

# Ces bestioles qui raffolent de la bouse :

Introduction à l'écologie, à la biologie et à l'identification des insectes présents dans la bouse des bovins en pâturage au Canada



Photos de couverture avant et arrière : KD Floate, AAC Lethbridge (AB)

## **CES BESTIOLES QUI RAFFOIENT DE LA BOUSE : INTRODUCTION À L'ÉCOLOGIE, À LA BIOLOGIE ET À L'IDENTIFICATION DES INSECTES PRÉSENTS DANS LA BOUSE DES BOVINS EN PÂTURAGE AU CANADA**

© Sa Majesté le Roi du chef du Canada, représentée par la ministre de l'Agriculture et de l'Agroalimentaire (2023)

Version électronique disponible à l'adresse [www.publications.gc.ca](http://www.publications.gc.ca)

N° de catalogue : A59-90/2022F-PDF

ISBN : 978-0-660-44756-8

N° d'AAC : 13130F

Cette publication peut être citée ainsi :

Floate, KD. 2023. Ces bestioles qui raffolent de la bouse : introduction à l'écologie, à la biologie et à l'identification des insectes présents dans la bouse des bovins en pâturage au Canada. Agriculture et agroalimentaire Canada, Lethbridge (AB) Canada. 240 pages

Also available in English under the title: Cow patty critters: An introduction to the ecology, biology and identification of insects in cattle dung on the Canadian Prairies.

Pour plus de renseignements, visitez le [www.agr.gc.ca](http://www.agr.gc.ca) ou composez le numéro sans frais 1 855 773 0241.

# Avant-propos

Lorsque j'ai commencé à m'intéresser aux insectes présents dans la bouse des bovins il y a une trentaine d'années, j'ai été fasciné par l'abondance des organismes vivants qu'on y trouvait : mouches, coléoptères, guêpes et autres bestioles de différentes formes, de toutes les tailles et de toutes les couleurs. Je me suis d'abord demandé quels étaient ces organismes, et j'ai ensuite voulu savoir ce qu'ils faisaient là.

Les réponses à ces questions étaient éparpillées dans des ouvrages et des articles scientifiques souvent difficiles d'accès et rédigés dans un langage qui n'était pas destiné aux non-spécialistes. La majeure partie de l'information portait sur la biologie ou la morphologie d'un nombre relativement restreint d'insectes – principalement des bousiers (scarabées) et des mouches nuisibles aux animaux d'élevage. Seuls quelques auteurs adoptaient l'échelle de la communauté pour décrire les organismes vivant dans la bouse et leurs interactions. Les descriptions reposaient habituellement sur des dessins ou des photographies en noir et blanc.

J'ai donc entrepris de rédiger un guide pouvant servir de « porte d'entrée » pour les lecteurs désireux d'en apprendre davantage sur la communauté des organismes présents dans la bouse. J'ai voulu inclure différents sujets susceptibles d'intéresser les producteurs agricoles et les éleveurs, mais aussi les étudiants voulant approfondir leur connaissance des insectes qui se reproduisent dans les excréments. Je me suis efforcé de présenter des photographies en couleurs de grande qualité pour illustrer la diversité et la beauté des insectes, et j'ai joint une liste exhaustive d'ouvrages de référence.

Le présent guide porte sur les insectes qui sont associés à la bouse au Canada, mais j'espère qu'à l'avenir on voudra enrichir son contenu afin qu'il puisse s'appliquer également à toute l'Amérique du Nord. Une liste des coléoptères associés à la bouse au Canada et aux États Unis a été publiée dans cette optique (Bezanson et Floate, 2019).

J'aurais aimé avoir un tel guide lorsque j'ai commencé ma carrière. Si j'ai bien fait mon travail, les lecteurs devraient le trouver instructif, intéressant et agréable à consulter.

Kevin Floate  
Lethbridge, Alberta  
2023

## Remerciements

**L**e présent guide est l'aboutissement de centaines d'heures passées avec des enfants, des éleveurs, des étudiants de premier et de deuxième cycle et des collègues chercheurs à observer les créatures présentes dans la bouse et à en discuter. Je les remercie tous pour leur enthousiasme, les expériences qu'ils m'ont fait vivre et les connaissances qu'ils m'ont permis d'acquérir.

Je remercie également R. De Clerck-Floate, P. Manning et D. Wilches de leurs commentaires sur les versions antérieures du guide, ainsi que les personnes suivantes qui m'ont transmis leurs connaissances sur certains groupes taxonomiques : F. Beaulieu et D. Walter (Acari), G. Gibson (Hymenoptera), A. Smith (Scarabaeidae) et A. Brunke (Staphylinidae). Pour la traduction française du guide, je remercie I. Blanchete, I. Gamache, M. Junger, J. Saguez et D. Ranger. Je remercie E. Svendsen d'avoir géré les aspects d'édition, de relecture et d'avoir finalisé la mise en page de ce guide.

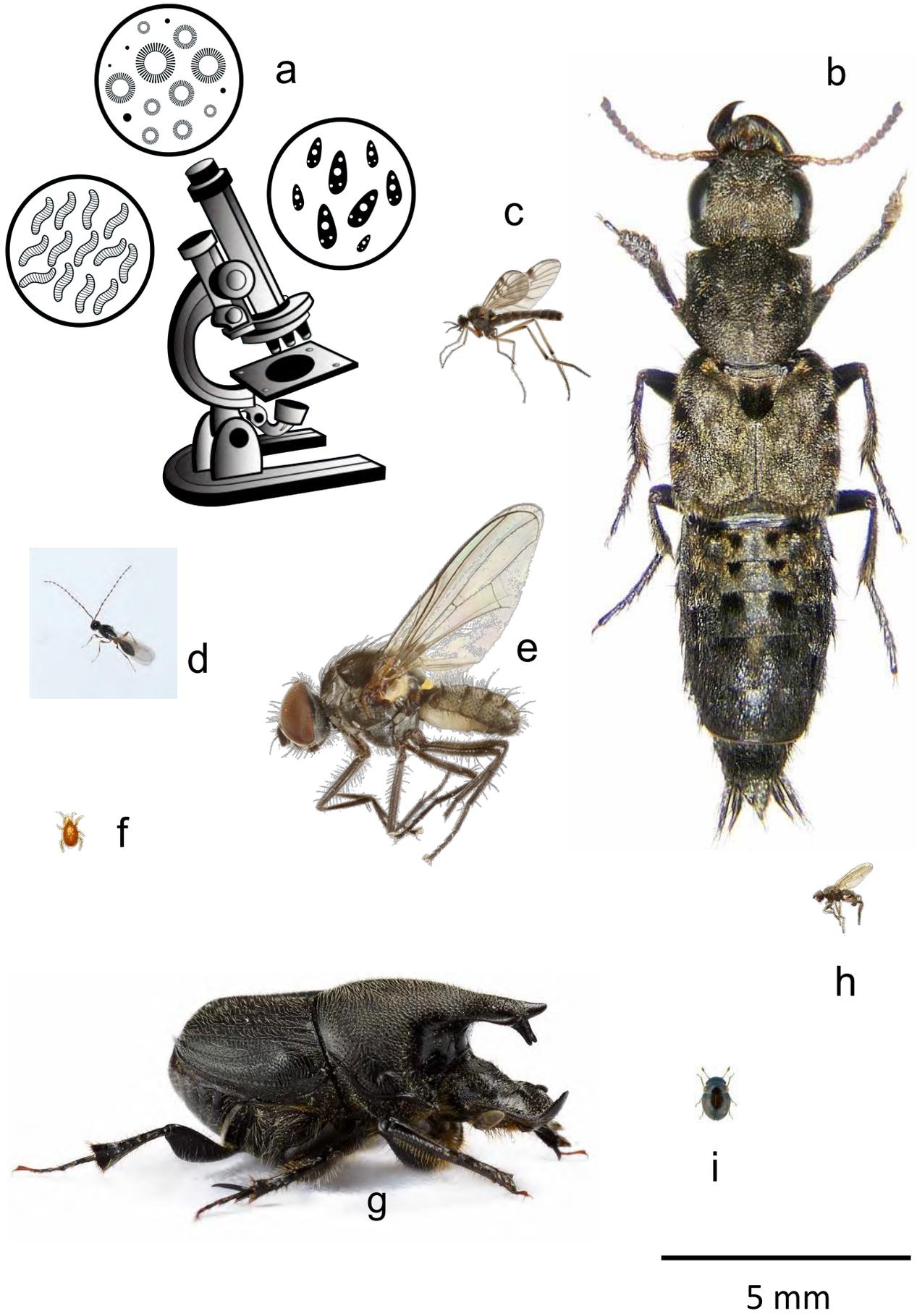
Je remercie tout particulièrement les nombreuses personnes qui ont pris les photographies figurant dans le guide de les avoir rendues disponibles gratuitement sous une licence Creative Commons.

# Table des Matières

Avant-propos .....	i
Remerciements .....	ii
Introduction .....	1
Partie I : Écologie générale de la communauté des insectes présents dans la bouse .....	3
Que trouve-t-on dans la bouse.....	5
... Pourquoi s’y intéresser? .....	7
Structure des guildes.....	9
Ordre de succession .....	14
Phorésie .....	16
Facteurs influant sur la succession .....	18
Activité saisonnière .....	21
Attractivité des excréments.....	24
Résidus chimiques présents dans la bouse .....	26
Diversité croissante de la faune associée aux bouses .....	30
Coup d’œil sur les bestioles présentes dans la bouse .....	34
Partie II : Identification des insectes se reproduisant dans la bouse .....	41
Comment nommer les insectes? .....	44
Identification des insectes immatures.....	47
Identification des insectes adultes (et des acariens) .....	51
Mouches (Diptera : sous-ordre des nematocera).....	53
Anisopodidae (moucheron des bois).....	54
Cecidomyiidae (moucheron à galle) .....	55
Ceratopogonidae (brûlots).....	57
Chironomidae.....	58

Psychodidae (psychodes, phlébotomes) .....	59
Scatopsidae .....	60
Sciaridae .....	61
Mouches (Diptera : sous-ordre des brachycera) .....	62
Anthomyiidae .....	63
Calliphoridae .....	64
Chloropidae .....	65
Empidoidea .....	66
Ephydriidae (mouches de rivage) .....	68
Milichiidae .....	69
Muscidae .....	70
Æstridae (œstres, hypodermes) .....	73
Sarcophagidae .....	74
Scathophagidae .....	76
Sepsidae .....	78
Sphaeroceridae .....	80
Stratiomyidae (mouches armées) .....	82
Syrphidae (syrphes) .....	84
Ulidiidae .....	85
Coléoptères (Coleoptera) .....	86
Clambidae .....	88
Cryptophagidae .....	90
Geotrupidae .....	91
Histeridae .....	92
Hydrophilidae .....	96
Latridiidae .....	101
Ptiliidae .....	102
Scarabaeidae .....	103
Staphylinidae .....	134

Staphylinidae : sous-famille des Aleocharinae .....	137
Staphylinidae : sous-famille des Omaliinae.....	140
Staphylinidae : sous-famille des Oxytelinae .....	141
Staphylinidae : sous-famille des Paederinae .....	143
Staphylinidae : sous-famille des Pselaphinae.....	144
Staphylinidae : sous-famille des Staphylininae .....	145
Staphylinidae : sous -famille des Tachyporinae.....	148
Guêpes (Hymenoptera) .....	153
Acariens (classe des Arachnida : superordres des Acariformes et des Parasitiformes) .....	163
<b>Part III : Références.....</b>	<b>168</b>
Glossaire des termes utilisés dans ce guide .....	169
Bibliographie .....	178



# Introduction

Les bouses de vache grouillent de bestioles qui sautent, volent ou creusent des galeries... Certaines sont invisibles à l'œil nu – comme les bactéries et les nématodes, que l'on peut observer uniquement au microscope. Les acariens ne sont pas bien plus gros. Les insectes qui vivent dans la bouse peuvent mesurer seulement 1 à 2 mm ou, au Canada, atteindre une longueur de 20 mm (fig. 1).

On trouve plus de 300 espèces d'insectes dans la bouse laissée par les bovins dans les pâturages canadiens. Ces insectes s'accouplent dans la bouse, s'en nourrissent, y pondent des œufs et se mangent entre eux. La composition de cette communauté bourdonnante d'activité change quotidiennement. Certains insectes sont bien connus et sont désignés à la fois par un nom scientifique et un nom commun. C'est le cas du *Stomoxys calcitrans* (mouche piquante des étables), qui s'attaque aux animaux d'élevage. La plupart des autres insectes n'ont qu'un nom scientifique, et quelques uns n'ont pas encore été découverts ou désignés.

Par leurs activités de creusement et d'alimentation, ces insectes fournissent des services écosystémiques précieux. En éparpillant les bouses, ils éliminent des sites de reproduction potentiels pour les organismes nuisibles et accélèrent le retour des nutriments dans le sol. L'élimination des bouses déposées dans les pâturages augmente également la surface disponible pour le broutage. En enfouissant la bouse, les insectes aèrent le sol et améliorent le drainage. Ils dispersent les graines, pollinisent les plantes et se nourrissent d'œufs et de larves d'organismes nuisibles, et ils servent à leur tour de proies à d'autres insectes, à des oiseaux et à des petits mammifères. Compte tenu des services qu'ils rendent ainsi, les insectes associés à la bouse revêtent un intérêt particulier pour les éleveurs, les gestionnaires de terres, les naturalistes et les groupes de conservation.

## Bouse ou fumier?

Le terme « bouse » désigne les excréments des bovins. Dans le cas des chevaux et des ovins, on parle plutôt d'excréments.

Le terme « fumier » désigne un mélange d'excréments d'animaux et de matières végétales. Le fumier est utilisé en agriculture pour améliorer la fertilité du sol.

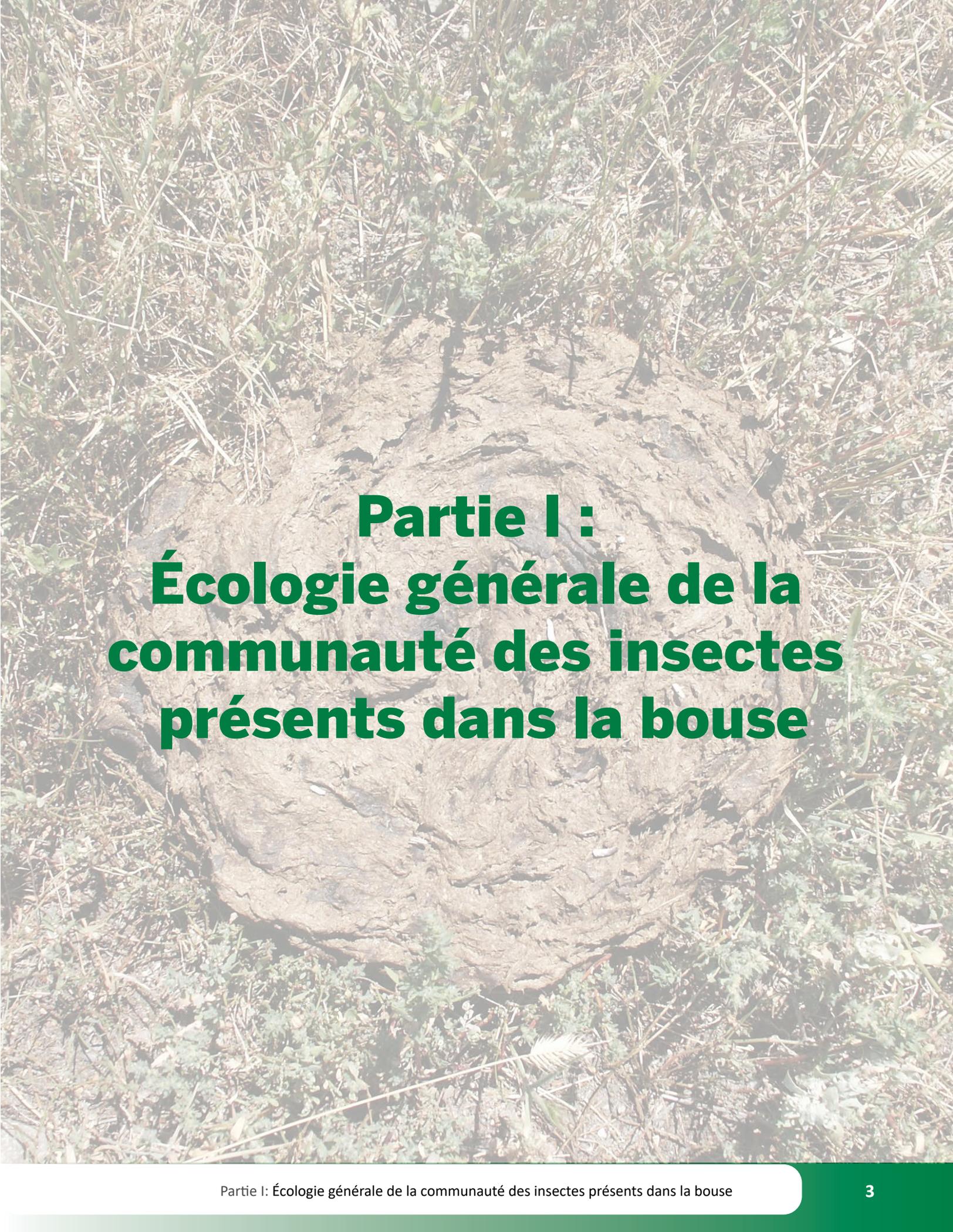
Certaines espèces d'insectes qui sont communes dans les excréments ne peuvent se reproduire dans le fumier, et vice versa.

**Figure 1.** Variation de taille des types d'organismes qui sont communs dans la bouse : a – Bactéries, champignons et nématodes; b – *Ontholestes murinus* (coléoptère prédateur); c – *Sylvicola punctatus* (mouche se nourrissant d'excréments); d – *Trichopria* sp. (guêpe parasitoïde); e – *Pegoplata patellans* (mouche se nourrissant d'excréments); f – Acarien de la famille des Macrochélidés; g – *Onthophagus hecate* (bousier); h – *Copromyza equina* (mouche se nourrissant d'excréments); i – *Clambus pubescens* (coléoptère se nourrissant de champignons). Photos : b, i – Udo Schmidt, CC-BY-SA-2.0; c – © Malcolm Storey; d – Ilona Loser, CC-BY-ND-NC-1.0; e, h – Janet Graham, CC-BY-2.0; f – B. Lee, AAFC; g – © Kevin Stohlgren.

Les bouses constituent aussi un merveilleux terrain de jeu pour les chercheurs. Une bouse est un habitat en soi, qui est créé en quelques secondes. La bouse fraîche est une matière abondante, peu coûteuse et facile à manipuler. En plaçant dans un champ des bouses de taille variée à des endroits différents, à différentes heures de la journée ou à différents mois de l'année, on peut étudier des processus écologiques tels que la structure de la communauté, la succession, l'exclusion compétitive, les interactions entre espèces et l'activité saisonnière. On peut aussi en apprendre davantage sur la façon dont l'alimentation des animaux d'élevage ou les médicaments qui leur sont donnés influent sur la structure et la fonction de la communauté des insectes qui vivent dans la bouse.

Constitué de deux parties, le présent guide propose une introduction aux insectes présents dans les bouses laissées par les bovins dans les pâturages du Canada. La partie I provient d'un chapitre de livre (Floate, 2011) qui a été mis à jour et enrichi. Cette première partie se concentre sur les aspects généraux de la diversité et de l'écologie des insectes. La partie II vise à aider les lecteurs à identifier les insectes. On y présente de l'information sur la biologie et la morphologie de différents groupes d'insectes, illustrée par des photographies en couleur. Pour certains groupes de coléoptères, des listes des espèces observées dans chaque province et territoire sont fournies. Bien que les espèces mentionnées dans ce guide soient présentes au Canada, la plupart se rencontrent également aux États Unis. Quelques espèces peuvent être identifiées par des personnes non initiées sans matériel particulier, mais l'identification de la plupart des espèces requiert l'utilisation d'un microscope, la consultation d'une collection entomologique de référence et une connaissance approfondie des structures et des parties du corps des insectes. Des renvois à des clés taxonomiques sont fournis à l'intention des lecteurs qui souhaiteraient procéder à une identification détaillée.

Ce guide se termine par une liste exhaustive de références qui s'adresse aux lecteurs désireux d'approfondir certains sujets et de découvrir des sources d'information qui pourraient passer inaperçues. Bon nombre de ces ouvrages ont été publiés il y a des dizaines d'années, mais ils demeurent pertinents et sont de plus en plus offerts en ligne.



# **Partie I : Écologie générale de la communauté des insectes présents dans la bouse**

# Partie I : Table des Matières

Que trouve-t-on dans la bouse.....	5
... Pourquoi s’y intéresser? .....	7
Structure des guildes.....	9
Ordre de succession .....	14
Phorésie .....	16
Facteurs influant sur la succession .....	18
Activité saisonnière .....	21
Attractivité des excréments.....	24
Résidus chimiques présents dans la bouse .....	26
Diversité croissante de la faune associée aux bouses .....	30
Coup d’œil sur les bestioles présentes dans la bouse .....	34

# Que trouve-t-on dans la bouse?

La bouse fraîchement déposée contient environ 80 % d'eau (Lee et Wall, 2006; Lysyk et al., 1985) et un mélange de matière végétale non digérée qui est riche en nutriments, en microorganismes et en sous-produits de ces microorganismes. En poids sec, la bouse contient environ 0,8 % de potassium (K), 0,4 % de sodium (Na), 2,4 % de calcium (Ca), 0,7 % de phosphore (P) et 0,8 % de magnésium (Mg) (Marsh et Campling, 1970). La concentration d'azote (N) dans la bouse varie de 2,5 à 4,0 % en poids sec (Lysyk et al., 1985; Marsh et Campling, 1970), ce qui est comparable à la teneur mesurée chez de nombreuses espèces de plantes (fig. 2.2 dans Bernays et Chapman, 1994). Contrairement à ce qu'on observe chez les plantes, une grande partie de l'azote qui se trouve dans la bouse se présente toutefois sous forme de bactéries, qui peuvent constituer de 10 à 20 % de la bouse en poids sec (Lohnis et Fred, 1923 – cité dans Marsh et Campling, 1970). Parmi les autres organismes pouvant être présents dans la bouse fraîche figurent des protozoaires, des nématodes parasites (vers ronds, strongles pulmonaires), des trématodes (douves) et des cestodes (vers plats) provenant du bovin.

Les organismes coprophiles (c. à d. vivant dans les excréments) qui colonisent les excréments frais comprennent des champignons, des nématodes, des vers de terre, des insectes et des acariens. Blume (1985) a répertorié plus de 450 espèces d'arthropodes<sup>1</sup> dans la bouse en Amérique du Nord, mais cette liste comprend plusieurs espèces qui ne se reproduisent pas dans la bouse (voir le paragraphe suivant). Des études menées en Colombie-

Britannique (Macqueen et Beirne, 1974) et en Alberta (Floate, 1998b) recensent au total 112 groupes taxonomiques ou *taxons* d'insectes dans les bouses laissées par les bovins dans les pâturages. Ce total ne comprend toutefois pas de nombreuses espèces qui sont communes dans la bouse ailleurs au pays ainsi que des espèces plus rares ou des espèces qui colonisent la bouse à des stades ultérieurs de décomposition. Ces deux études mentionnent trois espèces de

## L'A B C de la bouse

La bouse fraîchement déposée contient principalement des bactéries anaérobies provenant du tube digestif des bovins, qui est pauvre en oxygène.

Ces bactéries anaérobies sont par la suite remplacées par des bactéries aérobies, qui vivent librement dans l'environnement ou sont transportées dans la bouse par des insectes coprophiles.

## Coprophile ou coprophage?

Coprophile : qui vit dans les excréments.

Coprophage : qui se nourrit d'excréments.

Les bousiers sont coprophiles et coprophages – ils sont attirés par les excréments et s'en nourrissent. Les insectes qui sont des parasitoïdes et des prédateurs sont coprophiles – ils sont attirés par les excréments, mais se nourrissent d'autres insectes qui s'y trouvent.

<sup>1</sup> Le terme « arthropodes » désigne les insectes et les espèces qui leur sont apparentées, notamment les araignées, les acariens, les cloportes, les diploportes et les chilopodes.

guêpes de la famille des Ptéromalidés, mais au moins vingt espèces au Canada parasitent des mouches qui se reproduisent dans les excréments (Floate et Gibson, 2004; voir le tableau 6). Macqueen et Beirne (1974) ne mentionnent que 4 des 36 espèces de coléoptères coprophiles de la famille des Histeridae ([page 92](#)) connues au Canada (Bousquet et Laplante, 2006b). L'examen des ouvrages publiés indique qu'au moins 300 espèces d'insectes sont membres de la communauté d'arthropodes associés à la bouse au Canada, ces insectes représentant près de 50 familles taxonomique (voir la [partie II du guide](#)). En comparaison, Skidmore (1991) a recensé environ 275 espèces d'insectes dans la bouse en Grande-Bretagne.

D'autres espèces d'arthropodes peuvent être associées à la bouse, mais ne sont pas considérées comme des membres de la communauté des organismes présents dans la bouse. Il s'agirait plutôt de « visiteurs », comme certains papillons qui extraient de la bouse fraîche le sodium et l'azote dont ils ont besoin – un comportement appelé « puddling » en anglais (Molleman, 2010). D'autres visiteurs cherchent dans les dépôts plus anciens des proies ou des hôtes ou encore s'abritent sous les bouses, mais ne sont pas particulièrement attirés par les excréments. Aux stades ultérieurs de dégradation, les bouses sont aussi colonisées par des espèces généralement associées aux sols riches en matière organique ou aux végétaux en décomposition. Ces espèces comprennent des chilopodes, des cloportes, des diplopedes, des opilions, des araignées, des acariens oribates, des perce-oreilles, des collembolles, des fourmis, des taupins, des carabes et des punaises. D'autres visiteurs communs sont des insectes herbivores présents dans les pâturages qui utilisent les bouses comme perchoirs.

L'appartenance à la communauté des organismes présents dans la bouse peut parfois être ambiguë. Les bousiers adultes des espèces *Chilothorax distinctus* ([page 109](#)), *Calamosternus granarius* ([page 108](#)) et *Melinopterus prodromus* ([page 114](#)) sont attirés par la bouse fraîche dont ils se nourrissent, mais ils ne s'y reproduisent pas (Floate, 2007; Floate et Gill, 1998). À certaines périodes de l'année, des milliers d'adultes peuvent converger vers une même bouse (Bezanson et Floate, 2020; Mohr, 1943). L'activité de creusement d'un aussi grand nombre d'adultes peut disperser la bouse, ce qui peut avoir une incidence sur la survie et les interactions des autres espèces qui s'y trouvent. Les larves de ces bousiers sont cependant détritivores et se développent dans les sols riches en matière organique. Dans les régions du sud des provinces des Prairies, le fumier composté provenant des parcs d'engraissement de bovins est incorporé dans les champs agricoles au printemps. L'odeur du fumier attire un grand nombre d'adultes qui pondent dans le sol. Au début de l'été, ces champs peuvent contenir un grand nombre de larves (« vers blancs ») par mètre carré (Floate, 2021). À plusieurs occasions, l'auteur a élevé des larves dans des pots remplis de terre afin de récupérer des adultes appartenant principalement à l'espèce *C. distinctus*, mais aussi aux espèces *C. granarius* et *M. prodromus*.

Des milliers d'études mentionnent les insectes qui se reproduisent dans les excréments, mais la majorité d'entre elles se limitent à une seule ou à quelques espèces (Bezanson et Floate, 2019).

En Amérique du Nord, la plupart des études portent sur quatre espèces de Muscidae ([page 70](#)) qui sont considérées comme des organismes nuisibles d'importance économique pour les animaux d'élevage. En perturbant ou en piquant les animaux, ces mouches peuvent propager des maladies, réduire la production de lait des bovins laitiers et causer une perte de poids chez les bovins de boucherie. Un petit nombre d'études se sont concentrées sur différentes espèces de bousiers, en raison du rôle de ces coléoptères dans la décomposition de la bouse et la réduction de son caractère propice comme site de reproduction pour les mouches nuisibles. D'autres études ont porté sur les ennemis naturels des mouches nuisibles ou sur la réaction des

### Ça en fait beaucoup!

Si on suppose que leurs bouses ne se chevauchent pas et que les bovins évitent de brouter à proximité, un troupeau de 100 bêtes peut rendre inutilisable une superficie de 7,2 ha de pâturage destinée à la production bovine au cours d'une saison de pâturage de 150 jours.



insectes aux résidus chimiques présents dans la bouse de bovins traités au moyen de médicaments. Seules quelques études donnent davantage une vue d'ensemble de la communauté des organismes présents dans la bouse et des interactions entre ses membres. Ce sont notamment les études de Hammer (1941), Mohr (1943), Laurence (1954), Hanski et Cambefort (1991), et plus particulièrement Skidmore (1991).

## ...Pourquoi s'y intéresser?

**L**e rôle que jouent les insectes et les autres organismes en favorisant la décomposition de la bouse a d'importantes répercussions sur le plan pratique. Au Canada, on estime à 110 millions le nombre de bouses qui sont déposées par les bovins chaque jour (ce qui

équivalent à 242 000 tonnes de fumier frais). Ce nombre est calculé en fonction d'une moyenne quotidienne de 10 bouses (environ 22 kg de bouse fraîche) par animal (références dans Fincher [1981]) et d'un cheptel national d'environ 11 millions de bovins en 2020 (Statistique Canada). En supposant que les bouses ne se chevauchent pas, les excréments d'un bovin couvrent chaque jour une superficie de 0,8 m<sup>2</sup>. Les concentrations élevées d'azote et d'autres nutriments qui sont libérées par la décomposition des excréments favorisent la croissance de plantes peu appréciées des bovins (« refus ») à proximité des bouses. Compte tenu de cette végétation qui est dédaignée par les bovins, la superficie totale soustraite au pâturage peut être cinq fois plus élevée (références dans Fincher [1981]).

Le coût du fourrage qui est soustrait au pâturage à cause du dépôt de bouses au Canada n'a pas été calculé, mais des données sont disponibles pour les États Unis. Dans les contreforts du nord de la

### Le lancer de la bouse de vache Eh oui, c'est un sport!

Lorsqu'une bouse séchée a la forme d'un disque, elle peut être lancée à la manière d'un Frisbee®. Selon le livre des records mondiaux Guinness (2021), la plus grande distance atteinte par un lancer de bouse, selon la règle « non-sphérisation et 100 % organique », est de 81,1 m (266 pi).

Californie, on a estimé, en 1984, que la bouse non décomposée dans des pâturages d'une superficie totale de 2 024 ha utilisés par 455 bovins représentait un coût cumulé de 4 858 \$US sur trois ans (15 500 \$CA en dollars de 2020) (Anderson *et al.*, 1984). Le coût estimé représente la perte de fourrage, qui s'est traduite par une perte de 2 730 kg, 628 kg et 112 kg de bœuf au cours des première, deuxième et troisième saisons de croissance suivant le dépôt des bouses, respectivement. Ce coût reviendrait chaque année pour chaque groupe de 455 bovins au pâturage. Dans les contreforts du nord de la Californie, la faune associée aux bouses et les étés chauds et secs ressemblent à ceux des régions du sud des Prairies canadiennes (Anderson *et al.*, 1984).

La perte d'azote et de minéraux dans le sol des pâturages représente un autre coût lié à la bouse non décomposée. Jusqu'à 80 % de l'azote présent dans les bouses fraîches déposées au pâturage peut être libéré dans l'atmosphère sous forme d'ammoniac si les bouses ne sont pas enfouies et sèchent entièrement au soleil (Gillard, 1967). D'autres nutriments restent captifs dans la bouse non décomposée et ne sont pas disponibles pour la croissance des plantes.

La bouse fournit également des sites de reproduction aux mouches nuisibles et aux parasites qui affectent les animaux d'élevage. La mouche faciale, la mouche des cornes et la mouche piquante des étables sont des Muscidae ([page 70](#)) qui se reproduisent dans les excréments et sont nuisibles aux bovins en Amérique du Nord. Kunz *et al.* (1991) ont estimé que les pertes économiques annuelles associées à ces trois insectes nuisibles aux États Unis s'élevaient au total à 1,4 milliard \$US (3,5 milliards \$CA en 2020). Colautti *et al.* (2006) ont estimé les pertes annuelles potentielles dues à la mouche des cornes et à la mouche piquante des étables au Canada à 96 millions \$CA (136 millions \$CA en 2020). La bouse fraîche des animaux infectés peut aussi contenir des parasites internes immatures. Ces parasites comprennent des nématodes, qui infectent le tractus gastro-intestinal (vers ronds) ou les poumons (strongles pulmonaires), des trématodes, qui infectent le foie (douve), et des cestodes, qui infectent l'intestin (vers plats). Lorsque la bouse ne se dégrade pas rapidement, les parasites immatures sont plus susceptibles de survivre et de réinfecter les bovins de boucherie et les bovins laitiers, ce qui entraîne des pertes supplémentaires dans la production de viande et de lait (Fincher, 1973; Lawrence et Ibarburu, 2007).

Les avantages cumulatifs associés à la décomposition rapide de la bouse sont difficiles à évaluer avec certitude, mais ils pourraient être énormes. Fincher (1981) fournit, pour les États Unis, une estimation tenant compte de la disponibilité d'une quantité accrue de fourrage qui ne serait pas perdue à cause de la contamination des pâturages, du retour d'une quantité accrue d'azote dans le sol et de la présence réduite des mouches nuisibles (Moon *et al.*, 1980) et des parasites internes (Fincher, 1973). En estimant le cheptel national à environ 110 millions d'animaux, il a calculé que les économies annuelles pouvant découler de la dégradation accélérée des bouses s'élèveraient à 2 milliards \$US (7,2 milliards \$CA en 2020). Losey et Vaughan (2006) ont refait

ces calculs et ont obtenu une estimation plus modeste de 380 millions \$US (605 millions \$CA en 2020). Le cheptel bovin du Canada représente environ le dixième du cheptel américain. Si nous acceptons l'estimation de Losey et Vaughan (2006), les bénéfices pouvant découler de la décomposition accélérée des bouses au Canada s'établiraient à environ 60 millions \$CA par année.

Les insectes qui se reproduisent dans les excréments offrent aussi d'autres services écologiques en dispersant les graines, en assurant la pollinisation et en servant de proies pour d'autres insectes, des oiseaux et des petits mammifères (McCracken, 1993; Nichols *et al.*, 2008). Les insectes coprophiles en particulier sont des aliments importants pour les petits des oiseaux qui nichent dans les pâturages ou à proximité (Beintema *et al.*, 1991; Hammer, 1941; Horgan et Berrow, 2004; Laurence, 1954), y compris des espèces d'oiseaux qui sont menacées ou en voie de disparition. En Europe, ces espèces comprennent le crabe à bec rouge (*Pyrrhocorax pyrrhocorax*) (McCracken *et al.*, 1992) et, en Amérique du Nord, la chevêche des terriers (*Athene cunicularia*) (Floate *et al.*, 2008; Levey *et al.*, 2004). Les insectes qui se reproduisent dans les excréments font régulièrement partie de l'alimentation de différentes espèces de chauves-souris (Kervyn et Libois, 2008; Robinson et Stebbings, 1993; Rydell, 1992).

### Le saviez-vous?

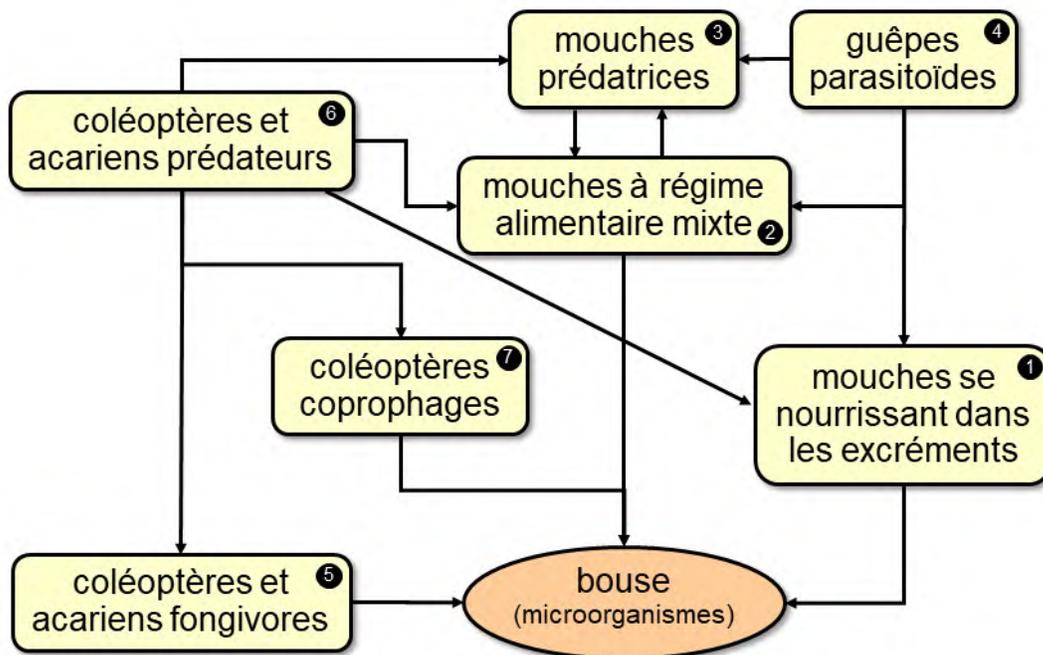
La chevêche des terriers tapisse les parois de son nid souterrain de morceaux de bouse, peut être pour attirer les bousiers, dont elle se nourrit (Levey *et al.*, 2004).



Photo : Alan Vernon (CC-BY-2.0)

## Structure des guildes

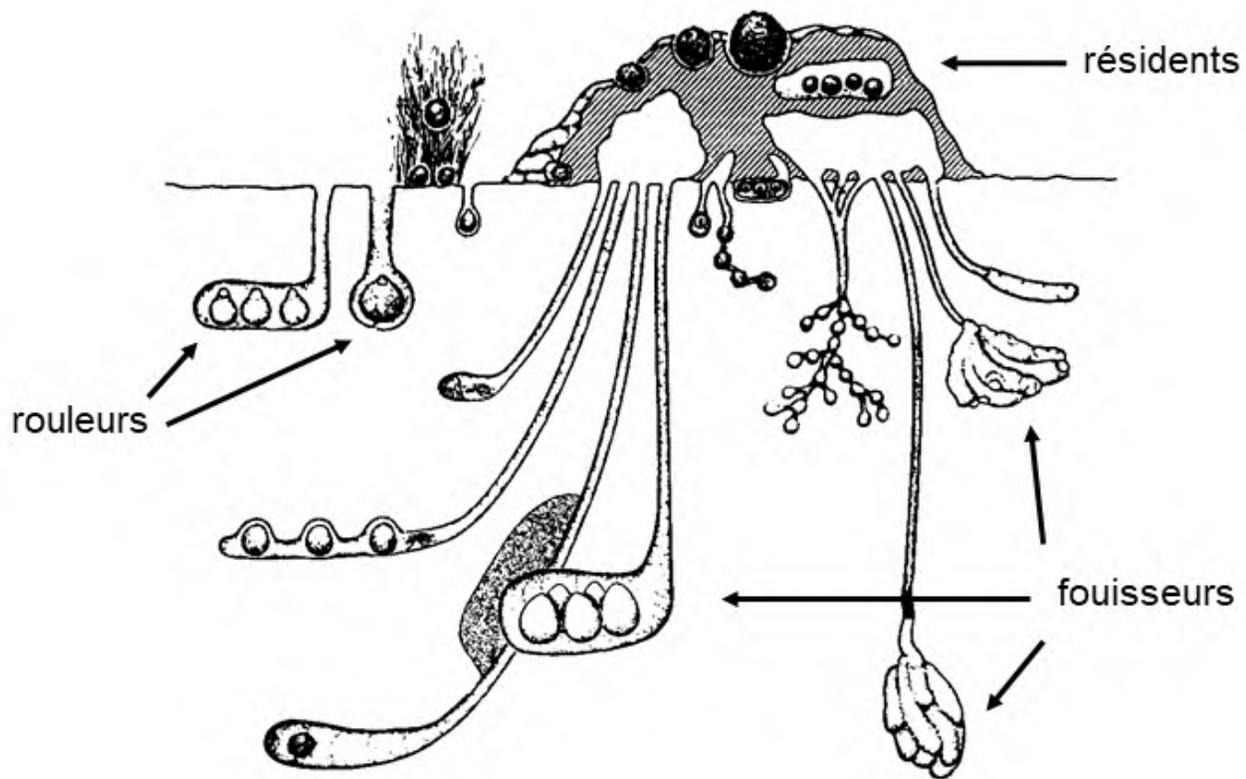
Les insectes qui colonisent la bouse ont été classés par Skidmore (1991) en sept grandes guildes en fonction de leurs habitudes alimentaires (fig. 2). Trois de ces guildes regroupent des espèces de mouches qui se distinguent sur le plan de l'alimentation des larves. Les larves des mouches se nourrissant dans les excréments consomment des microorganismes et de minuscules fragments de matière végétale. La plupart des mouches coprophages appartiennent à cette guildes. Les larves des premiers stades des mouches à régime alimentaire mixte ont le même régime alimentaire que les mouches qui se nourrissent dans les excréments, mais elles en changent ensuite, habituellement au troisième et dernier stade larvaire, pour se nourrir d'insectes. Les larves des mouches prédatrices se nourrissent exclusivement d'insectes. Une quatrième guildes regroupe des espèces de guêpes parasitoïdes ([page 154](#)), qui se développent à l'intérieur d'autres insectes – principalement des mouches. Les trois dernières guildes regroupent des espèces de coléoptères. Les coléoptères fongivores colonisent les bouses aux stades ultérieurs de décomposition pour se nourrir d'hyphes et de spores de champignons. Les coléoptères prédateurs se nourrissent d'autres insectes, plus particulièrement d'œufs et de



**Figure 2.** Les microorganismes (bactéries, champignons et nématodes) présents dans la bouse soutiennent un réseau trophique composé de sept grandes guildes d'insectes. La direction des flèches indique la source de nourriture : 1 – les larves des mouches se nourrissant dans les excréments se nourrissent de bactéries présentes dans la bouse; 2 – les larves des mouches à régime alimentaire mixte se nourrissent de bactéries et d'insectes; 3 – les larves des mouches prédatrices se nourrissent d'insectes; 4 – les guêpes parasitoïdes se développent à l'intérieur des formes immatures de mouches; 5 – les coléoptères et les acariens fongivores se nourrissent d'hyphes et de spores de champignons; 6 – les coléoptères et les acariens prédateurs se nourrissent d'insectes et de nématodes; 7 – les larves des coléoptères coprophages consomment des fibres dans la bouse, et les adultes extraient des nutriments de la composante liquide de la bouse fraîche.

larves de mouches. La dernière guildes est celle des coléoptères coprophages, qui se nourrissent exclusivement ou principalement d'excréments. Les bousiers adultes sont des insectes filtreurs (Holter, 2004; Holter *et al.*, 2002) qui obtiennent principalement les éléments nutritifs dont ils ont besoin en ingérant les microorganismes présents dans la composante liquide des excréments frais (Aschenborn *et al.*, 1989). Cependant, les larves des bousiers se nourrissent essentiellement de fibres végétales non digérées.

Bien que cette classification en guildes soit utile pour décrire les principales caractéristiques des communautés d'insectes associées aux excréments, Skidmore (1991) admet lui-même qu'elle simplifie à outrance la complexité des interactions et qu'elle exclut les arthropodes qui ne sont pas des insectes. Le scatophage du fumier est classé parmi les « mouches se nourrissant dans les excréments » parce que ses larves sont coprophages, mais les adultes de l'espèce sont des prédateurs voraces. Les staphylins appartenant au genre *Aleochara* sont classés parmi les « coléoptères prédateurs », mais leurs larves sont des parasitoïdes des pupariums de mouches. Les coléoptères hydrophiles du genre *Sphaeridium* sont classés parmi les « coléoptères coprophages », mais leurs larves peuvent se nourrir d'autres insectes. Les



**Figure 3.** Les bousiers peuvent être classés en trois catégories selon leur comportement de nidification : les « résidents », les « fouisseurs » et les « rouleurs ». Dans chaque catégorie, les différentes espèces de coléoptères peuvent aménager différents types de terriers (image modifiée de Doube [1990] et réimprimée de Floate [2011]).

acariens sont communs dans la bouse, mais leur présence passe souvent inaperçue à cause de leur taille minuscule. Certaines espèces d'acariens se nourrissent de formes immatures d'insectes ou d'acariens, ou encore de nématodes. D'autres espèces d'acariens parasitent des insectes, se nourrissent de champignons ou sont à la fois prédateurs et détritivores. Pour cette raison, les acariens sont inclus à la fois avec les coléoptères fongivores et avec les coléoptères prédateurs dans la figure 2.

En outre, la classification en guildes ne rend pas compte des différences importantes qui existent entre les bousiers qui sont « résidents » (endocoprides), « fouisseurs » (paracoprides) ou « rouleurs » (télécoprides) (Cambefort et Hanski, 1991; fig. 3 et 4). Les bousiers comprennent surtout des espèces de Scarabaeidae, mais aussi certaines espèces de Geotrupidae. Les coléoptères résidents adultes (Scarabaeidae : Aphodiinae) sont attirés par la bouse fraîche, où ils se nourrissent et où les femelles pondent leurs œufs. Après l'éclosion, les larves creusent des galeries et se nourrissent dans la bouse jusqu'à ce qu'elles soient prêtes à se pupifier, ce qu'elles font dans la bouse même ou à l'interface entre la bouse et la surface du sol. L'activité alimentaire des larves fragmente lentement la bouse, la transformant en matière légère, sèche et granulaire. Cette matière est dispersée par le vent, pénétrée par la végétation qui pousse en dessous ou enfouie dans le sol sous l'effet de facteurs biotiques (facteurs liés aux

organismes vivants, comme les vers de terre, les insectes et les bactéries) et abiotiques (qui ne sont pas associés aux êtres vivants, comme la pluie). L'élimination de la bouse de la surface du sol par les coléoptères résidents prend habituellement quelques semaines ou mois. Cependant, un grand nombre de coléoptères résidents peuvent être attirés par la bouse fraîche à certaines périodes de l'année, et ils peuvent alors la disperser en quelques jours (voir la section « [Activité saisonnière](#) »). Les coléoptères résidents, qui sont généralement relativement petits et quelconques, forment le groupe dominant dans les régions tempérées nordiques, dont le Canada.

Les bousiers fousseurs et les bousiers rouleurs adultes (Geotrupidae; Scarabaeidae : Scarabaeinae) extraient des morceaux de bouse fraîche et les apportent dans des terriers plus

### L'A B C de la bouse

Les larves de bousier ont un intestin postérieur hypertrophié qui fonctionne comme le rumen des bovins. Il contient des bactéries spécialisées qui produisent des enzymes cellulolytiques, ce qui permet aux larves d'extraire des nutriments de fibres végétales autrement indigestes. Les larves acquièrent ces bactéries en se nourrissant dans la boule de couvain, inoculée par des sécrétions de la mère au moment de la ponte (Shukla *et al.*, 2016).



Photo: Larve de scarabée – Gilles San Martin (CC BY-SA 2.0).

ou moins verticaux ou des chambres de nidification (fig. 3). La profondeur de ces chambres varie selon l'espèce et le type de sol, mais peut atteindre environ 20 cm dans le cas des espèces fousseuses du Canada (p. ex. *Onthophagus nuchicornis*, fig. 4b) (Rojewski, 1983; von Lengerken, 1954). Le *Canthon pilularius* (fig. 4c), une espèce rouleuse du Canada, enfouit la bouse à une profondeur de 5 à 10 cm (Ritcher, 1966). Les terriers des grands bousiers fousseurs, comme les espèces de *Heliocopris* en Afrique, peuvent s'enfoncer dans le sol jusqu'à 120 cm (Kingston et Coe, 1977). Tandis que les fousseurs aménagent des chambres en creusant directement sous la bouse, les rouleurs façonnent de petits morceaux de bouse en boules qu'ils roulent plus loin, jusqu'à l'emplacement de la future chambre. Le mâle et la femelle unissent souvent leurs efforts pour accomplir cette tâche. Une fois la boule transportée dans la chambre de nidification, la femelle y creuse une petite cavité pour pondre un œuf; la cavité est ensuite scellée avec un bouchon d'excrément. L'œuf et la boule de bouse qui l'héberge forment ce qu'on appelle une « boule de couvain ». Chez les espèces relativement petites de bousiers fousseurs et rouleurs, comme celles qui sont endémiques du

Canada, aucun autre soin n'est prodigué à la progéniture, et chaque boule de couvain constitue la quantité totale de nourriture dont dispose la larve. Dans d'autres régions, particulièrement chez les espèces endémiques des climats plus chauds, les adultes peuvent toutefois assurer certains soins, par exemple en protégeant la

### Le saviez-vous?

Des excréments fossilisés (coprolithes) datant du Crétacé tardif fournissent la preuve que les bousiers ont coexisté avec les dinosaures (Chin et Gill, 1996).



**Figure 4.** Trois espèces de bousiers présentant des comportements de nidification différents : a – *Aphodius pedellus* (6–8 mm) est l’un des bousiers « résidents » les plus colorés du Canada; b – *Onthophagus nuchicornis* (6–8 mm) est un bousier « fouisseur » qui peut être très abondant à l’échelle locale. c – *Canthon pilularius* (12–17 mm) est un bousier « rouleur » et est peut être le plus gros bousier présent au Canada; il s’agit d’une espèce indigène, tandis que les deux autres sont d’origine européenne (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada, Ottawa, Ontario).

chambre contre l’invasion d’autres insectes. Le processus de nidification est décrit en détail par Rojewski (1983) pour le *Coloboapterus erraticus* (page 110) (espèce fouisseuse), et par Matthews (1963) pour le *C. pilularius* (page 121, fig. 4c). Ces deux espèces sont présentes au Canada. Cambefort et Hanski (1991) fournissent une description des comportements de nidification des bousiers en général. Halffter et Edmonds (1982) présentent une excellente analyse détaillée du comportement de nidification d’espèces principalement tropicales et subtropicales de bousiers fouisseurs et rouleurs.

Comparativement aux bousiers résidents, les bousiers fouisseurs et les bousiers rouleurs sont bien plus efficaces pour ce qui est de dégrader la bouse et de contribuer à la santé des pâturages. Les bousiers fouisseurs et rouleurs adultes peuvent éliminer de la surface du sol la majeure partie d’une bouse fraîche en moins d’une semaine. L’activité de fouissement associée à la formation de la chambre de nidification favorise l’aération du sol et la filtration de l’eau. Le transport de morceaux de bouse dans le sol améliore la fertilité de celui-ci. Les bousiers fouisseurs et rouleurs sont habituellement plus gros que les bousiers résidents; leur morphologie comporte davantage d’ornementations (p. ex. présence de cornes) et ils sont généralement dominants dans les climats subtropicaux et tropicaux. Au Canada, les bousiers fouisseurs comprennent des espèces d’*Onthophagus* et les bousiers rouleurs, des espèces de *Canthon* (fig. 4).

# Ordre de succession

La colonisation des excréments frais par les insectes se produit selon une série de stades successifs (appelée succession par les écologistes) qui dépend fortement de l'âge des excréments et des conditions météorologiques (Hammer, 1941; Kessler et Balsbaugh, 1972; Laurence, 1954; Mohr, 1943; Yoshida et Katakura, 1986). Les premières espèces à coloniser les excréments sont principalement des mouches adultes, qui commencent à arriver dans les minutes suivant le dépôt des excréments pour y pondre. Les mouches des cornes, qui se posent habituellement sur le dos et les flancs des bovins, peuvent coloniser les bouses moins de quelques secondes après leur dépôt (McLintock et Depner, 1954). La colonisation par des mouches adultes diminue généralement quelques heures après le dépôt de la bouse, avec la formation d'une croûte à la surface de celle-ci. Cette croûte ralentit la libération des substances chimiques volatiles qui attirent les mouches et les autres insectes coprophiles. Les œufs pondus produisent généralement une nouvelle génération de mouches adultes en 10 à 20 jours, selon la température ambiante. Ce développement rapide est favorisé par le régime alimentaire des larves, qui se compose de microorganismes riches en nutriments ou d'autres insectes.

L'arrivée de bousiers adultes signale le deuxième stade de la colonisation. Ce stade culmine habituellement entre le premier et le cinquième jour suivant le dépôt de la bouse, le nombre d'individus colonisateurs diminuant rapidement par la suite (Holter, 1975; Kessler et Balsbaugh, 1972; Lee et Wall, 2006; Mohr, 1943; Rainio, 1966; Tixier *et al.*, 2015). Les bousiers de la sous famille des Aphodiinae restent dans la bouse pendant trois à vingt jours environ pour se nourrir et/ou pondre avant de repartir pour coloniser d'autres bouses fraîches; le temps de séjour varie selon l'espèce de coléoptère et la saison (printemps, été ou automne) (Holter, 1982; Roslin, 2000). Contrairement aux larves de mouches, les larves de bousiers ont besoin de plusieurs semaines ou mois pour se développer. Ce développement plus lent s'explique par la faible valeur nutritive des fibres végétales dont les larves de bousiers se nourrissent. Les larves de l'espèce européenne *Acrossus rufipes* (auparavant *Aphodius rufipes*) assimilent seulement 7 à 10 % des fibres végétales consommées et peuvent en ingérer une quantité équivalant à 175 à 530 % de leur poids corporel sec par jour pour obtenir les nutriments nécessaires à leur développement (Holter, 1974). Deux à trois semaines après son dépôt, la bouse est peu colonisée par de nouveaux arthropodes coprophiles.

## Factoïde fécal !

Lorsqu'ils trouvent de la bouse fraîche, les bousiers « résidents » creusent rapidement sous la croûte pour s'alimenter et pondre.



Photo : KD Floate, AAFC Lethbridge, AB

Les premier et deuxième stades de colonisation coïncident avec l'arrivée des guêpes parasitoïdes et des coléoptères prédateurs (Kessler et Balsbaugh, 1972; Mohr, 1943), qui viennent parasiter les insectes présents et leur progéniture ou s'en nourrir. Selon les espèces, les guêpes peuvent pondre dans les œufs, les larves ou les pupes des insectes hôtes. Certaines espèces de guêpes parasitoïdes sont grégaires, c'est à dire qu'elles pondent plusieurs œufs dans le même hôte. D'autres espèces sont solitaires, pondant un seul œuf par hôte. Certaines espèces peuvent aussi être des hyperparasitoïdes : ces espèces parasitent des formes immatures de guêpes qui, à leur tour, parasitent d'autres insectes. Les mouches et les coléoptères adultes qui colonisent des excréments sont souvent porteurs de nématodes et d'acariens phorétiques (voir la section « [Phorésie](#) »). L'activité de creusement et d'alimentation des organismes colonisateurs des premier et deuxième stades et de leur progéniture accélère la dégradation des excréments, qui peuvent ainsi être plus facilement pénétrés par la végétation et incorporés dans le sol.

Le dernier stade de la colonisation se produit lorsque l'interface entre les excréments et la surface du sol disparaît. Ce processus permet aux organismes vivant dans le sol (p. ex. vers de terre, collemboles, acariens oribates, nématodes) de pénétrer dans la bouse et de compléter sa dégradation en diverses composantes. Les spores de champignons, qui sont vraisemblablement ingérées par les bovins et se retrouvent dans les excréments, germent à différents moments durant le processus de décomposition, ce qui accélère la dégradation et fournit de la nourriture aux espèces fongivores. Le processus de dégradation est favorisé par l'humidité du sol, qui stimule l'activité bactérienne. Dans les pâturages d'Europe et des régions relativement humides de l'Amérique du Nord, les vers de terre sont attirés par les excréments et peuvent jouer un rôle important dans leur dégradation (Bacher *et al.*, 2018; Hirschberger et Bauer, 1994; Holter, 1979; James, 1992). En revanche, les vers de terre sont peu communs dans les pâturages des Prairies canadiennes et les régions arides voisines des États Unis. Les espèces indigènes de vers de terre ont été éradiquées au cours de la période glaciaire et leur expansion depuis des refuges situés au sud ne progresse que lentement vers le nord (Tomlin et Fox, 2003). Des espèces exotiques ont été introduites au Canada avec l'arrivée des colons européens, mais leurs populations sont concentrées dans les centres urbains et les régions relativement humides du pays (Bohlen *et al.*, 2004).

## Pourquoi les appelle-t-on « larves dauer » ?

Les larves dauer se trouvent dans une stase de développement qui les aide à survivre pendant de longues périodes lorsque les conditions sont défavorables. Le mot allemand « dauer » signifie « durée ».



Nématodes (photo : CSIRO)

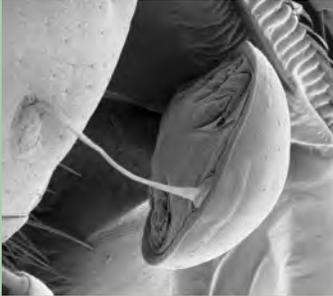
La nature éphémère et la répartition irrégulière des excréments frais favorisent les organismes qui peuvent les repérer rapidement sur de grandes distances (voir la section « Attractivité des excréments », [page 24](#)). La plupart des insectes y parviennent par vol dirigé, attirés par les composés volatils émis par les excréments. La phorésie est un mécanisme qui permet aux petits organismes incapables de voler (p. ex. les nématodes et les acariens) d'atteindre le même but. Selon ce mécanisme, un organisme (dit phorétique) cherche activement un animal porteur pour se fixer à sa surface et être transporté jusqu'à un milieu favorable (Farish et Axtell, 1971; Houck et OConnor, 1991). En d'autres termes, les organismes phorétiques se servent d'insectes volants comme moyen de transport pour atteindre des bouses fraîches.

En raison de leur taille minuscule, les nématodes passent généralement inaperçus, mais ils comptent parmi les organismes les plus diversifiés et les plus abondants dans la bouse. Sudhaus *et al.* (1988) ont répertorié 51 espèces de nématodes dans des bouses âgées de jusqu'à 24 jours. En disséquant 114 bousiers de l'espèce *Geotrupes stercorosus*, Weller *et al.* (2010) ont récupéré 5 002 nématodes appartenant à cinq catégories taxonomiques, dont près de 1 500 nématodes dans un seul individu. Le stade phorétique des nématodes est appelé *larve dauer*. La majorité des nématodes coprophiles sont non sélectifs et ne cherchent pas à se fixer à des espèces d'insectes en particulier. Les larves dauer ancrent la partie postérieure de leur corps dans la bouse et agitent la partie supérieure de leur corps dans le but présumé d'augmenter la probabilité d'entrer en contact avec un insecte de passage. Lorsque cela se produit, les larves dauer se fixent immédiatement à l'insecte. Chez d'autres espèces de nématodes, les larves dauer sont davantage spécialisées. Kiontke (1996) décrit la relation qui existe entre le nématode *Diplogaster coprophila* et les Sepsidae ([page 78](#)). Les larves dauer se rassemblent sur le puparium de la mouche. Dès l'émergence du nouvel adulte, elles entrent dans son pore génital pour occuper son système reproducteur. Lorsque la mouche femelle pondra dans des excréments frais, les larves dauer seront déposées avec les œufs. Les larves dauer ne peuvent compléter leur développement que si elles séjournent dans une mouche hôte.

Les associations phorétiques entre acariens et arthropodes sont analysées par Hunter et Rosario (1988) de même que par Houck et OConnor (1991). Le degré de spécialisation des acariens phorétiques varie d'une espèce à l'autre (Farish et Axtell, 1971). Les acariens adultes

### Organe d'attache d'une deutonymphe

Micrographie électronique à balayage montrant l'axe formé par une deutonymphe uropode pour se fixer au bousier *Aphodius pedellus*.

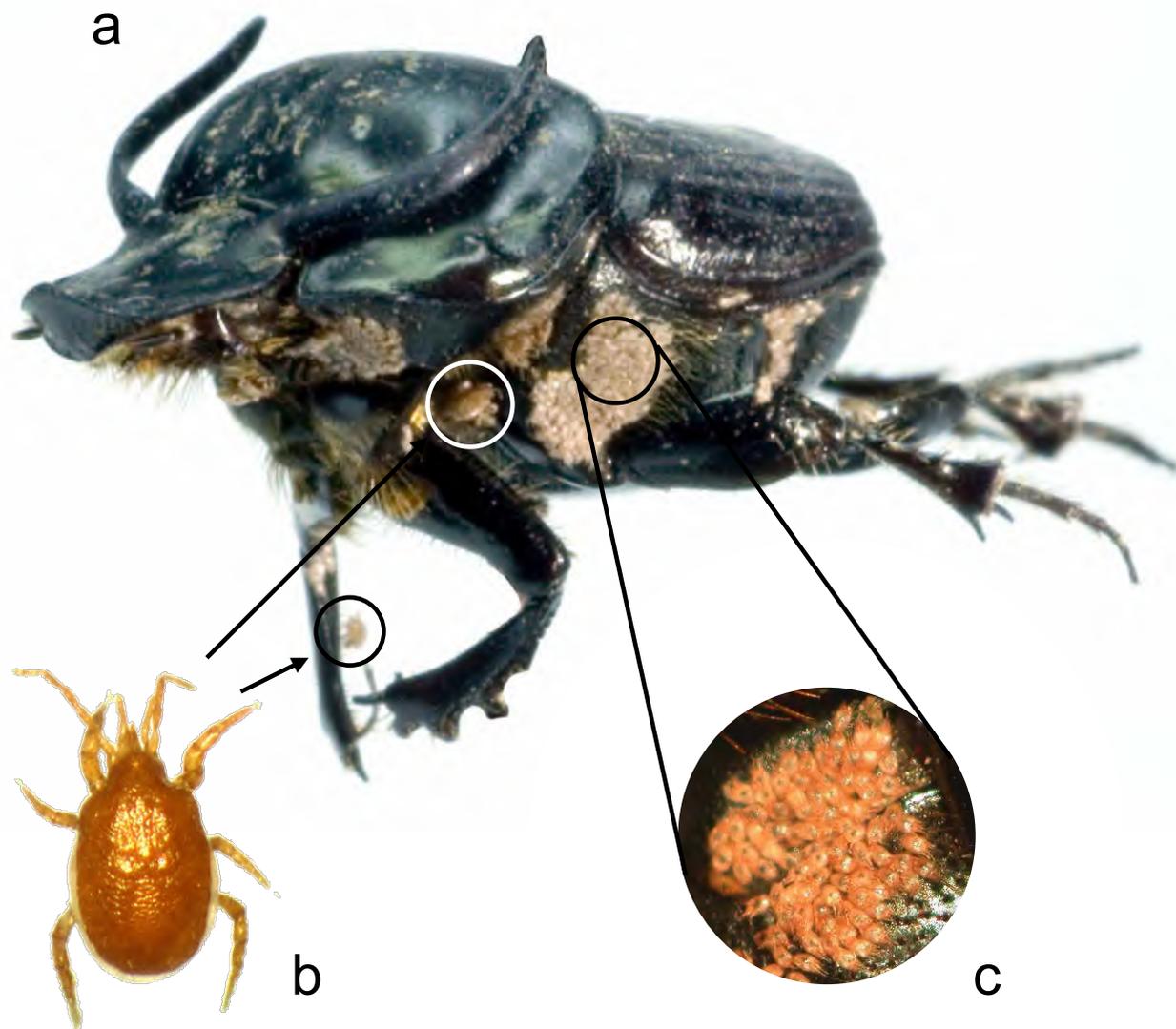


(Lisa Lumley, Alberta Biodiversity Monitoring Institute, University of Alberta).

peuvent utiliser des appendices pour s'agripper aux insectes durant le transport. C'est le cas des Macrochelidae (fig. 5b). Par ailleurs, le stade phorétique peut se produire à un stade immature appelé *deutonymphe*. Les deutonymphes des acariens uropodes possèdent une glande spécialisée qui sécrète une substance servant à former un axe, appelé pédicelle anal, qui relie l'acarien à son porteur (Bajerlein et Witaliński, 2012). Les deutonymphes d'autres espèces d'acariens peuvent se fixer à leur hôte au moyen d'appendices (p. ex. Parasitidae) ou de disques en forme de ventouse (p. ex. Acaridae). Les deutonymphes peuvent être très résistantes à la dessiccation et à la privation de nourriture : on a rapporté que des deutonymphes avaient survécu au moins 47 jours sur des muscines des étables (*Muscina stabulans*) adultes, les mouches hôtes étant mortes avant les acariens (Greenberg, 1961).

Pour faciliter leur déplacement d'une bouse vieillissante à une bouse fraîche, la plupart des espèces d'acariens phorétiques recherchent activement des hôtes potentiels. Les deutonymphes du *Myianoetus muscarum* sont attirées par les substances chimiques volatiles émises par les pupes des mouches qui se reproduisent dans les excréments (Greenberg et Carpenter, 1960). D'abord éparpillées dans les excréments, les deutonymphes se rassemblent en grand nombre sur le puparium et se fixent dans la mouche adulte lorsqu'elle émerge. Les deutonymphes du *Macrocheles mycotrupetes* et du *M. peltotrupetes* sont très fortement attirées par certaines espèces de bousiers et s'orientent en fonction des sécrétions chimiques émises par les espèces qu'elles privilégient (Krantz et Mellott, 1972). À leur arrivée dans le nouvel habitat, les acariens restent à l'affût des signaux chimiques ou mécaniques qui sont souvent associés à la ponte chez leur hôte. Lorsqu'ils détectent ces signaux, les acariens se détachent de leur hôte et se déplacent dans les excréments pour se reproduire et se nourrir d'insectes immatures, d'acariens et de nématodes.

Il est commun de trouver des acariens appartenant à une ou plusieurs espèces sur les insectes qui arrivent sur des bouses fraîches. Douze espèces d'acariens représentant onze genres (dix familles taxonomiques) ont été répertoriées sur des mouches piquantes des étables adultes dans un élevage de bovins de la Grande-Bretagne (McGarry et Baker, 1997). On estime à 450 le nombre d'espèces d'acariens (représentant 48 genres et 18 familles) qui sont associées aux bousiers, les espèces de la famille des Macrochelidae étant les plus communes (Krantz, 1983). Le nombre d'acariens portés par un hôte peut être très variable. Dans l'étude menée en Grande Bretagne, 150 acariens ont été récupérés sur une seule mouche (McGarry et Baker, 1997). Plusieurs centaines d'acariens phorétiques peuvent être fixés sur un bousier (fig. 5).

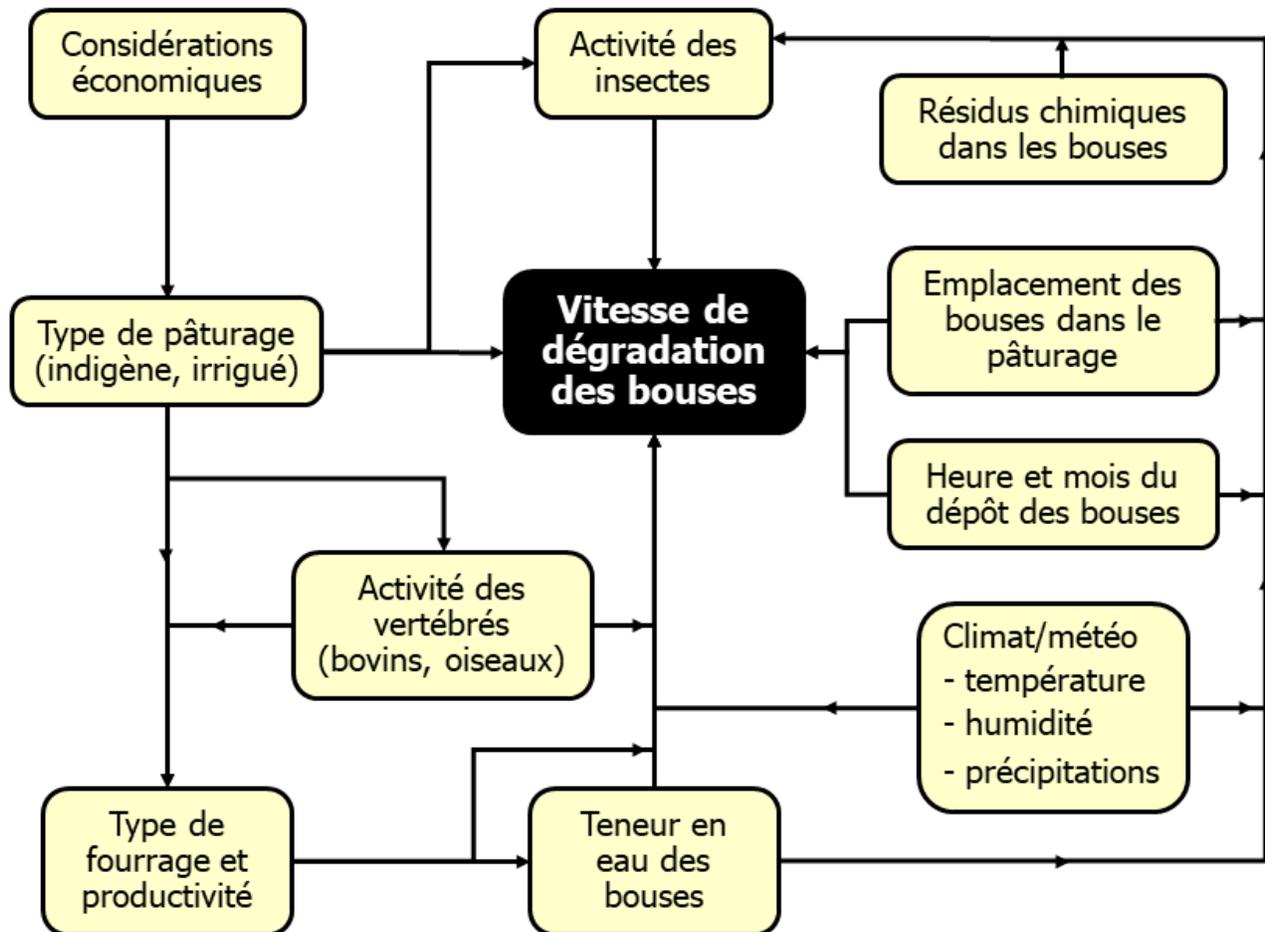


**Figure 5.** Un insecte peut transporter des centaines d'acariens phorétiques jusqu'à une bouse fraîche : a – bousier *Onthophagus taurus*. b – acarien adulte de la famille des Macrochelidae; c – groupes d'acariens immatures (a et c – B. Lee; b – R. Spooner).

## Facteurs influant sur la succession

La vitesse de succession des insectes dans la bouse et le taux de dégradation subséquent des excréments sont le résultat de l'interaction complexe de facteurs abiotiques et biotiques (fig. 6). Les conditions climatiques, le type de sol et les considérations économiques déterminent le type de pâturage maintenu par les éleveurs. Le type de pâturage détermine la productivité fourragère, cette productivité a une incidence sur le taux de chargement, et le taux de chargement influe à la fois sur la fréquence du dépôt d'excréments et la probabilité que les bouses soient perturbées par le piétinement du bétail. Dans les prairies de l'Alberta, par

exemple, les taux de chargement peuvent être 17,5 fois plus élevés dans les pâturages irrigués ensemencés de plantes fourragères cultivées que dans les pâturages indigènes en excellente condition (Alberta Agriculture, 1992).



**Figure 6.** Diagramme simplifié montrant l'interaction entre les facteurs abiotiques et biotiques qui ont une incidence sur le taux de dégradation des bouses dans les pâturages. Modifié de Floate (2006), adapté de Merritt et Anderson (1977).

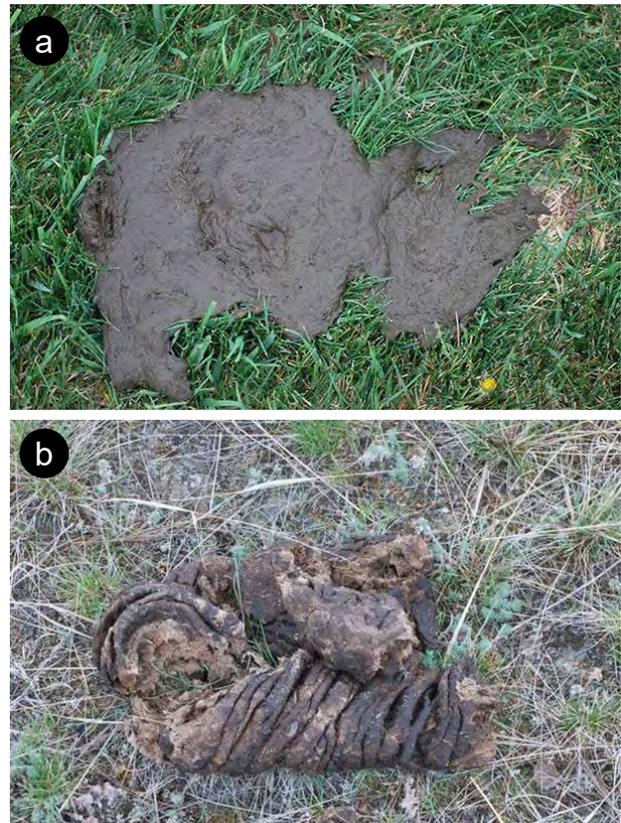
Les conditions climatiques ont aussi une incidence sur la composition de la communauté locale d'insectes. Les espèces résidentes de bousiers tolèrent davantage le froid et sont généralement dominantes dans les pâturages du Canada et les régions voisines des États Unis, alors que les espèces fouisseuses et rouleuses tolèrent moins bien le froid et sont plus communes dans les régions du sud des États Unis (Lobo, 2000). Parce que les bousiers résidents sont moins capables de dégrader rapidement les excréments, les bouses des pâturages des zones tempérées nordiques peuvent prendre des mois ou même des années à se décomposer complètement (Merritt et Anderson, 1977), alors que dans le sud des États Unis, les bouses peuvent être entièrement enfouies et/ou dispersées en quelques heures.

La teneur en eau des plantes fourragères diminue durant la saison de pâturage, ce qui réduit la teneur en eau des bouses fraîches (Edwards, 1991; Lysyk *et al.*, 1985) et se répercute sur la taille et la forme des bouses au moment de leur dépôt. Les bouses des bovins qui se nourrissent dans les pâturages luxuriants en début de saison sont généralement minces et aqueuses et se dégradent rapidement (fig. 7a). Les bouses des bovins qui se nourrissent dans les pâturages secs durant le reste de la saison sont plus solides et se dégradent plus difficilement (fig. 7b). Ce changement de consistance est particulièrement notable dans les pâturages indigènes et les pâturages secs. La différence est beaucoup moins évidente dans les pâturages cultivés, où l'irrigation et l'utilisation d'engrais maintiennent un couvert fourrager dense.

Le teneur en eau de la bouse a aussi une incidence sur son attrait pour les insectes qui se reproduisent dans les excréments. Une étude sur la bouse de gnou menée par Edwards (1991) en Afrique du Sud illustre bien ce phénomène. La teneur en eau de la bouse de gnou fraîche varie de 71 à 78 % durant l'année et présente une corrélation significative avec les précipitations observées durant les deux semaines précédant le dépôt de la bouse. Les larves de la mouche du buffle

d'Afrique *Haematobia thirouxi potans* ne peuvent compléter leur développement dans la bouse lorsque la teneur en eau de celle-ci est inférieure à 73 %, mais leur taux de survie affiche une augmentation linéaire lorsque la teneur en eau passe de 73 à 76 %. Les bousiers femelles de l'espèce *Euoniticellus intermedius* ne produisent pas de boules de couvain lorsque la teneur en eau de la bouse de gnou est inférieure à 68 %, mais la formation de boules de couvain augmente de façon presque linéaire lorsque la teneur en eau passe de 68 à 78 % (Edwards, 1991).

Les autres facteurs qui ont des effets sur la succession comprennent les conditions météorologiques (température, humidité et précipitations), le moment de la journée (jour ou nuit) et l'emplacement du dépôt de bouse (boisé ombragé ou prairie ouverte) (Dickinson *et al.*, 1981; Fincher *et al.*, 1986; Merritt et Anderson, 1977). Landin (1961) a mesuré, sur un cycle



**Figure 7.** Le régime alimentaire a une incidence sur la consistance des excréments : a – bouse d'une vache broutant dans un pâturage luxuriant; b – bouse d'une vache broutant dans un pâturage plus sec (© Marci Whitehurst).

de 24 heures, les températures en dessous et à la surface de différents types d'excréments d'animaux d'élevage déposés dans des lieux exposés ou ombragés. Il a constaté que la teneur en eau de la bouse fraîche déposée dans un lieu exposé diminuait de 92 à 56 % sur une période de six jours, comparativement à une baisse de 92 à 76 % pour la bouse déposée dans un lieu ombragé. De nombreuses espèces d'insectes volent uniquement durant le jour (insectes diurnes); la bouse déposée durant la nuit précédente est alors déjà recouverte d'une mince croûte et est moins attirante (Merritt et Anderson, 1977). D'autres espèces volent uniquement au crépuscule (insectes crépusculaires) ou la nuit (insectes nocturnes) et sont moins attirés par les bouses déposées durant le jour (Kamiński *et al.*, 2015). Au Texas, Fincher *et al.* (1986) ont identifié 21 espèces de bousiers diurnes et 14 espèces de bousiers crépusculaires/nocturnes. En Finlande, on a constaté que les coprophages spécialistes (*Aphodius*, *Sphaeridium*) et les prédateurs relativement gros (Staphylininae) étaient généralement actifs durant le jour, alors que les coprophages généralistes (*Cercyon*, *Megarthritis*, Oxytelinae) et les prédateurs plus petits (Aleocharinae) étaient généralement crépusculaires (Koskela, 1979). L'association d'espèces coprophiles avec différents types d'habitat en présence de bouse offrant un milieu propice a été documentée par plusieurs auteurs (Bezanson, 2019; Fincher *et al.*, 1986; Landin, 1961; Rainio, 1966). Landin (1961) a ainsi établi trois catégories d'espèces : les espèces eurytopes (n'ayant pas de préférence concernant le type d'habitat), oligotopes (ayant une préférence pour les milieux ombragés ou les milieux exposés) et sténotopes (restreintes soit aux milieux ombragés, soit aux milieux exposés).

## Activité saisonnière

Le type d'espèces et le nombre d'insectes disponibles pour coloniser les excréments frais varient grandement selon la période de l'année en raison de différences dans les profils d'activité saisonnière. En plus des facteurs climatiques, ces profils reflètent des différences concernant le stade d'hivernage de chaque espèce d'insecte et le nombre de générations qu'elle produit chaque année. L'activité des insectes atteint un sommet lorsque les conditions sont chaudes et/ou humides, et est minimale lorsque les conditions sont froides et/ou sèches. Au Canada, le taux de fréquentation maximal des bouses fraîches par les insectes est observé au printemps et au début de l'été, et un deuxième pic d'activité se produit de la fin de l'été à la fin de l'automne. Notamment à cause de cette activité plus intense, les bouses déposées au printemps peuvent être décomposées en grande partie sur une période de deux mois. En revanche, il est possible que les bouses déposées durant l'hiver ne soient pas entièrement dégradées avant plusieurs années. Les bouses déposées l'hiver ne sont pas colonisées par les insectes, qui sont inactifs à ce moment de l'année. Lorsque les insectes deviennent actifs au printemps, les bouses déposées durant l'hiver sont durcies et sèches, et ne présentent plus d'attrait pour les espèces coprophiles. La dégradation des bouses déposées l'hiver dépend davantage des cycles de gel-dégel et de l'activité microbienne. Plusieurs auteurs ont décrit l'activité saisonnière des espèces coprophiles au Canada (Floate et Gill, 1998; Kadiri *et al.*, 2014;

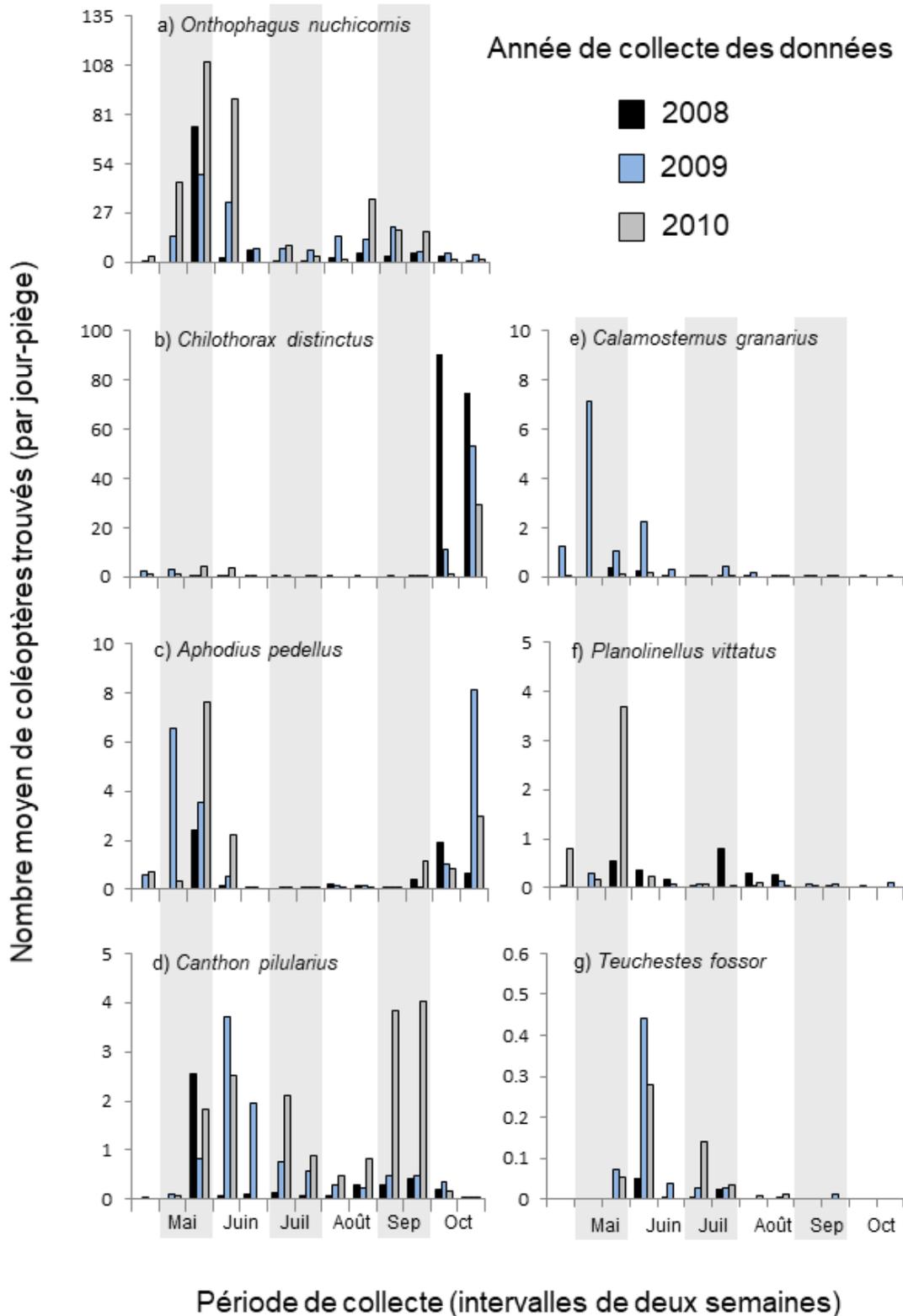
Levesque et Levesque, 1995; Matheson, 1987) ou dans le nord des États Unis (Coffey, 1966; Mohr, 1943; Price, 2004; Rounds et Floate, 2012; Rutz et Scoles, 1989; Smith et Rutz, 1991; Wassmer, 2014; Wassmer, 2020). D'autres auteurs se sont penchés sur les profils de ces espèces dans le nord de l'Europe (Hammer, 1941; Hanski, 1980; Holter, 1982; Landin, 1961; Roslin, 2000; White, 1960).

Les mouches et les guêpes parasitoïdes comptent habituellement deux générations ou plus par année. On peut les voir arriver sur les bouses fraîches du printemps à l'automne, leur nombre et la composition des espèces variant au cours de cette période (Coffey, 1966; Hammer, 1941; Mohr, 1943). Les activités saisonnières des mouches nuisibles sont mieux connues et présentent un profil commun. La densité des adultes de chaque espèce atteint un sommet à la fin de l'été ou à l'automne en raison de l'augmentation des populations sur plusieurs générations au cours des trois ou quatre mois précédents (Lysyk, 1993). Le stade auquel ces mouches passent l'hiver constitue la différence la plus notable. Les mouches des cornes hivernent sous forme de pupes en diapause, les mouches faciales, sous forme d'adultes, et les mouches piquantes des étables, sous forme de larves à développement lent. Les guêpes parasites des mouches qui se reproduisent dans les excréments passent l'hiver sous forme de larves matures ou de pupes dans les pupes des mouches hôtes (Floate et Skovgard, 2004).

Au Canada et dans d'autres pays nordiques, les bousiers comptent généralement une génération par année, et il existe deux profils généraux d'activité saisonnière chez les adultes, comme le démontre le nombre de bousiers adultes trouvés dans des pièges-fosses appâtés au moyen de bouse (Bezanson, 2019; Floate et Gill, 1998; Kadiri *et al.*, 2014). Le premier profil est bimodal. Il présente deux pics d'activité : l'un au printemps et l'autre à l'automne (fig. 8a–d). Les espèces qui présentent ce profil bimodal passent l'hiver sous forme d'adultes qui émergent au printemps pour coloniser la bouse fraîche, s'alimenter et pondre. Les œufs produisent une nouvelle génération d'adultes qui émergent à l'automne de la même année. Seamans (1934) décrit des vols de *Chilothorax distinctus* (auparavant *Aphodius distinctus*) observés à l'automne dans le sud de l'Alberta (voir l'encadré). Le deuxième profil d'activité est unimodal et ne comporte qu'un seul pic d'activité (fig. 8e–g). Les espèces qui présentent ce profil hivernent à des stades immatures, complètent leur développement puis émergent comme adultes à la fin du printemps ou au début de l'été pour s'accoupler et pondre. Étant donné que le développement de la progéniture ne sera pas complété avant le printemps suivant, il

### ***Chilothorax distinctus***

« Les vols de coléoptères se produisent habituellement durant les journées chaudes, calmes et ensoleillées. Sans avertissement, plusieurs milliers d'insectes peuvent surgir de nulle part. Jusqu'à une hauteur de trois à cinq mètres, ils semblent saturer l'air. Des nuées de coléoptères tournent au dessus de tas de fumier ou de crottin de cheval sur les routes ou dans les champs. Le fumier est littéralement rempli de coléoptères. En moins d'une heure, le crottin frais est réduit en une poussière grossière qui est disséminée à la surface du sol dans un rayon d'un demi mètre à un mètre. » [Traduction] (Seamans, 1934)



**Figure 8.** Activité saisonnière des bousiers selon le nombre d'individus trouvés d'avril à octobre (2008–2010) dans des pièges-fosses appâtés au moyen de bouse dans le sud de l'Alberta, au Canada. a–d : espèces qui présentent des pics de vol des adultes au printemps et à l'automne. Le faible taux de récupération de *C. distinctus* (b) au printemps est dû au fait que les adultes qui ont hiverné sont peu attirés par la bouse fraîche. e–f : espèces qui présentent des pics de vol des adultes seulement au printemps ou au début de l'été. Modifié de Kadiri *et al.* (2014).

n'y a pas de pic d'activité des adultes à l'automne. Cette différence dans l'activité saisonnière limite le nombre d'espèces pouvant être présentes dans une bouse en même temps à l'échelle locale. Parmi les seize espèces de bousiers répertoriées dans la partie nord des Pennines, en Angleterre, pas plus de quatre espèces peuvent être communes au même moment (White, 1960).

L'activité saisonnière et le stade d'hivernage varient également selon la latitude. Sous les climats relativement froids, les nouveaux adultes de l'espèce *Melinopterus prodromus*, plutôt que d'émerger au cours de la même année, peuvent passer l'hiver dans des cavités nymphales (White, 1960). En Oregon, le *Planolinellus vittatus* hiverne sous forme d'adulte et semble produire deux générations par année. En Alberta, le *P. vittatus* semble aussi passer l'hiver au stade adulte, mais les adultes de l'espèce ne présentent qu'un seul pic d'activité – ce qui indique l'existence d'une seule génération par année (fig. 9f). En Caroline du Nord, le pic d'activité des *C. granarius* adultes se produit de mars à avril, tandis que le pic d'automne du *C. distinctus* se produit de la fin de novembre à décembre (Bertone *et al.*, 2005). Au Canada, le pic d'activité du *C. granarius* survient de la fin de mai au début de juin (fig. 8e), alors que celui du *C. distinctus* se produit de la fin de septembre au début d'octobre (fig. 8b) (Floate et Gill, 1998; Kadiri *et al.*, 2014). En Illinois, Mohr (1943) a signalé que l'*Aphodius fimetarius* pondait à l'automne et que les œufs éclosaient au printemps suivant, ce qui fait que des œufs et des adultes pouvaient passer l'hiver dans une même bouse. Dans les pâturages du sud du Canada, on peut trouver des adultes hivernants (et peut être des œufs) de l'espèce étroitement apparentée *Aphodius pedellus* aux côtés de *C. distinctus* (fig. 8b et c) et de *M. prodromus* adultes dans des bouses déposées à la mi octobre (K.D. Floate, obs. pers.).

## Attractivité des excréments

Les insectes coprophiles sont attirés par les composés organiques volatils (COV) qui sont émis par la bouse fraîche. Les propriétés physiques et chimiques des excréments ne peuvent être évaluées directement qu'après l'arrivée des insectes. Frank *et al.* (2017) ont réalisé une analyse détaillée de la composition nutritionnelle des excréments de 23 espèces animales (carnivores, omnivores et herbivores). Ils ont montré que malgré les préférences marquées des différentes espèces de bousiers pour différents types d'excréments, ces préférences ne pouvaient être prédites par la composition nutritionnelle des excréments. En conséquence, les excréments frais déposés par différents animaux au même moment et au même endroit attirent généralement les mêmes espèces d'insectes associés à la bouse, mais en nombres différents. Dans une analyse comparative, on a constaté que les excréments de porc étaient ceux qui attiraient le plus les bousiers, suivis des excréments d'opossum, de renard et de bovin, les excréments de poulet étant les moins recherchés (Fincher *et al.*, 1970). Finn et Giller (2002) ont constaté que les excréments d'ovin attiraient davantage les coléoptères coprophiles que les excréments de cheval ou de bovin. Pour leur part, Dormont *et al.* (2004) ont indiqué que la

bouse de bovin attirait davantage les bousiers que le crottin de cheval. Preuve supplémentaire qu'ils réagissent aux COV plutôt qu'aux excréments eux-mêmes, les bousiers peuvent aussi être attirés par les acides butyrique et propionique, l'isoamylamine, le malt en fermentation, les fruits et les champignons en décomposition et la charogne (Howden, 1955; Matthews, 1961; Stone *et al.*, 2021; Weithmann *et al.*, 2020).

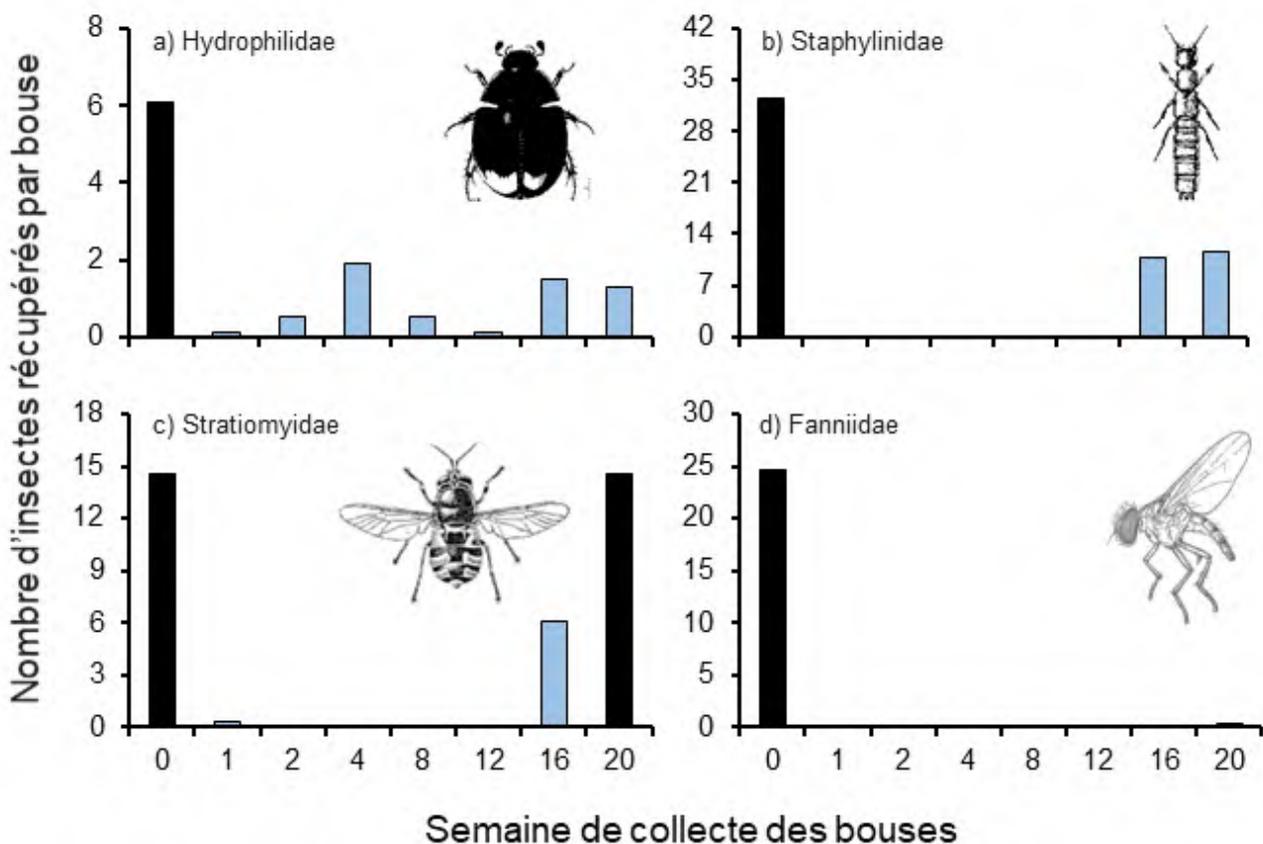
La force d'attraction des dépôts pour les insectes dépend de la composition et de l'abondance relative des COV, qui changent avec le temps. Mackie *et al.* (1998) ont ainsi constaté que plus de 160 COV pouvaient être associés au fumier du bétail. Sladeczek *et al.* (2021) ont mesuré les concentrations de 54 COV émis par la bouse sur une période d'une semaine. La bouse âgée de deux jours ou moins environ émettait un premier groupe de COV essentiellement composé d'alcools aliphatiques et de phénols, qui attirait surtout les mouches (principalement à cause du butan-1-ol). La bouse plus âgée émettait un groupe de COV essentiellement constitué d'esters aliphatiques et de composés contenant de l'azote et du soufre, qui attirait surtout des coléoptères (principalement à cause du trisulfure de diméthyle).

Ces composés, même en concentrations très faibles, peuvent attirer les insectes. Les bousiers du genre *Geotrupes*, par exemple, réagissent au scatole à des concentrations exprimées en parties par milliard (Warnke, 1931 [cité dans (Dethier et Chadwick, 1948)]). Cette sensibilité aux faibles concentrations de COV permet aux bousiers de repérer les bouses fraîches sur de grandes distances. À l'aide de techniques de marquage-recapture, Silva et Hernández (2015) ont montré que des bousiers d'une forêt brésilienne pouvaient voler rapidement sur plusieurs centaines de mètres pour localiser des appâts d'excréments humains; un coléoptère a été récupéré à 850 m de l'endroit où il avait été relâché. Dans des prairies de la Finlande, Roslin (2000) a constaté que la plupart des bousiers de la sous famille des Aphodiinae volaient sur des distances relativement courtes pour trouver des bouses fraîches dans le même pâturage, mais qu'ils étaient capables de franchir jusqu'à un kilomètre en volant pour se déplacer d'un pâturage à l'autre. Les résultats ont également montré que les coléoptères étaient plus susceptibles de voler sur de grandes distances lorsqu'ils étaient plus gros ou que leur degré de spécialisation par rapport à la bouse était plus élevé. Selon l'espèce, le temps de séjour médian des coléoptères colonisant les bouses variait de 7 à 12 jours. Ces données laissent penser que chaque coléoptère ne colonise probablement que quelques bouses au cours de sa vie (Roslin, 2000).

Certaines espèces peuvent même modifier leur comportement afin d'utiliser la bouse fraîche de manière optimale. Ainsi, le bousier *Canthon praticola* est associé aux boulettes d'excréments des chiens de prairies (Gordon et Cartwright, 1974), qu'il peut facilement rouler jusqu'à un endroit convenable pour les enfouir. Lorsqu'il n'a pas accès à ces excréments de prédilection, *C. praticola* façonne toutefois des boulettes à partir de bouse fraîche (Gordon et Cartwright, 1974).

# Résidus chimiques présents dans la bouse

Les bovins sont généralement traités au moyen de médicaments vétérinaires afin de lutter contre les organismes nuisibles et les parasites; les résidus de ces traitements peuvent passer à travers l'animal et être excrétés dans les fèces sous forme métabolisée ou sous leur forme originale, tuant ainsi les larves d'insectes qui se développent dans la bouse. Ce phénomène est connu depuis des décennies et a été étudié comme une possible stratégie « larvicide » de lutte contre les mouches nuisibles qui se reproduisent dans les excréments. En les ajoutant à l'eau et aux aliments des bovins, Gallagher (1928) a mis plusieurs composés à l'essai pour évaluer leur capacité à lutter contre les larves de la mouche des cornes. D'autres études ciblant cette mouche se sont penchées sur l'utilisation de composés comme l'arsenic, la phénothiazine et l'oxyde de zinc (Bruce, 1939; Bruce, 1940; Bruce, 1942; Knipling, 1938). Harris *et al.* (1973) ont examiné les propriétés larvicides d'analogues des hormones juvéniles à des fins de lutte contre la mouche des cornes, la mouche domestique et la mouche piquante



**Figure 9.** Nombre d'insectes se développant de l'œuf jusqu'à l'adulte dans des bouses déposées par des bovins non traités (semaine 0) et par des bovins traités jusqu'à 20 semaines auparavant avec la dose recommandée d'une formulation à libération prolongée d'eprinomectine. Les valeurs sont des moyennes fondées sur 12 bouses par traitement et sont indiquées en bleu lorsqu'elles sont significativement différentes des valeurs témoins (semaine 0). Les graphiques a et b présentent les résultats pour deux groupes de coléoptères prédateurs. Les graphiques c et d présentent les résultats pour deux groupes de mouches se nourrissant dans les excréments. Données tirées de Nieman *et al.* (2018).

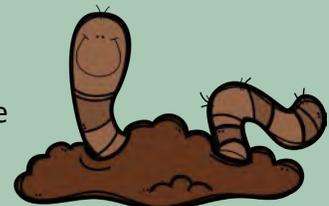
des étables. Dans les années 1970, des études ont examiné les propriétés larvicides contre la mouche domestique de la chlortétracycline, du coumaphos, du diéthylstilbestrol, du fenchlorphos et du tétrachlorvinphos (Miller et Gordon, 1972; Miller *et al.*, 1970; Rumsey *et al.*, 1977). Parmi les autres composés mis à l'essai pour évaluer leur activité larvicide contre les mouches nuisibles figurent l'azadirachtine (Miller et Chamberlain, 1989), le diflubenzuron (Schmidt et Kunz, 1980), l'ivermectine (Drummond, 1985; Miller *et al.*, 1981; Schmidt, 1983; Schmidt et Kunz, 1980) et le méthoprène (Moon *et al.*, 1993).

L'effet négatif sur les insectes non nuisibles des résidus chimiques présents dans la bouse semble être passé largement inaperçu jusqu'à l'étude de Wall et Strong (1987). Ces auteurs ont montré que lorsque de l'ivermectine est administrée comme antiparasitaire aux bovins sous forme de bolus à libération lente, l'activité des insectes présents dans la bouse et la dégradation de la bouse étaient grandement réduites par rapport à la bouse de bovins non traités. L'ivermectine et les composés apparentés (p. ex. doramectine, eprinomectine, moxidectine) sont efficaces contre les parasites qui vivent à l'intérieur de l'animal traité (p. ex. nématodes, hypodermes des bovins) et sur l'animal traité (p. ex. poux, tiques, acariens). Comme ils ciblent à la fois les parasites internes (endo) et externes (ecto), ces produits sont communément appelés endectocides et sont populaires partout dans le monde.

De nombreuses études réalisées dans plusieurs pays ont confirmé l'activité insecticide exercée par les résidus d'ivermectine et d'autres endectocides présents dans la bouse sur les espèces non nuisibles d'insectes qui s'y reproduisent (Floate *et al.*, 2005; Jacobs et Scholtz, 2015; Junco *et al.*, 2021; Lumaret *et al.*, 2012). Au Canada, on a montré que les doses topiques recommandées d'ivermectine (Floate, 1998b) et de doramectine (Floate *et al.*, 2008) réduisent le nombre d'insectes se développant dans la bouse déposée par les bovins jusqu'à 12 et 16 semaines après le traitement, respectivement. On a montré qu'une nouvelle formulation d'eprinomectine réduit la survie des insectes présents dans la bouse de bovins qui ont été traités 20 semaines ou plus auparavant (fig. 9 et Backmeyer *et al.* (2023)). On a également constaté que l'utilisation de produits à base de pyréthroïdes réduit l'activité des insectes présents dans la bouse de bovin (Sands *et al.*, 2018; Vale *et al.*, 2004; Wardhaugh *et al.*, 1998). Les mouches du sous-ordre des Cyclorrhapha et les guêpes parasitoïdes qui leur sont associées

### Les vers de terre et les résidus

Les vers de terre sont beaucoup moins sensibles que les insectes aux résidus d'endectocides présents dans la bouse (Halley *et al.*, 2005; Römbke *et al.*, 2010b; Scheffczyk *et al.*, 2016; Svendsen *et al.*, 2003; Svendsen *et al.*, 2005). Cette sensibilité varie selon l'espèce de ver de terre et l'antiparasitaire auquel elle est exposée (Goodenough *et al.*, 2019).



semblent les plus sensibles à ces résidus, bien qu'on observe aussi souvent des réductions chez des espèces de coléoptères (Hydrophilidae, Scarabaeidae, Staphylinidae) (Finch *et al.*, 2020; Floate, 1998b; Floate *et al.*, 2008; Floate *et al.*, 2002; Nieman *et al.*, 2018).

En plus d'avoir des effets toxiques directs sur les insectes, les résidus peuvent nuire à la colonisation de la bouse ou avoir des effets sublétaux. Les résultats d'une méta-analyse de 22 études indiquent que les résidus d'endectocides augmentent généralement la colonisation de la bouse par les bousiers de la sous famille des Aphodiinae (Finch *et al.*, 2020). Toutefois, d'autres études montrent que les insectes peuvent être repoussés par les résidus, ne présenter aucune réaction, ou modifier leur réaction en fonction du type d'antiparasitaire, de la concentration des résidus ou de la saison (Floate, 1998a; Floate, 2007; Holter *et al.*, 1993). Les effets sublétaux associés à l'exposition aux résidus ont été signalés comme retardant le développement, nuisant à la locomotion et à la perception olfactive, réduisant la masse corporelle, réduisant le succès reproducteur, touchant plusieurs niveaux trophiques, et causant des malformations morphologiques (Clarke et Ridsdill-Smith, 1990; Floate et Fox, 1999; González-Tokman *et al.*, 2017; Römbke *et al.*, 2009; Sommer *et al.*, 2001; Strong et James, 1992; Strong et James, 1993; Verdú *et al.*, 2015; Webb *et al.*, 2007). Les effets négatifs des résidus ne se limitent pas à l'utilisation des antiparasitaires. On a montré que les bousiers se nourrissant d'excréments expulsés par des bovins traités au moyen d'antibiotiques subissent un changement dans leur flore intestinale, bien que ce changement n'ait pas d'effet perceptible sur la biologie ou la reproduction de ces coléoptères (Hammer *et al.*, 2016). Jochmann *et al.* (2011) passent en revue les méthodes et les facteurs à prendre en compte au moment de tester l'activité insecticide des résidus présents dans la bouse de bovins traités au moyen de produits vétérinaires.

L'une des principales préoccupations des éleveurs de bovins est de savoir si, en réduisant l'activité des insectes, les résidus chimiques présents dans la bouse ont également pour effet de ralentir le processus de dégradation de la bouse, et donc de réduire la qualité des pâturages. Cette préoccupation semble valable, et certaines études ont confirmé cet effet (Madsen *et al.*, 1990; Römbke *et al.*, 2010a; Sands *et al.*, 2018; Wall et Strong, 1987). Cependant, il ne faut en aucun cas tenir cette conclusion pour acquise (Basto-Estrella *et al.*, 2016; McKeand *et al.*, 1988; Tixier *et al.*, 2016). La difficulté à documenter un tel effet négatif – lorsqu'il existe – réside en partie dans le fait qu'il peut être confondu avec de nombreux autres facteurs qui nuisent à l'activité des insectes et à la dégradation de la bouse (voir la section « [Facteurs influant sur la succession](#) »). Par ailleurs, un résultat inattendu a été obtenu d'après lequel l'utilisation de l'ivermectine chez les bovins et les ovins a plutôt pour effet d'augmenter le nombre de bousiers attirés par le fumier frais et d'accélérer la dégradation de la bouse, et ce, malgré l'activité insecticide des résidus (Wardhaugh et Mahon, 1991).

Une autre préoccupation est la durée et l'étendue de la répression des insectes à la suite de l'administration d'un antiparasitaire. À l'échelle d'une seule bouse, les résidus peuvent réduire le nombre d'insectes présents dans la bouse fraîche déposée par des bovins qui ont été traités des semaines ou des mois auparavant, selon l'espèce d'insecte, le type de produit et sa formulation (p. ex. injectable, produit à verser, libération prolongée). Cependant, cela ne signifie pas nécessairement qu'à l'échelle du pâturage, les populations d'insectes connaîtront une réduction notable et prolongée de leurs effectifs. Les bovins d'un même pâturage ne sont pas forcément tous traités. Les insectes coprophiles volent généralement bien et peuvent migrer vers les pâturages des zones adjacentes (Roslin, 2000). Les effectifs des espèces d'insectes qui produisent plusieurs générations par année peuvent rebondir rapidement. Tous ces facteurs contribueront à atténuer les effets potentiellement néfastes de l'utilisation des antiparasitaires.

Les éleveurs qui redoutent l'effet négatif possible de l'utilisation des antiparasitaires sur les espèces non ciblées d'insectes se reproduisant dans les excréments peuvent mettre en place des pratiques de gestion visant à éviter ou à réduire le risque d'exposition aux résidus. Pour ce faire, il peut être utile de se poser les questions suivantes :

- *L'administration d'un antiparasitaire est-elle nécessaire?* Les antiparasitaires administrés à titre prophylactique exposent inutilement les espèces non ciblées à un risque.
- *Existe-t-il sur le marché un produit ou une formulation qui réduit le risque pour les espèces non ciblées?* Certains produits et formulations peuvent présenter un risque pour les espèces non ciblées durant une période particulièrement longue.
- *Quand puis-je administrer un traitement de manière à réduire au minimum le risque pour les espèces non ciblées?* Les populations d'insectes présents dans les pâturages courent le plus grand risque au printemps ou au début de l'été, lorsque la plupart des espèces colonisent la bouse fraîche pour s'alimenter et pondre. Les traitements administrés à l'automne aux bovins qui entrent en parc d'engraissement ne présentent aucun risque pour les insectes présents dans les pâturages.

# Diversité croissante de la faune associée aux bouses

Le nombre d'espèces coprophiles associées aux bouses de bovin en Amérique du Nord aurait plus que doublé depuis la colonisation européenne.

On estime qu'avant la colonisation par les Européens, 40 à 60 millions de bisons (*buffalos*) (*Bison bison*) parcouraient l'Amérique du Nord, depuis le nord du Canada jusqu'au Mexique en passant par la majeure partie des États-Unis. Dans les années 1880, l'espèce avait pratiquement disparu (Soper, 1941), et une abondante réserve de bouses fraîches était éliminée du paysage. *Où sont allés les insectes qui se reproduisaient dans la bouse des bisons d'Amérique? C'est la question que se sont posée Tiberg et Floate (2011), qui ont conclu que ces insectes avaient probablement effectué une transition réussie vers la bouse de bovin comme site de reproduction, ce qui leur a permis de persister jusqu'à aujourd'hui.*

Jusqu'à 1640 environ, une importation initiale massive de bovins était en cours dans l'est des États-Unis depuis l'Europe, accompagnée d'une augmentation subséquente de leurs effectifs et de leur



Le voilier utilisé par Jacques Cartier

répartition sur le continent (Bowling, 1942). Les bovins et les bisons ont coexisté dans certaines régions, laissant des dépôts fécaux de forme et de qualité similaires. Pour prouver cette similitude, Tiberg et Floate (2011) ont comparé l'attrait pour les insectes de la bouse de bisons nourris au foin avec celui de la bouse de bovins nourris au foin ou à l'ensilage d'orge. Ils ont constaté que les insectes étaient aussi susceptibles de réagir aux différences dans le régime alimentaire de l'animal qu'à l'espèce d'animal déposant la bouse. Une preuve additionnelle de la similitude des bisons et des bovins est qu'ils se reproduisent entre eux et produisent une progéniture fertile appelée *beefalo* ou *cattalo*, selon sa composition génétique (Peters et Slen, 1966; Ward *et al.*, 2001).

Lorsque les colons sont arrivés en Amérique du Nord avec leurs bovins, ils ont involontairement introduit des espèces d'insectes qui étaient présentes dans le sable et la terre utilisés comme

## Le bison d'Amérique

« De tous les quadrupèdes qui ont vécu sur terre, nulle autre espèce n'a probablement été aussi abondante que le bison d'Amérique. Il aurait été aussi facile de compter ou d'estimer le nombre de feuilles dans une forêt que de calculer le nombre de bisons vivant à un moment donné au cours de l'histoire de l'espèce avant 1870. » [Traduction] (Hornaday, 1889)



lest dans les navires en partance de l'Europe. À leur arrivée dans le Nouveau Monde, le lest était rejeté à terre dans les ports situés le long de la côte atlantique, puis les navires retournaient en Europe chargés de charbon, de bois d'œuvre et d'autres produits exportés. À partir des ports de la côte est, ces espèces adventices se sont propagées vers l'ouest à travers l'Amérique du Nord (Brown, 1940; Brown, 1950; Lindroth, 1957). Les bovins ont été introduits pour la première fois dans les années 1500 dans ce qui est aujourd'hui le Canada (MacLachlan, 1996). En 1518, on a tenté sans succès d'établir un troupeau sur l'île de Sable, au large de la Nouvelle-Écosse. En 1541,

### Un grand voyageur

D'origine africaine, le *Digitonthophagus gazella* présente peut-être la répartition la plus vaste de toutes les espèces de bousiers dans le monde. À cause d'introductions délibérées, ce bousier est maintenant présent en Australie, en Nouvelle-Zélande, en Amérique centrale, en Amérique du Nord et en Amérique du Sud.



Photo : (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

l'explorateur français Jacques Cartier a apporté les premiers bovins au Québec (4 taureaux et 20 vaches) lors d'une deuxième tentative infructueuse d'établir un troupeau. Au début des années 1600, cependant, des troupeaux étaient bien établis dans les pâturages situés le long du fleuve Saint-Laurent, au Québec. Les envois internationaux de marchandises, de plantes et de bétail continuent de causer l'introduction de nouvelles espèces au pays. Ainsi, 639 des espèces de coléoptères présentes au Canada seraient d'origine exotique (Brunke *et al.*, 2019).

Un relevé des coléoptères, des mouches, des guêpes et des acariens présents dans la bouse de bovin, réalisé dans la région intérieure de la Colombie-Britannique, a montré qu'au moins 25 des 67 espèces récupérées étaient des espèces exotiques connues ou présumées (Macqueen et Beirne, 1974). Dans le cadre de deux relevés des bousiers (Scarabaeidae) présents dans les pâturages du sud de l'Alberta, on a montré que 8 des 17 (Floate et Gill, 1998) et 8 des 12 (Floate et Kadiri, 2013) espèces présentes étaient d'origine européenne; ces espèces représentaient collectivement environ 95 % des 345 000 coléoptères

récupérés. Les espèces adventices de bousiers sont presque exclusivement des résidents. Leur comportement reproducteur – moins complexe que celui des rouleurs et des fousseurs – les rendait plus aptes à survivre dans le lest de terre pendant les quelques semaines que durait un voyage transatlantique à bord d'un voilier. Dans l'ensemble du Canada, les espèces non indigènes associées à la bouse comprennent au moins 12 espèces de bousiers, 6 espèces d'Histeridae ([page 92](#)) (Bousquet et Laplante, 2006b), 16 espèces d'Hydrophilidae ([page 96](#)) (Smetana, 1978) et 58 espèces de Staphylinidae ([page 134](#)) (Klimaszewski et Brunke, 2018). Elles comprennent également plusieurs espèces de mouches introduites, notamment des espèces nuisibles comme la mouche domestique, la mouche piquante des étables, la mouche des cornes et la mouche faciale.

Certaines espèces d'insectes ont été introduites délibérément en Amérique du Nord. Des bousiers (principalement des fousseurs) ont été relâchés pour accélérer la dégradation des bouses

de bovin en vue d'améliorer la qualité des pâturages et d'éliminer les bouses comme sites de reproduction pour les mouches des cornes et les mouches faciales (Pokhrel *et al.*, 2021). Des coléoptères prédateurs et des guêpes parasitoïdes ont également été relâchés comme ennemis naturels de ces espèces nuisibles. La plupart des lâchers ont été effectués à Hawaï, où les bovins (et les mouches des cornes) ont été introduits avant les années 1900 et où les insectes indigènes sont incapables de dégrader les excréments en tas laissés par les bovins. Comme le reste de l'Amérique du Nord abrite un assemblage diversifié d'espèces indigènes capables de dégrader la bouse de bovin, seules quelques espèces ont été relâchées délibérément sur le continent. Pokhrel *et al.* (2021) passent en revue la raison d'être et l'historique des programmes d'introduction de bousiers en Amérique du Nord et ailleurs dans le monde, ainsi que les méthodes d'élevage et de lâcher qui y sont utilisées. Ces auteurs discutent également des exigences réglementaires relatives à ces programmes. Ces exigences comprennent une évaluation du risque que l'espèce introduite supplante des espèces indigènes (Filho *et al.*, 2018) et permettent de veiller à ce que des mesures de protection soient en place pour empêcher l'introduction accidentelle d'agents pathogènes ou de parasites qui pourraient nuire au bétail dans le pays où les bousiers sont relâchés. À de rares exceptions près, ces programmes ont ciblé des régions qui n'abritent pas d'espèces indigènes capables de dégrader la bouse de bovin, notamment l'Australie, la Nouvelle-Zélande et des États insulaires comme l'île de Pâques, la Nouvelle-Calédonie et Vanuatu.

Les éleveurs se demandent peut-être : *Où puis-je trouver des bousiers pour accélérer la dégradation de la bouse dans mes pâturages?* Si de tels coléoptères ne sont pas déjà présents sur votre propriété, soit ils sont en train de se frayer un chemin vers celle-ci par eux-mêmes, soit ils ne peuvent pas survivre dans votre coin de pays. Les bousiers volent bien. En l'absence d'obstacles géographiques (p. ex. montagnes, océans), ils se dissémineront et s'établiront dans les régions qui permettent leur survie. Prenons comme exemple l'espèce européenne *Onthophagus nuchicornis*. Présente dans le nord-est de l'Amérique du Nord avant les années 1840, elle a été signalée pour la première fois dans l'Ouest canadien en 1945, en Colombie-Britannique (Hatch, 1971); elle est maintenant une des espèces les plus répandues dans les provinces des Prairies (Floate et Gill, 1998; Floate *et al.*, 2017). De même, le *Colobopterus erraticus*, une espèce européenne qui n'avait pas été signalée à l'ouest du Manitoba avant 1991, est maintenant répandu dans tout le sud de l'Alberta (Floate et Kadiri, 2013).

### Diapause

La diapause est une période où le développement de l'organisme est suspendu; elle est normalement induite par des changements dans la durée du jour, la température ou la disponibilité de la nourriture. Les insectes survivent mieux aux conditions défavorables lorsqu'ils sont en diapause, laquelle peut se faire au stade d'œuf, de larve, de nymphe ou d'adulte, selon l'espèce d'insecte.

Diapause obligatoire – nécessaire à l'achèvement du cycle vital; répandue chez les espèces qui produisent une seule génération par année.

Diapause facultative – non nécessaire à l'achèvement du cycle vital; répandue chez les espèces qui produisent deux générations ou plus par année.

Des études expérimentales montrent comment le climat limite la répartition de trois espèces étroitement apparentées de fousseurs en Amérique du Nord (Floate *et al.*, 2015; Floate *et al.*, 2017). *Onthophagus nuchicornis* passe par une diapause obligatoire induite à l'automne par des journées plus courtes et des températures plus fraîches, laquelle lui permet de survivre aux conditions hivernales froides du Canada et des États américains adjacents situés au sud. Cependant, comme ces signaux environnementaux sont absents des régions plus chaudes, *O. nuchicornis* ne peut pas s'établir dans le sud des États-Unis. Ceci explique pourquoi les bousiers relâchés appartenant à cette espèce n'ont pas réussi à s'établir à Hawaii (Anonyme, 1910). L'espèce afro-asiatique *Digitonthophagus gazella*, auparavant *Onthophagus gazella*, a été introduite délibérément dans le sud des États-Unis dans les années 1970 (Blume et Aga, 1978). On l'a retrouvée aussi loin au nord que le Kansas, mais sa répartition se limite généralement aux régions plus au sud et s'étend jusqu'au Mexique et en Amérique latine (Noriega *et al.*, 2020). Le cycle vital de cette espèce ne comprend pas de diapause, et les adultes ne peuvent pas survivre plus que quelques jours à des températures du sol inférieures à 7 °C (Fincher et Hunter, 1989). En raison de ces différences, les aires de répartition d'*O. nuchicornis* et de *D. gazella* ne se chevaucheront jamais. *Onthophagus taurus*, par contre, est une espèce méditerranéenne qui présente une diapause facultative. Une telle diapause n'est pas nécessaire à l'achèvement du cycle vital, mais l'entrée en diapause peut se faire au besoin pour survivre à des conditions froides (Floate *et al.*, 2015). Cette flexibilité fait que l'aire de répartition d'*O. taurus* chevauche celle d'*O. nuchicornis* au nord et celle de *D. gazella* au sud (Floate *et al.*, 2017). Signalé pour la première fois en Amérique du Nord en 1971, en Floride (Fincher et Woodruff, 1975), *O. taurus* se rencontre maintenant aussi loin au nord que le Michigan (Rounds et Floate, 2012).

Les changements climatiques auront pour effet d'accroître encore plus la diversité des espèces coprophiles au Canada. Dans les Prairies, les températures moyennes saisonnières (°C) observées de 1948 à 2016 ont augmenté comme suit : hiver (3,1), printemps (2,0), été (1,8) et automne (1,1) (Zhang *et al.*, 2019). Des études en cage réalisées au champ dans le sud de l'Alberta montrent que *O. taurus* arrive à achever son développement de l'œuf à l'adulte, mais que la mortalité hivernale empêche son établissement (Floate *et al.*, 2015). Si cette tendance vers des conditions hivernales plus chaudes se maintient, l'établissement de cette espèce dans les Prairies semble probable.

### Navigation astronomique

Certaines espèces de bousiers roulent des boules de bouse sur le sol en ligne remarquablement droite. Si vous pensez qu'ils y arrivent en s'orientant sur un point de repère, vous avez tort. Pour se déplacer dans la bonne direction, les coléoptères utilisent plutôt la lumière polarisée, le soleil, la lune, et même la Voie lactée (Byrne *et al.*, 2003; Dacke *et al.*, 2013; Dacke *et al.*, 2014).

Dans une présentation vidéo fascinante, Marcus Byrne (Ph. D.) montre comment les bousiers s'orientent sur ces repères astronomiques (Byrne, 2012).

# Coup d'œil sur les bestioles présentes dans la bouse

Le meilleur moyen d'en apprendre davantage sur les insectes présents dans la bouse est de les observer. Avec un peu de pratique et à l'aide de la partie II du présent guide, vous devriez être en mesure de distinguer rapidement les grandes catégories de mouches, de bousiers, de coléoptères prédateurs et de guêpes. Selon votre intention, vous voudrez peut-être capturer certains de ces insectes pour une étude plus approfondie. Les méthodes utilisées pour capturer des insectes coprophiles sont décrites brièvement dans les paragraphes qui suivent. Pour obtenir des renseignements plus détaillés sur la façon de capturer, de préparer et de préserver des insectes de tous types, je recommande Martin (1977) comme excellent point de départ.

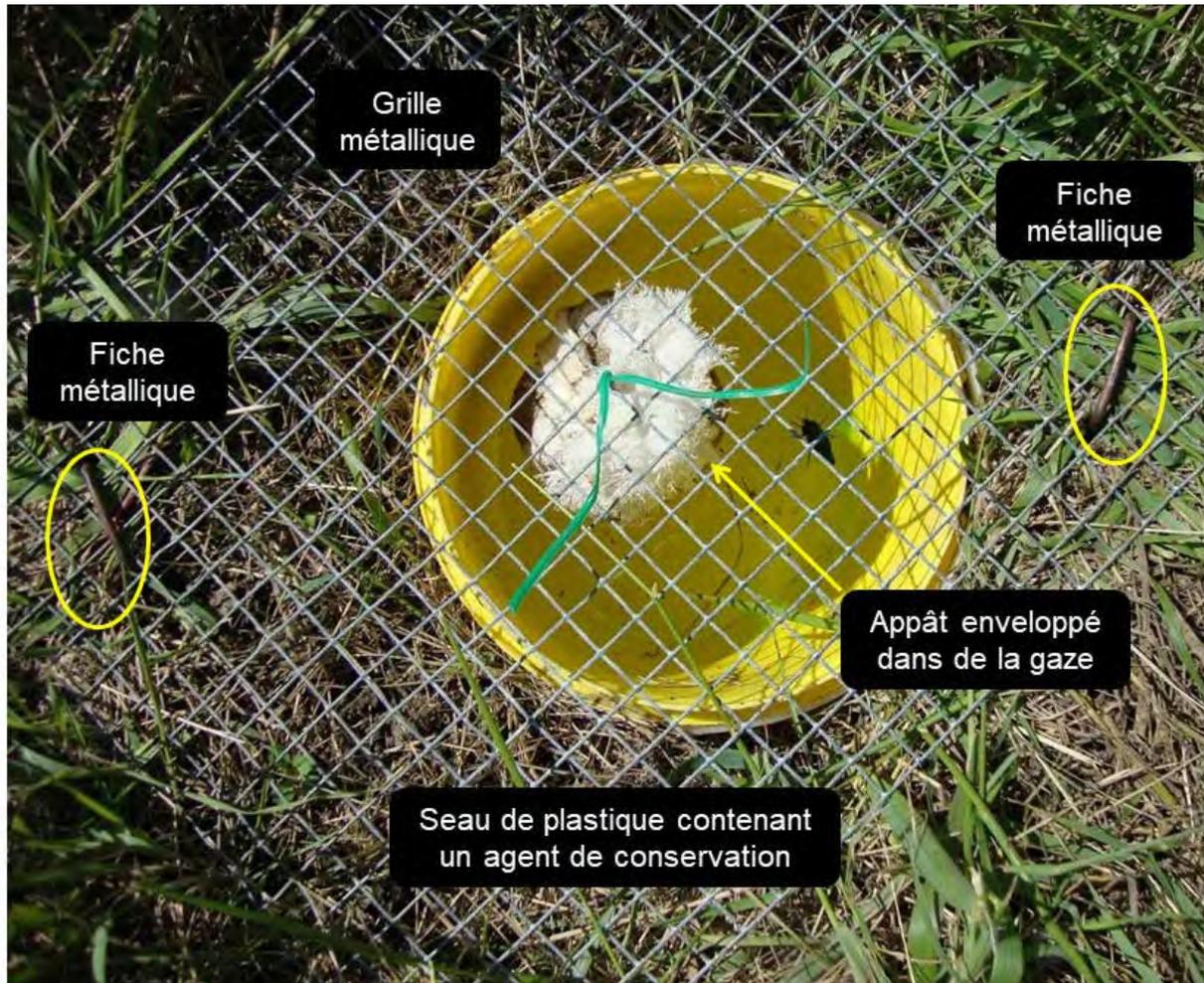
Accroupissez-vous près d'une bouse fraîche. Regardez les espèces qui arrivent et observez la façon dont elles interagissent<sup>2</sup>. Vous verrez peut-être des mouches sarcophages, dont les œufs éclosent à l'intérieur de l'adulte et dont les larves sont ensuite déposées (larviposition) sur la surface de la bouse. Il y aura peut-être des scatophages du fumier mâles en train de se battre entre eux pour avoir accès aux femelles. Il est presque certain que des staphylins seront présents, en train d'aller et venir et de fouiller les fissures pour trouver quelque chose à manger. Avec un peu de chance, vous verrez des bousiers en train de façonner une boule à partir de petits morceaux d'excréments pour ensuite la rouler plus loin. À leur arrivée, plusieurs coléoptères creusent rapidement une galerie à travers la croûte qui se forme à la surface de la bouse, puis disparaissent. Vous pouvez utiliser une truelle à main pour enlever cette croûte et avoir une meilleure idée du nombre de coléoptères présents; il se peut que vous voyiez alors apparaître d'autres insectes à des stades immatures, fort probablement des larves de mouches. Enlever la croûte permet aussi la libération d'un nuage frais de substances chimiques volatiles, lequel attirera plus d'insectes vers la bouse. Il est toujours bon de porter des gants au moment de manipuler une bouse fraîche, car celle-ci peut renfermer différents types d'agents pathogènes humains (Bicudo et Goyal, 2003).

Utilisez la méthode de flottation pour récupérer les insectes qui se trouvent à l'intérieur de la bouse. À l'aide d'une pelle, transférez la bouse dans un seau d'eau et remuez doucement. Des espèces de bousiers fouisseurs peuvent être présentes dans le sol en dessous de la bouse. Pour les récupérer, vous devrez ramasser le sol sous la bouse – pour les espèces de fouisseurs au Canada, une profondeur de 10 à 15 cm devrait suffire. La plupart des insectes flotteront à la surface de l'eau, où vous pourrez les récupérer à la main ou à l'aide d'une épuisette à mailles fines ou de pinces. La flottation fonctionne mieux lorsque la bouse est fraîche, avant qu'il se soit formé une croûte épaisse et que son centre commence à s'assécher. Les coléoptères

---

<sup>2</sup> Il existe en ligne plusieurs excellentes vidéos qui montrent l'activité des insectes présents dans la bouse. Parmi ceux que je recommande fortement figurent deux vidéos de Jochmann (2017a, 2017b).

adultes sont les plus susceptibles d'être récupérés; les mouches ou les guêpes adultes ont tendance à quitter rapidement la bouse lorsqu'elle est perturbée. La flottation de bouses plus anciennes, âgées de quelques jours à quelques semaines, permettra de récupérer les asticots et les nymphes de mouches ainsi que les larves de coléoptères. Des méthodes d'extraction mécaniques peuvent être utilisées en plus de la flottation pour traiter un grand nombre de bouses en déployant relativement peu d'efforts (Fowler *et al.*, 2020; Sutherst *et al.*, 1987).



**Figure 10.** Ce piège-fosse appâté avec de la bouse comprend deux seaux de plastique (capacité de 2 litres) emboîtés l'un dans l'autre et enfoncés dans le sol de façon à ce que le bord du piège soit au niveau de la surface du sol. Le seau intérieur se retire facilement pour vider le piège de son contenu; le seau extérieur demeure dans le sol pour empêcher les parois du trou de s'effondrer. Une grille fixée avec des fiches métalliques au-dessus de l'ouverture du piège empêche les rongeurs et les oiseaux d'y avoir accès et soutient un appât fait de bouse de bovin fraîche (environ 250 ml) enveloppée dans trois couches de gaze (coton à fromage), lesquelles sont attachées avec un lien torsadé. L'appât peut être fait le jour même de son utilisation, ou préparé à l'avance et congelé jusqu'à son utilisation. Il demeure efficace pendant 2 ou 3 jours (Bezanson *et al.*, 2020). L'agent de conservation (environ 2 cm d'épaisseur) dans le fond du seau intérieur a pour effet de noyer et de préserver les insectes attirés par l'appât (K.D. Floate).

Les pièges-fosses appâtés avec de la bouse constituent le moyen le plus facile de capturer des insectes coprophiles. En termes simples, ces pièges consistent en des récipients enfoncés dans le sol, dont l'ouverture est à ras de terre, et qui sont appâtés avec de la bouse fraîche (fig. 10). Pour récupérer des insectes vivants, on peut utiliser un piège sans agent de conservation (sec), dans lequel l'appât est placé au fond du récipient, sur une couche de sol. Les pièges secs doivent être vérifiés quotidiennement et conviennent particulièrement à la récupération des bousiers, qui creusent des galeries dans le sol et la bouse. Par ailleurs, on peut utiliser un piège avec un agent de conservation (humide), dans lequel l'appât est suspendu à une grille maillée au-dessus de l'ouverture du récipient. La grille réduit également le risque que de petits rongeurs tombent dans le piège et empêche les animaux de boire l'agent de conservation. Ajoutez une goutte de détergent à vaisselle liquide à l'agent de conservation pour briser la tension superficielle de la solution, afin que les insectes qui entrent dans le piège coulent sous la surface et se noient. Pour plus de précautions, utilisez un agent de conservation non toxique afin d'éviter d'empoisonner les petits animaux. Une solution saturée de sel dans l'eau



**Figure 11.** Bousiers récupérés dans un seul piège-fosse appâté avec de la bouse, utilisé pendant une semaine de septembre dans une prairie indigène du sud de l'Alberta, au Canada. Le contenu comprend 5069 *Chilothonax distinctus*, 20 *Onthophagus nuchicornis*, 15 *Aphodius pedellus*, 9 *Melinopterus prodromus* et 1 *Canthon praticola* (K.D. Floate).

fonctionne bien si les pièges sont vérifiés tous les deux ou trois jours. Un mélange d'eau et de propylène glycol (1:1) convient mieux si les pièges ne sont vérifiés qu'une fois par semaine<sup>3</sup>. Si les chercheurs souhaitent utiliser les insectes récupérés dans des analyses moléculaires, les résultats de Nakamura *et al.* (2020) semblent indiquer que l'ADN des spécimens conservés dans le propylène glycol se préserve très bien. Brown et Matthews (2016) passent en revue les différents types de pièges-fosses et d'agents de conservation qui ont été utilisés par différents chercheurs.

Des milliers de bousiers peuvent être récupérés dans un piège-fosse en quelques jours (fig. 11). Dans de tels cas, il peut être plus facile d'estimer le nombre de coléoptères récupérés à partir du poids total que de les compter individuellement (Bezanson et Floate, 2020). Plusieurs espèces non coprophiles peuvent aussi être capturées, soit parce qu'elles sont attirées par la couleur du piège ou par la lumière réfléchiée par l'agent de conservation, soit parce qu'elles tombent dans le piège tout simplement. Ces espèces comprennent souvent des cicadelles, des criquets, des punaises, des papillons, des abeilles et diverses mouches.

Des silphes (Silphidae) sont parfois récupérés en grand nombre, attirés par les composés organiques volatils libérés par les insectes en décomposition ou les animaux morts qui sont tombés dans le piège. Les espèces du genre *Nicrophorus* sont particulièrement remarquables par leurs marques noires et orange caractéristiques (fig. 12). Les espèces de silphes présentes au Canada peuvent être identifiées grâce à Anderson et Peck (1985).

On peut utiliser des cages d'émergence pour récupérer les insectes se développant à l'intérieur d'une bouse en particulier, ou pour déterminer le temps nécessaire à leur développement de l'œuf à l'adulte. Ces renseignements peuvent servir, par exemple, à évaluer la survie des insectes se développant dans la bouse de bovins traités au moyen d'antiparasitaires (voir la section « [Résidus chimiques présents dans la bouse](#) »). Une bouse de bovin fraîche est exposée au champ pour permettre aux insectes de la coloniser et d'y pondre leurs œufs. La bouse est ensuite mise en cage soit en recouvrant la bouse d'une cage au champ, soit en retirant la bouse du champ pour la mettre dans une cage. Un type de cage couramment employé est un récipient



**Figure 12.** *Nicrophorus investigator*, un silphe (Stanislav Snäll – CC-BY-3.0)

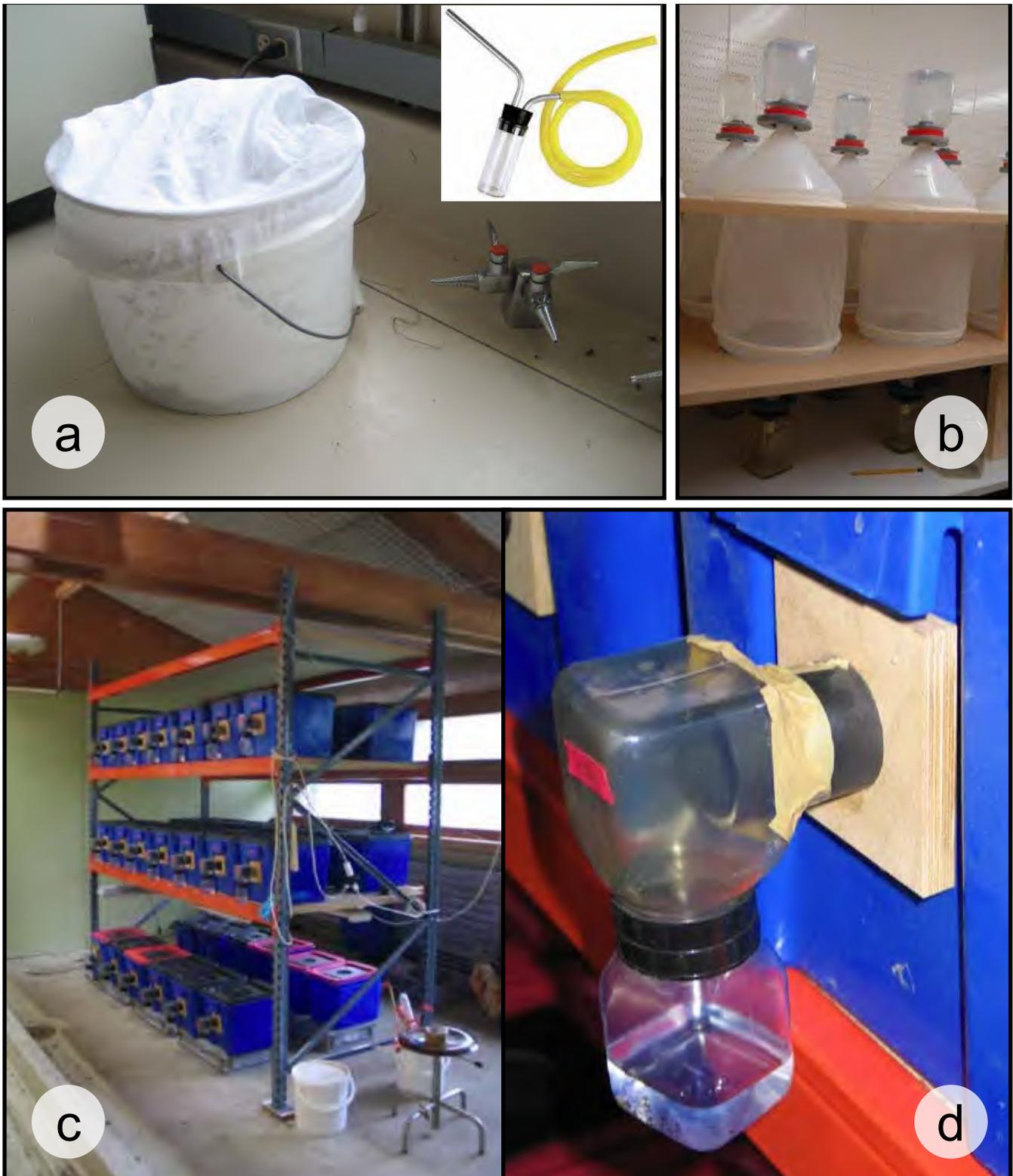
---

<sup>3</sup> Ne confondez pas le propylène glycol avec l'éthylène glycol. Le propylène glycol présente une faible toxicité et est utilisé pour préparer les conduites d'eau des chalets ou des véhicules récréatifs pour l'hiver. L'éthylène glycol, par contre, présente une toxicité élevée et est vendu comme antigel pour automobile.

de plastique doté de côtés solides et de « fenêtres » à moustiquaire permettant la circulation de l'air. Les insectes qui achèvent leur développement à l'intérieur de la bouse émergent comme adultes dans la cage. La conception de certaines cages fait que les insectes doivent être récupérés à la main, ce qui peut prendre du temps (fig. 13a). La conception d'autres cages comprend une chambre de collecte avec agent de conservation dans laquelle les insectes entrent. La chambre peut être fixée au-dessus de la cage pour tirer parti de la tendance des insectes à se déplacer vers le haut (fig. 13b). La chambre peut également être attachée au côté de la cage, où une source lumineuse sert à attirer les insectes (fig. 13c, d).

Les premiers insectes qui émergeront sont les coléoptères adultes qui étaient présents dans la bouse au moment où elle a été mise en cage. Si l'on exclut ces colonisateurs, selon l'espèce et les températures ambiantes, les adultes d'insectes se développant entièrement (de l'œuf à l'adulte) dans la bouse peuvent émerger en l'espace de quelques semaines (p. ex. mouches, guêpes parasitoïdes) ou de plusieurs mois (p. ex. bousiers).

Les espèces de bousiers nocturnes peuvent être récupérées à l'aide de pièges lumineux. Blank *et al.* (1983) ont utilisé de tels pièges pour surveiller l'effet du vent, de la couverture nuageuse, des précipitations et de la température de l'air sur l'activité de vol du *Copris incertus*, une espèce introduite en Nouvelle-Zélande. De Clerck-Floate *et al.* (2012) ont utilisé *Chilo thorax distinctus* comme espèce « modèle » pour évaluer l'efficacité des pièges lumineux comme caractéristiques de conception visant à limiter le déplacement des insectes au sein d'une installation de quarantaine des insectes. Dans le cadre d'une autre étude particulièrement impressionnante, on a fait fonctionner un piège lumineux une fois par semaine pendant 26 ans afin d'examiner l'incidence des lâchers de l'espèce sud-africaine *Digitonthophagus gazella* sur la diversité des espèces de bousiers indigènes au Brésil (Filho *et al.*, 2018). Des pièges lumineux à piles sont disponibles pour une utilisation au champ. En prime, plusieurs types d'insectes nocturnes autres que les espèces coprophiles seront attirés par les pièges lumineux.



**Figure 13.** Différents types de cages d'émergence. a – Les insectes émergent dans un seau muni d'un « manchon » en filet. Un aspirateur fixé à un tuyau à vide est utilisé pour retirer les insectes de la cage à la main. b – Les insectes volent vers une chambre placée au-dessus de la cage, ou tombent dans une chambre fixée au fond de la cage. c – Attirés par la lumière, les insectes volent vers une chambre attachée au côté d'une cage par ailleurs solide. d – Chambre de collecte pour les pièges figurant sur la photo c (a – K.D. Floate; b – © J. Lahr; c et d – © W. Blanckenhorn).





## **Partie II : Identification des insectes se reproduisant dans la bouse**

photo : (c) Geoff Holroyd

## Partie II: Table des Matières

Comment nommer les insectes?.....	44
Identification des insectes immatures.....	47
Identification des insectes adultes (et des acariens) .....	51
Mouches (Diptera : sous-ordre des nematocera).....	53
Anisopodidae (mouchérons des bois).....	54
Cecidomyiidae (mouchérons à galle) .....	55
Ceratopogonidae (brûlots).....	57
Chironomidae.....	58
Psychodidae (psychodes, phlébotomes) .....	59
Scatopsidae .....	60
Sciaridae.....	61
Mouches (Diptera : sous-ordre des brachycera) .....	62
Anthomyiidae.....	63
Calliphoridae .....	64
Chloropidae.....	65
Empidoidea .....	66
Ephydriidae (mouches de rivage).....	68
Milichiidae.....	69
Muscidae.....	70
æstridae (æstres, hypodermes).....	73
Sarcophagidae.....	74
Scathophagidae.....	76
Sepsidae .....	78
Sphaeroceridae .....	80
Stratiomyidae (mouches armées) .....	82
Syrphidae (syrphes).....	84
Ulidiidae .....	85

Coléoptères (Coleoptera) .....	86
Clambidae .....	88
Cryptophagidae .....	90
Geotrupidae .....	91
Histeridae .....	92
Hydrophilidae .....	96
Latridiidae .....	101
Ptiliidae .....	102
Scarabaeidae .....	103
Staphylinidae .....	134
Staphylinidae: sous-famille des Aleocharinae .....	137
Staphylinidae: sous-famille des Omaliinae .....	140
Staphylinidae: sous-famille des Oxytelinae .....	141
Staphylinidae: sous-famille des Paederinae .....	143
Staphylinidae: sous-famille des Pselaphinae .....	144
Staphylinidae: sous-famille des Staphylininae .....	145
Staphylinidae: sous -famille des Tachyporinae .....	148
Guêpes (Hymenoptera) .....	153
Acariens (classe des Arachnida : superordres des Acariformes et des Parasitiformes) .....	163

# Comment nommer les insectes?

Le présent guide désigne les insectes par leur nom scientifique. Il peut être difficile de prononcer ces noms et de s'en souvenir, mais leur utilisation permet d'identifier un insecte sans ambiguïté en évitant de le confondre avec une autre espèce. Il est utile de comprendre certaines règles de nomenclature taxonomique pour chercher dans la littérature scientifique de l'information sur la biologie et la répartition d'une espèce donnée.

Les noms scientifiques d'espèces suivent une nomenclature binominale (deux mots) constituée d'un nom de genre suivi d'une épithète d'espèce, qui sont normalement écrits en italique, p. ex. *Musca domestica*. Les noms de genre et d'espèce occupent les rangs inférieurs d'une structure de dénomination hiérarchique constituée de nombreux niveaux, notamment l'ordre, le sous ordre, la famille, la sous-famille, la tribu, le genre et l'espèce. Plus les espèces sont regroupées bas dans cette hiérarchie, plus elles sont semblables sur les plans de leur évolution, de leur morphologie et de leur cycle vital.

Prenons l'exemple de la hiérarchie taxonomique du bousier *Onthophagus nuchicornis*. Si nous le désignons « coléoptère » (Coleoptera), nous l'identifions comme l'une des quelque 8 300 espèces de coléoptères connues au Canada (Brunke *et al.*, 2019). Si nous le désignons comme un « vrai bousier » (sous famille des Scarabaeinae), nous l'identifions plus précisément comme l'une des 14 espèces de cette sous famille de coléoptères présentes au Canada qui se reproduisent dans la bouse. Si nous l'identifions encore plus précisément comme une espèce du genre *Onthophagus*, nous savons qu'il s'agit de l'une des cinq espèces de ces bousiers fousseurs au Canada.

Chaque niveau de cette hiérarchie est associé au nom de la ou des personnes qui ont décrit le groupe pour la première fois et à l'année où elles l'ont fait. Ainsi, le genre *Onthophagus* a été décrit par Latreille en 1802, et l'espèce *nuchicornis* a été décrite pour la première fois par Linné en 1758.

Par le passé, des chercheurs travaillant dans des langues ou pays différents donnaient souvent des noms différents à une même espèce d'insecte. Par exemple, au fil des années, le bousier

## ***Onthophagus nuchicornis***

(Linnaeus, 1758)

Ordre : Coleoptera Linné, 1758 –  
coléoptères [8 237 espèces au Canada]

Famille : Scarabaeidae Latreille, 1802 –  
scarab beetles [221 species in Canada]

Sous-famille : Scarabaeinae Latreille, 1802  
– vrais bousiers [14 espèces au Canada]

Tribu : Onthophagini Burmeister, 1846  
[5 espèces au Canada]

Genre : *Onthophagus* Latreille, 1802  
[5 espèces au Canada]

Espèce : *nuchicornis* (Linné, 1758)  
[1 espèce dans le monde]

Synonymes

- *Scarabaeus nuchicornis* Linné, 1758
- *Onthophagus rhinoceros* Melsheimer, 1846

*Onthophagus taurus* a été désigné par 24 noms scientifiques et classé dans quatre genres différents (Smith, 2009). Vous pouvez imaginer la confusion lorsqu'une même espèce porte plusieurs noms dans la littérature scientifique. Le Code international de nomenclature zoologique (CINZ) a été créé pour éviter cette confusion en assurant un système uniforme d'attribution des noms scientifiques (<https://www.iczn.org/the-code/the-international-code-of-zoological-nomenclature/>).

Selon la convention du CINZ, le nom scientifique valide d'une espèce est celui sous lequel elle a été décrite pour la première fois. Tous les autres noms qu'on lui a attribués sont reconnus comme des synonymes ou d'anciens noms. Or, il peut y avoir de bonnes raisons de reclasser une espèce dans un genre autre que celui où elle avait été classée à l'origine. Ces raisons peuvent consister en la découverte d'espèces étroitement apparentées ou en des études moléculaires montrant des relations taxonomiques insoupçonnées auparavant. Dans de tels cas, le nom du descripteur de l'espèce et l'année de la description apparaissent entre parenthèses. Par exemple, *Onthophagus nuchicornis* a d'abord été décrit comme *Scarabaeus nuchicornis* par Linné en 1758. En 1846, Melsheimer a décrit cette espèce comme rhinoceros et l'a classé dans le genre *Onthophagus*. Cependant, comme c'est Linné qui l'a décrite pour la première fois, il reste le descripteur de l'espèce, et son nom et l'année de sa description sont mis entre parenthèses : *Onthophagus nuchicornis* (Linnaeus, 1758).

Le nom scientifique renseigne souvent sur la forme, la couleur ou la biologie de l'insecte. Les insectes les plus communs associés à la bouse sont des mouches (ordre des Diptera), des coléoptères (ordre des Coleoptera) et des guêpes (ordre des Hymenoptera). Les mouches n'ont qu'une seule paire d'ailes (di = deux, pteron = aile). Les coléoptères adultes ont une paire d'ailes dures qui recouvrent une seconde paire d'ailes membraneuses (coleos = étui, pteron = aile). Les guêpes ont deux paires d'ailes reliées entre elles par une série de fins crochets (hymen = marié, pteron = aile). Le mâle du coléoptère *Onthophagus rhinoceros* possède une corne pronotale semblable à celle d'un rhinocéros.

### Noms communs anglais – une espace fait toute la différence

En anglais, les noms communs d'insectes peuvent porter à confusion. Les doodlebugs ne sont pas des punaises (bugs), mais des larves de fourmilions. Les fourmilions (antlions) ne sont ni des fourmis ni des lions, mais peuvent facilement être confondus avec les damselflies (demoiselles), lesquelles – vous l'avez deviné – ne sont pas des mouches (flies).

Pour aider à donner un sens à ce désordre, les entomologistes insèrent une espace dans le nom commun anglais lorsqu'il désigne un groupe taxonomique auquel l'insecte appartient, c.-à-d. :

- bumble bee (espace) = un type d'abeille (bee)
- butterfly (sans espace) = pas une mouche (not a fly)
- ladybird beetle (espace) = un type de coléoptère (beetle)
- ladybug (sans espace) = pas une punaise (not a bug)
- bed bug (espace) = un type de punaise (bug)
- snakefly (sans espace) = pas une mouche (not a fly)

Le nom d'espèce *haemorrhoidalis* (haemo = relatif au sang, rrhoid = écoulement) apparaît dans le nom latin (ou scientifique) de la mouche *Sarcophaga haemorrhoidalis* et des coléoptères *Cercyon haemorrhoidalis* (fig. 55a) et *Otophorus haemorrhoidalis* (fig. 67), qui ont tous les trois des marques postérieures rougeâtres.

Je ne donne pas le nom du descripteur et l'année de la description des diverses espèces mentionnées dans le présent guide parce que ces indications sont peu utiles pour la plupart des lecteurs. Je donne toutefois les synonymes des espèces de bousiers (Scarabaeidae) présentées dans la partie II du guide. Bon nombre de ces espèces du genre *Aphodius* ont été reclassées dans d'autres genres (Gordon et Skelley, 2007), de sorte que les renseignements sur leur biologie et leur répartition dans les publications contemporaines sont présentés sous différents noms scientifiques. Je mentionne également des synonymes d'espèces de guêpes (ordre des Hymenoptera) parasites de mouches qui se reproduisent dans la bouse dans le tableau 6. Dans certains cas, j'ai inclus des notes pour expliquer des changements touchant des niveaux taxonomiques plus élevés comme la sous-famille ou la famille; p. ex. voir Empidoidea ([page 66](#)) et Muscidae ([page 70](#)).

### Saviez-vous qu'il y a deux types de cycle vital chez les insectes?

**Métamorphose holométabole** – cycle vital d'un insecte comportant quatre stades de développement (œuf, larve, nymphe, adulte); également appelée métamorphose complète. La larve et l'adulte présentent des morphologies très différentes et ont souvent des habitudes alimentaires différentes. Les papillons, les guêpes, les mouches et les coléoptères sont des exemples d'insectes qui présentent ce type de cycle vital. Il s'agit du type de cycle vital commun aux insectes qui se reproduisent dans la bouse.

**Métamorphose hémimétabole** – cycle vital d'un insecte comportant trois stades de développement (œuf, larve, adulte); également appelée métamorphose simple ou incomplète. La larve et l'adulte présentent la même morphologie générale et ont souvent des habitudes alimentaires semblables. Les pucerons, les coquerelles, les punaises et les sauterelles sont des exemples d'insectes qui présentent ce type de cycle vital.

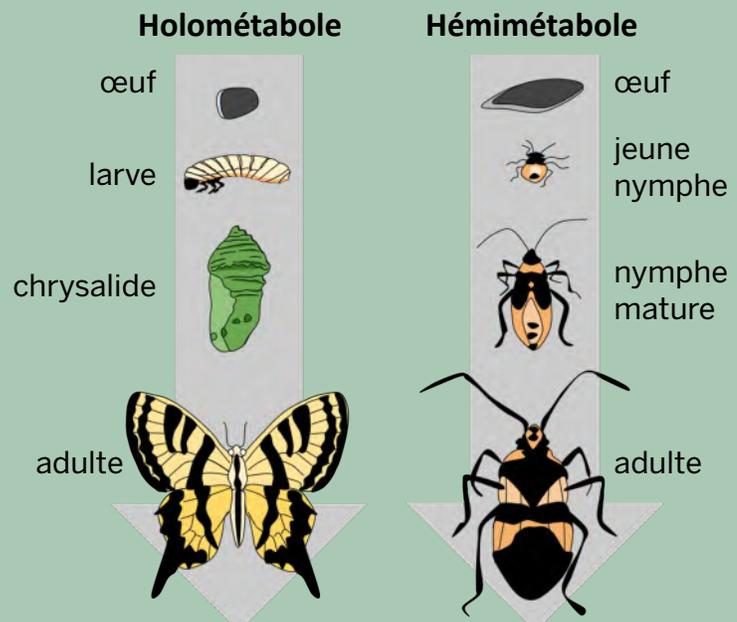
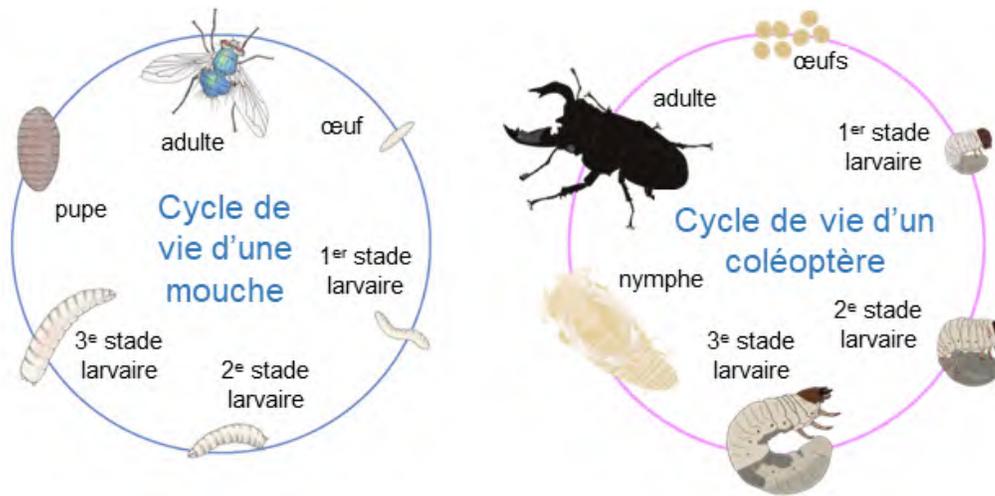


Image : Username1927 CC BY-SA 4.0, [https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Holometabolous\\_vs.\\_Hemimetabolous.svg](https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Holometabolous_vs._Hemimetabolous.svg)

# Identification des insectes immatures

La plupart des insectes que l'on trouve dans la bouse y sont présents sous une forme immature, particulièrement dans les bouses de plus de quelques jours. Le temps de séjour des insectes adultes qui colonisent une bouse fraîche pour se nourrir et pondre des œufs varie normalement de quelques minutes à une semaine environ. Par contre, les larves qui éclosent de ces œufs restent dans la bouse pendant des semaines ou des mois, passant par une série de stades larvaires avant de se transformer en nymphe, puis en adulte (Fig. 14).

Il peut être difficile, voire impossible, d'identifier à l'espèce la forme immature d'un insecte. Par contre, on peut identifier à l'ordre, au sous-ordre et parfois à la famille des larves et des nymphes d'après leurs caractéristiques morphologiques (Zhu, 1949). Les insectes couramment présents dans la bouse sont des mouches (Diptera : sous ordres des Brachycera et des Nematocera<sup>4</sup>), des coléoptères (Coleoptera : p. ex. familles des Histeridae, des Hydrophilidae, des Scarabaeidae et des Staphylinidae) et des guêpes (Hymenoptera).



**Figure 14.** Cycles vitaux généralisés des mouches et des coléoptères. (Cycle vital d'une mouche : créé par Cara Gibson (<https://www.caragibson.com/>), cycle vital d'un coléoptère : bugboy52.40 CC-BY-SA 3.0)

Les larves de coléoptères que l'on trouve dans la bouse ont une capsule céphalique (tête) bien définie et des pièces buccales et antennes bien développées. À quelques exceptions près, elles ont également des pattes bien visibles. Les larves de coléoptères présentent l'un des trois types de morphologie suivants :

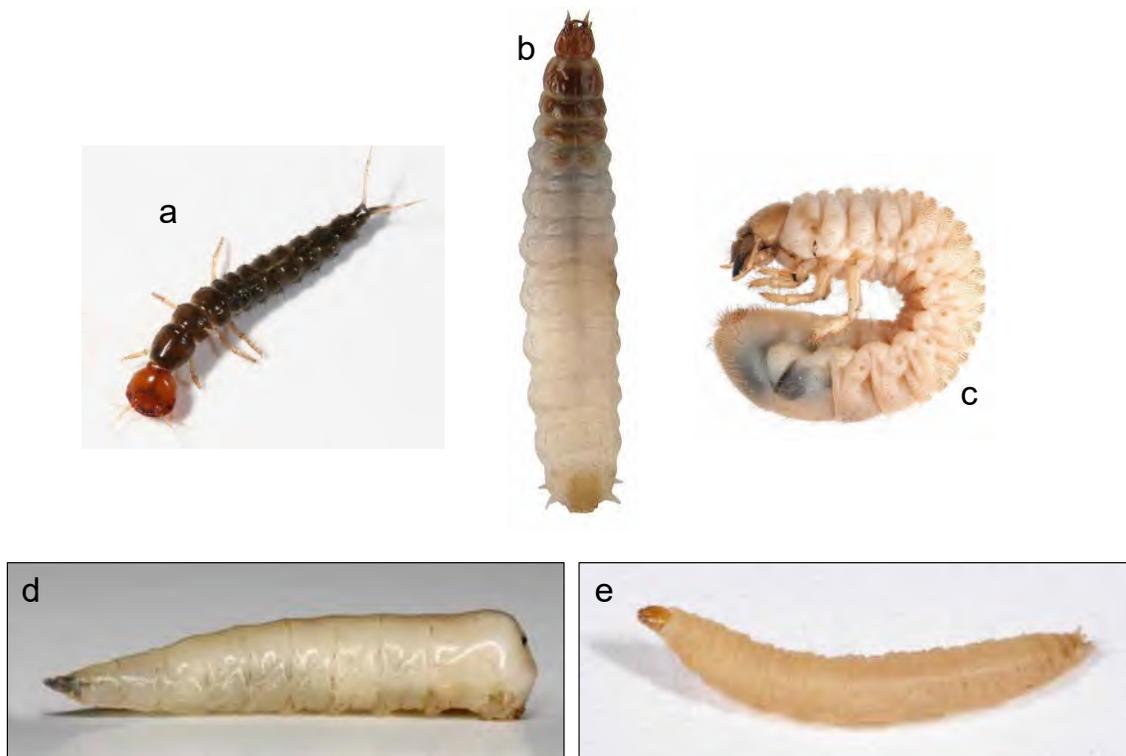
- *campodéiforme* – corps aplati et longues pattes; courtes projections pointues (appelées « cerques » ou « filaments caudaux ») généralement présentes à l'extrémité postérieure (abdomen). Il s'agit de la forme larvaire de nombreuses espèces de coléoptères dont la larve est prédatrice, y compris des Staphylinidae (fig. 15a).

<sup>4</sup> Les mouches sont traditionnellement classées dans le sous-ordre Nematocera ou le sous ordre Brachycera. Les Nematocera regroupent les mouches aux longues antennes qui volent lentement (p. ex. les moustiques), tandis que les Brachycera regroupent les mouches aux courtes antennes qui volent vite (p. ex. les mouches domestiques).

- *onisciforme* – corps aplati et pattes absentes ou extrêmement courtes. Cette forme larvaire est observée chez les Histeridae et les Hydrophilidae (sous famille des Sphaeridiinae) (fig. 15b).
- *scarabaéiforme* – corps cylindrique courbé en forme de C; tête bien définie et pattes courtes mais bien visibles généralement présentes. Comme son nom l’indique, il s’agit de la forme larvaire commune aux vrais bousiers (Scarabaeidae) (fig. 15c).

Les larves de mouches ont une morphologie vermiforme, c. à d. qu’elles ressemblent à des vers (figures 15d et e). Leur corps est cylindrique et dépourvu d’appendices de locomotion, de sorte que l’absence de pattes les distingue des larves de coléoptères. Les larves de mouches que l’on trouve le plus souvent dans la bouse appartiennent au sous ordre des Brachycera, dont les membres n’ont pas de capsule céphalique (fig. 15d). Il s’agit là d’une deuxième façon de distinguer les larves de mouches de celles des coléoptères. Les larves de mouches du sous ordre des Nematocera possèdent une capsule céphalique (fig. 15e), mais elle est bien moins proéminente que celle des larves de coléoptères.

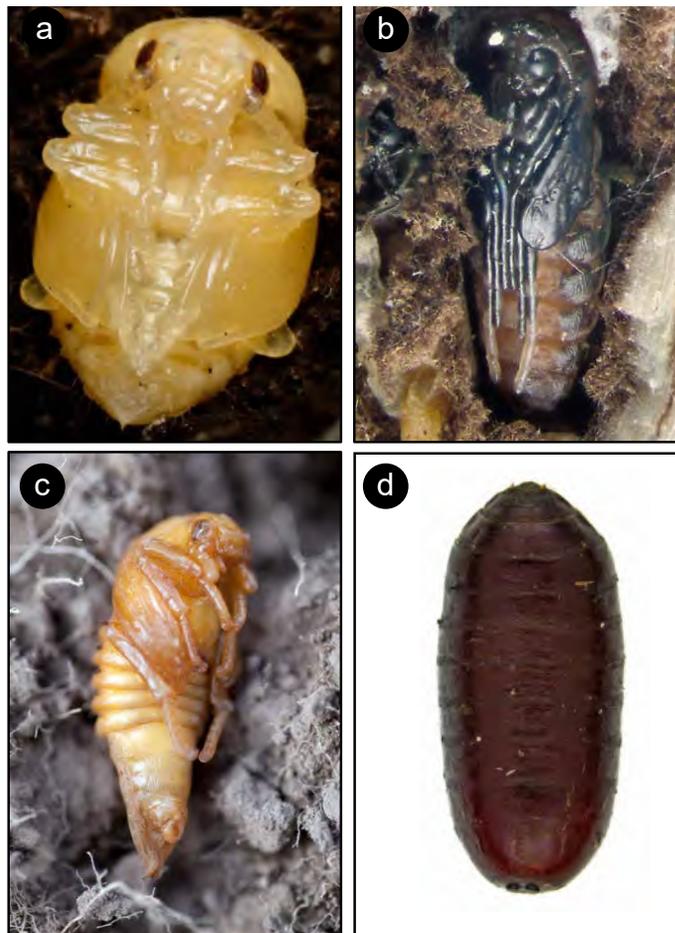
Les larves des guêpes parasites ont également un corps vermiforme. On ne peut cependant recueillir les larves et les nymphes de ces guêpes qu’en disséquant le corps de leur hôte.



**Figure 15.** Différentes morphologies larvaires : a – larve campodéiforme d’un coléoptère staphylinidé (Tom Murray); b – larve onisciforme d’un coléoptère hydrophilidé (A.A. Zaitsev, <https://www.zin.ru/animalia/Coleoptera/eng/index.html>); c – larve scarabaéiforme du scarabée japonais (Gilles San Martin (CC BY-SA 2.0)); d – larve vermiforme de la muscine des étables (Håkon Haraldseide); e – larve vermiforme d’une tipule hivernale (Matt Bertone).

Les nymphes des coléoptères et les pupes des mouches se distinguent également par leur morphologie. On reconnaît trois formes nymphales selon la mesure dans laquelle les appendices sont accolés au corps :

- *obtectée* (fig. 16a et b) – appendices accolés au corps, le tout couvert d’une mince membrane transparente. Les nymphes des papillons (Lepidoptera), de nombreuses espèces de coléoptères (y compris les staphylinidés de la sous famille des Staphylininae) et les mouches du sous ordre des Nematocera présentent cette forme.
- *exarate* (Fig. 16c) – appendices libres, non accolés au corps. Les nymphes de la majorité des espèces de coléoptères (y compris la plupart des autres sous familles de staphylinidés) présentent cette forme.
- *coarctée* (Fig. 16d) – appendices non visibles; la nymphose se déroule à l’intérieur de l’enveloppe du dernier stade larvaire, qui forme alors une capsule durcie appelée puparium. Cette forme nymphale est commune chez les mouches du sous ordre des Brachycera.



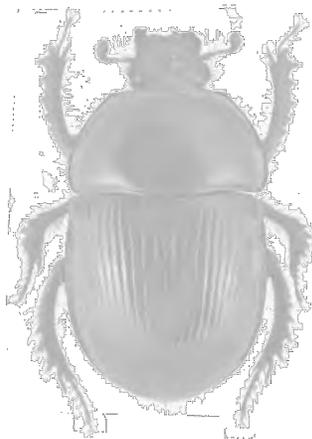
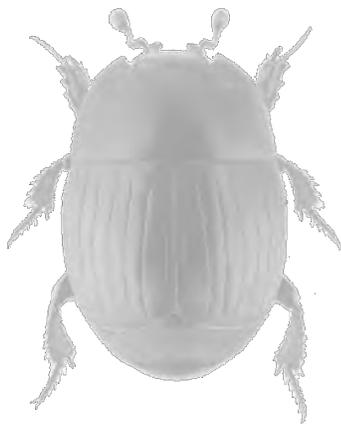
**Figure 16.** Différentes morphologies nymphales : a – nymphe obtectée de la chrysomèle du romarin (Alessandro Strano (CT - Italie)); b – nymphe obtectée d’une mouche cécidomyie (MJ Hatfield – CC-BY-ND-NC 1.0); c – nymphe exarate du hanneton commun, un coléoptère (Julian Black (CC BY-NC 2.0)); d – nymphe coarctatée de la mouche domestique (© Salvador Vitanza).



**Diptera (mouches):**  
Suborder Nematocera



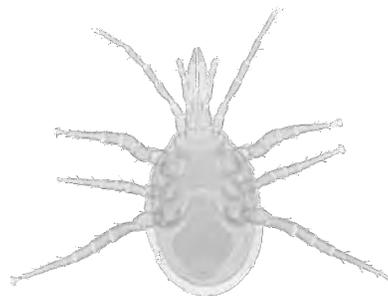
**Diptera (mouches):**  
Suborder Brachycera



**Coleoptera (coléoptères)**



**Hymenoptera (guêpes)**



**Arachnida (acariens)**

# Identification des insectes adultes (et des acariens)

Les insectes que l'on trouve dans la bouse sont habituellement identifiés d'après leur forme adulte et sont le plus souvent des mouches, des coléoptères ou des guêpes parasitoïdes ([page 154](#)) de mouches (fig. 1). Des acariens phorétiques sont fréquemment présents sur ces insectes, qu'ils utilisent pour se déplacer d'une bouse à l'autre (voir la section intitulée Phorésie, [page 16](#)). La présente section présente au lecteur les organismes coprophiles (qui vivent dans les excréments) de ces quatre groupes.

Pour chaque groupe, des résumés de la morphologie, de la biologie et de l'écologie des familles taxonomiques comptant au moins quelques membres qui se reproduisent dans la bouse au Canada sont présentés. Une estimation du nombre d'espèces canadiennes dans chacune de ces familles est fournie ainsi que des références à des clés d'identification qui peuvent être utilisées pour déterminer le genre ou l'espèce. Sont incluses d'autres familles dont les membres pourraient être considérés à tort comme se reproduisant dans la bouse en raison de leur présence sur des bouses fraîches ou dans des pièges-fosses appâtés de bouse ou de leur association avec des bovins et des installations d'élevage, p. ex. les familles de diptères Calliphoridae, Chloropidae, Ephydriidae, Æstridae et Syrphidae. Sont également incluses d'autres familles dont les membres sont peu susceptibles de se reproduire dans la bouse fraîche, mais se reproduisent dans des bouses en état de décomposition avancé, p. ex. les familles de diptères Stratiomyidae et Ulidiidae et les familles de coléoptères Cryptophagidae et Latridiidae.

Les familles de mouches sont présentées d'abord pour le sous ordre des Nematocera (aux antennes filiformes), puis pour le sous ordre des Brachyptera (aux antennes courtes). La plupart des spécialistes reconnaissent que les mouches appartiennent à l'un ou à l'autre de ces sous ordres.

Pour aider le lecteur à identifier les coléoptères, des tableaux sont présentés pour les familles des Clambidae, des Histeridae, des Hydrophilidae, des Scarabaeidae et des Staphylinidae. Ces tableaux indiquent la taille et la répartition canadienne des espèces documentées comme étant coprophiles. Les espèces les plus susceptibles d'être trouvées dans la bouse fraîche sont indiquées en caractères gras dans les tableaux. Les bousiers (Scarabaeidae) ont été particulièrement bien étudiés, ce qui permet de présenter de l'information détaillée sur les espèces communes dans les bouses. Cette information est présentée d'abord pour les membres de la sous famille des Aphodiinae, puis pour les membres du sous ordre des Scarabaeinae. L'information sur les staphylins (Staphylinidae) est présentée pour chaque sous-famille comprenant des espèces susceptibles d'être présentes dans la bouse fraîche.

L'information sur les guêpes est présentée pour les familles qui comprennent des espèces parasitoïdes de mouches qui se reproduisent dans la bouse. Un tableau indiquant la répartition de ces espèces et citant des références qui donnent des détails sur leur biologie et leur écologie est présenté.

Bien qu'ils comptent parmi les résidents les plus communs des bouses, les acariens coprophiles ont été peu étudiés au Canada et ne peuvent être correctement identifiés sans observation au microscope. L'information présentée sur ce groupe consiste principalement en une liste des espèces que l'on a observées dans la bouse au Canada.



## **Mouches** **(Diptera : sous-ordre des Nematocera)**



Le sous ordre des Nematocera (= cornes en forme de fil) est l'un des deux sous ordres reconnus de mouches (ordre des Diptera). Les adultes de ce groupe ont généralement de longues antennes fines composées de nombreux segments et un corps allongé doté de longues pattes.

Le sous ordre des Nematocera comprend les mouches noires, les tipules, les brûlots, les chironomes et les moustiques.

## Anisopodidae (moucheons des bois)

Les Anisopodidés adultes sont des mouches de 2 à 10 mm de long au corps élancé et aux longues pattes. Ils ont une petite tête ronde portant trois yeux simples (ocelles) rapprochés qui forment un triangle presque équilatéral. Leurs antennes sont filiformes et d'une longueur à peu près égale à la longueur totale de la tête et du thorax (figure 17). Ils se nourrissent de nectar et sont souvent attirés par les écoulements de sève. Les adultes sont souvent observés dans les habitats boisés ombragés, d'où le nom commun de moucheons des bois.

Les adultes se reproduisent dans des matières organiques en décomposition, notamment des feuilles, du bois, de la sève en fermentation et des excréments. De rares cas de larves infestant des humains ont été signalés et étaient probablement attribuables à l'ingestion accidentelle d'œufs ou de larves (Morris, 1968; Smith et Taylor, 1966). En Grande-Bretagne, le *Sylvicola punctatus* est le seul anisopodidé dont on a documenté la présence dans la bouse (l'espèce a été identifiée comme *Sylvicola punctata* par Skidmore, 1991), mais sa larve est peut être une des larves de diptères qui y sont les plus abondantes. Les adultes de cette espèce sont caractérisés par des taches diffuses distinctives sur les ailes. À la suite d'une révision taxonomique, le genre que Laurence (1954) désignait *Anisopus* est maintenant reconnu comme *Sylvicola*. Cervenka et Moon (1991) considèrent *S. punctata* comme un synonyme de *S. marginatus*.

Seulement cinq espèces d'Anisopodidés sont connues au Canada, et il en resterait deux à cinq autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). Une clé d'identification au genre des Anisopodidés est présentée dans Peterson (1981).

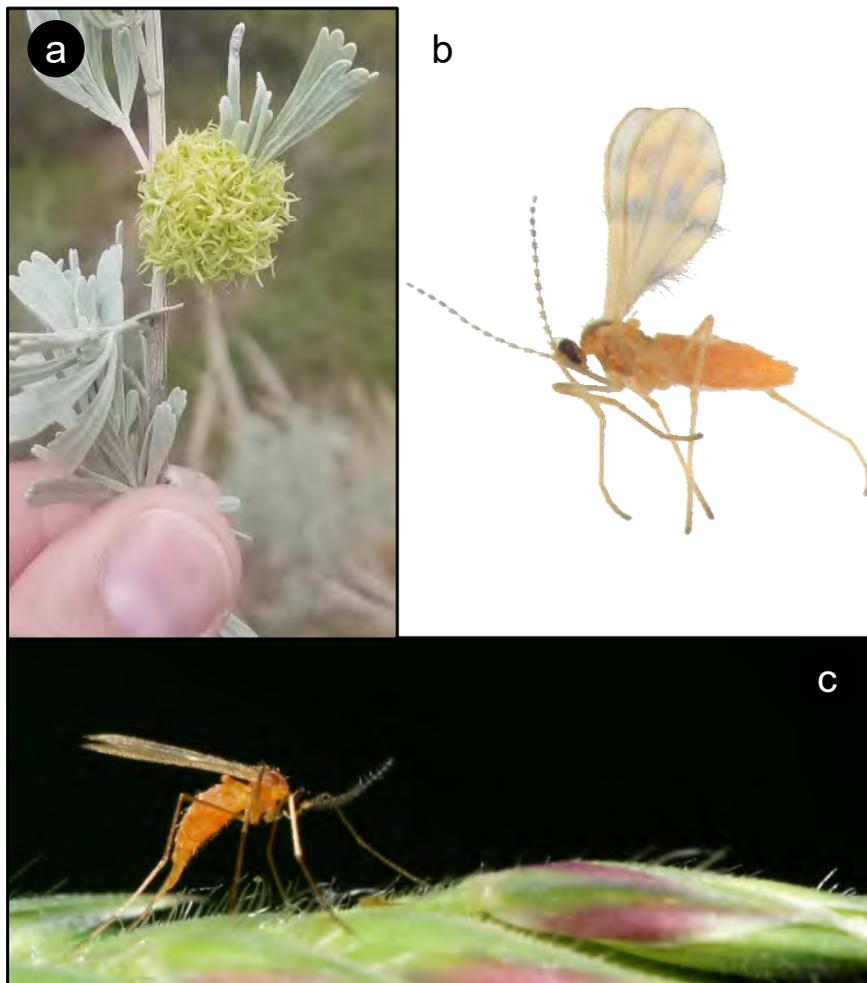


**Figure 17.** Anisopodidae. *Sylvicola punctatus*.  
Photo: © Malcolm Storey

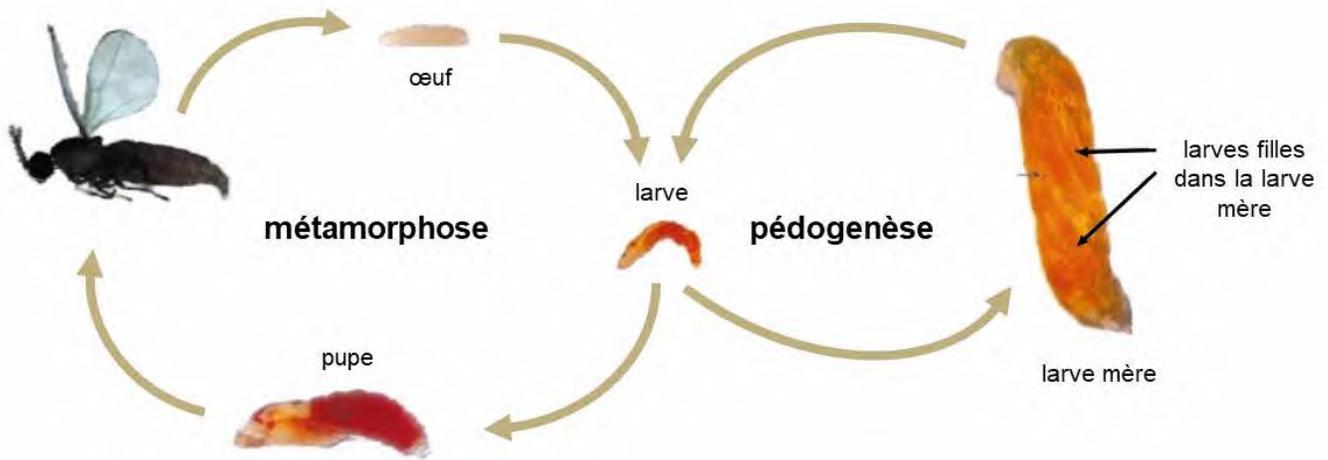
## Cecidomyiidae (moucheron à galle)

Les Cécidomyiidés sont de petites mouches délicates (généralement de 1 à 5 mm de long) dotées de longues pattes et de longues antennes filiformes. Leurs ailes sont généralement velues et présentent une nervation réduite (fig. 18b, c).

Les larves de la plupart des espèces connues de cécidomyiidés vivent dans des plantes et provoquent des gonflements atypiques de tissus végétaux appelés galles ou cécidies, d'où le nom de la famille (fig. 19a). Les larves d'autres espèces vivent dans des plantes sans provoquer de galles, ou se nourrissent de champignons et se développent dans le bois et la végétation en décomposition. D'autres espèces encore sont des prédateurs libres ou des parasitoïdes. Hammer (1941) a mentionné que des cécidomyiidés sont communs dans la bouse. Skidmore (1991) a observé que des espèces des genres *Monardia* et *Mycophila* se reproduisent dans le fumier; *Monardia illinoensis* a été observé dans la bouse (Mohr 1943). Plusieurs espèces de cécidomyiidés sont des ravageurs qui causent des dommages économiques à des cultures comme le trèfle, les céréales, le houblon, le chou, le navet et les champignons (Smith 1989).



**Figure 18.** Cecidomyiidae : a – galle formée par une larve de cécidomyiidé sur une armoise (*Artemisia* sp.) (Frost Entomological Museum – CC-BY-2.0); b – cécidomyiidé adulte non identifié (MJ Hatfield – CC-BY-ND-NC-1.0); c – cécidomyiidé non identifié pondant des œufs sur une graminée (Sarefo – CC-BY-SA-4.0).



**Figure 19.** Le cécidomyiidé *Mycophila speyeri* peut se reproduire par métamorphose complète (œuf-larve-nymphe-adulte) ou par pédogenèse (larve-larve). Adaptation par l'auteur de l'illustration de Jason Hodin parue dans Hodin et Riddiford (2000).

Plusieurs espèces de cécidomyiidés ont la capacité inhabituelle de se reproduire par pédogenèse, processus par lequel des stades immatures produisent des descendants (Wyatt, 1960; Wyatt, 1961). Dans des conditions optimales, des ovaires fonctionnels se forment chez la larve ou la nymphe et produisent des larves, qui se développent à l'intérieur de la larve ou nymphe « mère » en se nourrissant de ses tissus avant d'émerger de son corps. Dans des conditions sous optimales, les larves effectuent une métamorphose normale, passant par un stade nymphal puis émergeant sous forme d'adulte capable de voler vers un autre endroit où les conditions sont plus favorables (figure 19).

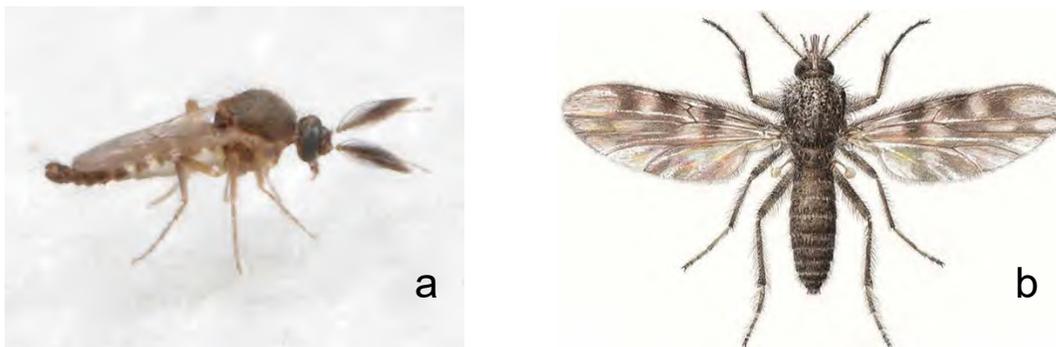
Le Canada compte au total 243 espèces connues de cécidomyiidés (Savage *et al.*, 2019), mais Hebert *et al.* (2016) estiment qu'il pourrait y en avoir près de 16 000. Une clé d'identification au genre est présentée dans Gagné (1981).

## Ceratopogonidae (brûlots)

Les Cératopogonidés sont de petites mouches (généralement de 1 à 3 mm de long) de forme élancée à modérément trapue. Ils ont de longues antennes filiformes. Les antennes des mâles sont couvertes de fins filaments, ce qui leur donne un aspect plumeux. Les antennes plumeuses des mâles de certaines espèces de nématocères les aident à localiser les femelles pour s'accoupler. Les ailes peuvent présenter des motifs très marqués et sont tenues superposées à plat sur le dos chez les adultes au repos (fig. 20a). On trouve souvent les adultes à proximité de l'habitat de reproduction.

Les Cératopogonidés se reproduisent dans des habitats humides, notamment dans de la mousse, des accumulations de matières organiques en décomposition, du sol humide et des mares, ainsi que sous l'écorce d'arbres. Les larves de certaines espèces sont prédatrices, tandis que d'autres se nourrissent de champignons, d'algues ou de débris végétaux. Les mâles et femelles adultes butinent des fleurs pour se nourrir de nectar, mais les femelles de nombreuses espèces ont également besoin de protéines pour amener leurs œufs à maturité. Selon l'espèce, elles obtiennent ces protéines en se nourrissant de sang d'insectes ou de vertébrés. Les piqûres de cératopogonidés peuvent être douloureuses et transmettre les agents responsables (p. ex. des nématodes, des protozoaires, des virus) de maladies qui touchent les humains et d'autres animaux (Linley, 1985). La fièvre catarrhale du mouton est une maladie virale des ruminants qui est transmise par certaines espèces de Culicoides. Il s'agit d'une maladie particulièrement préoccupante pour les moutons, car elle peut leur causer une forte mortalité (Mullen et Murphree, 2019).

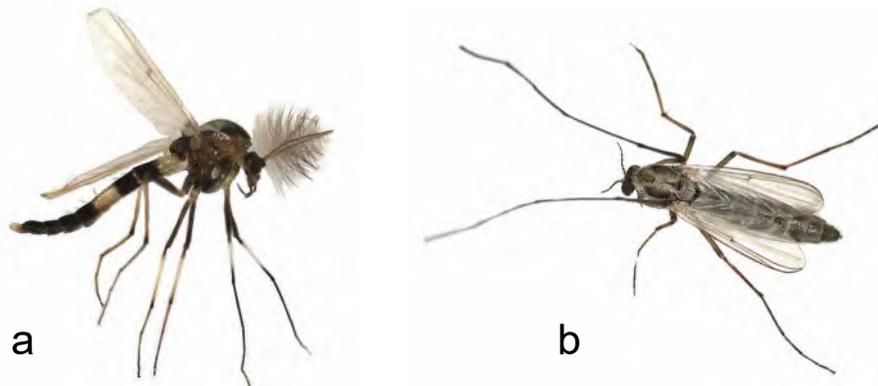
Le Canada compte 263 espèces connues de cératopogonidés, mais on estime qu'il pourrait y en avoir 300 autres (Savage *et al.*, 2019). Les cératopogonidés qui se reproduisent dans la bouse comprennent *Forcipomyia brevipennis* et *F. bipunctata*, ainsi que deux espèces de *Culicoides* (Macqueen et Beirne, 1975b; Skidmore, 1991). Aucune de ces espèces ne s'attaque aux humains (Skidmore, 1991). Le corps et les ailes des espèces du genre *Forcipomyia* sont généralement densément couverts de minuscules poils noirs, alors que les espèces du genre *Culicoides* ont un corps beaucoup moins velu et des ailes presque transparentes. Une clé d'identification au genre des Cératopogonidés est présentée dans Downes et Wirth (1981).



**Figure 20.** Ceratopogonidae : a – *Forcipomyia* sp. (♂) – remarquez l'aspect plumeux des antennes (© Ken Childs); b – *Culicoides* sp. (♀) (Siama *et al.* 2017, CC-BY 3.0)

## Chironomidae

Les Chironomidés adultes sont de petites mouches délicates de 1 à 10 mm de long dotées de longues pattes fines, dont la première paire est souvent la plus longue. Ils ont des ailes étroites de couleur blanchâtre qui, au repos, reposent à plat ou en forme de toit au dessus de l'abdomen. Leurs antennes sont longues et filiformes, ce qui leur donne un aspect plumeux (figure 21). Les Chironomidés n'ont pas de pièces buccales mordantes et sont parfois appelés moucherons non piqueurs. Les adultes au repos tiennent généralement leur première paire de pattes tendue vers le haut devant la tête. On observe fréquemment des essaims de mâles au crépuscule, souvent positionnés au-dessus d'un repère quelconque, comme un poteau de clôture ou un buisson. Les femelles sont attirées par ces essaims pour s'accoupler.



**Figure 21.** Chironomidae. a – *Cricotopus bicinctus* (♂) – remarquez l'aspect plumeux des antennes (B. Schoenmakers – CC-BY-3.0); b – *Chironomus* sp. (♀) (B. Schoenmakers – CC-BY-3.0).

Les Chironomidés se reproduisent dans presque tous les types d'habitats humides ou aquatiques, y compris les eaux stagnantes, le sol, les eaux usées et la bouse. Les larves sont généralement détritivores, mais elles peuvent se nourrir de petits végétaux ou être carnivores. Certaines espèces possèdent de l'hémoglobine (la même molécule que dans le sang humain) qui leur permet de survivre dans des environnements pauvres en oxygène. La couleur rouge distinctive de ces larves est à l'origine de leur nom commun de vers de vase rouges (fig. 22). Les Chironomidés constituent d'importantes sources de nourriture pour des insectes, des oiseaux et des poissons et sont souvent étudiés à titre de bioindicateurs de pollution environnementale.



**Figure 22.** Larve de chironomidé (B. Schoenmakers – CC-BY-3.0).

Le Canada compte 798 espèces connues de chironomidés, mais on estime qu'il en reste quelque 1 000 autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). Les espèces associées à la bouse comprennent *Camptocladius stercorarius*, un *Krenosmittia* sp., *Mesosmittia flexuella* et des *Smittia* spp. (Floate, 1998b; Skidmore, 1991). Appartenant toutes à la sous famille des Orthocladiinae, ces espèces se ressemblent et ont des ailes de 1,5 à 2,5 mm de long. Une clé d'identification au genre des Chironomidés est présentée dans Oliver (1981).

## Psychodidae (psychodes, phlébotomes)

Les Psychodidés adultes sont de petites mouches de moins de 5 mm de long au corps densément couvert de poils et aux longues antennes filiformes. Lorsqu'ils sont au repos, leurs ailes reposent à plat ou en forme de toit au dessus de l'abdomen. Par leur villosité et la forme de leurs ailes, ils ressemblent à des papillons de nuit, d'où leur nom commun anglais de moth flies. La nervation des ailes consiste principalement en une série de nervures parallèles; les nervures transversales sont absentes ou restreintes à la moitié basale de l'aile (fig. 23). Les adultes sont généralement nocturnes et se reposent pendant la journée dans des habitats ombragés. Ils ont un vol court et erratique caractéristique.

Les Psychodidés se reproduisent dans des habitats humides (p. ex. végétation en décomposition, vase et bouse) et se nourrissent de matière organique, y compris de bactéries. Les espèces qui se reproduisent dans les canalisations d'eaux usées sont communément appelées mouches des égouts, mouches des éviers ou mouches à drains. Seules quelques espèces de Psychodidés sont nuisibles. Des infestations de larves de psychodidés chez des humains sont parfois signalées (Hyun *et al.*, 2004; Rasti *et al.*, 2016). Les espèces de la sous famille des Phlebotominae qui se reproduisent dans le sol, souvent dans des régions semi désertiques, sont communément appelées mouches des sables. Ces espèces sont les seuls Psychodidés qui possèdent des pièces buccales mordantes; la femelle fécondée se nourrit de sang et peut transmettre des maladies aux humains, p. ex. la leishmaniose.

Le Canada compte 34 espèces connues de Psychodidés, et il y en aurait de 10 à 50 autres à décrire ou à signaler (Savage *et al.*, 2019). On a observé des espèces des genres *Pericoma* et *Psychoda* (sous famille des Psychodinae) se reproduire dans la bouse (Skidmore, 1991). De fait, les larves de *Psychoda* peuvent compter parmi les insectes les plus abondants dans la bouse (Laurence, 1954), mais on les néglige souvent en raison de leur petite taille. Une clé d'identification au genre des Psychodidés est présentée dans Quat et Vockeroth (1981).



Figure 23. *Psychoda* sp. (© Nick Block)

## Scatopsidae

Les Scatopsidés sont des mouches de 0,5 à 4 mm de long au corps oblong et robuste. Leur coloration, généralement noirâtre, varie du noir au brun et inclut parfois du jaune, selon les espèces. Leurs antennes sont filiformes, mais relativement courtes. La nervation des ailes est un peu réduite; les nervures au bord antérieur des ailes sont bien visibles, tandis que les autres le sont beaucoup moins (fig. 24).

Les larves se reproduisent dans les matières végétales et animales en décomposition. *Coboldia* (*Scatops*) *fuscipes* constitue une nuisance lorsqu'il est abondant dans les établissements vinicoles et les conserveries (Meade et Cook, 1961). Les Scatopsidés n'ont par ailleurs aucune importance économique connue.

Le Canada compte 30 espèces connues de Scatopsidés, et il y en aurait de 15 à 20 autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). Les Scatopsidés associés à la bouse comprennent des espèces des genres *Anapausis*, *Coboldia*, *Cookella*, *Reichertella* et *Scatopse* (Laurence, 1954; Skidmore, 1991). Une clé d'identification au genre des Scatopsidés est présentée dans Cook (1981).



**Figure 24.** Scatopsidé adulte (© John Maxwell)

## Sciaridae

Les Sciaridés adultes sont des mouches de 1 à 11 mm de long aux longues pattes et aux antennes filiformes. Leur tête porte trois yeux simples (ocelles), ainsi que deux yeux composés qui se rejoignent, ou presque, au-dessus de la base des antennes. Leur corps et leurs ailes ont une couleur sombre, allant du jaunâtre au noirâtre (fig. 25). Les adultes ne vivent pas longtemps et ne piquent pas.

Les Sciaridés se reproduisent dans des habitats humides ombragés, où leurs larves se nourrissent de champignons, d'excréments et de matière végétale en décomposition. Ces larves sont communes dans le sol des plantes en pot, de sorte que les adultes qui en émergent en grand nombre peuvent constituer une nuisance. Les larves de *Bradysia* spp. se nourrissent de matière organique en décomposition et de champignons, mais aussi de tissus sains de jeunes végétaux; elles sont communes dans les serres et les champignonnières (Cloyd, 2015). Les larves de *Sciara* spp. se regroupent en processions massives qui migrent sur le sol (fig. 26). Ces processions, qui ressemblent à un serpent, peuvent faire plus d'un tiers de mètre de longueur et de 1 à 2 cm de largeur (Brues, 1951).

Selon Savage *et al.* (2019), le Canada compte 129 espèces de Sciaridés décrites, et il y en aurait de 100 à 200 autres à décrire. De grands nombres de Sciaridés ont été observés dans la bouse, en particulier dans des bouses en état de décomposition avancée. On ignore cependant s'il existe des espèces qui se reproduisent uniquement dans la bouse. Une clé d'identification au genre des Sciaridés est présentée dans Steffan (1981).



**Figure 25.** Mâle (à gauche) et femelle (à droite) d'*Odontosciara nigra* (© Matt Bertone).



**Figure 26.** Procession de larves de Sciaridé en migration (*Sciara* sp.) (© Derek Sikes).



## **Mouches (Diptera : sous ordre des Brachycera)**

Le sous ordre des Brachycera (= cornes courtes) est un des deux sous ordres reconnus de mouches (ordre des Diptera). Les adultes de ce groupe se caractérisent par de courtes antennes à segmentation réduite.

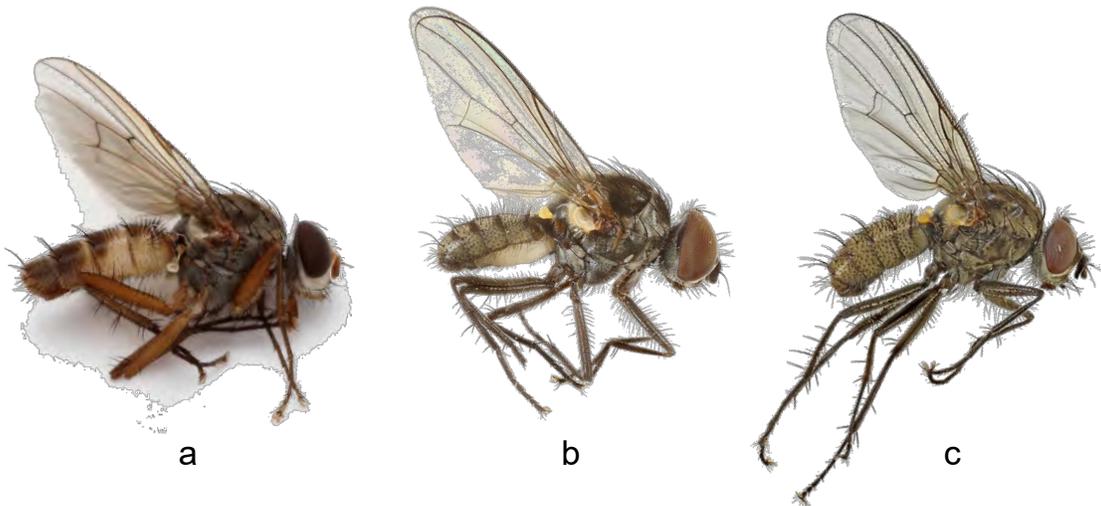
Le sous ordre des Brachycera comprend les mouches à viande, les œstres, les anthomies, les mouches domestiques, les mouches sarcophages et les mouches armées.

## Anthomyiidae

Par leur taille (de 2 à 12 mm de long), leur couleur et leur forme, les Anthomyiidés adultes ressemblent aux mouches domestiques et à d'autres membres de la famille des Muscidae. Ils ont une couleur terne, généralement jaunâtre ou gris brunâtre à gris noir, sans éclat métallique (fig. 27). Ils volent activement pour se nourrir de nectar et sont des pollinisateurs importants.

Les larves des Anthomyiidés ont des régimes alimentaires diversifiés. Les larves de certaines espèces se nourrissent de végétaux et sont des ravageurs d'importance économique, p. ex. *Delia antiqua* (mouche de l'oignon), *D. floralis* (mouche du navet) et *D. radicum* (mouche du chou). Les larves d'autres espèces se nourrissent d'excréments ou d'autres matières en décomposition. Les larves présentes dans les excréments peuvent être classées en trois groupes selon leur régime alimentaire : 1) les coprophages, qui ne se nourrissent que d'excréments, 2) les carnivores facultatifs, qui se nourrissent d'excréments, mais mangent d'autres insectes si l'occasion se présente, et 3) les carnivores obligatoires, qui doivent manger d'autres insectes pour survivre (Thomson, 1937).

Au total, 515 espèces d'Anthomyiidés ont été signalées au Canada, et il y en aurait de 10 à 30 autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). Les espèces associées à la bouse comprennent des membres des genres *Adia*, *Anthomyia*, *Eutrichota*, *Hylemya*, *Hylemyza*, *Lasiomma*, *Paregle* et *Pegoplata* (Griffiths, 1997). Une clé d'identification au genre des Anthomyiidés est présentée dans Hockett (1987).



**Figure 27.** Anthomyiidae. a – *Eutrichota* sp. (♂) (© Dave Almquist); b – *Pegoplata patellans* (Janet Graham – CC-BY-2.0); c – *Hylemya variata* (© Matt Bertone).

## Calliphoridae

Les Calliphoridés sont des mouches communes ayant une forme semblable à celle de la mouche domestique et la même taille ou un peu plus grande (de 4 à 16 mm de long). De nombreuses espèces sont vert ou bleu métallique, notamment la mouche verte commune *Lucilia sericata*. D'autres espèces ont une couleur noire ou cuivrée luisante (fig. 28). Les adultes visitent des fleurs et se reposent souvent sur des feuilles basses en plein soleil. Ils ressemblent aux mouches de la famille des Sarcophagidae, mais celles-ci sont noirâtres et ont des rayures grises sur le thorax.

Les adultes sont fréquemment observés sur des bouses fraîches ou capturés dans des pièges fosses appâtés de bouse, mais ils se reproduisent généralement dans la charogne. Certaines espèces pondent leurs œufs dans des lésions fraîches ou sur la toison souillée autour des orifices d'animaux d'élevage, et leurs larves se nourrissent de tissus sains et causent de grandes blessures (myiase). Les larves du genre *Protocalliphora* se développent dans les nids d'oiseaux où elles se nourrissent du sang des oisillons. Les larves de pollénies (*Pollenia* spp.) sont des parasitoïdes des vers de terre; les pollénies adultes pénètrent en grands nombres dans les bâtiments l'automne et constituent ainsi une nuisance. De nombreuses espèces de Calliphoridés présentent un intérêt pour les entomologistes médico-légaux parce qu'elles sont utiles dans des enquêtes sur des décès. Tomberlin *et al.* (2016) ont passé en revue la documentation sur les Calliphoridés en mettant l'accent sur leurs interactions avec différents types de bactéries.

Au total, 62 espèces de Calliphoridés ont été signalées au Canada (Savage *et al.*, 2019), et 93 espèces en Amérique du Nord (Jones *et al.*, 2019). Une clé d'identification au genre et de l'information permettant d'identifier 41 espèces pouvant être utiles dans les enquêtes médico-légales sont présentées dans Jones *et al.* (2019).



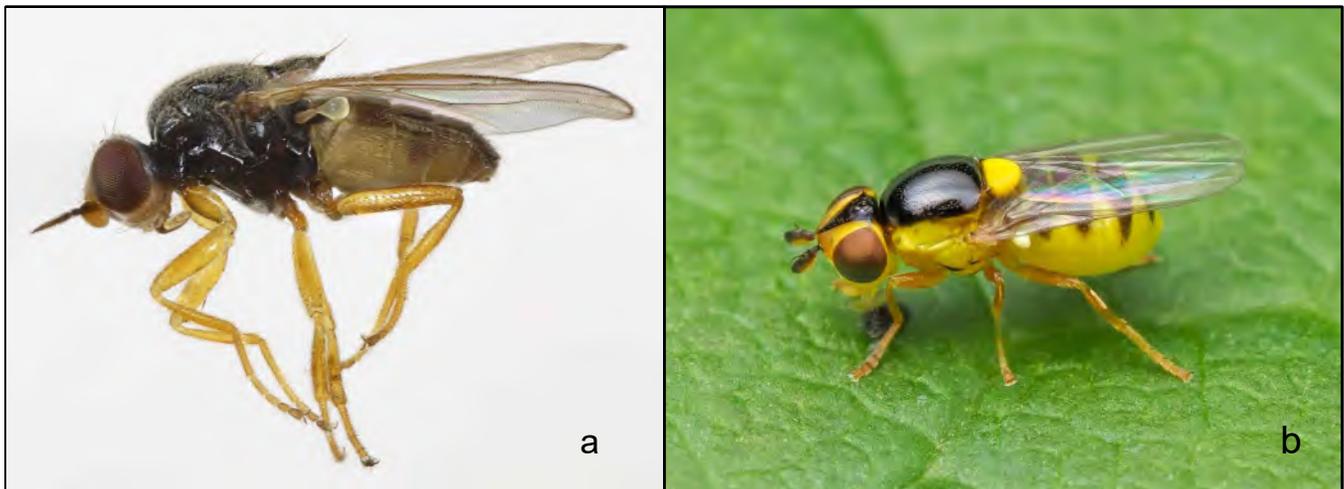
**Figure 28.** Calliphoridae. a – *Lucilia sericata* (© Salvador Vitanza); b – *Calliphora vomitoria* (© Blake Layton, Mississippi State University Extension).

## Chloropidae

Les Chloropidés sont des mouches de 1,5 à 5 mm de long au corps généralement jaune et noir qui a un aspect luisant en raison de la quasi-absence de poils. Leur tête présente habituellement un triangle bien visible qui pointe vers le bas entre les yeux (fig. 29). En raison de leur abondance dans les prairies, des Chloropidés adultes sont souvent observés sur des bouses ou capturés dans des pièges fosses appâtés de bouse.

La diversité des larves et leur alimentation sont passées en revue dans Nartshuk (2014). La plupart des espèces sont phytophages et se développent dans des graminées; certaines sont d'importants ravageurs des cultures de céréales et des gazons. Quelques espèces forment des galles sur les végétaux, tandis que d'autres sont des prédateurs d'insectes. Un certain nombre de Chloropidés se développent dans des champignons ou la matière organique en décomposition. Des membres des genres *Elachiptera*, *Hippelates* et *Liophippелates* se développent dans les excréments en décomposition (Nartshuk, 2014); *Siphunculina aenea* se développe dans les excréments frais d'ours (Kanmiya, 1982).

Le Canada compte 140 espèces connues, et il y en aurait 260 autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). Très peu, voire aucune, de ces espèces se reproduisent dans la bouse fraîche. Une clé d'identification au genre des Chloropidés est présentée dans Sabrosky (1987a).



**Figure 29.** Chloropidae. a – *Elachiptera tuberculifera* (© Janet Graham – CC-BY-2.0); b – *Thaumatomyia* sp. (© C. Perkins).

## Empidoidea (familles des Empididae et des Hybotidae)

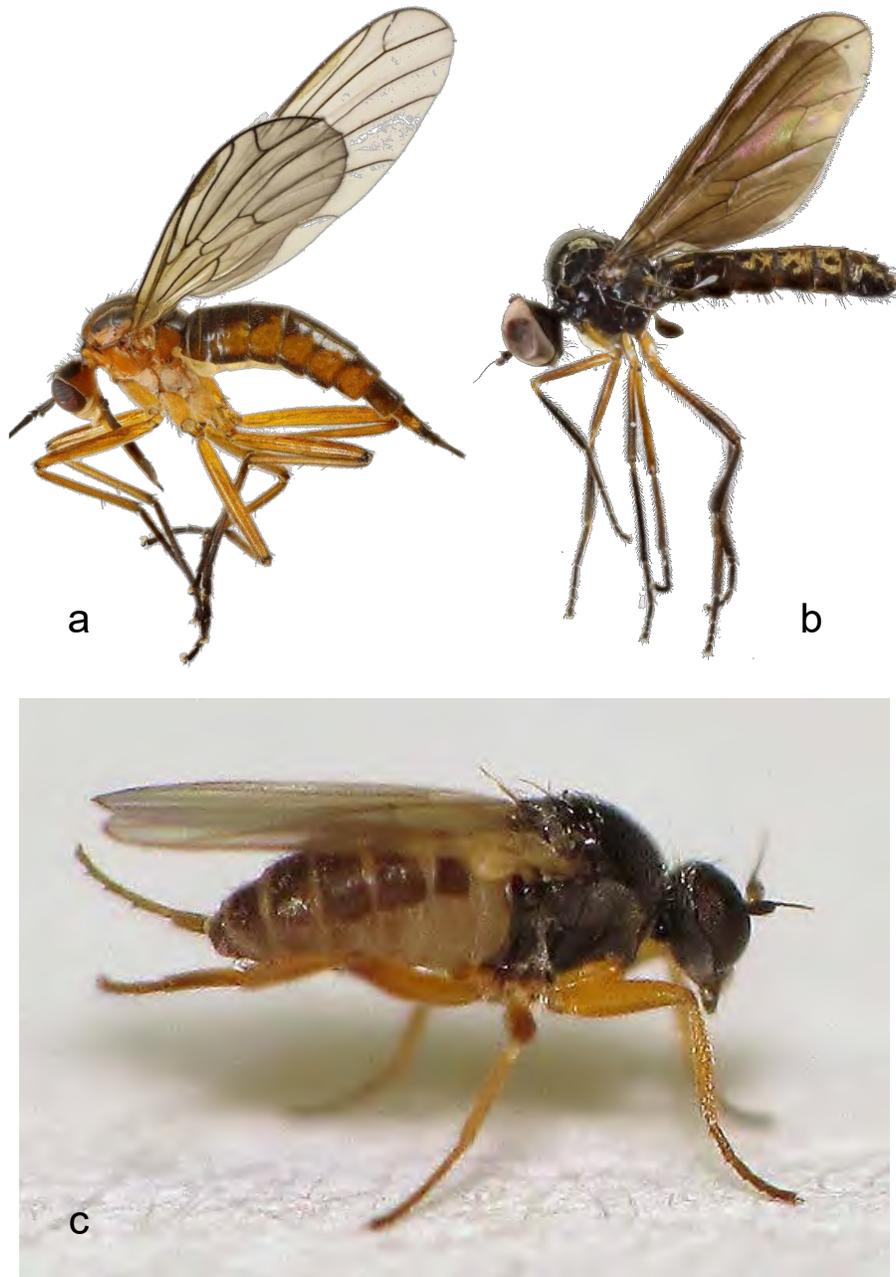
Le taxon Hybotinae était auparavant reconnu comme une sous-famille de la famille Empididae (Steyskal et Knutson 1981), mais il a récemment été élevé au rang de famille sous la désignation Hybotidae (Sinclair et Cumming 2006). Les deux familles sont présentées ici comme représentants de la superfamille des Empidoidea.

Les Empidoïdés sont des mouches de 1,5 à 12 mm de long au corps généralement allongé et cylindrique, mais court chez certains genres, p. ex. *Crossopalpus* et *Drapetis*. Leur corps est généralement de couleur sombre, parfois jaunâtre ou brun clair; aucune des espèces présentes en Amérique du Nord ne présente une couleur métallique (fig. 30). Les adultes sont prédateurs ou butinent des fleurs pour se nourrir de nectar et de pollen. Ils ont généralement des pattes minces, mais celles-ci peuvent être plus épaisses ou modifiées pour la capture des proies.

De nombreux Empidoïdés ont des comportements d'accouplement très ritualisés. Chez certaines espèces, les adultes forment des essaims nuptiaux dans lesquels ils volent de façon synchronisée, d'où le nom commun de mouches dansantes. Chez certaines espèces d'Empididae, le mâle offre à la femelle un cadeau nuptial, soit une proie, un objet non-comestible ou un ballon de soie ou d'écume, pour attirer son attention. Les espèces de plusieurs genres d'Empididae ont de longues pièces buccales fortes et perçantes (voir l'illustration d'*Empis trigramma* plus bas).

Les Empidoïdés se reproduisent dans des habitats aquatiques, humides ou terrestres. La femelle de la plupart des espèces pond des œufs. Par contre, les œufs d'*Ocydromia glabricula* (Hybotidae) éclosent dans le corps de la femelle, et celle-ci dépose les larves sur des excréments, phénomène appelé larviposition. Les larves sont des prédateurs. Steyskal et Knutson (1981) ont mentionné que des larves de quelques espèces ont été élevées dans de la bouse, mais ils n'en ont pas précisé les genres. Skidmore (1991) et Laurence (1954) ont respectivement identifié *Empis trigramma* (Empididae) et des *Drapetis* spp. (Hybotidae) comme des Empidoïdés qui se reproduisent dans la bouse.

Le Canada compte 251 espèces connues d'Empididae, et il y en aurait quelque 200 autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). L'entomofaune du Canada comprend également 155 espèces d'Hybotidae signalées, et on estime qu'il y en aurait 200 autres à signaler. Une clé d'identification au genre est présentée dans Steyskal et Knutson (1981).



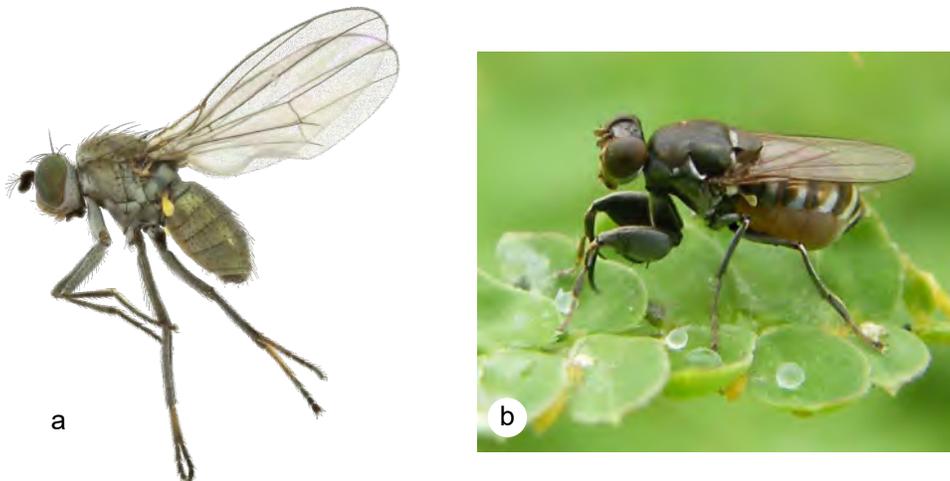
**Figure 30.** Empidoidea. a – *Empis trigramma* (Empididae) (Janet Graham – CC-BY-2.0); b – *Ocydromia glabricula* (Hybotidae) (Janet Graham – CC-BY-2.0); c – *Crossopalpus* sp. (Hybotidae) (© John Schneider).

## Ephydriidae (mouches de rivage)

Les Éphydridés sont des mouches de 1 à 11 mm de long qui présentent diverses formes du corps et dispositions des soies. Leur corps a généralement une couleur terne et sombre. Les ailes de certaines espèces sont marquées de motifs. Les adultes du genre *Ochthera* sont des prédateurs dont les robustes pattes antérieures les aident à capturer de petits insectes (fig. 31b). Les mouches de rivage adultes forment de grands essaims le long des rives de marais maritimes, de cuvettes de marée ou de lacs salés ou très alcalins. Elles constituent une source importante de nourriture pour de nombreux insectes et autres animaux, en particulier les oiseaux aquatiques.

Les larves de la plupart des espèces se reproduisent dans des habitats aquatiques ou semi aquatiques et se nourrissent de micro-organismes. Les larves de certaines espèces sont prédatrices ou se nourrissent en creusant des galeries dans les feuilles et les tiges de divers végétaux. Ainsi, *Hydrellia griseola* est un ravageur d'importance économique du riz (Grigarick, 1959), et d'autres espèces d'*Hydrellia* sont à l'étude en vue de leur utilisation éventuelle comme agents de lutte biologique contre les mauvaises herbes aquatiques envahissantes (Purcell *et al.*, 2019). Un certain nombre d'espèces d'Éphydridés se développent dans des eaux saumâtres, salées ou alcalines, et certaines espèces ont une capacité remarquable de prospérer dans des milieux extrêmes. Ainsi *Ephydra brucei* et une espèce du genre *Paracoeni* se développent dans des sources thermales dont la température de l'eau varie de 30 à 45°C (Brock *et al.*, 1969), tandis qu'*Helaeomyia petrolei* (anciennement *Psilopa petrolii*) se reproduit dans des bassins de pétrole brut (Thorpe, 1930).

Le Canada compte 197 espèces connues d'Éphydridés, et il y en aurait de 10 à 15 autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). À ce qu'on sache, aucune espèce d'Éphydridé ne se reproduit dans la bouse, mais de nombreuses espèces d'*Hydrellia* se développent dans les tiges de graminées et peuvent compter parmi les insectes les plus abondants dans les pâturages (Skidmore, 1991). Cette abondance explique que l'on observe souvent des adultes au repos sur des bouses ou capturés dans des pièges fosses appâtés de bouse. Une clé d'identification au genre des Éphydridés est présentée dans Wirth *et al.* (1987).



**Figure 31.** Ephydriidae. a – *Hydrellia maura* (Janet Graham – CC-BY-2.0); b – *Ochthera* sp. (Ian Jacobs – CC-BY-NC-2.0).

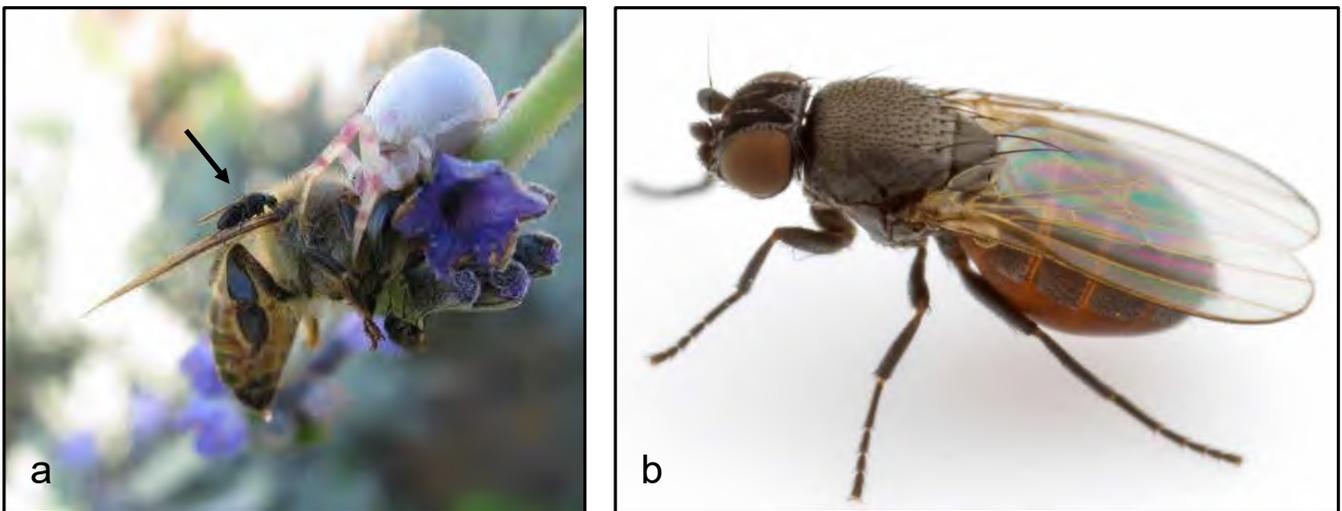
## Milichiidae

Les Milichiidés sont de petites mouches discrètes de 1 à 5 mm de long. Ils ont généralement les yeux rouges, le corps noir terne et une dense couche de poils minuscules sur la face dorsale du thorax. Selon l'espèce, la trompe suceuse, ou proboscis, est courte ou longue et très visible. Les ailes sont translucides et présentent des nervures bien visibles.

Les Milichiidés se reproduisent dans des matières organiques en décomposition, notamment les fruits pourrissants, le compost, le fumier et les excréments. Certaines espèces se développent dans des jardins de champignons cultivés par certaines espèces de fourmis. Les adultes visitent souvent les fleurs et peuvent être cleptoparasites, c'est à dire qu'ils restent en contact étroit avec des araignées et des insectes prédateurs pour se nourrir des liquides suintant de leurs proies (fig. 32a).

Des Milichiidés ont rarement été identifiés comme associés à la bouse. Coffey (1966) a élevé de grands nombres de *Madiza glabra* et de *Meoneura prima* (anciennement *Meoneura seducta*) dans des excréments de porcs et du fumier de poulet; de petits nombres de ces deux espèces ainsi que des individus de *Desmometopa sordida* et d'*Hemeromyia washingtona* ont été recueillis sur des bouses. Poorbaugh *et al.* (1968) ont observé le *Meoneura polita* dans la bouse en Californie.

Le Canada compte 13 espèces connues de Milichiidés, et il y en aurait de 20 à 30 autres à signaler (Savage *et al.*, 2019). Une clé d'identification au genre est présentée dans Sabrosky (1987b).



**Figure 32.** Milichiidae : a – un Milichiidé (indiqué par la flèche) attendant de se nourrir des liquides d'une abeille tuée par une araignée (Jon Richfield – CC-BY-3.0); b – *Desmometopa* sp. (© Salvador Vitanza).

## Muscidae

La présente section suit la convention de Hockett et Vockeroth (1987), qui rangent la sous famille des Fanniinae dans la famille des Muscidae. Toutefois, McAlpine (1989) a préconisé d'élever les Fanniinae au rang de famille des Fanniidae, ce qui est maintenant la convention générale.

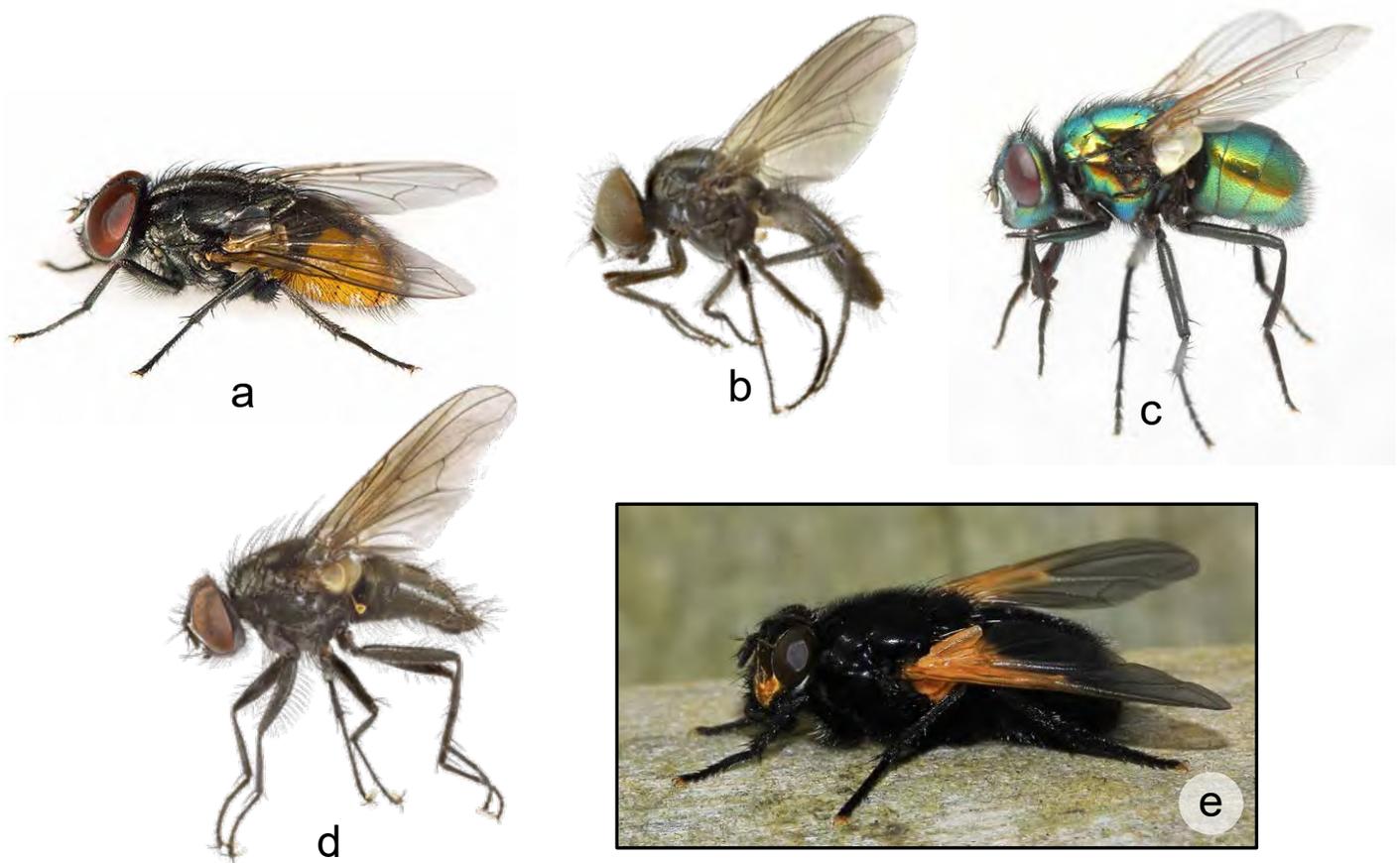
Les Muscides adultes sont des mouches communes au corps mince à robuste de 2 à 14 mm de long qui portent souvent de grandes soies distinctes. Ils ont généralement le corps noir ou gris terne, mais certaines espèces sont jaunâtres ou d'un vert ou bleu métallique brillant. Leurs pattes sont généralement fines. Leurs ailes ont une nervation bien développée et portent rarement des marques.

Les larves de la plupart des espèces sont coprophages ou saprophages, mais certaines espèces sont des prédateurs obligatoires ou facultatifs des stades immatures d'autres insectes. Les Muscides se reproduisent dans les excréments, la végétation en décomposition, les champignons, les nids d'oiseaux et d'insectes, les charognes et le sol. Des espèces saprophages se reproduisent dans les accumulations d'aliments pour animaux, de fumier et de paille en décomposition dans les installations d'élevage, p. ex. parcs d'engraissement, laiteries, porcheries et poulaillers. Peu d'espèces de Muscides se développent dans des tissus végétaux vivants. Selon l'espèce, les adultes se nourrissent d'exsudations des vertébrés (en particulier les grands mammifères), de sang ou de pollen, sont prédateurs d'autres insectes ou se nourrissent de micro-organismes dans la végétation en décomposition et les excréments.

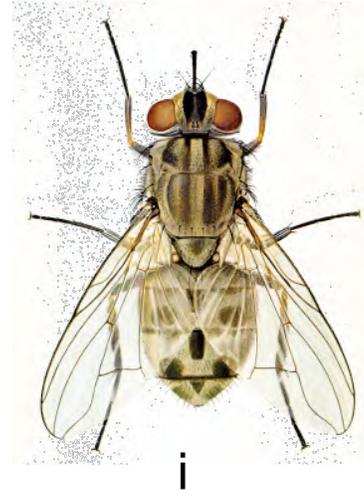
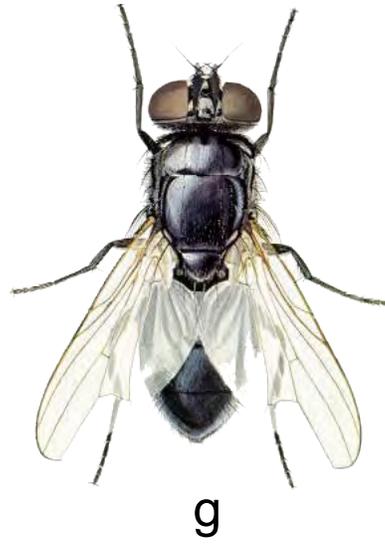
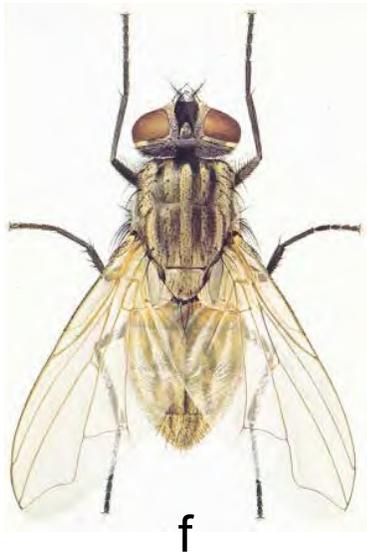
Parmi les familles de diptères coprophages, les Muscides ont reçu de loin le plus d'attention. Cela s'explique en partie par le fait qu'ils sont communs et diversifiés dans les excréments, mais surtout parce que certaines espèces d'*Haematobia*, de *Musca* et de *Stomoxys* qui se reproduisent dans la bouse et des matières en décomposition sont des mouches nuisibles au bétail partout dans le monde. En Amérique du Nord, ces espèces comprennent la mouche des cornes (*Haematobia irritans*) (fig. 33h), la mouche piquante des étables (*Stomoxys calcitrans*) (fig. 33i), la mouche faciale (*Musca autumnalis*) (fig. 33a) et la mouche domestique (*Musca domestica*) (fig. 33f). La mouche des cornes et la mouche piquante des étables se nourrissent du sang de vertébrés. La mouche des cornes ne s'attaque généralement qu'aux bovins, tandis que la mouche piquante des étables s'attaque aux bovins, aux chevaux, aux humains, aux chiens et aux porcs. Les deux espèces infligent des piqûres douloureuses qui interrompent l'alimentation des hôtes et provoquent chez eux un comportement d'évitement qui réduit la prise de poids des bovins et la production de lait des vaches laitières. La mouche faciale ne pique pas, mais elle se nourrit des exsudations de la bouche, des yeux et des narines de l'animal hôte. Elle transmet l'agent responsable de la kératoconjunctivite infectieuse bovine aux bovins et le nématode oculaire *Thelazia rhodesi* aux bovins et aux chevaux. Elle passe l'hiver au stade adulte. En milieu rural, près des pâturages, des mouches faciales peuvent pénétrer en grand

nombre dans les bâtiments et y causer une nuisance. La mouche domestique ne pique pas, mais elle constitue une nuisance et peut transmettre les agents de la fièvre charbonneuse, de la dysenterie et de la typhoïde. La biologie de la mouche des cornes (fig. 33h), de la mouche piquante des étables (fig. 33i) et de la mouche faciale est présentée en détail dans Lysyk (2011).

Le Canada compte 524 espèces connues de Muscides (y compris 84 espèces de Fanniinae), et il y en aurait de 48 à 50 autres (y compris 8 à 10 espèces de Fanniinae) à signaler (Savage *et al.* 2019). Les Muscides observés en association avec la bouse dans l'hémisphère Nord comprennent des espèces des genres *Azelia*, *Drymeia*, *Eudasyphora*, *Haematobia*, *Haematobosca*, *Hebecnema*, *Helina*, *Hydrotaea* (anciennement *Ophyra*), *Mesembrina*, *Morellia*, *Musca*, *Mydaea*, *Myospila*, *Neomyia* et *Polietes* (Cervenka et Moon, 1991; Hammer, 1941; Skidmore, 1991). Dressée par Macqueen et Beirne (1974), la liste des Muscides associés à la bouse en Colombie Britannique comprend *Orthellia caesarion* (maintenant reconnu comme *Neomyia cornicina*) (figure 33c) et *Pyrellia cyanicolor* (maintenant reconnu comme *Eudasyphora cyanicolor*) (figure 33j). Une clé d'identification au genre des Muscides est présentée dans Hockett et Vockeroth (1987).



**Figure 33. Muscidae.** Muscidae. a – *Musca autumnalis* (Scott T. Smith / [ScottSmithPhoto.com](https://www.scottsmithphoto.com)); b – *Fannia* sp. (Janet Graham – CC-BY-2.0); c – *Neomyia cornicina* (© J. Kahanpää); d – *Myospila mediatubunda* (Janet Graham – CC-BY-2.0);



**Figure 33 (suite).** e – *Mesembrina meridian* (© Richard Collier); f - *Musca domestica*; g - *Hydrotaea aenescens*; h - *Haematobia irritans*; i - *Stomoxys calcitrans* (image credit for f-i: illustrations by F. Gregor in Greenberg (1971), reproduit avec la permission de Princeton University Press); j – *Eudasyphora cyanicolor* (© Steve Scholnick).

## Æstridae (œstres, hypodermes)

La présente section suit la convention de Wood (1987), à savoir que les *Cuterebrinae*, *Gasterophilinae*, *Hypodermatinae* et *Oestrinae* sont reconnus comme des sous familles au sein de la famille des Æstridae. Dans d'autres publications, ces sous familles sont rangées dans différentes familles ou élevées au rang de famille, p. ex. les *Gasterophilinae* élevés au rang de famille des *Gasterophilidae* (Skidmore 1991).

Les Æstridés sont des mouches de 9 à 25 mm de long dont le corps trapu et velu ressemble à celui des bourdons. Ils ont généralement une tête large et aplatie, de courtes antennes et des pièces buccales non fonctionnelles. Leur thorax et leur abdomen sont couverts de poils, tout comme leurs pattes courtes et robustes (fig. 34).

Les larves sont des endoparasites obligatoires de mammifères, c'est à dire qu'elles se développent à l'intérieur du corps de leur hôte. Les femelles adultes pondent leurs œufs ou déposent leurs larves (larviposition) sur l'animal hôte. Les larves pénètrent ensuite le corps de l'hôte, où elles se développent, puis sortent de l'hôte pour se transformer en pupes (nymphe) dans le sol. Les larves de certaines espèces (œstres du nez) pénètrent par le nez et se développent dans la cavité nasale. Les larves d'autres espèces (œstres de l'estomac) sont ingérées par l'hôte et se développent dans son tractus gastro-intestinal. Dans l'hémisphère Nord, les parasites des bovins *Hypoderma bovis* et *H. lineatum* sont particulièrement importants. Les larves (varrons) de ces deux espèces pénètrent la peau de l'hôte et migrent jusqu'à son dos où elles se développent en formant des nodules juste sous la peau. Les infestations de varrons peuvent nuire à la santé de l'hôte, et les dommages causés par les nodules peuvent réduire la qualité du cuir. Les pertes économiques causées par les espèces d'*Hypoderma* ont beaucoup diminué depuis l'arrivée sur le marché des parasitocides à base d'ivermectine au début des années 1980 (Scholl, 1993). Colwell *et al.* (2006) ont présenté des renseignements détaillés sur la biologie des Æstridés à l'échelle mondiale, tandis que Lysyk (2011) a présenté des renseignements sur les espèces qui parasitent le bétail au Canada. Bien qu'ils soient rarement observés et ne sont pas associés à la bouse, les Æstridés sont inclus dans le présent guide en tant que membres de la communauté d'insectes étroitement associée aux bovins.

Le Canada compte 17 espèces d'Æstridés (Savage *et al.* 2019). Une clé d'identification au genre est présentée dans Wood (1987).



**Figure 34.** Æstridae. a – *Cephenemyia* sp. (♂) (© Robyn Waayers); b – *Oestrus ovis* (© Dr. Cosmin-O. Manciu).

## Sarcophagidae

Les Sarcophagidés sont des mouches robustes de 2 à 18 mm de long. Ils ont pour la plupart le corps de couleur gris terne (sans éclat métallique), et leur thorax présente habituellement des rayures longitudinales. Leur abdomen peut être marqué d'un motif de carreaux, de rayures ou de bandes; il peut être partiellement ou complètement rouge, en particulier les segments terminaux (fig. 35).

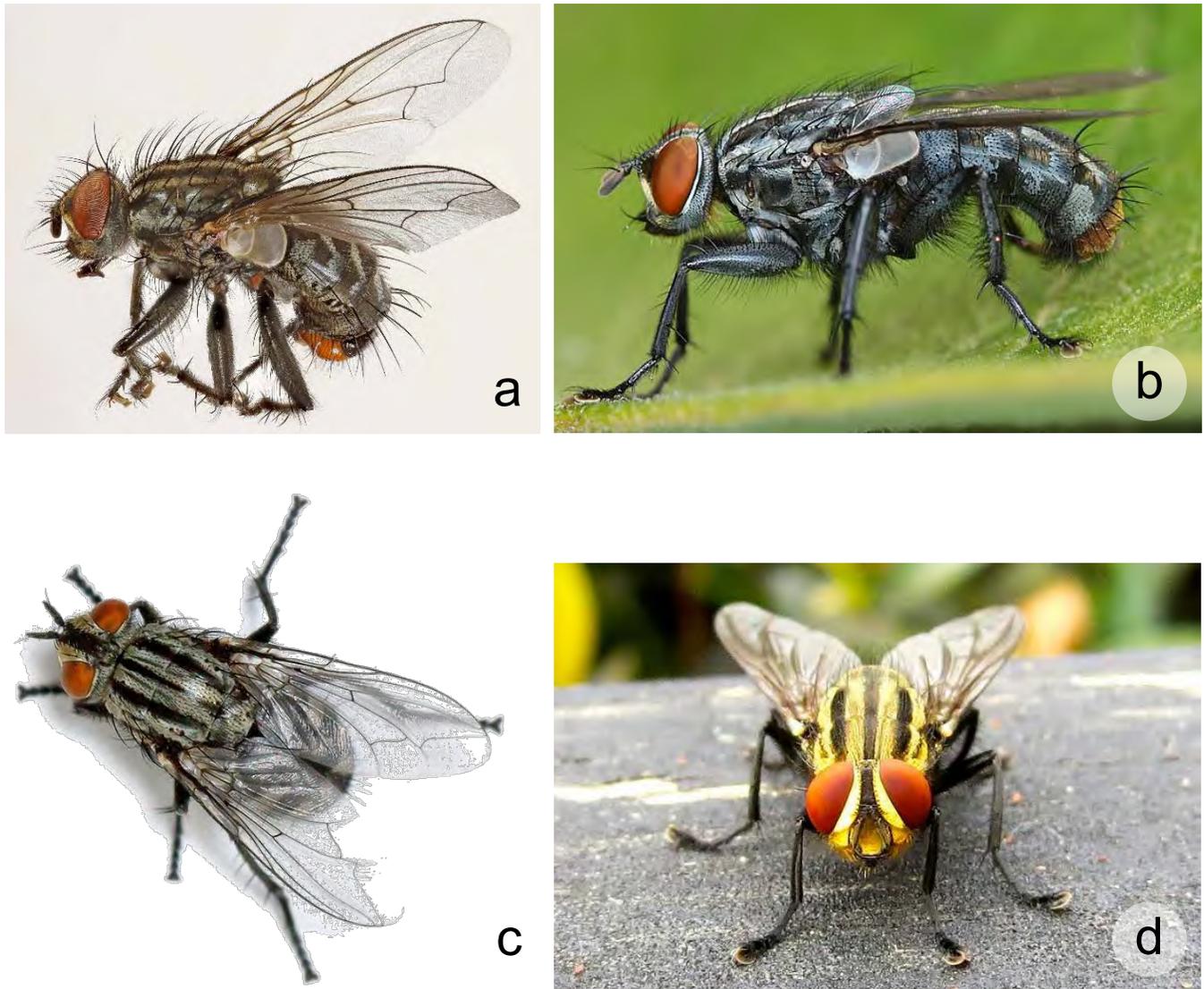
Les Sarcophagidés ne pondent pas d'œufs : les embryons se développent dans le corps de la femelle et celle-ci dépose les larves sur un substrat approprié, phénomène appelé larviposition. Ce substrat est normalement constitué d'une forme de matière animale. De nombreuses espèces de Sarcophagidés sont des parasitoïdes qui se développent dans le corps des escargots, des insectes, des araignées et d'autres animaux. Les femelles du genre *Wohlfahrtia* déposent leurs larves sur des animaux et nourrissons humains en santé, puis les larves pénètrent la peau pour se nourrir de tissus sous-cutanés (myiase cutanée) (Haufe et Nelson, 1957). Les infestations de *Neobellieria* (anciennement *Sarcophaga*) *citellivora* chez les spermophiles de Richardson entraînent souvent la mort de l'hôte (Michener, 1993) (fig. 35).



**Figure 35.** Myiase létale causée par *Neobellieria citellivora* chez un spermophile de Richardson (© Gail Michener).

De nombreuses espèces des genres *Oxysarcodexia* et *Ravinia* se développent dans la bouse (Cervenka et Moon, 1991; Macqueen et Beirne, 1974; Mohr, 1943; O'Hara *et al.*, 2000). Blume (1985) mentionne également que des espèces des genres *Blaesoxipha*, *Boettcheria*, *Camptops*, *Helicobia*, *Metopia*, *Sarcodexia* et *Sarcophaga* sont associées à la bouse. Cette association pourrait toutefois être attribuable à l'utilisation par ces espèces d'insectes des prairies comme hôtes plutôt qu'indiquer qu'elles se reproduisent dans la bouse. Des espèces du genre *Blaesoxipha* parasitent fréquemment des criquets, d'où leur nom commun d'asticots des criquets (O'Hara *et al.*, 2000; Smith, 1958).

Le Canada compte 135 espèces connues de Sarcophagidés, et il y en aurait de 5 à 15 autres à signaler (Savage *et al.*, 2019). Une clé d'identification au genre est présentée dans Shewell (1987). Une clé d'identification des espèces de *Ravinia* est présentée dans Dahlem (1989). Pape (1996) a fait le point sur les révisions taxonomiques au sein des Sarcophagidae.

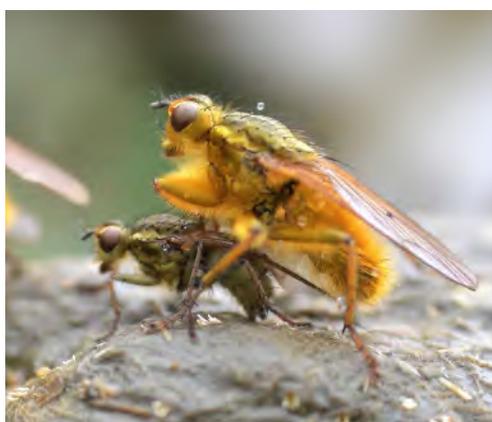


**Figure 36.** Sarcophagidae. a – *Sarcophaga vagans* (Janet Graham – CC-BY-2.0); b – espèce non identifiée (Ryan Hodnett – CC-SA-4.0); c – *Sarcophaga carnaria* (© Marcello Consolo); d – *Sarcophaga aurifrons* (Geoff Shuetrim – CC-BY-2.0).

## Scathophagidae

Dans certaines publications, les Scathophagidae sont reconnus comme une sous-famille de la famille des Anthomyiidae ou de la famille des Muscidae. La présente section suit la convention de Vockeroth (1987), qui élève les Scathophagidae au rang de famille. Le genre *Scathophaga* (anciennement *Scopeuma*) s'écrit *Scatophaga* dans certaines publications.

Les Scathophagidés sont des mouches de 3 à 11 mm de long aux pattes fines. Ils ont le corps élancé; chez certaines espèces, l'extrémité de l'abdomen du mâle est très élargie. Le corps est habituellement jaune, brun, gris ou noir et couvert de soies clairsemées ou denses; certaines espèces sont très velues. Les ailes sont généralement translucides, mais peuvent présenter des taches colorées (fig. 37).



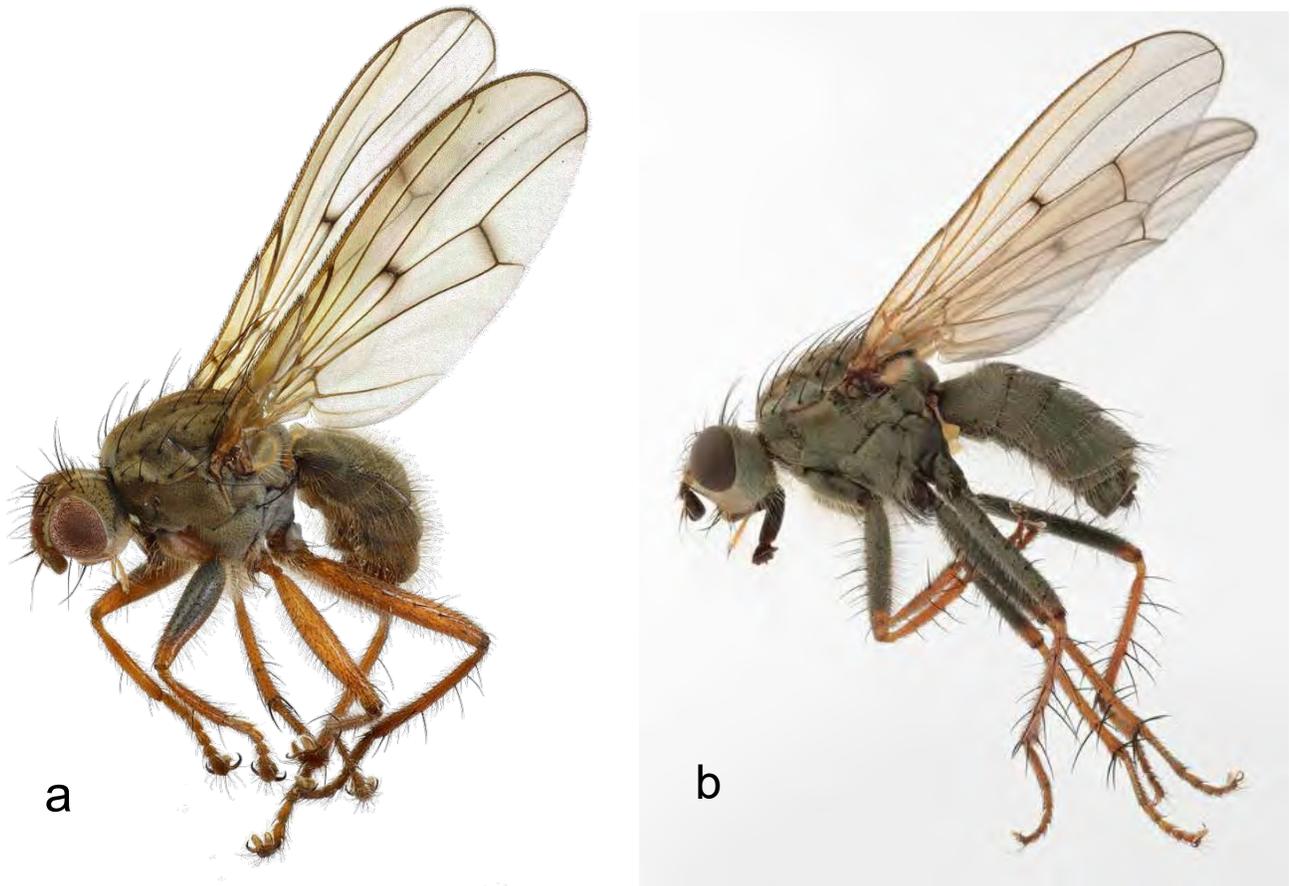
**Figure 37.** *Scathophaga stercoraria* – mâle (dessus) s'accouplant avec une femelle (© Conall McCaughey, [www.flickr.com/people/conall](http://www.flickr.com/people/conall)).

Selon l'espèce, les larves se développent dans des végétaux ou la matière organique en décomposition, ou elles peuvent être prédatrices. Les larves de certaines espèces de *Scathophaga* se reproduisent dans la bouse. Les adultes de toutes les espèces sont des prédateurs d'autres insectes. Le scatophage du fumier (*Scathophaga stercoraria*, ou *stercorarium* dans certaines publications) est localement abondant dans de nombreuses régions de l'hémisphère Nord. Le mâle de cette espèce est généralement velu et de couleur jaune. Cependant, les mâles de petite taille ressemblent souvent davantage aux femelles, qui sont verdâtres et ne sont pas velues, mais portent des soies clairsemées.

*Scathophaga stercoraria* est peut-être la plus étudiée des mouches coprophiles non nuisibles. Il a été étudié en tant que possible agent de lutte biologique contre des Calliphoridés (Cotterell et Lefroy, 1920) et sert d'espèce modèle pour de nombreuses études sur le comportement de reproduction et des questions écologiques (Hosken *et al.*, 2000; Jann et Ward, 1999; Parker, 1970; Parker, 1971; autres références citées dans Blanckenhorn *et al.*, 2010). Plus récemment, l'espèce a fait l'objet d'essais biologiques visant à évaluer la toxicité des résidus d'insecticides dans les excréments de bétail traité avec des parasitocides vétérinaires (Floate et Fox, 2000; OECD, 2008; Römbke *et al.*, 2009; Strong et James, 1992; Webb *et al.*, 2007; West et Tracy, 2009).

Il y a 126 espèces de Scathophagidés recensées au Canada, et il y en aurait 29 autres à signaler (Savage *et al.*, 2019). *Scathophaga furcata* (*furcatum* dans certaines publications) et *S. stercoraria* sont les seuls Scathophagidés qui ont été élevés dans la bouse au Canada et

aux États-Unis (Cervenka et Moon, 1991; Floate, 1998b; Macqueen et Beirne, 1974; Mohr, 1943; Skidmore, 1991). Une clé d'identification au genre est présentée dans Vockeroth (1987); Malloch (1935) et James (1950) ont présenté des clés d'identification d'espèces du genre *Scathophaga*. Une clé des espèces britanniques de Scathophagidés, joliment illustrée de dessins et de photographies, est disponible en ligne (Ball, 2014).



**Figure 38.** Scathophagidae. a – *Scathophaga furcata* (♂) (Janet Graham – CC-BY-2.0); b – *Scathophaga stercoraria* (♀) (© Malcolm Storey, [www.discoverlife.org](http://www.discoverlife.org)).

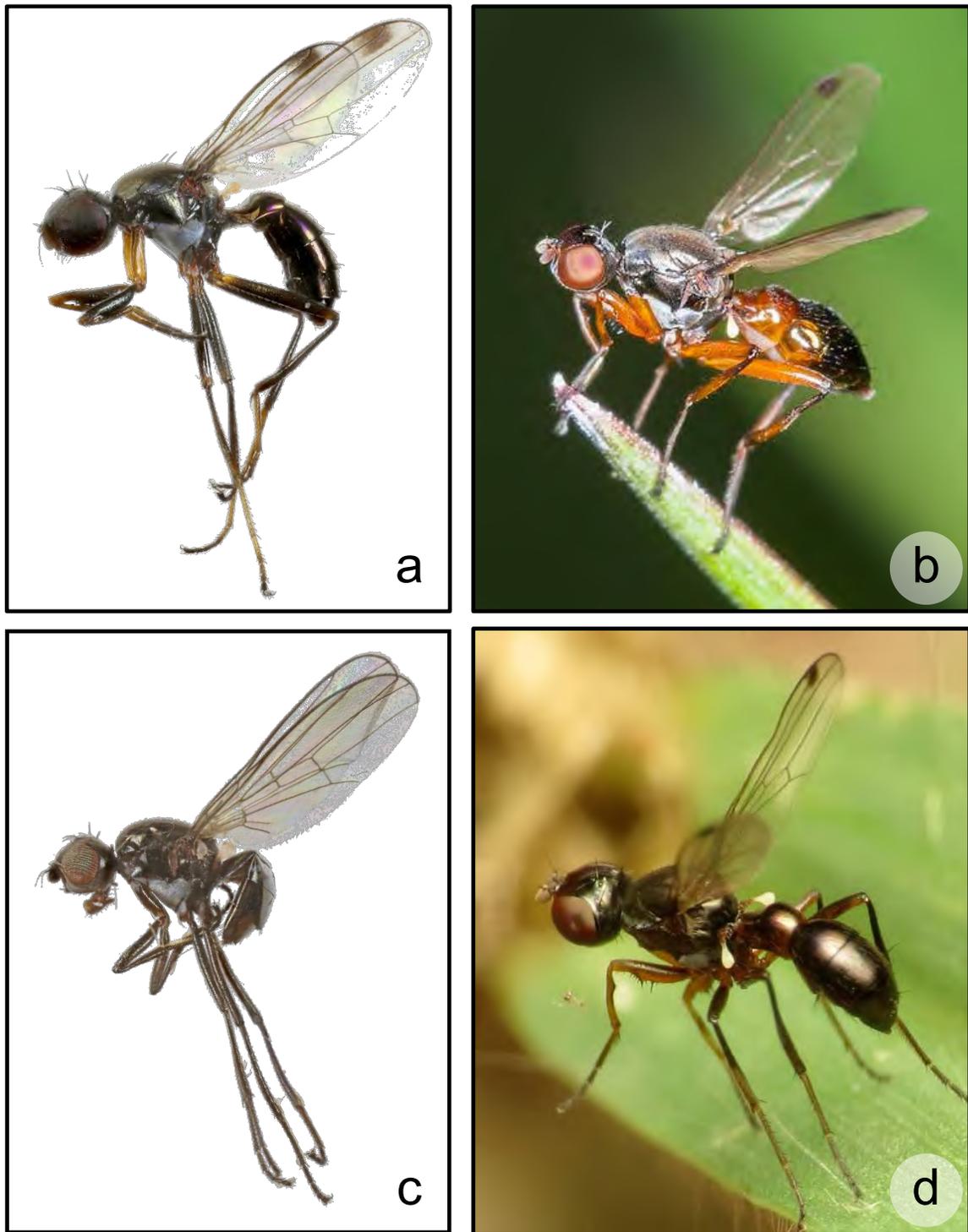
## Sepsidae

Les Sepsidés sont des mouches de 2 à 6 mm de long. Ils ont généralement une couleur noir violacé métallique, mais ils peuvent présenter des tons parfois ternes de jaune ou de brun. Leur forme ressemble un peu à celle des fourmis : tête ronde, pattes fines et abdomen pédonculé. Leurs ailes sont généralement étroites et translucides, mais elles présentent souvent une tache foncée à l'extrémité des ailes (fig. 39). Les adultes ont la particularité d'agiter leurs ailes de côté lorsqu'ils marchent, comportement que les extrémités tachetées des ailes mettent en évidence.

Bien que certaines espèces de Sepsidés se reproduisent dans des matières végétales ou animales en décomposition, la plupart des espèces se reproduisent dans des excréments. La biologie de quelques Sepsidés qui se reproduisent dans la bouse est abordée dans Hammer (1941). Ces espèces sont parmi les premières à arriver sur une bouse fraîche : les mâles attendent les femelles à la périphérie de la bouse et se précipitent vers elles lorsqu'elles arrivent. Parker (1972) donne des renseignements détaillés sur les stratégies d'accouplement de *Sepsis cynipsea* et de *S. punctum*. Pont et Meier (2002) donnent un aperçu détaillé de la morphologie et de l'histoire naturelle des espèces européennes de Sepsidés, y compris leurs substrats de reproduction et leurs parasitoïdes, et présentent une clé d'identification à l'espèce qui est en grande partie applicables aux espèces nord américaines.

Le Canada compte 19 espèces connues de Sepsidés, et il y en aurait de 5 à 10 autres à signaler (Savage *et al.*, 2019). Les Sepsidés peuvent être identifiés au genre à l'aide de la clé de Steyskal (1987b) pour l'Amérique du Nord et de la clé de Pont et Meier (2002) pour l'Europe. Une liste mondiale des espèces de Sepsidés, avec synonymes et noms d'espèces et de genres mis à jour, est présentée dans Ozerov (2005). La collection de référence numérique en ligne Sepsidnet (<https://sepsidnet.biodiversity.online/>) permet d'identifier les espèces de Sepsidés du monde.

Les espèces de Sepsidés qui se reproduisent dans la bouse en Amérique du Nord comprennent *Archiseptis ecalcarata* (anciennement *Sepsis insularis*), *Archiseptis pleuralis* (anciennement *Sepsis pleuralis*), *Decachaetophora aeneipes*, *Saltella sphondylii* (syn. *scutellaris*), des *Sepsis* (*biflexuosa*, *flavimana* [anciennement *vicaria*], *luteipes*, *neocynipsea*, *punctum*, *secunda* [anciennement *brunnipes/piceipes*] et *violacea*) et *Themira putris* (Blume, 1985; Cervenka et Moon, 1991; Macqueen et Beirne, 1974; Matheson, 1987; Mohr, 1943).

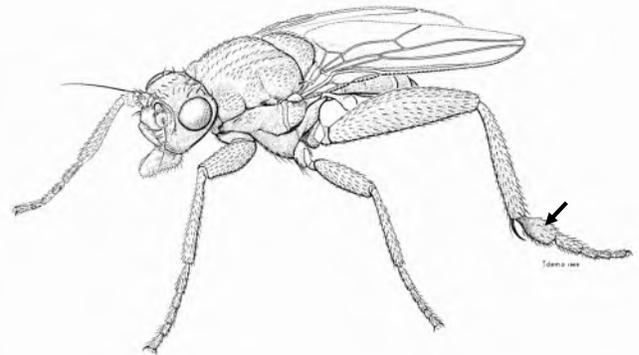


**Figure 39.** Sepsidae. a – *Sepsis cynipsea* (♂) (Janet Graham – CC-BY-2.0); b – *Sepsis punctum* (© Jessica Joachim); c – *Themira minor* (Janet Graham – CC-BY-2.0); d – *Sepsis neocynipsea* (© Katja Schulz – CC-BY).

## Sphaeroceridae

Les Sphaerocéridés sont des mouches de 1 à 5 mm de long au corps trapu. Ils sont généralement noir ou brun foncé, mais certaines espèces sont brunes ou ont les pattes et la tête jaunâtres. Leurs ailes sont rarement marquées et sont réduites ou absentes chez certaines espèces (fig. 40). Chez tous les Sphaerocéridés, le premier tarsomère des pattes arrières est court et épais (fig. 41). Le dessus du thorax est habituellement couvert de poils fins, mais parfois de bosses.

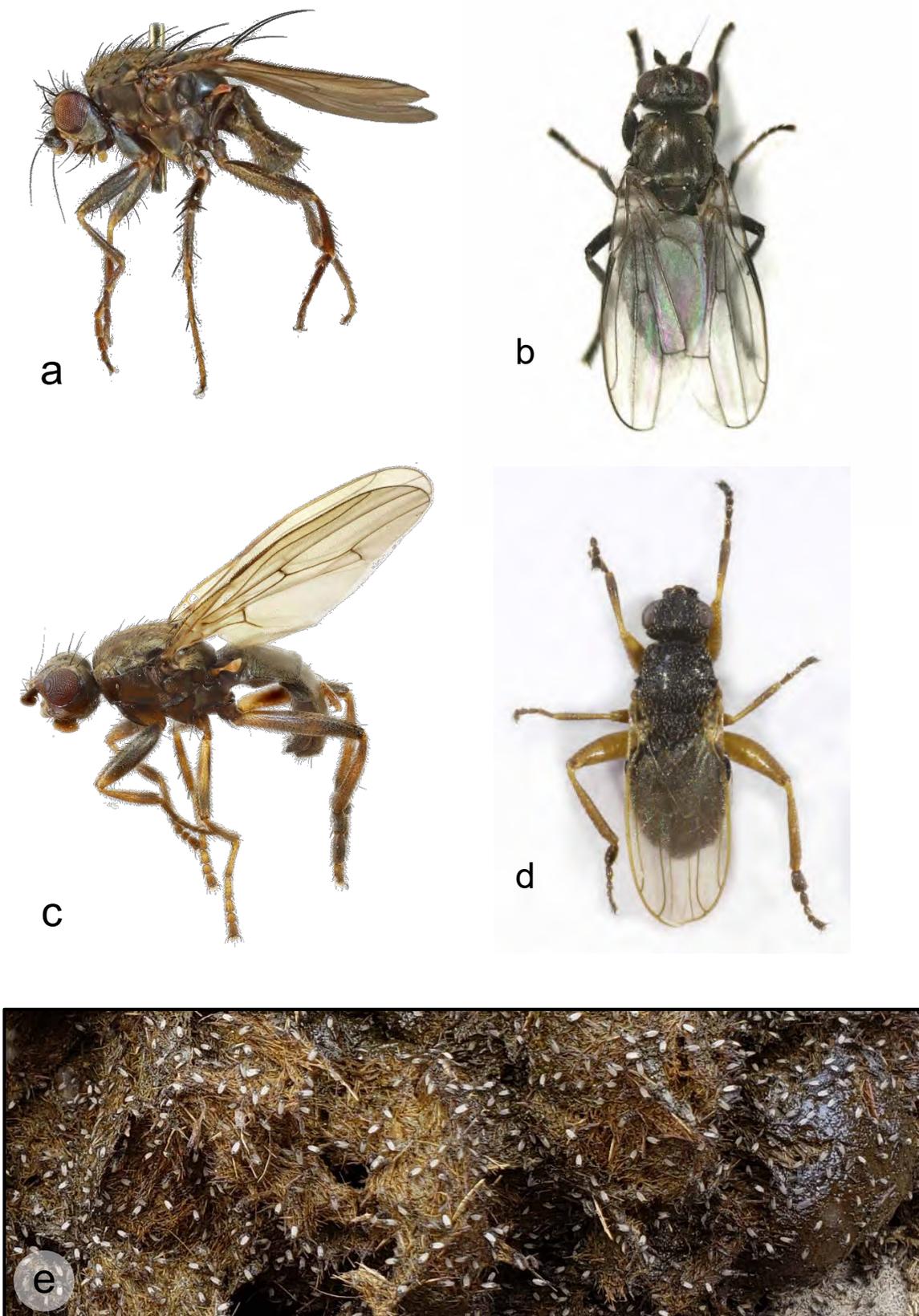
Les Sphaerocéridés se reproduisent dans les matières organiques humides en décomposition. Les champignons, les charognes, la végétation en décomposition, les nids, les terriers, les tanières, le fumier et la bouse sont des habitats qui leur conviennent. Les Sphaerocéridés comptent parmi les mouches les plus communes qui se reproduisent dans la bouse; on les voit souvent se déplacer rapidement à la surface de bouses fraîches ou y pénétrer par des ouvertures créées par des insectes de plus grande taille. Des observations sur la présence et l'activité saisonnière des Sphaerocéridés associés à la bouse ont été présentées dans Laurence (1955) et Mohr (1943), ce dernier les identifiant sous l'ancien nom de famille des Borboridae.



**Figure 40.** *Sphaerocera curvipes* - la flèche indique le premier tarsomère de la patte arrière (image from Marshall and Richards 1987).

Aucune espèce de Sphaerocéridé ne semble avoir une importance directe comme ravageur de cultures ou de bétail. Haglund et Milne (1973) ont cependant observé que des Sphaerocéridés étaient vecteurs de nématodes pathogènes qui nuisent à la production commerciale de champignons. Les Sphaerocéridés constituent une nuisance lorsqu'ils sont présents en grand nombre dans les installations d'élevage, comme les parcs d'engraissement et les poulaillers. Fredeen et Taylor (1964) ont signalé des infestations de Sphaerocéridés dans des écoles et des maisons, attribuables à leur reproduction en grand nombre dans des fosses septiques.

Le Canada compte 184 espèces connues de Sphaerocéridés, et il y en aurait quelque 20 autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). Une clé des genres nord-américains est présentée dans Marshall et Richards (1987); la clé de Marshall et Buck (2010) permet d'identifier la plupart des espèces présentes au Canada. Plusieurs auteurs présentent des mentions d'espèces de Sphaerocéridés associés à la bouse au Canada et dans les États américains adjacents (Blume, 1985; Cervenka et Moon, 1991; Floate, 1998b; Matheson, 1987). Roháček *et al.* (2002) et Marshall *et al.* (2011) ont présenté des noms taxonomiques à jour de Sphaerocéridés du monde entier.



**Figure 41.** Sphaeroceridae. a – *Leptocera fontinalis* (♂) (Janet Graham – CC-BY-2.0); b – *Lotophila atra* (B. Schoenmakers – CC-BY-3.0); c – *Copromyza equina* (Janet Graham – CC-BY-2.0); d – *Ischiolepta denticulate* (Janet Graham – CC-BY-2.0); e – crottin de cheval frais couvert de mouches Sphaerocérédés visibles sous forme de taches blanches (KD Floate).

## Stratiomyidae (mouches armées)

Les Stratiomyidés sont des mouches de 2 à 18 mm de long au corps robuste. Ils peuvent présenter une couleur noire, bleue, verte ou jaune et parfois des éclats métalliques; ils ont souvent des taches ou des rayures colorées sur l'abdomen. Certaines espèces ressemblent à des guêpes ou à des abeilles. Ils ont les ailes complètement développées, et leurs pattes ne présentent pas de modifications inhabituelles (fig. 42). Les adultes de nombreuses espèces sont attirés par les fleurs, mais les adultes des autres espèces restent associés à l'habitat de reproduction.

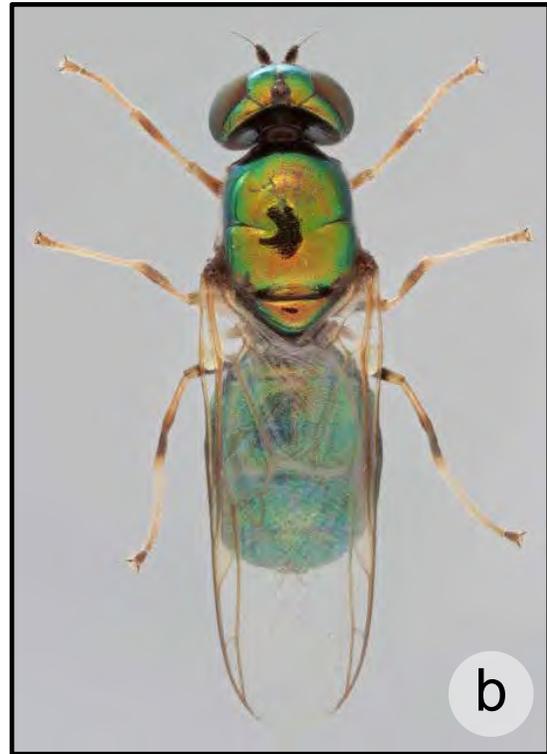


Figure 42. Larve d'un stratiomyidé (© Julian Smart).

Toutes les espèces de Stratiomyidés qui se développent dans la bouse en Amérique du Nord semblent appartenir aux genres *Sargus* et *Microchrysa* (sous famille des Sarginae) (McFadden, 1972; Skidmore, 1991). Les membres de cette sous-famille se distinguent facilement des autres Stratiomyidés par leur coloration métallique et/ou leur corps allongé. Les espèces du genre *Microchrysa* ont le corps relativement large (de 3 à 6 mm de long) et l'abdomen noir luisant ou le corps entièrement vert métallique. Les espèces du genre *Sargus* ont le corps relativement étroit (de 6 à 12 mm de long) et l'abdomen qui n'est jamais noir luisant.

Les larves des espèces de la sous famille des Stratiomyinae sont aquatiques; tous les autres Stratiomyidés sont terrestres et se reproduisent généralement dans des matières organiques en décomposition. Un petit nombre de Stratiomyidés sont des ravageurs de végétaux ou des prédateurs d'autres insectes. Les larves ont le corps aplati et l'apparence du cuir, ainsi qu'une longue capsule céphalique conique (fig. 43). Leur croissance est lente, et on les trouve le plus souvent dans les vieilles bouses. *Hermetia illucens* se développe dans un large éventail de déchets organiques, notamment le fumier de volaille et de porc. Cette espèce a été beaucoup étudiée pour son potentiel de conversion de fumier en larves qui apporteraient une source de protéines de grande qualité à l'alimentation du bétail (Wang et Shelomi, 2017).

Le Canada compte 114 espèces connues de Stratiomyidés, et il y en aurait de 5 à 10 autres à signaler (Savage *et al.*, 2019). Les espèces observées dans la bouse en Amérique du Nord appartiennent aux genres *Microchrysa* (*flavicornis* et *polita*) et *Sargus* (*cuprarius*, *decoris*, *elegans* et *viridis*) (Blume, 1985; Cervenka et Moon, 1991; Coffey, 1966; Macqueen et Beirne, 1974; McFadden, 1972). Il y a une mention de *Nemotelus* spp. (sous famille des Nemotelinae) associés à la bouse (Blume, 1970), mais nous présumons qu'il s'agit d'un artéfact de la méthode de collecte, et non d'une indication que ce genre se reproduit dans la bouse. Une clé d'identification au genre des Stratiomyidés est présentée dans James (1981). Une clé des espèces des genres *Sargus* et *Microchrysa* au Canada est présentée dans McFadden (1972). Un catalogue mondial de la famille, comprenant les révisions taxonomiques mises à jour, est présenté dans Woodley (2001).



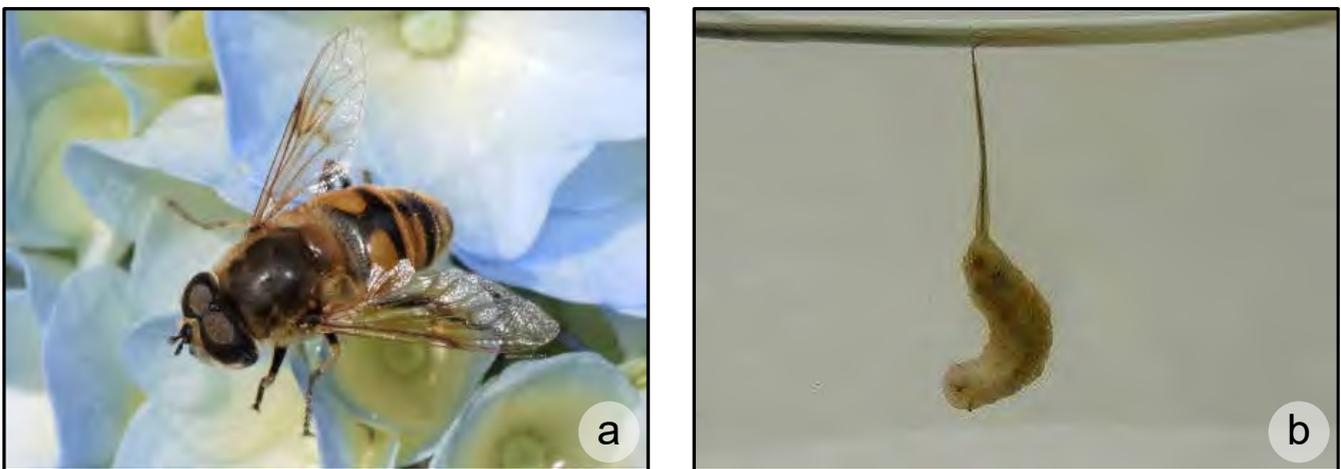
**Figure 43.** Stratiomyidae. a – *Microchrysa polita* (B. Schoenmakers – CC-BY-3.0); b – *Microchrysa flavicornis* (© Malcolm Storey, [www.bioimages.org.uk](http://www.bioimages.org.uk) – CC-BY-NC-SA-4.0); c – *Sargus elegans* (Tom Murray – CC-BY-ND-NC-1.0); d – *Sargus viridis* (Jim Moore – CC-BY-ND-NC 1.0).

## Syrphidae (syrphes)

Les Syrphidés sont l'une des familles de mouches les plus nombreuses et les plus voyantes. Le corps des adultes, de 4 à 25 mm de long, peut être élancé ou robuste. On les voit souvent volant sur place près des fleurs dont ils se nourrissent du nectar ou du pollen. Ils présentent habituellement des marques jaune ou orange sur un fond noir; de nombreuses espèces imitent très bien des guêpes ou des abeilles (fig. 44).

Les Syrphidés ont des vies larvaires diversifiées. Les larves de certaines espèces se nourrissent de pucerons ou d'autres insectes, d'autres se nourrissent dans des végétaux, d'autres encore vivent dans des eaux riches en matière organique. Les larves des genres *Rhingia*, *Syritta* et *Tropidia* se développent dans des excréments ou des matières organiques en décomposition semblables (Vockeroth et Thompson, 1987), mais aucune de ces espèces n'est susceptible d'être présente dans la bouse au Canada. *Rhingia campestris* est le seul Syrphidé signalé comme se reproduisant dans la bouse en Grande Bretagne (Skidmore 1991), mais il n'est pas présent en Amérique du Nord. Aucun Syrphidé ne figure dans la liste de Blume (1985) des insectes associés à la bouse en Amérique du Nord.

Je mentionne cette famille surtout pour informer le lecteur de l'éristale tenace (*Eristalis tenax*). Il s'agit d'un Syrphidé commun qui a une répartition cosmopolite. L'adulte a une taille (de 10 à 12 mm de long) et une coloration semblable à celles de l'abeille domestique et visite fréquemment des fleurs. Les larves sont souvent présentes en grand nombre dans les fermes et les installations d'élevage où elles se reproduisent dans des habitats humides riches en matière organique, p. ex. dans des réservoirs d'eau, des étangs d'épuration et des carcasses en décomposition, au bord de fosses d'ensilage et à la base de tas de fumier en compostage. Les larves peuvent se développer dans ces milieux humides grâce à leur long siphon postérieur qui fonctionne comme un tuba, d'où le nom commun de larve (ou ver) à queue de rat. Dans les pâturages, on observe souvent des adultes au repos sur des bouses ou capturés dans des pièges fosses appâtés de bouse.



**Figure 44.** Syrphidae. a – *Eristalis tenax* (© Dianne Clarke); b – larve (photo gracieuseté de [www.uksafari.com](http://www.uksafari.com)).

## Ulidiidae

La famille des Ulidiidae était appelée Otitidae dans de nombreuses anciennes publications.

Les Ulidiidés de l'Amérique du Nord sont des mouches de forme variable de 3 à 12 mm de long. Ils ont habituellement une couleur vive métallique, et leurs ailes sont souvent marquées d'un motif (fig. 45).

Les larves de la plupart des espèces semblent être saprophages. La reproduction d'Ulidiidés a été signalée dans des cavités humides sous l'écorce d'arbres morts et dans des cactus et bulbes de végétaux en décomposition, des champignons, du fumier en compostage et d'autres matières organiques en décomposition (Allen et Foote, 1967). *Physiphora demandata* (anciennement *Chrysomyza demandata*) a été observé dans des tas de fumier et du crottin de cheval (Skidmore, 1991). Allen et Foote (1967) ont constaté que *P. demandata* ne pouvait être élevé que dans du fumier ou de la végétation mélangée à du fumier et que les larves de *Seioptera vibrans* semblaient préférer les mêmes substrats.

Le Canada compte 35 espèces d'Ulidiidés connues, et il y en aurait 20 autres à signaler ou à décrire (Savage *et al.*, 2019). Une clé d'identification au genre des Otitidae est présentée dans Steyskal (1987a). Une clé d'identification des espèces de *Physiphora* est présentée dans Kameneva et Korneyev (2016).

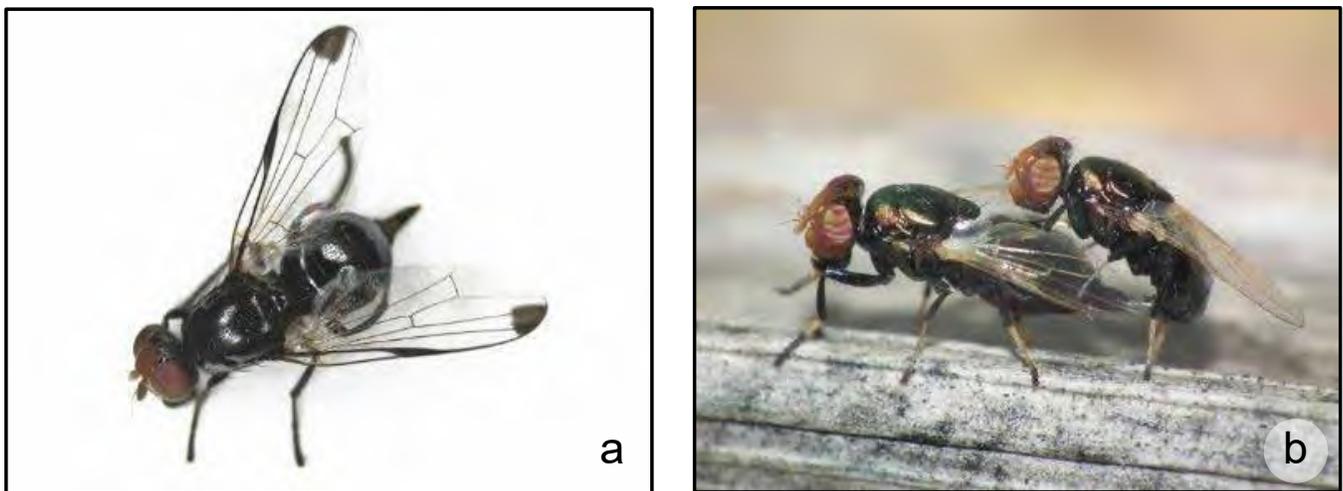
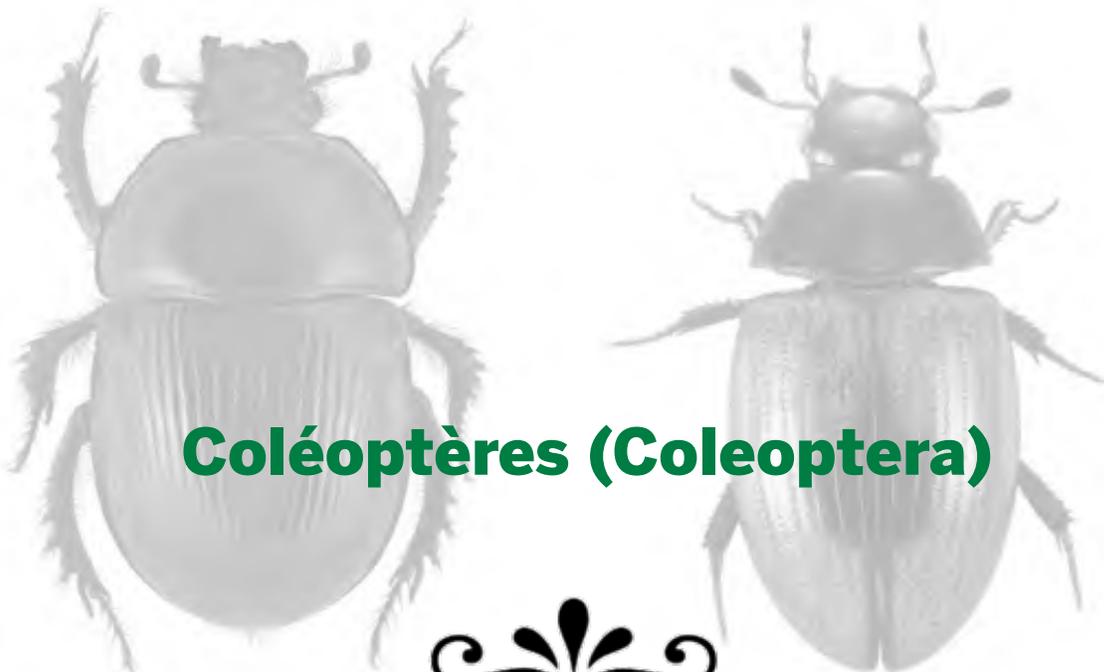


Figure 45. Ulidiidae. a – *Seioptera vibrans* (© B. Schoenmakers – CC-BY-3.0); b – *Physiphora alcaeae* (© Rui Andrade).



## Coléoptères (Coleoptera)

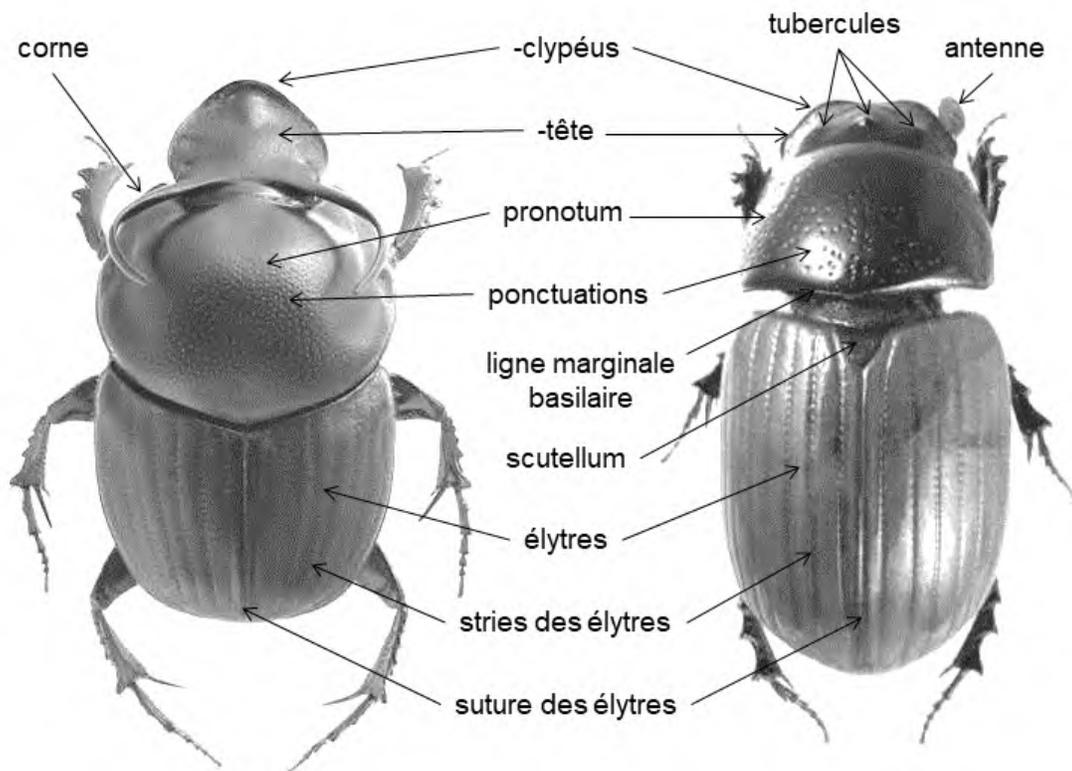


Les adultes possèdent généralement une paire d'ailes postérieures membraneuses protégées par une paire d'ailes antérieures rigides semblable à une carapace. Le nom Coleoptera vient de ce caractère; *coleo* = bouclier; *pteron* = aile.

Les membres de ce groupe qui sont associés à la bouse appartiennent aux familles des Scarabaeidae, des Geotrupidae, des Hydrophilidae, des Histeridae, des Staphylinidae et des Ptiliidae.



La section qui suit renferme certains termes relatifs aux caractères morphologiques des Coléoptères qui ne sont pas connus de tous les lecteurs. Ces termes sont définis ci dessous et illustrés pour la famille des Scarabaeidae (vrais bousiers), dont de nombreuses espèces sont décrites. Toutefois, plusieurs de ces termes sont aussi pertinents pour d'autres familles taxonomiques de Coléoptères. Le **clypéus** est la large plaque qui forme le devant de la tête. Les **tubercules** sont de grosses bosses situées sur la tête. Chez les mâles de certaines espèces, les tubercules sont remplacés par des cornes bien développées. Les **antennes** des Scarabaeidae sont généralement rentrées sous la tête et ne sont pas facilement observables, alors que chez d'autres Coléoptères, notamment les Staphylinidae, les antennes peuvent être filiformes et apparentes. Le **pronotum** est la structure proéminente, semblable à un bouclier, située derrière la tête. Les ponctuations sont des trous peu profonds souvent présents sur la tête, le pronotum et les élytres. Les **granules** (non illustrées) sont de petites bosses pouvant se trouver sur la tête, le pronotum et les élytres. La **ligne marginale basilaire** est une ligne renforcée ou une mince crête qui borde la partie postérieure du pronotum. Le **scutellum** est une petite structure triangulaire. Il est situé derrière le pronotum, entre le point d'attache des élytres, et est facilement observable chez certaines espèces de bousiers. Les **élytres** sont les ailes antérieures rigides qui recouvrent et protègent les ailes postérieures membraneuses servant au vol. La **suture des élytres** est la marge le long de laquelle les élytres se rencontrent lorsqu'ils sont fermés. Les **stries des élytres** sont des sillons à peu près parallèles à la suture qui marquent les élytres (fig. 46).



**Figure 46.** Termes utilisés pour décrire les caractères morphologiques des Coléoptères.

## Clambidae

Les Clambidés sont de très petits coléoptères, d'une longueur de 1 à 2 mm. Leurs yeux sont partiellement à complètement divisés. Les deux derniers segments des antennes sont fortement élargis et donnent à celles-ci une forme de massue. Les adultes sont noirs à brun jaunâtre et recouverts d'une forte pilosité. Ils ont un corps ovale et convexe, qui leur permet de se rouler en boule. Les ailes postérieures sont bordées de poils (fig. 47).

On en sait peu sur la biologie de ces coléoptères. Ils sont généralement observés dans la matière végétale en décomposition, où ils se nourriraient d'hyphes et de spores de champignons. Ils sont le plus souvent présents dans la bouse partiellement dégradée, riche en champignons.

Compte tenu de leur petite taille, ils semblent passer inaperçus parmi la communauté des organismes présents dans la bouse. Ils sont absents des longues listes d'insectes coprophages de Grande-Bretagne (Skidmore, 1991) et d'Amérique du Nord (Blume, 1985), mais une espèce non identifiée du genre *Clambus* a été élevée à partir de bouse dans le sud de l'Alberta (Floate, 1998b). Au Canada, la famille est représentée par sept espèces appartenant aux genres *Calyptomerus* et *Clambus* (tableau 1). Au moins une de ces espèces, probablement le *Clambus gibbulus* ou le *Clambus pubescens*, a été associée aux bouses. Une clé d'identification des Clambidae d'Amérique du Nord est fournie dans Endrödy-Younga (1981).



**Figure 47.** Clambidae. a – *Calyptomerus dubius* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0); b – *Clambus pubescens* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0).

**Tableau 1.** Liste des espèces de Clambidae, y compris leur taille et leur répartition au Canada <sup>1</sup>.

Genre	Espèce	Longueur (mm)	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<i>Calyptomerus</i>	<i>oblongulus</i>	1.8–2.3	BC	AB									
<i>Clambus</i>	<i>armadillo</i> *	1.0–1.3					ON	QC	NB				NF
<i>Clambus</i>	<i>gibbulus</i>	1.0–1.1	BC	AB	SK	MB		QC					
<i>Clambus</i>	<i>howdeni</i>	1.0–1.1					ON	QC	NB	NS			
<i>Clambus</i>	<i>pubescens</i> *	0.9–1.2	BC	AB	SK	MB	ON	QC					NF
<i>Clambus</i>	<i>smetanai</i>	1.0–1.1						QC					
<i>Clambus</i>	<i>vulneratus</i>	1.2						QC					

<sup>1</sup> La liste des espèces et leur répartition sont fondées sur Bousquet *et al.* (2013); les mesures sont tirées de Endrödy-Younga (1981).

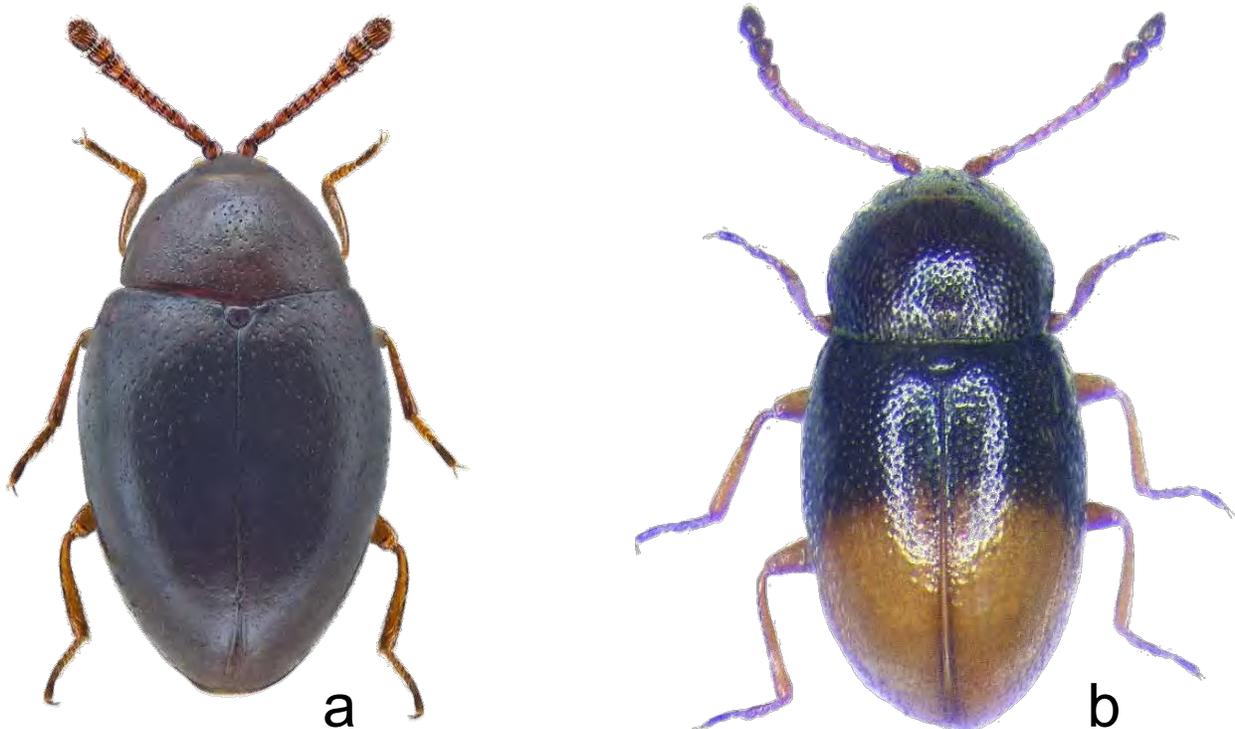
\* Exotique.

## Cryptophagidae

Les Cryptophagidés mesurent généralement 1 à 5 mm de longueur. Les trois derniers (plus rarement les deux derniers) segments des antennes sont légèrement élargis et donnent à celles-ci une forme approximative de massue. Le corps des adultes est ovale à ovale allongé et est habituellement recouvert de fins poils soyeux. Les élytres présentent une ponctuation irrégulière et sont dépourvus de stries ou de rangées de ponctuations (fig. 48).

Ces coléoptères se nourrissent de champignons et vivent couramment dans les milieux humides où ceux-ci prospèrent, notamment les arbres morts ou mourants, la matière végétale en décomposition et les stocks moisissus de grain ou de produits alimentaires. Les espèces des genres *Atomaria* et *Cryptophagus* sont fréquemment trouvées dans les greniers à céréales (White *et al.* 2011). *Ootypus globosus*, *Hypocoprinus latridioides* et des espèces du genre *Atomaria* ont été signalés dans la bouse en Grande-Bretagne (Anonyme, 2018; Skidmore, 1991), mais aucun spécimen de cette famille n'a été observé dans la bouse en Amérique du Nord (Blume, 1985). Il serait le plus probable de les observer dans les bouses à des stades avancés de dégradation.

Pelletier et Hébert (2019) ont passé en revue toutes les espèces signalées au Canada et en Alaska. Ce travail d'ampleur comprend la taxonomie à jour, une clé interactive incluant des photographies de haute résolution et des pages consacrées à la description de chaque espèce.



**Figure 48.** Cryptophagidae. a – *Ootypus globosus* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0); b – *Atomaria mesomela* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0).

## Geotrupidae

Auparavant reconnu comme une sous-famille (Geotrupinae) au sein de la famille des Scarabaeidae, ce groupe a depuis été élevé au rang de famille et divisé en deux sous familles, soit celles des Bolboceratinae et des Geotrupinae (Smith, 2006). Toutefois, ce groupe taxonomique fait encore l'objet de débats considérables.

Les Géotrupidés adultes mesurent 5 à 40 mm. Leur tête n'est pas inclinée vers le bas, mais plutôt orientée vers l'avant, de sorte que les mandibules sont bien visibles lorsque l'insecte est vu de dessus. Les antennes comportent chacune 11 segments, ou antennomères. Les trois segments terminaux sont élargis et donnent à l'antenne une forme de massue. Par comparaison, les membres de la famille des Scarabaeidae ont généralement des antennes composées de 10 segments dont les 3 à 5 terminaux sont élargis. Le clypéus est souvent orné d'une corne ou d'un tubercule. La base du pronotum est plus large que la base des élytres ou d'une largeur semblable. Le corps est rond ou ovale et peut être jaune, brun, rougeâtre ou noir, avec ou sans reflets métalliques. La larve est scarabéiforme (fig. 15c), de forme semblable à celle des Scarabaeidae.



**Figure 49.** *Geotrupes stercorarius* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0).

Les adultes passent la majeure partie de leur vie dans des galeries souterraines qui vont à des profondeurs de 15 à 200 cm (voire possiblement jusqu'à 3 m). Ils approvisionnent ces galeries en matière végétale en décomposition (feuilles mortes, excréments de bovin ou de cheval) ou en champignons, pour nourrir leurs larves en développement.

Les 11 espèces de Géotrupidés recensées au Canada appartiennent à trois genres de la sous-famille des Bolboceratinae (*Eucanthus* – 2 espèces; *Bolbocerosoma* – 1 espèce; *Odonteus* – 3 espèces) et au genre *Geotrupes* (5 espèces) de la sous-famille des Geotrupinae (Bousquet *et al.*, 2013). *Geotrupes stercorarius* est la seule de ces espèces faisant partie de la communauté des organismes présents dans la bouse. Ce gros insecte (20–26 mm de longueur) provenant d'Europe est maintenant établi au Québec et dans les provinces de l'Atlantique. L'utilisation des bouses fraîches par les adultes et les larves de l'espèce est bien connue (Howden, 1955; Skidmore, 1991). *Geotrupes hornii*, espèce indigène, se nourrirait généralement de champignons au stade adulte, mais uniquement de « vieilles bouses » au stade larvaire (Howden, 1955). Des clés d'identification des Géotrupidés d'Amérique du Nord sont fournies dans Howden (1955, 1964). Aucune des autres espèces de Géotrupidés présentes au Canada ne semble se nourrir d'excréments frais ou en approvisionner ses galeries.

## Histeridae

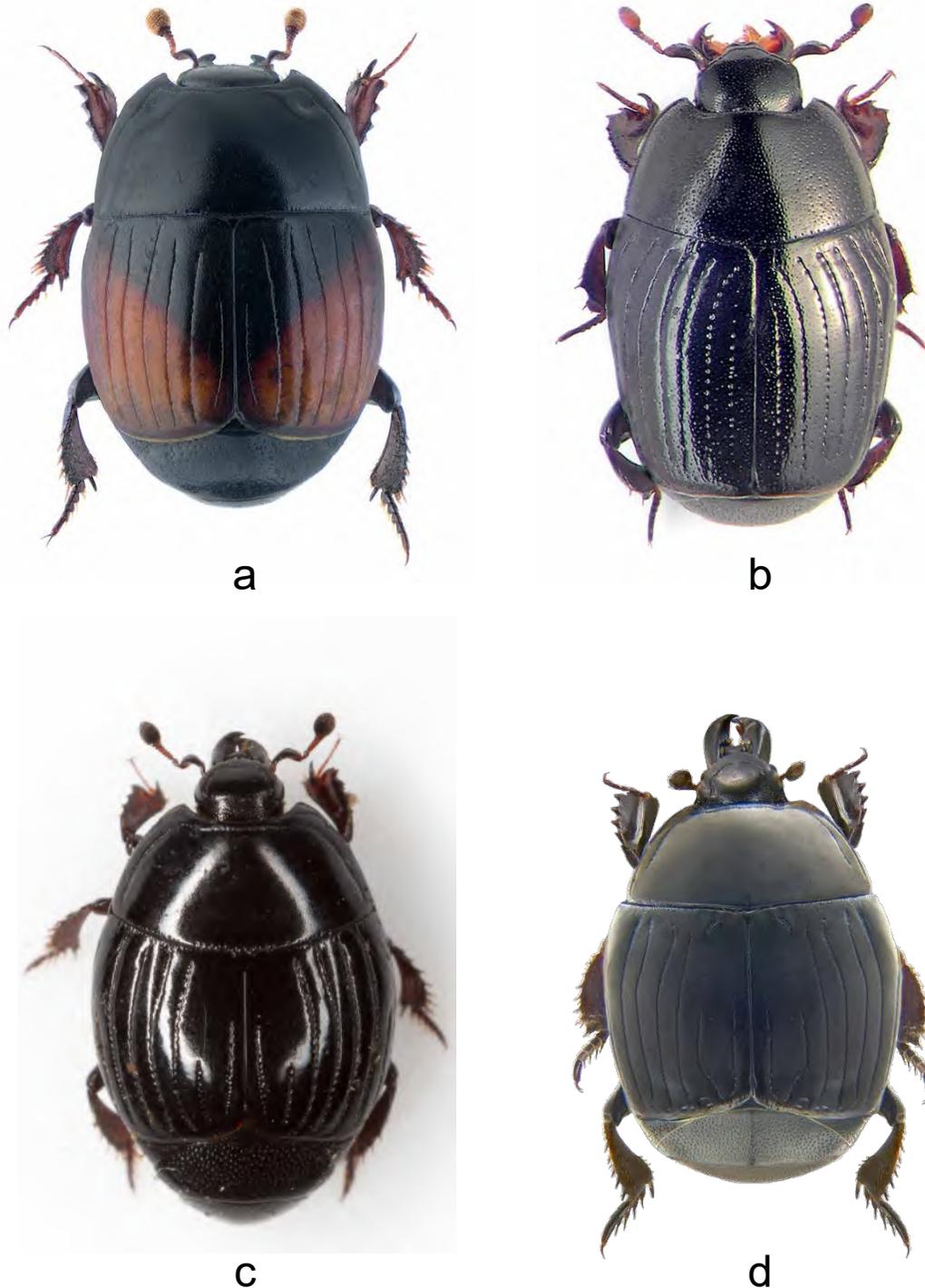
Les Histéridés sont généralement longs de moins de 12 mm (0,5–25 mm) et possèdent un corps compact et robuste. La tête est beaucoup plus petite que le pronotum et est souvent rentrée en dessous de celui-ci, de sorte que les individus ne semblent pas avoir de tête. Les mandibules sont courtes, robustes et saillantes. Les antennes sont relativement courtes, et leurs trois derniers segments forment une massue compacte; elles sont cachées sous le pronotum lorsque l'insecte est au repos. Le corps peut être ovale à ovale allongé ou aplati entre le dos et le ventre (dorso-ventralement) et est convexe chez de nombreuses espèces. La plupart des espèces sont noires ou brun rougeâtre foncé et dépourvues de poils sur leur face supérieure. Chaque élytre comporte moins de six stries; l'extrémité apicale des élytres se termine abruptement (tronquée), les deux derniers segments abdominaux se trouvant ainsi généralement exposés. Les pattes sont courtes et robustes, et la face externe de la première paire de pattes est munie de dents saillantes (fig. 50, 51).

On en sait peu sur la biologie de la plupart des espèces d'Histéridés, mais des renseignements généraux sont présentés dans Kovarik et Caterino (2000) et dans Bousquet et Laplante (2006a). Il y a une génération par année dans les régions nordiques, par exemple dans le sud du Canada. Les adultes hivernent, puis reprennent leur activité et pondent au printemps. Après l'éclosion, les larves passent par deux stades, se transforment en nymphe et achèvent ainsi leur développement avant d'émerger au stade adulte à la fin de l'été.

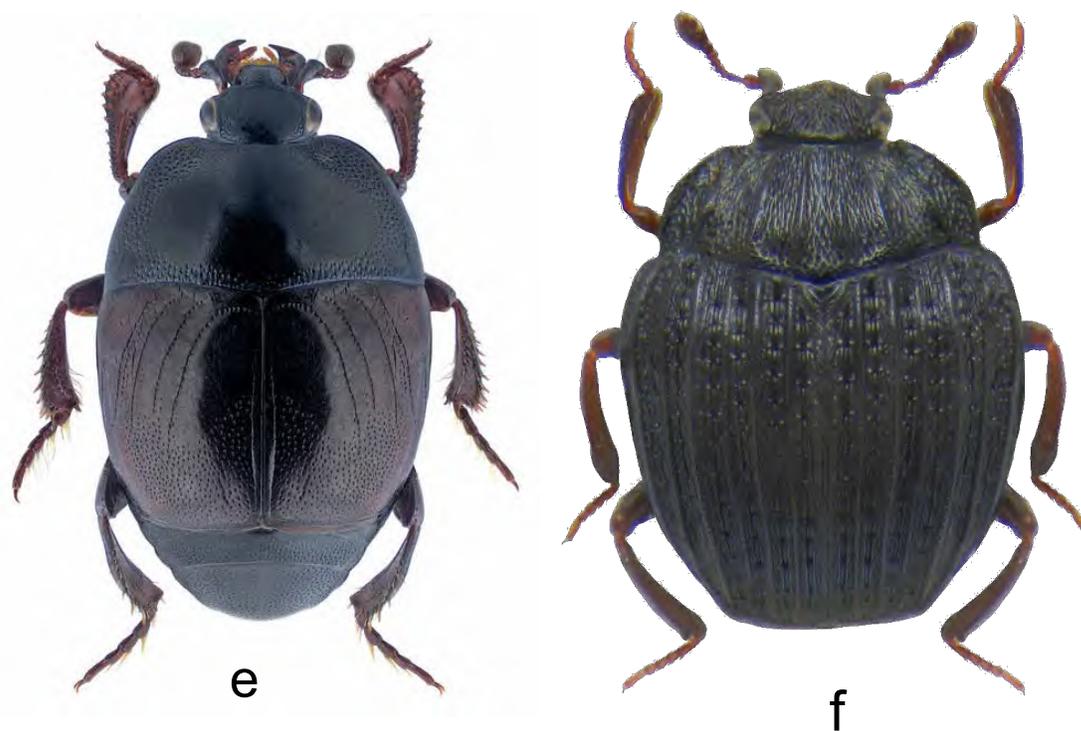
La plupart des espèces se nourrissent des œufs et des larves d'insectes à corps mou et se rencontrent couramment dans la matière végétale humide en décomposition qui abrite d'importantes populations de larves de mouches, par exemple la bouse fraîche. Certains se sont intéressés à plusieurs espèces d'Histéridés pour leur rôle d'ennemis naturels des mouches nuisibles pour le bétail qui se reproduisent dans la bouse. *Carcinops pumilio* a notamment été étudié comme agent de lutte biologique contre les mouches domestiques dans les installations avicoles (Achiano et Giliomee, 2005; Geden et Axtell, 1988). Des espèces des genres *Atholus*, *Hister* et *Phelister* ont été étudiées (Summerlin *et al.*, 1990; Summerlin *et al.*, 1991a; Summerlin *et al.*, 1991b) ou ont été introduites à l'extérieur de leur aire d'indigénat (Legner, 1978) comme agents de lutte biologique contre les mouches des cornes, qui affectent les bovins au pâturage. Summerlin (1989) présente des renseignements sur les méthodes de collecte et d'élevage des Histéridés.

Les Histéridés peuvent être classés en cinq groupes en fonction de leur habitat : les xylophiles (arbres morts ou mourants), les psammophiles (sols sableux), les inquilines (nids d'oiseaux ou de mammifères), les myrmécophiles (colonies de fourmis) et les saprophiles (matière végétale en décomposition, charogne et excréments) (Bousquet et Laplante, 2006a). Au Canada, ce dernier groupe comprend une grande partie des espèces des genres *Atholus*, *Hister* et *Margarinotus* et de nombreuses espèces de Sapriniinae.

Il y a au moins 136 espèces d’Histéridés au Canada (Bousquet *et al.* 2013). Des clés des espèces ainsi que des renseignements sur leur biologie et leur répartition canadienne sont présentés dans Bousquet et Laplante (2006a). Le tableau 2 énumère 34 espèces qui pourraient avoir la bouse comme habitat selon la documentation. Toutefois, seulement une fraction de ces espèces semble être recensée dans le cadre des relevés des communautés des organismes présents dans la bouse.



**Figure 50.** Histeridae. a – *Atholus bimaculatus* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0); b – *Carcinops pumilio* (© Lech Borowiec); c – *Hister abbreviatus* (© Chris Rorabaugh); d – *Margarinotus brunneus* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0).



**Figure 51.** Histeridae (suite). e – *Saprinus subnitescens* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0); f – *Onthophilus* sp. (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0); *Spilodiscus* sp. (Jacqueline M. Richard – CC-BY-NC-4.0).

**Tableau 2.** Liste des espèces coprophiles d’Histeridae, y compris leur taille et leur répartition au Canada<sup>1</sup>. Les espèces dont le nom est en caractères gras se rencontrent régulièrement dans la bouse fraîche. Les autres espèces sont des visiteurs occasionnels de la bouse fraîche, ou l’information à leur sujet est insuffisante pour déterminer leur niveau d’utilisation de la bouse.

Genre	Espèce	Longueur (mm)	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<i>Acritus</i>	<i>nigricornis</i> *	0.9–1.0	BC	AB	SK	MB		QC					
<i>Atholus</i>	<i>americanus</i> <sup>2</sup>	2.7–4.2					ON	QC					
<i>Atholus</i>	<i>bimaculatus</i> <sup>3,*</sup>	4.0–4.8	BC	AB		MB	ON	QC	NB				
<i>Atholus</i>	<i>perplexus</i>	3.5–4.9			SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Atholus</i>	<i>sedecimstriatus</i>	4.2–4.9					ON	QC	NB				
<i>Carcinops</i>	<i>pumilio</i> *	2.1–2.6	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Euspilotus</i>	<i>assimilis</i> <sup>4</sup>	3.5–5.5				MB	ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Geomysaprinus</i>	<i>moniliatus</i>	2.5–3.6				MB	ON	QC	NB				
<b>Hister</b>	<b>abbreviatus</b>	4.1–6.0	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB				
<i>Hister</i>	<i>depurator</i>	5.9–7.8					ON						
<i>Hister</i>	<i>furtivus</i>	5.5–8.0	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Margarinotus</i>	<i>egregius</i>	4.8–7.0				MB	ON	QC	NB	NS			
<i>Margarinotus</i>	<i>faedatus</i>	4.2–5.8					ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Margarinotus</i>	<i>harrisii</i>	4.0–6.0	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB				
<i>Margarinotus</i>	<i>hudsonicus</i>	5.2–7.0				MB	ON	QC	NB	NS			
<i>Margarinotus</i>	<i>interruptus</i>	5.2–8.0			SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Margarinotus</i>	<i>lecontei</i>	3.4–4.2		AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Margarinotus</i>	<i>merdarius</i> *	6.0–8.5	BC	AB		MB	ON	QC	NB	NS			
<i>Margarinotus</i>	<i>obscurus</i>	5.0–5.8	BC										
<i>Margarinotus</i>	<i>purpurascens</i> *	3.5–4.1	BC										
<i>Margarinotus</i>	<i>rectus</i>	5.8–7.5	BC										
<b>Margarinotus</b>	<b>umbrosus</b>	4.0–6.0	BC	AB									
<i>Onthophilus</i>	<i>deflectus</i>	1.8–2.2					ON						
<i>Onthophilus</i>	<i>pluricostatus</i>	2.2–2.7						QC					
<b>Phelister</b>	<b>subrotundus</b>	1.8–2.4					ON	QC					
<i>Saprinus</i>	<i>distinguendus</i> <sup>5</sup>	3.2–4.8			SK	MB	ON	QC					
<i>Saprinus</i>	<i>lugens</i>	4.8–7.2	BC	AB	SK	MB	ON	QC					
<b>Saprinus</b>	<b>oregonensis</b>	3.0–4.8	BC	AB	SK	MB							
<i>Saprinus</i>	<i>profusus</i>	3.3–6.6				MB	ON						
<i>Saprinus</i>	<i>subnitescens</i> *	4.9–5.7					ON	QC					
<i>Spilodiscus</i>	<i>Ulkei</i>	4.4–5.5		AB	SK								
<i>Xerosaprinus</i>	<i>acilinea</i> <sup>6</sup>	2.5–3.8	BC	AB	SK	MB							
<b>Xerosaprinus</b>	<b>lubricus</b> <sup>7</sup>	2.4–4.0	BC										
<i>Xestipyge</i>	<i>conjunctum</i>	2.2–2.5					ON						

<sup>1</sup> Les espèces et leurs dimensions sont fondées sur Bousquet et Laplante (2006a); la répartition est tirée de Bousquet *et al.* (2013).

<sup>2</sup> Désigné *Hister americanus* dans Blume (1985).

<sup>3</sup> Désigné *Peranus bimaculatus* dans Blume (1985).

<sup>4</sup> Désigné *Saprinus assimilis* dans Blume (1985).

<sup>5</sup> Aussi signalé dans les Territoires du Nord-Ouest.

<sup>6</sup> Désigné *Xerosaprinus fimbriatus* dans Blume (1985).

<sup>7</sup> Désigné *Saprinus lubricus* dans Blume (1985).

\* Exotique

## Hydrophilidae

Les Hydrophilidés mesurent 1 à 40 mm. Les adultes sont largement ovales; leur face dorsale est convexe et comporte très peu de poils ou est dépourvue de poils. Les antennes sont courtes et élargies au niveau des trois derniers segments, ce qui leur donne une forme de massue large à modérément compacte. Le corps est mat et généralement noir ou orné de marques noires et brunes, ou plus rarement de marques de couleur crème. Contrairement à ce qui est observé chez les Histéridés, les élytres recouvrent entièrement l'abdomen. Les pattes sont aplaties et relativement courtes (Fig 53, 54).

Les larves sont de féroces prédateurs d'insectes à corps mou, notamment des œufs et des larves de mouches qui sont nuisibles au bétail et pondent dans la bouse (Abdel-Gawaad *et al.* 1976). Les adultes sont prédateurs ou nécrophages, mais peuvent aussi être omnivores, végétariens ou cannibales. La plupart des espèces d'Hydrophilidés vivent en milieu aquatique, mais les membres de la sous-famille des Sphaeridiinae sont adaptés aux milieux terrestres, où ils vivent dans la matière organique en décomposition, dont la bouse. Les pièces buccales de l'adulte de *Sphaeridium lunatum* lui permettent de filtrer la matière et d'ingérer de petites particules (Holter, 2004).

Les Hydrophilidés adultes, principalement les espèces des genres *Cercyon* et *Sphaeridium*, peuvent être observés dans la bouse fraîche du printemps à l'automne. Compte tenu de leur grande taille (4-7 mm), les *Sphaeridium* se distinguent facilement des autres genres d'Hydrophilidés rencontrés dans la bouse.

Le nombre d'Hydrophilidés adultes dans la bouse atteint son maximum de la mi-mai à la mi-juin, puis un deuxième pic est observé en août (Levesque et Levesque, 1995; Wassmer, 2014). Les adultes des espèces du genre *Sphaeridium* sont parmi les premiers insectes observés sur les bouses fraîches. Arrivés à la bouse, ils rampent à sa surface et pénètrent sous la mince pellicule qui se forme sur les dépôts frais. Ces points d'entrée donnent aux bouses âgées un aspect criblé et offrent à d'autres espèces coprophiles un point d'accès (fig. 54d).

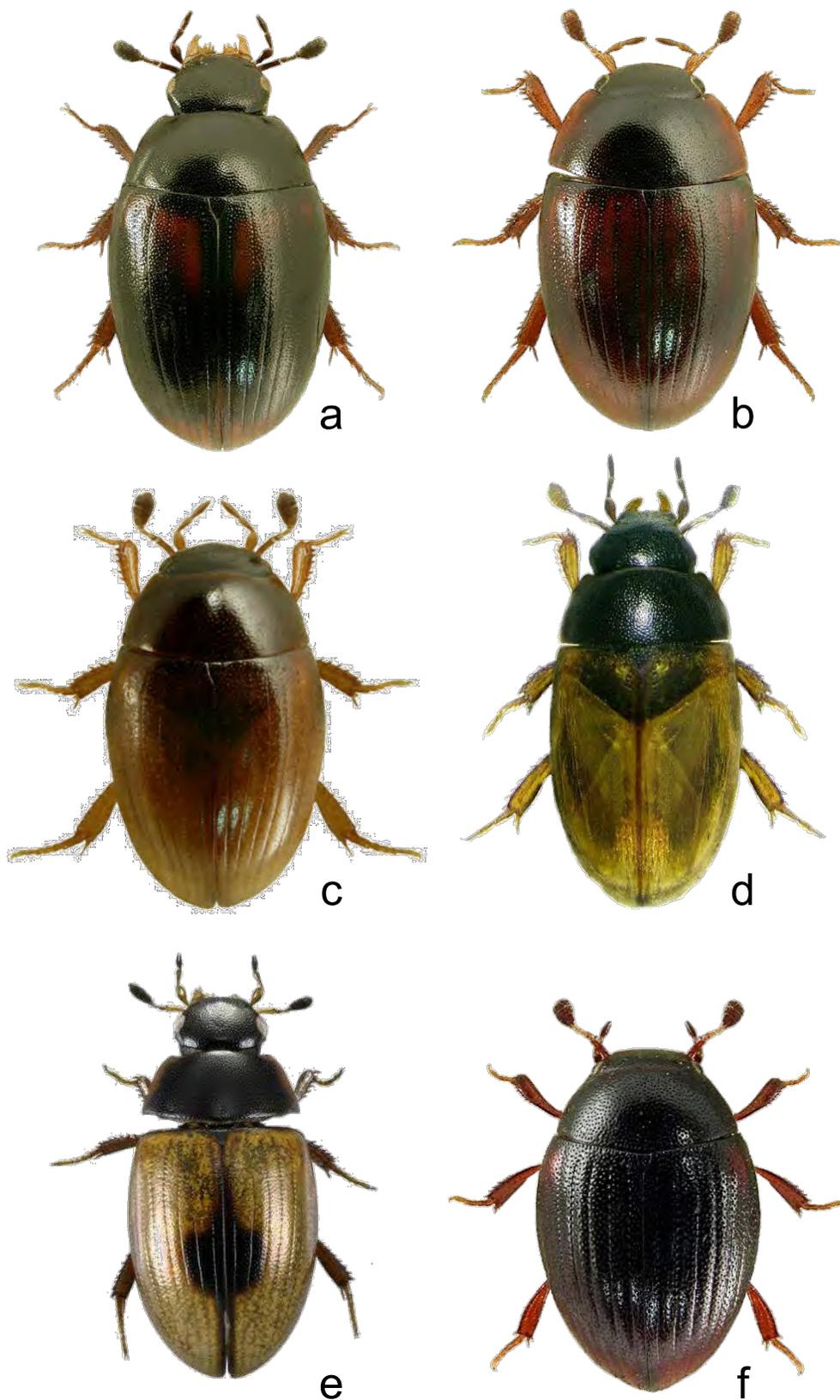


**Figure 52.** Larve d'hydrophilidé – vues dorsale et latérale (A.A. Zaitsev, <https://www.zin.ru/animalia/coleoptera/eng/sphscaaz.htm>).

On dispose de peu d'information sur le cycle vital. Au Canada, les espèces du genre *Cercyon* compteraient une seule génération par année (Levesque et Levesque, 1995), alors que ces mêmes espèces peuvent compter de multiples générations par année dans les régions plus chaudes de l'Europe (Hanski, 1980). Au moins certaines espèces hivernent au stade adulte (Mohr, 1943). En Illinois, *Sphaeridium scarabaeoides* se reproduit continuellement du début du printemps à la fin de l'automne et pourrait compléter les stades larvaire et nymphal en seulement 12 jours (Mohr, 1943). Abdel-Gawaad *et al.* (1976) décrivent le cycle vital de *Sphaeridium bipustulatum* d'après des études en laboratoire. Les femelles accouplées pondent 2 à 5 œufs dans une chambre qu'elles aménagent à l'intérieur de la bouse, chaque femelle produisant en moyenne 68 œufs au cours de sa vie. Les œufs donnent naissance à des larves (aux pattes atrophiées) qui se nourrissent de larves de mouches (fig. 52). À maturité, les larves produisent un cocon à l'intérieur de la bouse, puis entrent en nymphose. À 27 °C, 44 jours s'écoulent entre l'œuf et l'adulte prêt à pondre (Abdel Gawaad *et al.*, 1976).

Au Canada, cette famille est représentée par au moins 151 espèces (Bousquet *et al.*, 2013). Van Tassell (2000) fournit une clé des genres pour les Hydrophilidés. Smetana (1978) fournit une clé des espèces nord-américaines pour la sous-famille des Sphaeridiinae. Les espèces d'Hydrophilidés coprophiles signalées au Canada sont énumérées dans le tableau 3. Seulement un sous-ensemble de ces espèces semble associé de manière systématique à la bouse (Cervenka et Moon, 1991; Floate, 1998b; Macqueen et Beirne, 1974; Mohr, 1943; Rounds et Floate, 2012; Wassmer, 2014).

Seulement trois espèces du genre *Sphaeridium* ont été signalées au Canada. Elles possèdent une répartition transcontinentale et sont couramment observées dans la bouse fraîche. Les élytres du *S. bipustulatum* (longueur de 3,9–5,2 mm) présentent dans leur portion apicale une tache pâle qui n'est pas divisée par une ligne foncée; le *Sphaeridium lunatum* (4,3–7,0 mm) et le *S. scarabaeoides* (4,0–7,1 mm) sont plus gros, et la tache pâle qui marque leurs élytres est divisée par une ligne foncée. Chez le *S. scarabaeoides*, les marges latérales du pronotum sont généralement de couleur pâle, et la tache apicale pâle se prolonge généralement sur la marge latérale de l'élytre, au moins sur la moitié de la longueur de celle-ci. Chez le *S. lunatum*, les marges latérales du pronotum sont foncées, et la tache apicale ne se prolonge pas sur la marge latérale de l'élytre, ou se prolonge seulement sur une courte portion de l'élytre.



**Figure 53.** Hydrophilidae. a – *Cercyon haemorrhoidalis* (© Lech Borowiec); b – *Cercyon lateralis* (© Lech Borowiec); c – *Cercyon pygmaeus* (© Lech Borowiec); d – *Cercyon quisquilius* (Udo Schmidt – CC-BY-SA-2.0); e – *Cercyon unipunctatus* (J.-H. Yvenc – CC-BY-NC); f – *Cryptopleurum minutum* (© Lech Borowiec).



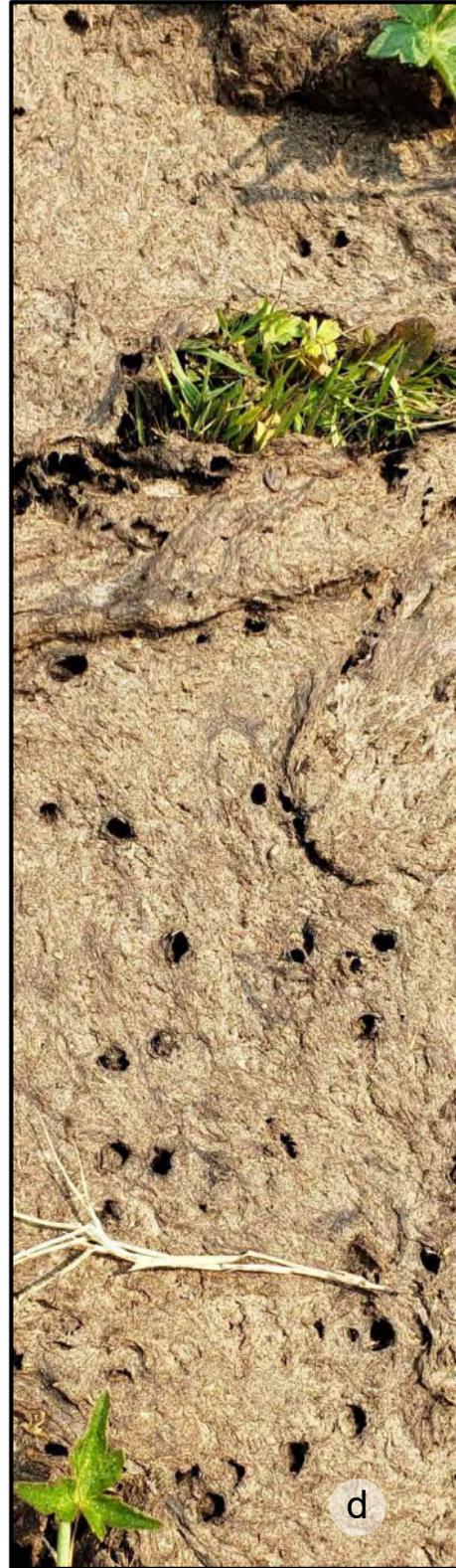
a



b



c



d

**Figure 54.** Hydrophilidae (suite). a – *Sphaeridium bipustulatum* (© Lech Borowiec); b – *Sphaeridium lunatum* (© Lech Borowiec); c – *Sphaeridium scarabaeoides* (© Lech Borowiec); d – croûte d'une bouse trouée par l'activité de *Sphaeridium* spp. adultes (KD Floate).

**Tableau 3.** Liste des espèces coprophiles d'Hydrophilidae, y compris leur taille et leur répartition au Canada<sup>1</sup>. Les espèces dont le nom est en caractères gras se rencontrent régulièrement dans la bouse fraîche. Les autres espèces sont des visiteurs occasionnels de la bouse fraîche, ou l'information à leur sujet est insuffisante pour déterminer leur niveau d'utilisation de la bouse.

Genre	Espèce	Longueur (mm)	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<i>Cercyon</i>	<i>assecla</i>	1.9–2.5		AB	SK		ON	QC	NB	NS	PE		
<b><i>Cercyon</i></b>	<b><i>haemorrhoidalis</i></b> *	2.0–3.2	BC				ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Cercyon</i>	<i>impressus</i> *	2.8–3.5	BC										
<b><i>Cercyon</i></b>	<b><i>lateralis</i></b> <sup>2,*</sup>	2.0–3.0	BC	AB	SK		ON	QC	NB	NS			NF
<i>Cercyon</i>	<i>limbatus</i> <sup>2,3</sup>	2.0–3.0	BC	AB									
<i>Cercyon</i>	<i>marinus</i> <sup>2,3</sup>	2.0–3.0	BC	AB	SK	MB	ON	QC					
<i>Cercyon</i>	<i>minusculus</i>	1.3–1.9	BC		SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<i>Cercyon</i>	<i>nevadanus</i>	1.4–2.2	BC										
<i>Cercyon</i>	<i>nigriceps</i> <sup>4,*</sup>	1.0–1.9		AB	SK			QC		NS			
<b><i>Cercyon</i></b>	<b><i>praetextatus</i></b>	2.4–3.5				MB	ON	QC		NS			
<b><i>Cercyon</i></b>	<b><i>pygmaeus</i></b> *	1.0–1.6	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<b><i>Cercyon</i></b>	<b><i>quisquilius</i></b> *	1.8–2.5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<i>Cercyon</i>	<i>terminatus</i> *	1.7–1.9				MB	ON	QC	NB				
<b><i>Cercyon</i></b>	<b><i>unipunctatus</i></b> *	2.0–3.2	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			
<i>Cercyon</i>	<i>ustulatus</i> *	2.6–3.3						QC					
<b><i>Cryptopleuron</i></b>	<b><i>minutum</i></b> *	1.3–2.1	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Cryptopleuron</i>	<i>subtile</i> *	1.4–1.8	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Helophorus</i>	<i>orientalis</i> <sup>2</sup>	3.0	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Megasternum</i>	<i>concinnum</i> <sup>5,*</sup>	1.6–2.0	BC										
<i>Megasternum</i>	<i>posticatum</i> *	1.6–2.0	BC										
<i>Phaenonotum</i>	<i>exstriatum</i>	2.3–4.0					ON						
<b><i>Sphaeridium</i></b>	<b><i>bipustulatum</i></b> *	3.9–5.2	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		
<b><i>Sphaeridium</i></b>	<b><i>lunatum</i></b> *	4.3–7.0	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<b><i>Sphaeridium</i></b>	<b><i>scarabaeoides</i></b> *	4.0–7.1	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF

<sup>1</sup> Les espèces et leurs dimensions sont tirées de Smetana (1978); la répartition est fondée sur Bousquet *et al.* (2013).

<sup>2</sup> Aussi signalé dans les Territoires du Nord-Ouest

<sup>3</sup> Aussi signalé au Yukon.

<sup>4</sup> Désigné *Cercyon atricapillus* dans Smetana (1978) et Blume (1985).

<sup>5</sup> Désigné *Megasternum obscurum* dans Smetana (1978).

<sup>6</sup> Désigné *Cercyon pubescens* dans Smetana (1978) et Blume (1985).

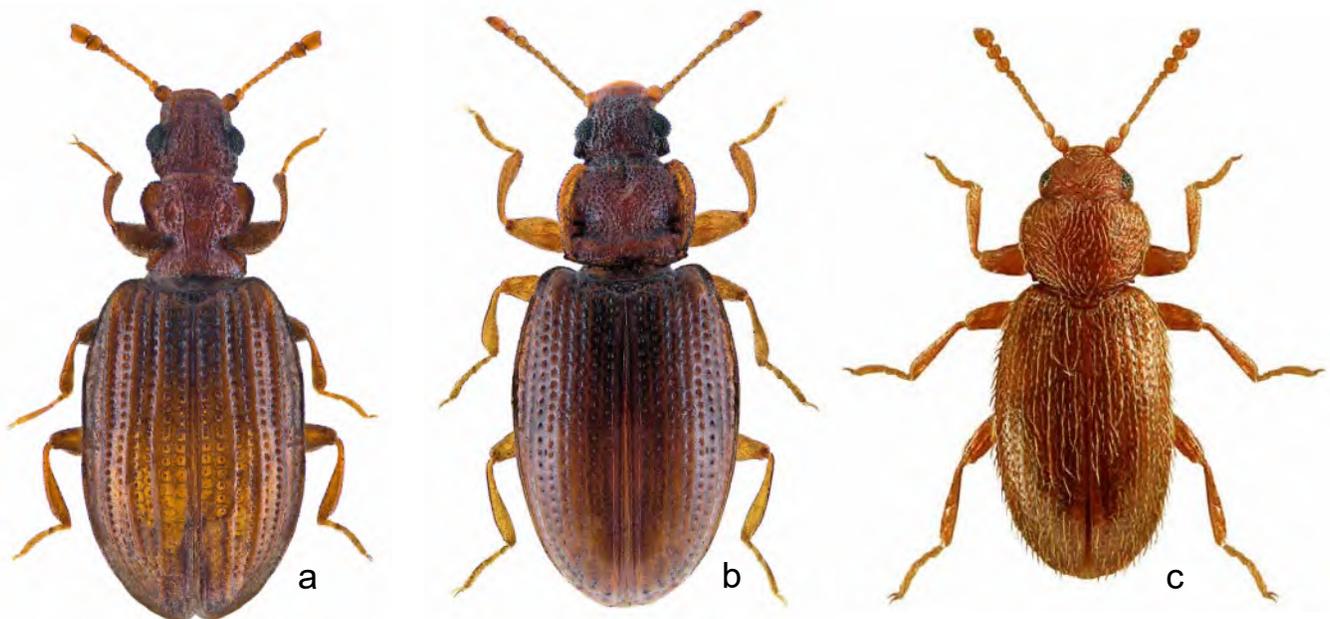
\* Exotique.

## Latridiidae

Les espèces de ce groupe possèdent un corps ovale allongé relativement convexe et mesurent 1 à 3 mm. Les adultes sont brun jaunâtre à noir brunâtre. Les antennes sont minces, mais les deux ou trois segments terminaux leur donnent une forme de massue. La tête est plus étroite que le pronotum, qui est lui-même plus étroit que la base des élytres. Les élytres sont marqués de lignes de punctuations (stries) régulièrement espacées et recouvertes de soies ou de poils. Les espaces entre ces lignes (interstries) peuvent former des crêtes, pourvues ou dépourvues de poils. Les ailes sont parfois présentes, parfois absentes (fig. 55).

Les adultes et les larves se nourrissent de champignons. Ils se rencontrent généralement dans les milieux humides, notamment dans la matière végétale en décomposition, sous l'écorce, sous des pierres et à l'occasion dans les nids de fourmis et de termites. Plusieurs espèces sont communes dans les stocks moisissés de produits alimentaires destinés aux humains et sont maintenant présentes à l'échelle du globe. Des clés taxonomiques et des renseignements sur le cycle vital de ces espèces sont présentés dans Hinton (1941). Des espèces des genres *Cartodere* et *Enicmus* ont été trouvées dans des monticules d'excréments (Hinton, 1941), et Floate (1998b) a signalé un Latridiidé non identifié dans la bouse. Ce groupe n'est pas strictement coprophile; les espèces trouvées dans la bouse y sont probablement attirées, depuis les milieux adjacents, par les proies qui s'y trouvent.

Au Canada, cette famille est représentée par au moins 64 espèces appartenant à 11 genres (Bousquet *et al.* 2013). Une clé des Latridiidés d'Amérique du Nord est fournie dans Andrews (2002).



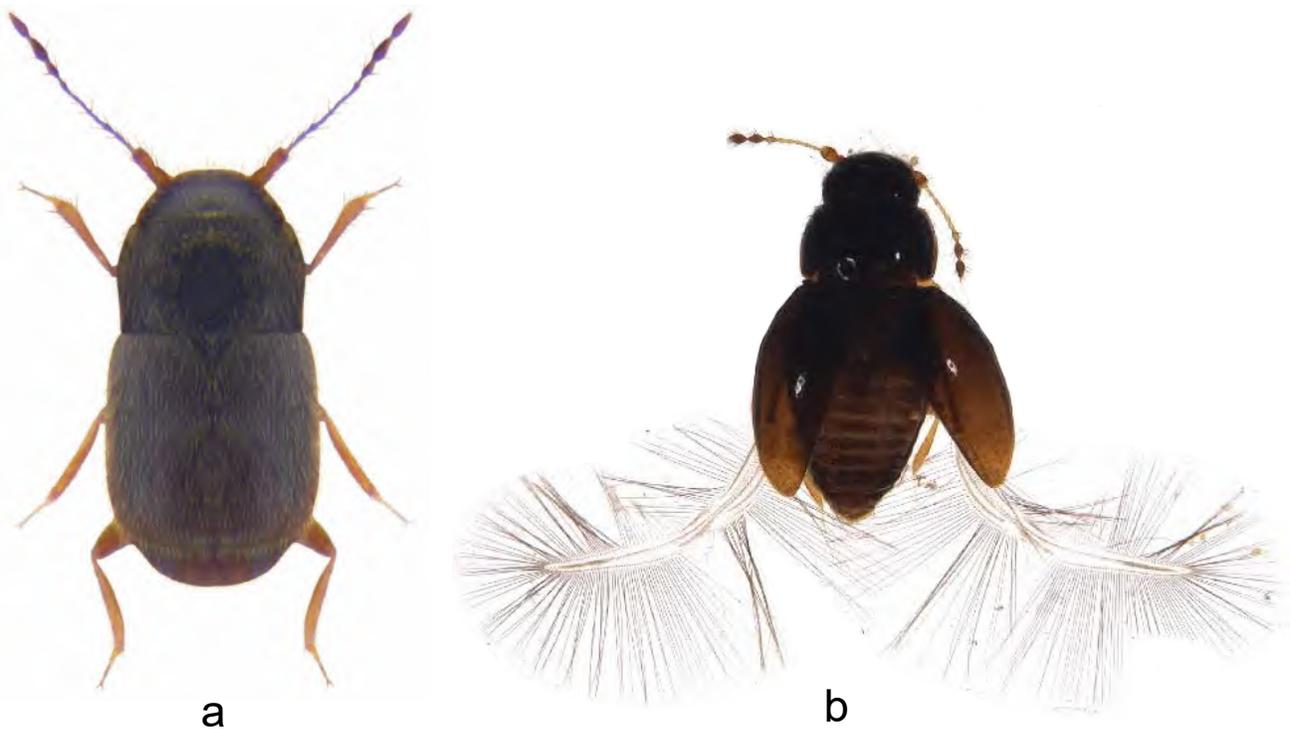
**Figure 55.** Latridiidae. a – *Cartodere constricta*; b – *Enicmus transversus*; c – *Corticaria fulva* (all photos Udo Schmidt – CC BY-SA-2.0).

## Ptiliidae

Les Ptiliidés sont long d'environ 0,25 à 1 mm et comprennent certains des coléoptères les plus petits au monde. Les adultes sont de couleur foncée, ronds à ovales et recouverts de poils denses. Leurs antennes sont longues et fines; les deux premiers segments sont plus épais que les suivants, et les trois derniers sont élargis et donnent aux antennes une vague forme de massue; l'extrémité apicale de chaque segment antennaire comporte un anneau de longs poils. Chez les adultes, les yeux et les ailes postérieures peuvent être normaux (forme « normale »), mais ils sont le plus souvent réduits ou absents (forme « vestigiale ») (Dybas, 1978). Chez la forme normale, les ailes postérieures sont généralement repliées et cachées sous les ailes antérieures coriaces (élytres). Lorsque dépliées, les ailes postérieures révèlent une frange distinctive de longs poils (fig. 56), caractéristique qui donne à penser que la dispersion aérienne serait passive chez ce groupe, à la manière des graines de pissenlit.

Les Ptiliidés se rencontrent dans les milieux humides comportant de la matière végétale en décomposition convenant à la croissance des champignons, desquels ils se nourrissent. À cause de leur petite taille, ils représentent souvent des membres oubliés de la communauté des organismes présents dans la bouse, malgré qu'ils puissent être très communs (Floate *et al.*, 2002).

Au Canada, la famille est représentée par au moins 49 espèces réparties entre 14 genres (Bousquet *et al.*, 2013). Hall (2000) propose une clé des Ptiliidés d'Amérique du Nord.



**Figure 56.** Ptiliidae. a – *Smicrus filicornis* (Udo Schmidt – CC – BY-SA-2.0); b – *Ptenidium* sp. (soulignons les ailes postérieures semblables à des plumes) (Centre for Biodiversity Genomics. CBG Photography Group – CC-BY-NC-SA-3.0).

## Scarabaeidae

Les Scarabéidés, ou Scarabées, sont représentés au Canada par au moins 220 espèces (Brunke *et al.* 2019) réparties entre sept sous-familles : Aegialiinae (18 espèces), Aphodiinae (95), Cetoniinae (17), Dynastinae (8), Melolonthinae (62), Rutelinae (6) et Scarabaeinae (14) (Bousquet *et al.* 2013). De nombreuses espèces de ce groupe ont été abondamment étudiées, en raison de leur grande taille, de leurs couleurs vives, de leur comportement reproducteur intéressant ou des dommages d'importance économique qu'elles occasionnent. Par exemple, le scarabée japonais (*Popillia japonica*) s'attaque à plus de 300 espèces végétales en Amérique du Nord (fig. 57).

Les scarabées sont des coléoptères au corps robuste, généralement ovale ou relativement carré. Les espèces présentes en Amérique du Nord ont une longueur de 2 à 60 mm. Leur tête est parfois légèrement inclinée vers le bas. Les antennes de la plupart des espèces comportent 10 segments, les 3 à 5 derniers étant en massue. Chez certaines espèces, le clypéus (fig. 46) présente des bosses (tubercules) ou une corne, et les mandibules ne sont parfois pas visibles en vue dorsale. Le pronotum peut comporter des tubercules ou des cornes, le scutellum peut être visible ou non et les élytres peuvent présenter des stries ou peuvent en être dépourvues (fig. 46). La larve est scarabéiforme et blanche ou jaune chez toutes les espèces (fig. 15b), et est bossue chez certaines espèces (Scarabaeinae).



**Figure 57.** *Popillia japonica* (Gilles San Martin – CC-BY-SA-2.0).

La biologie des scarabées est diversifiée. Certaines espèces se nourrissent de tissus végétaux vivants (feuilles, racines, fruits, pollen), alors que d'autres consomment de la matière organique en décomposition (compost, excréments, charogne) ou des champignons. Toutefois, les sous-familles des Aphodiinae (« petits bousiers ») et des Scarabaeinae (« vrais bousiers ») englobent des espèces qui ont besoin de bouse fraîche pour boucler leur cycle vital. Les Aphodiinés font généralement moins de 8 mm de longueur (rarement plus de 15 mm), cette mesure pouvant varier de plus de 60 % chez les individus de la même espèce (Landin, 1957 – cité dans Vessby, 2001). Leurs antennes se composent de 9 segments, dont 3 en massue; le dernier segment de l'abdomen (pygidium) est partiellement ou entièrement recouvert par les élytres. Chez les Scarabéinés, les antennes comportent 8 ou 9 segments, dont 3 en massue; le pygidium n'est pas recouvert par les élytres. Les mandibules des Aphodiinés et des Scarabéinés sont cachées sous le clypéus.

Les bousiers présentent divers degrés de spécialisation. Certaines espèces sont habituellement associées aux excréments en petites boulettes dures, comme ceux des rongeurs ou des cerfs, alors que d'autres sont plutôt généralistes des tas d'excréments des grands herbivores (Gordon, 1983; Gordon et Cartwright, 1974). Les Aphodiinés associés aux bouses se reproduisent généralement à l'intérieur des dépôts et sont dits « résidents ». D'autres Scarabéinés adultes prélèvent des excréments frais qu'ils enfouissent dans des galeries sous les dépôts (fouisseurs) ou qu'ils mettent en boule pour les rouler jusqu'à un autre endroit où ils les enfouissent (rouleurs) (voir la section intitulée Structure des guildes, à la [page 9](#)).

Des clés taxonomiques d'identification au genre des Scarabées sont présentées dans Ratcliffe *et al.* (2002). La grande majorité des espèces de la sous-famille des Aphodiinae appartiennent à la tribu des Aphodiini, pour laquelle une clé d'identification à l'espèce est présentée dans Gordon et Skelley (2007). De nombreuses espèces du genre *Aphodius* ont été reclassées dans d'autres genres lors de la plus récente révision taxonomique, ce qui peut causer une certaine confusion à l'examen des documents anciens. Les Scarabéinés de certains genres peuvent être identifiés à l'espèce au moyen des références suivantes : *Canthon* – Robinson (1948), *Copris* – Matthews (1961), *Onthophagus* – Howden et Cartwright (1963).

Plusieurs des bousiers régulièrement observés dans les bouses ont été étudiés en détail. L'information concernant ces espèces est présentée dans les pages qui suivent. De plus, des renseignements concernant trois espèces du genre *Diapterna* sont offerts; celles-ci ne se reproduisent pas dans la bouse fraîche, mais elles peuvent y être attirées (Bezanson, 2019; Floate et Gill, 1998). Le tableau 4 énumère les espèces de Scarabées signalées au Canada en association avec la bouse. Cependant, de nombreuses espèces, notamment celles du genre *Diapterna*, peuvent être attirées par les composés organiques volatils de la bouse, qu'ils associent à la matière organique en décomposition, plutôt que par la bouse fraîche en elle-même. Pour distinguer ces groupes, le nom des espèces qui sont couramment relevées dans la bouse fraîche et sont considérées comme des bousiers véritables est indiqué en caractères gras dans le tableau.

**Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Agoliinus leopardus***

**Synonyme :** *Aphodius leopardus*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** résidents

**Ravages :** aucuns

**Description :** 5–7 mm de longueur. Tête brun foncé avec ponctuations, marge antérieure de couleur plus claire. Pronotum brun foncé, marqué d'une combinaison de ponctuations fines et grossières; marges antérieure et latérales de couleur plus claire. Élytres généralement brun clair, avec des marques brun foncé (maculées); toutefois, ce caractère peut être variable, et les marques peuvent être pratiquement absentes ou recouvrir presque entièrement les élytres. Scutellum petit ; 1/6 ou moins de la longueur des élytres (fig. 58).

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord. Transcontinental au Canada et dans le nord des États-Unis. Dans l'est des États-Unis, son aire s'étend vers le sud jusqu'en Caroline du Nord (Bousquet, 1991; Gordon et Skelley, 2007).

**Saison active des adultes :** juillet à octobre. Activité maximale en août (Gordon, 1983).



**Figure 58.** *Agoliinus leopardus*  
(© Guy A. Hanley, Northern Plains Entomology).

**Biologie :** l'espèce hiverne au stade adulte, émerge au printemps et pond dans la bouse. La nouvelle génération d'adultes apparaît au milieu de l'été. Il y a une seule génération par année.

**Remarques**

- Les adultes sont des coprophages généralistes mais affichent une forte préférence pour les excréments de wapiti, de mouton et de cerf; espèce essentiellement limitée aux milieux boisés (Gordon, 1983).
- À la limite sud de l'aire de répartition, les températures élevées font en sorte que la principale période de vol des adultes est en hiver (Gordon, 1983).
- Son apparence générale et sa taille sont semblables à celles du *Chilo thorax distinctus*, mais sa tête et son pronotum sont brun foncé (plutôt que noirs), la couleur de fond de ses élytres est brun clair (plutôt que doré), sa période de vol maximale est en août (plutôt qu'en octobre), et il est associé aux forêts (plutôt qu'aux pâturages ouverts).

**Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Aphodius pedellus***

**Synonyme :** *Aphodius fimetarius* (voir Remarques)

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** résidents

**Ravages :** occasionnels (voir Remarques)

**Description :** 6–10 mm de longueur. Tête noire. Pronotum noir avec les angles antérieurs jaune rougeâtre; grossièrement ponctué. Élytres rougeâtres. Scutellum petit; 1/6 ou moins de la longueur des élytres (fig. 59). Peu susceptible d'être confondu avec les autres bousiers présents au Canada.

**Répartition géographique :** introduit d'Europe, maintenant largement réparti en Amérique du Nord. Présent dans le sud du Canada, d'un océan à l'autre (Floate et Gill, 1998); susceptible d'être présent dans tous les pâturages de bovins. En Alberta, présent au nord au moins jusqu'à Manning (K.D. Floate, obs. pers.)

**Saison active des adultes :** mars à décembre. Dénombrement maximal d'adultes dans la bouse d'avril à début mai, avec une deuxième période de pointe plus importante en septembre et octobre (Floate et Gill, 1998; Kadiri *et al.*, 2014).



**Figure 59.** *Aphodius pedellus* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie** : des renseignements détaillés sur le cycle vital de l'espèce sont présentés dans Mohr (1943) et dans Christensen et Dobson (1977). L'espèce hiverne au stade d'adulte et d'œuf. Les adultes émergent au printemps et creusent des galeries de préférence dans des bouses âgées de 3 à 10 jours pour y pondre. Les œufs hivernants éclosent à la hausse des températures. Les larves se nourrissent dans la bouse jusqu'à la fin de leur développement, puis s'enfouissent à 2 à 3 cm de profondeur dans le sol sous la bouse pour y effectuer leur nymphose. Les nouveaux adultes émergent à l'automne et pondent parfois avant l'hiver. Il y a une seule génération par année.

### **Remarques**

- Les adultes sont des coprophages généralistes mais affichent une préférence pour les pâturages ouverts et la bouse (Gordon, 1983). L'espèce s'inscrit parmi les bousiers les plus communs au Canada.
- Des dommages causés par l'alimentation des larves ont été observés dans les cultures de pommes de terre en Allemagne; l'alimentation des adultes a été associée à des dommages aux chapeaux de champignons en Angleterre (Jerath et Ritcher, 1959). La morphologie de la larve est décrite dans Jerath (1960).
- Le taxon a initialement été décrit comme une sous-espèce de l'*Aphodius fimetarius*, mais il est maintenant reconnu comme une espèce distincte sur le plan génétique (Miraldo *et al.*, 2014; Wilson, 2001). Toutefois, sur le plan morphologique, les deux espèces sont presque impossibles à distinguer.
- L'*A. fimetarius* et l'*A. pedellus* se côtoient dans certaines parties de l'Amérique du Nord; l'*A. pedellus* est probablement la seule espèce présente, ou du moins l'espèce dominante, au Canada et dans le nord des États-Unis (Miraldo *et al.*, 2014). Des analyses moléculaires ont permis de confirmer que des spécimens provenant du sud et du nord de l'Alberta correspondaient à l'*A. pedellus* (K.D. Floate, données inédites).
- Dans une région où les deux espèces se côtoient, Miraldo *et al.* (2014) ont observé que les adultes de l'*A. pedellus* ont deux pics d'activité (printemps et début de l'automne), alors que ceux de l'*A. fimetarius* ne présentaient qu'un seul pic d'activité (printemps).
- J'ai observé que, à une température constante de 22 °C, il s'écoulait en moyenne 67 jours entre la ponte dans une bouse fraîche et l'émergence des nouveaux adultes ( $n = 128$  individus; K.D. Floate, données inédites).

**Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Calamosternus granarius***

**Synonyme :** *Aphodius granarius*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** résidents/détritivores

**Ravages :** occasionnels (voir Remarques)

**Description :** 3–6 mm de longueur. Tête, pronotum et élytres luisants, noir brunâtre à noirs. Tête modérément à densément ponctuée, pronotum présentant un mélange de ponctuations grossières et fines. Scutellum petit; 1/10 à 1/8 de la longueur des élytres, légèrement déprimé par rapport aux élytres, pentagonal (fig. 60).

**Répartition géographique :** introduit d'Europe, maintenant largement réparti en Amérique du Nord, depuis le sud du Canada jusqu'au Mexique (Floate et Gill, 1998; Gordon et Skelley, 2007); susceptible d'être présent dans tous les pâturages de bovins.

**Saison active des adultes :** mars à novembre. Activité maximale de la fin mai au début juin (Floate et Gill, 1998).



**Figure 60.** *Calamosternus granarius* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie :** les adultes hivernent puis émergent au début du printemps. La femelle pond directement dans la matière qui servira à l'alimentation des larves durant leur développement. La nymphose se déroule dans le sol, sous la source alimentaire. Il y a une seule génération par année.

**Remarques**

- Les adultes sont des coprophages généralistes mais affichent une préférence pour les pâturages ouverts et la bouse (Gordon, 1983). L'espèce s'inscrit parmi les bousiers les plus communs au Canada.
- Les larves se développent dans la bouse, mais aussi dans la charogne, les matières compostées, les légumes putréfiés et d'autres matières organiques en décomposition semblables (Landin, 1961). Des larves consommant les semences de maïs en germination ont été signalées (Lugger, 1899 – cité dans Ritcher, 1966); de fortes densités de larves (environ 100 à 200 larves/m<sup>2</sup>) ont été associées à des dommages à la pelouse de terrains de golf (Sears, 1978). La morphologie de la larve est décrite dans Jerath (1960).

## Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Chilothorax distinctus*

**Synonyme :** *Aphodius distinctus*

**Nom commun (anglais) :** Maculated dung beetle

**Groupe fonctionnel :** détritivores

**Ravages :** occasionnels (voir Remarques)

**Description :** 4–6 mm de longueur. Tête et pronotum noirs, légèrement à modérément ponctués. Élytres de couleur or, avec des marques noires distinctives (maculées). Scutellum petit; 1/10 à 1/8 de la longueur des élytres (fig. 61).

**Répartition géographique :** introduit d'Europe, maintenant largement réparti en Amérique du Nord. Présent dans le sud du Canada, d'un océan à l'autre (Floate et Gill, 1998); susceptible d'être présent dans tous les pâturages de bovins. En Alberta, présent vers le nord jusqu'à Grande Prairie (K.D. Floate, obs. pers.).

**Saison active des adultes :** mars à décembre. Dénombrement maximal d'adultes dans la bouse d'avril au début mai, avec un pic plus important en octobre (Floate et Gill, 1998; Kadiri *et al.*, 2014).



**Figure 61.** *Chilothorax distinctus* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie :** hiverne au stade adulte. Les femelles s'accouplent apparemment en automne et émergent au printemps porteuses d'œufs matures (Christensen et Dobson, 1976) qu'elles pondent dans le sol. Les larves terminent leur développement à la fin juin et se nymphosent en juillet, puis les adultes émergent en automne; ils sont alors attirés par les bouses fraîches, où ils se regroupent en très grand nombre pour se nourrir et probablement s'accoupler. Il y a une seule génération par année.

### Remarques

- Les adultes sont des coprophages généralistes mais affichent une préférence pour les pâturages ouverts et la bouse (Gordon, 1983). L'espèce s'inscrit parmi les bousiers les plus communs au Canada.
- Les larves ne se développent pas dans la bouse, mais plutôt dans la matière organique en décomposition (Landin, 1961), et peuvent se nourrir de racines de plantes. Des dommages ont été signalés chez la menthe (Jerath et Ritcher, 1959); selon Christensen et Dobson (1976), le *C. distinctus* peut être un ravageur des pâturages et des pelouses. Les larves peuvent être en densité supérieure à 100/m<sup>2</sup> dans les champs agricoles et sont souvent associées à l'éclaircissement des peuplements dans les cultures de canola, de maïs, de haricot sec d'oignon et de pois. Dans le sud de l'Alberta, de tels dommages sont occasionnellement signalés, de façon prévisible du milieu à la fin de juin (Floate, 2021).
- Le vol des adultes à l'automne est soudain et déclenché par les précipitations et le temps froid (Christensen et Dobson, 1976; Seamans, 1934).
- Son apparence générale et ses dimensions sont semblables à celles de l'*Agoliinus leopardus*, mais la couleur de fond de ses élytres est jaune (plutôt que brun clair), sa période de vol maximale est en octobre (plutôt qu'en août) et il est associé aux pâturages ouverts (plutôt qu'aux forêts).

## Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Coloboferus erraticus*

**Synonyme :** *Aphodius erraticus*

**Nom commun :** aucun

**Ravages :** aucuns

**Groupe fonctionnel :** fousseurs

**Description :** 6–8 mm de longueur. Tête et pronotum noirs, densément ponctués. Élytres brun jaunâtre avec une bande noire le long de la suture. Scutellum grand; 1/5 à 1/3 de la longueur des élytres (fig. 62).

**Répartition géographique :** introduit d'Europe, maintenant largement réparti en Amérique du Nord. Présent dans le sud du Canada, d'un océan à l'autre (Floate et Gill, 1998), et susceptible d'être présent dans tous les pâturages de bovins. En Alberta, présent vers le nord jusqu'à Grande Prairie (K.D. Floate, données inédites).

**Saison active des adultes :** avril à octobre. Dénombrement maximal d'adultes dans la bouse à la fin mai/début juin et à la fin juillet/début septembre (Kadiri *et al.*, 2014).



**Figure 62.** *Coloboferus erraticus* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie :** Rojewski (1983) présente une description détaillée du cycle vital de l'espèce, et Vitner (1998) offre des renseignements détaillés sur le comportement de nidification. Les adultes volent jusqu'aux bouses fraîches au printemps pour s'y alimenter et s'y reproduire. La femelle aménage une galerie d'une profondeur d'environ 3 à 5 cm (pouvant aller jusqu'à 10 cm) sous la bouse. Elle pond dans des cavités au fond de la galerie, puis remplit la portion inférieure de la galerie d'excréments prélevés dans la bouse. Les larves consomment les excréments, puis se nymphosent à la fin de leur développement. Les nouveaux adultes émergent à la fin juillet ou au début août et se nourrissent de bouse fraîche jusqu'en septembre. À l'arrivée du temps froid, ils s'enfouissent dans le sol, à une profondeur de 20 à 27 cm, pour hiverner. Il y a une seule génération par année.

### **Remarques**

- Les adultes sont des coprophages généralistes mais affichent une préférence pour les pâturages ouverts et la bouse (Gordon, 1983). L'espèce s'inscrit parmi les bousiers les plus communs au Canada.
- Chaque femelle peut enfouir 20 à 23 g d'excréments sur environ 8 jours, ce qui représente approximativement 500 à 600 fois son propre poids (Rojewski, 1983).
- Le développement, de l'œuf à l'adulte, a une durée de 35 à 40 jours à 19 à 20 °C (Gittings et Giller, 1997). La morphologie de la larve est décrite dans Jerath (1960).
- Apparemment absent de l'ouest de l'Amérique du Nord jusque dans les années 1980 (Blume, 1985; Macqueen et Beirne, 1974). Son aire de répartition allait vers le sud jusqu'en Georgie, aux États-Unis, au milieu des années 1980 (Hunter *et al.*, 1987). Connue dans l'est du Canada avant 1940, mais signalé seulement à partir de 1991 à l'ouest du Manitoba. La première mention en Alberta pourrait correspondre à un seul individu récolté en 1995 dans le cadre d'un relevé sur 3 ans mené dans le sud de la province (Floate et Gill, 1998); l'espèce y est maintenant commune (Floate et Kadiri, 2013).

## Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Diapterna hamata*

**Synonymes :** *Aphodius hamata*, *Aphodius hamatus*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** détritivores

**Ravages :** aucuns, mais voir Remarques.

**Description :** 6-8 mm de longueur. Tête noire, non ponctuée ou faiblement ponctuée; pronotum noir, présentant des punctuations fines et grossières éparses. Scutellum grand; 1/5 à 1/3 de la longueur des élytres. Élytres généralement jaunes et brunes (mélange des deux couleurs), mais parfois entièrement jaunes ou brunes (fig. 63a).

Comme chez d'autres espèces du genre *Diapterna*, le mâle possède une structure en « hameçon » caractéristique sur sa paire de pattes postérieure (fig. 63b).

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord; généralement associé aux forêts boréales nordiques. Au Canada, signalé depuis la Colombie-Britannique jusqu'au Québec (Bousquet *et al.*, 2013). Aux États-Unis, signalé depuis le Washington jusqu'au Minnesota vers l'est, et le long des Rocheuses jusque dans les régions nordiques de l'Arizona, du Nevada et de la Californie (Gordon et Skelley, 2007).

**Saison active des adultes :** mai à août.



**Figure 63.** a - *Diapterna hamata* (Guy A. Hanley, Northern Plains Entomology); b – gros plan de la structure en hameçon sur la patte postérieure d'un mâle (voir la flèche) (© Paul Skelley)

**Biologie :** les adultes sont attirés par la bouse, dont ils se nourrissent; les larves se développent probablement dans les sols riches en matière organique et humides. Jerath (1960) a mentionné avoir récolté des larves de dernier (3<sup>e</sup>) stade à la minovembre au Nevada, ce qui indique que l'espèce hiverne au stade de larve ou de nymphe.

### **Remarques**

- À l'exception d'une mention de dommages causés par les larves aux racines de graminées au Nevada (Jerath et Ritcher, 1959); aucun autre cas de dommages connu.
- Des descriptions de la larve sont présentées dans Jerath (1960), Ritcher (1966) et Helgesen et Post (1967).
- Les adultes pourraient avoir une préférence pour les pâturages ouverts par rapport aux pâturages boisés. Dans le parc interprovincial des Collines-Cypress, dans le sud de l'Alberta, des adultes ont couramment été capturés dans des pièges-fosses appâtés de bouse dans la prairie ouverte, mais peu d'adultes ont été capturés dans des pièges semblables distants de 100 m, dans des peuplements de conifères (Bezanson et al, 2022).

## Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Diapterna pinguella*

**Synonyme :** *Aphodius pinguellus*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** détritivores

**Ravages :** occasionnels (voir Remarques).

**Description :** 5-7 mm de longueur. Tête brun foncé à noire. Pronotum et élytres de même couleur que la tête. Disque du pronotum (portion centrale) généralement luisant, présentant un mélange de ponctuations fines et grossières devenant de plus en plus denses vers les côtés. Ligne marginale basilaire absente. Scutellum grand; 1/5 à 1/3 de la longueur des élytres (fig. 64).

Comme chez d'autres espèces du genre *Diapterna*, le mâle possède une structure en « hameçon » caractéristique sur sa paire de pattes postérieure (fig. 63b).

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord. Au Canada, signalé depuis la Colombie Britannique jusqu'au Manitoba (Bousquet *et al.*, 2013). Aux États-Unis, signalé depuis l'Idaho et le Dakota du Nord jusqu'au Wyoming, au Colorado et au Nebraska (Ratcliffe et Paulsen, 2008).

**Saison active des adultes :** mars à octobre; en Alberta, l'émergence maximale s'observe à la mi-juillet.



**Figure 64.** *Diapterna pinguella* (Guy A. Hanley, Northern Plains Entomology).

**Biologie :** commun dans les milieux humides (par exemple près de marécages ou d'étangs). Les adultes sont attirés par la bouse, mais les larves se développent probablement dans les sols riches en matière organique et humides (Helgesen et Post, 1967).

### **Remarques**

Ravageur occasionnel des terrains de golf en Alberta. Les larves se développent dans le sol des verts de terrains de golf, puis en émergent au stade adulte; les trous d'émergence ainsi créés interfèrent avec le roulement des balles de golf. Des densités d'adultes de 10 à 20 m<sup>2</sup> ont été observées (K.D. Floate, obs. pers.). Les larves en elles-mêmes ne semblent pas causer de dommages au gazon. Cependant, le gazon peut être endommagé par les oiseaux et les animaux qui consomment les larves.

## Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Diapterna pinguis*

**Synonyme :** *Aphodius pinguis*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** détritivores

**Ravages :** aucuns

**Description :** 6-7 mm de longueur. Tête noire et luisante, ornée de fines ponctuations. Pronotum et élytres de même couleur que la tête; pronotum présentant de fines ponctuations réparties uniformément. Ligne marginale basilaire bien visible, entière ou présentant une courte interruption au centre. Scutellum grand; 1/5 à 1/3 de la longueur des élytres (fig. 65).

Comme chez d'autres espèces du genre *Diapterna*, le mâle possède une structure en « hameçon » caractéristique sur sa paire de pattes postérieure (fig. 63b).

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord. Au Canada, signalé dans les Territoires du Nord-Ouest et depuis l'Alberta jusqu'au Nouveau Brunswick et à Terre-Neuve-et-Labrador (Bousquet *et al.* 2013). Aux États-Unis, signalé depuis le Montana, le Dakota du Nord et le Minnesota jusque dans le nord de l'Iowa et du Nebraska (Helgesen et Post, 1967; Ratcliffe et Paulsen, 2008).

**Saison active des adultes :** mai à juillet.



**Figure 65.** *Diapterna pinguis* (Guy A. Hanley, Northern Plains Entomology).

**Biologie :** commun dans les milieux humides (par exemple près de marécages ou d'étangs). Les adultes sont parfois attirés par la bouse, mais les larves se développent probablement dans les sols riches en matière organique et humides (Helgesen and Post 1967).

### **Remarques**

Se distingue du *D. pinguella* par sa ligne marginale basilaire bien visible (absente chez le *D. pinguella*) et par les ponctuations uniformément fines sur son pronotum (combinaison de ponctuations fines et grossières chez le *D. pinguella*).

**Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Melinopterus prodromus***

**Synonyme :** *Aphodius prodromus*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** détritivores

**Ravages :** aucuns

**Description :** 5–8 mm de longueur. Tête et pronotum noirs; ponctuations fines et grossières éparses. Large marge jaune sur chaque côté du pronotum. Élytres légèrement alutacés, luisants et jaunâtres, présentant chacune une grande tache brun clair qui n'atteint ni l'extrémité ni la base. Élytres recouverts de courts poils raides, particulièrement visibles sur les côtés et à l'extrémité. Pattes jaunâtres. Scutellum petit; 1/10 à 1/8 de la longueur des élytres (fig. 66).

**Répartition géographique :** introduit d'Europe, maintenant largement réparti en Amérique du Nord. Présent dans le sud du Canada, d'un océan à l'autre (Floate et Gill 1998). Aux États-Unis, présent dans les États adjacents au Canada (sauf l'Alaska) jusqu'en Iowa, au Nebraska et en Virginie (Gordon et Skelley, 2007).

**Saison active des adultes :** mars à mai, septembre à novembre (Floate et Gill, 1998).



**Figure 66.** *Melinopterus prodromus* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie :** l'information consignée sur le cycle vital de l'espèce provient d'Europe (Gittings et Giller, 1997; Landin, 1961; White, 1960). Les adultes volent jusqu'aux bouses fraîches au début du printemps, mais seulement pour s'alimenter et, présumément, pour s'accoupler. Les larves ne se développent pas dans la bouse. Les œufs sont plutôt déposés individuellement dans la matière organique en décomposition (par exemple, légumes en putréfaction, compost); les larves s'y développent et s'y nymphosent, et les nouveaux adultes en émergent à la fin de l'automne. Dans les endroits au climat rigoureux, les adultes peuvent demeurer dans les loges nymphales jusqu'au printemps suivant (White, 1960). Selon des observations réalisées en Irlande, les femelles hivernantes ne contiennent pas d'œufs matures. Il y a une seule génération par année.

### **Remarques**

- Les adultes sont des coprophages généralistes mais affichent une préférence pour les pâturages ouverts. L'espèce est peu susceptible d'être confondue avec une autre compte tenu de ses couleurs distinctives. Elle est attirée par les excréments de cheval, de mouton et de bovin. Un petit nombre d'individus a pu être élevé à partir de champs agricoles (K.D. Floate, obs. pers.), où ils s'étaient peut-être développés dans le fumier composté ou les débris de cultures incorporés au sol. La morphologie de la larve est décrite dans Jerath (1960).
- L'espèce passe probablement inaperçue dans de nombreuses régions, à cause des périodes d'activité des adultes, qui sont particulièrement hâtive et tardive. Le premier individu signalé en Alberta a été capturé dans le cadre d'une étude comprenant des pièges-fosses appâtés de bouse (Floate et Gill, 1998). Des activités de piégeage réalisées dans des sites fixes selon une méthode uniforme ont mené à la capture de moins de 400 individus entre le 20 mai et le 26 octobre (en 1993) et d'environ 54 000 individus entre le 22 mars et le 30 novembre (en 1995).
- Hivernation au stade adulte (Jerath et Ritcher, 1959).

**Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Otophorus haemorrhoidalis***

**Synonyme :** *Aphodius haemorrhoidalis*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** résidents

**Ravages :** aucuns

**Description :** 4–6 mm de longueur. Tête et pronotum noirs, modérément à densément ponctués. Élytres noirs, avec une teinte rougeâtre dans le 1/3 apical. Scutellum ponctué, grand; 1/5 à 1/3 de la longueur des élytres (fig. 67). Peu susceptible d'être confondu avec une autre espèce de bousier d'Amérique du Nord.

**Répartition géographique :** introduit d'Europe, maintenant largement réparti en Amérique du Nord. Présent dans le sud du Canada, d'un océan à l'autre (Floate et Gill, 1998), et susceptible d'être présent dans tous les pâturages de bovins.

**Saison active des adultes :** avril à octobre aux latitudes nordiques (Floate et Gill, 1998; Kadiri *et al.*, 2014), avec des pics à la mi-juin et de la fin juillet au début août (Yoshida et Katakura, 1986).



**Figure 67.** *Otophorus haemorrhoidalis* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie :** dans le nord du Japon, les adultes volent jusqu'aux bouses fraîches au printemps et pondent principalement en juin; les larves terminent leur développement puis se nymphosent, et les nouveaux adultes émergent à la fin juillet ou au début août; l'espèce hiverne au stade adulte, et les individus s'accouplent avant et après l'hivernation (Yoshida et Katakura, 1986). Le cycle vital est semblable ailleurs dans le monde, mais des larves du 3<sup>e</sup> stade hivernantes ont été signalées en Finlande (Landin, 1961). Il y a une seule génération par année.

**Remarques**

- Les adultes sont des coprophages généralistes mais affichent une préférence pour les pâturages ouverts et la bouse (Gordon, 1983). Ils peuvent toutefois se rencontrer dans les endroits exposés ou ombragés si des excréments convenables (bovin, mouton, cheval, etc.) y sont présents (Landin, 1961).
- Régulièrement récolté au Canada. Les adultes ne sont pas attirés par la lumière (Yoshida et Katakura, 1986).
- Voir Jerath (1960), Ritche (1966) ou Helgesen et Post (1967) pour une description des larves; de l'information sur le comportement de nidification est présentée dans Vitner (1998).

## Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Planolinellus vittatus*

**Synonyme :** *Aphodius vittatus*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** résidents

**Ravages :** aucuns

**Description :** 3–5 mm de longueur. Tête et pronotum noirs, ornés de petites ponctuations uniformément réparties. Élytres de couleur variable, généralement brun rougeâtre avec une bande noire sur toute la longueur au centre et de gauche à droite; ils peuvent toutefois être entièrement noir brunâtre luisant à entièrement brun rougeâtre. Scutellum petit; 1/10 à 1/8 de la longueur des élytres (fig. 68).

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord (voir Remarques). Présent dans le sud du Canada, d'un océan à l'autre (Floate et Gill, 1998). Présent dans une grande partie des États-Unis, jusqu'en Floride, et dans le nord du Mexique (Gordon et Skelley, 2007).

**Saison active des adultes :** au Canada, avril à octobre; activité maximale au printemps (Kadiri *et al.*, 2014). Actif toute l'année dans les portions plus au sud de son aire de répartition.



**Figure 68.** *Planolinellus vittatus*  
(Guy A. Hanley, Northern Plains Entomology).

**Biologie :** les adultes sont généralement coprophages (y compris les excréments de rongeurs) et préfèrent les pâturages ouverts (Gordon et Skelley, 2007). Jusqu'à 220 *P. vittatus* ont été élevés à partir d'une bouse (poids humide de 500 g) colonisée naturellement au champ (K.D. Floate, données inédites). Le temps moyen de développement (de l'œuf à l'émergence de l'adulte de la bouse) a été estimé à 58 jours ( $n = 812$  individus) à 22 °C (K.D. Floate, données inédites). Il y aurait une seule génération par année au Canada (K.D. Floate), mais au moins deux générations par année dans les climats plus chauds (Cabrero-Sañudo *et al.*, 2007; Jerath et Ritcher, 1959). Hiverne au stade adulte (Jerath et Ritcher, 1959).

### **Remarques**

- La morphologie de la larve est décrite dans Jerath (1960).
- Peut être attiré par la lumière, mais pas en aussi grand nombre que d'autres espèces de bou-siers (Ratcliffe et Paulsen, 2008).
- Considéré comme indigène d'Amérique du Nord, mais présent en Europe et en Asie (Gordon et Skelley, 2007).

**Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Planolinoides borealis***

**Synonyme :** *Aphodius borealis*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** résidents

**Ravages :** aucuns

**Description :** 4–6 mm de longueur. Tête et pronotum noirs; pronotum uniformément ponctué. Élytres foncés, comportant généralement une petite zone rougeâtre sur le 1/3 apical et de chaque côté de la base (point d'attache). Scutellum petit; 1/10 à 1/8 de la longueur des élytres (fig. 69).

**Répartition géographique :** présent dans toutes les régions nordiques du monde (= holarctique). Au Canada, signalé dans l'ensemble des provinces et territoires, sauf à l'Île-du-Prince-Édouard et au Nunavut (Bousquet *et al.*, 2013).

**Saison active des adultes :** avril à novembre (Gordon et Skelley, 2007).



**Figure 69.** *Planolinoides borealis*  
(Udo Schmidt – CC-BY-NC-SA).

**Biologie :** principalement associé aux milieux forestiers, mais parfois trouvé dans les pâturages ouverts. Les adultes sont des généralistes et se nourrissent ou sont susceptibles de se nourrir des excréments de mouton, de cerf, de wapiti, d'orignal et de bovin (Gordon et Skelley, 2007; Landin, 1961). Landin (1961) a trouvé des larves seulement dans les excréments de mouton, ce qu'il a attribué à la préférence des adultes pour ce type d'excréments; les larves peuvent être élevées à partir de bouse. Hivernent au stade adulte (Landin, 1961).

**Remarques**

Ressemble beaucoup au *Planolinus tenellus*. Sans examen minutieux et selon le degré de coloration rougeâtre, les spécimens pourraient aussi être confondus avec le [Calamosternus granarius](#) ou des individus foncés du [Planolinellus vittatus](#).

**Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Pseudagolius coloradensis***

**Synonyme :** *Aphodius coloradensis*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** détritivores

**Ravages :** aucuns

**Description :** 6–7 mm de longueur. Une grande partie de la surface supérieure est brun foncé à presque noire; bout de la tête d'un brun rougeâtre plus clair. Tête densément ponctuée. Pronotum densément ponctué, présentant une combinaison de ponctuations grossières à fines. Élytres légèrement alutacés, luisants. Scutellum petit; 1/10 à 1/8 de la longueur des élytres (fig. 70).

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord. Au Canada, signalé dans le sud de l'Alberta, de la Saskatchewan et du Manitoba. Aux États-Unis, présent depuis les États du centre et du sud-ouest jusqu'à Mexico, au Mexique (Blume, 1985; Gordon, 1976).

**Saison active des adultes :** avril à août



**Figure 70.** *Pseudagolius coloradensis* (Guy A. Hanley, Northern Plains Entomology).

**Biologie :** les adultes sont attirés par la bouse fraîche et la lumière (Ratcliffe et Paulsen 2008). Gordon (1976) a capturé de nombreux spécimens au moyen de lumière dans une zone donnée, mais a trouvé peu de spécimens dans la bouse dans cette même zone. D'après cette observation, il a avancé que le *P. coloradensis* pourrait de préférence s'alimenter et s'accoupler dans la matière végétale en décomposition, dans la couche supérieure du sol.

**Remarques**

Aphodiiné indigène ayant la plus vaste aire de répartition en Amérique du Nord, à l'exception du *Planolinellus vittatus* (Gordon, 1976).

## Scarabaeidae : sous-famille des Aphodiinae : *Teuchestes fossor*

**Synonyme :** *Aphodius fossor*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** résidents

**Ravages :** aucuns

**Description :** 8–12 mm de longueur. Tête et prothorax noirs et luisants, modérément ponctués. Élytres noirs et luisants. Scutellum grand; 1/5 à 1/3 de la longueur des élytres (fig. 71).

**Répartition géographique :** introduit d'Europe, maintenant largement réparti en Amérique du Nord. Présent dans le sud du Canada, d'un océan à l'autre (Floate et Gill, 1998) et susceptible d'être présent dans tous les pâturages de bovins. En Alberta, présent vers le nord jusqu'à Grande Prairie (K.D. Floate, données inédites).

**Saison active des adultes :** avril à octobre. Capture maximale d'adultes dans la bouse fraîche à la fin mai et au début juin (Floate et Gill, 1998; Kadiri *et al.*, 2014).



**Figure 71.** *Teuchestes fossor* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie :** la biologie de la reproduction de l'espèce est décrite par Gittings et Giller (1997) et par Vitner (1998). Les adultes volent jusqu'aux bouses fraîches au printemps pour s'y alimenter et s'y reproduire. Les femelles aménagent des chambres de moins de 1 cm de profondeur à l'intérieur desquelles elles pondent un seul œuf; ces chambres se trouvent dans la portion inférieure de la bouse ou dans le sol immédiatement sous la bouse (Vitner, 1998). Les larves nouvellement écloses s'alimentent dans la bouse jusqu'à la nymphose, qu'elles effectuent dans le sol. Les nymphes deviennent adultes à l'automne, mais, habituellement, les jeunes adultes ne s'alimentent pas et ne volent pas avant l'hivernation. Il y a une seule génération par année.

### **Remarques**

- Les adultes sont des coprophages généralistes mais affichent une préférence pour les pâturages ouverts et la bouse (Gordon, 1983). Il est parmi les bousiers les plus communs au Canada et, compte tenu de sa grande taille, est peu susceptible d'être confondu avec une autre espèce.
- Les adultes ne sont pas attirés par la lumière (Ratcliffe, 1991).
- Le développement de l'œuf à l'adulte prend 40 à 55 jours à 19–20 °C (Gittings et Giller, 1997); chaque femelle peut pondre au moins 50 œufs (Vitner, 1998).
- Les adultes qui colonisent les bouses fraîches demeurent plus longtemps dans celles-ci que ceux d'autres espèces de bousiers (Holter, 1982).

**Scarabaeidae : sous-famille des Scarabaeinae : *Canthon pilularius***

**Synonyme :** *Canthon laevis*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** rouleurs

**Ravages :** aucuns

**Description :** 12–17 mm de longueur. Tête, pronotum et élytres noirs, parfois avec un léger reflet violet ou bronze; face supérieure densément recouverte d'une combinaison de granules grosses et petites. Clypéus caractérisé par deux petites dents (= *bidenté*; voir les flèches sur la fig. 72). Scutellum non visible. Élytres laissant exposé le dernier segment abdominal (*pygidium*). Peu susceptible d'être confondu avec d'autres espèces de bousiers dans l'ouest du Canada, compte tenu de sa grande taille.

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord. Au Canada, signalé dans le sud de l'Alberta et de la Saskatchewan (Bousquet *et al.*, 2013). Aux États-Unis, mentionné dans presque tous les États à l'est des Rocheuses (Blume, 1985).

**Saison active des adultes :** mai à octobre. Dénombrement maximal d'adultes dans la bouse de la mi-mai à la mi-juin ainsi qu'en septembre (Kadiri *et al.*, 2014).



**Figure 72.** *Canthon pilularius* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie** : hiverne au stade adulte. La biologie de l'espèce est décrite dans Lindquist (1935), sous le nom *Canthon laevis*, et dans Ritcher (1966). Les adultes volent jusqu'aux excréments frais de cheval, de mouton, de bovin ou de bison. Ils y prélèvent de la matière qu'ils façonnent en une boule (2–3 cm de diamètre), puis roulent cette boule à l'écart du dépôt d'excréments et l'enfouissent dans une galerie de 5 à 10 cm de profondeur, à raison d'une seule boule par galerie. La femelle creuse une cavité à la surface des excréments enfouis, y pond un œuf, puis recouvre la cavité d'une couche d'excréments, ce qui donne à la boule une forme de poire. Au Canada, il y a une seule génération par année.

#### **Remarques**

- L'espèce est généralement associée aux milieux ouverts; pourrait avoir évolué en association avec le bison, mais utilise fréquemment la bouse (Lindquist, 1935; Tiberg et Floate, 2011).
- Stone *et al.* (2021) ont rapporté avoir prélevé un grand nombre d'individus dans des pièges appâtés de charogne, présumément en réponse aux composés organiques volatils que les coléoptères associent aux bouses.
- L'espèce est probablement celle ayant la plus grande « efficacité par individu » au Canada en ce qui concerne le prélèvement de bouse. Lindquist (1935) a mentionné des rassemblements de 50 à 600 individus sur les bouses. En supposant qu'il y a une densité de 200 galeries par acre (Lindquist, 1935), environ 9,5 kg d'excréments séchés à l'air seraient ainsi enfouis, et environ 57 kg de sol seraient excavés (Cooper 1938).
- Les œufs éclosent en 4 à 8 jours, et la nymphose a une durée de 10 à 14 jours; en conditions de laboratoire, la période entre l'éclosion et l'émergence de l'adulte est de 29 à 44 jours (Lindquist, 1935).
- Des observations détaillées (avec illustrations) sur la façon dont les boules d'excréments sont formées, roulées et enfouies sont présentées dans Matthews (1963).

**Scarabaeidae : sous-famille des Scarabaeinae : *Canthon praticola***

**Synonyme :** *Canthon vetustus*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** rouleurs

**Ravages :** aucuns

**Description :** 5–10 mm de longueur. Tête, pronotum et élytres noirs. Pronotum et élytres densément recouverts d'une combinaison de granules grosses et petites. Clypéus caractérisé par quatre petites dents (= *quadridenté*; voir les flèches sur la fig. 73). Scutellum non visible. Élytres laissant le dernier segment abdominal (*pygidium*) exposé.

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord. Au Canada, signalé depuis le sud de la Colombie-Britannique jusqu'au Manitoba (Bousquet *et al.*, 2013). Aux États-Unis, présent dans les États du centre depuis la frontière avec le Canada jusqu'au Texas et en Arizona (Ratcliffe et Paulsen, 2008).

**Saison active des adultes :** début mai à octobre (Kadiri *et al.*, 2014).



**Figure 73.** *Canthon praticola* (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie :** on en sait peu sur la biologie de l'espèce. Au Canada, il y a une seule génération par année.

**Remarques**

- Peut être trouvé dans la bouse, mais a une préférence pour les excréments de chien de prairie (*Cynomys ludovicianus*) (Gordon et Cartwright, 1974)

## Scarabaeidae : sous-famille des Scarabaeinae : *Copris fricator*

**Synonymes :** *Copris cartwrighti*, *Copris tullius*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** fousseurs

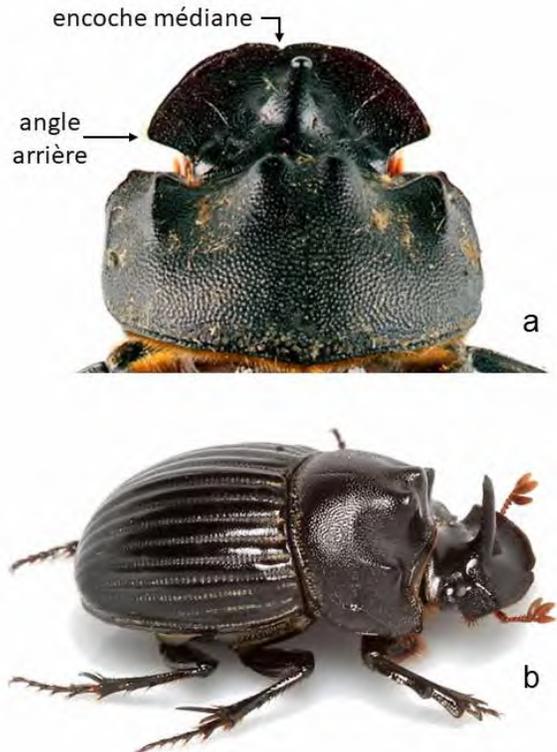
**Ravages :** aucuns

**Description :** 10–18 mm de longueur. Tête, pronotum et élytres noirs. Clypéus présentant une encoche médiane; angles arrière de la tête aigus (fig. 74a). Face supérieure de la tête et pronotum densément ponctués. Élytres présentant des ponctuations réduites ou dépourvues de ponctuations et marquées de stries peu profondes et larges. Scutellum non visible.

Chez les gros mâles (mâles majeurs), la tête porte une corne allongée qui peut être légèrement recourbée vers l'arrière; le pronotum porte une paire de protubérances marquées dans sa partie médiane et une protubérance additionnelle sur chaque côté (fig. 74b). Ces caractéristiques sont réduites ou absentes chez les petits mâles (mâles mineurs).

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord. Au Canada, signalé dans l'extrême sud de l'Ontario et du Québec (Bousquet *et al.*, 2013). Présent dans le centre et le nord-est des États-Unis (Matthews, 1961).

**Saison active des adultes :** Lindquist (1933), qui désignait l'espèce *Copris tullius*, a rapporté que les périodes d'activité maximale des adultes au Kansas, aux États-Unis, allaient de mai à juin et de septembre à octobre.



**Figure 74.** *Copris fricator* (♂). a – tête en vue dorsale, montrant l'encoche médiane du clypéus et les angles arrière aigus de la tête (© Tim Christensen); b – vue de côté offrant une bonne vue de la corne sur la tête et des protubérances sur le pronotum (© Marlin E. Rice).

**Biologie** : la biologie et le comportement de nidification de l'espèce sont décrits dans Lindquist (1933) (sous le nom *C. tullius*) et dans Matthews (1961). Les adultes émergent au printemps après avoir hiverné dans des galeries qui ne renferment pas d'excréments et s'enfoncent verticalement dans le sol à une profondeur moyenne de 20 mm. Travaillant indépendamment, les adultes se nourrissent de bouse fraîche qu'ils enfouissent dans une chambre peu profonde à côté de la bouse ou sous la bouse. Plus tard au printemps, le mâle et la femelle collaborent pour construire des nids de 5 à 12 cm de profondeur et enfouissent une seule masse de bouse dans chacun. La femelle façonne plusieurs boules de couvain à partir de cette masse et creuse dans chaque boule une petite cavité dans laquelle elle pond un œuf. La femelle demeure dans le nid durant le développement des larves, pour maintenir l'intégrité des boules de couvain, qui autrement se recouvrent de moisissure.

#### **Remarques**

- Pour chaque nid, en moyenne, 38 g de sol sont excavés et 7 g de bouse sont enfouis (Lindquist, 1933).
- Alors que les chambres d'alimentation et de nidification se trouvent à côté de la bouse ou sous celle-ci, les galeries d'hivernation sont souvent situées à jusqu'à plusieurs mètres des dépôts d'excréments (Lindquist, 1933)
- Le *Copris minutus* est la seule autre espèce du genre signalée au Canada (dans l'extrême sud du Québec). Il peut être distingué du *C. frictator* au moyen des caractéristiques morphologiques décrites dans Matthews (1961).

**Scarabaeidae : sous-famille des Scarabaeinae : *Onthophagus hecate***

**Synonyme :** aucun

**Nom commun (anglais) :** Scooped scarab

**Groupe fonctionnel :** fousseurs

**Ravages :** aucuns

**Description :** 5–10 mm de longueur. Tête, pronotum et élytres noir violacé mat. Tête ornée de fines ponctuations éparses. Pronotum densément recouvert de petits tubercules oblongs (= bosses chacune associée à un court poil raide; fig. 75a). Scutellum caché. Élytres portant des tubercules, chacun associé à un petit poil raide. Poils tous blanchâtres, pouvant être brisés en grand nombre chez les spécimens âgés. Scutellum non visible. Peu susceptible d'être confondu avec les autres bousiers présents au Canada.

Chez les gros mâles (mâles majeurs; 810 mm), le bord avant du pronotum forme une projection aplatie semblable à une plateforme au-dessus de la tête (fig. 75b). Cette projection est sous-développée chez les petits mâles (mâles mineurs; 5–8 mm) et peut être à peine visible. Les femelles (6–8 mm) sont dépourvues d'une telle projection.

**Répartition géographique :** indigène d'Amérique du Nord. Au Canada, signalé dans le sud de toutes les provinces à l'est de la Colombie Britannique, sauf Terre-Neuve-et-Labrador; signalé dans tous les États des États Unis, sauf l'Oregon, le Washington, la Californie et le Nevada (Howden et Cartwright, 1963).

**Saison active des adultes :** avril à octobre dans les portions nord de l'aire de répartition; dénombrement maximal d'adultes dans la bouse à la fin mai et au début juin, avec un pic plus important en août et en septembre (Rounds et Floate, 2012).



**Figure 75.** *Onthophagus hecate* (♂). a – vue dorsale (Guy A. Hanley, Northern Plains Entomology); b – vue latérale (© Kevin Stohlgren).

**Biologie** : de l'information, limitée, est présentée dans Lindquist (1933) et Ritcher (1966). Les adultes colonisent les bouses fraîches au printemps. Les femelles creusent des galeries de 5 à 23 cm dans la bouse; ces galeries sont presque verticales et se terminent par une courte chambre horizontale. Cette chambre est remplie de bouse qui servira à produire une boule de couvain (masse d'excréments), près de laquelle la femelle pond un seul œuf. La larve qui en est issue consomme les excréments, s'y développe puis se nymphose dans ce qui subsiste de la boule de couvain. La nouvelle génération d'adultes émerge du sol à la fin de l'été. Au Canada, il y a une seule génération par année.

#### **Remarques**

- Espèce d'*Onthophagus* la plus répandue en Amérique du Nord, et l'une des plus communes (Ratcliffe et Paulsen, 2008).
- Affiche une préférence pour la bouse, mais est aussi couramment attirée par les excréments d'humain, de cheval, de lapin et de chien; les adultes sont aussi attirés par la lumière ainsi que les champignons et les fruits en putréfaction (Howden et Cartwright, 1963). Stone *et al.* (2021) ont rapporté avoir trouvé un grand nombre d'individus dans des pièges appâtés de charogne.
- Selon l'information consignée, les boules de couvain mesureraient en moyenne 17 mm × 8,5 mm et pèseraient en moyenne 0,26 g (Lindquist, 1933).

**Scarabaeidae : sous-famille des Scarabaeinae : *Onthophagus nuchicornis***

**Synonyme :** *Onthophagus rhinoceros*

**Nom commun :** aucun

**Groupe fonctionnel :** fousseurs

**Ravages :** aucuns

**Description :** 6–8 mm de longueur. Tête et pronotum noirs, densément ponctués; chaque ponctuation est munie d'un court poil raide. Élytres brun clair avec des marbrures noires. Scutellum non visible. Peu susceptible d'être confondu avec les autres bousiers présents au Canada.

Les gros mâles (mâles majeurs; 7–8 mm) possèdent une corne prononcée qui se projette vers le haut à partir du centre-arrière de la tête (fig. 76b). Les petits mâles (mâles mineurs; 6–7 mm) présentent une corne sous-développée qui peut être à peine visible. Les femelles (6–8 mm) sont dépourvues de corne (fig. 76c).

**Répartition géographique :** introduit d'Europe, maintenant largement réparti dans le sud du Canada et le nord des États-Unis; susceptible d'être présent dans tous les pâturages de bovins (Floate *et al.*, 2017).

**Saison active des adultes :** avril à octobre.

Dénombrement maximal d'adultes dans la bouse de mai à début juin, avec un pic plus important en août et en septembre (Floate et Gill, 1998; Kadiri *et al.*, 2014; Rounds et Floate, 2012).



**Figure 76.** *Onthophagus nuchicornis*. a – vue dorsale (♂); b –vue latérale (♂); c – vue latérale (♀) (H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie** : des descriptions détaillées du cycle vital de l'espèce sont présentées dans Burmeister (1930) et von Lengerken (1954) (en allemand). Les adultes arrivent aux bouses fraîches au printemps. La femelle creuse des galeries ramifiées sous la bouse, d'une profondeur d'environ 5 à 15 cm. Elle remplit ensuite d'excréments le fond de chaque ramification (cellule) jusqu'à ce qu'elle soit presque pleine, pour produire une boule de couvain. Elle creuse souvent une petite cavité à l'extrémité de la boule de couvain, dans laquelle elle pond un seul œuf. Elle remplit la portion supérieure de la cavité d'excréments et de sol, puis le reste de la cellule de sol; elle répète la totalité de ce processus avec chaque cellule. Après l'éclosion, la larve se nourrit des excréments, termine son développement puis se nymphose dans la cellule. Les nouveaux adultes émergent au début de l'automne et se nourrissent sur les bouses fraîches avant d'hiverner. Il y a une seule génération par année.

### **Remarques**

- Présent dans le nord-est de l'Amérique du Nord avant les années 1840, mais inconnu dans l'ouest de l'Amérique du Nord jusqu'à ce que des spécimens y soient prélevés en 1945, en Colombie-Britannique (Hatch, 1971). L'espèce s'est depuis dispersée vers l'est jusqu'aux provinces des Prairies ainsi que dans les États adjacents (Floate et Gill, 1998; Floate *et al.*, 2017; Hoebeke et Beucke, 1997; Howden et Cartwright, 1963; Tinerella et Fauske, 1999). Maintenant parmi les bousiers les plus communs au Canada.
- Environ 2,5 g d'excréments sont prélevés de la bouse fraîche pour produire une boule de couvain (Macqueen et Beirne, 1975a). Selon certaines études, l'enfouissement d'excréments par l'*O. nuchicornis* dans les pâturages est peu susceptible de réduire les populations de mouche des cornes (Macqueen et Beirne, 1975a), mais il améliore les concentrations d'azote dans le sol et la croissance subséquente des plantes (Macqueen et Beirne, 1975b).
- Affiche une préférence pour la bouse, mais est aussi associé aux excréments de cheval, de mouton et de chien.
- Commun dans son aire de répartition nord-américaine, mais en déclin ou disparu dans une grande partie de son aire d'indigénat européenne (Bistrom *et al.*, 1991; Coope, 2000; Lane et Mann, 2016).
- Introduit à Hawaii pour accélérer la dégradation de la bouse, mais n'est pas parvenu à s'y établir (Legner, 1978). Cet échec pourrait s'expliquer par le fait que l'*O. nuchicornis* a besoin d'une période de froid, qui correspond à l'hiver dans son aire d'indigénat et à laquelle il survit en entrant en diapause obligatoire (Floate *et al.*, 2015).

**Scarabaeidae : sous-famille des Scarabaeinae : *Onthophagus taurus***

**Synonyme** : 23 autres noms par lesquels l'espèce a déjà été désignée sont énumérés dans Smith (2009)

**Nom commun (anglais)** : Bull-headed dung beetle

**Groupe fonctionnel** : fousseurs

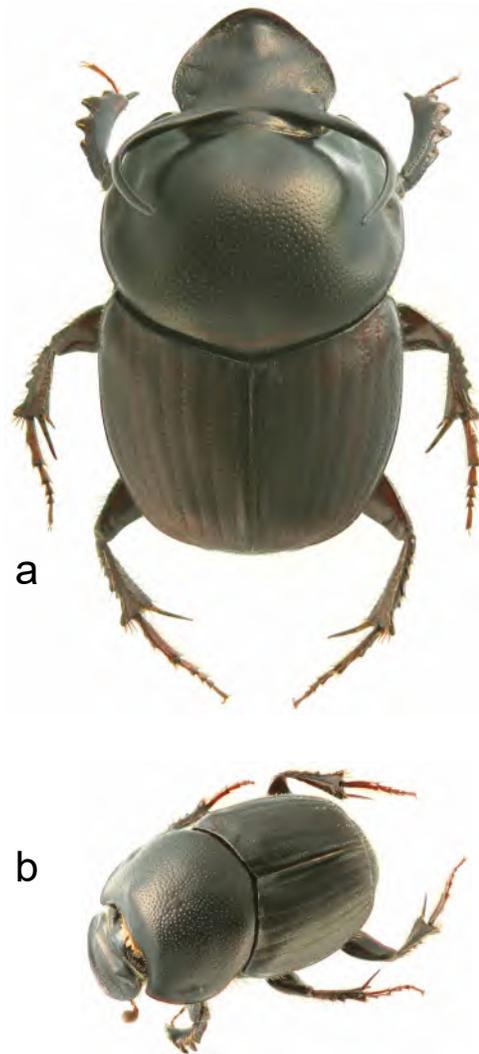
**Ravages** : aucuns

**Description** : 6–11 mm de longueur. Tête et pronotum noir mat, parfois avec un faible reflet métallique; ponctuations denses. Élytres noir mat, parfois teintés de brun ou de rougeâtre. Scutellum non visible.

Les gros mâles (mâles majeurs) possèdent deux grandes cornes courbées qui se projettent vers le haut à partir du centre-arrière de la tête (fig. 77a). Les petits mâles (mâles mineurs) présentent des cornes sousdéveloppées beaucoup plus courtes ou sont dépourvus de cornes; les femelles n'ont pas de cornes (fig. 77b).

**Répartition géographique** : introduit d'Europe. Non signalé au Canada, mais pourrait être présent dans le sud de l'Ontario et du Québec (voir Remarques). Dans l'ouest des États-Unis, signalé en Californie. Dans l'est des États-Unis, mentionné depuis le Texas, l'Arkansas, le Missouri et le Michigan jusqu'à l'Atlantique (Floate *et al.*, 2017).

**Saison active des adultes** : au Michigan, de mai à début octobre (Rounds et Floate, 2012). En Caroline du Nord, de mars à fin novembre (Bertone *et al.*, 2005).



**Figure 77.** *Onthophagus taurus*.  
a – vue dorsale (♂); b – vue latérale (♀)  
(H. Goulet, retraité, Agriculture et Agroalimentaire Canada).

**Biologie** : les adultes colonisent les bouses fraîches pour s’y accoupler et s’y nourrir de microorganismes. Ils construisent des galeries sous la bouse et en remplissent le fond d’excréments qu’ils prélèvent sur la bouse. Une chambre est aménagée dans la masse d’excréments, et un œuf y est déposé. La chambre est ensuite scellée avec des excréments. L’œuf et la masse d’excréments qui y est associée forment la boule de couvain. Aucun autre soin n’est apporté à la progéniture, et la boule de couvain représente la quantité totale de nourriture dont dispose la larve.

En laboratoire, des températures du sol supérieures à 14 °C étaient requises pour le développement; le temps de développement moyen, de l’œuf à l’adulte, allait de 25 jours (à 30 °C) à 105 jours (à 16 °C) (Floate *et al.*, 2015; Wardhaugh *et al.*, 2001). En conditions optimales, les femelles atteignent la maturité sexuelle en environ 1 à 2 semaines et pondent 1 ou 2 œufs par jour durant au moins quatre semaines. Il y a une seule génération par année dans les régions nordiques, et de multiples générations plus au sud.

### **Remarques**

- Affiche une préférence pour les pâturages ouverts et la bouse, mais est aussi attiré par les excréments de cheval, de mouton, de chien et d’autres animaux.
- Signalé pour la première fois en Amérique du Nord en 1971 (en Floride); aurait été introduit accidentellement sur le continent (Fincher et Woodruff, 1975) et est maintenant largement réparti dans l’est des États-Unis et en Californie (Floate *et al.*, 2017).
- Délibérément introduit à différents endroits aux États-Unis (Hoebeke et Beucke, 1997) et dans différents pays pour accélérer la dégradation des bouses dans les pâturages (Tyndale-Biscoe, 1990).
- Est parvenu à se reproduire et à hiverner dans des cages installées au champ dans le sud de l’Alberta, mais le taux de mortalité était supérieur au taux de natalité, de sorte que les populations n’ont pas pu s’établir (Floate *et al.*, 2015). La capture de l’*O. taurus* dans le nord du Michigan (Rounds et Floate, 2012) appuie les prédictions voulant qu’il s’établisse dans les portions sud de l’Ontario et du Québec (Floate *et al.*, 2017).

**Tableau 4.** Liste des espèces coprophiles de Scarabaeidae, y compris leur taille et leur répartition au Canada<sup>1</sup>. Les espèces dont le nom est en caractères gras se rencontrent régulièrement dans la bouse fraîche, particulièrement dans les pâturages ouverts (sans arbres). Les autres espèces sont des visiteurs occasionnels de la bouse fraîche, ou l'information à leur sujet est insuffisante pour déterminer leur niveau d'utilisation de la bouse.

Genre	Espèce	Longueur (mm)	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
Sous-famille des Aphodiinae													
<i>Acrossus</i>	<i>rubripennis</i>	6–9					ON	QC	NB	NS			
<i>Acrossus</i>	<i>rufipes</i> *	10–13					ON	QC					
<i>Agoliinus</i>	<i>albertanus</i> <sup>2,3</sup>	5–6	BC	AB	SK								
<i>Agoliinus</i>	<i>aleutus</i>	5–8	BC	AB									
<i>Agoliinus</i>	<i>anthracus</i>	6–10		AB									
<i>Agoliinus</i>	<i>bidentatus</i>	6–8	BC	AB	SK		ON						
<i>Agoliinus</i>	<i>congregatus</i>	5–8	BC	AB									
<i>Agoliinus</i>	<i>guttatus</i> <sup>3</sup>	4–7	BC	AB	SK	MB	ON	QC		NS			
<b><i>Agoliinus</i></b>	<b><i>leopardus</i><sup>2,3</sup></b>	5–7	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<i>Agoliinus</i>	<i>manitobensis</i>	4–5		AB		MB	ON	QC	NB	NS			
<i>Agoliinus</i>	<i>sigmoideus</i>	8–11	BC										
<b><i>Aphodius</i></b>	<b><i>pedellus</i><sup>2,*</sup></b>	6–10	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<i>Ataenius</i>	<i>spretulus</i>	3–5					ON	QC					
<i>Ataenius</i>	<i>strigatus</i>	4–6					ON	QC	NB				
<i>Blackburneus</i>	<i>lentus</i>	3–5					ON	QC					
<i>Blackburneus</i>	<i>rubeolus</i>	3–5					ON						
<i>Blackburneus</i>	<i>stercorosus</i>	3–5					ON	QC					
<b><i>Calamosternus</i></b>	<b><i>granarius</i>*</b>	3–6	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			
<b><i>Chilo thorax</i></b>	<b><i>distinctus</i>*</b>	4–6	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			
<b><i>Colobopterus</i></b>	<b><i>erraticus</i>*</b>	6–8		AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<b><i>Diapterna</i></b>	<b><i>hamata</i></b>	5–8	BC	AB	SK	MB	ON	QC					
<b><i>Diapterna</i></b>	<b><i>omissa</i><sup>2,3</sup></b>		BC	AB	SK	MB	ON		NB				
<b><i>Diapterna</i></b>	<b><i>pinguella</i></b>	5–7	BC	AB	SK	MB							
<b><i>Diapterna</i></b>	<b><i>pinguis</i><sup>2</sup></b>	6–7		AB	SK	MB	ON	QC	NB				NF
<i>Drepanocanthoides</i>	<i>walshii</i>	5–6		AB	SK	MB							
<i>Eupleurus</i>	<i>subterraneus</i> *	7					ON	QC	NB	NS			
<i>Melinopterus</i>	<i>femoralis</i>	4–6		AB <sup>5</sup>			ON	QC					
<b><i>Melinopterus</i></b>	<b><i>prodromus</i>*</b>	5–8	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		
<i>Oscarinus</i>	<i>rusicola</i>	3–5		AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<b><i>Otophorus</i></b>	<b><i>haemorrhoidalis</i>*</b>	4–5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<b><i>Planolinellus</i></b>	<b><i>vittatus</i>*</b>	3–4	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS		LB	
<b><i>Planolinoides</i></b>	<b><i>borealis</i><sup>2,3</sup></b>	4–6	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS		LB	NF
<i>Planolinus</i>	<i>tenellus</i> <sup>2,3</sup>	4–6	BC	AB	SK	MB	ON	QC					
<i>Pseudagolius</i>	<i>bicolor</i>	5–7					ON	QC					
<b><i>Pseudagolius</i></b>	<b><i>coloradensis</i></b>	5–8		AB	SK	MB							
<i>Tetraclipeoides</i>	<i>denticulatus</i>	5–8		AB									
<b><i>Teuchestes</i></b>	<b><i>fossor</i>*</b>	8–12	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<i>Trichonotulus</i>	<i>scrofa</i> *	3–4					ON	QC	NB				NF

**Tableau 4 (suite).** Liste des espèces coprophiles de Scarabaeidae, y compris leur taille et leur répartition au Canada<sup>1</sup>. Les espèces dont le nom est en caractères gras se rencontrent régulièrement dans la bouse fraîche, particulièrement dans les pâturages ouverts (sans arbres). Les autres espèces sont des visiteurs occasionnels de la bouse fraîche, ou l'information à leur sujet est insuffisante pour déterminer leur niveau d'utilisation de la bouse.

Genre	Espèce	Longueur (mm)	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
Sous-famille des Scarabaeinae													
<b>Canthon</b>	<b><i>praticola</i></b>	5–10	BC	AB	SK	MB							
<i>Canthon</i>	<i>simplex</i>	5–8	BC	AB									
<i>Canthon</i>	<i>chalcites</i>	14–19					ON						
<b>Canthon</b>	<b><i>pilularius</i></b>	12–17		AB	SK								
<i>Canthon</i>	<i>vigilans</i>	13–20					ON						
<i>Canthon</i>	<i>viridis</i>	3–5					ON						
<b>Copris</b>	<b><i>fricator</i></b>	10–18					ON	QC					
<i>Copris</i>	<i>minutus</i>	8–13						QC					
<i>Melanocanthon</i>	<i>bispinatus</i>	6–10					ON						
<b>Onthophagus</b>	<b><i>hecate</i></b>	5–10	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			
<b>Onthophagus</b>	<b><i>nuchicornis</i></b> <sup>*</sup>	6–8	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<i>Onthophagus</i>	<i>pennsylvanicus</i>	4–5					ON						
<b>Onthophagus</b>	<b><i>taurus</i></b> <sup>4,*</sup>	6–11											

<sup>1</sup> La liste des espèces et leur répartition sont fondées sur Bousquet *et al.* (2013); les mesures sont tirées de Howden et Cartwright (1963), Gordon et Skelley (2007) et Ratcliffe et Paulsen (2008).

<sup>2</sup> Aussi signalé dans les Territoires du Nord-Ouest.

<sup>3</sup> Aussi signalé au Yukon.

<sup>4</sup> Not yet reported in Canada, but expected to occur in southern ON and QC if not already present.

<sup>5</sup> N'a pas encore été signalé au Canada, mais devrait arriver dans le sud de l'Ontario et du Québec s'il n'y est pas déjà présent.

\* Exotique.

## Staphylinidae

Représentés au Canada par plus de 1 800 espèces, les Staphylinidés sont le groupe de coléoptères le plus diversifié au pays (Brunke *et al.*, 2019). Certaines espèces atteignent 35 mm, mais la plupart mesurent 2 à 8 mm. Leur couleur va du noir au brun rougeâtre ou jaunâtre. Leur corps peut être lisse ou recouvert d'une dense pilosité. Malgré cette diversité, la plupart des Staphylinidés peuvent généralement être distingués des autres coléoptères par la combinaison de caractéristiques suivante :  
i) corps long et généralement étroit (mais parfois ovale) chez les adultes; ii) antennes filiformes (mais parfois modérément en forme de massue); iii) élytres courts qui laissent exposée la majeure partie de l'abdomen flexible (fig. 78).



**Figure 78.** *Paederus gratiosus* (Satish Nikam – CC-BY-NC-SA-2.0).

Les Staphylinidés se rencontrent dans presque tous les milieux et sur presque toutes les matières, à l'exclusion des tissus vivants des plantes vasculaires (sauf de rares exceptions). Les larves passent par deux ou trois stades, se nymphosent, puis atteignent le stade adulte. Chez les espèces prédatrices, les larves et les adultes possèdent des pattes bien développées et parcourent activement leur environnement à la recherche de proies (fig. 79). Dans la bouse, ces proies incluent les acariens, les nématodes, les insectes immatures (œuf, larve, nymphe), les mouches et coléoptères adultes et même d'autres Staphylinidés. Les espèces du genre *Aleochara* représentent une exception notable à ce cycle vital général, leurs larves étant des parasitoïdes de pupes de mouches (Maus *et al.*, 1998). De nombreuses autres espèces



**Figure 79.** Larve de staphylinidé (Katja Schulz CC-BY-2.0). Les deux minces appendices fixés au dernier segment de l'abdomen s'appellent des « cerques ». Ils ont généralement une fonction sensorielle et sont présents chez de nombreuses espèces d'insectes.

s'alimentent de pollen, de champignons et de matière organique en décomposition.

Très peu de Staphylinidés, voire aucun, dépendent strictement de la bouse pour leur survie, mais de nombreuses espèces sont attirées vers la bouse pour leur alimentation et leur reproduction. Les adultes volent jusqu'aux bouses et utilisent les crevasses ou les trous créés par d'autres insectes pour pénétrer dans les bouses et y chercher de la nourriture et des sites de reproduction. Koskela (1972) a étudié en détail le moment de l'arrivée et le temps de résidence des Staphylinidés adultes attirés par la bouse fraîche. Il a observé que le milieu environnant avait un effet considérable sur les espèces attirées par la bouse fraîche. En effet, les bouses d'un même âge situées dans les milieux boisés et dans les pâturages ouverts attiraient des ensembles d'espèces différents, mais qui se chevauchaient. De plus, Koskela a observé le nombre de Staphylinidés adultes le plus élevé dans la bouse âgée de 2 à 8 jours, et ce nombre atteignait un sommet dans la bouse de 4 jours (voir aussi Hunter *et al.*, 1986). Il a en outre distingué cinq groupes généraux d'espèces de Staphylinidés, d'après l'âge des bouses ayant leur préférence. Le moment de l'arrivée et le temps de résidence reflétaient en partie la disponibilité des aliments, qui, dans le cas de nombreuses espèces de Staphylinidés, incluent les œufs et les jeunes larves de mouches (Koskela, 1972). La plupart de ces mouches pondent dans la bouse fraîche; leurs œufs éclosent en 1 ou 2 jours, et leurs larves se changent en pupe après 1 à 3 semaines. La pupe des mouches muscoïdes est coarctée, c'est-à-dire qu'elle se développe à l'intérieur de l'enveloppe du dernier stade larvaire, qui forme alors une capsule durcie (puparium) protégeant la pupe des prédateurs (fig. 16d). Compte tenu de ce rapide enchaînement, les aliments de prédilection des Staphylinidés sont les plus abondants dans les bouses âgées de moins d'une semaine (Hammer, 1941; Laurence, 1954; Mohr, 1943).

Les Staphylinidés peuvent être difficiles à identifier. De nombreuses espèces sont assez petites et ont une taille et une forme semblables, de sorte que leur identification requiert un examen minutieux au microscope des caractéristiques morphologiques. Les clés d'identification sont inexistantes pour certains groupes, ou alors sont déplorablement désuètes. En partie pour ces raisons, les Staphylinidés sont rarement estimés à leur juste valeur à titre de bioindicateurs des changements environnementaux, malgré leur abondance et leur diversité dans divers milieux (Bohac, 1999). En Finlande, 133 espèces de Staphylinidés (environ 50 000 individus) ont été capturées à partir de bouses sur une période de 30 jours (Koskela, 1972). Au Minnesota, 31 espèces de Staphylinidés représentaient 25 % du nombre total d'insectes ( $n = 52\,520$  individus) trouvés dans la bouse dans deux sites de la mi-mai à octobre (Cervenka et Moon, 1991).

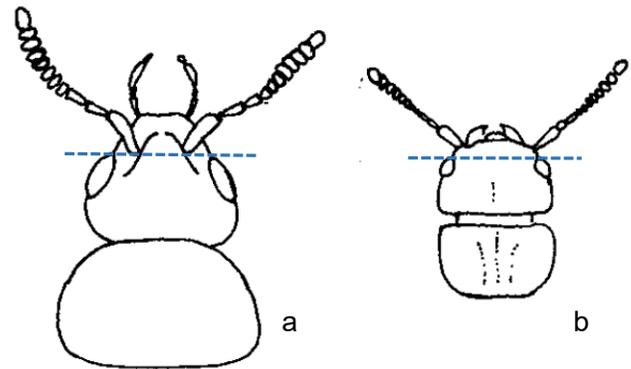
Au Canada, il y a au moins 87 espèces de Staphylinidés considérées comme coprophiles selon la documentation. Celles-ci incluent des membres des sous-familles des Aleocharinae, des Omaliinae, des Oxytelinae, des Paederinae, des Pselaphinae, des Staphylininae et des Tachyporinae (tableau 5). La plupart de ces espèces sont peu fréquemment observées dans la bouse fraîche et sont probablement plus attirées par la matière organique en putréfaction que par la bouse fraîche en elle-même. Le reste des espèces, qui appartiennent principalement aux Aleocharinae, aux Oxytelinae et aux Staphylininae, ont été signalées de manière répétée dans

la bouse, souvent en grand nombre (Cervenka et Moon, 1991; Floate, 1998b; Koskela, 1972; Paliy *et al.*, 2020; Sanders et Dobson, 1966; Skidmore, 1991; Valiela, 1969).

Les clés taxonomiques existantes pour l'identification des spécimens sont celles de Klimaszewski (2000) (clé limitée aux sous-familles présentes au Canada et en Alaska), de Newton *et al.* (2001) (clé limitée aux sous-familles et genres présents en Amérique du Nord, au nord du Mexique) et de Brunke *et al.* (2011) (clé limitée aux sous-familles de l'est du Canada et des États adjacents, ainsi qu'aux espèces de Staphylininés de la sous-tribu des Staphylinina). Cette dernière clé est gratuitement accessible en ligne et illustrée de photographies. D'autres références peuvent s'avérer utiles, notamment Moore et Legner (1979) et Seevers (1978).

## Staphylinidae : sous-famille des Aleocharinae

Les membres de cette sous-famille diversifiée se distinguent de presque toutes les autres espèces de Staphylinidés par la position du point d'attache des antennes sur la tête. En vue de dessus, on peut voir que les antennes des Aléocharinés sont fixées sur le dessus de la tête, entre les yeux, vis-à-vis ou légèrement en arrière d'une ligne imaginaire qui relierait la marge antérieure des yeux (fig. 80a). Chez les Staphylinidés des autres sous familles (sauf ceux de la famille des Steninae), on peut voir, en vue de dessus, que les antennes sont fixées devant les yeux, et souvent sur les côtés de la tête (fig. 80b). Les Aléocharinés ont généralement la tête arrondie et le corps mince. Le corps est parfois densément ponctué et peut être noir, brun rougeâtre, brun clair à brun foncé ou, dans certains cas, présenter des contrastes de noir, de rouge ou de jaune. Les Aléocharinés mesurent généralement 2 à 6 mm de longueur (gamme de 1 à 15 mm) (fig. 82).



**Figure 80.** Comparaison du point d'attache des antennes chez les Aleocharinae (a) et chez les autres Staphylinidés (b). Image modifiée de Skidmore, P. (1991, *Insects of the cow dung community*. Field Studies Council, Shrewsbury, Royaume-Uni).

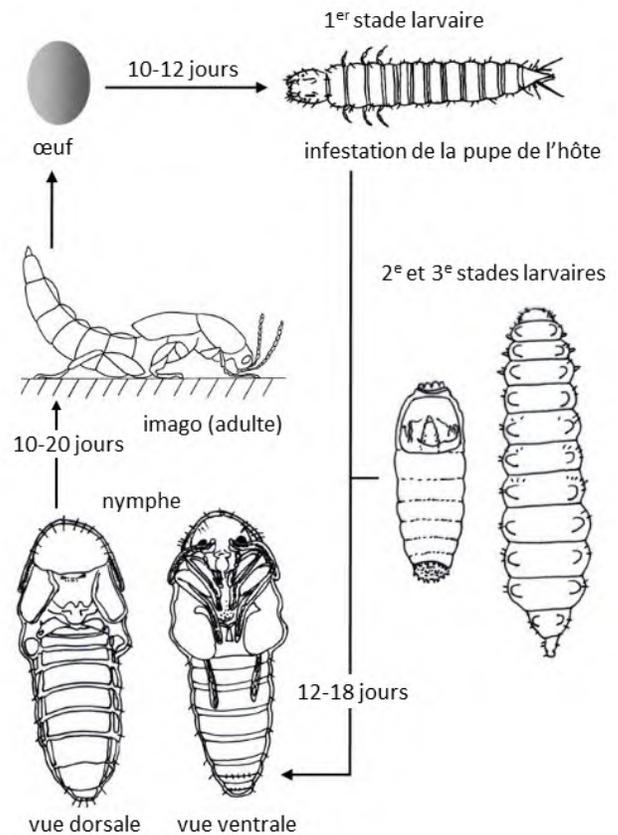
De nombreuses espèces d'Aléocharinés sont prédatrices. Elles se rencontrent couramment dans la matière organique humide en décomposition (y compris la bouse), où elles trouvent une abondance de larves de mouches et d'autres insectes à corps mou dont elles se nourrissent. La larve des espèces du genre *Aleochara* se distingue de celle des autres Staphylinidés du fait qu'elle est ectoparasitoïde (fig. 81). La jeune larve du 1er stade fait un petit trou dans la paroi du puparium d'une mouche hôte pour y pénétrer. Une fois parvenue à l'intérieur du puparium, la larve se nourrit par l'extérieur de la pupa et poursuit sa croissance; elle passe par deux mues pour atteindre les 2e et 3e stades larvaires. Dépendamment de l'espèce du genre *Aleochara*, la larve mature du 3e stade se nymphose à l'intérieur du puparium de la mouche, ou alors elle sort du puparium et aménage une cavité non loin à l'intérieur de la bouse ou dans le sol sous-jacent; elle se nymphose dans cette cavité avant d'en émerger au stade adulte (imago).

Du fait qu'elles consomment tous les stades immatures des mouches (œuf, larve, pupa), certaines espèces du genre *Aleochara* ont fait l'objet d'importantes études à titre d'agent de lutte biologique contre les mouches nuisibles aux plantes cultivées et au bétail (Fournet *et al.*, 2000; Greene, 1997; Wright et Muller, 1989). Colhoun (1953) décrit la biologie d'*Aleochara bilineata*, qui hiverne au 1er stade larvaire à l'intérieur du puparium de la mouche. Whistlecraft *et al.* (1985) présentent une méthode permettant la production de masse de l'*A. bilineata* (10 000 adultes par semaine).

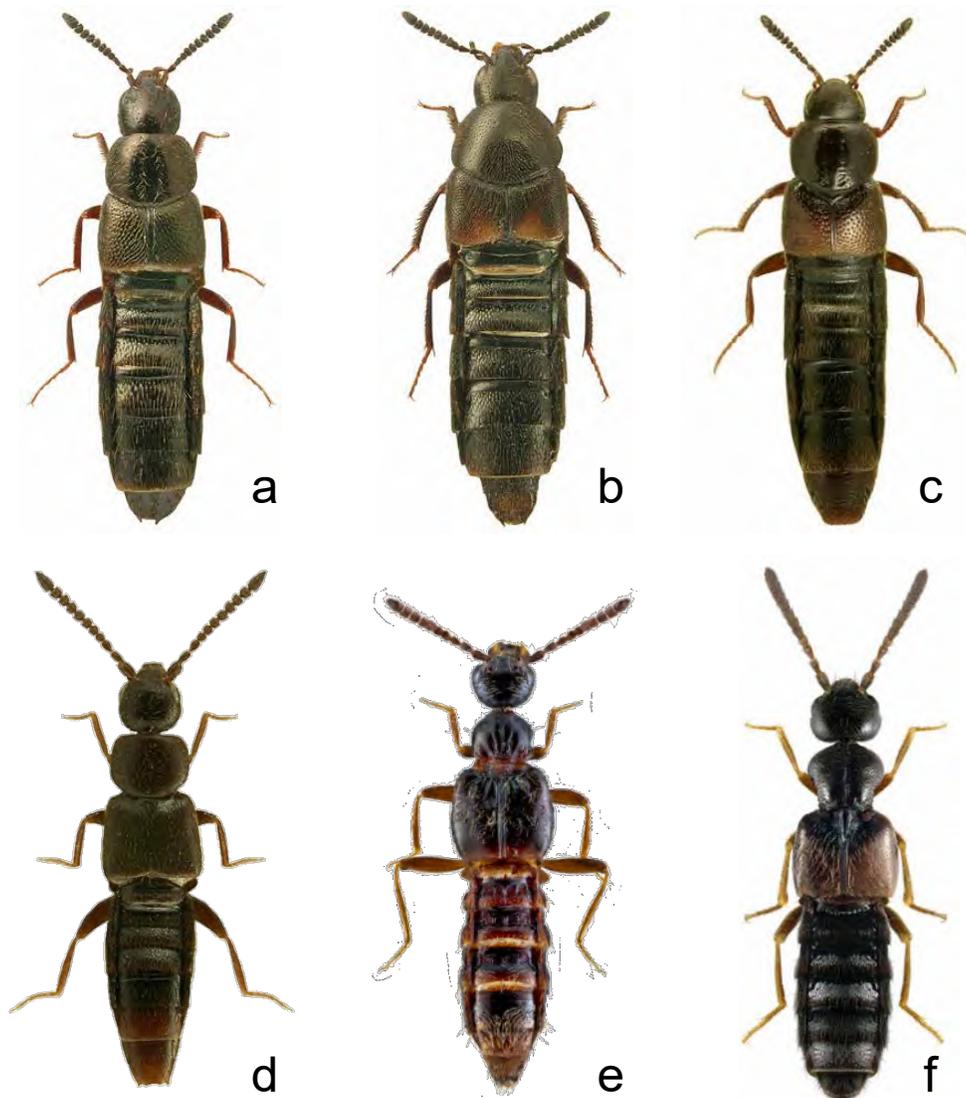
Du fait qu'elles consomment tous les stades immatures des mouches (œuf, larve, pupa), certaines espèces du genre *Aleochara* ont fait l'objet d'importantes études à titre d'agent de lutte biologique contre les mouches nuisibles aux plantes cultivées et au bétail (Fournet *et al.*, 2000; Greene, 1997; Wright et Muller, 1989). Colhoun (1953) décrit la biologie d'*Aleochara bilineata*, qui hiverne au 1<sup>er</sup> stade larvaire à l'intérieur du puparium de la mouche. Whistlecraft *et al.* (1985) présentent une méthode permettant la production de masse de l'*A. bilineata* (10 000 adultes par semaine).

Parmi les Staphylinidés, la sous-famille des Aléocharinés est celle qui regroupe le plus grand nombre d'espèces. Au Canada et en Alaska, plus de 600 espèces réparties entre 125 genres sont répertoriées, et de nombreuses autres espèces sont susceptibles d'être signalées (Brunke *et al.*, 2021; Klimaszewski, 2000; Klimaszewski *et al.*, 2021). Les Aléocharinés associés à la bouse appartiennent aux genres *Aleochara*, *Autalia* et *Falagria* (tableau 5). Des clés des espèces sont présentées pour les genres *Aleochara* dans Klimaszewski (1984), *Autalia* dans Hoebeke (1988) et *Falagria* dans Hoebeke (1985).

Parmi les Staphylinidés, la sous-famille des Aléocharinés est celle qui regroupe le plus grand nombre d'espèces. Au Canada et en Alaska, plus de 600 espèces réparties entre 125 genres sont répertoriées, et de nombreuses autres espèces sont susceptibles d'être signalées (Brunke *et al.*, 2021; Klimaszewski, 2000; Klimaszewski *et al.*, 2021). Les Aléocharinés associés à la bouse appartiennent aux genres *Aleochara*, *Autalia* et *Falagria* (tableau 5). Des clés des espèces sont présentées pour les genres *Aleochara* dans Klimaszewski (1984), *Autalia* dans Hoebeke (1988) et *Falagria* dans Hoebeke (1985).



**Figure 81.** Cycle vital de l'*Aleochara bilineata*. ([www.cronodon.com](http://www.cronodon.com))



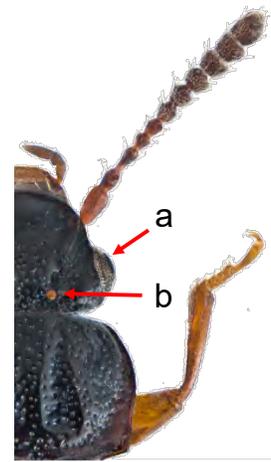
**Figure 82.** Sous-famille des Aleocharinae. a – *Aleochara bilineata*; b – *Aleochara bimaculata*; c – *Aleochara verna*; d – *Atheta nigra*; e – *Autalia rivularis*; f – *Falagria caesa*. Images a-d et f (© Lech Borowiec); image e (Udo Schmidt – CC-BY-NC-SA).

## Staphylinidae : sous-famille des Omaliinae

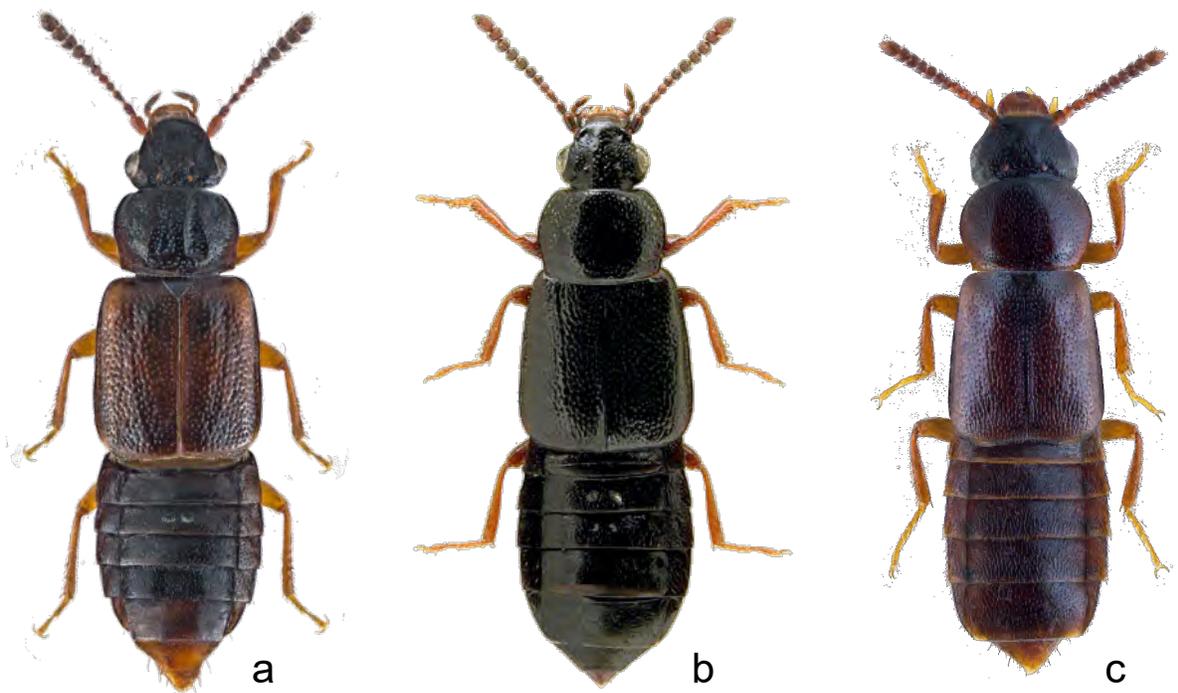
Les Omaliinés sont facilement identifiables par leur paire d'yeux simples, ou ocelles, situés derrière les yeux composés. Ce caractère est présent chez la plupart des membres de cette sous-famille, sauf quelques exceptions (fig. 83). Le corps mesure 2 à 6 mm et, comparativement à celui de la plupart des autres espèces de staphylinidés, est plus large et comporte un abdomen plus court et moins flexible. Plusieurs genres d'Omaliinés comptent des espèces dont les élytres sont relativement longs et, dans certains cas, recouvrent entièrement l'abdomen (Newton et al., 2001).

Les Omaliinés sont communs en Amérique du Nord, où ils vivent dans les débris organiques du sol forestier, les prairies ou les milieux humides et riverains. La plupart des espèces seraient prédatrices ou omnivores. Toutefois, certaines espèces pourraient se nourrir uniquement de pollen ou être saprovores.

Environ 132 espèces d'omaliinés réparties entre 44 genres sont répertoriées au Canada et en Alaska (Bousquet et al., 2013). Newton et al. (2001) présentent une clé d'identification au genre. Trois espèces ont été signalées en association avec la bouse : *Omalius rivulare*, *Phyllodrepa floralis* et *Xylodromus concinnus* (Klimaszewski et Brunke, 2018).



**Figure 83.** Tête d'un omaliiné. a - œil composé; b - ocelle (© Udo Schmidt (CC BY-NC-SA).



**Figure 84.** Sous-famille des Omaliinae. a - *Omalius rivulare* (Udo Schmidt CC-BY-NC-SA); b - *Phyllodrepa floralis* (© Lech Borowiec); c - *Xylodromus concinnus* (Udo Schmidt CC-BY-NC-SA).

## Staphylinidae : sous-famille des Oxytelinae

Les sternites abdominaux peuvent être utilisés pour distinguer les membres de la sous-famille des Oxytelinae de la plupart des autres espèces de Staphylinidés. Un sternite est la pièce formant la partie ventrale ou le dessous de chaque segment du corps d'un insecte. La plupart des espèces de Staphylinidés possèdent six sternites visibles entièrement développés (fig. 85a). Quant à elles, la plupart des espèces d'Oxytélins possèdent sept sternites visibles

entièrement développés (fig. 85b). De plus, les pattes des Oxytélins, particulièrement les pattes antérieures, pourraient être modifiées pour le creusage des galeries, alors que les pattes sont plutôt adaptées pour la course ou la marche chez la plupart des autres Staphylinidés (Klimaszewski, 2000). Le point d'attache des antennes sur la tête est souvent situé sous une crête proéminente (Klimaszewski, 2000). Les Oxytélins mesurent généralement 3 à 4 mm de longueur (1 à 10 mm) et possèdent des mandibules bien développées. Leur corps est souvent large, fortement aplati (entre le dessus et le dessous) et présente des crêtes ou d'autres reliefs. Le corps peut être de couleur variable, mais est généralement noir ou brun (fig. 86).

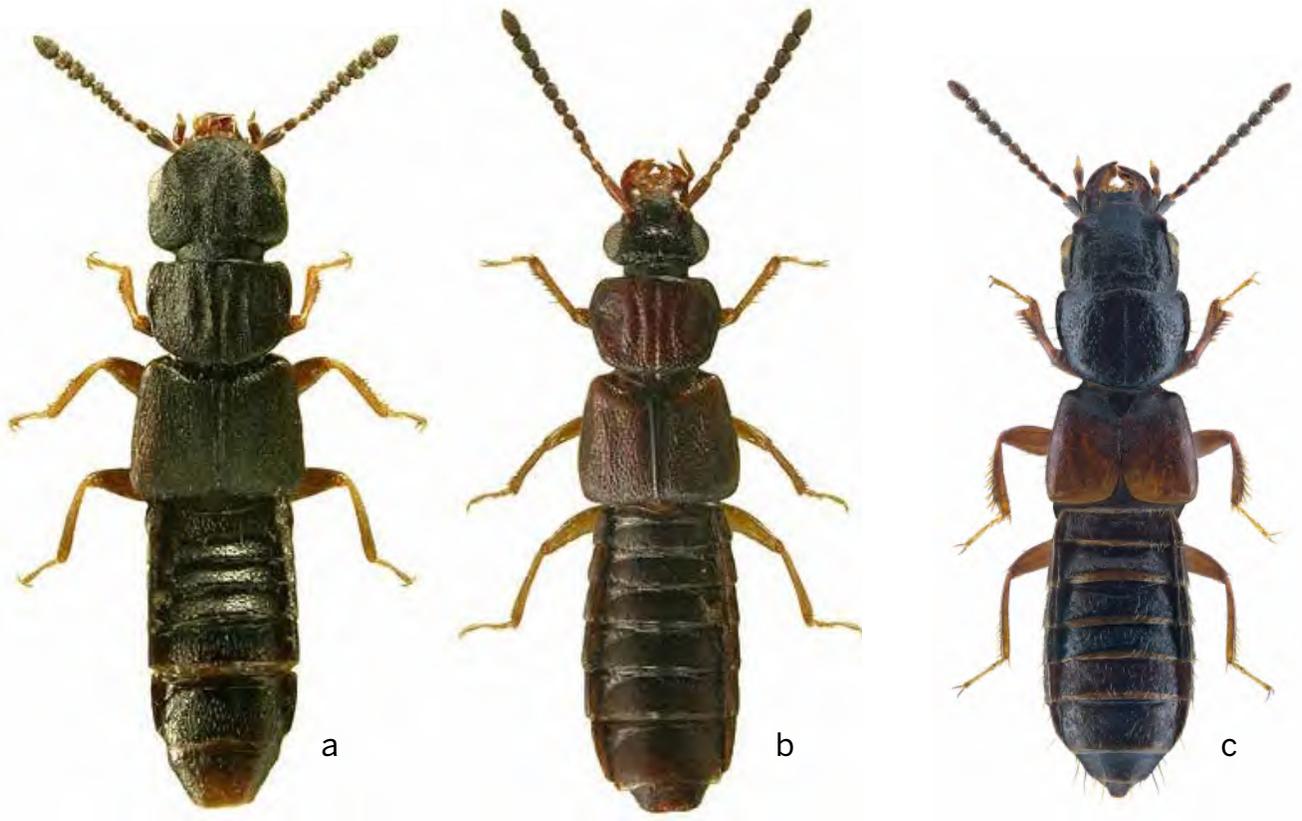
La plupart des membres de cette sous-famille se nourrissent de matière végétale vivante ou en décomposition (Klimaszewski, 2000). Dans la bouse, les Oxytélins se nourrissent probablement de bactéries et de champignons, mais peuvent aussi être des prédateurs facultatifs (Skidmore, 1991). Hu et Frank (1995) ont étudié la biologie de *Platystethus americanus*. Lorsqu'élevé dans la bouse en l'absence de proies potentielles, *P. americanus* parvenait à compléter son développement de l'œuf à l'adulte, ce qui indique que la bouse ou les champignons vivant dans la bouse fournissaient un régime adéquat. Toutefois, la larve et l'adulte de *P. americanus* consommaient des mouches immatures lorsqu'ils en avaient l'occasion.

Au Canada et en Alaska, au moins 83 espèces d'oxytélins appartenant à 14 genres sont répertoriées (Klimaszewski, 2000). Les Oxytélins signalés en association avec la bouse appartiennent aux genres *Anotylus*, *Oxytelus* et *Platystethus* (tableau 5). *Platystethus americanus* est la seule espèce signalée pour ce dernier genre, mais il est souvent parmi les espèces de Staphylinidés les plus abondantes dans la bouse (Cervenka et Moon, 1991; Floate, 1998b; Matheson, 1987).

Une clé d'identification à l'espèce est présentée pour le genre *Oxytelus* dans Frank et Thomas (1981) et pour le genre *Platystethus* dans Moore et Legner (1971). Klimaszewski *et al.* (2013) est une ressource utile pour l'identification des espèces d'*Anotylus* adventices au Canada.



**Figure 85.** Nombre de sternites abdominaux chez : a – espèces de la sous-famille des Staphylininae; b – espèces de la sous-famille des Oxytelinae. Reproduit avec la permission de Brunke et al. (2011).



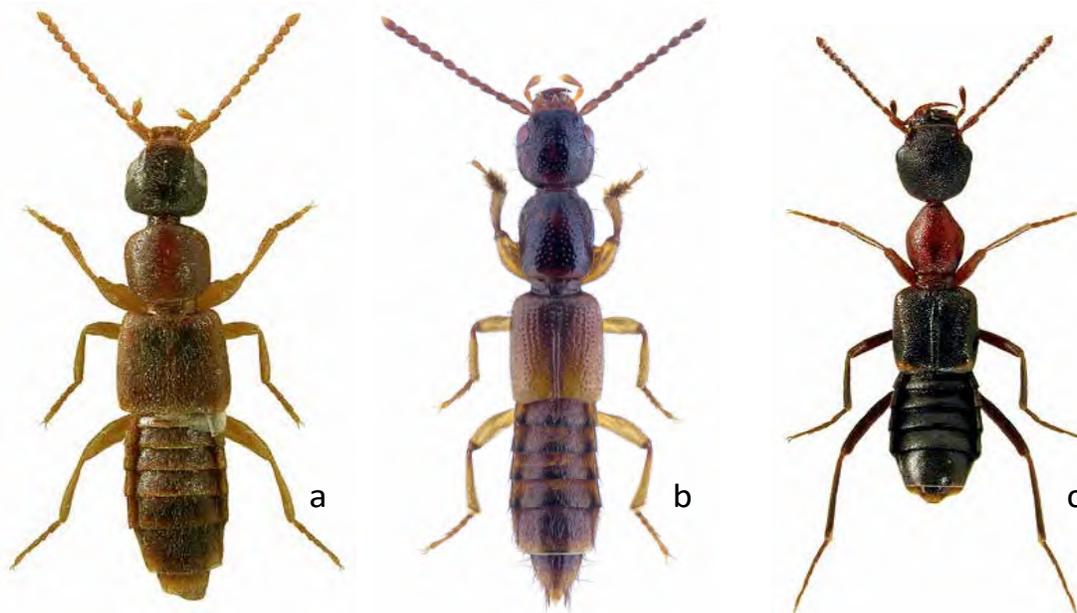
**Figure 86.** Sous-famille des Oxytelinae. a – *Anotylus tetracarinatus* (© Lech Borowiec); b – *Oxytelus sculptus* (© Lech Borowiec); c – *Platystethus spinosus* (Udo Schmidt – CC-BY-NC-SA).

## Staphylinidae : sous-famille des Paederinae

Les membres de cette sous-famille mesurent pour la plupart 3 à 7 mm. Ils ont un corps allongé, cylindrique ou partiellement aplati. Leur tête peut être largement ovale ou légèrement rectangulaire. Les antennes sont fixées près de la marge antérieure de la tête, et leur point d'attache est dissimulé en vue de dessus. Les mandibules sont courbées, longues et minces. L'arrière de la tête peut être quelque peu tronqué et est relié à un cou bien distinguable. L'abdomen présente six sternites visibles (fig. 85a). Le corps va de brun noirâtre à rougeâtre, mais peut être de couleur vive (fig. 78) et/ou tacheté (bleu, vert, rouge, orange, etc.).

Les Paedérinés ont une vaste aire de répartition en Amérique du Nord; ce sont des prédateurs associés aux milieux humides, par exemple les forêts et les zones près de plans d'eau (Thayer, 2016). Frank et Kanamitsu (1987) ont examiné la taxonomie, la biologie et l'importance agricole/médicinale des espèces du genre *Paederus*. Les membres du genre produisent un composé chimique nommé pédérine qui, lorsqu'il entre en contact avec la peau, peut causer divers symptômes, notamment une éruption (érythème), de la fièvre, une névralgie et des cicatrices pouvant persister plus d'un mois. Cependant, aucune des espèces de Paedérinées présentes au Canada ne semble causer de symptômes graves. Selon des études expérimentales, la pédérine serait synthétisée par une bactérie symbiotique vivant dans l'insecte hôte (Kellner, 1999; Kellner, 2002).

Il y a au moins 113 espèces de Paedérinés répertoriées au Canada et en Alaska (Bousquet *et al.*, 2013; Pentinsaari *et al.*, 2019). Les Paedérinés signalés en association avec la bouse appartiennent aux genres *Lithocharis*, *Lobrathium* et *Rugilus* (tableau 5). Des clés d'identification à l'espèce sont fournies dans Klimaszewski *et al.* (2013) pour le genre *Lithocharis* et dans Casey (1905) et Watrous (1980) pour le genre *Lobrathium*.



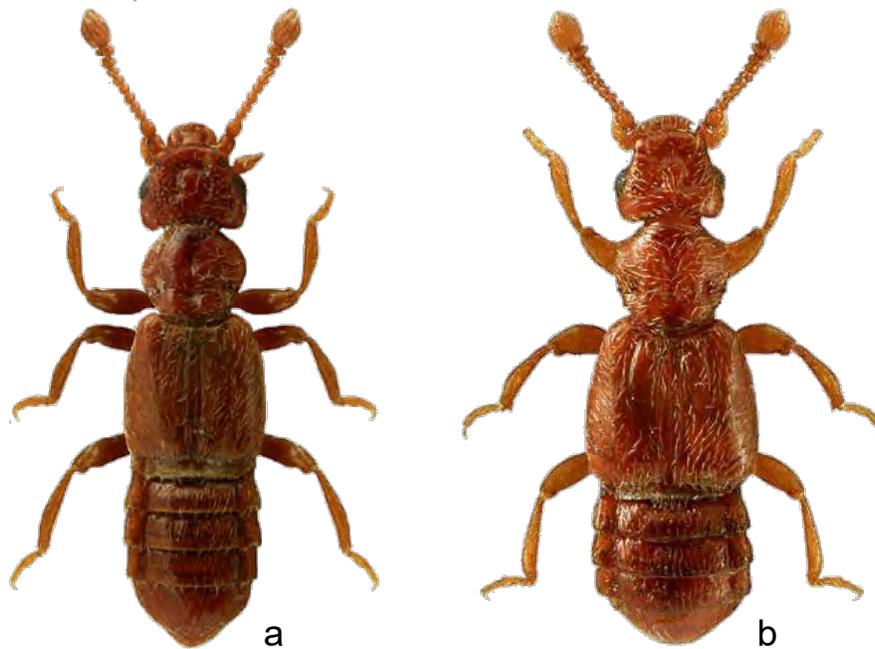
**Figure 87.** Sous-famille des Paederinae. a – *Lithocharis ochracea* (© Lech Borowiec); b – *Lobrathium multipunctum* (Udo Schmidt – CC-BY-NC-SA); c – *Rugilus angustatus* (© Lech Borowiec).

## Staphylinidae : sous-famille des Pselaphinae

Les membres de ce groupe formaient auparavant la famille des Pselaphidae, jusqu'à ce qu'ils soient reclassés en 1995 et deviennent la sous-famille des Pselaphinae au sein de la famille des Staphylinidae. Les adultes de la plupart des espèces mesurent environ 1,5 mm de longueur (0,5 à 5,5 mm) et sont jaunâtres ou brunâtres. Leurs antennes ont généralement une forme de massue. Les élytres sont plus larges que le pronotum et sont raccourcis, de sorte qu'ils ne recouvrent pas le premier segment abdominal (fig. 88).

Les Pselaphinés se rencontrent souvent dans les milieux humides, notamment dans les végétaux et le bois en décomposition, en dessous de l'écorce et des pierres, dans la mousse et parfois dans les nids de fourmis, de termites ou de mammifères. Ils sont des prédateurs de collemboles et d'acariens oribates (Thayer, 2016). Ils ne sont pas strictement coprophiles; les espèces trouvées dans la bouse y sont probablement attirées, depuis les milieux adjacents, par les proies qu'elles renferment.

Au moins 107 espèces de Pselaphinés appartenant à 35 genres sont répertoriées au Canada (Bousquet *et al.*, 2013). Des clés d'identification au genre sont présentées dans Newton *et al.* (2001). Deux espèces appartenant au même genre, *Euplectus karstenii* et *E. signatus*, seraient coprophiles selon les mentions. Une clé des espèces du genre *Euplectus* est fournie dans Wagner (1975).



**Figure 88.** Sous-famille des Pselaphinae. a – *Euplectus karstenii*; b – *Euplectus signatus*. Images © Lech Borowiec.

## Staphylinidae : sous-famille des Staphylininae

*Auparavant incluses dans la sous-famille des Staphylininae, les tribus des Xantholinini, des Diochini et des Othiini ont été regroupées et forment maintenant la sous-famille des Xantholininae (Smetana, 1982).*

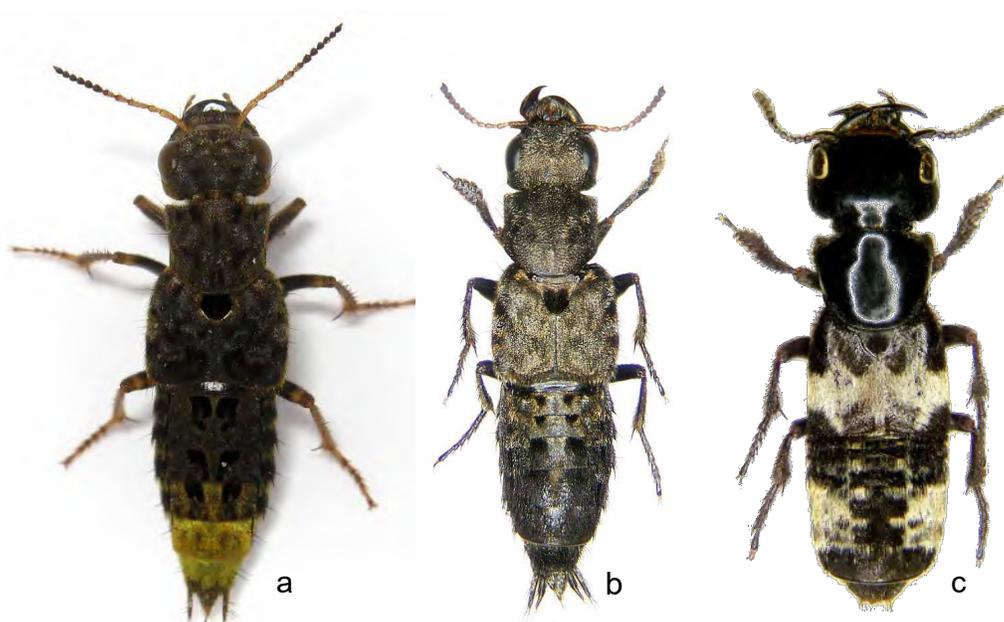
Cette sous-famille a de nombreuses caractéristiques morphologiques en commun avec celle des Paederinae. Le corps mesure généralement 4 à 8 mm de longueur (2 à 30 mm) et peut être allongé, ovale ou fusiforme. Les antennes sont fixées sur la marge antérieure de la tête ou près de celle-ci, à proximité de la base des mandibules, qui sont longues, minces et courbées. En vue de dessus, le point d'attache des antennes est entièrement ou à tout le moins partiellement visible (fig. 80a); la tête présente généralement un cou. Le corps va de noir à brun et est souvent luisant; certaines espèces affichent des couleurs vives (violet, bleu, vert) avec un reflet métallique. Le corps peut être pubescent ou glabre.

Les Staphylininés se rencontrent couramment dans la matière organique en décomposition, notamment le compost, les fruits en putréfaction, la bouse, la charogne, la litière forestière et les amas de plantes aquatiques échoués sur les berges. Chez la plupart des espèces, les adultes et les larves sont des prédateurs qui consomment d'autres insectes (y compris des larves de mouches), des nématodes et des escargots. Le plus gros Staphylinidé susceptible d'être trouvé dans la bouse au Canada est *Ontholestes cingulatus* (12–19 mm), qui se distingue par l'extrémité jaune de son abdomen (fig. 89a). Il est peu probable de le confondre avec une autre espèce, sauf peut-être *Ontholestes murinus* (10–15 mm), espèce européenne accidentellement introduite au Canada et uniquement signalée dans l'île de Terre-Neuve (Brunke *et al.*, 2011) (fig. 89b). *Creophilus maxillosus* (12–18 mm), de taille semblable, est le plus souvent associé à la charogne (fig. 89c). Ces espèces ont fait l'objet de nombreuses publications concernant leur biologie et leur cycle vital, probablement en raison de leur taille impressionnante (Alcock, 1991; Greene, 1996; Jefson *et al.*, 1983; Schmidt, 1999; Voris, 1939).

Young (1998) a décrit la prédation de bousiers adultes par le *Gauropterus chalybaeus*, Staphylininé tropical, qui coupe les pattes de ses proies pour éviter qu'elles ne s'enfuient avant de consommer le contenu de leur corps. Young (1982) a émis l'hypothèse que le comportement de perchage des bousiers (les individus se perchent sur la végétation pour une certaine période avant de se poser sur la bouse) pourrait être un mécanisme acquis pour éviter la prédation par les Staphylinidés.

Au Canada et en Alaska, il y a au moins 309 espèces de Staphylininés réparties entre 48 genres (Bousquet *et al.*, 2013; Klimaszewski, 2000), ce qui en fait la sous-famille la plus diversifiée après celle des Aleocharinae. Les membres d'au moins 14 genres sont coprophiles et font l'objet d'une clé d'identification au genre dans Newton *et al.* (2001). Cependant, seulement dix espèces appartenant à trois genres (*Gyrohypnus*, *Ontholestes*, *Philonthus*) sont susceptibles d'être trouvées fréquemment dans la bouse fraîche au Canada (tableau 5). Le genre

*Gyrophypnus* est représenté au Canada par trois espèces, qui peuvent être identifiées au moyen des clés présentées dans Smetana (1982). Les clés présentées dans Smetana (1981) ou Brunke *et al.* (2011) permettent de distinguer les deux espèces du genre *Ontholestes* présentes au Canada. Une clé d'identification à l'espèce des *Philonthus* est fournie dans Smetana (1995).



**Figure 89.** Sous-famille des Staphylininae. a – *Ontholestes cingulatus* (© Chris Rorabaugh); b – *Ontholestes murinus* (Udo Schmidt – CC-BY-NC-SA); c – *Creophilus maxillosus* (Udo Schmidt – CC-BY-NC-SA).



**Figure 90.** Sous-famille des Staphylininae (suite). d – *Gyrohypnus angustatus*; e – *Gyrohypnus fracticornis*; f – *Philonthus cruentatus*; g – *Philonthus debilis*; h – *Philonthus sanguinolentus*; i – *Philonthus varians*. images d et e (Udo Schmidt – CC-BY-SA-4.0); images f-i (© Lech Borowiec).

## Staphylinidae : sous -famille des Tachyporinae

Initialement classée dans la sous-famille des Tachyporinae, la tribu des Mycetoporini a récemment été intégrée à la sous-famille des Mycetoporinae (Yamamoto, 2021). Dans le tableau 5, les genres qui faisaient initialement partie de la tribu des Mycetoporini (p. ex. *Ischnosoma* et *Bryoporus*) sont maintenus dans la sous-famille des Tachyporinae.

Les adultes de cette sous-famille mesurent généralement 3–6 mm de longueur et sont noir à brun ou jaunâtre. Le corps peut être tacheté, particulièrement les élytres. La tête est petite, les antennes sont fixées devant les yeux et il n’y a pas de cou visible. Le corps va de largement ovale (p. ex. *Tachyporus* spp.) à allongé (p. ex. *Ischnosoma* spp.) et comporte un prothorax et des élytres larges. L’abdomen se termine par une pointe, souvent munie de longues soies saillantes; il y a six sternites abdominaux bien définis (fig. 85a).

Les Tachyporinés sont communs dans les milieux forestiers humides contenant de la matière végétale en décomposition. La plupart des espèces seraient prédatrices, mais d’autres se nourrissent de champignons ou pourraient être opportunistes et se nourrir d’arthropodes et de champignons. Les membres de ce groupe semblent peu fréquemment trouvés dans la bouse fraîche et y sont probablement attirés, depuis les milieux adjacents, par les proies qui s’y trouvent.

Au moins 137 espèces de Tachyporinés réparties entre 15 genres ont été signalées au Canada (Bousquet *et al.*, 2013). Les clés présentées dans Newton *et al.* (2001) permettent une identification au genre. Quatre genres compteraient chacun une espèce associée à la bouse, selon la documentation (tableau 5). Des clés d’identification à l’espèce sont présentées dans Campbell (1993) pour les *Bryoporus*, dans Campbell (1975) pour les *Cilea*, dans Campbell (1991) pour les *Ischnosoma* et dans Campbell (1979) pour les *Tachyporus*.



**Figure 91.** Sous-famille des Tachyporinae. a – *Bryoporus rufescens* (Mike Quinn, <http://texasento.net/>); b – *Cilea silphoides* (Udo Schmidt – CC-BY-NC-SA); c – *Ischnosoma splendidum* (© Lech Borowiec); d – *Tachyporus nitidulus* (© Lech Borowiec).

**Tableau 5.** Liste des espèces coprophiles de Staphylinidae, y compris leur taille et leur répartition au Canada<sup>1</sup>. Les espèces dont le nom est en caractères gras se rencontrent régulièrement dans la bouse fraîche. Les autres espèces sont des visiteurs occasionnels de la bouse fraîche, ou l'information à leur sujet est insuffisante pour déterminer leur niveau d'utilisation de la bouse.

Genre	Espèce	Longueur (mm)	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
Sous-famille des Aleocharinae													
<b>Aleochara</b>	<b><i>bilineata</i></b> *	2–6	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<b>Aleochara</b>	<b><i>bimaculata</i></b> <sup>2</sup>	4–8	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS		LB	NF
<i>Aleochara</i>	<i>curtula</i> *	4–7	BC				ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Aleochara</i>	<i>lacertina</i>	3–6	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<b>Aleochara</b>	<b><i>lanuginosa</i></b> *	3–7	BC	AB			ON	QC	NB	NS			NF
<i>Aleochara</i>	<i>lata</i> <sup>3,*</sup>	4–9					ON	QC					
<b>Aleochara</b>	<b><i>morion</i></b> *	1.5–3	BC	AB	SK		ON	QC	NB	NS			NF
<b>Aleochara</b>	<b><i>tristis</i></b> *	4–8					ON	QC	NB				NF
<b>Aleochara</b>	<b><i>verna</i></b> <sup>3</sup>	2–4	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<i>Aloconota</i>	<i>sulcifrons</i> *	3.5–4				MB	ON	QC	NB				NF
<i>Atheta</i>	<i>amicula</i> *	1.5–2					ON			NS			NF
<b>Atheta</b>	<b><i>atramentaria</i></b> *	ca. 3										LB	NF
<i>Atheta</i>	<i>dadopora</i> <sup>2,3,*</sup>	1.5–2	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<b>Atheta</b>	<b><i>longicornis</i></b> *	3–3.5	BC					QC	NB	NS			NF
<b>Atheta</b>	<b><i>nigra</i></b> *	ca. 2			SK								
<b>Autalia</b>	<b><i>puncticollis</i></b> *	2–2.5	BC										
<b>Autalia</b>	<b><i>rivularis</i></b> *	1.5–2.5	BC	AB	SK <sup>4</sup>		ON	QC	NB	NS		LB	NF
<i>Cordalia</i>	<i>obscura</i> *	2–3	BC				ON	QC	NB	NS			
<i>Crataraea</i>	<i>suturalis</i> *	2–3	BC		SK		ON	QC	NB	NS		LB	
<i>Falagria</i>	<i>caesa</i> *	2–3		AB	SK <sup>4</sup>		ON	QC	NB				
<i>Falagria</i>	<i>dissecta</i>	2–3	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			
<i>Nehemitropia</i>	<i>lividipennis</i> *	3–3.5	BC		SK		ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Oligota</i>	<i>parva</i> *	ca. 1					ON		NB		PE		
Sous-famille des Omaliinae													
<i>Omalius</i>	<i>rivulare</i> *	3–3.5	BC				ON	QC	NB	NS			NF
<i>Phyllodrepa</i>	<i>floralis</i> *	3.5–4	BC	AB		MB	ON	QC		NS			NF
<i>Xylodromus</i>	<i>concinus</i> *	3–3.5	BC	AB	SK								
Sous-famille des Oxytelinae													
<i>Anotylus</i>	<i>insignitus</i> *	2.5–3					ON	QC					
<i>Anotylus</i>	<i>rugosus</i> *	4–5	BC		SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Anotylus</i>	<i>sobrinus</i> <sup>2</sup>	ca. 3	BC	AB	SK	MB							
<i>Anotylus</i>	<i>suspectus</i>	1.5–2				MB	ON		NB				
<b>Anotylus</b>	<b><i>tetracarinatus</i></b> *	1.5–2	BC	AB			ON	QC	NB	NS			
<i>Coprophilus</i>	<i>striatulus</i> <sup>2,3,*</sup>	5–9					ON	QC	NB	NS			
<b>Oxytelus</b>	<b><i>laqueatus</i></b> *	3.5–5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS		LB	
<i>Oxytelus</i>	<i>incisus</i>	2.5–3.5					ON	QC	NB				
<i>Oxytelus</i>	<i>sculptus</i> *	3.5–4.5	BC			MB	ON	QC	NB	NS			
<b>Platystethus</b>	<b><i>americanus</i></b> <sup>3</sup>	2.5–3	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB				
Sous-famille des Paederinae													
<i>Lithocharis</i>	<i>ochracea</i> *	4–5	BC		SK		ON	QC	NB	NS			
<i>Lobrathium</i>	<i>longiusculum</i>	ca. 11					ON						
<b>Rugilus</b>	<b><i>ceylanensis</i></b> *	4–5					ON	QC					

**Tableau 5 (suite).** Liste des espèces coprophiles de Staphylinidae, y compris leur taille et leur répartition au Canada<sup>1</sup>. Les espèces dont le nom est en caractères gras se rencontrent régulièrement dans la bouse fraîche. Les autres espèces sont des visiteurs occasionnels de la bouse fraîche, ou l'information à leur sujet est insuffisante pour déterminer leur niveau d'utilisation de la bouse.

Genre	Espèce	Longueur (mm)	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
Sous-famille des Pselaphinae													
<i>Euplectus</i>	<i>karstenii</i> *	ca. 1.5	BC		SK	MB	ON	QC	NB		PE		
<i>Euplectus</i>	<i>signatus</i> *	ca. 1.5			SK	MB	ON	QC					
Sous-famille des Staphylininae													
<i>Bisnius</i>	<i>cephalotes</i> *	6–7	BC		SK	MB	ON	QC		NS			NF
<i>Bisnius</i>	<i>fimetarius</i> *	6–7.5						QC	NB				NF
<i>Bisnius</i>	<i>inquietus</i>	4.5–7.5					ON	QC					
<i>Bisnius</i>	<i>parcus</i> *	7.5–9	BC				ON	QC					
<i>Bisnius</i>	<i>sordidus</i> *	ca. 5.5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<i>Creophilus</i>	<i>maxillosus</i> *	12–18	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<b><i>Gabronthus</i></b>	<b><i>thermarum</i>*</b>	3–4					ON	QC					
<i>Gauropterus</i>	<i>fulgidus</i> *	9–11.5					ON						
<b><i>Gyrophypus</i></b>	<b><i>angustatus</i>*</b>	6–8.5	BC	AB <sup>5</sup>			ON	QC	NB	NS			NF
<b><i>Gyrophypus</i></b>	<b><i>fracticornis</i>*</b>	6–8.5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Leptacinus</i>	<i>intermedius</i> *	4.5–5.5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB		PE		
<i>Leptacinus</i>	<i>pusillus</i> *	4.5–5.5			SK		ON	QC					
<i>Neobisnius</i>	<i>sobrinus</i>	ca. 2					ON	QC	NB	NS			NF
<i>Neohypnus</i>	<i>fragilis</i>	ca. 3	BC				ON						
<i>Neohypnus</i>	<i>obscurus</i>	ca. 5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			NF
<b><i>Ontholestes</i></b>	<b><i>cingulatus</i><sup>2</sup></b>	12–19	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<b><i>Ontholestes</i></b>	<b><i>murinus</i>*</b>	10–15											NF
<i>Phacophallus</i>	<i>parumpunctatus</i> *	6–8					ON	QC	NB				
<i>Philonthus</i>	<i>carbonarius</i> <sup>3,*</sup>	ca. 5	BC		SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Philonthus</i>	<i>caucasicus</i> *	ca. 11	BC	AB	SK	MB	ON	QC					
<i>Philonthus</i>	<i>cognatus</i> *	8–10	BC	AB			ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Philonthus</i>	<i>concinus</i> *	ca. 5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<b><i>Philonthus</i></b>	<b><i>cruentatus</i>*</b>	7–8	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<b><i>Philonthus</i></b>	<b><i>debilis</i>*</b>	ca. 5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Philonthus</i>	<i>discoideus</i> *	5–6					ON	QC	NB				
<b><i>Philonthus</i></b>	<b><i>hepaticus</i></b>	4.5–6	BC						NB				
<i>Philonthus</i>	<i>jurgans</i> *	6–8	BC				ON	QC	NB			LB	NF
<i>Philonthus</i>	<i>longicornis</i> *	6.5–7.5				MB	ON	QC		NS			
<i>Philonthus</i>	<i>politus</i> <sup>2,*</sup>	9–13	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS		LB	NF
<b><i>Philonthus</i></b>	<b><i>rectangulus</i>*</b>	8.5–10.5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Philonthus</i>	<i>rufulus</i>	4.5–6	BC				ON	QC		NS			
<b><i>Philonthus</i></b>	<b><i>sanguinolentus</i>*</b>	7–8	BC	AB <sup>5</sup>			ON						
<i>Philonthus</i>	<i>sericans</i>	5.5–6.5					ON	QC	NB				
<b><i>Philonthus</i></b>	<b><i>tenuicornis</i>*</b>	11–14	BC										
<i>Philonthus</i>	<i>umbrinus</i>	ca. 4					ON						
<b><i>Philonthus</i></b>	<b><i>varians</i>*</b>	6.5–7.5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE		NF
<i>Philonthus</i>	<i>ventralis</i> *	5.5 – 6.5					ON	QC					

**Tableau 5 (suite).** Liste des espèces coprophiles de Staphylinidae, y compris leur taille et leur répartition au Canada<sup>1</sup>. Les espèces dont le nom est en caractères gras se rencontrent régulièrement dans la bouse fraîche. Les autres espèces sont des visiteurs occasionnels de la bouse fraîche, ou l'information à leur sujet est insuffisante pour déterminer leur niveau d'utilisation de la bouse.

Genre	Espèce	Longueur (mm)	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS	PE	LB	NF
<i>Platydracus</i>	<i>maculosus</i>	22–35					ON	QC					
<i>Quedius</i>	<i>cinctus</i> *	5.5–8.5					ON		NB				
<i>Quedius</i>	<i>fulgidus</i> *	7–11.5	BC		SK	MB	ON						
<i>Quedius</i>	<i>mesomelinus</i> *	6.5–11	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS		LB	NF
<i>Stenistoderus</i>	<i>rubripennis</i>	ca. 8					ON						
Sous-famille des Tachyporinae													
<i>Bryoporus</i>	<i>rufescens</i>	3–8	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS			
<i>Cilea</i>	<i>silphoides</i> *	2.5–3.5	BC	AB			ON	QC	NB				
<i>Ischnosoma</i>	<i>flavicolle</i>	3–5					ON	QC	NB				
<i>Tachyporus</i>	<i>nitidulus</i> <sup>2,3</sup>	2–2.5	BC	AB	SK	MB	ON	QC	NB	NS		LB	NF

<sup>1</sup> La liste des espèces et leur répartition sont fondées principalement sur Skidmore (1991), Bousquet *et al.* (2013), Klimaszewski et Brunke (2018) et Bezanson et Floate (2019), avec des corrections et des mises à jour apportées par A.J. Brunke;

<sup>2</sup> aussi signalé dans les Territoires du Nord-Ouest;

<sup>3</sup> aussi signalé au Yukon;

<sup>4</sup> mentionné dans Klimaszewski *et al.* (2016);

<sup>5</sup> mentionné dans Floate (1998b);

\* Exotique



## Guêpes (Hymenoptera)

Ordre des Hyménoptères (= ailes membraneuses ou ailes mariées). Les adultes possèdent généralement deux paires d'ailes membraneuses. L'aile postérieure présente sur son bord costal une série de poils semblables à des crochets (hamules) qui la relie, ou la « marient », avec l'aile antérieure, de sorte que les deux ailes fonctionnent comme une seule surface.

En plus des guêpes, les membres de ce groupe incluent les tenthrèdes, les fourmis et les abeilles.

## Guêpes (Hymenoptera)

De nombreuses personnes associent le mot « guêpe » aux polistes, aux frelons ou aux guêpes jaunes. Ces types de guêpes, appelées guêpes sociales, forment des colonies contenant des douzaines ou des centaines d'individus. Il existe toutefois d'autres types de guêpes, qui sont solitaires. Ce groupe comprend les espèces parasitoïdes dont la larve se développe dans les mouches qui se reproduisent dans la bouse. La plupart de ces guêpes sont assez petites (1–3 mm de longueur) et peuvent facilement passer inaperçues. Toutefois, si vous êtes attentif, vous pouvez les observer parcourir la surface des bouses fraîches ou entrer dans les bouses par les trous faits par d'autres insectes; elles y cherchent des hôtes convenables pour leurs œufs.



**Figure 92.** Guêpe *Muscidifurax* sp. (Ptéromalidé) sur un puparium de mouche domestique (AAC).

grégaires pondent de nombreux œufs dans chaque hôte.

Le complexe de guêpes qui parasite les Scathophagidés et les mouches saprophages est bien connu, principalement à cause de son rôle à titre d'ennemi naturel des Muscidés, nuisibles au bétail (voir la section Muscidae, à la [page 70](#)). Notamment, un nombre démesuré de recherches ont été réalisées sur les guêpes de la famille des Pteromalidae (fig. 92 et 93h), à laquelle appartiennent des espèces des genres *Muscidifurax* et *Spalangia* qui ont été commercialisées comme agents de lutte

### Parasite ou parasitoïde?

Les parasites et les parasitoïdes passent une partie de leur cycle vital sur un organisme hôte ou à l'intérieur de celui-ci. Les parasites peuvent avoir plus d'un hôte durant leur vie et ne tuent normalement pas l'hôte. Les parasitoïdes se développent dans un seul hôte et tuent presque toujours celui-ci.

Il peut être utile pour l'identification de ces guêpes de connaître leurs différents cycles vitaux. Certaines espèces pondent dans l'œuf de leur hôte, alors que d'autres pondent dans sa larve et/ou sa pupa. Les ectoparasitoïdes se développent sur la face externe de leur hôte; les endoparasitoïdes se développent à l'intérieur de l'hôte. Les idiobiontes sont des parasitoïdes qui immobilisent leur hôte et l'empêchent de poursuivre leur développement. Cette stratégie, commune chez les ectoparasitoïdes, vise à empêcher que le parasitoïde soit délogé de son hôte. Les koinobiontes, généralement des endoparasitoïdes, permettent à leur hôte de poursuivre son développement pendant qu'ils se nourrissent à l'intérieur de lui. Les hyperparasitoïdes (aussi nommés parasitoïdes secondaires) parasitent d'autres parasitoïdes, c'est-à-dire que l'hyperparasitoïde se développe sur une autre espèce de guêpe parasitoïde (dite parasitoïde primaire), qui elle se développe sur une mouche hôte. Les parasitoïdes solitaires pondent un œuf par hôte, alors que les parasitoïdes

biologique contre les mouches saprophages dans les installations d'élevage (Rueda et Axtell, 1985; Cranshaw *et al.*, 1996; Gibson, 2009).

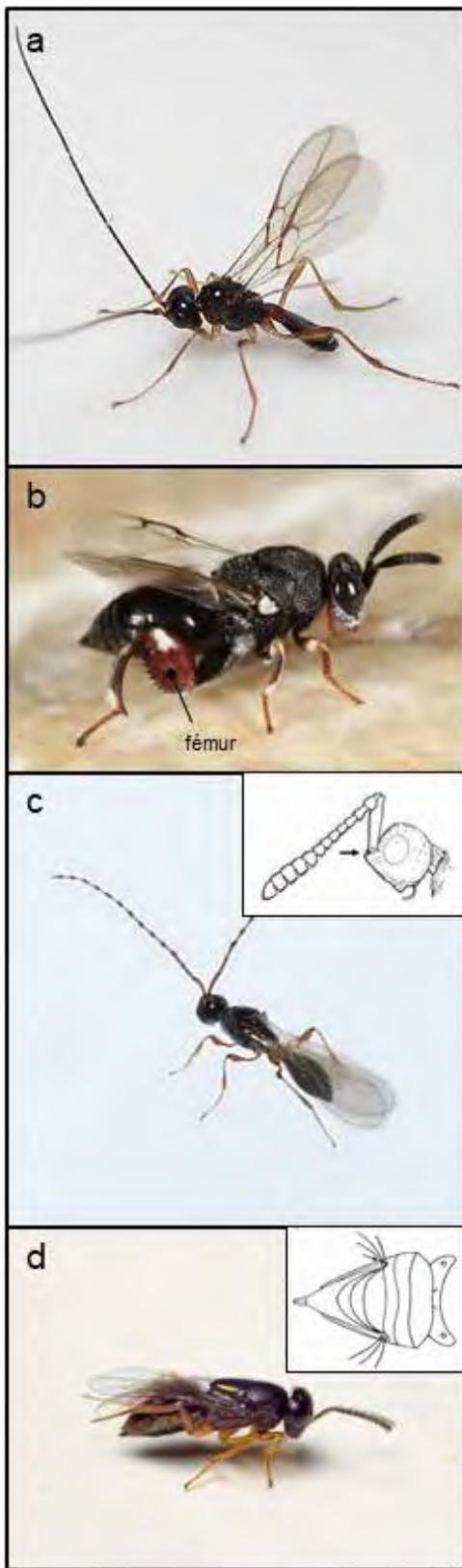
Les membres de ce complexe de guêpes parasites présents en Amérique du Nord sont énumérés dans le tableau 6. Cette liste est fondée sur les travaux de Blume (1985), complétés par des documents plus récents. Dans le cas des espèces les plus susceptibles d'être observées, des références sont fournies pour orienter le lecteur vers de plus amples renseignements sur la répartition géographique, les synonymes, les hôtes et la biologie ainsi que des clés taxonomiques.

Il faut garder en tête que les noms taxonomiques sont mis à jour de temps à autre, en fonction de l'émergence de nouvelles connaissances. C'est particulièrement le cas pour les Hyménoptères, ce qui peut engendrer de la confusion durant la consultation de la documentation ancienne. Par exemple, *Striatovertex impatiens*, espèce de la sous-famille des Eucoilinae (famille des Figitidae) (Schick *et al.*, 2011) était auparavant nommée *Eucoila impatiens* (Blume, 1985). De même, des espèces du genre *Trichomalopsis* (Pteromalidae) (Gibson et Floate, 2001) ont déjà fait partie de la famille des *Eupteromalis* (Blume, 1985). Une espèce d'Europe initialement décrite sous le nom d'*Eupelmus vesicularis*, mais souvent désignée *Macroneura vesicularis* dans la littérature, est maintenant reconnue en Amérique du Nord sous le nom d'*Eupelmus messene* (famille des Eupelmidae) et est représentée par un complexe de quatre espèces en Europe (Fusu, 2017). Le plus récent nom des espèces est celui utilisé dans le tableau 6.

Durant la rédaction de la présente section du guide, j'ai trouvé un certain nombre de ressources particulièrement utiles et accessibles gratuitement en ligne. Krombein *et al.* (1979) recensent toutes les espèces de guêpes en Amérique du Nord, au nord du Mexique, et présentent pour celles-ci des renseignements sur les synonymes et les hôtes ainsi que des références concernant la biologie. Pickering (2009) a numérisé les travaux de Krombein *et al.* (1979), qui sont ainsi accessibles en ligne et peuvent faire l'objet de recherches rapides visant un taxon particulier. La base de données en ligne de Noyes (2019) est beaucoup plus à jour, mais se limite aux familles de la superfamille des Chalcidoidea, par exemple celles des Chalcididae, des Encyrtidae, des Eupelmidae et des Pteromalidae.

Les clés taxonomiques de Goulet et Huber (1993) sont utiles pour l'identification de la famille et de la sous-famille des guêpes. De plus, cette ressource pratique comprend un glossaire illustré qui aide le lecteur à s'y retrouver dans la terminologie parfois complexe relative à la morphologie. La clé de Wharton *et al.* (1997) permet l'identification au genre, mais se limite à la famille des Braconidae (superfamille des Ichneumonoidea). Gibson (2000b) présente une clé illustrée des guêpes parasites des mouches saprophages, mais celle-ci se limite à la superfamille des Chalcidoidea.

Le tableau 6 est particulièrement utile dans les cas où la famille taxonomique de l'espèce observée a été déterminée. Pour favoriser cette identification, les pages qui suivent renferment un sommaire des familles de guêpes qui comptent des membres parasites des Scathophagidés et des mouches saprophages (fig. 93). Le tableau 6 suit cette section.



**a – Braconidae (superfamille des Ichneumonoidea).**

Généralement moins de 15 mm de longueur, avec une apparence plutôt classique de guêpe. Corps habituellement brun ou noir, parfois avec des marques rouges. Antennes filiformes, droites, composées d'au moins 16 segments. Ailes antérieures présentant quelques cellules fermées. Chez la femelle, ovipositeur sorti en permanence. Endoparasites ou ectoparasites, parasitoïdes primaires ou hyperparasitoïdes, solitaires ou grégaires.

*Aphaereta* sp. (♂) (© John Maxwell).

**b – Chalcididae (superfamille des Chalcidoidea).**

Généralement 2–7 mm de longueur. Corps noir, brun, jaune ou rougeâtre, jamais métallique. Thorax grossièrement sculpté. Nervation alaire réduite; absence de cellules fermées. Antennes généralement coudées, composées de 13 segments ou moins. Fémur de la patte postérieure élargi, muni de dents dans sa portion ventrale (voir photo). Parasitoïdes des Coléoptères, des Diptères et des Lépidoptères; certaines espèces sont des hyperparasites.

*Brachymeria podagrica* (© Graham Montgomery).

**c – Diapriidae (superfamille des Proctotrupeoidea).**

Généralement 2–4 mm de longueur. Corps habituellement noir, non métallique, d'apparence lisse. Nervation alaire réduite. Antennes plus ou moins coudées, composées de 12 à 14 segments, généralement fixées à une crête proéminente positionnée haut sur la tête (voir l'image en médaillon). Principalement des parasitoïdes des Diptères.

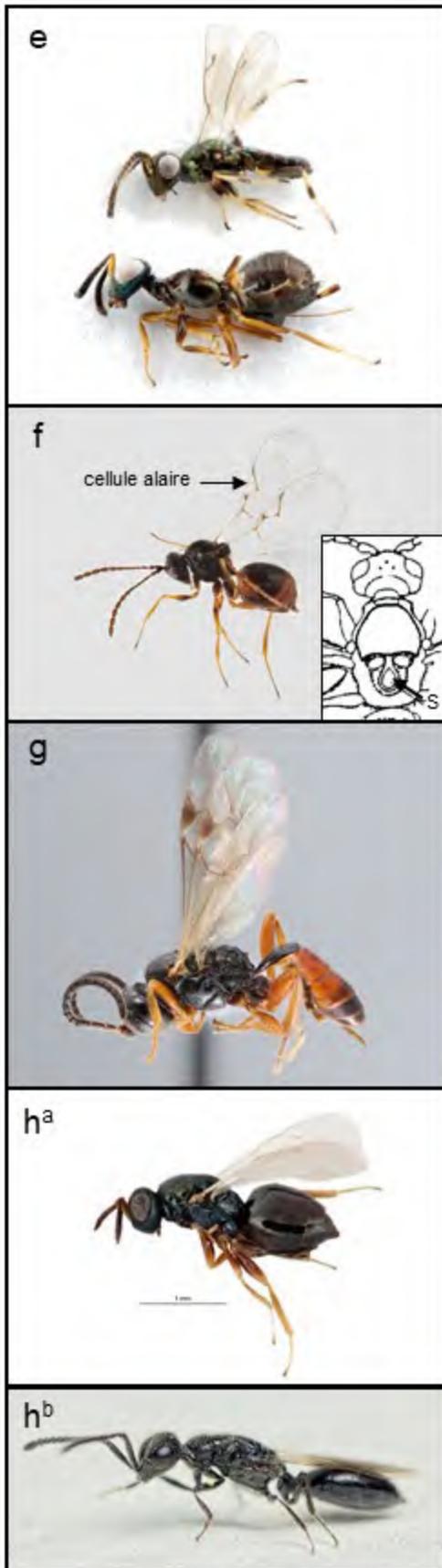
*Trichopria* sp. (Ilona Loser – CC-BY-ND-NC-1.0); médaillon (Mason 1993).

**d – Encyrtidae (superfamille des Chalcidoidea).**

Généralement 1–2 mm de longueur. Nervation alaire réduite; absence de cellules fermées. Antennes généralement coudées, composées de 13 segments ou moins. Mésopleure uniformément convexe, en forme de coussin. Bords dorsaux des segments abdominaux souvent étirés vers l'avant et formant ainsi un U (voir l'image en médaillon).

Encyrtidé non identifié (Pierre Bornand – CC-BY-NC-2.0), médaillon (Gibson 1993).

**Figure 93.** Images et description sommaire des guêpes parasitoïdes des familles suivantes : a – Braconidae; b – Chalcididae; c – Diapriidae; d – Encyrtidae



**e – Eupelmidae (superfamille des Chalcidoidea).**

Dimorphisme important entre les sexes; femelles semblables aux Encyrtidae, mais dépourvues de segments abdominaux en forme de U; mâles semblables aux Pteromalidae. Chez la seule espèce d'Eupelmidé signalée en association avec les Scathophagidés et mouches saprophages en Amérique du Nord, le mâle a des ailes normales, et la femelle a des ailes réduites (brachyptère) (voir photo).

*Eupelmus vesicularis* : ♂ (haut), ♀ (bas) (© The Trustees of the Natural History Museum, London – CC-BY-4.0).

**f – Figitidae (superfamille des Cynipoidea).**

Corps de couleur foncée, non métallique, d'apparence lisse. Abdomen compressé latéralement. Marge des ailes antérieures présentant une cellule triangulaire distinctive; nervations autrement réduites ou absentes. Les espèces de la sous-famille des Eucoilinae se caractérisent par une plaque ronde ou larmiforme sur le scutellum (S) (voir l'image en médaillon).

*Kleidotoma* sp. (Arnstein Staverløkk – CC-BY-4.0); médaillon modifié de from Skidmore (1991) Insects of the cow dung community. Field Studies Council, Shrewsbury, UK.

**g – Ichneumonidae (superfamille des Ichneumonoidea).**

De taille, de couleur et de forme très variables; semblables aux Braconidae, mais généralement de plus grande taille. Espèces pour la plupart solitaires, certaines hyperparasitoïdes.

*Phygadeuon fumator* (Andy Bennett, Agriculture and Agroalimentaire Canada).

**h – Pteromalidae (superfamille des Chalcidoidea).**

Très variable. Nervations alaires et antennes semblables à celles d'autres familles de Chalcidoidea; les autres caractéristiques décrites sont toutefois distinctes. Généralement, corps principalement bleu ou vert métallique (h<sup>a</sup>), sauf chez les *Spalangia* spp., qui sont noirs et ont une apparence aplatie (h<sup>b</sup>) comparativement à la plupart des autres Pteromalidés.

h<sup>a</sup> – *Nasonia vitripennis* (domaine public).

h<sup>b</sup> – *Spalangia drosophilae* (♀) (Pierre Bornand – CC-BY-NC-2.0).

**Figure 93 (suite).** e – Eupelmidae; f – Figitidae; g – Ichneumonidae; h – Pteromalidae.

**Tableau 6.** Guêpes parasites des Scathophagidés et des mouches saprophages en Amérique du Nord, au nord du Mexique<sup>1</sup>.

Taxon	Répartition en Amérique du Nord, remarques et sources utiles
Famille des Braconidae	
<i>Aphaereta pallipes</i>	<u>Répartition</u> – espèce transcontinentale. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979). <u>Biologie</u> – Salkeld (1959); Houser et Wingo (1967).
<i>Alysia ridibunda</i>	<u>Répartition</u> – Canada : Ont. ; É.-U. : Flor., Mich., Kans., Tex. (Blume, 1985). <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979). <u>Biologie</u> – Roberts (1935); Burgess et Wingo (1968). <ul style="list-style-type: none"> <li>• Corps d'une longueur de 5–9 mm, ce qui en fait le plus grand parasitoïde susceptible d'être élevé à partir d'un Scathophagidé.</li> </ul>
<i>Asobara fungicola</i>	<u>Répartition</u> – É.-U. : Calif., Conn., Ill., Ohio (Blume, 1985). <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979). <u>Description</u> – Ashmead (1894).
Famille des Chalcididae	
<i>Brachymeria podagrica</i>	<u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Roberts (1933). <u>Clé taxonomique</u> – Burks (1960). <ul style="list-style-type: none"> <li>• 3–6 mm de longueur; parmi les plus grands parasitoïdes susceptibles d'être élevés à partir d'un Scathophagidé.</li> <li>• Parasitoïde commun des Calliphoridae.</li> </ul>
Famille des Encyrtidae	
<i>Tachinaephagus zealandicus</i>	<u>Répartition</u> – É.-U. : Calif., Flor., Ga., Ill. Ind., Kans., Kent., Missouri, N.Y., C.N., Ohio, C.S., Tenn. (Geden et Skovgård, 2014). <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Olton et Legner (1974); Geden et Moon (2009). <u>Description</u> – Johnston et Tiegs (1921). <u>Clé taxonomique</u> – Gibson (2000b). <ul style="list-style-type: none"> <li>• Introduit en Amérique du Nord (Calif.) comme agent de lutte biologique contre les mouches saprophages (Olton et Legner, 1974).</li> </ul>
Famille des Eupelmidae	
<i>Eupelmus messene</i>	<u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Noyes (2019). <u>Clés taxonomiques</u> – Gibson (1990); Fusu (2017). <ul style="list-style-type: none"> <li>• Accidentellement introduit en Amérique du Nord depuis l'Europe par les premiers colons et appelé <i>Eupelmus</i> ou <i>Macroneura vesicularis</i> avant Fusu (2017).</li> </ul>

**Tableau 6 (suite).** Guêpes parasites des Scathophagidés et des mouches saprophages en Amérique du Nord, au nord du Mexique<sup>1</sup>.

Taxon	Répartition en Amérique du Nord, remarques et sources utiles
Famille des Figitidae (comprend la sous-famille des Eucoilinae, qui était anciennement reconnue comme la famille des Eucoilidae)	
<i>Kleidotoma</i> spp.	<p><u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Forshage <i>et al.</i> (2013). <u>Clé taxonomique</u> – Forshage et Nordlander (2008) (genres européens d’Eucoilinae).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Forshage <i>et al.</i> (2013) recense les espèces décrites en Amérique du Nord.</li> <li>• Le <i>Kleidotoma</i> sp. a été signalé en association avec la bouse au Canada en Alb., en C.-B. (<i>K. fossa</i>) et au Qc; aux É.-U., en Calif. (<i>K. fossa</i>), en Ill. et au Missouri.</li> </ul>
<i>Striatovertex impatiens</i>	<p><u>Répartition</u> – É.-U. : Ill., Missouri, N.-M., N.Y., Tex. (Blume 1985). <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Schick <i>et al.</i> (2011). <u>Clé taxonomique</u> – Forshage et Nordlander (2008) (genres européens d’Eucoilinae).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• = <i>Eucoila impatiens</i> dans la documentation antérieure.</li> </ul>
<i>Striatovertex rufocincta</i>	<p><u>Répartition</u> – É.-U. : États de l’Ouest et du Sud-Ouest (Blume, 1985). <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Schick <i>et al.</i> (2011). <u>Clé taxonomique</u> – Forshage et Nordlander (2008) (genres européens d’Eucoilinae).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• = <i>Eucoila rufocincta</i> dans la documentation antérieure.</li> <li>• Rarement signalé dans le cadre des relevés.</li> </ul>
<i>Leptopilina</i> spp.	<p><u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Forshage <i>et al.</i> (2013). <u>Clé taxonomique</u> – Lue <i>et al.</i> (2016) (espèces de l’est des États-Unis).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Forshage <i>et al.</i> (2013) recense les espèces décrites en Amérique du Nord.</li> <li>• = <i>Cothonaspis</i> dans Valiela (1969).</li> <li>• Rarement signalé dans le cadre des relevés.</li> </ul>
<i>Neralsia hyalinipennis</i>	<p><u>Répartition</u> – Canada : ON, QC; É.-U. : Alab., Flor., Ill., Mar., Missouri, N.-M., N.Y., Virg. (Matheson, 1987; Jiménez <i>et al.</i>, 2008). <u>Synonymes et clé taxonomique</u> – Jiménez <i>et al.</i> (2008) (espèces d’Amérique du Nord).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Rarement signalé dans le cadre des relevés.</li> </ul>
<i>Trischiza atricornis</i>	<p><u>Répartition</u> – É.-U. : Neb., N.-M. <u>Description</u> – Ashmead (1896) (sous le nom <i>Figitodes atricornis</i>).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• = <i>Trichisza atricornis</i> dans Blume (1985).</li> <li>• Rarement signalé dans le cadre des relevés, mais grand nombre trouvé dans des pupes de mouches des cornes au Nebraska (Schreiber, 1985).</li> </ul>
<i>Xyalophoroides quinquelineata</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce transcontinentale. <u>Hôtes associés</u> – Blickle (1961); Turner <i>et al.</i> (1968). <u>Synonymes et clé taxonomique</u> – Jiménez <i>et al.</i> (2008).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• = <i>Xyalophora quinquelineata</i> dans la documentation antérieure.</li> </ul>

**Tableau 6 (suite).** Guêpes parasites des Scathophagidés et des mouches saprophages en Amérique du Nord, au nord du Mexique<sup>1</sup>.

Taxon	Répartition en Amérique du Nord, remarques et sources utiles
Famille des Ichneumonidae	
<i>Phygadeuon fumator</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce transcontinentale. <u>Biologie</u> – McKay et Galloway (1999).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Plusieurs mentions de <i>Phygadeuon</i> sp., mais l'absence de révision récente nuit à la détermination des espèces (Schwarz et Shaw, 2011).</li> <li>• Identifications provisoires du <i>P. fumator</i> indiquées ainsi dans la documentation : <i>P. ?fumator</i> (Gibson et Floate, 2004; Noronha <i>et al.</i>, 2007).</li> </ul>
Famille des Pteromalidae	
<i>Dibrachys microgastris</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce répandue. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Peters et Baur (2011); Noyes (2019). <u>Biologie et description</u> – Hoebeke et Rutz (1988); Peters et Baur (2011). <u>Clé taxonomique</u> – Gibson (2000b) (au genre); Peters et Baur (2011) (à l'espèce).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• = <i>D. cavus</i> dans une grande proportion de la documentation antérieure.</li> <li>• Peters et Baur (2011) ont inclus trois espèces dans le complexe <i>Dibrachys cavus</i>, mais reconnaissent le nom <i>D. microgastris</i> comme celui étant valide pour désigner le taxon auparavant nommé <i>D. cavus</i>.</li> </ul>
<i>Muscidifurax raptor</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Noyes (2019). <u>Biologie, description et/ou clé taxonomique</u> – Kogan et Legner (1970); Rueda et Axtell (1985); Gibson (2000b).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Commercialisé comme agent de lutte biologique contre les mouches saprophages.</li> <li>• De nombreuses études ont été réalisées sur les aspects de la biologie, p. ex. Legner (1979); Capehart <i>et al.</i> (1981); King et Seidl (1993); Geden (1997).</li> </ul>
<i>Muscidifurax raptorellus</i>	<p><u>Répartition</u> – voir les points ci-dessous. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Noyes (2019). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Kogan et Legner (1970); Gibson (2000b).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Commercialisé comme agent de lutte biologique contre les mouches saprophages.</li> <li>• Établi dans certaines parties des États-Unis, mais peu susceptible de s'établir au Canada (Floate <i>et al.</i>, 2000; Floate et Skovgard, 2004).</li> <li>• De nombreuses études ont été réalisées sur les aspects de la biologie, p. ex. Petersen et Currey (1996); Floate <i>et al.</i> (2000); Lysyk (2001a); Geden et Moon (2009).</li> </ul>
<i>Muscidifurax zaraptor</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Noyes (2019). <u>Biologie, description et/ou clé taxonomique</u> – Kogan et Legner (1970); Rueda et Axtell (1985); Gibson (2000b).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Commercialisé comme agent de lutte biologique contre les mouches saprophages.</li> <li>• De nombreuses études ont été réalisées sur les aspects de la biologie, p. ex. Wylie (1971); Coats (1976); Rivers <i>et al.</i> (1998); (2001b).</li> </ul>

**Tableau 6 (suite).** Guêpes parasites des Scathophagidés et des mouches saprophages en Amérique du Nord, au nord du Mexique<sup>1</sup>.

Taxon	Répartition en Amérique du Nord, remarques et sources utiles
<i>Nasonia vitripennis</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Whiting (1967). <u>Description et clé taxonomique</u> – Rueda et Axtell (1985); Darling et Werren (1990); Gibson (2000b).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Largement étudié comme « espèce modèle » pour la recherche sur la biologie et la génétique des insectes (Werren et Loehlin, 2009).</li> </ul>
<i>Pachycrepoides vindemiae</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Noyes (2019). <u>Biologie, description et/ou clé taxonomique</u> – Crandell (1939) (sous le nom <i>Pachycrepoides dubius</i>); Rueda et Axtell (1985); Gibson (2000b).</p>
<i>Spalangia cameroni</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Gibson (2009); Noyes (2019). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Rueda et Axtell (1985); Gibson (2000b); Gibson (2009).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Commercialisé comme agent de lutte biologique contre les mouches saprophages.</li> <li>• De nombreuses études ont été réalisées sur les aspects de la biologie, p. ex. Legner (1967); Moon <i>et al.</i> (1982); Morgan <i>et al.</i> (1989); Machtinger <i>et al.</i> (2016).</li> </ul>
<i>Spalangia drosophilae</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce répandue en Amérique du Nord et du Sud. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Gibson (2009); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Lindquist (1936); Simmonds (1953). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Rueda et Axtell (1985); Gibson (2000b); Gibson (2009).</p>
<i>Spalangia endius</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Gibson (2009); Noyes (2019). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Rueda et Axtell (1985); Gibson (2000b); Gibson (2009).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Commercialisé comme agent de lutte biologique contre les mouches saprophages.</li> <li>• De nombreuses études ont été réalisées sur les aspects de la biologie, p. ex. Lindquist (1936) (sous le nom <i>S. muscidarum stomoxysiae</i>); Ables et Shepard (1974); Morgan <i>et al.</i> (1978); King (2002); Betelman <i>et al.</i> (2017).</li> </ul>
<i>Spalangia erythromera</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce répandue en Amérique du Nord. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Gibson (2009); Noyes (2019). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Gibson (2000b); Gibson (2009).</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Rarement trouvé dans la bouse ou les installations d'élevage; p. ex., Peck (1974); Romero <i>et al.</i> (2010).</li> <li>• A fait l'objet d'un certain intérêt pour la lutte contre des mouches nuisibles qui ne sont pas associées à la bouse (Knoll <i>et al.</i>, 2017).</li> </ul>
<i>Spalangia haematobiae</i>	<p><u>Répartition</u> – espèce transcontinentale. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Gibson (2009); Noyes (2019). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Gibson (2000b); Gibson (2009).</p>

**Tableau 6 (suite).** Guêpes parasites des Scathophagidés et des mouches saprophages en Amérique du Nord, au nord du Mexique<sup>1</sup>.

Taxon	Répartition en Amérique du Nord, remarques et sources utiles
<i>Spalangia nigra</i>	<u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Gibson (2009); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Legner (1969); Hall et Fischer (1988); King <i>et al.</i> (2018). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Rueda et Axtell (1985); Gibson (2000b); Gibson (2009).
<i>Spalangia nigroaena</i>	<u>Répartition</u> – espèce cosmopolite. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Krombein <i>et al.</i> (1979); Gibson (2009); Noyes (2019). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Rueda et Axtell (1985); Gibson (2000b); Gibson (2009). <ul style="list-style-type: none"> <li>• A été étudié comme agent de lutte biologique contre les mouches nuisibles dans les installations d'élevage (Hoelscher et Combs 1969; Greene <i>et al.</i> 1998; Weinzierl et Jones 1998).</li> </ul>
<i>Spalangia subpunctata</i>	<u>Répartition</u> – espèce transcontinentale. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Gibson (2009); Noyes (2019). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Gibson (2000b); Gibson (2009).
<i>Trichomalopsis americana</i>	<u>Répartition</u> – espèce transcontinentale. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Gibson et Floate (2001); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Best et Simpson (1975) (sous le nom <i>Eupteromalus americanus</i> ). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Gibson et Floate (2001).
<i>Trichomalopsis dubia</i>	<u>Répartition</u> – espèce transcontinentale. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Gibson et Floate (2001); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Wylie (1976) (sous le nom <i>Eupteromalus dubius</i> ). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Gibson et Floate (2001).
<i>Trichomalopsis sarcophagae</i>	<u>Répartition</u> – Canada : Alb., Man., Sask.; É.-U. : Ariz., Calif., Idaho, Kans., Mich., Neb., Wash. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Gibson et Floate (2001); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Dobesh <i>et al.</i> (1994); Lysyk (1998); Rivers <i>et al.</i> (1998). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Gibson et Floate (2001). <ul style="list-style-type: none"> <li>• Couramment trouvé dans les relevés des parasitoïdes des mouches domestiques en Alberta, mais pas ailleurs (Floate <i>et al.</i>, 2002).</li> <li>• Une souche d'Alberta a été étudiée comme agent de lutte biologique contre les mouches nuisibles dans les installations d'élevage (Floate et Spooner, 2002; Floate, 2003; Floate et Skovgard, 2004).</li> </ul>
<i>Urolepis maritima</i>	<u>Répartition</u> – Canada : Alb., Qc; É.-U. : Alaska, Mich. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Gibson (2000a); Noyes (2019). <u>Biologie, description et/ou clé taxonomique</u> – Gibson (2000a).
<i>Urolepis rufipes</i>	<u>Répartition</u> – espèce transcontinentale. <u>Synonymes et hôtes associés</u> – Gibson (2000a); Noyes (2019). <u>Biologie</u> – Smith et Rutz (1985); Smith et Rutz (1986); Smith et Rutz (1987); Cooper <i>et al.</i> (2013). <u>Description et/ou clé taxonomique</u> – Gibson et Floate (2001). <ul style="list-style-type: none"> <li>• A été étudié comme agent de lutte biologique contre les mouches nuisibles dans les installations d'élevage (Pawson <i>et al.</i>, 1987; Matthews et Petersen, 1989; Kyei-Poku <i>et al.</i>, 2003).</li> </ul>

<sup>1</sup> Taxons rarement signalés : Bethyloidea (*Laelius*), Braconidae (*Apanteles*, *Blacus*, *Idiasta*, *Pentapleura*), Chalcididae (*Dirhinus texanus*), Diapriidae (*Trichopria haematobiae*), Figitidae (*Eutrias tritoma*, *Figites*, *Melanips*), Ichneumonidae (*Orthocentrus*), Pteromalidae (*Psycophagus omnivorus*, *Trichomalopsis tachinae*, *Trichomalopsis viridescens*), Tiphiidae (*Myzinum*).



## **Acariens (classe des Arachnida : superordres des Acariformes et des Parasitiformes)**

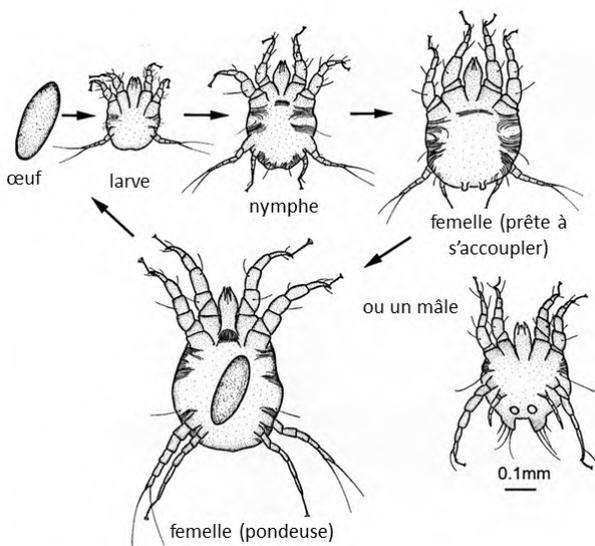
Auparavant combinés dans la sous-classe des Acari, les acariens sont maintenant classés comme des membres des superordres des Acariformes et des Parasitiformes, à l'intérieur de la classe des Arachnida. Les acariens possèdent un corps divisé en deux parties et huit pattes, mais ils sont dépourvus d'antennes et d'ailes.

Couramment présents dans les bouses, les acariens passent souvent inaperçus à cause de leur très petite taille.

## Acariens

Les acariens constituent l'un des groupes d'animaux les plus diversifiés et les moins connus dans le monde (fig. 95). Des 0,4 à 1,0 million d'espèces d'acariens qu'on estime exister dans le monde, seules quelque 54 000 ont été décrites. Au Canada, près de 3 000 espèces ont été nommées, mais on estime prudemment que le pays compterait au total environ 10 000 espèces, mais il pourrait y en avoir plus de 15 000 (Beaulieu *et al.*, 2019). L'identification des espèces est compliquée par leur petite taille, généralement inférieure à 1 mm et souvent plus petite que le point à la fin de la présente phrase. Leur identification nécessite donc un microscope puissant. L'identification est également compliquée par le manque de révisions taxonomiques et de clés d'identification à l'espèce. Les clés d'identification sont incomplètes pour la plupart des groupes (Beaulieu *et al.*, 2019). Krantz et Walter (2009) ont présenté des clés d'identification à la famille des acariens et des renseignements généraux limités sur leur biologie et leur écologie. Le livre de Walter et Proctor (2013) aborde plus en détail la biologie et l'écologie des acariens. Il est préférable de confier l'identification des acariens à un spécialiste.

Les acariens et les insectes appartiennent à l'embranchement des Arthropodes, mais ils présentent de nettes différences. Le corps des insectes (classe Insecta) est divisé en trois parties principales (tête, thorax et abdomen), tandis que le corps des acariens (classe Arachnida : Superorders Acariformes et Parasitiformes) en a deux, soit les pièces buccales (= gnathosoma) et le corps lui-même (= idiosoma). Les insectes adultes ont trois paires de pattes, alors que les



**Figure 94.** Cycle vital de *Psoroptes ovis*, un acarien parasite des ovins et des bovins (Daktaridudu CC BY-SA 3.0).

acariens adultes en ont quatre. Les insectes adultes possèdent des antennes, ainsi que des ailes chez de nombreuses espèces, alors que les acariens n'ont ni ailes ni antennes. Les insectes sont munis d'une paire de pièces buccales appelées mandibules leur servant à tenir, mordre ou mâcher leur nourriture; les acariens ont des chélicères pour saisir ou percer leurs proies. Les acariens peuvent modifier complètement leur morphologie dans leur transition du stade juvénile au stade adulte, mais ils n'ont pas de stade nymphal analogue à celui de bien des insectes. Après son éclosion, la larve d'acarien passe par deux stades où elle a six pattes, puis par un à trois autres stades où elle a huit pattes avant d'arriver au stade adulte (fig. 94).

Jusqu'à maintenant, moins de 20 espèces d'acariens coprophiles ont été identifiées dans la bouse au Canada (Lindquist, 1988; Macqueen et Beirne, 1974; Majka *et al.*, 2007). Elles

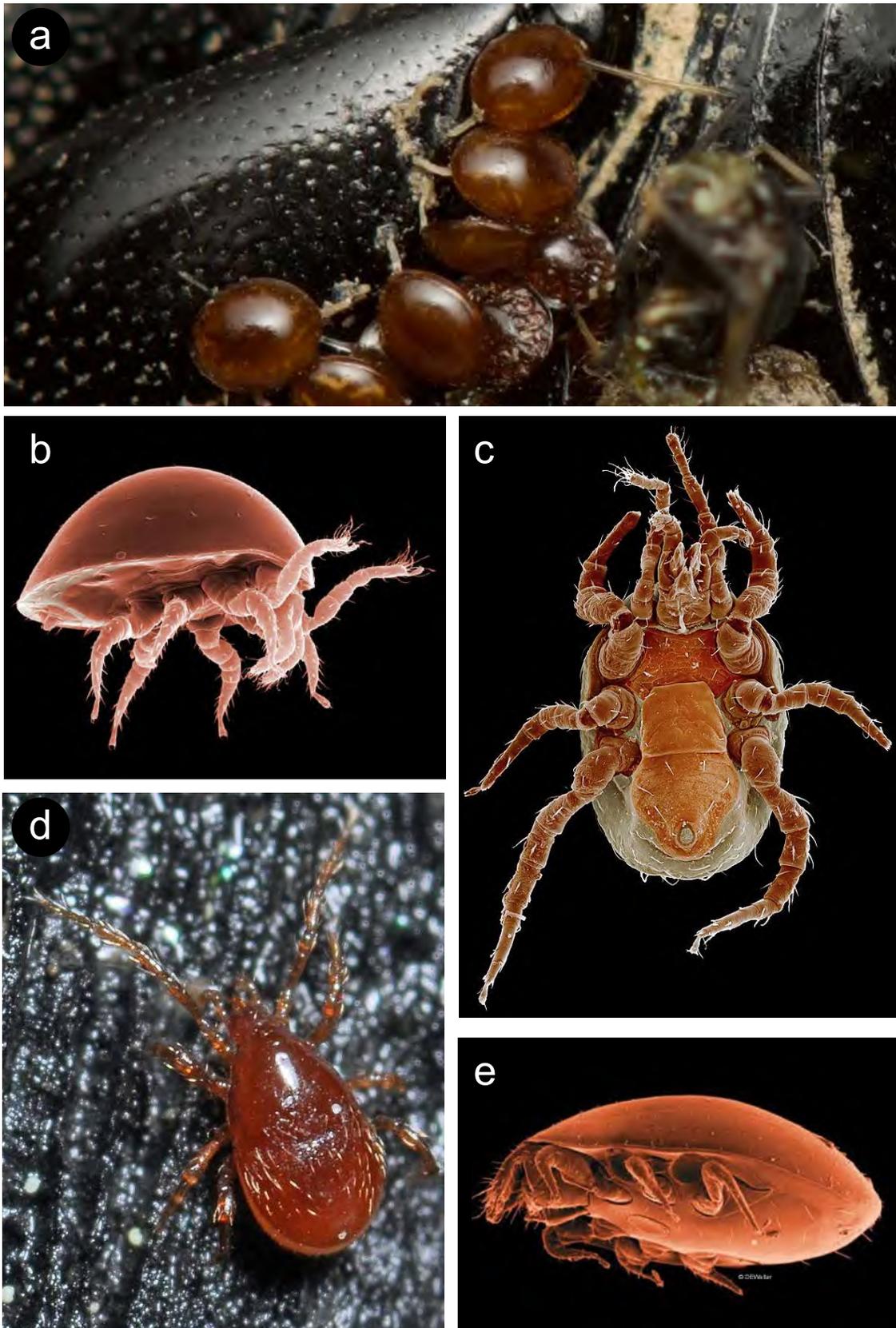
semblent toutes être des prédateurs libres, phorétiques sur des insectes de bouse et communs dans la matière organique en décomposition où elles se nourrissent d'insectes immatures, de nématodes ou de champignons. D'autres études permettront d'augmenter ce nombre d'espèces. En effet, on a signalé à l'échelle mondiale quelque 280 espèces d'acariens de la famille des Macrochélidés qui sont phorétiques ([page 16](#)) sur des coléoptères et des mouches (Krantz, 1983). Ces acariens présentent un intérêt particulier en raison de leur potentiel de suppression des populations de mouches qui se reproduisent dans la bouse et nuisent au bétail (Axtell, 1961; Azevedo *et al.*, 2015; Halliday et Holm, 1987; Halliday, 1990; Krantz, 1998; Rodriguez et Wade, 1961).

Voici les espèces documentées dans la bouse au Canada :

- Eviphididae (p. ex. figure 95b) – *Scarabaspis inexpectatus*.
- Histiostomatidae – *Pelzneria* sp. et *Spinanoetus* sp.
- Macrochelidae – *Glypholaspis confusa*, *Macrocheles glaber* (fig. 95c), *Macrocheles matrius*, *Macrocheles merdarius*, *Macrocheles muscaedomesticae*, *Macrocheles perglaber*, *Macrocheles subbadius* et *Macrocheles vernalis*.
- Parasitidae (p. ex. fig. 95d) – *Cornigamasus lunaris*, *Parasitus beta*, *Parasitus coleopratorum*, *Parasitus fimetorum* et *Pergamasus longicornis*.
- Pyemotidae – *Pediculaster mesembrinae*.
- Uropodoidea (p. ex. fig. 95a, e) – *Uroobovella marginata* et *Uropoda orbicularis*.

À mesure qu'une bouse vieillit, les acariens coprophiles y sont remplacés par des acariens de la famille des Oribatidae (fig. 95g, h). Les acariens coprophiles sont les plus communs dans une bouse les premières semaines après son dépôt. Ils y sont transportés fixés à des insectes se reproduisant dans la bouse, puis s'en détachent pour coloniser la bouse et s'y reproduire. Lorsque la bouse commence à s'assécher et à se décomposer, elle est colonisée par des acariens oribatides à partir du sol environnant. Les acariens Oribatides sont extrêmement communs dans les sols où ils sont d'important décomposeurs de matières organiques. On trouvera dans Walter *et al.* (2014) des renseignements sur la biologie et la répartition des espèces d'acariens Oribatides en Alberta et des clés pour les identifier.

On observe aussi couramment des acariens rouges de la famille des Trombidiidae sur de vieilles bouses décomposées où ils cherchent activement des insectes proies. Abondants dans la litière végétale, ils sont particulièrement visibles en raison de leur relativement grande taille (habituellement d'environ 4 mm) et de leur couleur rouge vif (fig. 95f).



**Figure 95.** Exemples d'acariens associés à la bouse ou au sol : a – deutonymphe d'un *Uropoda* sp. (Uropodidae) fixée à la face ventrale d'un bousier (© John Hallmén); b – Eviphididae (© David E. Walter); c – *Macrocheles glaber* (Macrochelidae) (© Zsolt Ujvári); d – *Pergamasus* sp.? (Parasitidae) (Christophe Quintin, CC BY-NC 2.0); e Uropodidae (© David E. Walter).



**Figure 95 (suite).** f – acarien rouge de la famille Trombidiidae (Thomas Shahan, CC BY-NC-ND 2.0); g – *Oribatida* sp. (Oribatida) (Donald Hobern - CC BY 2.0); h – *Ramusella* sp. (Oribatida) (© Natural England/ Matthew Shepherd, CC BY-NC-ND 2.0).



## Partie III: Références

# Glossaire des termes utilisés dans ce guide

**Acarina** – nom scientifique des acariens.

**adventice** – espèce vivant à l'extérieur de son aire de répartition géographique indigène. Par exemple, une espèce d'insecte provenant d'Europe est adventice au Canada.

**alutacé** – qui se caractérise par de petites rides ou de minuscules fissures, ayant une texture semblable à celle du cuir; terme parfois utilisé pour décrire la surface des élytres.

**antenne** – appendice sensoriel pair situé sur la tête d'un insecte; souvent long et mince (fig. 78).

**antennomère** – segment constitutif d'une antenne. La forme des antennomères et leur nombre sont utilisés pour l'identification des insectes. Par exemple, les antennomères apicaux des bousiers sont élargis et donnent aux antennes une forme de massue.

**apical** – qui est en position opposée au point d'attache. Par exemple, l'antennomère apical est le segment de l'antenne qui est le plus éloigné de la tête (voir basal).

**bactérie aérobie** – bactérie qui survit et se multiplie en présence d'oxygène (voir bactérie anaérobie).

**bactérie anaérobie** – bactérie qui n'a pas besoin d'oxygène et peut mourir en présence d'oxygène. Le tube digestif des bovins renferme des bactéries anaérobies qui se retrouvent dans la bouse fraîche; elles sont remplacées par des bactéries aérobies avec l'exposition à l'oxygène (voir bactérie aérobie).

**basal** – qui est situé vers le point d'attache. Par exemple, l'antennomère basal est le segment de l'antenne qui est le plus près de la tête (voir apical).

**beefalo** – bison hybride fertile issu du croisement entre un bovin (*Bos taurus*) et un bison d'Amérique (*Bison bison*). Selon les associations de race, le matériel génétique d'un bison hybride de type « beefalo » devrait être composé aux 3/8e de matériel de bison (voir cattalo).

**bidenté** – qui présente deux dents ou structures semblables à des dents (fig. 72).

**bimodal** – qui possède deux pics d'activité. Par exemple, chez certaines espèces d'insectes, l'activité saisonnière des adultes suit un profil bimodal (fig. 8c).

**bio-indicateur** – organisme vivant utilisé pour suivre les changements environnementaux, par exemple la présence de résidus de produits chimiques ou les changements climatiques.

**boréal** – qui a trait aux régions nordiques; souvent caractérisé par des forêts de conifères.

**boule de couvain** – masse d'excréments façonnée par les bousiers, à l'intérieur de laquelle la femelle pond. Les bousiers produisent aussi des masses semblables qui sont utilisées pour l'alimentation plutôt que pour la ponte.

**bouse** – excrément des bovins (voir fumier). Les insectes qui prospèrent dans la bouse peuvent être peu communs dans le fumier ou en être absents, et vice versa.

**Brachycera** – signifie « petites cornes »; un des deux sous-ordres reconnus de Diptères (Diptera). Les adultes se caractérisent par de courtes antennes à segmentation réduite (voir Nematocera).

**cage d'émergence** – cage utilisée pour recouvrir des bouses ou d'autres substrats desquels des insectes émergeront (fig. 13).

**campodéiforme** – se dit d'une larve ayant un corps long, muni de longues pattes et souvent de cerques terminaux (voir onisciforme, scarabéiforme et vermiforme); forme commune chez de nombreuses espèces de coléoptères, par exemple ceux de la famille des Staphylinidae (fig. 15a).

**cattalo** – bison hybride fertile issu du croisement entre un bovin (*Bos taurus*) et un bison d'Amérique (*Bison bison*). Aux États-Unis, selon la loi, le « cattalo » doit avoir l'apparence d'un bison. Aucune exigence de ce genre n'existe au Canada (voir beefalo).

**cécidie (galle)** – gonflement anormal des tissus végétaux causé par certaines espèces d'insectes, notamment les cécidomyies (Diptera: Cecidomyiidae).

**cellule** – (1) chambre aménagée par les bousiers, qui renferme un boule de couvain; (2) portion de l'aile d'un insecte délimitée par les veines (cellule alaire).

**cerque** – court appendice pair effilé présent à l'extrémité terminale de l'abdomen d'un insecte; aussi appelé filament caudal.

**chélicère** – appendice buccal pair semblable à une mandibule que les acariens utilisent pour saisir et percer leurs aliments (voir mandibule).

**clé taxonomique** – outil ou guide utilisé pour l'identification des organismes; comprend généralement une série de caractères morphologiques parmi lesquels il faut choisir pour en arriver à une identification au niveau de l'espèce.

**clypéus** – large plaque qui forme le devant de la tête d'un insecte (fig. 46).

**coarcté** – se dit d’une nymphe dont les appendices ne sont pas visibles. La nymphose de la larve se déroule à l’intérieur de l’enveloppe du dernier stade larvaire, qui forme alors une capsule durcie appelée puparium; forme commune chez les diptères du sous-ordre des Brachycera (fig. 16d).

**Code international de nomenclature zoologique (CINZ)** – convention généralement acceptée qui dicte les règles de dénomination scientifique officielle des insectes et autres animaux.

**Coleoptera** – signifie « ailes en étui »; nom scientifique des Coléoptères.

**convexe** – qui est courbé vers l’extérieur, comme une sphère; de nombreuses espèces de coléoptères ont un corps convexe.

**coprolithe** – excrément fossilisé.

**coprophage** – fait référence aux insectes qui se nourrissent d’excréments.

**coprophile** – fait référence aux insectes qui vivent dans les excréments.

**corne** – projection semblable à une corne qu’on retrouve sur la tête ou le pronotum de certaines espèces de bousiers (fig. 74, 75, 76, 77).

**COV (composé organique volatil)** – gaz émis par certains liquides ou solides. La modification des COV émis par les bouses au fil du temps a une incidence sur le nombre et le type d’insectes coprophiles qui y sont attirés.

**crépusculaire** – qui apparaît ou est actif au crépuscule. Par exemple, les espèces de bousiers crépusculaires commencent à voler au crépuscule.

**descripteur** – auteur de la première description d’un groupe taxonomique; information généralement accompagnée de l’année de la description, par exemple *Onthophagus nuchicornis* (Linné, 1758).

**détritivore** – organisme qui se nourrit de matière organique morte, le plus souvent de débris végétaux.

**deutonymphe** – stade phorétique des acariens immatures ([voir p. 17](#)).

**diapause** – période où le développement de l’organisme est suspendu, qui constitue un mécanisme lui permettant de survivre à des conditions environnementales difficiles. De nombreux insectes passent l’hiver dans un état de diapause.

**Diptera** – signifie « deux ailes »; nom scientifique des diptères.

**disque pronotal** – partie supérieure du pronotum, dont la texture et la couleur peuvent différer de celles des côtés du pronotum; caractère utilisé pour l'identification des Coléoptères.

**diurne** – actif durant le jour (voir crépusculaire).

**dorso-ventralement** – aplati entre le dos et la partie ventrale.

**ectoparasitoïde** – parasitoïde qui se développe sur la face externe de son hôte (voir endoparasitoïde).

**élytre** – signifie « étui » ou « couverture »; aile antérieure rigide des Coléoptères, qui recouvre et protège l'aile postérieure membraneuse utilisée pour le vol (fig. 46).

**encoche médiane** – incision au milieu du clypéus; caractère utilisé pour l'identification de certaines espèces de bousiers (fig. 74).

**endectocide** – médicament vétérinaire donné au bétail pour tuer les parasites internes (endo) et externes (ecto).

**endocoprïde** – catégorie de bousiers qui se reproduit dans les dépôts d'excréments; aussi qualifiés de « résidents » (voir paracoprïde et télécoprïde) (fig. 3).

endoparasitoïde – parasitoïde qui se développe à l'intérieur de son hôte (voir ectoparasitoïde).

**entomologiste** – personne qui étudie les insectes, généralement de façon professionnelle, et qui possède souvent un diplôme d'études supérieures.

**eurytope** – organisme qui tolère une vaste gamme d'habitats ou de conditions environnementales (voir oligotope et sténotope).

**exarate** – se dit d'une nymphe dont les appendices ne sont pas accolés au corps. La nymphe est exarate chez la majorité des espèces de coléoptères (voir coarcté et obtecté) (fig. 16c).

**fongivore** – organisme qui se nourrit d'hyphes ou de spores de champignons.

**formulation** – façon dont un produit est préparé pour l'application; par exemple, les endectocides existent sous forme injectable, topique (produit à verser) ou à libération prolongée.

**fumier** – mélange d'excréments et de matières végétales. Les insectes qui prospèrent dans la bouse peuvent être peu communs dans le fumier ou en être absents, et vice versa (voir bouse).

**galle** – voir cécidie.

**granuleux** – recouvert de petites bosses ou de granules; caractère qualifiant la tête, le pronotum ou les élytres, utilisé pour l'identification des Coléoptères.

**hiérarchie taxonomique** – classification des groupes d'organismes (*taxons*) en fonction de leur similitude sur le plan morphologique. Ordre croissant de similitude : embranchement, classe, ordre, famille, genre, espèce.

**Hymenoptera** - signifie « ailes mariées »; nom scientifique donné aux guêpes et aux espèces qui leur sont apparentées (abeilles, fourmis, tenthrèdes).

**hyperparasitoïde** – parasitoïde qui parasite un autre parasitoïde.

**idiobionte** – qualifie un parasitoïde qui paralyse son hôte et stoppe son développement (voir koinobionte).

**imago** – dernier stade de développement d'un insecte; adulte, généralement ailé.

**koinobionte** – qualifie un parasitoïde qui permet à son hôte de poursuivre son développement pendant qu'il se nourrit à l'intérieur de celui-ci (voir idiobionte).

**larve dauer** – stade phorétique des nématodes.

**larvicide** – produit chimique ou substance qui tue les larves. Les résidus de certains parasitocides se retrouvent dans les bouses des bovins traités et agissent comme des larvicides.

**larviposition** – processus qui consiste à déposer des larves plutôt que des œufs. Dans de tels cas, les œufs éclosent préalablement dans le corps de la femelle.

**ligne marginale basilaire** – ligne renforcée ou mince crête à la base du pronotum; caractère utilisé pour l'identification des insectes (fig. 46).

**lutte biologique** – utilisation par l'humain d'ennemis naturels (prédateurs, parasitoïdes, pathogènes) pour réprimer les populations d'un organisme nuisible. La répression des populations d'un organisme nuisible sans intervention humaine est définie comme la lutte naturelle.

**maculé** – qui présente des marques foncées. La forme de ces marques sur les élytres peut servir à l'identification de certaines espèces de bousiers (p. ex. *Chilo thorax distinctus* – fig. 61).

**maladie de la langue bleue** – maladie causée par un agent dont certaines espèces du genre *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) sont porteuses; elle touche les ruminants, principalement les ovins mais parfois aussi les bovins.

**mâle majeur** – individu appartenant à une des deux catégories morphologiques du mâle chez certaines espèces de bousiers; il possède des cornes bien développées (fig. 74, 75, 76b, 77a) et est normalement plus gros que le mâle mineur de l'espèce (voir mâle mineur).

**mâle mineur** – individu appartenant à une des deux catégories morphologiques du mâle chez certaines espèces de bousiers; il possède des cornes peu développées ou est dépourvu de cornes et est normalement plus petit que le mâle majeur de l'espèce (voir mâle majeur).

**mandibule** – chacune des deux pièces buccales qu'un insecte utilise pour saisir, percer et broyer la nourriture (voir chélicère).

**métamorphose hémimétabole** – cycle vital d'un insecte comportant trois stades de développement (œuf, larve, adulte); également appelée métamorphose simple ou incomplète (voir métamorphose holométabole).

**métamorphose holométabole** – cycle vital d'un insecte comportant quatre stades de développement (œuf, larve, nymphe, adulte); également appelée métamorphose complète (voir métamorphose hémimétabole).

**mouche saprophage** – terme général qui fait référence aux mouches qui se reproduisent dans la matière organique en décomposition, dont le compost et la charogne; ne s'applique pas aux mouches qui se reproduisent dans les bouses fraîches.

**myiase** – infestation de larves de diptères dans les tissus vivants (fig. 35).

**Nematocera** – signifie « à cornes en forme de fil »; un des deux sous-ordres reconnus de Diptères (Diptera). Les adultes se caractérisent par leurs longues antennes composées de nombreux segments et leur corps allongé muni de longues pattes (voir Brachycera).

**nidification** – construction d'un nid. Par exemple, les bousiers paracoprides et télécoprides ont des modes de nidification différents (fig. 3).

nocturne – actif durant la nuit (voir diurne et crépusculaire).

**nomenclature binomiale** – système de dénomination qui consiste à attribuer à chaque espèce un binôme unique; le premier nom correspond au genre, et le deuxième, à l'espèce, par exemple *Musca domestica*.

**nymphe** – stade de métamorphose, intermédiaire entre la larve et l'adulte, des insectes à métamorphose complète. Ce stade s'appelle pupe chez les mouches et chrysalide chez les papillons. Il ne faut pas confondre nymphe en français et le terme anglais nymph, qui désigne la larve des insectes à métamorphose incomplète.

**obtecté** – se dit d'une nymphe dont les appendices sont accolés au corps et qui est entourée d'une mince membrane transparente. Forme commune chez les papillons et de nombreux coléoptères et nématocères (voir coarctaté et exarate) (fig. 16a, b).

**ocelle** – du latin ocellus, qui signifie « petit œil »; structure détectant la lumière, constituée d'une seule lentille et de quelques cellules photoréceptrices (voir œil composé) (fig. 83b).

**œil composé** – œil formé de nombreux yeux simples (ocelles) fonctionnant conjointement; la plupart des insectes possèdent des yeux composés (fig. 83a).

**oligotope** – organisme qui a une tolérance réduite à la variation de son habitat ou des conditions environnementales; intermédiaire entre les organismes eurytopes et sténotopes.

**onisciforme** – se dit d'une larve dont le corps est aplati et extrêmement court ou dépourvu de pattes (voir campodéiforme, scarabéiforme et vermiforme); forme commune chez certains groupes de Coléoptères, dont les Histeridae et les Hydrophilidae (Sphaeridiinae) (fig. 15b).

**paracopride** – catégorie de bousiers qui prélève des excréments dans les dépôts frais et les enfouit sous ce dépôt; aussi qualifiés de « fousseurs » (voir endocopride et télécopride) (fig. 3).

**parasite** – organisme qui peut se nourrir sur plus d'un hôte, mais qui ne tue généralement pas son hôte (voir parasitoïde).

**parasiticide** – médicament vétérinaire administré au bétail pour tuer les parasites (hypodermes, douves, acariens, nématodes, ténias, etc.).

**parasitoïde** – organisme qui se développe sur un seul hôte et tue presque toujours celui-ci (voir parasite). Les parasitoïdes solitaires pondent généralement un seul œuf par hôte, alors que les parasitoïdes grégaires en pondent plusieurs.

**pédérine** – composé chimique produit par certains Staphylinidés; son contact avec la peau peut causer des éruptions cutanées, de la fièvre, de la névralgie et des cicatrices.

**pédicelle anal** – axe présent chez les deutonymphes des acariens uropodes, leur permettant de se fixer à un insecte ([page 17](#)). Cette association phorétique avec leur porteur permet aux acariens coprophiles de coloniser les bouses fraîches.

**pédogenèse** – phénomène par lequel des ovaires fonctionnels se forment chez la larve ou la nymphe d'un insecte, lui permettant de produire des larves (fig. 18).

**phorésie** – phénomène par lequel un animal (dit phorétique) cherche activement un autre animal et de fixe à sa surface externe, pour que celui-ci le transporte jusqu'à un milieu favorable (voir la section intitulée Phorésie, à la [page 16](#)).

**piège-fosse** – contenant enfoui dans le sol de manière à ce que son rebord soit au niveau de la surface, pour que les animaux y tombent. Des pièges-fosses appâtés sont souvent utilisés pour capturer les bousiers (fig. 11 et 12).

**punctuation** – petite marque sur la face externe durcie des insectes. La présence et la disposition des punctuations sur la tête, le pronotum et les élytres sont utilisées pour l'identification des insectes (fig. 46).

**ponctué** – parsemé de punctuations; texture utilisée pour l'identification des insectes.

**pronotum** – structure proéminente semblable à un bouclier située derrière la tête d'un insecte; sa forme, sa texture et sa couleur sont utilisées pour l'identification des Coléoptères (fig. 46).

**prophylactique** – qualifie une mesure qui se veut préventive. Par exemple, l'utilisation prophylactique d'antibiotiques au bétail, pour prévenir les maladies.

**propylène-glycol** – liquide non toxique utilisé comme agent de conservation dans les pièges fosses, couramment vendu pour prévenir le gel des conduites d'eau des véhicules récréatifs et des chalets. À ne pas confondre avec l'éthylène-glycol, substance très toxique couramment utilisée comme antigel automobile.

**puddling** – terme anglais qui fait référence au comportement des insectes (le plus souvent des papillons) consistant à visiter les bouses fraîches pour en extraire l'eau et les éléments nutritifs.

**puparium** – enveloppe dure à l'intérieur de laquelle la larve effectue sa métamorphose (fig. 16d); voir coarcté.

**pygidium** – dernier segment du corps chez certaines espèces d'insectes; non recouvert par les élytres chez certaines espèces de bousiers (fig. 72, 73).

**quadridenté** – qui présente quatre dents ou structures semblables à des dents (fig. 73).

**refuge** – région où les organismes peuvent survivre à des conditions défavorables, comme une glaciation.

**saprophage** – qui se nourrit de matière organique en décomposition. Diffère de coprophage, qui suppose une association spécifique avec les excréments frais.

**scarabéiforme** – se dit d'une larve au corps cylindrique et courbé, généralement muni de pattes courtes mais visibles (voir campodéiforme, onisciforme et vermiforme); forme commune chez les Scarabaeidae (fig. 15c).

**scutellum** – chez les Coléoptères, petite structure triangulaire située derrière le pronotum et entre le point d'attache des élytres; visible ou non, selon l'espèce (fig. 46).

**sténotope** – organisme qui tolère une gamme très étroite de variation de son habitat ou des conditions environnementales (voir eurytope et oligotope).

**sternite** – pièce du tégument formant la partie ventrale du corps d'un insecte.

**stries des élytres** – sillons marquant les élytres, dans le sens de la longueur; caractère utilisé pour l'identification des Coléoptères (fig. 46).

**succession** – changement progressif et prévisible d'une communauté biologique. Par exemple, la succession d'espèces d'insectes dans la bouse au fil du temps.

**suture des élytres** – ligne médiane où se rencontrent les deux élytres, sur le dos des Coléoptères (fig. 46).

**synonyme** – en taxonomie, nom scientifique qui n'est plus utilisé officiellement pour désigner un organisme. Par exemple, le bousier *Canthon pilularius* était auparavant nommé *Canthon laevis*, nom qui est maintenant un synonyme.

**tarsomère** – un des petits segments mobiles qui forment le tarse, portion apicale de la patte d'un insecte; le nombre de tarsomères et la forme de ceux-ci sont utilisés pour l'identification des insectes (fig. 40).

**télécopride** – catégorie de bousier qui prélève des excréments frais et en fait une boule qu'il roule pour aller l'enfouir; aussi qualifiés de « rouleurs » (voir endocopride et paracopride) (fig. 3).

**tronqué** – qui se termine abruptement.

**tubercule** – bosse ou protubérance arrondie; caractère utilisé pour déterminer le sexe et l'espèce chez certains bousiers.

**unimodal** – qui comporte un seul pic d'activité. Par exemple, certaines espèces d'insectes présentent un profil unimodal d'activité saisonnière (fig. 8g).

**varon** – œdème provoqué chez les animaux par une larve d'hypoderme.

**ver de vase rouge** – nom commun donné aux larves rouge vif de certaines espèces de moucheron (Diptera: Chironomidae) (fig. 21).

**vermiforme** – se dit d'une larve dont le corps est cylindrique et dépourvu d'appendices (semblable à un ver) (voir campodéiforme, onisciforme et scarabéiforme); forme commune chez les larves de diptères et de guêpes (fig. 15d, e).

# Bibliographie

- Abdel-Gawaad, A.A., Ahmed, S.M., El-Berry, A. and El-Gayer, F.H. 1976. The suppressing effect of three predators of the immature stages of the house fly *Musca domestica* L. on its population in a breeding site in Alexandria. Zeitschrift für Angewandte Entomologie 80(1-4): 1-6. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1976.tb03291.x>.
- Ables, J.R. and Shepard, M. 1974. Responses and competition of the parasitoids *Spalangia endius* and *Muscidfurax raptor* (Hymenoptera: Pteromalidae) at different densities of house fly pupae. The Canadian Entomologist 106(8): 825-830. <https://doi.org/10.4039/Ent106825-8>.
- Achiano, K.A. and Giliomee, J.H. 2005. Biology of the house fly predator *Carcinops pumilio* (Erichson) (Coleoptera: Histeridae). BioControl 50(6): 899-910. <https://doi.org/10.1007/s10526-005-3632-4>.
- Alberta Agriculture. 1992. The Beef Cow-Calf Manual. Alberta Agriculture, Edmonton.
- Alcock, J. 1991. Adaptive mate-guarding by males of *Ontholestes cingulatus* (Coleoptera: Staphylinidae). Journal of Insect Behavior 4(6): 763-771. <https://doi.org/10.1007/BF01052230>.
- Allen, E.J. and Foote, B.A. 1967. Biology and immature stages of three species of Otitidae (Diptera) which have saprophagous larvae. Annals of the Entomological Society of America 60(4): 826-836. <https://doi.org/10.1093/aesa/60.4.826>.
- Anderson, J.R., Merritt, R.W. and Loomis, E.C. 1984. The insect-free cattle dropping and its relationship to increased dung fouling of rangeland pastures. Journal of Economic Entomology 77(1): 133-141. <https://doi.org/10.1093/jee/77.1.133>.
- Anderson, R.S. and Peck, S.B. 1985. The carrion beetles of Canada and Alaska. Coleoptera: Silphidae and Agyrtidae. Agriculture Canada Publication 1778. 121 pp. [online] Available from <https://publications.gc.ca/site/eng/9.811376/publication.html> [accessed May 17, 2022].
- Andrews, F.G. 2002. Chapter 95. Latridiidae Erichson 1842. In American Beetles, Volume II: Polyphaga: Scarabaeoidea Through Curculionoidea. Edited by R.H. Arnett Jr., M.C. Thomas, P.E. Skelley, J.H. Frank. CRC Press, Baton Rouge, FL. pp. 395-398. <https://doi.org/10.1201/9781420041231>.

- Anonymous. 1911. Report of the Entomologist. Hawaii Board of Commissioners of Agriculture and Forestry. Division of Forestry. Honolulu, HI: Hawaiian Gazette Company. [online] Available from [https://books.google.ca/books/about/Report\\_of\\_the\\_Division\\_of\\_Entomology.html?id=joAxQAAMAAJ&redir\\_esc=y](https://books.google.ca/books/about/Report_of_the_Division_of_Entomology.html?id=joAxQAAMAAJ&redir_esc=y) [accessed May 17, 2022].
- Anonymous. 2018. UK Beetle Recording. [online] Available from <http://www.coleoptera.org.uk/coleopterist/home> [accessed September 7, 2018].
- Aschenborn, H.H., Loughnan, M.L. and Edwards, P.B. 1989. A simple assay to determine the nutritional suitability of cattle dung for coprophagous beetles. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 53(1): 73-79. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1989.tb01287.x>.
- Ashmead, W.H. 1894. Descriptions of thirteen new parasitic Hymenoptera, bred by Prof. F. M. Webster. *The Journal of the Cincinnati Society of Natural History* 17: 45-55. [online] Available from [https://www.nhm.ac.uk/resources/research-curation/projects/chalcidoids/pdf\\_X/Ashmea895b.pdf](https://www.nhm.ac.uk/resources/research-curation/projects/chalcidoids/pdf_X/Ashmea895b.pdf) [accessed August 17, 2022].
- Ashmead, W.H. 1896. Descriptions of new parasitic Hymenoptera. (Paper No. 2). *Transactions of the American Entomological Society (1890-)* 23(2): 179-234. <https://www.jstor.org/stable/25076663>
- Axtell, R.C. 1961. New records of North American Macrochelidae (Acarina: Mesostigmata) and their predation rates on the house fly. *Annals of the Entomological Society of America* 54: 748. <https://doi.org/10.1093/AESA/54.5.748>.
- Azevedo, L., Emberson, R., Esteca, F. and Moraes, G. 2015. Macrochelid mites (Mesostigmata: Macrochelidae) as biological control agents. *In* *Prospects for Biological Control of Plant Feeding Mites and Other Harmful Organisms*. Edited by D. Carrillo, G.J. de Moraes, J.E. Peña. Springer International Publishing Switzerland. pp. 103-132. [https://doi.org/10.1007/978-3-319-15042-0\\_4](https://doi.org/10.1007/978-3-319-15042-0_4).
- Bacher, M.G., Fenton, O., Bondi, G., Creamer, R.E., Karmarkar, M. and Schmidt, O. 2018. The impact of cattle dung pats on earthworm distribution in grazed pastures. *BMC Ecology* 18(1): 59. <https://doi.org/10.1186/s12898-018-0216-6>.
- Backmeyer, S.J., Goater, C., Challis, J.K. and Floate, K.D. 2023. Season-long simplification of insect communities in dung from cattle treated with an extended-release formulation of the parasiticide eprinomectin. *Environmental Toxicology and Chemistry* (first view). <https://doi.org/10.1002/etc.5558>.
- Bajerlein, D. and Witaliński, W. 2012. Anatomy and fine structure of pedicellar glands in phoretic deutonymphs of uropodid mites (Acari: Mesostigmata). *Arthropod Structure & Development* 41(3): 245-257. <https://doi.org/10.1016/j.asd.2012.02.006>.

- Ball, S.G. 2014. Key to the British Scathophagidae (Diptera). [online] Available from [https://scathophagidae.myspecies.info/sites/scathophagidae.myspecies.info/files/scathophagid\\_key.pdf](https://scathophagidae.myspecies.info/sites/scathophagidae.myspecies.info/files/scathophagid_key.pdf) [accessed 17 May 2022].
- Basto-Estrella, G.S., Rodríguez-Vivas, R.I., Delfin-González, H., Navarro-Alberto, J.A., Favila, M.E. and Reyes-Novelo, E. 2016. Dung removal by dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae) and macrocyclic lactone use on cattle ranches of Yucatan, Mexico. *Revista de Biología Tropical* 64(3): 945-954. <https://doi.org/10.15517/rbt.v64i3.21044>.
- Beaulieu, F., Knee, W., Nowell, V., Schwarzfeld, M., Lindo, Z., Behan-Pelletier, V.M., Lumley, L., Young, M.R., Smith, I., Proctor, H.C. and others. 2019. Acari of Canada. *ZooKeys* 819: 77-168. <https://doi.org/10.3897/zookeys.819.28307>.
- Beintema, A.J., Thissen, J.B., Tensen, D. and Visser, G.H. 1991. Feeding ecology of Charadriiform chicks in agricultural grassland. *Ardea* 79: 31-43. [online] Available from [https://ardea.nou.nu/ardea\\_show\\_article.php?nr=300](https://ardea.nou.nu/ardea_show_article.php?nr=300) [accessed May 19, 2022].
- Bernays, E.A. and Chapman, R.F. 1994. *Host-Plant Selection by Phytophagous Insects*. Chapman & Hall, New York.
- Bertone, M., Green, J., Washburn, S., Poore, M., Sorenson, C. and Watson, D.W. 2005. Seasonal activity and species composition of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae and Geotrupidae) inhabiting cattle pastures in North Carolina. *Annals of the Entomological Society of America* 98(3): 309-321. [https://doi.org/10.1603/0013-8746\(2005\)098\[0309:SAASCO\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1603/0013-8746(2005)098[0309:SAASCO]2.0.CO;2)
- Best, R.L. and Simpson, R.G. 1975. Biology of *Eupteromalus americanus*: a hyperparasite of *Bathyplectes curculionis*. *Annals of the Entomological Society of America* 68(6): 1117-1120. <https://doi.org/10.1093/aesa/68.6.1117>.
- Betelman, K., Caspi-Fluger, A., Shamir, M. and Chiel, E. 2017. Identification and characterization of bacterial symbionts in three species of filth fly parasitoids. *FEMS Microbiology Ecology* 93(9): fix107. <https://doi.org/10.1093/femsec/fix107>.
- Bezanson, G.A. 2019. Assessing the effect of habitat, location and bait treatment on dung beetle (Coleoptera: Scarabaeidae) diversity in southern Alberta, Canada. MSc. thesis. University of Lethbridge, Lethbridge, Alberta. [online] Available from <https://hdl.handle.net/10133/5399> [accessed May 17, 2022].
- Bezanson, G.A. and Floate, K.D. 2019. An updated checklist of the Coleoptera associated with livestock dung on pastures in America North of Mexico. *The Coleopterists Bulletin* 73(3): 655-683. <https://doi.org/10.1649/0010-065X-73.3.655>.

- Bezanson, G.A. and Floate, K.D. 2020. Use of wet, air-dried, or oven-dried bulk mass to quantify insect numbers: an assessment using *Chilo thorax distinctus* (Müller) (Coleoptera: Scarabaeidae). *The Canadian Entomologist* 152(2): 261-268. <https://doi.org/10.4039/tce.2019.78>.
- Bezanson, G.A., Goater, C. and Floate, K.D. 2022. Comparative patterns of dung beetle (Coleoptera: Scarabaeidae) diversity in native fescue grassland and wooded habitats in the Cypress Hills, Alberta, Canada. *The Canadian Entomologist* 154(e35). <https://doi.org/10.4039/tce.2022.23>.
- Bicudo, J.R. and Goyal, S.M. 2003. Pathogens and manure management systems: A review. *Environmental Technology* 24(1): 115-130. <https://doi.org/10.1080/09593330309385542>.
- Bistrom, O., Silfverberg, H. and Rutanen, I. 1991. Abundance and distribution of coprophilous Histerini (Histeridae) and *Onthophagus* and *Aphodius* (Scarabaeidae) in Finland (Coleoptera). *Entomologica Fennica* 2(2): 53-66. <https://doi.org/10.33338/ef.83536>.
- Blanckenhorn, W.U., Pemberton, A.J., Bussière, L.F., Römbke, J. and Floate, K.D. 2010. A review of the natural history and laboratory culture methods of the yellow dung fly, *Scathophaga stercoraria*. *Journal of Insect Science*. 10(1): 11 <https://doi.org/10.1673/031.010.1101>.
- Blank, R.H., Black, H. and Olson, M.H. 1983. Preliminary investigations of dung removal and flight biology of the Mexican dung beetle *Copris incertus* in Northland (Coleoptera: Scarabaeidae). *New Zealand Entomologist* 7(4): 360-364. <https://doi.org/10.1080/00779962.1983.9722424>.
- Blickle, R.L. 1961. Parasites of the face fly, *Musca autumnalis*, in New Hampshire. *Journal of Economic Entomology* 54(4): 802. <https://doi.org/10.1093/jee/54.4.802>.
- Blume, R.R. 1970. Insects associated with bovine droppings in Kerr and Bexar Counties, Texas. *Journal of Economic Entomology* 63(3): 1023-1024. <https://doi.org/10.1093/JEE/63.3.1023>.
- Blume, R.R. 1985. A check-list, distributional record, and annotated bibliography of the insects associated with bovine droppings on pasture in America north of Mexico. *Southwestern Entomologist* (Supplement) 9: 1-55.
- Blume, R.R. and Aga, A. 1978. *Onthophagus gazella*: F.: Progress of experimental release in south Texas. *Folia Entomologica Mexicana* 39/40: 190-191.
- Bohac, J. 1999. Staphylinid beetles as bioindicators. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 74(1): 357-372. [https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(99\)00043-2](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(99)00043-2).

- Bohlen, P.J., Scheu, S., Hale, C.M., McLean, M.A., Migge, S., Groffman, P.M. and Parkinson, D. 2004. Non-native invasive earthworms as agents of change in northern temperate forests. *Frontiers in Ecology and the Environment* 2(8): 427-435. [https://doi.org/10.1890/1540-9295\(2004\)002\[0427:NIEAAO\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/1540-9295(2004)002[0427:NIEAAO]2.0.CO;2).
- Bousquet, Y. and Laplante, S. 2006. *Coleoptera Histeridae*. NRC Research Press, Ottawa, ON, Canada.
- Bousquet, Y., (ed.) 1991. Checklist of beetles of Canada and Alaska. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/agrhist/A43-1861-1991-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/agrhist/A43-1861-1991-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].
- Bousquet, Y., Bouchard, P., Davies, A. and Sikes, D. 2013. Checklist of beetles (Coleoptera) of Canada and Alaska. 2nd edition. *ZooKeys* 360: 1-44. <https://doi.org/10.3897/zookeys.360.4742>.
- Bowling, G.A. 1942. The introduction of cattle into colonial North America. *Journal of Dairy Science* 25(2): 129-154. [https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302\(42\)95275-5](https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302(42)95275-5).
- Brock, M.L., Wiegert, R.G. and Brock, T.D. 1969. Feeding by *Paracoenia* and *Ephydra* (Diptera: Ephydridae) on the microorganisms of hot springs. *Ecology* 50(2): 192-200. <https://doi.org/10.2307/1934846>.
- Brown, G.R. and Matthews, I.M. 2016. A review of extensive variation in the design of pitfall traps and a proposal for a standard pitfall trap design for monitoring ground-active arthropod biodiversity. *Ecology and Evolution* 6(12): 3953-3964. <https://doi.org/10.1002/ece3.2176>.
- Brown, W.J. 1940. Notes on the American distribution of some species of Coleoptera common to the European and North American continents. *The Canadian Entomologist* 72(4): 65-78. <https://doi.org/10.4039/Ent7265-4>.
- Brown, W.J. 1950. The extralimital distribution of some species of Coleoptera. *The Canadian Entomologist* 32: 197-204. <https://doi.org/10.4039/ENT82197-10>.
- Bruce, W.G. 1939. The use of phenothiazine in the medication of cattle for the control of horn flies. *Journal of Economic Entomology* 32(5): 704-706. <https://doi.org/10.1093/jee/32.5.704>.
- Bruce, W.G. 1940. Intravenous injections of arsenic ineffective in controlling horn flies on cattle. *Journal of the Kansas Entomological Society* 13(4): 128-129. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25081609> [accessed May 17, 2022].

- Bruce, W.G. 1942. Zinc oxide: a new larvicide for use in the medication of cattle for the control of horn flies. *Journal of the Kansas Entomological Society* 15(3): 105-107. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25081682> [accessed May 17, 2022].
- Brues, C.T. 1951. A migrating army of sciarid larvae in the Philippines. *Psyche* 58: 73-76. <https://doi.org/10.1155/1951/36389>.
- Brunke, A., Newton, A., Klimaszewski, J., Majka, C. and Marshall, S. 2011. Staphylinidae of Eastern Canada and Adjacent United States. Key to Subfamilies; Staphylininae: Tribes and Subtribes, and Species of Staphylinina. *Canadian Journal of Arthropod Identification* No. 12, 20 January 2011. <https://doi.org/10.3752/cjai.2011.12>.
- Brunke, A.J., Bouchard, P., Douglas, H.B. and Pentinsaari, M. 2019. Coleoptera of Canada. *In* The Biota of Canada – A Biodiversity Assessment. Part 1: The Terrestrial Arthropods. Edited by D.W.Langor, C.S. Sheffield. *ZooKeys* 819: 361-376. <https://doi.org/10.3897/zookeys.819.24724>.
- Brunke, A.J., Pentinsaari, M. and Klimaszewski, J. 2021. Integrative taxonomy of Nearctic and Palaearctic Aleocharinae: new species, synonymies, and records (Coleoptera, Staphylinidae). *ZooKeys* 1041: 27-99. <https://doi.org/10.3897/zookeys.1041.64460>.
- Burgess, L.P., Jr., and Wingo, C.W. 1968. The host and present status of *Alysia ridibunda* Say in Missouri (Hymenoptera: Braconidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 70: 204-208. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/item/54980> [accessed August 18, 2022].
- Burks, B.D. 1960. A revision of the genus *Brachymeria* Westwood in America north of Mexico (Hymenoptera: Chalcididae). *Transactions of the American Entomological Society* 86(3): 225-273. <https://www.jstor.org/stable/25077805>.
- Burmeister, F. 1930. Die Brutfiirsorge und das Bauprinzip der Gattung *Onthophagus* Latr. *Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere* 16: 559-647. <https://doi.org/10.1007/BF00407269>.
- Byrne, M. 2012. The dance of the dung beetle (online video). Published August 2012. Accessed 13 May 2021. [https://www.ted.com/talks/marcus\\_byrne\\_the\\_dance\\_of\\_the\\_dung\\_beetle?language=en](https://www.ted.com/talks/marcus_byrne_the_dance_of_the_dung_beetle?language=en).
- Byrne, M., Dacke, M., Nordstrom, P., Scholtz, C. and Warrant, E. 2003. Visual cues used by ball-rolling dung beetles for orientation. *Journal of Comparative Physiology A* 189: 411-419. <https://doi.org/10.1007/s00359-003-0415-1>.

- Cabrero-Sañudo, F.J., Trotta-Moreu, N. and Martínez M, I. 2007. Phenology, reproductive cycles, and species composition of a dung beetle community (Coleoptera : Scarabaeoidea) from a high mountain pasture system on the Oriental Neovolcanic Axis (Veracruz, Mexico) Proceedings of the Entomological Society of Washington 109: 813-828. [online] Available from <https://biostor.org/reference/55424> [accessed May 17, 2022].
- Cambefort, Y. and Hanski, I. 1991. Dung beetle population biology. *In* Dung Beetle Ecology. Edited by I. Hanski, Y. Cambefort. Princeton University Press, Princeton, NJ. pp. 36-50. <https://doi.org/10.1515/9781400862092.36>.
- Campbell, J.M. 1975. A revision of the genera *Coproporus* and *Cilea* (Coleoptera: Staphylinidae) of America north of Mexico. The Canadian Entomologist 107(2): 175-216. <https://doi.org/10.4039/Ent107175-2>.
- Campbell, J.M. 1979. A revision of the genus *Tachyporus* Gravenhorst (Coleoptera: Staphylinidae) of North and Central America. Memoirs of the Entomological Society of Canada 111(S109): 1-95. <https://doi.org/10.4039/entm111109fv>.
- Campbell, J.M. 1991. A revision of the genera *Mycetoporus* Mannerheim and *Ischnosoma* Stephens (Coleoptera: Staphylinidae: Tachyporinae) of North and Central America. Memoirs of the Entomological Society of Canada 123(S156): 3-169. <https://doi.org/10.4039/entm123156fv>.
- Campbell, J.M. 1993. A revisions of the genera *Bryoporus* Kraatz and *Bryophacis* Reitter and two new related genera from America north of Mexico (Coleoptera: Staphylinidae: Tachyporinae). Memoirs of the Entomological Society of Canada 125(S166): 3-85. <https://doi.org/10.4039/entm125166fv>.
- Capehart, J.S., Harris, R.L. and Bay, D.E. 1981. The effect of host species on developmental time of *Muscidifurax raptor* and *Spalangia drosophilae*. The Southwestern Entomologist 6(2): 136-139. [online] Available from [https://www.sswento.org/\\_files/ugd/0646ec\\_902fec689f2e4bad9825322c57e09f59.pdf](https://www.sswento.org/_files/ugd/0646ec_902fec689f2e4bad9825322c57e09f59.pdf) [accessed August 19, 2022].
- Casey, T.L. 1905. A revision of the American Paederini. Transactions of the Academy of Science of St Louis 15: 17-248. <https://doi.org/10.5962/BHL.TITLE.9845>.
- Cervenka, V.J. and Moon, R.D. 1991. Arthropods associated with fresh cattle dung pats in Minnesota. Journal of the Kansas Entomological Society 64(2): 131-145. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25085262> [accessed May 17, 2022].
- Chin, K. and Gill, B.D. 1996. Dinosaurs, dung beetles, and conifers: participants in a Cretaceous food web. Palaios 11(3): 280-285. <https://doi.org/10.2307/3515235>.

- Christensen, C.M. and Dobson, R.C. 1976. Biological and ecological studies on *Aphodius distinctus* (Mueller) (Coleoptera: Scarabaeidae). *American Midland Naturalist* 95(1): 242-249. <https://doi.org/10.2307/2424257>.
- Christensen, C.M. and Dobson, R.C. 1977. Biological studies of *Aphodius fimetarius* (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 50(1): 129-134. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25082907> [accessed May 17, 2022].
- Clarke, G.M. and Ridsdill-Smith, T.J. 1990. The effect of avermectin B1 on developmental stability in the bush fly, *Musca vetustissima*, as measured by fluctuating asymmetry. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 54(3): 265-269. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1990.tb01337.x>.
- Cloyd, R.A. 2015. Ecology of fungus gnats (*Bradysia* spp.) in greenhouse production systems associated with disease-interactions and alternative management strategies. *Insects* 6(2): 325-332. <https://doi.org/10.3390/insects6020325>.
- Coats, S.A. 1976. Life cycle and behaviour of *Muscidifurax zaraptor* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Annals of the Entomological Society of America* 69(4): 772-780. <https://doi.org/10.1093/aesa/69.4.772>.
- Coffey, M.D. 1966. Studies on the association of flies (Diptera) with dung in southeastern Washington. *Annals of the Entomological Society of America* 59(1): 207-218. <https://doi.org/10.1093/AESA/59.1.207>.
- Colautti, R., Bailey, S., van Overdijk, C., Amundsen, K. and Maclsaac, H. 2006. Characterised and projected costs of nonindigenous species in Canada. *Biological Invasions* 8(1): 45-59. <https://doi.org/10.1007/s10530-005-0236-y>.
- Colhoun, E.H. 1953. Notes on the stages and the biology of *Baryodma ontarionis* Casey (Coleoptera: Staphylinidae), a parasite of the cabbage maggot, *Hylemya brassicae* Bouché (Diptera: Anthomyiidae). *The Canadian Entomologist* 85(1): 1-8. <https://doi.org/10.4039/Ent851-1>.
- Colwell, D.D., Hall, M.J.R. and Scholl, P.J., (eds.) 2006. *The oestrid flies: biology, host-parasite relationships, impact and management*. CABI Publishing, Kings Lynn, UK. <https://doi.org/10.1079/9780851996844.0000>.
- Cook, E.F. 1981. Chapter 20. Scatopsidae. *In* *Manual of Nearctic Diptera, Volume I*. Edited by J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth, D.M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 313-319. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].

- Coope, G.R. 2000. The climatic significance of coleopteran assemblages from the Eemian deposits in southern England. *Netherlands Journal of Geosciences* 79: 257-267. <https://doi.org/10.1017/S0016774600021740>.
- Cooper, J.L., Burgess Iv, E.R. and King, B.H. 2013. Courtship behavior and detection of female receptivity in the parasitoid wasp *Urolepis rufipes*. *Journal of Insect Behavior* 26(6): 745-761. <https://doi.org/10.1007/s10905-013-9390-8>.
- Cotterell, G.S. and Lefroy, M. 1920. The life-history and habits of the yellow dung-fly (*Scatophaga stercoraria*); a possible blow-fly check. *Proceedings of the Zoological Society of London*: 629-647. <https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1920.tb03245.x>.
- Crandell, H.A. 1939. The biology of *Pachycrepoideus dubius* Ashmead (Hymenoptera), a pteromalid parasite of *Piophilina casei* Linne. *Annals of the Entomological Society of America* 32(3): 632-654. <https://doi.org/10.1093/aesa/32.3.632>.
- Cranshaw, W., Sclar, D.C. and Cooper, D. 1996. A review of 1994 pricing and marketing by suppliers of organisms for biological control of arthropods in the United States. *Biological Control* 6(2): 291-296. <https://doi.org/10.1006/bcon.1996.0036>.
- Dacke, M., Baird, E., Byrne, M., Scholtz, C.H. and Warrant, E.J. 2013. Dung beetles use the Milky Way for orientation. *Current Biology* 23(4): 298-300. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2012.12.034>.
- Dacke, M., el Jundi, B., Smolka, J., Byrne, M. and Baird, E. 2014. The role of the sun in the celestial compass of dung beetles. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B, Biological Sciences* 369(1636): 20130036-20130036. <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0036>.
- Dahlem, G.A. 1989. A revision of the genus *Ravinia* (Diptera: Sarcophagidae). Ph.D. thesis. Michigan State University, East Lansing, Michigan. [online] Available from <https://d.lib.msu.edu/etd/20984> [accessed May 17, 2022].
- Darling, D.C. and Werren, J.H. 1990. Biosystematics of *Nasonia* (Hymenoptera: Pteromalidae): two new species reared from birds' nests in North America. *Annals of the Entomological Society of America* 83(3): 352-370. <https://doi.org/10.1093/aesa/83.3.352>.
- De Clerck-Floate, R.A., Saunders, P. and Floate, K.D. 2012. Release and recapture of three insect species test the efficacy of trap method and air flow in insect containment. *The Canadian Entomologist* 144(4): 609-616. <https://doi.org/10.4039/tce.2012.45>.
- Dethier, V.G. and Chadwick, L.E. 1948. Chemoreception in insects. *Physiological Reviews* 28(2): 220-254. <https://doi.org/10.1152/physrev.1948.28.2.220>.

- Dickinson, C.H., Underhay, V.S.H. and Ross, V. 1981. Effect of season, soil fauna and water content on the decomposition of cattle dung pats. *New Phytologist* 88(1): 129-141. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1981.tb04576.x>.
- Dobesh, S.M., Petersen, J.J. and Jones, J.A. 1994. Reproduction and development of *Trichomalopsis* species (Hymenoptera: Pteromalidae), a parasite of filth flies. *Biological Control* 4(1): 48-52. <https://doi.org/10.1006/bcon.1994.1009>.
- Dormont, L., Epinat, G. and Lumaret, J.-P. 2004. Trophic preferences mediated by olfactory cues in dung beetles colonizing cattle and horse dung. *Environmental Entomology* 33(2): 370-377. <https://doi.org/10.1603/0046-225X-33.2.370>.
- Doube, B.M. 1990. A functional classification for analysis of the structure of dung beetle assemblages. *Ecological Entomology* 15: 371-383. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1990.tb00820.x>.
- Downes, J.A. and Wirth, W.W. 1981. Chapter 28. Ceratopogonidae. *In* Manual of Nearctic Diptera. Volume I. Edited by J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth, D.M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 393-421 [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].
- Drummond, R.O. 1985. Effectiveness of ivermectin for control of arthropod pests of livestock. *Southwestern Entomologist (Supplement)* 7: 34-42.
- Dybas, H.S. 1978. Polymorphism in featherwing beetles, with a revision of the genus *Ptinellodes* (Coleoptera: Ptiliidae). *Annals of the Entomological Society of America* 71(5): 695-714. <https://doi.org/10.1093/aesa/71.5.695>.
- Edwards, P.B. 1991. Seasonal variation in the dung of African grazing mammals, and its consequences for coprophagous insects. *Functional Ecology* 5: 617-628. <https://doi.org/10.2307/2389480>.
- Endrödy-Younga, S. 1981. The American species of the Familia Clambidae (Coleoptera: Eucinetoidae). *Entomologia Generalis* 7(1): 33-67. <https://doi.org/10.1127/entom.gen/7/1981/33>.
- Farish, D.J. and Axtell, R.C. 1971. Phoresy redefined and examined in *Macrocheles muscaedomesticae* (Acarina: Macrochelidae). *Acarologia* 13(1): 16-29. [online] Available from <https://repository.lib.ncsu.edu/bitstream/handle/1840.2/2044/36%20Farish%20Axtell%201971.pdf?sequence=1&isAllowed=y> [accessed May 17, 2022].

- Filho, W.M., Flechtmann, C.A.H., Godoy, W.A.C. and Bjornstad, O.N. 2018. The impact of the introduced *Digitonthophagus gazella* on a native dung beetle community in Brazil during 26 years. *Biological Invasions* 20(4): 963-979. <https://doi.org/10.1007/s10530-017-1603-1>.
- Finch, D., Schofield, H., Floate, K.D., Kubasiewicz, L.M. and Mathews, F. 2020. Implications of endectocide residues on the survival of aphodiine dung beetles: a meta-analysis. *Environmental Toxicology and Chemistry* 39(4): 863-872. <https://doi.org/10.1002/etc.4671>.
- Fincher, G.T. 1973. Dung beetles as biological control agents for gastrointestinal parasites of livestock. *Journal of Parasitology* 59(2): 396-399. <https://doi.org/10.2307/3278842>.
- Fincher, G.T. 1981. The potential value of dung beetles in pasture ecosystems. *Journal of the Georgia Entomological Society* 16(2): 316-333.
- Fincher, G.T. and Hunter, J.S., III. . 1989. Overwintering studies on *Onthophagus gazella* (F.) and *Onthophagus bonasus* (F.) in two different textural classes of soil in East-central Texas USA. *Southwestern Entomologist* 14(2): 133-138. [online] Available from [https://www.sswento.org/\\_files/ugd/0646ec\\_b0e6adc9651042cdad847b8b90b9300b.pdf](https://www.sswento.org/_files/ugd/0646ec_b0e6adc9651042cdad847b8b90b9300b.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Fincher, G.T. and Woodruff, R.E. 1975. A European dung beetle, *Onthophagus taurus* Schreber, new to the U.S. (Coleoptera: Scarabaeidae). *The Coleopterists Bulletin* 29(4): 349-350. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/3999683> [accessed May 19, 2022].
- Fincher, G.T., Blume, R.R., Hunter, J.S., III and Beerwinkle, K.R. 1986. Seasonal distribution and diel flight activity of dung-feeding scarabs in open and wooded pasture in east-central Texas. *Southwestern Entomologist (Supplement)* 10: 1-35.
- Fincher, G.T., Stewart, T.B. and Davis, R. 1970. Attraction of coprophagous beetles to feces of various animals. *The Journal of Parasitology* 56(2): 378-383. <https://doi.org/10.2307/3277680>.
- Finn, J.A. and Giller, P.S. 2002. Experimental investigations of colonisation by north temperate dung beetles of different types of domestic herbivore dung. *Applied Soil Ecology* 20: 1-13. [https://doi.org/10.1016/S0929-1393\(02\)00011-2](https://doi.org/10.1016/S0929-1393(02)00011-2).
- Floate, K.D. 1998a. Does a repellent effect contribute to reduced levels of insect activity in dung from cattle treated with ivermectin. *Bulletin of Entomological Research* 88: 291-297. <https://doi.org/10.1017/S000748530002589X>.
- Floate, K.D. 1998b. Off-target effects of ivermectin on insects and on dung degradation in southern Alberta, Canada. *Bulletin of Entomological Research* 88: 25-35. <https://doi.org/10.1017/S0007485300041523>.

- Floate, K.D. 2003. Field trials of *Trichomalopsis sarcophagae* (Hymenoptera: Pteromalidae) in cattle feedlots: a potential biocontrol agent of filth flies (Diptera: Muscidae). *The Canadian Entomologist* 135(4): 599-608. <https://doi.org/10.4039/n02-093>.
- Floate, K.D. 2006. Endectocide use in cattle and fecal residues: environmental effects in Canada. *Canadian Journal of Veterinary Research* 70(1): 1-10. [online] Available from <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1325088/> [accessed August 18, 2022].
- Floate, K.D. 2007. Endectocide residues affect insect attraction to dung from treated cattle: implications for toxicity tests. *Medical and Veterinary Entomology* 21(4): 312-322. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2007.00702.x>.
- Floate, K.D. 2011. Arthropods in cattle dung on Canada's grasslands. *In* *Arthropods of Canadian Grasslands Volume 2: Inhabitants of a Changing Landscape*. Edited by K. D. Floate. Biological Survey of Canada, Ottawa. pp. 71-88. [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/260437384\\_Floate\\_KD\\_2011\\_Arthropods\\_in\\_cattle\\_dung\\_on\\_Canada's\\_grasslands\\_In\\_Floate\\_KD\\_ed\\_Arthropods\\_of\\_Canadian\\_Grasslands\\_Volume\\_2\\_Inhabitants\\_of\\_a\\_Changing\\_Landscape\\_Ottawa\\_Biological\\_Survey\\_of\\_Canada\\_71-88](https://www.researchgate.net/publication/260437384_Floate_KD_2011_Arthropods_in_cattle_dung_on_Canada's_grasslands_In_Floate_KD_ed_Arthropods_of_Canadian_Grasslands_Volume_2_Inhabitants_of_a_Changing_Landscape_Ottawa_Biological_Survey_of_Canada_71-88) [accessed May 17, 2022].
- Floate, K.D. 2021. *Chilo thorax distinctus* (Coleoptera: Scarabaeidae): an occasional pest in agro-ecosystems on the Canadian Prairies? *Journal of the Entomological Society of British Columbia*. [online] Available from <https://journal.entsocbc.ca/index.php/journal/article/view/2565/2779> [accessed May 17, 2021].
- Floate, K.D. and Fox, A. 1999. Indirect effects of ivermectin residues across trophic levels: *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) and *Muscidifurax zaraptor* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Bulletin of Entomological Research* 89: 225-229. <https://doi.org/10.1017/S0007485399000346>.
- Floate, K.D. and Gibson, G.A.P. 2004. Filth fly parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae) in North America. *In* *Encyclopedia of Entomology*. Edited by J.L. Capinera. Kluwer Academic Publishers, Boston. pp. 838-840. [https://doi.org/10.1007/978-1-4020-6359-6\\_3806](https://doi.org/10.1007/978-1-4020-6359-6_3806).
- Floate, K.D. and Gill, B.D. 1998. Seasonal activity of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae) associated with cattle dung in southern Alberta and their geographic distribution in Canada. *The Canadian Entomologist* 130: 131-151. <https://doi.org/10.4039/Ent130131-2>.
- Floate, K.D. and Kadiri, N. 2013. Dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae) associated with cattle dung on native grasslands of southern Alberta, Canada. *The Canadian Entomologist* 145: 647-654. <https://doi.org/10.4039/tce.2013.50>.

- Floate, K.D. and Skovgard, H. 2004. Winter survival of nuisance fly parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae) in Canada and Denmark. *Bulletin of Entomological Research* 94(4): 331-340. <https://doi.org/10.1079/ber2003308>.
- Floate, K.D. and Spooner, R.W. 2002. Parasitization by pteromalid wasps (Hymenoptera) of freeze-killed house fly (Diptera: Muscidae) puparia at varying depths in media. *Journal of Economic Entomology* 95(5): 908-911. <https://doi.org/10.1093/jee/95.5.908>.
- Floate, K.D., Bouchard, P., Holroyd, G., Poulin, R. and Wellicome, T.I. 2008. Does doramectin use on cattle indirectly affect the endangered burrowing owl? *Rangeland Ecology & Management* 61(5): 543-553. <https://doi.org/10.2111/08-099.1>.
- Floate, K.D., Colwell, D.D. and Fox, A.S. 2002. Reductions of non-pest insects in dung of cattle treated with endectocides: a comparison of four products. *Bulletin of Entomological Research* 92: 471-481. <https://doi.org/10.1079/ber2002201>.
- Floate, K.D., Lysyk, T.J., Gibson, G.A.P. and Galloway, T.D. 2002. *Musca domestica* L., House Fly (Diptera: Muscidae) *In* Biological Control Programmes in Canada, 1981-2000. Edited by P.G. Mason, J.T. Huber. CABI Publishing, Wallingford, Oxon, UK. pp. 190-195. [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/233833883\\_Musca\\_domestica\\_L\\_House\\_Fly\\_Diptera\\_Muscidae](https://www.researchgate.net/publication/233833883_Musca_domestica_L_House_Fly_Diptera_Muscidae) [accessed August 18, 2022].
- Floate, K.D., Wardhaugh, K.G., Boxall, A.B. and Sherratt, T.N. 2005. Fecal residues of veterinary parasiticides: nontarget effects in the pasture environment. *Annual Review of Entomology* 50: 153-179. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.50.071803.130341>.
- Floate, K.D., Watson, D.W., Coghlin, P. and Olfert, O. 2015. Degree-day models for development of the dung beetles *Onthophagus nuchicornis*, *O. taurus*, and *Digitonthophagus gazella* (Coleoptera: Scarabaeidae), and the likelihood of *O. taurus* establishment in southern Alberta, Canada. *The Canadian Entomologist* 147(5): 617-627. <https://doi.org/10.4039/tce.2014.70>.
- Floate, K.D., Watson, D.W., Weiss, R.M. and Olfert, O. 2017. Bioclimatic analyses for the distributions of *Onthophagus nuchicornis*, *Onthophagus taurus*, and *Digitonthophagus gazella* (Coleoptera: Scarabaeidae) in North America. *The Canadian Entomologist*: 1-21. <https://doi.org/10.4039/tce.2017.20>.
- Floate, K.D., Wilches, D.M., Coghlin, P.C. and Smith, A.B.T. 2022. Assessment of the *Aphodius fimetarius*-*Aphodius pedellus* (Coleoptera: Scarabaeidae) species complex in Canada. *The Canadian Entomologist*.154: e39 <https://doi.org/10.4039/tce.2022.26>.

- Forshage, M. and Nordlander, G. 2008. Identification key to European genera of Eucilinae (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae). *Insect Systematics & Evolution* 39(3): 341-359. <https://doi.org/10.1163/187631208794760885> .
- Forshage, M., Nordlander, G. and Buffington, M.L. 2013. Eucilinae of North America: a revised catalog of genera and described species. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 115(3): 225-255. <https://doi.org/10.4289/0013-8797.115.3.225>.
- Fournet, S., Stapel, J.O., Kacem, N., Nenon, J.P. and Brunel, E. 2000. Life history comparison between two competitive *Aleochara* species in the cabbage root fly, *Delia radicum*: implications for their use in biological control. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 96(3): 205-211. <https://doi.org/10.1046/j.1570-7458.2000.00698.x>.
- Fowler, F., Wilcox, T., Orr, S. and Watson, W. 2020. Sampling efficacy and survival rates of *Labarrus pseudolividus* (Coleoptera: Scarabaeidae) and *Onthophagus taurus* (Coleoptera: Scarabaeidae) using flotation and sieve-separation methodology. *Journal of Insect Science* 20(6). <https://doi.org/10.1093/jisesa/ieaa083>.
- Frank, J.H. and Kanamitsu, K. 1987. *Paederus*, sensu lato (Coleoptera: Staphylinidae): natural history and medical importance. *Journal of Medical Entomology* 24(2): 155-191. <https://doi.org/10.1093/jmedent/24.2.155>.
- Frank, J.H. and Thomas, M.C. 1981. *Oxytelus incisus* Motschulsky and *O. pennsylvanicus* Erichson (Coleoptera, Staphylinidae, Oxytelinae) in Florida. *The Florida Entomologist* 64(3): 399-405. <https://doi.org/10.2307/3494501>.
- Frank, K., Brückner, A., Hilpert, A., Heethoff, M. and Blüthgen, N. 2017. Nutrient quality of vertebrate dung as a diet for dung beetles. *Scientific Reports* 7(1): 12141. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-12265-y>.
- Fredeen, F.J.H. and Taylor, M.E. 1964. Borborids (Diptera: Sphaeroceridae) infesting sewage disposal tanks, with notes on the life cycle, behaviour and control of *Leptocera* (*Leptocera*) *caenosa* (Rondani). *The Canadian Entomologist* 96(5): 801-808. <https://doi.org/10.4039/Ent96801-5>.
- Fusu, L. 2017. An integrative taxonomic study of European *Eupelmus* (*Macroneura*) (Hymenoptera: Chalcidoidea: Eupelmidae), with a molecular and cytogenetic analysis of *Eupelmus* (*Macroneura*) *vesicularis*: several species hiding under one name for 240 years. *Zoological Journal of the Linnean Society* 181(3): 519-603. <https://doi.org/10.1093/zoolinnean/zlw021>.

- Gagne, R.J. 1981. Chapter 16. Cecidomyiidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume I. Edited by J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth, D.M. Wood. Research Branch, Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 257-292. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].
- Gallagher, B.A. 1928. Special report on horn fly experiment. *Hawaiian Forester and Agriculturist* 25(3): 144-146.
- Geden, C.J. 1997. Developmental models for the filth fly parasitoids *Spalangia gemina*, *S. cameroni*, and *Muscidifurax raptor* (Hymenoptera: Pteromalidae) under constant and variable temperatures. *Biological Control* 9(3): 185-192. <https://doi.org/10.1006/bcon.1997.0532>.
- Geden, C.J. and Axtell, R.C. 1988. Predation by *Carcinops pumilio* (Coleoptera: Histeridae) and *Macrocheles muscaedomesticae* (Acarina: Macrochelidae) on the house fly (Diptera: Muscidae): functional response, effects of temperature, and availability of alternative prey. *Environmental Entomology* 17(4): 739-744. <https://doi.org/10.1093/ee/17.4.739>.
- Geden, C.J. and Moon, R.D. 2009. Host ranges of gregarious muscoid fly parasitoids: *Muscidifurax raptorellus* (Hymenoptera: Pteromalidae), *Tachinaephagus zealandicus* (Hymenoptera: Encyrtidae), and *Trichopria nigra* (Hymenoptera: Diapriidae). *Environmental Entomology* 38(3): 700-707. <https://doi.org/10.1603/022.038.0321>.
- Geden, C.J. and Skovgård, H. 2014. Status of *Tachinaephagus zealandicus* (Hymenoptera: Encyrtidae), a larval parasitoid of muscoid flies, in the U.S. and Denmark. *Journal of Vector Ecology* 39(2): 453-456. <https://doi.org/10.1111/jvec.12123>.
- Gibson, G.A.P. 1990. Revision of the genus *Macroneura* Walker in American north of Mexico (Hymenoptera: Eupelmidae). *The Canadian Entomologist* 122(5): 837-873. <https://doi.org/10.4039/Ent122837-9>.
- Gibson, G.A.P. 1993. Superfamilies Mymarommatoidea and Chalcidoidea. *In* Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families. Edited by H. Goulet, J.T. Huber. Agriculture Canada, Ottawa, ON. pp. 570-655. [online] Available from [https://esc-sec.ca/wp/wp-content/uploads/2017/03/AAFC\\_hymenoptera\\_of\\_the\\_world.pdf](https://esc-sec.ca/wp/wp-content/uploads/2017/03/AAFC_hymenoptera_of_the_world.pdf) [accessed August 18, 2022].
- Gibson, G.A.P. 2000a. Differentiation of the species of *Urolepis* (Hymenoptera: Chalcidoidea: Pteromalidae), potential biocontrol agents of filth flies (Diptera: Muscidae). *The Canadian Entomologist* 132: 391-410. <https://doi.org/10.4039/Ent132391-4>.

- Gibson, G.A.P. 2000b. Illustrated key to the native and introduced chalcidoid parasitoids of filth flies in America north of Mexico (Hymenoptera: Chalcidoidea). [online] Available from <http://www.canacoll.org/Hymenoptera/Staff/Gibson/PDFs/chalkey.pdf>. [accessed August 18 2022].
- Gibson, G.A.P. 2009. Revision of New World Spalangiinae (Hymenoptera: Pteromalidae). *Zootaxa* 2259(1): 1-159. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.2259.1.1>.
- Gibson, G.A.P. and Floate, K.D. 2001. Species of *Trichomalopsis* (Hymenoptera: Pteromalidae) associated with filth flies (Diptera: Muscidae) in North America. *The Canadian Entomologist* 133(1): 49-85. <https://doi.org/10.4039/Ent13349-1>.
- Gibson, G.A.P. and Floate, K.D. 2004. Filth fly parasitoids on dairy farms in Ontario and Quebec, Canada. *The Canadian Entomologist* 136(3): 407-417. <https://doi.org/10.4039/n03-006>.
- Gillard, P. 1967. Coprophagous beetles in pasture ecosystems. *Journal of the Australian Institute of Agricultural Science* 33: 30-34.
- Gittings, T. and Giller, P.S. 1997. Life history traits and resource utilisation in an assemblage of north temperate *Aphodius* dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae). *Ecography* 20(1): 55-66. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0587.1997.tb00347.x>.
- González-Tokman, D., Martínez M, I., Villalobos-Ávalos, Y., Munguía-Steyer, R., Ortiz-Zayas, M.D.R., Cruz-Rosales, M. and Lumaret, J.P. 2017. Ivermectin alters reproductive success, body condition and sexual trait expression in dung beetles. *Chemosphere* 178: 129-135. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2017.03.013>.
- Goodenough, A.E., Webb, J.C. and Yardley, J. 2019. Environmentally-realistic concentrations of anthelmintic drugs affect survival and motility in the cosmopolitan earthworm *Lumbricus terrestris* (Linnaeus, 1758). *Applied Soil Ecology* 137: 87-95. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2019.02.001>.
- Gordon, R.D. 1976. Studies on the genus *Aphodius* of the United States and Canada (Coleoptera: Scarabaeidae). IV. A taxonomic revision of Horn's Group A. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 78: 458-478. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/16252949> [accessed May 19, 2022].
- Gordon, R.D. 1983. Studies on the Genus *Aphodius* of the United States and Canada (Coleoptera: Scarabaeidae). VII. Food and habitat; distribution; key to eastern species. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 85(4): 633-652. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/16180054> [accessed May 17, 2022].

- Gordon, R.D. and Cartwright, O.L. 1974. Survey of food preferences of some North American Canthonini (Coleoptera: Scarabaeidae). *Entomological News* 85: 181-185. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/2712813> [accessed May 17, 2022].
- Gordon, R.D. and Skelley, P.E. 2007. A Monograph of the Aphodiini Inhabiting the United States and Canada (Coleoptera: Scarabaeidae: Aphodiini). The American Entomological Institute.
- Goulet, H. and Huber, J.T., (eds.) 1993. Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families. Edited by H. Goulet, J.T. Huber. Agriculture Canada, Ottawa, ON. [online] Available from [https://esc-sec.ca/wp/wp-content/uploads/2017/03/AAFC\\_hymenoptera\\_of\\_the\\_world.pdf](https://esc-sec.ca/wp/wp-content/uploads/2017/03/AAFC_hymenoptera_of_the_world.pdf) [accessed August 18, 2022].
- Greenberg, B. 1961. Mite orientation and survival on flies. *Nature* 190: 107-108. <https://doi.org/10.1038/190107a0>.
- Greenberg, B. and Carpenter, P.D. 1960. Factors in phoretic association of a mite and fly. *Science* 132: 738-739. [doi.org/10.1126/science.132.3429.738](https://doi.org/10.1126/science.132.3429.738).
- Greenberg, B., 1971. Flies and disease. Vol. I. Ecology, classification and biotic associations. Princeton University Press, Princeton, NJ. 856 pp.
- Greene, G.L. 1996. Rearing techniques for *Creophilus maxillosus* (Coleoptera: Staphylinidae), a predator of fly larvae in cattle feedlots. *Journal of Economic Entomology* 89(4): 848-851. <https://doi.org/10.1093/jee/89.4.848>.
- Greene, G.L. 1997. Occurrence of *Aleochara* spp. (Coleoptera: Staphylinidae) parasitoidism of filth fly pupae in western Kansas. *Journal of the Kansas Entomological Society* 70(1): 70-72. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25085753> [accessed May 17, 2022].
- Greene, G.L., Guo, Y.-J. and Chen, H.-Y. 1998. Parasitization of house fly pupae (Diptera: Muscidae) by *Spalangia nigroaenea* (Hymenoptera: Pteromalidae) in cattle feedlot environments. *Biological Control* 12(1): 7-13. <https://doi.org/10.1006/bcon.1998.0610>.
- Griffiths, G.C.D. 1997. Chapter 23. Anthomyiid Flies (Diptera: Anthomyiidae) of the Yukon. *In* *Insects of the Yukon*. Edited by H.V. Danks, J.A. Downes. Biological Survey of Canada (Terrestrial Arthropods), Ottawa, ON. pp. 687-722. [online] Available from <https://biologicalsurvey.ca/monographs/read/3> [accessed May 18, 2022].
- Grigarick, A. 1959. Bionomics of the rice leaf miner, *Hydrellia griseola* (Fallen), in California (Diptera: Ephydriidae). *Hilgardia* 29(1): 1-80. <https://doi.org/10.3733/hilg.v29n01p001>.

- Guinness Book of World Records. 2021. Farthest cow pat toss. [online] Available from <https://www.guinnessworldrecords.com/world-records/farthest-cow-pat-toss> [accessed May 17, 2022].
- Haglund, W.A. and Milne, D.R. 1973. Nematode dissemination in commercial mushroom houses. *Phytopathology* 63: 1455-1458. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-63-1455>.
- Halffter, G. and Edmonds, W. 1982. The nesting behavior of dung beetles (Scarabaeinae): An Ecological and Evolutionary Approach. Instituto de Ecología, Mexico, D.F. [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/313670708\\_The\\_nesting\\_behavior\\_of\\_dung\\_beetles\\_Scarabaeinae](https://www.researchgate.net/publication/313670708_The_nesting_behavior_of_dung_beetles_Scarabaeinae) [accessed May 17, 2022].
- Hall, R.D. and Fischer, F.J. 1988. Laboratory studies on the biology of *Spalangia nigra* [Hym.: Pteromalidae]. *Entomophaga* 33(4): 495-504. <https://doi.org/10.1007/BF02373185>.
- Hall, W.E. 2000. Chapter 17. Ptiliidae Erichson, 1845. *In American Beetles, Volume I: Archostemata, Myxophaga, Adephaga, Polyphaga: Staphyliniformia*. Edited by R.H. Arnett, Jr., M.C. Thomas. CRC Press, Baton Rouge, FL. pp. 233-246. <https://doi.org/10.1201/9781482274325>.
- Halley, B.A., Winter, R., Yoon, S., Marley, S.E. and Rehbein, S. 2005. The environmental safety of eprinomectin to earthworms. *Veterinary Parasitology* 128(1-2): 109-114. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.11.007>.
- Halliday, R. and Holm, E. 1987. Mites of the family Macrochelidae as predators of two species of dung-breeding pest flies. *Entomophaga* 32(4): 333-338. <https://doi.org/10.1007/BF02372442>.
- Halliday, R.B. 1990. Mites of the *Macrocheles muscaedomesticae* group in Australia (Acarina: Macrochelidae). *Invertebrate Taxonomy* 3: 407-430. <https://doi.org/10.1071/IT9890407>.
- Hammer, O. 1941. Biological and ecological investigations on flies associated with pasturing cattle and their excrement. *Videnskabelige Meddelelser, Dansk Naturhistorisk Forening, København* 105: 141-393.
- Hammer, T.J., Fierer, N., Hardwick, B., Simojoki, A., Slade, E., Taponen, J., Viljanen, H. and Roslin, T. 2016. Treating cattle with antibiotics affects greenhouse gas emissions, and microbiota in dung and dung beetles. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 283(1831). <https://doi.org/10.1098/rspb.2016.0150>.
- Hanski, I. 1980. Spatial variation in the timing of the seasonal occurrence in coprophagous beetles. *Oikos* 34: 311-321. <https://doi.org/10.1890/08-1482.1>.

- Hanski, I. and Cambefort, Y., (eds.) 1991. Dung Beetle Ecology. Princeton University Press, Princeton, NJ.
- Harris, R.L., Frazer, E.D. and Younger, R.L. 1973. Horn flies, stable flies, and house flies: development in feces of bovines treated orally with juvenile hormone analogues. *Journal of Economic Entomology* 66(5): 1099-1102. <https://doi.org/10.1093/jee/66.5.1099>.
- Hatch, M.H. 1971. The Beetles of the Pacific Northwest. Part V: Rhipiceroidea, Sternoxi, Phytophaga, Rhynchophora, and Lamellicornia. University of Washington Press, Seattle, WA.
- Haufe, W.O. and Nelson, W.A. 1957. Human furuncular myiasis caused by the flesh fly *Wohlfahrtia opaca* (Coq.) (Sarcophagidae: Diptera). *The Canadian Entomologist* 89(7): 325-327. <https://doi.org/10.4039/Ent89325-7>.
- Hebert, P.D.N., Ratnasingham, S., Zakharov, E.V., Telfer, A.C., Levesque-Beaudin, V., Milton, M.A., Pedersen, S., Jannetta, P. and deWaard, J.R. 2016. Counting animal species with DNA barcodes: Canadian insects. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* 371(1702): 20150333. <https://doi.org/10.1098/rstb.2015.0333>.
- Helgesen, R.G. and Post, R.L. 1967. Saprophagous Scarabaeidae (Coleoptera) of North Dakota. *North Dakota Insects – Publication No. 7* [online] Available from [https://www.ndsu.edu/faculty/rider/Schafer\\_Post/PDFs/007a.pdf](https://www.ndsu.edu/faculty/rider/Schafer_Post/PDFs/007a.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Hinton, H.E. 1941. The Lathridiidae of economic importance. *Bulletin of Entomological Research* 32(3): 191-247. <https://doi.org/10.1017/S000748530001717X>.
- Hirschberger, P. and Bauer, T. 1994. Influence of earthworms on the disappearance of sheep dung. *Pedobiologia* 38: 475-480.
- Hodin, J. and Riddiford, L.M. 2000. Parallel alterations in the timing of ovarian ecdysone receptor and ultraspiracle expression characterize the independent evolution of larval reproduction in two species of gall midges (Diptera: Cecidomyiidae). *Development Genes and Evolution* 210(7): 358-372. <https://doi.org/10.1007/s004270000079>.
- Hoebeke, E.R. 1985. A revision of the rove beetle tribe Falagriini of America north of Mexico (Coleoptera: Staphylinidae: Aleocharinae). *Journal of the New York Entomological Society* 93: 913-1018. [online]. Available from <https://www.jstor.org/stable/25009456> [accessed May 19, 2022].

- Hoebeke, E.R. 1988. A new species of rove beetle, *Autalia phricotrichosa* (Coleoptera: Staphylinidae: Aleocharinae), from Mexico, with a key to the New World species of *Autalia*. The Coleopterists Bulletin 42(1): 87-93. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/4008569> [accessed May 18, 2022].
- Hoebeke, E.R. and Beucke, K. 1997. Adventive *Onthophagus* (Coleoptera: Scarabaeidae) in North America: geographic ranges, diagnoses, and new distributional records. Entomological News 108(5): 345-362. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/16343846> [accessed May 18, 2022].
- Hoebeke, E.R. and Rutz, D.A. 1988. *Trichomalopsis dubius* (Ashmead) and *Dibrachys cavus* (Walker), newly discovered pupal parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae) of house flies and stable flies associated with livestock manure. Annals of the Entomological Society of America 81(3): 493-497. <https://doi.org/10.1093/aesa/81.3.493>.
- Hoelscher, C.E. and Combs, R.L. 1969. Laboratory rearing of *Spalangia nigroaenea* (Hymenoptera: Pteromalidae). The Florida Entomologist 52(2): 103-105. <https://www.jstor.org/stable/3493733>.
- Holter, P. 1974. Food utilization of dung-eating *Aphodius* larvae (Scarabaeidae). Oikos 25(1): 71-79. <https://doi.org/10.2307/3543547>.
- Holter, P. 1975. Energy budget of a natural population of *Aphodius rufipes* larvae (Scarabaeidae). Oikos 26(2): 177-186. [doi.org/10.2307/3543707](https://doi.org/10.2307/3543707).
- Holter, P. 1979. Effect of dung-beetles (*Aphodius* spp.) and earthworms on the disappearance of cattle dung. Oikos 32(3): 393-402. <https://doi.org/10.2307/3544751>.
- Holter, P. 1982. Resource utilization and local coexistence in a guild of scarabaeid beetles (*Aphodius* spp.). Oikos 39: 213-227. <https://doi.org/10.2307/3544488>.
- Holter, P. 2004. Dung feeding in hydrophilid, geotrupid and scarabaeid beetles: Examples of parallel evolution. European Journal of Entomology 101(3): 365-372. <https://doi.org/10.14411/eje.2004.051>.
- Holter, P., Scholtz, C.H. and Wardhaugh, K.G. 2002. Dung feeding in adult scarabaeines (tunnellers and endocoprids): even large dung beetles eat small particles. Ecological Entomology 27(2): 169-176. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2311.2002.00399.x>.
- Holter, P., Sommer, C., Grønvold, J. and Madsen, M. 1993. Effects of ivermectin treatment on the attraction of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae and Hydrophilidae) to cow pats. Bulletin of Entomological Research 83(01): 53-58. <https://doi.org/10.1017/S0007485300041778>.

- Horgan, F.G. and Berrow, S.D. 2004. Hooded crow foraging from dung pats: implications for the structure of dung beetle assemblages. *Proceedings of the Royal Irish Academy* 102: 119-124. <https://doi.org/10.3318/BIOE.2004.104.2.119>.
- Hornaday, W.T. 1889. The Extermination of the American Bison. From the Report of the National Museum, 1886-'87. Government Printing Office, Washington. [online] Available from <https://www.gutenberg.org/files/17748/17748-h/17748-h.htm> [accessed May 18, 2022].
- Hosken, D.J., Blanckenhorn, W.U. and Ward, P.I. 2000. Developmental stability in yellow dung flies (*Scathophaga stercoraria*): fluctuating asymmetry, heterozygosity and environmental stress. 13(6): 919-926. <https://doi.org/10.1046/j.1420-9101.2000.00239.x>.
- Houck, M.A. and OConnor, B.M. 1991. Ecological and evolutionary significance of phoresy in the Astigmata. *Annual Review of Entomology* 36(1): 611-636. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.36.010191.003143>.
- Houser, E.C. and Wingo, C.W. 1967. *Aphaereta pallipes* as a parasite of the face fly in Missouri with notes laboratory culture and biology. *Journal of Economic Entomology* 60(3): 731-733. <https://doi.org/10.1093/jee/60.3.731>.
- Howden, H.F. 1955. Biology and taxonomy of North American beetles of the subfamily Geotrupinae with revision of the genera *Bolbocerosomas*, *Eucanthus*, *Geotrupes*, and *Peltotrupes*. *Proceedings of the United States National Museum* 104: 151-319. <https://doi.org/10.5479/si.00963801.104-3342.151>.
- Howden, H.F. 1964. The Geotrupinae of North and Central America. *Memoirs of the Entomological Society of Canada* 96(S39): 5-91. <https://doi.org/10.4039/entm9639fv>.
- Howden, H.F. and Cartwright, O.L. 1963. Scarab beetles of the genus *Onthophagus* Latreille north of Mexico (Coleoptera: Scarabaeidae). *Proceedings of the United States National Museum* 114: 1-143. [doi.10.5479/si.00963801.114-3467.1](https://doi.org/10.5479/si.00963801.114-3467.1).
- Hu, G.Y. and Frank, J.H. 1995. New distributional records for *Platystethus* (Coleoptera: Staphylinidae: Oxytelinae) with notes on the biology of *P. americanus*. *The Florida Entomologist* 78(1): 137-144. <https://doi.org/10.2307/3495678>.
- Huckett, H.C. 1987. Chapter 104. Anthomyiidae. *In* *Manual of Nearctic Diptera*, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch, Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 1099-1114. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].

- Huckett, H.C. and Vockeroth, J.R. 1987. Chapter 105. Muscidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J. F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 1115-1131. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Hunter, J.S.I., Bay, D.E. and Fincher, G.T. 1986. A survey of Staphylinidae associated with cattle droppings in Burleson County, Texas. *Southwestern Entomologist* 11(2): 83-88. [online] Available from [https://www.sswento.org/\\_files/ugd/0646ec\\_c23e77d599cf4a92b49731984adb9f70.pdf](https://www.sswento.org/_files/ugd/0646ec_c23e77d599cf4a92b49731984adb9f70.pdf) [accessed May 19, 2022].
- Hunter, J.S.I., Sheppard, D.C. and Fincher, G.T. 1987. New distribution records for *Aphodius erraticus* (L.). *Journal of Agricultural Entomology* 4(1): 90-91.
- Hunter, P.E. and Rosario, R.M.T. 1988. Associations of mesostigmata with other arthropods. *Annual Review of Entomology* 33(1): 393-417. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.33.010188.002141>.
- Hyun, D.Y., Cain, M.P., Blue-Hnidy, D.E. and Conway, J.H. 2004. Urinary myiasis associated with ureteral stent placements. *The Pediatric Infectious Disease Journal* 23(2): 179-181. <https://doi.org/10.1097/01.inf.0000109957.01170.4c>.
- Jacobs, C.T. and Scholtz, C.H. 2015. A review on the effect of macrocyclic lactones on dung-dwelling insects: Toxicity of macrocyclic lactones to dung beetles. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 82(1): 858. <https://doi.org/10.4102/ojvr.v82i1.858>.
- James, M.T. 1950. The Genus *Scopeuma* in the western United States and southwestern Canada (Diptera, Scopeumatidae). *Annals of the Entomological Society of America* 43(3): 343-353. <https://doi.org/10.1093/aesa/43.3.343>.
- James, M.T. 1981. Chapter 36. Stratiomyidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume I. Edited by J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth, D.M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 497-511. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].
- James, S.W. 1992. Localized dynamics of earthworm populations in relation to bison dung in north American tallgrass prairie. *Soil Biology and Biochemistry* 24(12): 1471-1476. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(92\)90135-K](https://doi.org/10.1016/0038-0717(92)90135-K).
- Jann, P. and Ward, P.I. 1999. Maternal effects and their consequences for offspring fitness in the yellow dung fly. *Functional Ecology* 13(1): 51-58. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2435.1999.00269.x>.

- Jefson, M., Meinwald, J., Nowicki, S., Hicks, K. and Eisner, T. 1983. Chemical defense of a rove beetle (*Creophilus maxillosus*). *Journal of Chemical Ecology* 9(1): 159-180. <https://doi.org/10.1007/BF00987779>.
- Jerath, M.L. 1960. Notes on larvae of nine genera of Aphodiinae in the United States (Coleoptera: Scarabaeidae). *Proceedings of the United States National Museum* 111(3425): 43-94. <https://doi.org/10.5479/si.00963801.111-3425.43>.
- Jerath, M.L. and Ritcher, P.O. 1959. Biology of Aphodiinae with special reference to Oregon (Coleoptera: Scarabaeidae). *Pan-Pacific Entomologist* 35(4): 169-175. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/53484500> [accessed May 18, 2022].
- Jiménez, M., Paretas-martínez, J. and Pujade-Villar, J. 2008. Revision of the species of *Neralsia* (Hymenoptera: Figitidae: Figitinae) from North America. *Annals of the Entomological Society of America* 101(6): 993-1002. <https://doi.org/10.1603/0013-8746-101.6.993>.
- Jochmann, R. 2017a. “Even More Shit” (video) Published September 9, 2017. [online] Available from <https://www.youtube.com/watch?v=T6aTCrHLcAE> [accessed May 19, 2022].
- Jochmann, R. 2017b. “The Shit Life” (video) Published August 8, 2017. [online] Available from <https://www.youtube.com/watch?v=-l05EHZMmKE>. [accessed May 19, 2022].
- Jochmann, R., Blanckenhorn, W.U., Bussière, L., Eirkson, C.E., Jensen, J., Kryger, U., Lahr, J., Lumaret, J.-P., Römbke, J., Wardhaugh, K.G. and others. 2011. How to test nontarget effects of veterinary pharmaceutical residues in livestock dung in the field. *Integrated Environmental Assessment and Management* 7(2): 287-296. <https://doi.org/10.1002/ieam.111>.
- Johnston, T.H. and Tiegs, O.W. 1921. On the biology and economic significance of the chalcid parasites of Australian sheep maggot-flies. *Proceedings of the Royal Society of Queensland* 33: 99-128. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/13902045> [accessed August 18, 2022].
- Jones, N., Whitworth, T. and Marshall, S.A. 2019. Blow flies of North America: Keys to the subfamilies and genera of Calliphoridae, and to the species of the subfamilies Calliphorinae, Luciliinae and Chrysomyinae. *Canadian Journal of Arthropod Identification* 39: 1-191 <https://doi.org/10.3752/cjai.2019.39>.
- Junco, M., Iglesias, L.E., Sagués, M.F., Guerrero, I., Zegbi, S. and Saumell, C.A. 2021. Effect of macrocyclic lactones on nontarget coprophilic organisms: a review. *Parasitology Research* 120: 773–783. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07064-4>.

- Kadiri, N., Lumaret, J.-P. and Floate, K.D. 2014. Functional diversity and seasonal activity of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeoidea) on native grasslands in southern Alberta, Canada. *The Canadian Entomologist* 146(3): 291-305. <https://doi.org/10.4039/tce.2013.75>.
- Kameneva, E.P. and Korneyev, V.A. 2016. Revision of the Genus *Physiphora* Fallén 1810 (Diptera: Ulidiidae: Ulidiinae). *Zootaxa* 4097(1): 7. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4087.1.1>.
- Kamiński, M.J., Byk, A. and Tykarski, P. 2015. Seasonal and diel activity of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeoidea) attracted to European bison dung in Białowieża Primeval Forest, Poland. *The Coleopterists Bulletin* 69(1): 83-90. <https://doi.org/10.1649/0010-065X-69.1.83>.
- Kanmiya, K. 1982. Two new species and three new records of the genus *Siphunculina* Rondani from Japan (Diptera: Chloropidae). *Medical Entomology and Zoology* 33(2): 111-121. <https://doi.org/10.7601/mez.33.111>.
- Kellner, R.L.L. 1999. What is the basis of pederin polymorphism in *Paederus riparius* rove beetles? The endosymbiotic hypothesis. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 93(1): 41-49. <https://doi.org/10.1046/j.1570-7458.1999.00560.x>.
- Kellner, R.L.L. 2002. Molecular identification of an endosymbiotic bacterium associated with pederin biosynthesis in *Paederus sabaesus* (Coleoptera: Staphylinidae). *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 32(4): 389-395. [https://doi.org/10.1016/S0965-1748\(01\)00115-1](https://doi.org/10.1016/S0965-1748(01)00115-1).
- Kervyn, T. and Libois, R. 2008. The diet of the serotine bat. A comparison between rural and urban environments. *Belgian Journal of Zoology* 138(1): 41-49. [online] Available from <https://orbi.uliege.be/bitstream/2268/111524/1/BJZ%20Kervyn.pdf> [accessed May 18, 2022].
- Kessler, H. and Balsbaugh, E.U. 1972. Succession of adult Coleoptera in bovine manure in east central South Dakota. *Annals of the Entomological Society of America* 65(6): 1333-1336. <https://doi.org/10.1093/aesa/65.6.1333>.
- King, B.H. 2002. Breeding strategies in females of the parasitoid wasp *Spalangia endius*: effects of mating status and size. *Journal of Insect Behavior* 15(2): 181-193. <https://doi.org/10.1023/A:1015432900180>.
- King, B.H. and Seidl, S.E. 1993. Sex ratio response of the parasitoid wasp *Muscidifurax raptor* to other females. *Oecologia* 94(3): 428-433. <https://www.jstor.org/stable/4220371>.

- King, B.H., Burgess, E.R., IV and Colyott, K.L. 2018. Sexual size and shape dimorphism in three species of parasitoid wasps with burrowing females: *Spalangia endius*, *Spalangia nigroaenea*, and *Spalangia nigra* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Journal of Insect Science* 18(5). <https://doi.org/10.1093/jisesa/iey105>.
- Kingston, T.J. and Coe, M. 1977. The biology of a giant dung-beetle (*Heliocopriss dilloni*) (Coleoptera: Scarabaeidae). *Journal of Zoology* 181(2): 243-263. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1977.tb03239.x>.
- Kiontke, K. 1996. The phoretic association of *Diplogaster coprophila* Sudhaus & Rehfeld, 1990 (Diplogastridae) from cow dung with its carriers, in particular flies of the Family Sepsidae. *Nematologica* 42(3): 354-366. <https://doi.org/10.1163/004425996X00083>.
- Klimaszewski, J. 1984. A revision of the genus *Aleochara* Gravenhorst of America north of Mexico (Coleoptera: Staphylinidae, Aleocharinae). *Memoirs of the Entomological Society of Canada* 116(S129): 3-211. <https://doi.org/10.4039/entm116129fv>.
- Klimaszewski, J. 2000. Diversity of the rove beetles in Canada and Alaska (Coleoptera Staphylinidae). *Memoires de la Società royale belge d'Entomologie* 39: 3-126. [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/290826839\\_Diversity\\_of\\_the\\_rove\\_beetles\\_in\\_Canada\\_and\\_Alaska\\_Coleoptera\\_Staphylinidae#fullTextFileContent](https://www.researchgate.net/publication/290826839_Diversity_of_the_rove_beetles_in_Canada_and_Alaska_Coleoptera_Staphylinidae#fullTextFileContent) [accessed May 18, 2022].
- Klimaszewski, J. and Brunke, A.J. 2018. Canada's adventive rove beetle (Coleoptera, Staphylinidae) fauna: a long-term case study on the detection, origin, introduction pathways, and dynamic distribution of non-native beetles. *In Biology of Rove Beetles (Staphylinidae): Life History, Evolution, Ecology and Distribution*. Edited by O. Betz, U. Irmeler, J. Klimaszewski. Springer International Publishing, Cham. pp. 65-79. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-70257-5>.
- Klimaszewski, J., Brunke, A., Assing, V., Langor, D.W., Newton, A.F., Bourdon, C., Pelletier, G., Webster, R.P., Herman, L., Perdereau, L. and others. 2013. Synopsis of adventive species of Coleoptera (Insecta) recorded from Canada. Part 2: Staphylinidae. Pensoft, Sofia. [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/246549126\\_Synopsis\\_of\\_adventive\\_species\\_of\\_Coleoptera\\_Insecta\\_recorded\\_from\\_Canada\\_Part2\\_Staphylinidae#fullTextFileContent](https://www.researchgate.net/publication/246549126_Synopsis_of_adventive_species_of_Coleoptera_Insecta_recorded_from_Canada_Part2_Staphylinidae#fullTextFileContent) [accessed May 18, 2022].
- Klimaszewski, J., Brunke, A.J., Sikes, D.S., Pentinsaari, M., Godin, B., Webster, R.P., Davies, A., Bourdon, C. and Newton, A.F. 2021. A Faunal Review of Aleocharine Rove Beetles in the Rapidly Changing Arctic and Subarctic Regions of North America (Coleoptera: Staphylinidae). Springer Nature. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-68191-3>.

- Klimaszewski, J., Larson, D.J., Labrecque, M. and Bourdon, C. 2016. Twelve new species and fifty-three new provincial distribution records of Aleocharinae rove beetles of Saskatchewan, Canada (Coleoptera, Staphylinidae). *ZooKeys* 610: 45-112. <https://doi.org/10.3897/zookeys.610.9361>.
- Knipling, E.F. 1938. Internal treatment of animals with phenothiazine to prevent development of horn fly larvae in the manure. *Journal of Economic Entomology* 31(2): 315-316. <https://doi.org/10.1093/jee/31.2.315>.
- Knoll, V., Ellenbroek, T., Romeis, J. and Collatz, J. 2017. Seasonal and regional presence of hymenopteran parasitoids of *Drosophila* in Switzerland and their ability to parasitize the invasive *Drosophila suzukii*. *Scientific Reports* 7, 40697. <https://doi.org/10.1038/srep40697>.
- Kogan, M. and Legner, E.F. 1970. A biosystematic revision of the genus *Muscidifurax* (Hymenoptera: Pteromalidae) with descriptions of four new species. *The Canadian Entomologist* 102(10): 1268-1290. <https://doi.org/10.4039/Ent1021268-10>.
- Koskela, H. 1972. Habitat selection of dung-inhabiting staphylinids (Coleoptera) in relation to age of the dung. *Annales Zoologica Fennici* 9: 156-171. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/23731663> [accessed May 18, 2022].
- Koskela, H. 1979. Patterns of diel flight activity in dung-inhabiting beetles: an ecological analysis. *Oikos* 33(3): 419-439. <https://doi.org/10.2307/3544330>.
- Kovarik, P.W. and Caterino, M.S. 2000. Chapter 15. Histeridae Gyllenhal, 1808. *In American Beetles, Volume I: Archostemata, Myxophaga, Adephaga, Polyphaga: Staphyliniformia*. Edited by R.H. Arnett, Jr., M.C. Thomas. CRC Press, Baton Rouge, FL. pp. 212-227. <https://doi.org/10.1201/9781482274325>.
- Krantz, G.W. 1983. Mites as biological control agents of dung-breeding flies, with special reference to the Macrochelidae. *In Biological Control of Pests by Mites*. Edited by M.A. Hoy, G.L. Cunningham, L. Knutson. University of California, Berkeley. pp. 91–98.
- Krantz, G.W. 1998. Reflections on the biology, morphology and ecology of the Macrochelidae. *Experimental and Applied Acarology* 22(3): 125-137. <https://doi.org/10.1023/a:1006097811592>.
- Krantz, G.W. and Mellott, J.L. 1972. Studies on phoretic specificity in *Macrocheles mycotrupetes* and *Macrocheles peltotrupetes* Krantz and Mellott (Acari : Macrochelidae), associates of geotrupine Scarabaeidae. *Acarologia* 14(3): 317-345. [online] Available from <https://www1.montpellier.inra.fr/CBGP/acarologia/article.php?id=3312> [accessed May 19, 2022].

- Krantz, G.W. and Walter, D.E., (eds.) 2009. A Manual of Acarology. Third Edition. Texas Tech University Press, Lubbock, TX.
- Krombein, K.V., Hurd, P.D., Smith, D.R. and Burks, B.D., (eds.) 1979. Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/item/24831> [accessed August 18, 2022].
- Kunz, S.E., Murrell, K.D., Lambert, G., James, L.F. and Terrill, C.E. 1991. Estimated losses of livestock to pests. *In* CRC Handbook of Pest Management in Agriculture. Edited by D. Pimental. CRC Press, Inc., Boston. pp. 69-105.
- Kyei-Poku, G.K., Floate, K.D., Benkel, B. and Goettel, M.S. 2003. Elimination of *Wolbachia* from *Urolepis rufipes* (Hymenoptera: Pteromalidae) with heat and antibiotic treatments: implications for host reproduction. *Biocontrol Science and Technology* 13(3): 341-354. <https://doi.org/10.1080/0958315031000110355>.
- Landin, B.O. 1961. Ecological studies on dung-beetles: (Col. Scarabaeidae). Entomologiska Sällskapet, Lund, Sweden.
- Lane, S.A. and Mann, D.J. 2016. A review of the status of the beetles of Great Britain: The stag beetles, dor beetles, dung beetles, chafers and their allies – Lucanidae, Geotrupidae, Trogidae and Scarabaeidae. Species Status No. 31. Natural England Commissioned Report NECR224. Nature England. pp. 119. [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/320057767\\_A\\_review\\_of\\_the\\_status\\_of\\_the\\_beetles\\_of\\_Great\\_Britain\\_The\\_stag\\_beetles\\_dor\\_beetles\\_dung\\_beetles\\_chafers\\_and\\_their\\_allies\\_-\\_Lucanidae\\_Geotrupidae\\_Trogidae\\_and\\_Scarabaeidae\\_NECR224](https://www.researchgate.net/publication/320057767_A_review_of_the_status_of_the_beetles_of_Great_Britain_The_stag_beetles_dor_beetles_dung_beetles_chafers_and_their_allies_-_Lucanidae_Geotrupidae_Trogidae_and_Scarabaeidae_NECR224) [accessed May 18, 2022].
- Laurence, B.R. 1954. The larval inhabitants of cow pats. *Journal of Animal Ecology* 23: 234-260. <https://doi.org/10.2307/1982>.
- Laurence, B.R. 1955. The ecology of some British Sphaeroceridae (Borboridae, Diptera). *Journal of Animal Ecology* 24(1): 187-199. <https://doi.org/10.2307/1885>. <https://doi.org/10.2307/1885>.
- Lawrence, J. and Ibarburu, M.A. 2007. Economic analysis of pharmaceutical technologies in modern beef production. *In* 2007 Conference, April 16-17, 2007, Chicago, Illinois 37560, NCCC-134 Conference on Applied Commodity Price Analysis, Forecasting, and Market Risk Management. <https://doi.org/10.22004/ag.econ.37560>.
- Lee, C.M. and Wall, R. 2006. Cow-dung colonization and decomposition following insect exclusion. *Bulletin of Entomological Research* 96(03): 315-322. <https://doi.org/10.1079/BER2006428>.

- Legner, E.F. 1967. Behavior changes the reproduction of *Spalangia cameroni*, *S. endius*, *Muscidifurax raptor*, and *Nasonia vitripennis* (Hymenoptera: Pteromalidae) at increasing fly host densities. *Annals of the Entomological Society of America* 60(4): 819-826. <https://doi.org/10.1093/aesa/60.4.819>.
- Legner, E.F. 1969. Adult emergence interval and reproduction in parasitic Hymenoptera influenced by host size and density. *Annals of the Entomological Society of America* 62(1): 220-226. <https://doi.org/10.1093/aesa/62.1.220>.
- Legner, E.F. 1978. Diptera-Muscidae. *In* Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds; a world review. Edited by C.P. Clausen. United States Department of Agriculture, Washington, D.C. pp. 346-355. [online] Available from <https://naldc.nal.usda.gov/download/CAT87208759/PDF> [accessed May 18, 2022].
- Legner, E.F. 1979. The relationship between host destruction and parasite reproductive potential in *Muscidifurax raptor*, *M. zaraptor* and *Spalangia endius* [Chalcidoidea: Pteromalidae]. *Entomophaga* 24(2): 145-152. <https://doi.org/10.1007/BF02375128>.
- Levesque, C. and Levesque, G.-Y. 1995. Abundance and flight activity of some Histeridae, Hydrophilidae and Scarabaeidae (Coleoptera) in southern Quebec, Canada. *Great Lakes Entomologist* 28(1): 71-80. [online] Available from <https://scholar.valpo.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1870&context=tgle> [accessed May 18, 2022].
- Levey, D.J., Duncan, R.S. and Levins, C.F. 2004. Animal behaviour: use of dung as a tool by burrowing owls. *Nature* 431(7004): 39. <https://doi.org/10.1038/431039a>.
- Lindquist, A.W. 1933. Amounts of dung buried and soil excavated by certain Coprini (Scarabaeidae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 6(4): 109-125. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25081366> [accessed May 18, 2022].
- Lindquist, A.W. 1935. Notes on the habits of certain coprophagous beetles and methods of rearing them. United States Department of Agriculture, Washington D.C. pp. 1-10. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.64006>.
- Lindquist, A.W. 1936. Parasites of horn fly and other flies breeding in dung. *Journal of Economic Entomology* 29(6): 1154-1158. <https://doi.org/10.1093/jee/29.6.1154>.
- Lindquist, E.E. 1988. Arthropods associated with livestock dung: predatory mesostigmatic mites associated with filth flies. [online] Available from <http://canacoll.org/Hym/Staff/Gibson/apss/mitetaxa.htm> [accessed November 26, 2021].
- Lindroth, C.H. 1957. The faunal connections between Europe and North America. Wiley, New York. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.6759>.

- Linley, J.R. 1985. Biting midges (Diptera: Ceratopogonidae) as vectors of nonviral animal pathogens. *Journal of Medical Entomology* 22(6): 589-599. <https://doi.org/10.1093/jmedent/22.6.589>.
- Lobo, J.M. 2000. Species diversity and composition of dung beetle (Coleoptera: Scarabaeoidea) assemblages in North America. *The Canadian Entomologist* 132: 307-321. <https://doi.org/10.4039/Ent132307-3>.
- Losey, J.E. and Vaughan, M. 2006. The economic value of ecological services provided by insects. *BioScience* 56(4): 311-323. [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2006\)56\[311:TEVOES\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2006)56[311:TEVOES]2.0.CO;2).
- Lue, C.-H., Driskell, A.C., Leips, J. and Buffington, M.L. 2016. Review of the genus *Leptopilina* (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae, Eucoilinae) from the Eastern United States, including three newly described species. *Journal of Hymenoptera Research* 53: 35-76. <https://doi.org/10.3897/jhr.53.10369>.
- Lumaret, J.-P., Errouissi, F., Floate, K.D., Römbke, J. and Wardhaugh, K.G. 2012. A review on the toxicity and non-target effects of macrocyclic lactones in terrestrial and aquatic environment. *Current Pharmaceutical Biotechnology* 13(6): 1004-1060. <https://doi.org/10.2174/138920112800399257>.
- Lysyk, T.J. 1993. Seasonal abundance of stable flies and house flies (Diptera: Muscidae) in dairies in Alberta, Canada. *Journal of Medical Entomology* 30(5): 888-895. <https://doi.org/10.1093/jmedent/30.5.888>.
- Lysyk, T.J. 1998. Relationships between temperature and life history parameters of *Trichomalopsis sarcophagae* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Environmental Entomology* 27(2): 488-498. <https://doi.org/10.1093/ee/27.2.488>.
- Lysyk, T.J. 2001a. Relationships between temperature and life history parameters of *Muscidifurax raptorellus* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Environmental Entomology* 30(5): 982-992. <https://doi.org/10.1603/0046-225X-30.5.982>.
- Lysyk, T.J. 2001b. Relationships between temperature and life history parameters of *Muscidifurax zaraptor* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Biological Control* 30(1): 147-156. <https://doi.org/10.1603/0046-225X-30.1.147>.
- Lysyk, T.J. 2011. Arthropods associated with livestock grazing systems. *In* *Arthropods of Canadian Grasslands (Volume 2): Inhabitants of a Changing Landscape*. Edited by K.D. Floate. Biological Survey of Canada. pp. 45-88. [online] Available from <http://citeseeerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.369.6911&rep=rep1&type=pdf> [accessed May 18, 2022].

- Lysyk, T.J., Easton, E.R. and Evenson, P.D. 1985. Seasonal changes in nitrogen and moisture content of cattle manure in cool-season pastures. *Journal of Range Management* 38(3): 251-254. <https://doi.org/10.2307/3898978>.
- Machtinger, E.T., Geden, C.J., LoVullo, E.D. and Shirk, P.D. 2016. Impacts of extended laboratory rearing on female fitness in Florida colonies of the parasitoid *Spalangia cameroni* (Hymenoptera: Pteromalidae) with an analysis of *Wolbachia* strains. *Annals of the Entomological Society of America* 109(2): 176-182. <https://doi.org/10.1093/aesa/sav118>.
- Mackie, R.I., Stroot, P.G. and Varel, V.H. 1998. Biochemical identification and biological origin of key odor components in livestock waste. *Journal of Animal Science* 76(5): 1331-1342. <https://doi.org/10.2527/1998.7651331x>.
- MacLachlan, I. 1996. The Historical Development of Cattle Production in Canada. University of Lethbridge Research Repository. pp. 30. [online ] Available from [https://opus.uleth.ca/bitstream/handle/10133/303/Historical\\_cattle\\_Canada.pdf](https://opus.uleth.ca/bitstream/handle/10133/303/Historical_cattle_Canada.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Macqueen, A. and Beirne, B.P. 1974. Insects and mites associated with fresh cattle dung in the southern interior of British Columbia. *Journal of the Entomological Society of British Columbia* 71: 5-9. [online] Available from <https://journal.entsocbc.ca/index.php/journal/article/view/2005> [accessed May 18, 2022].
- Macqueen, A. and Beirne, B.P. 1975a. Dung burial activity and fly control potential of *Onthophagus nuchicornis* (Coleoptera: Scarabaeinae) in British Columbia. *The Canadian Entomologist* 107(11): 1215-1220. <https://doi.org/10.4039/ENT1071215-11>.
- Macqueen, A. and Beirne, B.P. 1975b. Effects of cattle dung and dung beetle activity on growth of beardless wheatgrass in British Columbia. *Canadian Journal of Plant Science* 55: 961-967. <https://doi.org/10.4141/cjps75-152>.
- Madsen, M., Nielson, B.O., Holter, P., Pedersen, O.C., Jespersen, J.B., Vagn Jensen, K.M., Nansen, P. and Gronvold, J. 1990. Treating cattle with ivermectin: Effects on the fauna and decomposition of dung pats. *Journal of Applied Ecology* 27: 1-15. <https://doi.org/10.2307/2403564>.
- Majka, C.G., Behan-Pelletier, V.M., Bajerlein, D., Błozzyk, J., Krantz, G.W., Lucas, Z., O'Connor, B. and Smith, I.M. 2007. New records of mites (Arachnida: Acari) from Sable Island, Nova Scotia, Canada. *The Canadian Entomologist* 139: 690-699. <https://doi.org/10.4039/n06-103>.
- Malloch, J.R. 1935. XXI.–Exotic Muscaridæ (Diptera).–XXXVIII. *Annals and Magazine of Natural History* 15(86): 242-266. <https://doi.org/10.1080/00222933508654962>.

- Marsh, R. and Campling, R.C. 1970. Fouling of pastures by dung. *Herbage Abstracts* 40(2): 123-130.
- Marshall, S.A. and Buck, M. 2010. Sphaeroceridae (small dung flies). *In* Manual of Central American Diptera. Edited by B.V. Brown, A. Borkent, J.M. Cumming, D.M. Wood, N.E. Woodley, M.A. Zumbado. NRC Research Press, Ottawa, ON. pp. 1165-1187. [doi.org/10.1139/9780660198330](https://doi.org/10.1139/9780660198330).
- Marshall, S.A. and Richards, O.W. 1987. Chapter 93. Sphaeroceridae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 993-1006. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Marshall, S.A., Roháček, J., Dong, H. and Buck, M. 2011. The state of Sphaeroceridae (Diptera: Acalypttratae): a world catalog update covering the years 2000–2010, with new generic synonymy, new combinations, and new distributions. *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae* 51(1): 217–298. [online] Available from [https://www.aemnp.eu/data/article-1323/1304-51\\_1\\_217.pdf](https://www.aemnp.eu/data/article-1323/1304-51_1_217.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Martin, J.E.H. 1977. The Insects and Arachnids of Canada: Part 1, Collecting, Preparing and Preserving Insects, Mites and Spiders. Agriculture Canada Publication 1643. Ottawa, ON, Ministry of Supply and Services Canada. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/agrhist/A42-42-1977-1-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/agrhist/A42-42-1977-1-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Mason, W.R.M. 1993. Key to superfamilies of Hymenoptera. *In* Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families. Edited by H. Goulet, J.T. Huber. Agriculture Canada, Ottawa, ON. pp. 65-100. [online] Available from [https://esc-sec.ca/wp/wp-content/uploads/2017/03/AAFC\\_hymenoptera\\_of\\_the\\_world.pdf](https://esc-sec.ca/wp/wp-content/uploads/2017/03/AAFC_hymenoptera_of_the_world.pdf) [accessed August 18, 2022].
- Matheson, M.M. 1987. Insects associated with cattle dung in southern Quebec. *M.Sc.* McGill University, Montreal. [online] Available from <https://escholarship.mcgill.ca/downloads/9019s350f.pdf> [accessed May 18, 2022].
- Matthews, E.G. 1961. A revision of the genus *Coprins* Müller of the Western Hemisphere (Coleoptera, Scarabaeidae). *Entomologica Americana* 41: 1-139. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/part/177218> [accessed May 18, 2022].
- Matthews, E.G. 1963. Observations on the ball-rolling behavior of *Canthon pilularius* (L.) (Coleoptera, Scarabaeidae). *Psyche* 70(2): 75-93. <https://doi.org/10.1155/1963/23630>.

- Matthews, J.R. and Petersen, J.J. 1989. Effect of temperature on parasitism, development, and diapause of the filth fly parasite, *Urolepis rufipes* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Environmental Entomology* 18(4): 728-731. <https://doi.org/10.1093/ee/18.4.728>.
- Maus, C., Mittmann, B. and Peschke, K. 1998. Host records of parasitoid *Aleochara* Gravenhorst species (Coleoptera, Staphylinidae) attacking puparia of cyclorrhapheous Diptera. *Deutsche Entomologische Zeitschrift* 45(2): 231-254. <https://doi.org/10.1002/mmnd.19980450209>.
- McAlpine, J.F. 1989. Chapter 116. Phylogeny and classification of the Muscomorpha. *In* *Manual of Nearctic Diptera, Volume III*. Edited by J.F. McAlpine, D.M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 32, Ottawa, ON. pp. 1397-1518. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-32-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-32-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- McCracken, D.I. 1993. The potential for avermectins to affect wildlife. *Veterinary Parasitology* 48(1-4): 273-280. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(93\)90162-G](https://doi.org/10.1016/0304-4017(93)90162-G).
- McCracken, D.I., Foster, G.N., Bignal, E.M. and Bignal, S. 1992. An assessment of chough *Pyrrhonorax pyrrhonorax* diet using multivariate analysis techniques. *Avocetta* 16: 19-29 [online] Available from <https://www.avocetta.org/read/?boe/> [accessed May 18, 2022].
- McFadden, M.W. 1972. The soldier flies of Canada and Alaska (Diptera: Stratiomyidae): I. Beridinae, Sarginae, and Clitellariinae. *The Canadian Entomologist* 104(4): 531-562. <https://doi.org/10.4039/Ent104531-4>.
- McGarry, J.W. and Baker, A.S. 1997. Observations on the mite fauna associated with adult *Stomoxys calcitrans* in the U.K. *Medical and Veterinary Entomology* 11(2): 159-164. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1997.tb00307.x>.
- McKay, T. and Galloway, T.D. 1999. Biology of *Phygadeuon fumator* Gravenhorst (Hymenoptera: Ichneumonidae), a pupal parasitoid of house and stable flies (Diptera: Muscidae) in Manitoba. *Proceedings of the Entomological Society of Manitoba* 55: 17-27. [online] Available from [https://home.cc.umanitoba.ca/~fieldspg/pdf/Reprints/McKay\\_and\\_Galloway\\_1999.pdf](https://home.cc.umanitoba.ca/~fieldspg/pdf/Reprints/McKay_and_Galloway_1999.pdf) [accessed August 18, 2022].
- McKeand, K., Bairden, K. and Ibarra-Silva, A.M. 1988. The degradation of bovine faecal pats containing ivermectin. *Veterinary Record* 122: 587-588. <https://doi.org/10.1136/vr.122.24.587>.
- McLintock, J. and Depner, K.R. 1954. A review of the life-history and habits of the horn fly, *Siphona irritans* (L.) (Diptera: Muscidae). *The Canadian Entomologist* 86: 20-33. <https://doi.org/10.4039/Ent8620-1>.

- Meade, A.B. and Cook, E.F. 1961. Notes on the biology of *Scatopse fuscipes* Meigen. Entomological News 72: 13-18. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/2666381> [accessed May 18, 2022].
- Merritt, R.W. and Anderson, J.R. 1977. The effects of different pasture and rangeland ecosystems on the annual dynamics of insects in cattle droppings. *Hilgardia* 45(2): 31-71. <https://doi.org/10.3733/hilg.v45n02p031>.
- Michener, G.R. 1993. Lethal myiasis of Richardson's ground squirrels by the sarcophagid fly *Neobellieria citellivora*. *Journal of Mammalogy* 74(1): 148-155. <https://doi.org/10.2307/1381914>.
- Miller, A.J. and Chamberlain, W.F. 1989. Azadirachtin as a larvicide against the horn fly, stable fly, and house fly (Diptera: Muscidae). *Journal of Economic Entomology* 82(5): 1375-1378. <https://doi.org/10.1093/jee/82.5.1375>.
- Miller, J.A., Kunz, S.E., Oehler, D.D. and Miller, R.W. 1981. Larvicidal activity of Merck MK-933, an avermectin, against the horn fly, stable fly, face fly, and house fly. *Journal of Economic Entomology* 74: 608-611. <https://doi.org/10.1093/jee/74.5.608>.
- Miller, R.W. and Gordon, C.H. 1972. Encapsulated Rabon for larval house fly control in cow manure. *Journal of Economic Entomology* 65(2): 455-458. <https://doi.org/10.1093/jee/65.2.455>.
- Miller, R.W., Gordon, C.H., Morgan, N.O., Bowman, M.C. and Beroza, M. 1970. Coumaphos as a feed additive for the control of house fly larvae in cow manure. *Journal of Economic Entomology* 63(3): 853-855. <https://doi.org/10.1093/jee/63.3.853>.
- Miraldo, A., Krell, F.-T., Smalén, M., Angus, R.B. and Roslin, T. 2014. Making the cryptic visible – resolving the species complex of *Aphodius fimetarius* (Linnaeus) and *Aphodius pedellus* (de Geer) (Coleoptera: Scarabaeidae) by three complementary methods. *Systematic Entomology* 39(3): 531-547. <https://doi.org/10.1111/syen.12079>.
- Mohr, C.O. 1943. Cattle droppings as ecological units. *Ecological Monographs* 13: 275-298. <https://doi.org/10.2307/1943223>.
- Molleman, F. 2010. Puddling: from natural history to understanding how it affects fitness. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 134(2): 107-113. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2009.00938.x>.
- Moon, R.D., Berry, I.L. and Peterson, J.J. 1982. Reproduction of *Spalangia cameroni* Perkins (Hymenoptera: Pteromalidae) on stable fly (Diptera: Muscidae) in the laboratory. *Journal of the Kansas Entomological Society* 55(1): 77-85. <https://www.jstor.org/stable/25084260>.

- Moon, R.D., Loomis, E.C. and Anderson, J.R. 1980. Influence of two species of dung beetles on the larvae of face fly. *Environmental Entomology* 9: 607-612. <https://doi.org/10.1093/EE/9.5.607>.
- Moon, R.D., Noetzel, D.M. and Johnston, L.J. 1993. Intake and efficacy of methoprene and stirofos mineral blocks for control of horn flies (Diptera: Muscidae) on pastured beef cattle. *Journal of Economic Entomology* 86(6): 1738-1745. <https://doi.org/10.1093/jee/86.6.1738>.
- Moore, I. and Legner, E.F. 1971. A review of the Nearctic species of *Platystethus* (Coleoptera: Staphylinidae). *The Pan-Pacific entomologist* 47: 260-264 [online] <https://www.biodiversitylibrary.org/part/240608> [accessed May 18, 2022].
- Moore, I. and Legner, E.F. 1979. An illustrated guide to the genera of the Staphylinidae of America north of Mexico exclusive of the Aleocharinae (Coleoptera). Division of Agricultural Sciences, University of California, Berkley, CA [online] Available from <https://faculty.ucr.edu/~legner/eflpub/efl185.htm> [accessed May 18, 2022].
- Morgan, P.B., Hoyer, H. and Patterson, R.S. 1989. Life history of *Spalangia cameroni* (Hymenoptera: Pteromalidae), a microhymenopteral pupal parasite of muscoid flies (Diptera: Muscidae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 62(3): 381-386. <https://www.jstor.org/stable/25085105>.
- Morgan, P.B., LaBrecque, G.C. and Patterson, R.S. 1978. Mass culturing the microhymenopteran parasite *Spalangia endius* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Journal of Medical Entomology* 14(6): 671-673. <https://doi.org/10.1093/jmedent/14.6.671>.
- Morris, R.F. 1968. A case of urinogenital myiasis caused by larvae of *Anisopus fenestralis* (Diptera: Anisopidae). *The Canadian Entomologist* 100(5): 557-557. <https://doi.org/10.4039/Ent100557-5>.
- Mullen, G.R. and Murphree, C.S. 2019. Chapter 13. Biting Midges (Ceratopogonidae). *In Medical and Veterinary Entomology* (3rd Edition). Edited by G.R. Mullen, L.A. Durden. Academic Press. pp. 213-236. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00013-3>
- Nakamura, S., Tamura, S., Taki, H. and Shoda-Kagaya, E. 2020. Propylene glycol: a promising preservative for insects, comparable to ethanol, from trapping to DNA analysis. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 168(2): 158-165. <https://doi.org/10.1111/eea.12876>.
- Nartshuk, E.P. 2014. Grass-fly larvae (Diptera, Chloropidae): Diversity, habitats, and feeding specializations. *Entomological Review* 94(4): 514-525. <https://doi.org/10.1134/S001387381404006X>.

- Newton, A.F., Thayer, M.K., Ashe, J.S. and Chandler, D.S. 2001. Chapter 22. Staphylinidae Latreille, 1802. *In* American Beetles, Volume I: Archostemata, Myxophaga, Adephaga, Polyphaga: Staphyliniformia. Edited by R.H. Arnett, Jr., M.C. Thomas. CRC Press, Boca Raton, Florida. pp. 272-418. <https://doi.org/10.1201/9781482274325>.
- Nichols, E., Spector, S., Louzada, J., Larsen, T., Amequita, S. and Favila, M.E. 2008. Ecological functions and ecosystem services provided by Scarabaeinae dung beetles. *Biological Conservation* 141(6): 1461-1474. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2008.04.011>.
- Nieman, C.C., Floate, K.D., Düring, R.-A., Heinrich, A.P., Young, D.K. and Schaefer, D.M. 2018. Eprinomectin from a sustained release formulation adversely affected dung breeding insects. *PLoS ONE* 13(8): e0201074. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0201074>.
- Noriega, J.A., Floate, K.D., Génier, F., Reid, C.A.M., Kohlmann, B., Horgan, F.G., Davis, A.L.V., Forgie, S.A., Aguilar, C., Ibarra, M.G. and others. 2020. Global distribution patterns provide evidence of niche shift by the introduced African dung beetle *Digitonthophagus gazella*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 168(10): 766-782. <https://doi.org/10.1111/eea.12961>.
- Noronha, C., Gibson, G.A.P. and Floate, K.D. 2007. Hymenopterous parasitoids of house fly and stable fly puparia in Prince Edward Island and New Brunswick, Canada. *The Canadian Entomologist* 139(5): 748-750. <https://doi.org/10.4039/n06-071>.
- Noyes, J.S. 2019. Universal Chalcidoidea Database, World Wide Web electronic publication. [online] Available from <https://www.nhm.ac.uk/our-science/data/chalcidoids/database/> [accessed August 18, 2022].
- O'Hara, J.E., Floate, K.D. and Cooper, B.E. 2000. The Sarcophagidae (Diptera) of cattle feedlots in southern Alberta. *Journal of the Kansas Entomological Society* 72(2): 167-176 [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25085893> [accessed May 18, 2022].
- OECD. 2008. Test No. 228: Determination of developmental toxicity of a test chemical to dipteran dung flies (*Scathophaga stercoraria* L. (Scathophagidae), *Musca autumnalis* De Geer (Muscidae)). OECD Publishing, Paris, France. pp. 16. <https://doi.org/10.1787/9789264067479-en>.
- Oliver, D.R. 1981. Chapter 29. Chironomidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume I. Edited by J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth, D.M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 423-458. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].

- Olton, G.S. and Legner, E.F. 1974. Biology of *Tachinaephagus zealandicus* (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoid of synanthropic Diptera. The Canadian Entomologist 106(8): 785-800. <https://doi.org/10.4039/Ent106785-8>.
- Ozerov, A.L. 2005. World Catalogue of the Family Sepsidae (Insecta: Diptera). Zoological Museum of the Moscow State University, Moscow [online] Available from [https://zmmu.msu.ru/files/images/musei/publication/Zool\\_Issl\\_8\\_2005.pdf](https://zmmu.msu.ru/files/images/musei/publication/Zool_Issl_8_2005.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Paliy, A.P., Mashkey, A.N., Kasianenko, O.I., Petrov, R.V., Faly, L.I. and Paliy, A.P. 2020. Distribution, bioecological peculiarities of staphylinids (Coleoptera, Staphylinidae) in livestock biocenoses of forest-steppe and steppe Ukraine. Biosystems Diversity 28(1): 24-28. <https://doi.org/10.15421/012004>.
- Pape, T. 1996. Catalogue of the Sarcophagidae of the World (Insecta: Diptera). Memoirs on Entomology, International 8 [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/284259176\\_Catalogue\\_of\\_the\\_Sarcophagidae\\_of\\_the\\_World\\_Insecta\\_Diptera](https://www.researchgate.net/publication/284259176_Catalogue_of_the_Sarcophagidae_of_the_World_Insecta_Diptera) [accessed May 18, 2022].
- Parker, G.A. 1970. The reproductive behaviour and the nature of sexual selection in *Scatophaga stercoraris* L. (Diptera: Scatophagidae) V. The females behaviour at the oviposition site. Behaviour 37: 140-168. <https://doi.org/10.1163/156853970X00277>.
- Parker, G.A. 1971. The reproductive behaviour and the nature of sexual selection in *Scatophaga stercoraris* L. (Diptera: Scatophagidae) VI. The adaptive significance of emigration from the oviposition site during the phase of genetical contact. Journal of Animal Ecology 40: 215-233. <https://doi.org/10.2307/3338>.
- Parker, G.A. 1972. Reproductive behaviour of *Sepsis cynipsea* (L.) (Diptera: Sepsidae) I. a preliminary analysis of the reproductive strategy and its associated behaviour patterns. 41(1-2): 172. <https://doi.org/10.1163/156853972X00257>.
- Pawson, B.M., Petersen, J.J. and Holtzer, T.O. 1987. Competitive parasitism of house fly pupae (Diptera: Muscidae) by *Muscidifurax zaraptor* and *Urolepis rufipes* (Hymenoptera: Pteromalidae). Journal of Medical Entomology 24(1): 66-70. <https://doi.org/10.1093/jmedent/24.1.66>.
- Peck, O. 1974. Chalcidoid (Hymenoptera) parasites of the horn fly, *Haematobia irritans* (Diptera: Muscidae), in Alberta and elsewhere in Canada. The Canadian Entomologist 106(5): 473-477. <https://doi.org/10.4039/Ent106473-5>.
- Pelletier, G. and Hébert, C. 2019. The Cryptophagidae of Canada and the northern United States of America. [online]. Canadian Journal of Arthropod Identification 40: 305. <https://doi.org/10.3752/cjai.2019.40>.

- Pentinsaari, M., Anderson, R., Borowiec, L., Bouchard, P., Brunke, A., Douglas, H., Smith, A. and Hebert, P. 2019. DNA barcodes reveal 63 overlooked species of Canadian beetles (Insecta, Coleoptera). *ZooKeys* 894: 53-150. <https://doi.org/10.3897/zookeys.894.37862>.
- Peters, H.F. and Slen, S.B. 1966. Range calf production of cattlex bison, cattalo, and hereford cows. *Canadian Journal of Animal Science* 46(3): 157-164. [doi.org/10.4141/cjas66-023](https://doi.org/10.4141/cjas66-023).
- Peters, R.S. and Baur, H. 2011. A revision of the *Dibrachys cavus* species complex (Hymenoptera: Chalcidoidea: Pteromalidae). *Zootaxa* 2937, n. 1: 1–30. <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.2937.1.1>.
- Petersen, J.J. and Currey, D.M. 1996. Reproduction and development of *Muscidfurax raptorellus* (Hymenoptera: Pteromalidae), a parasite of filth flies. *Journal of Agricultural Entomology* 13(2): 99-107.
- Peterson, B.V. 1981. Chapter 19. Anisopodidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume I. Edited by J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth, D.M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 305-312. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].
- Pickering, J. 2009. Database of Hymenoptera in America north of Mexico. [online] Available from <http://www.discoverlife.org/proceedings/0000/6> [accessed August 19, 2022].
- Pokhrel, M.R., Cairns, S.C., Hemmings, Z., Floate, K.D. and Andrew, N.R. 2021. A review of dung beetle introductions in the Antipodes and North America: status, opportunities, and challenges. *Environmental Entomology*. <https://doi.org/10.1093/ee/nvab025>.
- Pont, A. and Meier, R. 2002. The Sepsidae (Diptera) of Europe. *Fauna Entomologica Scandinavica* 37: 1-221. <https://doi.org/10.1163/9789047401391>.
- Poorbaugh, J.H., Anderson, J.R. and Burger, J.F. 1968. The insect inhabitants of undisturbed cattle droppings in northern California. *California Vector Views* 15: 17-36 [online] Available from [https://milichiidae.myspecies.info/sites/milichiidae.info/files/Poorbaugh%20et%20al\\_1968.pdf](https://milichiidae.myspecies.info/sites/milichiidae.info/files/Poorbaugh%20et%20al_1968.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Price, D.L. 2004. Species diversity and seasonal abundance of scarabaeoid dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae, Geotrupidae and Trogidae) attracted to cow dung in central New Jersey. *Journal of the New York Entomological Society* 112(4): 334-347. [https://doi.org/10.1664/0028-7199\(2004\)112\[0334:SDASAO\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1664/0028-7199(2004)112[0334:SDASAO]2.0.CO;2).

- Purcell, M., Harms, N., Grodowitz, M., Zhang, J., Ding, J., Wheeler, G., Zonneveld, R. and de Chenon, R.D. 2019. Exploration for candidate biological control agents of the submerged aquatic weed *Hydrilla verticillata*, in Asia and Australia 1996–2013. *BioControl* 64(3): 233-247. <https://doi.org/10.1007/s10526-019-09940-6>.
- Quate, L.R. and Vockeroth, J.R. 1981. Chapter 17. Psychodidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume I. Edited by J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth, D.M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 293-300. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aaaf/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aaaf/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].
- Rainio, M. 1966. Abundance and phenology of some coprophagous beetles in different kinds of dung. *Annales Zoologici Fennici* 3: 88-98 [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/23730801> [accessed May 18, 2022].
- Rasti, S., Dehghani, R., Khaledi, H.N., Takhtfiroozeh, S.M. and Chimehi, E. 2016. Uncommon human urinary tract myiasis due to *Psychoda* sp. larvae, Kashan, Iran: a case report. *Iranian Journal of Parasitology* 11(3): 417-421 [online] Available from <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5256061/> [accessed May 18, 2022].
- Ratcliffe, B. and Paulsen, M.J. 2008. The Scarabaeoid Beetles of Nebraska. University of Nebraska State Museum, Lincoln, NB.
- Ratcliffe, B.C., Jameson, M.L. and Smith, A.B.T. 2002. Chapter 34. Scarabaeidae Latreille 1802. *In* American Beetles, Volume 2. Edited by R.H. Arnett, M.C. Thomas, P.E. Skelley, J.H. Frank. Boca Raton, FL, CRC Press. pp. 39-81. <https://doi.org/10.1201/9781420041231>.
- Ritcher, P.O. 1966. White Grubs and Their Allies, a Study of North American Scarabaeoid Larvae. Oregon State University Monograph Series. pp. 1-219 [online] Available from <https://ir.library.oregonstate.edu/downloads/nk322k13b> [accessed May 18, 2022].
- Rivers, D.B., Pagnotta, M.A. and Huntington, E.R. 1998. Reproductive strategies of 3 species of ectoparasitic wasps are modulated by the response of the fly host *Sarcophaga bullata* (Diptera: Sarcophagidae) to parasitism. *Annals of the Entomological Society of America* 91(4): 458-465. <https://doi.org/10.1093/aesa/91.4.458>.
- Roberts, R.A. 1933. Biology of *Brachymeria fonscolombeii* (Dufour), a hymenopterous parasite of blowfly larvae. United States Department of Agriculture. Technical Bulletin 365 [online] Available from <https://naldc.nal.usda.gov/download/CAT86200359/PDF> [accessed August 19, 2022].
- Roberts, R.A. 1935. Some North American parasites of blowflies. *Journal of Agricultural Research* 50(6): 479-494.

- Robinson, M. 1948. A review of the species of *Canthon* inhabiting the United States (Scarabaeidae: Coleoptera). Transactions of the American Entomological Society (1890-) 74(2): 83-100 [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25077578> [accessed May 18, 2022].
- Robinson, M.F. and Stebbings, R.E. 1993. Food of the serotine bat, *Eptesicus serotinus*—is faecal analysis a valid qualitative and quantitative technique? Journal of Zoology 231(2): 239-248. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1993.tb01915.x>.
- Rodriguez, J.G. and Wade, C.F. 1961. The nutrition of *Macrocheles muscaedomesticae* (Acarina: Macrochelidae) in relation to its predatory action on the house fly egg. Annals of the Entomological Society of America 54: 782-788. <https://doi.org/10.1093/aesa/54.6.782>.
- Roháček, J., Marshall, S., Norrbom, A., Buck, M., Quiros, D. and Smith, I. 2002. World Catalog of Sphaeroceridae (Diptera). Slezské Zemské Muzeum, Opava, Czech Republic [online] Available from <http://bio-nica.info/Biblioteca/Rohacek2001Sphaeroceridae1-42.pdf> [accessed May 18, 2022].
- Rojewski, C. 1983. Observations on the nesting behaviour of *Aphodius erraticus* (L.) (Coleoptera, Scarabaeidae). Polskie Pismo Entomologiczne 53(3): 271-279.
- Römbke, J., Floate, K.D., Jochmann, R., Schäfer, M.A., Puniamoorthy, N., Knäbe, S., Lehmus, J., Rosenkranz, B., Scheffczyk, A., Schmidt, T. and others. 2009. Lethal and sublethal toxic effects of a test chemical (ivermectin) on the yellow dung fly (*Scathophaga stercoraria*) based on a standardized international ring test. Environmental Toxicology and Chemistry 28(10): 2117-2124. <https://doi.org/10.1897/08-599.1>.
- Römbke, J., Coors, A., Fernández, T.A., Förster, B., Fernández, C., Jensen, J., Lumaret, J.P., Cots, M.T.P. and Liebig, M. 2010a. Effects of the parasiticide ivermectin on the structure and function of dung and soil invertebrate communities in the field (Madrid, Spain). Applied Soil Ecology 45(3): 284-292. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2010.05.004>.
- Römbke, J., Krogh, K., Moser, T., Scheffczyk, A. and Liebig, M. 2010b. Effects of the veterinary pharmaceutical ivermectin on soil invertebrates in laboratory tests. Archives of Environmental Contamination and Toxicology 58(2): 332-340. <https://doi.org/10.1007/s00244-009-9414-8>.
- Romero, A., Hogsette, J.A. and Coronado, A. 2010. Distribution and abundance of natural parasitoid (Hymenoptera: Pteromalidae) populations of house flies and stable flies (Diptera: Muscidae) at the University of Florida dairy research unit. Neotropical Entomology 39(3): 424-429. <https://doi.org/10.1590/s1519-566x2010000300017>.

- Roslin, T. 2000. Dung beetle movements at two spatial scales. *Oikos* 91(2): 323-335. <https://doi.org/10.1034/J.1600-0706.2000.910213.X>.
- Rounds, R.J. and Floate, K.D. 2012. Diversity and seasonal phenology of coprophagous beetles at Lake City, Michigan, USA, with a new state record for *Onthophagus taurus* (Schreber) (Coleoptera: Scarabaeidae). *The Coleopterists Bulletin* 66(2): 169-172. <https://doi.org/10.1649/072.066.0217>.
- Rueda, L.M. and Axtell, R.C. 1985. Guide to common species of pupal parasites (Hymenoptera: Pteromalidae) of the house fly and other muscoid flies associated with poultry and livestock manure. North Carolina Agricultural Research Service, Technical Bulletin 278, North Carolina State University.
- Rumsey, T.S., Miller, R.W. and Dinius, D.A. 1977. Residue content of beef feedlot manure after feeding diethylstilbestrol, chlortetracycline and ronnel and the use of stirofos to reduce population of fly larvae in feedlot manure. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 6(1): 203-212. <https://doi.org/10.1007/BF02097761>.
- Rutz, D.A. and Scoles, G.A. 1989. Occurrence and seasonal abundance of parasitoids attacking muscoid flies (diptera: muscidae) in caged-layer poultry facilities in new york. *Environmental Entomology* 18(1): 51-55. <https://doi.org/10.1093/ee/18.1.51>.
- Rydell, J. 1992. The diet of the parti-coloured bat *Vespertilio murinus* in Sweden. *Ecography* 15(2): 195-198. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0587.1992.tb00024.x>.
- Sabrosky, C.W. 1987a. Chapter 99. Chloropidae. In *Manual of Nearctic Diptera, Volume II*. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 1049-1067. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Sabrosky, C.W. 1987b. Chapter 79. Milichiidae. In *Manual of Nearctic Diptera, Volume II*. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 903-908. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Salkeld, E.H. 1959. Notes on anatomy, life-history, and behaviour of *Aphaereta pallipes* (Say) (Hymenoptera: Braconidae), a parasite of the onion maggot, *Hylemya antiqua* (Meig.). *The Canadian Entomologist* 91(2): 93-97. <https://doi.org/10.4039/Ent9193-2>.
- Sanders, D.P. and Dobson, R.C. 1966. The insect complex associated with bovine manure in Indiana. *Annals of the Entomological Society of America* 59(5): 955-959. <https://doi.org/10.1093/aesa/59.5.955>.

- Sands, B., Mgidiswa, N., Nyamukondiwa, C. and Wall, R. 2018. Environmental consequences of deltamethrin residues in cattle feces in an African agricultural landscape. *Ecology and Evolution* 8: 2938-2946. <https://doi.org/10.1002/ece3.3896>.
- Savage, J., Borkent, A., Brodo, F., Cumming, J.M., Curler, G., Currie, D.C., deWaard, J.R., Gibson, J.F., Hauser, M., Laplante, L. and others. 2019. *Diptera of Canada*. *ZooKeys* 819: 397-450. <https://doi.org/10.3897/zookeys.819.27625>.
- Scheffczyk, A., Floate, K.D., Blanckenhorn, W.U., Düring, R.-A., Klockner, A., Lahr, J., Lumaret, J.-P., Salamon, J.-A., Tixier, T., Wohde, M. and others. 2016. Nontarget effects of ivermectin residues on earthworms and springtails dwelling beneath dung of treated cattle in four countries. *Environmental Toxicology and Chemistry* 35(8): 1959-1969. <https://doi.org/10.1002/etc.3306>.
- Schick, K.N., Forshage, M. and Nordlander, G. 2011. The "false *Eucoila*" finally named; *Striatovertex* a new genus of Eucoilinae (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae). *Zootaxa* 2811: 59–65. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.2811.1.6>.
- Schmidt, C.D. 1983. Activity of an avermectin against selected insects in aging manure. *Environmental Entomology* 12(2): 455-457. <https://doi.org/10.1093/ee/12.2.455>.
- Schmidt, C.D. and Kunz, S.E. 1980. Testing immature laboratory-reared stable flies and horn flies for susceptibility to insecticides. *Journal of Economic Entomology* 73: 702-703. <https://doi.org/10.1093/jee/73.5.702>.
- Schmidt, D., A. 1999. Materials and methods for rearing selected species of the Subfamilies Paederinae and Staphylininae (Coleoptera: Staphylinidae). *The Coleopterists Bulletin* 53(2): 104-114 [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/4009389> [accessed May 18, 2022].
- Scholl, P.J. 1993. Biology and control of cattle grubs. *Annual Review of Entomology* 38(1): 53-70. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.38.010193.000413>.
- Schreiber, E.T. 1985. Bionomic of the horn fly (*Haematobia irritans*) in western Nebraska. PhD. thesis. University of Nebraska, Lincoln, Nebraska.
- Schwarz, M. and Shaw, M. 2011. Western Palaearctic Cryptinae (Hymenoptera: Ichneumonidae) in the National Museums of Scotland, with nomenclatural changes, taxonomic notes, rearing records and special reference to the British check list. Part 5. Tribe Phygadeuontini, subtribe Phygadeuontina, with descriptions of new species. *Entomologist's Gazette* 62: 175-210. [online] Available from [http://www.filmig-varwild.com/articles/mark\\_shaw/262\\_Sch\\_Sh5.pdf](http://www.filmig-varwild.com/articles/mark_shaw/262_Sch_Sh5.pdf) [accessed August 18, 2022].

- Seamans, H.L. 1934. An insect weather prophet. Annual Report of the Quebec Society for the Protection of Plants 132/134: 111-117.
- Sears, M.K. 1978. Damage to golf course fairways by *Aphodius granarius* (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae). Proceedings of the Entomological Society of Ontario 109: 48 [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/43455928> [accessed May 18, 2022].
- Seevers, C.H. 1978. A generic and tribal revision of the North American Aleocharinae (Coleoptera, Staphylinidae). Field Museum of Natural History, Chicago, Illinois. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.3136>.
- Shewell, G.E. 1987. Chapter 108. Sarcophagidae. In Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 1159-1186. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Shukla, S.P., Sanders, J.G., Byrne, M.J. and Pierce, N.E. 2016. Gut microbiota of dung beetles correspond to dietary specializations of adults and larvae. Molecular Ecology 25(24): 6092-6106. <https://doi.org/10.1111/mec.13901>.
- Siama, D., Babb, H. and Chaker. E. 2017. *Culicoides* spp. (Diptera: Ceratopogonidea) in Tunisia. In: Shields, V. D. , editor. Biological Control of Pest and Vector Insects [Internet]. London: IntechOpen; 2017 [cited 2022 Aug 08]. Available from: <https://www.intechopen.com/chapters/53665> doi: 10.5772/66944
- Silva, P.G.d. and Hernández, M.I.M. 2015. Spatial patterns of movement of dung beetle species in a tropical forest suggest a new trap spacing for dung beetle biodiversity studies. PLoS ONE 10(5): e0126112. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0126112>.
- Simmonds, F.J. 1953. Observations on the biology and mass-breeding of *Spalangia drosophilae* Ashm. (Hymenoptera, Spalangiidae), a parasite of the frit-fly, *Oscinella frit* (L.). Bulletin of Entomological Research 44(4): 773-778. <https://doi.org/10.1017/S0007485300024718>.
- Sinclair, B.J. and Cumming, J.M. 2006. The morphology, higher-level phylogeny and classification of the Empidoidea (Diptera). Zootaxa 1180: 1-172. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.1180.1.1>.
- Skidmore, P. 1991. Insects of the British Cow-Dung Community. Richmond Publishing Co. Ltd., Slough, UK [online] Available from <https://fsj.field-studies-council.org/media/1145587/insects-of-the-british-cow-dung-community.pdf> [accessed May 18, 2022].

- Sladeczek, F.X.J., Dötterl, S., Schäffler, I., Segar, S.T. and Konvicka, M. 2021. Succession of dung-inhabiting beetles and flies reflects the succession of dung-emitted volatile compounds. *Journal of Chemical Ecology* 47(4): 433-443. <https://doi.org/10.1007/s10886-021-01266-x>.
- Smetana, A. 1978. Revision of the subfamily Sphaeridiinae of America north of Mexico (Coleoptera: Hydrophilidae). *Memoirs of the Entomological Society of Canada* 110 (105): 292. <https://doi.org/10.4039/entm110105fv>.
- Smetana, A. 1981. *Ontholestes murinus* (Linné 1758) in North America (Coleoptera: Staphylinidae). *The Coleopterists Bulletin* 35(1): 125-126 [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/4007885> [accessed May 18, 2022].
- Smetana, A. 1982. Revision of the subfamily Xantholininae of America north of Mexico (Coleoptera: Staphylinidae). *Memoirs of the Entomological Society of Canada* 114(S120): iv + 389 pp. <https://doi.org/10.4039/entm114120fv>.
- Smetana, A. 1995. Rove beetles of the subtribe Philonthina of America North of Mexico (Coleoptera: Staphylinidae) classification, phylogeny and taxonomic revision. Associated Publishers, Gainesville, Florida.
- Smith, A.B.T. 2006. A review of the family-group names for the Superfamily Scarabaeoidea (Coleoptera) with corrections to nomenclature and a current classification. *The Coleopterists Society Monograph* 5: 144-204. [https://doi.org/10.1649/0010-065X\(2006\)60\[144:AROTFN\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1649/0010-065X(2006)60[144:AROTFN]2.0.CO;2).
- Smith, A.B.T. 2009. Checklist and nomenclatural authority file of the Scarabaeoidea of the Nearctic Realm. Version 4. [online] Available from <https://unsm-ento.unl.edu/SSSA/Nearctic-Scarabs4.pdf> [accessed May 18, 2022].
- Smith, K.G.V. 1989. An introduction to the immature stages of British flies. Diptera larvae, with notes on eggs, puparia and pupae. *Handbooks for the Identification of British Insects Vol. 10, Part 14*. Royal Entomological Society London, London, UK. [online] Available from [https://www.royensoc.co.uk/wp-content/uploads/2022/01/Vol10\\_Part14\\_MainText.pdf](https://www.royensoc.co.uk/wp-content/uploads/2022/01/Vol10_Part14_MainText.pdf) [accessed May 20, 2022].
- Smith, K.G.V. and Taylor, E. 1966. *Anisopus* larvae (Diptera) in cases of intestinal and urogenital myiasis. *Nature* 210(5038): 852-852. <https://doi.org/10.1038/210852a0>.
- Smith, L. and Rutz, D.A. 1985. The occurrence and biology of *Urolepis rufipes* (Hymenoptera: Pteromalidae), a parasitoid of house flies in New York dairies. *Environmental Entomology* 14(3): 365-369. <https://doi.org/10.1093/ee/14.3.365>.

- Smith, L. and Rutz, D.A. 1986. Developmental rate and survivorship of immature *Urolepis rufipes* (Hymenoptera: Pteromalidae), a parasitoid of pupal house flies. *Environmental Entomology* 15(6): 1301-1306. <https://doi.org/10.1093/ee/15.6.1301>.
- Smith, L. and Rutz, D.A. 1987. Reproduction, adult survival and intrinsic rate of growth of *Urolepis rufipes* [Hymenoptera: Pteromalidae], a pupal parasitoid of house flies, *Musca domestica*. *Entomophaga* 32(4): 315-327. <https://doi.org/10.1007/BF02372440>.
- Smith, L. and Rutz, D.A. 1991. Seasonal and relative abundance of hymenopterous parasitoids attacking house fly pupae at dairy farms in central New York. *Environmental Entomology* 20(2): 661-668. <https://doi.org/10.1093/ee/20.2.661>.
- Smith, R.W. 1958. Parasites of nymphal and adult grasshoppers (Orthoptera: Acrididae) in western Canada. *Canadian Journal of Zoology* 36(2): 217-262. <https://doi.org/10.1139/z58-022>.
- Sommer, C., Vagn Jensen, K.-M. and Jespersen, J.B. 2001. Topical treatment of calves with synthetic pyrethroids: effects on the non-target dung fly *Neomyia cornicina* (Diptera: Muscidae). *Bulletin of Entomological Research* 91: 131-137. <https://www.cambridge.org/core/journals/bulletin-of-entomological-research/article/topical-treatment-of-calves-with-synthetic-pyrethroids-effects-on-the-nontarget-dung-fly-neomyia-cornicina-diptera-muscidae/780F6A2BF1BCD497EC1B3372CA570E2A>.
- Soper, J.D. 1941. History, range, and home life of the northern bison. *Ecological Monographs* 11(4): 347-412. <https://doi.org/10.2307/1943298>.
- Statistics Canada. 2022. Table 32-10-0130-01 Number of cattle, by class and farm type (x 1,000). <https://doi.org/10.25318/3210013001-eng>
- Steffan, W.A. 1981. Chapter 15. Sciaridae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume I. Edited by J. F. McAlpine, B. V. Peterson, G. E. Shewell, H. J. Teskey, J. R. Vockeroth, D. M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 247-255. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].
- Steyskal, G.C. 1987a. Chapter 63. Otitidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada, Ottawa, On. pp. 799-808. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].

- Steyskal, G.C. 1987b. Chapter 86. Sepsidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 945-950. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Steyskal, G.C. and Knutson, L.V. 1981. Chapter 47. Empidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume I. Edited by J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth, D.M. Wood. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Ottawa, ON. pp. 607-624. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-27-eng.pdf) [accessed May 17, 2022].
- Stone, R.L., Engasser, E.L. and Jameson, M.L. 2021. Heads or tails? Dung beetle (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae and Aphodiinae) attraction to carrion. *Environmental Entomology* 50(3): 615–621. <https://doi.org/10.1093/ee/nvab012>.
- Strong, L. and James, S. 1992. Some effects of rearing the yellow dung fly *Scatophaga stercoraria* in cattle dung containing ivermectin. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 63(1): 39-45. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(93\)90154-f](https://doi.org/10.1016/0304-4017(93)90154-f).
- Strong, L. and James, S. 1993. Some effects of ivermectin on the yellow dung fly, *Scatophaga stercoraria*. *Veterinary Parasitology* 48(1-4): 181-191. [doi.org/10.1111/j.1570-7458.1992.tb02417.x](https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1992.tb02417.x).
- Sudhaus, W., Rehfeld, K., Schluter, D. and Schweiger, J. 1988. Interrelationships between nematodes, beetles and flies during the decomposition succession of cowpats. *Pedobiologia* 31(5-6): 305-322.
- Summerlin, J.W. 1989. Techniques for collecting, rearing and handling histerid beetles. *Southwestern Entomologist* 14(2): 127-132. [online] Available from [https://www.sswento.org/files/ugd/0646ec\\_b0e6adc9651042cdad847b8b90b9300b.pdf](https://www.sswento.org/files/ugd/0646ec_b0e6adc9651042cdad847b8b90b9300b.pdf) [accessed May 20, 2022].
- Summerlin, J.W., Fincher, G.T. and Roth, J.P. 1990. Predation by *Atholus rothkirchi* on horn fly. *Southwestern Entomologist* 15(3): 253-256. [online] Available from [https://www.sswento.org/files/ugd/0646ec\\_77acf80d309f42ea9ebd51061df4df0f.pdf](https://www.sswento.org/files/ugd/0646ec_77acf80d309f42ea9ebd51061df4df0f.pdf) [accessed May 20, 2022].
- Summerlin, J.W., Fincher, G.T., Roth, J.P. and Meola, S.M. 1991a. Laboratory observations on the life history and habits of *Phelister haemorrhous*. *Southwestern Entomologist* 16(4): 311-315. [online] Available from [https://www.sswento.org/files/ugd/0646ec\\_9949f88f4e1e47a78d9de2641ded64bb.pdf](https://www.sswento.org/files/ugd/0646ec_9949f88f4e1e47a78d9de2641ded64bb.pdf) [accessed May 20, 2022].

- Summerlin, J.W., Roth, J.P. and Fincher, G.T. 1991b. Predation by two species of histerid beetles on the horn fly. *Southwestern Entomologist* 16(1): 45-49. [online] Available from [https://www.sswento.org/\\_files/ugd/0646ec\\_9949f88f4e1e47a78d9de2641ded64bb.pdf](https://www.sswento.org/_files/ugd/0646ec_9949f88f4e1e47a78d9de2641ded64bb.pdf) [accessed May 20, 2022].
- Sutherst, R.W., Macqueen, A., Kelley, B.M., Stegeman, D.A., Asher, K.G. and Tozer, R.S. 1987. Mechanized extraction of arthropods from cattle dung. *Bulletin of Entomological Research* 77: 239-246. <https://doi.org/10.1017/S0007485300011718>.
- Svendsen, T.S., Grønvold, J., Holter, P. and Sommer, C. 2003. Field effects of ivermectin and fenbendazole on earthworm populations and the disappearance of dung pats from bolus-treated cattle. *Applied Soil Ecology* 24(3): 207-218. [doi.org/10.1016/S0929-1393\(03\)00096-9](https://doi.org/10.1016/S0929-1393(03)00096-9).
- Svendsen, T.S., Hansen, P.E., Sommer, C., Martinussen, T., Grønvold, J. and Holter, P. 2005. Life history characteristics of *Lumbricus terrestris* and effects of the veterinary antiparasitic compounds ivermectin and fenbendazole. *Soil Biology and Biochemistry* 37(5): 927-936. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2004.10.014>.
- Thayer, M.K. 2016. Chapter 14.7 Staphylinidae. *In Handbook of Zoology, Volume 1, 2nd Edition*. Edited by R.G. Beutel, R.A.B. Leschen. Walter De Gruyter GmbH, Berlin. pp. 394–442. [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/311065496\\_Staphylinidae\\_excl\\_Scydmaeninae\\_in\\_Handbook\\_of\\_Zoology\\_2nd\\_ed#fullTextFileContent](https://www.researchgate.net/publication/311065496_Staphylinidae_excl_Scydmaeninae_in_Handbook_of_Zoology_2nd_ed#fullTextFileContent) [accessed May 18, 2022].
- Thomson, B.C.M. 1937. Observations on the biology and larvae of the Anthomyidae. *Parasitology* 29(3): 273-358. <https://doi.org/10.1017/S0031182000024847>.
- Thorpe, W.H. 1930. The biology of the petroleum fly (*Psilopa petrolii*, Coq.). *Transactions of the Royal Entomological Society of London* 78(2): 331-344. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1930.tb00391.x>.
- Tiberg, K. and Floate, K.D. 2011. Where went the dung-breeding insects of the American bison? *The Canadian Entomologist* 143(5): 470-478. <https://doi.org/10.4039/n11-024>.
- Tinerella, P.P. and Fauske, G.M. 1999. Occurrence of *Onthophagus nuchicornis* (Coleoptera: Scarabaeidae) in North Dakota. *Entomological News* 110(1): 22-26. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/2884065> [accessed May 18, 2022].
- Tixier, T., Blanckenhorn, W.U., Lahr, J., Floate, K., Scheffczyk, A., Düring, R.-A., Wohde, M., Römbke, J. and Lumaret, J.-P. 2016. A four-country ring test of nontarget effects of ivermectin residues on the function of coprophilous communities of arthropods in breaking down livestock dung. *Environmental Toxicology and Chemistry* 35(8): 1953-1958. <https://doi.org/10.1002/etc.3243>.

- Tixier, T., Bloor, J.M.G. and Lumaret, J.-P. 2015. Species-specific effects of dung beetle abundance on dung removal and leaf litter decomposition. *Acta Oecologica* 69: 31-34. <https://doi.org/10.1016/j.actao.2015.08.003>.
- Tomberlin, J.K., Crippen, T.L., Tarone, A.M., Chaudhury, M.F.B., Singh, B., Cammack, J.A. and Meisel, R.P. 2016. A review of bacterial interactions with blow flies (Diptera: Calliphoridae) of medical, veterinary, and forensic importance. *Annals of the Entomological Society of America* 110(1): 19-36. <https://doi.org/10.1093/aesa/saw086>.
- Tomlin, A.D. and Fox, C.A. 2003. Earthworms and agricultural systems: Status of knowledge and research in Canada. *Canadian Journal of Soil Science* 83, Supplement Special Issue: 265-278. [doi.org/10.4141/S01-062](https://doi.org/10.4141/S01-062).
- Turner, E.C., Jr., Burton, R.P. and Gerhardt, R.R. 1968. Natural parasitism of dung-breeding Diptera: a comparison between native hosts and an introduced host, the face fly. *Journal of Economic Entomology* 61(4): 1012-1015. <https://doi.org/10.1093/jee/61.4.1012>.
- Tyndale-Biscoe, M. 1990. Common Dung Beetles in Pastures of South-Eastern Australia. CSIRO Australia, Division of Entomology, Canberra. <https://doi.org/10.1071/9780643100824>.
- Vale, G.A., Grant, I.F., Dewhurst, C.F. and Aigreau, D. 2004. Biological and chemical assays of pyrethroids in cattle dung. *Bulletin of Entomological Research* 94: 273-282. <https://doi.org/10.1079/BER2004300>.
- Valiela, I. 1969. The arthropod fauna of bovine dung in central New York and sources on its natural history. *Journal of the New York Entomological Society* 77(4): 210-220. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25006179> [accessed May 18, 2022].
- Van Tassell, E.R. 2000. Chapter 13. Hydrophilidae Latreille, 1802. *In* American Beetles, Volume I: Archostemata, Myxophaga, Adepaga, Polyphaga: Staphyliniformia. Edited by R.H. Arnett, Jr., M.C. Thomas. CRC Press, Baton Rouge, FL. pp. 188-207. <https://doi.org/10.1201/9781482274325>.
- Verdú, J.R., Cortez, V., Ortiz, A.J., González-Rodríguez, E., Martínez-Pinna, J., Lumaret, J.-P., Lobo, J.M., Numa, C. and Sánchez-Piñero, F. 2015. Low doses of ivermectin cause sensory and locomotor disorders in dung beetles. *Scientific Reports* 5: 13912. <https://doi.org/10.1038/srep13912>.
- Vessby, K. 2001. Habitat and weather affect reproduction and size of the dung beetle *Aphodius fossor*. *Ecological Entomology* 26(4): 430-435. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2311.2001.00331.x>.

- Vitner, J. 1998. Reproductive biology of the Central European *Aphodius* species with large scutellum (Coleoptera: Scarabaeidae: Aphodiinae). *Acta Societatis Zoologicae Bohemicae* 62: 227-253. [online] Available from <https://www.zoospol.cz/ixadmin/app/webroot/uploads/15-12-2017/1998/1998%203.pdf> [accessed May 18, 2022].
- Vockeroth, J.R. 1987. Chapter 103. Scathophagidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 1085-1097. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Vockeroth, J.R. and Thompson, F.C. 1987. Chapter 52. Syrphidae. *In* Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 713-743. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- von Lengerken, H. 1954. Die Brutfürsorge- und Brutpflegeinstinkte der Käfer. Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig, Leipzig. pp. 207-235.
- Voris, R. 1939. The immature stages of the genera *Ontholestes*, *Creophilus* and *Staphylinus* Staphylinidae (Coleoptera). *Annals of the Entomological Society of America* 32(2): 288-303. <https://doi.org/10.1093/aesa/32.2.288>.
- Wagner, J.A. 1975. Review of the genera *Euplectus*, *Pycnoplectus*, *Leptoplectus*, and *Acolonia* (Coleoptera: Pselaphidae) including Nearctic species north of Mexico. *Entomologica Americana* 49: 125-207. [online] Available from <https://www.biodiversitylibrary.org/page/50639310> [accessed May 18, 2022].
- Wall, R. and Strong, L. 1987. Environmental consequences of treating cattle with the antiparasitic drug ivermectin. *Nature* 327: 418-421. <https://doi.org/10.1038/327418a0>.
- Walter, D.E. and Proctor, H.C. 2013. *Mites: Ecology, Evolution & Behaviour: Life at a Microscale* (2nd edn). Springer, Dordrecht. <https://doi.org/10.1007/978-94-007-7164-2>.
- Walter, D.E., Latonas, S., Byers, K. and Lumley, L.M. 2014. *Almanac of Alberta Oribatida, Part I, Version 2.4*. Edmonton, Alberta, Canada. pp. 542. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.15348.07044>.
- Wang, Y.-S. and Shelomi, M. 2017. Review of black soldier fly (*Hermetia illucens*) as animal feed and human food. *Foods* (Basel, Switzerland) 6(10): 91. <https://doi.org/10.3390/foods6100091>.

- Ward, T.J., Skow, L.C., Gallagher, D.S., Schnabel, R.D., Nall, C.A., Kolenda, C.E., Davis, S.K., Taylor, J.F. and Derr, J.N. 2001. Differential introgression of uniparentally inherited markers in bison populations with hybrid ancestries. *Animal Genetics* 32(2): 89-91. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2052.2001.00736.x>.
- Wardhaugh, K.G. and Mahon, R.J. 1991. Avermectin residues in sheep and cattle dung and their effects on dung-beetle (Coleoptera: Scarabaeidae) colonization and burial. *Bulletin of Entomological Research* 81: 333-339. <https://doi.org/10.1017/S0007485300033617>.
- Wardhaugh, K.G., Longstaff, B.C. and Lacey, M.J. 1998. Effects of residues of deltamethrin in cattle faeces on the development and survival of three species of dung-breeding insect. *Australian Veterinary Journal* 76(4): 273-280. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1998.tb10159.x>.
- Wardhaugh, K.G., Longstaff, B.C. and Morton, R. 2001. A comparison of the development and survival of the dung beetle, *Onthophagus taurus* (Schreb.) when fed on the faeces of cattle treated with pour-on formulations of eprinomectin or moxidectin. *Veterinary Parasitology* 99: 155-168. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(01\)00451-2](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(01)00451-2).
- Wassmer, T. 2014. Seasonal occurrence (phenology) of coprophilous beetles (Coleoptera: Scarabaeidae and Hydrophilidae) from cattle and sheep farms in southeastern Michigan, USA. *The Coleopterists Bulletin* 68(3): 603-618. <https://doi.org/10.1649/072.068.0327>.
- Wassmer, T. 2020. Phenological patterns and seasonal segregation of coprophilous beetles (Coleoptera: Scarabaeoidea and Hydrophilidae) on a cattle farm in SE-Michigan, United States throughout the year. *Frontiers in Ecology and Evolution* 8(293). <https://doi.org/10.3389/fevo.2020.563532>.
- Watrous, L. 1980. *Lathrobium (Tetartopeus)*: natural history, phylogeny and revision of the nearctic species (Coleoptera, Staphylinidae). *Systematic Entomology* 5(3): 303-338. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113.1980.tb00418.x>.
- Webb, L., Beaumont, D.J., Nager, R.G. and McCracken, D.I. 2007. Effects of avermectin residues in cattle dung on yellow dung fly *Scathophaga stercoraria* (Diptera: Scathophagidae) populations in grazed pastures. *Bulletin of Entomological Research* 97(02): 129-138. <https://doi.org/10.1017/S0007485307004683>.
- Weinzierl, R.A. and Jones, C.J. 1998. Releases of *Spalangia nigroaenea* and *Muscidifurax zaraptor* (Hymenoptera: Pteromalidae) increase rates of parasitism and total mortality of stable fly and house fly (Diptera: Muscidae) pupae in Illinois cattle feedlots. *Journal of Economic Entomology* 91(5): 1114-1121. <https://doi.org/10.1093/jee/91.5.1114>.

- Weithmann, S., von Hoermann, C., Schmitt, T., Steiger, S. and Ayasse, M. 2020. The attraction of the dung beetle *Anoplotrupes stercorosus* (Coleoptera: Geotrupidae) to volatiles from vertebrate cadavers. *Insects* 11(476). <https://doi.org/10.3390/insects11080476>.
- Weller, A.M., Mayer, W.E., Rae, R. and Sommer, R.J. 2010. Quantitative assessment of the nematode fauna present on *Geotrupes* dung beetles reveals species-rich communities with a heterogeneous distribution. *Journal of Parasitology* 96(3): 525-531. <https://doi.org/10.1645/GE-2319.1>.
- Werren, J.H. and Loehlin, D.W. 2009. The parasitoid wasp *Nasonia*: an emerging model system with haploid male genetics. *Cold Spring Harbor Protocols* 2009(10). <https://doi.org/10.1101/2Fpdb.emo134>.
- West, H.M. and Tracy, S.R. 2009. The veterinary drug ivermectin influences immune response in the yellow dung fly (*Scathophaga stercoraria*). *Environmental Pollution* 157(3): 955-958. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2008.10.017>.
- Wharton, R.A., Marsh, P.M. and Sharkey, M.J., (eds.) 1997. Manual of the New World Genera of the Family Braconidae (Hymenoptera). Special Publication No. 1. The International Society of Hymenopterists, Washington DC. [online] Available from <https://www.sharkeylab.org/sharkeylab/docs/posts/web/Manual%20of%20the%20New%20World%20Genera%20of%20Braconidae.pdf>. [accessed August 19, 2022].
- Whistlecraft, J.W., Harris, C.R., Tolman, J.H. and Tomlin, A.D. 1985. Mass-rearing technique for *Aleochara bilineata* (Coleoptera: Staphylinidae). *Journal of Economic Entomology* 78(4): 995-997. <https://doi.org/10.1093/jee/78.4.995>.
- White, E. 1960. The natural history of some species of *Aphodius* (Col., Scarabaeidae) in the northern Pennines. *Entomologist's Monthly Magazine* 96: 25-30.
- White, N.D.G., Fields, P.G., Demianyk, C.J., Timlick, B. and Jayas, D.S. 2011. Arthropods of stored cereals, oilseeds, and their products in Canada: artificial ecosystems on grasslands. In *Arthropods of Canadian Grasslands (Volume 2): Inhabitants of a Changing Landscape*. Edited by K.D. Floate. Biological Survey of Canada. pp. 267-289. [online] Available from [https://drive.google.com/file/d/1Gwl762\\_ydJXafI8S0-oBcQ7GET5ISroQ/view](https://drive.google.com/file/d/1Gwl762_ydJXafI8S0-oBcQ7GET5ISroQ/view) [accessed August 26, 2022].
- Whiting, A.R. 1967. The biology of the parasitic wasp *Mormoniella vitripennis* [= *Nasonia brevicornis*] (Walker). *Quarterly Review of Biology* 42(3): 333-406. <https://www.jstor.org/stable/2818420>.

- Wilson, C.J. 2001. *Aphodius pedellus* (DeGeer), a species distinct from *A. fimetarius* (Linnaeus) (Coleoptera: Aphodiidae). Tijdschrift voor Entomologie 144: 137-143. <https://doi.org/10.1163/22119434-99900062>.
- Wirth, W.W., Mathis, W.N. and Vockeroth, J.R. 1987. Chapter 98. Ephydriidae. In Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada, Ottawa, ON. pp. 1027-1047. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Wood, D.M. 1987. Chapter 106. Æstridae. In Manual of Nearctic Diptera, Volume II. Edited by J.F. McAlpine. Research Branch Agriculture Canada Monograph 28, Ottawa, ON. pp. 1147-1158. [online] Available from [https://publications.gc.ca/collections/collection\\_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf](https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/aac-aafc/A54-3-28-eng.pdf) [accessed May 18, 2022].
- Woodley, N. 2001. A World Catalog of the Stratiomyidae (Insecta: Diptera). Myia 11: 1-475. [online] Available from [https://www.researchgate.net/publication/303225468\\_A\\_World\\_Catalog\\_of\\_the\\_Stratiomyidae\\_Insecta\\_Diptera#fullTextFileContent](https://www.researchgate.net/publication/303225468_A_World_Catalog_of_the_Stratiomyidae_Insecta_Diptera#fullTextFileContent) [accessed May 18, 2022].
- Wright, E.J. and Muller, P. 1989. Laboratory studies of host finding, acceptance and suitability of the dung-breeding fly, *Haematobia thirouxi potans* [Dipt.: Muscidae], by *Aleochara* sp. [Col.: Staphylinidae]. Entomophaga 34(2): 61-72. <https://doi.org/10.1007/BF02372588>.
- Wyatt, I.J. 1960. Cecidomyiidae as pests of cultivated mushrooms. Annals of Applied Biology 48(2): 430-432. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1960.tb03544.x>.
- Wyatt, I.J. 1961. Pupal paedogenesis in the Cecidomyiidae (Diptera).—I. Proceedings of the Royal Entomological Society of London. Series A, General Entomology 36(10-12): 133-143. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3032.1961.tb00259.x>.
- Wylie, H.G. 1971. Oviposition restraint of *Muscidifurax zaraptor* (Hymenoptera: Pteromalidae) on parasitized housefly pupae. The Canadian Entomologist 103(11): 1537-1544. <https://doi.org/10.4039/Ent1031537-11>.
- Wylie, H.G. 1976. Observations on life history and sex ratio variability of *Eupteromalus dubius* (Hymenoptera: Pteromalidae), a parasite of cyclorrhaphous Diptera. The Canadian Entomologist 108(11): 1267-1274. <https://doi.org/10.4039/Ent1081267-11>.
- Yamamoto, S. 2021. Tachyporinae revisited: phylogeny, evolution, and higher classification based on morphology, with recognition of a new rove beetle subfamily (Coleoptera: Staphylinidae). Biology 10(4): 323. <https://doi.org/10.3390/biology10040323>.

- Yoshida, N. and Katakura, H. 1986. Life cycles of *Aphodius* dung beetles (Scarabaeidae, Coleoptera) in Sapporo, northern Japan. *Environmental Science, Hokkaido* 8(2): 209-229. [online] Available from <http://hdl.handle.net/2115/37184> [accessed May 18, 2022].
- Young, O.P. 1982. Perching behavior of *Canthon viridis* (Coleoptera: Scarabaeidae) in Maryland. *Journal of the New York Entomological Society* 90(3): 161-165. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/25009312> [accessed May 18, 2022].
- Young, O.P. 1998. Observations of rove beetle (Coleoptera: Staphylinidae) predation on dung beetles (Scarabaeidae) in Panama. *The Coleopterists Bulletin* 52(3): 217-221. [online] Available from <https://www.jstor.org/stable/4009355> [accessed May 18, 2022].
- Zhang, X., Flato, G., Kirchmeier-Young, M., Vincent, L., Wan, H., Wang, X., Rong, R., Fyfe, J., Li, G. and Kharin, V.V. 2019. Changes in temperature and precipitation across Canada, Chapter 4. *In* Canada's Changing Climate Report. Edited by E. Bush, D.S. Lemmen. Government of Canada, Ottawa, Ontario. pp. 112–193. [online] Available from <https://www.nrcan.gc.ca/sites/www.nrcan.gc.ca/files/energy/Climate-change/pdf/CCCR-Chapter4-TemperatureAndPrecipitationAcrossCanada.pdf> [accessed May 18, 2022].
- Zhu, H. 1949. How to know the immature insects; an illustrated key for identifying the orders and families of many of the immature insects with suggestions for collecting, rearing and studying them. W. C. Brown Co., Dubuque, Iowa. <https://doi.org/10.5962/BHL.TITLE.6527>.







**CES BESTIOLES QUI  
RAFFOLENT DE LA BOUSE :  
INTRODUCTION À L'ÉCOLOGIE, À LA BIOLOGIE ET À  
L'IDENTIFICATION DES INSECTES PRÉSENTS DANS  
LA BOUSE DES BOVINS EN PÂTURAGE AU CANADA**

