecter les organes et les tissus des hôtes pour la recherche de macroparasites (helminthes et arthropodes). Un microscope optique est nécessaire pour la recherche des microparasites (protozoaires et myxozoaires).

Procédures de laboratoire pour les macroparasites — Le protocole d'examen des poissons qui suit a été adapté de celui d'Arthur et Albert (1994) :

- Notez le nom de l'espèce hôte, la date, le lieu et la méthode de capture, les noms du collecteur de celui qui a procédé à l'inspection.
- Mesurez et pesez le poisson.
- Rincez la surface externe, conservez l'eau de rinçage et examinez-la au microscope binoculaire pour y trouver les ectoparasites.
- Examinez les surfaces externes au microscope binoculaire.
- Retirez les branchies, rincez-les, examinez chaque arc branchial et l'eau de rinçage au microscope binoculaire.
- Rincez la cavité buccale, examinez l'eau de rinçage au microscope binoculaire.
- Retirez, disséquez et examinez les yeux (humeur, rétine, lentille) au microscope

binoculaire.
• Retirez si nécessaire les otolithes, les nageoires et les écailles pour évaluer l'âge
• Retirez les nageoires et examinez-les au microscope binoculaire.
• Ouvrez la cavité abdominale par le ventre. Notez le sexe.
• Examinez la cavité et cherchez les parasites à la surface des organes internes (cœur, foie, rate, vésicule biliaire, tube digestif, gonades, reins, vessie). Dans une boîte de Pétri, séparez ensuite les organes dans de l'eau.
• Séparez l'estomac, les cæcums pyloriques et l'intestin. Ouvrez-les longitudinalement et cherchez les parasites au microscope binoculaire. Pour connaître le contenu du tube digestif, rincez-le dans un bécher, ajoutez du bicarbonate de soude (une cuiller au litre) pour enlever le mucus et laissez les parasites se déposer. Décantez et examinez les résidus au microscope binoculaire.
• Coupez les organes et tissus (parois de l'estomac, cæcums pyloriques, intestin, foie, rate, reins, cœur et gros vaisseaux sanguins, gonades, vésicule biliaire, vessie, cerveau) en petits morceaux, pressez-les entre deux lames de verre et examinez les au microscope binoculaire.
• Rincez la cavité abdominale et examinez l'eau de rinçage au microscope binoculaire.
• Coupez la musculature en tranches fines et inspectez-la pour y trouver des parasites.
• Notez sur les fiches de données, le nombre de parasites de chaque espèce et leur position dans l'hôte.

Traitement, fixation et conservation des macroparasites — On trouvera les détails de ces procédures dans le guide d'Ash et Orihel (1991). Il est préférable de fixer tous les parasites vivants dans un fixatif chaud ou tiède pour les tuer rapidement et, en même temps, éviter les contractions musculaires qui causent la déformation de l'animal fixé.

Pour les petits monogéniens vivants, solidement attachés aux branchies, gelez pendant toute une nuit, quelques tissus auxquels adhère le parasite, dans de l'eau ou une solution saline à 0,7 %. Les parasites se détacheront des tissus et se relâcheront. On peut alors les dégeler, les extraire et les fixer dans une solution tamponnée de 10 % de formol (tableau 3).

Les autres helminthes (cestodes, trématodes, acanthocéphales) devraient être fixés à chaud dans une solution d'éthanol à 70 % ou, s'ils sont vivants, relâchés dans de l'eau du robinet, puis fixés dans une solution tamponnée de formol à 10 % ou une solution AFA.

Vous devriez fixer les nématodes dans une solution chaude, mais non bouillante, de 70 % d'éthanol avec 5 % de glycérol (tableau 3). Vous pourrez aussi utiliser la solution de Berland (Berland 1982) pour les nématodes et les plathelminthes.

On peut retirer les parasites enkystés de leurs kystes en les disséquant avec soin à l'aide d'une aiguille ou de pinces effilées ou en appliquant au kyste posé sur une lame, une pression légère avec une lamelle. Si ces techniques échouent, placez le kyste dans une solution de trypsine à 0,5 % que vous chaufferez jusqu'à une température

entre 37 et 40° C. On pourra placer dans l'eau distillée ou du robinet, les acanthocéphales trouvés dans les viscères et les conserver au réfrigérateur pendant la nuit pour stimuler l'éversion de leur proboscis (trompe). Fixez-les dans de l'éthanol à 70 %, une solution tamponnée de formol à 10 % ou dans la solution AFA (tableau 3).

Les arthropodes peuvent être anesthésiés dans du dioxyde de carbone barboté dans l'eau et fixés dans une solution d'éthanol à 70 %.

Il faut anesthésier les sangsues pour éviter leur contraction quand elles seront fixées. On pourra faire barboter du dioxyde de carbone dans l'eau pour anesthésier les sangsues que l'on fixera ensuite dans une solution tamponnée de 10 % de formol.

Placez chaque espèce ou type de parasite, de chaque organe, dans une fiole séparée, dont l'étiquette indiquera pour l'hôte, son espèce et son numéro, la date et le lieu où il a été capturé, et pour le parasite, sa position dans l'hôte, le fixatif utilisé et la date où il a été examiné. Les spécimens fixés dans le formol ou la solution AFA devraient être transférés dans une solution de 70 % d'éthanol, après une période de un à sept jours et obligatoirement quelques jours avant d'être colorés. On pourra manipuler les parasites et les transférer avec des pipettes, ou des pinceaux fins ; on veillera à ne pas les percer avec des instruments pointus.

On devrait teindre dans la teinture acétocarminée, les monogéniens, les trématodes, les cestodes et les acanthocéphales et les préparer sur des lames permanentes. Avant de colorer les acanthocéphales, on devra les percer à quelques endroits avec une aiguille fine. Le baume du Canada est le meilleur médium de préparation pour une collection permanente, mais des produits moins chers, le Permount ou l'Eukitt par exemple, conviendront au travail habituel. On devrait éclaircir les nématodes dans une solution de glycérol et d'éthanol à 70 %, en laissant l'alcool s'évaporer dans le cas des petits vers et, pour ceux dépassant un centimètre, en réduisant graduellement la teneur en alcool tout en accroissant celle de glycérol (tableau 3). On pourra les examiner en les préparant de façon temporaire dans le glycérol ou semi-permanente dans de la gelée de glycérine.

On pourra inspecter les parasites arthropodes en entier. Si nécessaire, séparez les parties buccales et autres appendices pour les examiner sur des lames temporaires. Vous éclaircirez, au besoin, les organismes ou les appendices en les préparant avec du lactophénol.

Procédures de laboratoire pour les microparasites — On ne peut obtenir des frottis sanguins qu'à partir de poissons frais. Le frottis doit être fait sur une lame de microscope, séché à l'air et fixé, pendant trois à cinq minutes, dans une solution de méthanol à 95 % et coloré pendant 20 minutes au Giemsa.

On devrait également faire des frottis du foie, de la rate, du rein, des gonades, de l'intestin, des muscles, du cerveau et un prélèvement gratté sur la vessie et la vésicule biliaire, sur une lame de microscope et les fixer dans de l'alcool méthylique à 95 %.

On inspectera les frottis au microscope optique, à un grossissement de 400 diamètres, avec un nombre fixe (dix, par exemple) de champs microscopiques ou pendant une période donnée de temps (cinq minutes, par exemple). La présence de parasites sera notée et on prendra des photographies comme document permanent.

AIDES À LA TAXINOMIE ET CLÉS D'IDENTIFICATION D'ESPÈCES

L'identification de plusieurs espèces de parasites pourra nécessiter la consultation des premières descriptions dans les articles fondamentaux. Cependant, pour les groupes les plus communs on pourra identifier le genre, voire l'espèce, à l'aide des clés synthétiques dans les références énumérées au Tableau 4. On devra toujours conserver des échantillons représentatifs des parasites et des hôtes pour confirmer les identifications. On devrait placer des spécimens-témoins dans la collection permanente d'un musée reconnu, pour référence et usages futurs.

ANALYSE DES DONNÉES

Les mesures les plus communes de l'ampleur de la population de parasites dans des hôtes sont la prévalence, l'abondance moyenne et l'intensité moyenne (Bush et coll. 1997). La prévalence est le pourcentage des organismes affectés par une espèce particulière de parasite. L'abondance moyenne est le nombre de parasites d'une espèce donnée, par hôte inspecté, qu'il soit infecté ou non. L'intensité moyenne est le nombre moyen de parasites d'une espèce donnée par hôte infecté.

En parasitologie, l'échelle des observations est importante. Une population de parasites dans un hôte est une *infrapopulation*, alors que dans une population hôte, elle est une *population composante*. Dans un écosystème, tous les parasites d'une espèce forment une *suprapopulation*. Dans un seul hôte, tous les parasites découverts forment une *infracommunauté* et dans une population hôte, une *communauté composante.* L'ensemble des parasites d'un écosystème forme une *communauté composée* (*Cf.* Esch et coll. 1990).

Les données présentées pour les microparasites sont habituellement leurs prévalences. Les données quantitatives sur les infections peuvent être présentées sous la forme de nombre d'individus par compte microscopique unitaire.

Plusieurs mesures de diversités sont utilisées en parasitologie, dont la richesse en espèces, l'indice de Shannon-Wiener, l'indice de Simpson, l'indice de Berger-Parker et l'indice de Brillouin (voir Magurran 1988). La richesse en espèces est la mesure de diversité la plus simple et nous la recommandons pour toutes les échelles. Nous recommandons l'indice de Brillouin pour les mesures de diversité des infracommunautés, c'est un indice approprié pour les communautés complètement recensées (comme pour un hôte individuel). Dans les communautés composantes, l'indice de Shannon-Wiener

($H' = - \sum p_i \ln p_i$, où p est la proportion de l'espèce i dans la communauté)

est recommandé car il favorise moins les espèces dominantes que les autres indices. Tous les indices souffrent toutefois de problèmes de distorsion et d'interprétation. L'utilisateur devra se familiariser avec ces problèmes et choisir l'indice qui conviendra le mieux aux buts de son étude.

Souvent il est important de déterminer statistiquement si les populations ou les communautés de parasites varient d'un site à l'autre ou d'une période à une autre. Pour se faire, il sera nécessaire de répéter les mesures. Dans le cas des parasites, on peut considérer que chaque poisson hôte d'une même espèce est une mesure répétée, tout comme un quadrat sur le sol forestier ou un échantillon ponctuel du benthos prélevé à la benne. Il est particulièrement important de répéter les mesures si l'on prévoit utiliser les parasites comme indicateurs de la structure de la population hôte, de la qualité de l'environnement, de la biodiversité ainsi que pour la surveillance de maladies et autres problèmes créés par les infections parasitaires.

Presque toujours, la distribution des parasites sera agrégative ou surdispersée, ce qui signifie que la plupart des parasites dans une population se retrouveront dans un petit nombre d'hôtes et que la plupart des hôtes potentiels pourront être légèrement infectés ou non infectés (mais on trouve des exceptions !). Avant toute analyse statistique, on devra donc tester la normalité des données. Si les distributions ne sont pas normales, l'on devra appliquer une transformation appropriée pour normaliser les données, avant d'utiliser des statistiques paramétriques. Si on ne peut pas normaliser les données, on devra utiliser les statistiques non paramétriques. Les chercheurs devront se familiariser avec les limites de l'analyse utilisée et avec les conséquences du non-respect des hypothèses sous-jacentes des diverses procédures statistiques (Underwood 1981).

ASSURANCE ET CONTRÔLE DE LA QUALITÉ (QA/QC)

Un plan d'assurance et de contrôle de la qualité (QA/QC) est nécessaire au succès de tout programme de surveillance. Il assure la crédibilité des résultats et contribue à structurer le programme. Les moyens pour structurer un programme comprennent les notes de terrain, les fiches de collecte d'échantillon, des fiches de traitement d'échantillon, les procédures de vérification d'identification taxinomique, le triage des données et la gestion des bases de données. Un exemple de fiche de données apparaît à l'annexe I. Les identifications discutables ou douteuses devraient être vérifiées par un expert. Pour la production de lignes directrices sur l'échantillonnage permettant l'obtenir des résultats crédibles, consultez Green (1979) ou des Clers (1994). Vous devriez consacrer environ 20 % des ressources de votre programme à l'assurance et au contrôle de la qualité.

PARTICIPATIONS DES BÉNÉVOLES ET DES AMATEURS

Une longue formation n'est pas nécessaire pour effectuer les dissections adéquates pour détecter des parasites. Des groupes d'étudiants du premier cycle universitaire peuvent récolter beaucoup de données précieuses. Cependant, des personnes possédant certaines expertises ou expériences sont nécessaires pour de nombreuses identifications (mais pas toutes).

Les bénévoles et les réseaux de bénévoles peuvent effectuer des observations superficielles des gros parasites. Ceci comprend les arthropodes sur les branchies et la peau des poissons d'eau douce. Les copépodes sur les branchies sont parfois visibles à l'œil nu, ils sont blancs ou crème et souvent portent deux sacs ovigères. Les argules (poux du poisson ou branchioure) sont assez gros et on peut les voir grouiller à la surface du corps. On peut voir facilement les sangsues sur les surfaces externes. Certains digéniens métacercaires forment des taches noires facilement détectables sur la peau ou la chair des poissons. Devenus adultes, ces parasites infectent les oiseaux et les mammifères. On découvre la grande larve jaune du *Clinostotum* dans des capsules ressemblant à des pustules, directement sous la peau des poissons, souvent aux environs de la tête et de la queue. On peut découvrir les gros plérocercoïde en forme de ruban des ligules et schistocéphales (cestodes) dans les cavités abdominales des cyprinidés et des épinoches, respectivement. Les oiseaux sont les hôtes définitifs de ces verts plats. Un gros nématode rougeâtre, l'*Eustrongylides* peut être découvert dans la cavité abdominale des poissons. C'est un stage larvaire dont l'adulte infecte les oiseaux. D'autres larves plérocercoïdes de vers plats (par exemple *diphyllobotrium* et *triænophorus*) ont des kystes facilement détectables sur les viscères ou la musculature du poisson. On pourra facilement observer les cestodes adultes, comme *proteocephalus*, et les acanthocéphales en ouvrant l'intestin.

Les bénévoles amateurs devraient caractériser les groupes communs de macroparasites. Les vers plats comprennent les digéniens (ou douves) et les cestodes (ou ténias). En plus d'être plats, les digéniens sont courts et arrondis et les cestodes, longs et segmentés. Les organismes vermiformes, longs et étroits sont des nématodes (ou vers ronds). Les animaux tubulaires présentant une « tête épineuse » sont des acanthocéphales (ou vers à tête épineuse). Les crustacés sont des parasites externes à carapace dure. On devrait conserver séparément les bases de données réunies par des groupes de bénévoles et celles créées par les experts, jusqu'à ce que l'on ait procédé à une vérification des espèces.

MATÉRIEL ET FOURNISSEURS

Consultez les parties traitant des autres organismes pour l'échantillonnage sur le terrain et le matériel de prélèvement. Les négociants de « fournitures biologiques » standard vendent presque tout le matériel de laboratoire nécessaire. Le tableau 2 contient une liste de fournisseurs

REMERCIEMENTS

J'aimerais remercier Dan McLaughlin, Al Shostak et David Rosenberg de leurs commentaires qui ont grandement amélioré ce document.

PERSONNES-RESSOURCES POUR PLUS DE RENSEIGNEMENTS

Dr. Martin Adamson
Department of Zoology
University of British Columbia
Vancouver (Colombie-Britannique) V6T 1Z4

Téléphone : 604-822-3374
Télécopieur : 604-822-2416
Courriel : adamson@heth.bcu.ubc.ca

Dr. David K. Cone
Department of Biology
St. Mary's University
Halifax (Terre-Neuve) B3H 3C3

Téléphone : 902-420-5644
Télécopieur : 902-420-5261
Courriel : cone@husky1.stmarys.ca

Dr. Terry Dick
Department of Zoology
University of Manitoba
Winnipeg (Manitoba) R3T 2N2

Téléphone : 204-474-9896
Télécopieur : 204-269-7431
Courriel : tadick@cc.umanitoba.ca

Dr. Cam Goater
Department of Biological Sciences
University of Lethbridge
Lethbridge (Alberta) T1K 3M4

Téléphone : 780-329-2752
Télécopieur : 780-329-2082
Courriel : goatcp@hg.uleth.ca

Dr. Tim Goater
Department of Biology
Malaspina University-College
Nanaimo (Colombie-Britannique) V9R 5S5

Tel; 604-753-3245 ext. 2325
Télécopieur : 604-755-8749
Courriel : goatert@mala.bc.ca

Dr. Murray Lankester
Department of Biology
Lakehead University
Thunder Bay, Ontario P7B 5E1

Téléphone : 807-343-8528
Télécopieur : 807-346-7796
Courriel : mlankest@gale.lakeheadu.ca

Docteur David J. Marcogliese
Environnement Canada
Centre Saint-Laurent
105, rue M^c^Gill, 7e étage
Montréal (Québec) H2Y 2E7

Téléphone : 514-283-6499
Télécopieur : 614-496-7398
Courriel : david.marcogliese@ec.gc.ca

Professeur Dan McLaughlin
Département de biologie
Université Concordia
1455, boulevard de Maisonneuve ouest
Montréal (Québec) H3G 1M8

Téléphone : 514-848-3409
Télécopieur : 514-848-2881
Courriel : mcljd@alcor.concordia.ca

Docteur Lena Measures
Ministère des Pêches et Océans
Institut Maurice-Lamontagne
Boîte postale 1000
Mont-Joli, (Québec) G5H 3K6

Téléphone : 418-775-0571
Télécopieur : 418-775-0740
Courriel : measuresl@dfo-mpo.gc.ca

Dr. Allen W. Shostak
Department of Biological Sciences
University of Alberta
Edmonton, Alberta T6G 2E9

Téléphone : 780-492-1293
Télécopieur : 780-492-9234
Courriel : al.shostak@ualberta.ca

Nota : Un répertoire des parasitologues canadiens se trouve au site :
http://www.biology.ualberta.ca/parasites/indexen/directoryi.htm

Bibliographie

Anderson, R. M. et R. M. May. 1979. Population biology of infectious diseases: Part I. Nature 280 : 361-367.

Arai, H. P. 1989. Acanthocephala, pp 1-90. *in*: L. Margolis et Z. Kabata (éditeurs) Guide to the parasites of fishes of Canada. Part III. Publication spéciale canadienne des sciences halieutiques et aquatiques 107.

Arai, M. N. 1989. Cnidaria, pp 91-95. *in*: L. Margolis et Z. Kabata (éditeurs.) Guide to the parasites of fishes of Canada. Part III. Publication spéciale canadienne des sciences halieutiques et aquatiques 107.

Arthur, J. R. et E. Albert. 1994. A survey of the parasites of Greenland halibut (*Reinhardtius hippoglossoides*) caught off Atlantic Canada, with notes on their zoogeography in this fish. Journal canadien de zoologie 72 : 765–778.

Ash, L. R. et T. C. Orihel. 1991. Parasites : a guide to laboratory procedures and identification. ASCP Press, Chicago.

Berland, B. 1982. Basic techniques involved in helminth preservation, p. 757. *in*: Parasites — their world and ours. Résumés du 5e Congrès international de parasitologie, 7–14 août 1982. Toronto (Ontario).

Beverley-Burton, M. 1984. Monogenea and Turbellaria, pp 5–209. *In*: L. Margolis et Z. Kabata (éditeurs) Guide to the parasites of fishes of Canada. Part I. Publication spéciale canadienne des sciences halieutiques et aquatiques 74.

Bush, A. O., K. D. Lafferty, J. M. Lotz et A. W. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. Journal of Parasitology 83 : 575–583.

Des Clers, S. 1994. Sampling to detect infections and estimate prevalences in aquaculture. Pisces Press, Stirling, UK.

Esch, G. W., A. W. Shostak, D. J. Marcogliese et T. M. Goater. 1990. Patterns and processes in helminth parasite communities: an overview, pp 1–20 *in*: G. W. Esch, A. O. Bush et J. M. Aho (éditeurs) Parasite communities: patterns and processes. Chapman and Hall, London, UK.

Gibson, D. I. 1996. Trematoda. pp 1–373 *in* L. Margolis et Z. Kabata (éditeurs) Guide to the parasites of fishes of Canada. Part IV. Publication spéciale canadienne des sciences halieutiques et aquatiques 124.

Green, R. H. 1979. Sampling design and statisitcal methods for environmental biologists. John Wiley and Sons, New York.

Hoffman, G. L. 1967. Parasites of North American freshwater fishes. University of California Press, Berkeley, California.

Kabata, Z. 1988. Copepoda and Branchiura, p. 3–127 *in* L. Margolis et Z. Kabata (étideurs) Guide to the parasites of fishes of Canada. Part II — Crustacea. Publication spéciale canadienne des sciences halieutiques et aquatiques 101.

Khalil, L. F., A. Jones et R. A. Bray. 1994. Keys to the cestode parasites of vertebrates. CAB International, Wallingford, UK.

Lom, J. et I. Dykova. 1992. Protozoan parasites of fishes. Developments in aquaculture and Fisheries Science, Vol. 26. Elsevier Science Publishers B. V., Amsterdam, Pays-Bas.

MacKenzie, K., H. H. Williams, B. Williams, A. H. McVicar et R. Siddall. 1995. Parasites as indicators of water quality and the potential use of helminth transmission in marine pollution studies. Advances in Parasitology 35 : 85–144.

Magurran, A. E. 1988. Ecological diversity and its measurement. Princeton University Press, Princeton (New Jersey).

Marcogliese, D. J. et D. K. Cone. 1996. On the distribution and abundance of eel parasites in Nova Scotia: influence of pH. Journal of Parasitology 82 : 389–399.

Marcogliese, D. J. et D. K. Cone. 1997. Food webs: a plea for parasites. Trends in Ecology and Evolution 12 : 320–325.

Margolis, L. et J. R. Arthur. 1979. Synopsis of the parasites of fishes of Canada. Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada 179 : 1–269.

May, R. M. et R. M. Anderson. 1979. Population biology of infectious diseases: Part II. Nature 280 : 455-461.

McDonald, T. E. et L. Margolis. 1995. Synopsis of the parasites of fishes of Canada: Supplement (1978–1993). Publication spéciale canadienne des sciences halieutiques et aquatiques 122 : 1–265.

Moravec, F. 1994. Parasitic nematodes of freshwater fishes of Europe. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Pays-Bas.

Price, P. W. 1980. Evolutionary biology of parasites. Princeton University Press, Princeton (New Jersey).

Roberts, L. S. et J. Janovy, Jr 1996. Foundations of parasitology. 5e édition. W. C. Brown Publishers, Dubuque (Iowa).

Schell, S. C. 1985. Handbook of trematodes of North America north of Mexico. University of Idaho Press, Moscow (Idaho).

Schmidt, G. D. 1896. Handbook of tapeworm identification. CRC Press, Boca Raton (Florida).

Sures, B., H. Taraschewski et E. Jackwerth. 1994. Lead accumulation in *Pomphorhynchus lævis* and its host. Journal of Parasitology 80 : 355–357.

Underwood, A. J. 1981. Techniques of analysis of variance in experimental marine biology and ecology. Oceanography and Marine Biology Annual Reviews 19 : 513-605.

Williams, H. H., K. MacKenzie et A. M. McCarthy. 1992. Parasites as biological indicators of the population biology, migrations, diet, and phylogenetics of fish. Reviews in Fish Biology and Fisheries 2 : 144-176.

Tableau 1 – Nombres et caractéristiques générales des espèces connues de parasites infectant les poisons d'eau douce au Canada (Margolis et Arthur 1979, McDonald et Margolis 1995). Notez que l'étude des parasites de la faune ichtyologique du Canada est incomplète et que de nouvelles observations sur des hôtes et la découvertes d'espèces parasitaires sont périodiquement signalées. La taxinomie des protistes suit celle de Roberts et Janovy (1996) et celle des métazoaires celle de McDonald et Margolis (1995), sauf pour les myxozoaires, actuellement considérés comme un embranchement des métazoaires.

Taxon du parasite	Nombre d'espèces	Caractéristiques générales
Règne des protistes		Unicellulaires
Sous-règne des protozoaires		
Phylum des sarcomastigophores	15	Noyau simple ; flagelles, pseudopodes ou les deux
Phylum des apicomplexes	35	Exclusivement parasitaires, complexe apical; micropore(s)
Phylum des microsporidies	8	Parasites intracellulaires; spores unicellulaires; filament polaire
Phylum des ciliophores	23	Porteurs de cils simples ou composés; infraciliature sous-pelliculaire; noyaux doubles de deux types
Classification incertaine	1	
Règne animal		Pluricellulaires
Sous-règne des eumétazoaires		
Phylum des myxozoaires	113	Capsules polaires, valvules; vivent dans les organes internes
Phylum des cnidaires	1	Hydrozoaires; formes parasitiques rares
Phylum des platyhelminthes		Vers plats
Classe des trématodes		Exclusivement parasitaires; de court à oblong, arrondis
Sous-classe des aspidogastrés	1	très grosse ventouse ventrale cloisonnée ; dans le tube digestif des poissons
Sous-classe des digéniens	113	Habituellement 2 ventouses musculaires en coupelles; système digestif incomplet; les adultes sont surtout des parasites internes; les larves sont internes ou sous-cutanées; douves
Classe des monogéniens	180	Exclusivement parasitaires; muni d'un opisthapteur à crochet; surtout des ectoparasites des branchies, des nageoires et de la peau
Classe des cestodes	70	Exclusivement parasitaire; vers longs, habituellement segmentés avec des ventouses ou des crochets sur l'organe d'ancrage; les adultes vivent dans les intestins, les larves dans les viscère ou les muscles; aucun système digestif; vers plats
Phylum des némathelminthes		
Classe des nématodes	56	Vers minces, aux deux extrémités fines ou arrondies ; système digestif complet; vivent dans les organes internes et les viscères; vers ronds

Phylum des acanthocéphales	23	Exclusivement parasitaires; cylindriques avec une trompe à crochets; aucun système digestif; les larves vivent sur les viscères, les adultes dans les intestins; vers à tête épineuse
Phylum des annélides	19	Ventouses à chaque extrémité; ectoparasites segmentés; sangsues
Phylum des mollusques	7	Ressemblent aux huîtres; sur les branchies; glochidies
Phylum des arthropodes		Exosquelette articulé
Classe des crustacés		
Sous classe des branchioures	6	Aplati avec un bouclier dorsal; abdomen bilobé, non segmenté; 4 paires d'appendices; ectoparasites; pou du poisson
Sous-classe des entomostracés	29	Souvent extrêmement modifiés; ectoparasites; copépodes
Classe des arachnides	3	Ectoparasites; acariens
Total	703	

Tableau 2 — Fournisseurs d'équipements d'échantillonnage et de laboratoire.

ÉQUIPEMENT D'ÉCHANTILLONNAGE SUR LE TERRAIN

Wildlife Supply Company (WILDCO) 301 Cass Street Saginaw, Michigan, USA 48602 Site web : http://www.wildco.com	Téléphone : 517-799-8100 Télécopieur : 517-799-8115 Courriel : goto@wildco.com
Kahlsico International Corporation P.O. Box 947 El Cajon, California, 92022-0947 États-Unis	Téléphone : 619-444-2158 Téléphone : 619-444-5944 Télécopieur : 619-444-0207
Distributeur canadien de Kahlsico: Geneq Inc. 8047, boulevard Jarry est Montréal (Québec) H1J 1H6	Téléphone : 514-354-2511 Télécopieur : 514-354-6948
223 Signet Drive Toronto (Ontario) M9L 1V1	Téléphone : 416-747-9889 Télécopieur : 416-747-7570

MATÉRIEL DE LABORATOIRE, PRODUITS CHIMIQUES ET RÉACTIFS, TEINTURES

On peut acheter du matériel ou des équipements de laboratoire chez la plupart des revendeurs de fournitures scientifiques. En voici une liste partielle :

Fisher Scientific 112 rue Colonnade Nepean (Ontario) K2E 7L6	Téléphone : 800-234-7437 Télécopieur : 800-463-2996 Website - http://www.fisher1.com
VWR Canlab Pour toutes les provinces (sauf le Québec) 2360 Argentia Road Mississauga (Ontario) L5N 5Z7	Téléphone : 905-821-9410 Télécopieur : 905-821-3460
Pour le Québec, ainsi qu'Ottawa et Kingston 8567, rue Dalton Ville Mont-Royal (Québec) H4T 1V5 Site Web : http://www.vwrsp.com	Téléphone : 514-344-3525 Téléphone : 514-344-0133
Canadawide Scientific 2300, chemin Walkley Unit 414 Ottawa (Ontario) K1G 6B1	Téléphone : 800-2676-2362 Télécopieur : 800-814-5162

On peut se procurer des instruments de dissection chez :

Fine Tools Scientific
202-277 Mountain Highway
North-Vancouver, (Colombie-Britannique)
V7J 3P2
Site Web : http://www.finescience.com

Téléphone : 800-665-5355
Télécopieur : 800-665-4544
Courriel : fstcan@axionet.com

On peut acheter des réactifs, des produits chimiques et des teintures chez :

Sigma-Aldrich Canada Ltd.
2149 Winston Park Drive
Oakville, Ontario L6H 6J8
Site Web : http://www.sigald.sial.com/canada

Téléphone : 800-565-1400
Télécopieur : 800-265-3858
Courriel : canada@sial.com

On peut acheter du MS-222 chez :

Syndel Laboratories Ltd.
9211 Shaughnessy St.
Vancouver, British Columbia V6P 6R5

Téléphone : 604-321-7131

Tableau 3 – Recettes de fixatifs, conservateurs et teintures normalement utilisés en parasitologie (d'après Ash et Orihel 1991).

Substance	Recette
éthanol à 70 %	740 mL d'éthanol à 95 % + 260 mL d'eau
5% de glycérol dans l'éthanol à 70 %	50 mL de glycérol + 740 mL d'ethanol à 95 % + 210 mL d'eau
formol tamponné à 10%	Dissolvez 6,1 g de phosphate monoacide de sodium (Na_2HPO_4) et 0,15 g de phosphate monosodique (NaH_2PO_4) dans 800 mL de formaldehyde à 37,5 % (formol à 100 %) + 7,2 litres d'eau (Vendu dans le commerce.)
AFA (alcool-formol-acide acétique)	100 mL de formol à 100% + 500 mL d'ethanol à 95 % + 50 mL d'acide acétique glacial + 450 mL d'eau
Teinture acétocarminée de Schneider	Ajoutez graduellement 45 mL d'acide acétique glacial à 55 mL d'eau. Ajoutez 5 g de poudre de carmin, faites bouillir 15 minutes. Refroidissez et filtrez. S'utilise en ajoutant quelques gouttes dans une petite cuvette d'éthanol à 70 % pour créer une solution d'un rose moyen à foncé. (Vendue dans le commerce.)
Série de solution de glycérol et d'alcool pour éclaircir progressivement les gros nématodes	50 mL de glycérol + 700 mL d'éthanol à 95 % + 250 mL d'eau 100 mL de glycérol + 700 mL d'éthanol à 95 % + 200 mL d'eau 200 mL de glycérol + 500 mL d'éthanol à 95 % + 300 mL d'eau 500 mL de glycérol + 300 mL d'éthanol à 95 % + 200 mL d'eau 700 mL de glycérol + 100 mL d'éthanol à 95 % + 100 mL d'eau 6. 1000 mL (1 litre) de glycérol
Agent clarifiant au lactophénol	20 mL de glycérol + 10 mL d'acide lactique + 10 mL de cristaux de phénol fondus + 10 mL d'eau. Mélangez bien.
Fluide de Berland	5 mL de formol à 100 % + 95 mL d'acide acétique glacial

Table 4 — Bibliographie de manuels d'identification et de listes de parasites et d'hôte

Taxon du parasite	Référence	Commentaires
Protozoaires	Lom et Dykova (1992)	Utile, cher
Myxozoaires	Lom et Dykova (1992)	Utile, cher
Cnidaires	Arai, M. N. (1989)	Utile, abordable
Monogéniens	Beverley-Burton (1984)	Utile, abordable
Trématodes	Gibson (1996)	Utile, abordable
	Schell (1985)	Bon jusqu'aux genres
Cestodes	Khalil et coll. (1994)	Cher, difficile à utiliser, aucune liste d'hôtes et de parasites
	Schmidt (1986)	Cher, bon jusqu'au genre (pour certaines espèce), listes d'espèces parasitaires, liste incomplète d'hôtes, évaluation non commentée des espèces de parasites
Nématodes	Moravec (1994)	Excellent, cher, traite de la faune parasitaire européenne, dont plusieurs espèces vivent au Canada
Acanthocephales	Arai, H. P. (1989)	Utile, abordable, (épuisé ?)
Copépodes	Kabata (1988)	Utile, abordable
Branchioures	Kabata (1988)	Utile, abordable
Tous les taxons	Hoffman (1967)	Utile, simpliste, dessins médiocres, épuisé
Liste des hôtes et de leurs parasites	Margolis et Arthur (1979)	Excellent, abordable
Liste des hôtes et de leurs parasites	McDonald et Margolis (1995)	Excellent, abordable

Annexe I – Exemple de fiche de données

Fiche de données — Parasites des poissons

Lieu : _____ **Date :** _____

Hôte : _____ **Numéro :** _____

Longueur à la fourche : _____ **Masse :** _____ **Sexe :** _____

Maturité : _____ **État : frais ( ) conservé ( ) réfrigéré ( ) congelé ( ) fixé ( )**

Masse des gonades : _____ **Masse de l'estomac : (plein)**____ **(vide)** ____

Date de l'inspection : _____ **Inspecteur :** _____

Frottis sanguin ( ):	**Œsophage :**
Surface externe : **Frottis ( ):**	**Cavité abdominale :**
Nageoires :	**Estomac :**
Yeux G : **D :**	**Mésentère :**
Branchies, arc G. 1 **2** **3** **4**	**Branchies, arc D. 1** **2** **3** **4**
Opercules G : **D :**	**Intestin :** **Frottis ( ) :**
Fosses nasales :	**Rate :** **Frottis ( ) :**
Bouche :	**Foie :** **Frottis ( ):**
Cerveau : **Frottis ( ) :**	**Vésicule biliaire :** **Frottis ( ) :**
Cœur :	**Vessie (urinaire) :** **Frottis ( ):**

Vessie natatoire :	**Rein :** **Frottis ( ) :**
Gonades : **Frottis ( ) :**	**Muscles G :** **D :**