

Gestion intégrée du parasitisme gastro-intestinal chez les moutons



Denise Bélanger, DMV
Amanda M. Cockburn, étudiante en médecine vétérinaire
Anne Leboeuf, DMV
Alain Villeneuve, DMV



La réalisation de ce Guide technique est le fruit d'une collaboration entre le Centre d'expertise en Production Ovine du Québec (CÉPOQ) et la Faculté de Médecine Vétérinaire (FMV) de l'Université de Montréal. Elle a bénéficié du soutien financier du Programme d'appui aux conseillers agricoles du MAPAQ – volet IACA-206 : Guides techniques en production. L'écriture du document est en fait la dernière étape d'un projet longitudinal de plus de 2 ans financé par le Conseil pour le développement de l'Agriculture du Québec (CDAQ) et intitulé : « Maîtrise du parasitisme interne chez les troupeaux ovins utilisant les pâturages ». Nous remercions les organismes subventionnaires, les producteurs ayant participé au projet CDAQ, ainsi que les techniciens et professionnels ayant aidé à la collecte et à l'analyse des échantillons. Merci à Silvina Fernandez du Centre Canadien pour l'agriculture biologique pour son appui professionnel. Merci enfin aux personnes suivantes qui ont fait une lecture critique du Guide technique et ont permis de l'améliorer : Dr Richard Bourassa, M. Pierre Jobin et Mme Michèle Leboeuf.

Le genre masculin est utilisé comme générique tout au long du document, ceci dans le seul but de ne pas alourdir le texte.



Faculté de médecine vétérinaire

Ministère
de l'Agriculture,
des Pêcheries
et de l'Alimentation



Gestion intégrée du parasitisme gastro-intestinal chez les moutons

Le parasitisme gastro-intestinal est un problème majeur dans les troupeaux de moutons utilisant les pâturages. De plus, la résistance des parasites aux traitements antiparasitaires conventionnels commence à apparaître dans plusieurs pays. Or, malgré le large éventail d'études scientifiques consacrées au sujet, il n'existe pas de stratégies simples pour assurer une bonne maîtrise du parasitisme ovin. Cela est particulièrement vrai au Québec où le parasitisme ovin a été peu étudié par le passé. Un projet de recherche (projet CDAQ¹) a donc été réalisé entre 2005 et 2007 pour préciser, sur 10 fermes québécoises, les caractéristiques épidémiologiques du parasitisme gastro-intestinal affectant les troupeaux de moutons utilisant les pâturages dans un contexte nordique. Les résultats de l'étude ont permis de confirmer qu'il y a plusieurs éléments à considérer lorsqu'on tente de maîtriser le problème. En intégrant les nouvelles connaissances, le présent guide tente d'illustrer les principaux concepts pour mieux comprendre et contrôler le parasitisme interne des ovins utilisant les pâturages. Nous espérons qu'il sera utile dans l'élaboration de plans d'intervention adaptés à chaque ferme et à chaque situation d'élevage de façon à minimiser l'impact des nématodes gastro-intestinaux sur la productivité des troupeaux.

Dans ce document, le genre masculin est utilisé comme générique, dans le seul but de ne pas alourdir le texte

Collaborateurs

Denise Bélanger, DMV, Ph.D. professeure en Épidémiologie vétérinaire, FMV Université de Montréal

Amanda M. Cockburn, étudiante au DMV, FMV Université de Montréal

Anne Leboeuf, DMV, M.Sc, Centre d'expertise en production ovine du Québec

Alain Villeneuve, DMV, Ph.D. professeur en parasitologie vétérinaire, FMV Université de Montréal



De gauche à droite : Alain Villeneuve, Denise Bélanger, Anne Leboeuf, Amanda M. Cockburn et Francine Lavoie

¹ Projet « Maîtrise du parasitisme interne chez les troupeaux ovins utilisant les pâturages ». Collaboration CEPOQ-FMV. Financement : Conseil pour le développement de l'agriculture du Québec (CDAQ).

La **gestion intégrée** du parasitisme est un art
Il faut trouver le point d'équilibre

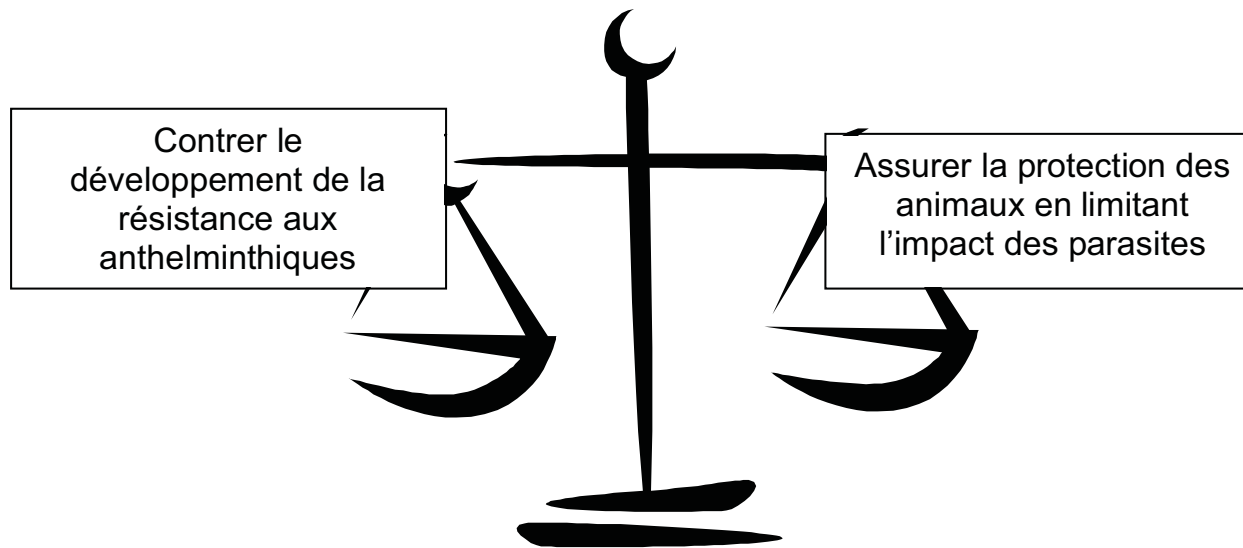


Table des matières

CHAPITRE 1 : Épidémiologie des nématodes gastro-intestinaux	1
1.1 Principales espèces de parasites retrouvées au Québec	1
1.2 Le cycle de développement (des NGI)	1
1.3 Impact des conditions climatiques et environnementales	2
1.4 Transmission	3
1.4.1 Contamination du pâturage	3
1.4.2 Inhibition et enkystement larvaire (hypobiose)	3
1.4.3 Charge parasitaire et excrétion fécale tout au long de l'année	4
1.5 Principaux facteurs de risque du parasitisme	5
1.5.1 Agneaux	5
1.5.2 Gestation/Lactation	5
1.5.3 Race ou lignée	5
1.5.4 Multi-parasitisme	6
1.6 Parasites et maladie associée (pathogénèse, impact et signes cliniques)	6
1.6.1 <i>Haemonchus contortus</i>	6
1.6.2 <i>Trichostrongylus</i>	7
1.6.3 <i>Teladorsagia (Ostertagia)</i>	7
1.6.4 <i>Cooperia</i>	8
CHAPITRE 2: Stratégies diagnostiques et de dépistage	9
2.1 Coproscopies	9
2.1.1 Prélèvements et envoi des échantillons	9
2.1.2 Techniques coproscopiques	10
2.1.2.1 Technique de Wisconsin	10
2.1.2.2 Technique modifiée de McMaster	11
2.1.2.3 Culture fécale	11
2.2 Nécropsie	12
2.3 Indicateurs complémentaires	12
2.3.1 Condition corporelle	12
2.3.2 Technique FAMACHA	13
2.3.3 Indice diarrhéique	14
CHAPITRE 3 : Régie des pâturages comme outil de gestion intégré du parasitisme	15
3.1 Objectifs	15
3.2 Stratégies de gestion de l'herbe	15
3.2.1 Attention à l'humidité	15
3.2.2 Rotation de pâturages	15
3.2.3 Réduire la densité animale	17
3.2.4 Gestion des groupes à risque	17
3.2.5 Pâturage en alternance avec une autre espèce animale	18
3.2.6 Cumul de stratégies	18
En résumé	19
Propriétés nutraceutiques du pâturage	20
CHAPITRE 4 : Stratégies de traitement et alternatives	21
4.1 Considérations épidémiologiques	21
4.2 Quand traiter	21
4.3 Résistance aux anthelminthiques	22
4.3.1 La résistance: un phénomène inéluctable	22
4.3.2 Facteurs favorisant le développement de la résistance aux anthelminthiques	23
4.3.3 Concept de refuge	23
4.4 Stratégies d'utilisation des médicaments antiparasitaires	24
4.4.1 Principes	24
4.4.2 Les médicaments	24
4.4.3 Sous-dosage	25
4.4.4 Choix du médicament	25
4.5 Quarantaine	26
4.6 Alternatives aux traitements conventionnels	26
4.6.1 Sélection d'animaux résistants	26
4.6.2 Approches alternatives en développement	27
4.6.2.1 Cuivre	27
4.6.2.2 Tannins condensés et supplémentation protéique	27
4.6.2.3 Vaccination	28
4.6.2.4 Contrôle biologique des formes larvaires libres	28
CHAPITRE 5 : Cas-types	29
Cas #1	29
Cas #2	30
Cas #3	31
Cas #4	31
Cas #5	32
Cas #6	33
Cas #7	33
Conclusion	34
Références bibliographiques	35

Chapitre 1 Épidémiologie des nématodes gastro-intestinaux

1.1 Principales espèces de parasites retrouvées au Québec

Plusieurs espèces de parasites internes peuvent affecter les moutons. On les classe habituellement en 3 grands groupes :

- les nématodes (principalement gastro-intestinaux ou NGI) ou vers ronds – ce groupe comprend la super-famille des Trichostrongylidae, objet principal de ce guide ;
- les trématodes ou douves (ex. *Fasciola hepatica*) ;
- les cestodes ou vers plats (ex. *Taenia*, *Moniezia*).

D'autres parasites ont aussi leur importance mais ils ne font pas l'objet de la présente publication :

- les protozoaires (coccidies, *Giardia*, *Cryptosporidium*, *Toxoplasma*) ;
- les ectoparasites.

La super-famille des Trichostrongylidae regroupe des parasites de plusieurs genres : *Trichostrongylus*, *Haemonchus*, *Cooperia*, *Teladorsagia* (*Ostertagia*), *Nematodirus*, ... Bien que ces genres soient tous présents au Québec, leur prévalence et leur pathogénicité (signification clinique) varient beaucoup d'une espèce à l'autre.

La localisation du parasite influence les pathologies qui lui sont associées et, dans une certaine mesure, les possibilités de traitement (ex.: les traitements à base de cuivre pour les parasites de la caillette). Le portrait de la charge parasitaire réelle peut être obtenu grâce à une nécropsie ou à un examen du système digestif lors de l'abattage de l'animal (voir Chapitre 2).

1.2 Cycle de développement des nématodes gastro-intestinaux

Le cycle de développement des nématodes gastro-intestinaux comprend plusieurs étapes différentes. Bien que ces étapes soient les mêmes pour toutes les espèces, la durée de chacune et les conditions propices au passage d'une étape à l'autre varient selon l'espèce (Tableau 1.1).

Le cycle complet (de l'œuf au stade adulte) (Figure 1-2) se déroule dans deux environnements :

- sur le pâturage, i.e. dans les matières fécales et sur les herbages avoisinants (éclosion de l'œuf - larve du premier stade ou L₁ - larve du deuxième stade ou L₂ - larve du troisième stade ou L₃) ; c'est ce qu'on appelle les formes larvaires libres ;
- dans l'animal, i.e. dans le système digestif (perte de l'enveloppe de la L₃ - larve du quatrième stade ou L₄ - adultes mâles ou femelles et ponte).

Il est important de comprendre que seule la larve L₃ peut infester un animal. Recouverte d'une enveloppe protectrice très résistante, la L₃ a emmagasiné, en se nourrissant lors de son passage par les stades L₁ et L₂, une réserve d'énergie qui lui permet de survivre longtemps dans l'environnement. La L₃ peut migrer sur l'herbe à proximité des matières fécales. Elle pourra éventuellement être consommée par un mouton qui pâture.

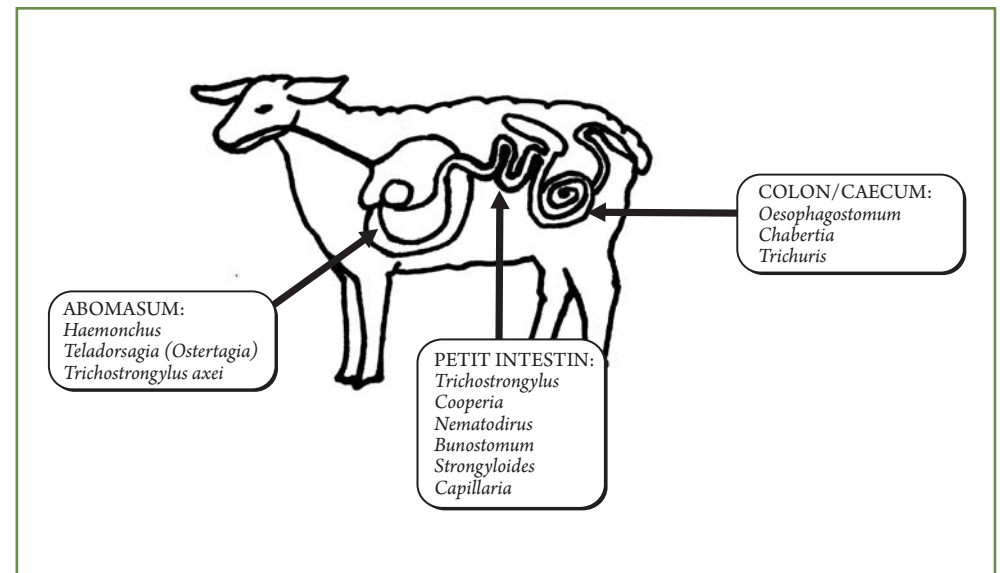


Figure 1.1 : Localisation gastro-intestinale préférée des principales espèces de parasites

Le délai entre l'ingestion du parasite (au stade L₃), et le début de l'excrétion des œufs dans les fèces se nomme la période prépatente (PPP). La période patente (PP) correspond à la durée de production de progéniture, soit la durée de vie du parasite adulte. Chaque espèce de parasite a une capacité de ponte variable. Il est reconnu qu'*Haemonchus* est une des espèces les plus prolifiques. Une femelle adulte peut pondre jusqu'à 10 000 œufs par jour. Par ailleurs, *Trichostrongylus* est une espèce moins prolifique : la femelle adulte ne pond qu'environ 600 œufs par jour soit 10 à 15 fois moins qu'*Haemonchus*. La capacité de ponte de *Teladorsagia* et *Cooperia* est comparable à celle de *Trichostrongylus*. On constate donc que, grâce à sa fécondité élevée, la contamination du pâturage par *Haemonchus* est particulièrement efficace et massive et que son potentiel de transmission peut croître très rapidement.

Principaux parasites	Intervalle œufs-L ₃	Période prépatente (PPP)	Survie de la L ₃ sur le pâturage
<i>Haemonchus</i>	3 à 16 jours	2-3 semaines	La L ₃ est très susceptible à la sécheresse et au froid. La survie ne dépasse pas quelques mois.
<i>Teladorsagia</i>	6 à 28 jours	2-3 semaines	La L ₃ est très résistante au froid. Elle peut survivre pendant plusieurs mois.
<i>Trichostrongylus</i>	4 jours à 2 mois	2-3 semaines	La L ₃ est résistante au froid. Elle peut survivre pendant plusieurs mois (jusqu'à 200 jours).

Tableau 1.1 Caractéristiques des principaux parasites

1.3 Impact des conditions climatiques et environnementales

La survie au pâturage des formes larvaires libres (L₃) dépend des conditions climatiques et de l'espèce de parasite (voir Figure 1.3 et Tableau 1.1). Chaque espèce contribue donc de façon différente à la contamination du pâturage tout au long de la saison.

Les conditions climatiques et environnementales – température et humidité de l'air, humidité du sol et de l'herbe - influencent grandement le comportement et la survie des larves infestantes sur les pâturages. Les conditions idéales pour la survie des L₃ correspondent à un temps chaud (mais pas trop) et humide. Par contre, en période très chaude et sèche, les larves demeurent prisonnières des crottes et les herbages environnants restent peu contaminés. Comme les L₃ ne sont alors pas capables de s'alimenter, la chaleur accélère leur métabolisme et épuise rapidement leurs réserves en énergie. Si, de plus, le sol est riche en microfaune, certains coléoptères et vers de terre brisent les crottes et exposent les larves aux rayons du soleil ce qui en accélère la destruction. En conséquence, les larves ne peuvent survivre plus de 3 mois sur le pâturage en période chaude alors que la survie peut atteindre 6 mois en saison fraîche.

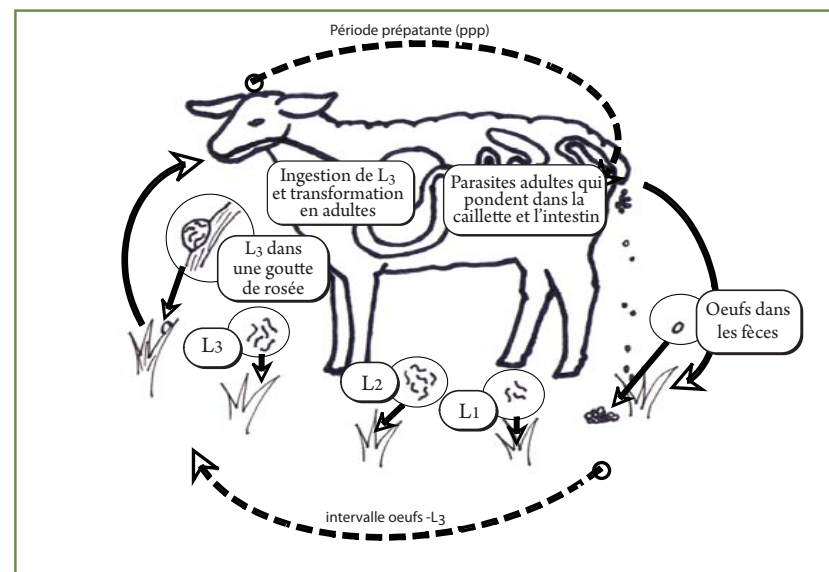
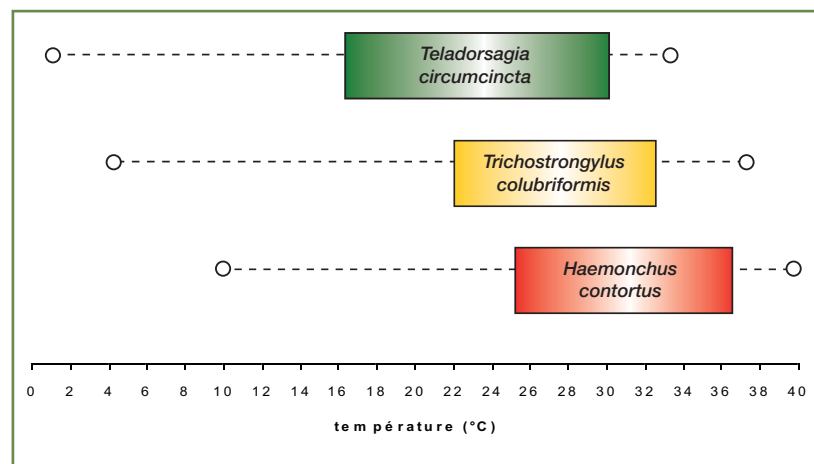


Figure 1.2 : Le cycle de développement des nématodes gastro-intestinaux



-Figure 1.3: Températures optimales (blocs de couleur) et zones de tolérance (en pointillé) pour l'écllosion des œufs et leur transformation en L₃ chez les principaux nématodes gastro-intestinaux des ovins. D'après O'Connor et al. 2006

Chapitre 1

1.4 Transmission

Les parasites ont développé deux stratégies pour assurer leur propagation et la persistance de l'infestation :

- la contamination du pâturage par l'excrétion d'œufs dans les matières fécales;
- l'enkystement des formes larvaires inhibées dans l'animal-hôte (ou hypobiose) lorsque les conditions environnementales risquent d'empêcher la survie du parasite au pâturage (pour certaines espèces de parasites).

1.4.1 Contamination du pâturage

L'évolution de la contamination du pâturage peut être estimée en comptant et en identifiant les larves infestantes dans un échantillon d'herbes prélevées sur le pâturage. La Figure 1.4 présente la contamination du pâturage dans une des fermes suivies dans le cadre du projet CDAQ.

On constate que très peu de larves L3 ont survécu à l'hiver 2005-2006. En 2006, le troupeau a été mis à l'herbe sur des pâturages relativement sécuritaires. Bien que cela corrobore d'autres études en climat froid - surtout pour *Haemonchus* - cette faible survie à l'hiver pourrait changer avec le réchauffement climatique. Ainsi, une bonne survie à l'hiver de *Teladorsagia* (*Ostertagia*) et *Cooperia* est maintenant rapportée dans certains pays au climat comparable au nôtre (quoique légèrement moins rigoureux) : France, Angleterre et Suède.

Par ailleurs, les pics de contamination du pâturage ont été observés vers la fin de l'été (Figure 1.4). Cela est conforme à ce qui est rapporté dans la littérature, soit une contamination des herbages qui augmente tout au long de la saison et diminue en début d'automne quand les températures fraîches ne favorisent plus l'éclosion des œufs et la survie des larves au champ.

1.4.2 Inhibition et enkystement larvaire (hypobiose)

Comme la durée de vie moyenne des parasites adultes dans le mouton est de 1 à 2 mois, les parasites présents à la rentrée en bergerie devraient tous être morts avant la fin de l'hiver. Mais il en va tout autrement car certains parasites ont développé la capacité d'entrer en inhibition larvaire (Figure 1.5) et d'attendre la fin de l'hiver pour se désinhiber et continuer leur développement vers le stade adulte.

Les nématodes gastro-intestinaux, particulièrement *Haemonchus*, peuvent ainsi interrompre leur développement au stade larvaire et s'enkyster dans les tissus de l'animal. Les facteurs qui déclenchent ce phénomène d'inhibition à l'automne, ainsi que la levée de l'inhibition au printemps ne sont pas très bien compris. La photopériode pourrait jouer un rôle. D'autres chercheurs ont suggéré que le parasite s'enkyste lorsque les conditions climatiques du milieu extérieur (température, humidité) sont défavorables à sa survie et à son

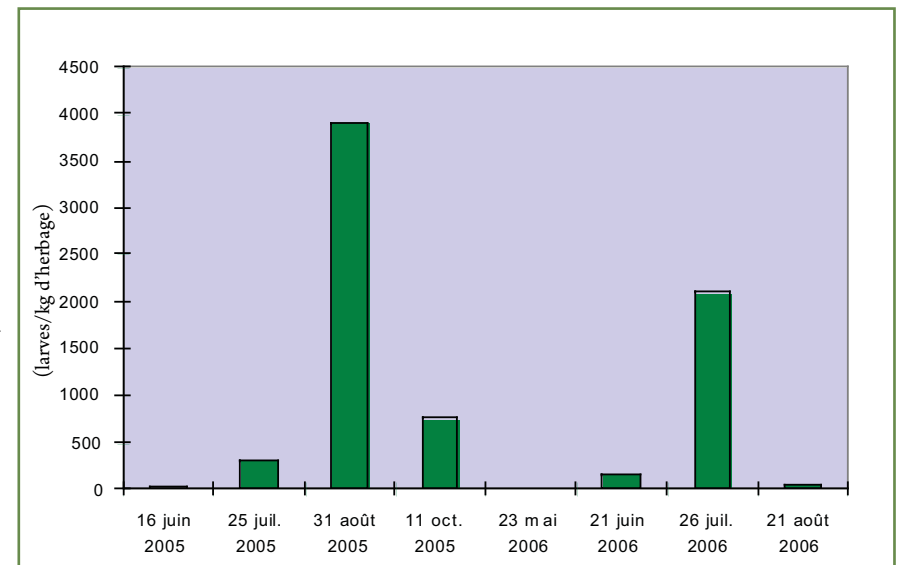


Figure 1.4 : Suivi de la contamination du pâturage sur une ferme québécoise en 2005-06

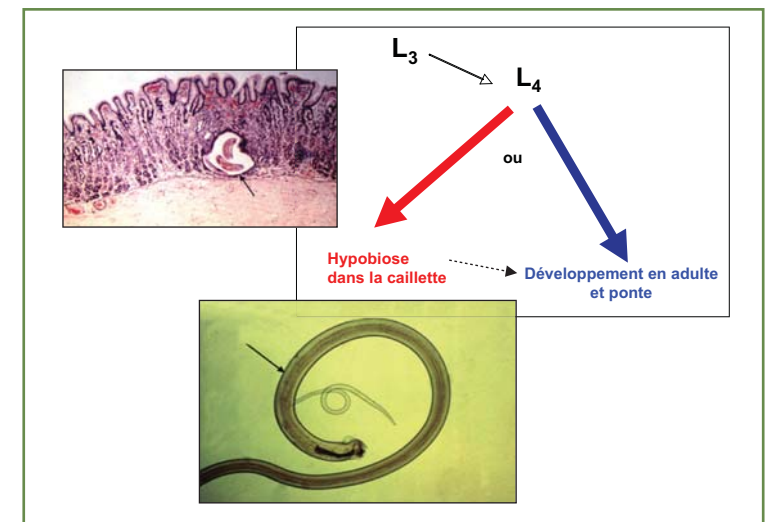


Figure 1.5 : Schéma représentant le processus d'inhibition larvaire dans la caillette

développement. Cependant, *Haemonchus* peut commencer son enkystement très tôt dans la saison de pâturage, parfois bien avant l'arrivée de conditions climatiques adverses. Par ailleurs, le taux sanguin de certaines hormones reproductrices des animaux hôtes (et donc leur stade physiologique) a aussi été évoqué comme un facteur pouvant influencer le cycle de vie des nématodes gastro-intestinaux et le phénomène d'enkystement.

Lorsqu'enkystées dans les tissus, les larves ne sont plus exposées au froid et à la sécheresse de l'hiver car elles sont protégées par le corps de leur hôte. Il est aussi plus difficile de les détruire car les médicaments antiparasitaires couramment utilisés ne peuvent (ou peuvent difficilement) traverser la paroi de la capsule protectrice qui entoure alors la larve et exercer leur effet pharmacologique. Au printemps, la larve se réactive, sort de sa niche et reprend son développement dans le tube digestif jusqu'au stade adulte. La ponte débute et les œufs se retrouvent de nouveau sur le pâturage. Chez les moutons, il est démontré que la levée de l'inhibition peut se faire à tout moment de l'année, même très tard dans l'été. Il faut donc considérer cette possibilité en tout temps surtout dans l'établissement d'une stratégie de traitement.

1.4.3 Charge parasitaire et excrétion fécale tout au long de l'année

La Figure 1.6 représente l'évolution théorique de la charge parasitaire annuelle d'un ovin sain mis sur un pâturage contaminé. Le nombre de parasites (L_4 et adultes) dans l'animal augmente rapidement au début de l'infestation (de juin à octobre), puis reste assez stable lorsque le troupeau entre en bergerie et cesse de se contaminer. L'excrétion d'œufs (OPG) diminue toutefois de façon marquée pendant l'hiver (de novembre à mars). Cette baisse de la ponte est associée à l'hypobiose : les larves cessent leur développement et s'enkystent à l'intérieur de l'animal jusqu'au réveil printanier.

Au printemps, les larves se transforment en parasites adultes qui, dans l'animal, commencent à pondre des œufs. Beaucoup d'œufs parce qu'une très grande quantité de larves se réveillent en même temps. Les œufs sont excrétés dans les matières fécales et comme cette excrétion correspond aussi au moment de la mise à l'herbe, les pâturages se contaminent à nouveau rapidement.

Bien que le réveil des larves hypobiotiques atteigne un pic au printemps, certaines larves attendent le début voire la fin de l'été pour se réactiver.

Enfin, la période péri-partum (de quelques semaines avant à quelques semaines après l'agnelage), qui concorde souvent avec le printemps, et toute situation de stress favorisent aussi le réveil des larves enkystées et une augmentation de l'excrétion fécale.

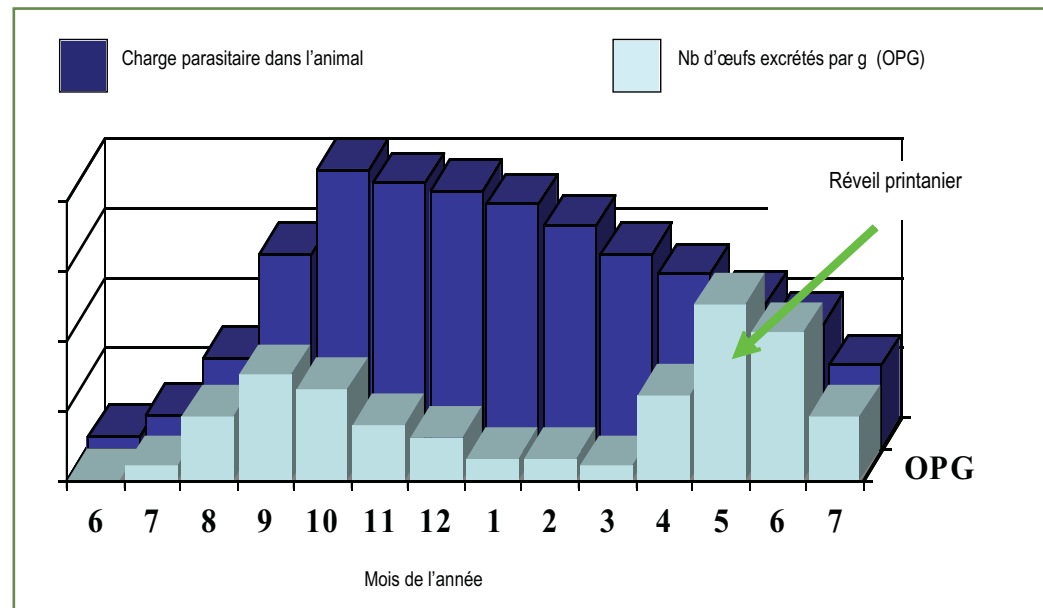


Figure 1.6 : Évolution de la charge parasitaire annuelle chez un mouton sain mis sur un pâturage contaminé

Chapitre 1

1.5 Principaux facteurs de risque du parasitisme chez les ovins

1.5.1 Agneaux (Fig. 1.7)

Les jeunes animaux sont les plus sujets aux problèmes de parasitisme. Diverses considérations immunitaires contribuent à la vulnérabilité de ces animaux. D'abord, le système immunitaire des agneaux est immature. De plus, les agneaux n'ayant jamais été en contact avec les parasites auparavant (la mise au pâturage correspond à un premier contact), leur immunité spécifique pour ces microorganismes - c'est le délai habituel entre une première exposition et l'atteinte d'une immunité complète - n'est pas encore développée. L'immunité acquise suite à une exposition aux parasites se développe lentement : en 8-10 mois pour des agneaux exposés en jeune âge mais l'exposition aux parasites doit être continue pour en assurer la persistance. Enfin, comme les agneaux sont des animaux en croissance, cela exige beaucoup d'énergie et hypothèque le fonctionnement du système immunitaire. Sur le terrain, ceci se traduit souvent par une charge parasitaire élevée chez les agneaux élevés sur des pâturages contaminés. Comme ces jeunes animaux ne sont pas immunisés, ils excrètent rapidement un grand nombre d'œufs de parasites et contribuent à une contamination exponentielle de l'environnement. Pour toutes ces raisons, les agneaux manifestent plus rapidement des signes cliniques.

1.5.2 Gestation/Lactation (Fig. 1.8)

La fin de la gestation et la lactation sont des étapes très exigeantes pour une brebis. On constate en fait une baisse de la résistance contre les parasites dès le dernier mois de la gestation et cette fragilité se prolonge tout au long des deux premiers mois de la lactation. Cette baisse de la résistance serait attribuable à une diminution de l'efficacité du système immunitaire et à une demande énergétique accrue durant cette période qui favorisent une levée de l'inhibition larvaire. Le même phénomène s'observe chez les animaux en mauvais état corporel, ou qui sont atteints d'une autre maladie ou lors d'un stress immunitaire concomitant (comme une vaccination). Il se traduit surtout par une augmentation du nombre d'œufs excrétés qui contribue grandement à la contamination du pâturage. D'où un risque élevé quand les jeunes agneaux sont à l'herbe avec leur mère.

1.5.3 Race ou lignée (Fig. 1.9)

Certains animaux démontrent une résistance naturelle au parasitisme. Des études rapportent aussi que certaines races réagissent mieux à la menace : Lacaune, Mérinos d'Arles, Gulf Coast Native, Texel, Katadhin, St.Croix, ... Il semble en fait qu'il y ait une forte composante héréditaire à cette résistance et qu'une sélection sur la base des comptes d'œufs fécaux soit possible. En Australie et en Nouvelle-Zélande, des EPD (écarts prévus sur la descendance) ont été expérimentés et une amélioration significative de la résistance a pu être observée au bout d'une dizaine d'années. La sélection sur la base de l'état clinique (réforme des animaux qui présentent des signes cliniques de parasitisme) semble aussi une stratégie pertinente.



Figure 1.7 : Les agneaux à l'herbe sont plus à risque d'être affectés par le parasitisme



Figure 1.8 : Les brebis sont plus sensibles au parasitisme en période péri-partum



Figure 1.9 : Certaines races ou lignées présentent une plus grande résistance

1.5.4 Multi-parasitisme (Fig. 1.10)

La présence simultanée de plusieurs espèces parasitaires peut contribuer à la sévérité du parasitisme. Ainsi, une infestation simple (une seule espèce à la fois) de *Cooperia*, *Nematodirus*, *Oesophagostomum*, *Bunostomum* et *Chabertia* cause rarement des problèmes cliniques. Par contre, lorsque ces mêmes parasites cohabitent avec les espèces les plus pathogènes telles que *Teladorsagia* (*Ostertagia*), *Haemonchus* et *Trichostrongylus*, elles peuvent exacerber les signes de parasitisme. Ce phénomène de synergie parasitaire serait attribué à une dysfonction simultanée de plusieurs organes qui se traduit par des conséquences cliniques plus importantes.

1.6 Parasites et maladie associée (pathogénèse, impact et signes cliniques)

Bien que la pathogénèse et l'expression clinique de la maladie varient en fonction du type d'infestation (infestation simple vs infestation multiple), du niveau d'infestation et des caractéristiques individuelles de l'animal affecté, une description sommaire est présentée pour les principaux parasites.

1.6.1 *Haemonchus contortus*

Haemonchus contortus (Fig. 1.11) est un petit parasite qui se localise dans la caillette du mouton.

Adulte, il atteint une longueur de 1-3 cm. On considère souvent ce parasite comme le plus dangereux pour les moutons parce qu'il se nourrit du sang de l'animal et qu'un seul individu peut ponctionner jusqu'à 0,075 ml de sang par jour. C'est aussi, malheureusement, une espèce rencontrée très fréquemment. Aux pertes de sang liées à l'appétit du parasite s'ajoutent celles associées à des hémorragies de la muqueuse de la caillette, hémorragies provoquées par la migration des larves et des adultes. L'animal atteint d'haemonchose développe donc une anémie qui apparaît souvent très rapidement.

Cliniquement, cela se traduit par une pâleur des muqueuses, une faiblesse de l'animal et une respiration plus rapide. L'animal peut aussi présenter un œdème sous-mandibulaire couramment appelé «signe de la bouteille» ou «bottle-jaw». Éventuellement, ces pertes massives de sang conduisent à la mort de l'animal. La mort survient alors rapidement - voire subitement - et peut être, à tort, attribuée à une infection par des clostridies comme l'entérotoxémie. Dans les cas moins foudroyants, la migration des larves dans la caillette entraîne l'inflammation et la congestion de la muqueuse. Ces changements diminuent l'efficacité de la digestion et, conséquemment, les animaux atteints présentent une mauvaise productivité.

Diverses stratégies permettent d'établir un diagnostic d'haemonchose. Bien qu'indicatif, l'examen coproscopique ne permet pas de confirmer la présence de *Haemonchus* puisque ce parasite produit un œuf qui ne se distingue pas de ceux des autres membres de la super famille des Trichostrongylidae - à l'exception de ceux de *Nematodirus*. Comme *Haemonchus* pond une grande quantité d'œufs chaque jour, l'observation des signes cliniques mentionnés ci-dessus combinée avec un compte d'œufs élevé devient plus significative mais le diagnostic n'est toujours pas définitif. Une analyse sanguine (hématocrite) peut aussi apporter un éclairage intéressant. Mais en fait seule une nécropsie - avec une identification et un compte des parasites présents dans le tube digestif - permet de confirmer le diagnostic. On cherche alors à voir des vers de 10-30 mm de longueur dans la caillette. Ces vers ont l'ap-



Figure 1.10 : Le multiparasitisme accroît le risque parasitaire

Facteurs de risque pour le parasitisme :

- Jeunes animaux (moins de 12 mois)
- Fin de gestation/lactation
- Peu ou pas d'exposition préalable (donc pas d'immunité acquise)
- Variations individuelles (certains animaux, lignées, races ont une résistance innée)
- Autre maladie, malnutrition ou stress
- Infestation par plusieurs espèces de parasites



Figure 1.11 : *Haemonchus contortus*

Chapitre 1

parence caractéristique d'un poteau de barbier (alternance de bandes blanches et de bandes rouges). Ils sont souvent accompagnés d'une hypertrophie de la muqueuse de la caillette et de petits ulcères et/ou de lésions hémorragiques et/ou petits nodules blanchâtres dans la muqueuse. La phase clinique de l'haemonchose se manifeste surtout de juin à septembre chez des animaux au pâturage ou ayant eu accès au pâturage.



Attention! *Haemonchus contortus*, ce parasite hématophage pouvant causer la mort et d'importantes pertes de production, a été retrouvé dans tous les élevages québécois suivis lors du projet CDAQ.

1.6.2 *Trichostrongylus*

Plusieurs espèces du genre *Trichostrongylus* peuvent se retrouver dans la caillette et le petit intestin des moutons. Selon l'espèce, les vers adultes de ce nématode ont une longueur de 2 à 8 mm. L'infestation provoque une hyperhémie de la muqueuse qui peut progresser vers une inflammation catarrhale avec ulcération de l'épithélium. Des plaques surélevées sont aussi parfois observées sur la muqueuse. Consécutivement, l'infestation provoque une hypoalbuminémie attribuable à la perte de protéines par la paroi gastro-intestinale affectée. Cette perte de protéines est un facteur important de la diminution de la conversion alimentaire et cette utilisation moins efficace des aliments ingérés conduit à une mauvaise productivité des animaux. Si la contamination est importante et rapide, il peut y avoir des mortalités chez les agneaux. Les animaux atteints ne démontrent alors ni anorexie, ni émaciation mais ils manifestent souvent une faiblesse des membres qui les empêche de se tenir debout. Dans les cas plus chroniques, les animaux présentent un appétit variable et sont souvent émaciés.

Comme pour ceux d'*Haemonchus*, les œufs de *Trichostrongylus* ne peuvent être distingués de ceux des autres espèces de Trichostrongylidae. Le diagnostic de cette condition s'appuie donc surtout sur la nécropsie. À la nécropsie d'un cas aigu, la muqueuse de la caillette et du duodénum peut être enflée, hémorragique et couverte de mucus. Les vers sont mis en évidence en grattant la muqueuse. Dans les cas chroniques, la carcasse est souvent émaciée et le foie peut être atteint de lipidose hépatique (foie gras).

1.6.3 *Teladorsagia (Ostertagia)* (Fig. 1.12)

L'espèce *Teladorsagia circumcincta* se retrouve principalement dans la caillette du mouton. Le ver adulte a une longueur de 7,5 à 13 mm. L'infestation cause un épaississement marqué de la muqueuse de la caillette. Ces lésions sont associées à une perte de protéines qui résulte en une hypoalbuminémie. La digestion des aliments devient beaucoup moins efficace.

L'infestation par *Teladorsagia circumcincta* est associée à deux syndromes cliniques différents. La téladorsagiose de type I se produit lors du premier été au pâturage et est associée à la présence d'un grand nombre de parasites adultes chez l'animal. Une hypoalbuminémie apparaît et les animaux atteints deviennent anorexiques et diarrhéiques. La morbidité peut être élevée mais la mortalité demeure faible. La téladorsagiose de type II est plutôt associée au réveil massif des larves enkystées au début du printemps. Les animaux atteints, souvent un petit pourcentage du troupeau, ont alors une diarrhée sévère et chronique, qui peut parfois s'avérer fatale. Considérant l'anorexie et la mauvaise assimilation des protéines, la productivité de ces animaux est bien sûr diminuée.

Encore une fois, on ne peut distinguer les œufs de *Teladorsagia* de ceux des autres espèces de Trichostrongylidae. Le diagnostic définitif de téladorsagiose s'appuie donc sur la nécropsie de l'animal. Dans la caillette, il est possible d'observer des vers adultes et des lésions nodulaires circulaires sur la muqueuse. Ces lésions ont un diamètre de 2 à 3 mm et ont une ouverture centrale qui correspond à la glande parasitée. Lors d'infestation massive, la muqueuse adopte une apparence de «cuir marocain», c'est-à-dire que les nodules grossissent à un point tel qu'ils se rejoignent pour créer un patron ressemblant à un nid d'abeilles irrégulier.



Figure 1.12: *Teladorsagia circumcincta*

1.6.4 Cooperia

On retrouve régulièrement deux espèces de *Cooperia* chez les moutons : *Cooperia oncophora* et *Cooperia curticei*. Les vers adultes ont une longueur de 4,5 à 9 mm. Ils se localisent principalement dans le petit intestin. Les vers pénètrent dans la muqueuse de l'intestin grêle et provoquent des lésions et des signes cliniques semblables à ceux causés par *Trichostrongylus*. L'infestation par *Cooperia* est surtout associée à une perte de productivité. L'identification des adultes dans l'intestin lors d'une nécropsie permet un diagnostic précis.

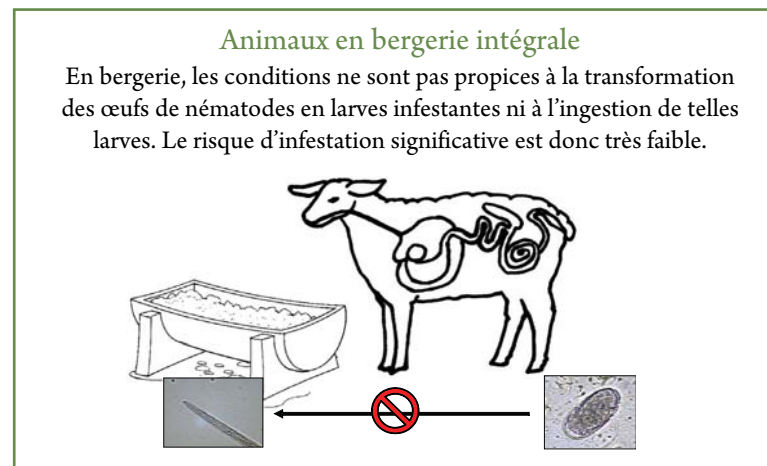


Figure 1.13 : Bergerie intégrale : le risque de transmission des nématodes est très faible

Particularités cliniques chez les agneaux élevés à l'herbe

En plus des espèces mentionnées précédemment, les agneaux élevés à l'herbe peuvent souffrir d'une infestation par les deux parasites suivants :

- *Moniezia* : C'est un ver plat intestinal (cestodes) qui peut atteindre presque 5 m de long. L'infestation se fait par l'intermédiaire d'un petit acarien qui vit dans les herbages. Le parasite peut provoquer une irritation de la muqueuse intestinale et causer une perte de condition corporelle chez les agneaux. Il ne semble pas provoquer de signes cliniques importants chez les brebis. Plus rarement, lors d'infestation massive chez les agneaux de l'année, ce parasite peut causer une diarrhée qui, éventuellement, se complique en une endotoxémie.
- *Nematodirus* : Peu présent et peu significatif au Québec et en Amérique du Nord, ce nématode provoque en Europe une maladie grave et aiguë associée à une forte mortalité des agneaux. L'infestation par ce parasite ne se manifeste que chez les agneaux dans leur première année au pâturage. Sa présence exacerbe alors les problèmes causés par les autres parasites hébergés par l'animal.



Chapitre 2 Stratégies diagnostiques et de dépistage

Différentes analyses de laboratoire sont disponibles pour caractériser le parasitisme des ovins. Ces tests peuvent sembler coûteux mais ils sont essentiels à une approche intégrée et judicieuse du contrôle du parasitisme. Des traitements ciblés (sur les groupes d'animaux à risque) réalisés aux moments opportuns et avec les molécules appropriées permettent ensuite de réduire significativement le coût de la gestion du parasitisme. L'évolution des populations de parasites ovins vers une résistance aux médicaments antiparasitaires justifie assurément une telle démarche intégrée qui prolonge l'efficacité des anthelminthiques.

2.1 Coproscopie

La coproscopie consiste en l'étude des matières fécales pour caractériser le parasitisme chez les ovins. Différentes analyses sont possibles dont la quantification des œufs de parasites (compte d'œufs fécaux) et la culture fécale qui permet d'identifier les espèces présentes.

2.1.1 Prélèvements et envoi des échantillons

On récolte les fèces directement dans le rectum du mouton en suivant les étapes suivantes :

- Mettre un gant et le mouiller avec un lubrifiant à base aqueuse.
- Insérer délicatement un (pour les jeunes agneaux) ou deux doigts dans le rectum (Figure 2.1). Les crottes sont aisément senties au bout des doigts.
- Utiliser les doigts en position de cuiller pour récupérer une quantité suffisante de matières fécales.
- Travailler patiemment et en douceur, en respectant la résistance naturelle de l'animal. Si on n'arrive pas à récolter un échantillon adéquat, il ne faut pas insister. On peut réessayer un peu plus tard.
- Retirer le gant en le retournant de façon à ce qu'il devienne un sac pour l'échantillon de fèces.
- Faire un nœud avec le gant et identifier le sac ainsi formé avec un crayon indélébile (Figure 2.2).



Figure 2.1 : Prélèvement de fèces dans le rectum



Figure 2.2 : Échantillon bien identifié

Bien qu'il puisse arriver que des petites traces de sang soient détectées sur le gant suite au prélèvement, des saignements plus importants devraient inciter à consulter un vétérinaire.

Il est préférable de ne pas prélever les échantillons à partir de crottes se trouvant déjà sur le sol parce qu'elles peuvent être contaminées par des larves présentes dans l'environnement. De plus, lorsqu'on prélève un échantillon au sol, il est parfois difficile de savoir s'il est frais (dans un échantillon trop vieux, les œufs peuvent être déjà éclos) ou d'identifier adéquatement l'animal qui l'a produit.

Pour procéder au compte d'œufs fécaux, il faut au moins 3 grammes de fèces; cela correspond à environ 3-4 petites crottes (Figure 2.3). Il faut en récolter un peu plus (10 grammes ou au moins une dizaine de crottes) si on désire qu'en outre une culture fécale soit faite pour identifier les espèces de parasites présentes.



Figure 2.3 : Échantillon requis pour un compte d'œufs fécaux

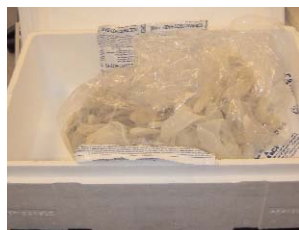


Figure 2.4 : Envoi d'échantillons dans une glacière

Le regroupement des échantillons de quelques animaux (pooling) pour faire des coproscopies groupées N'EST PAS recommandé parce qu'il ne permet pas l'identification des animaux qui sont les plus excréteurs (en l'occurrence, les plus contaminants). Comme l'excrétion d'œufs fécaux est très variable d'un animal à l'autre dans un même groupe, le résultat d'un pool a peu de signification À MOINS qu'il soit très bas (ce qui signifie que tous les animaux composant le pool sont faiblement excréteurs). Si le pooling est malgré tout choisi (raisons économiques ou monitoring dans un contexte de très

faible contamination ou situation initiale inconnue), on divise le troupeau en groupes selon l'âge et le sexe: les agneaux, les agnelles, les brebis en péri-partum, les béliers, etc. Les matières fécales de 5 ou 6 animaux de chacun des groupes sont alors récoltées et placées dans un contenant commun au groupe échantillonné.

Une fois récoltés, les échantillons doivent être acheminés au laboratoire dans un contenant isotherme (glacière) contenant des sacs réfrigérants (ice packs) (Figure 2.4). L'envoi des échantillons au laboratoire doit se faire rapidement, si possible le jour même du prélèvement, sinon les œufs risquent d'éclore et le compte d'œufs fécaux sera sous-estimé. Si l'envoi ne peut se faire le même jour, les échantillons doivent être conservés au réfrigérateur. Idéalement, la récolte des échantillons devrait être planifiée de telle sorte qu'ils arrivent au laboratoire dans un délai maximal de 48 heures. Ce délai est particulièrement important lorsqu'une culture et une identification fécales doivent être faites car les œufs de certains nématodes, dont *Haemonchus*, peuvent mourir s'ils sont réfrigérés plus de 48 heures. Si ces œufs ne peuvent pas éclore, le différentiel des larves de nématodes ne sera pas représentatif. Une réfrigération plus longue (jusqu'à une semaine) est moins problématique lorsque seul le compte d'œufs fécaux doit être réalisé. Il faut enfin éviter toute congélation des matières fécales parce que cela déforme les parasites (œufs et larves) et rend leur identification beaucoup plus difficile voire impossible.

Les informations suivantes doivent accompagner les échantillons de fèces :

- Identification des animaux
- Caractéristiques des animaux (espèce, race, âge, stade physiologique)
- Aspect des matières fécales (couleur, odeur, consistance, présence de sang, de mucus ou autres substances étrangères)
- État clinique des animaux (condition corporelle, diarrhée, problèmes respiratoires ou autres, ...)
- Historique de traitement antiparasitaire (quand, qui, avec quoi, dose, ...)

2.1.2 Techniques coproscopiques

Différentes techniques sont disponibles pour quantifier et caractériser les parasites dans les fèces des ovins. Les techniques de Wisconsin et de McMaster permettent d'établir le compte des œufs présents dans les fèces. On exprime ce dénombrement en «œufs par gramme» de fèces ou OPG. Une grille d'interprétation est proposée au Tableau 2.1. L'interprétation doit toutefois aussi tenir compte de la saison, de l'âge et du stade physiologique des animaux et des espèces parasitaires présentes sur la ferme.

2.1.2.1 Technique de Wisconsin

La technique de Wisconsin permet l'identification et la quantification des œufs de la majorité des parasites internes présents chez les ovins. Cette identification s'arrête au mieux à la super-famille (pour les Trichostrongylidae) et au genre (pour la plupart des autres parasites) car il est impossible d'identifier précisément l'espèce à partir des seuls œufs.

L'échantillon de matières fécales à analyser est d'abord pesé, solubilisé, filtré pour enlever les gros débris, puis centrifugé. Le culot ainsi obtenu est solubilisé dans une solution sucrée saturée puis centrifugé à nouveau. Les œufs de parasites flottent maintenant sur la solution et adhèrent à une lamelle déposée à la surface. Cette lamelle est placée sur une lame pour compter les œufs au microscope.

Niveau d'excrétion	Interprétation individuelle	Interprétation pour un groupe échantillons individuels
Faible	Moins de 100 OPG	Moins de 5% des individus échantillonnés ont des comptes au-dessus de 500 OPG et moins de 25% ont des comptes entre 100 et 500 OPG
Moyen	100 à 500 OPG	Entre 5 et 25% des individus ont des comptes au-dessus de 500 OPG
Fort (seuil d'alerte)	Plus de 500 OPG	Plus de 25% des individus ont des comptes au-dessus de 500 OPG

Tableau 2.1 : Grille d'interprétation des comptes d'œufs fécaux par gramme (OPG)

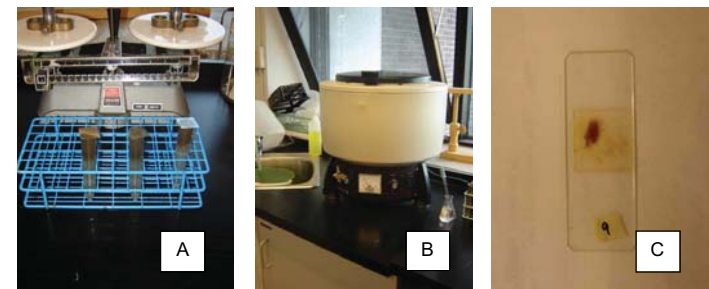


Figure 2.5 : Différentes étapes de la technique de Wisconsin : A) Les matières fécales sont mélangées à une solution sucrée saturée et une lamelle est placée sur le ménisque B) Les échantillons sont centrifugés C) Une lame préparée est prête pour la lecture microscopique

Chapitre 2

Bien qu'elle conduise à une estimation plus précise de la quantité d'œufs dans les fèces que la technique de McMaster décrite ci-après, la technique de Wisconsin nécessite du temps, de l'équipement spécialisé et un bon niveau technique. Elle se pratique donc dans un contexte de laboratoire (Figure 2.5).



Figure 2.6 : La chambre McMaster: l'aire de lecture est constituée d'un quadrillage gravé dans le plastique

2.1.2.2 Technique modifiée de McMaster

La technique modifiée de McMaster est plus facile et plus rapide à utiliser. Elle ne nécessite pas d'équipement spécialisé et ne requiert pas un haut niveau de formation. Quoiqu'un peu moins précise que l'épreuve de Wisconsin, c'est la technique la plus universellement utilisée pour la détection et la quantification des œufs de nématodes chez les petits ruminants.

La flottation préalable à une lecture avec la chambre de numération de McMaster peut se faire avec différentes solutions mais, ATTENTION, la qualité des résultats dépend de l'adaptation des protocoles.

La méthode la plus fréquemment utilisée se résume à mélanger les matières fécales avec une solution salée (NaCl) saturée et à laisser reposer le mélange pour permettre la séparation des œufs. Une centrifugation préalable peut aider à éliminer bon nombre de débris. Une petite quantité du mélange ainsi obtenu est filtrée, homogénéisée puis placée dans la chambre McMaster (Figure 2.6). On laisse reposer pour un minimum de 2 minutes de façon à ce que les œufs flottent à la surface de la chambre. Une section de la chambre est ensuite examinée au microscope pour compter les œufs de nématodes qui s'y trouvent. Le nombre d'œufs ainsi obtenu est multiplié par le facteur de dilution pour estimer le nombre d'œufs par gramme de fèces (OPG).

La méthode de McMaster modifiée peut ne pas détecter les œufs s'ils sont présents en très petite quantité (i.e. moins de 25 ou 50 OPG). Elle n'est donc pas appropriée pour la mise en évidence des parasites qui sont habituellement présents en faible quantité (comme *Trichuris*, *Capillaria* et *Strongyloides*) ou pour les bas niveaux d'infestation par les nématodes.

Comme elle est simple et ne requiert qu'un microscope, la technique de McMaster modifiée peut être réalisée directement à la ferme. Les producteurs parviennent rapidement à maîtriser la technique (un suivi vétérinaire demeure toutefois requis pour déterminer les bonnes stratégies de traitement). Les échantillons peuvent aussi être analysés par un vétérinaire praticien ou envoyés à un laboratoire.

2.1.2.3 Culture fécale

La culture fécale se pratique en laboratoire. Elle permet d'identifier plus précisément les espèces de parasites présentes dans les fèces des ovins. Ceci est particulièrement utile pour les parasites de la super-famille des Trichostrongylidae (dont *Haemonchus*, *Teladorsagia* et *Trichostrongylus*) qui ne peuvent être différenciés à l'examen des œufs. Pour cette épreuve, il peut être pertinent (et financièrement judicieux) de regrouper (pooler) les échantillons de plusieurs animaux.

Au laboratoire, une quantité minimale de cinq (5) grammes de fèces (plus si pool) est mélangée à un milieu de culture (comme la vermiculite) et conservée à la température de la pièce pour au moins 14 jours (Figure 2.8). Cet intervalle permet l'éclosion des œufs présents dans les fèces et leur développement en L₃. Ces larves sont ensuite récoltées dans un appareil de Baermann (Figure 2.9).

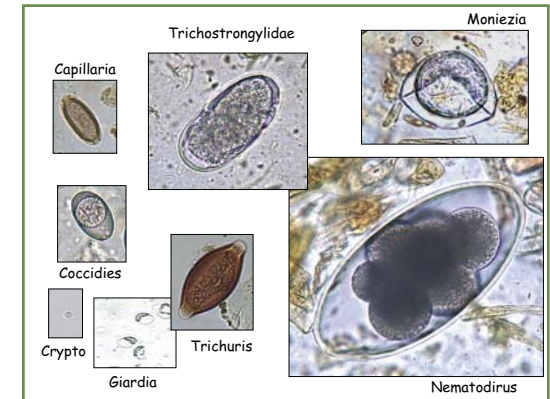


Figure 2.7 : Taille relative des œufs chez les principaux parasites internes gastro-intestinaux des moutons

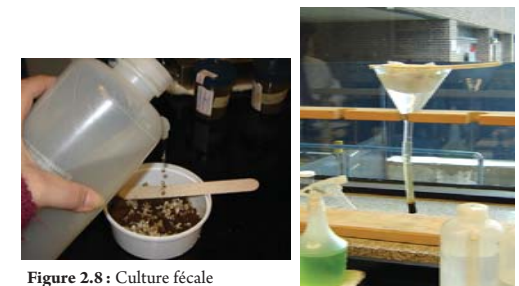


Figure 2.8 : Culture fécale

Figure 2.9 : L'appareil de Baermann

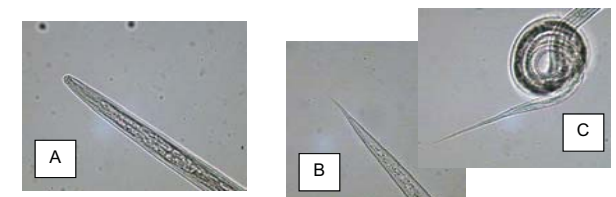


Figure 2.10 : Caractéristiques phénotypiques des L₃ : A) Tête B-C) Queue

L'identification des larves ainsi récoltées se fait à partir des caractéristiques phénotypiques de chaque espèce : longueur de la queue, forme de la tête, présence d'un corps réfringent (non visible sur la photographie). On établit la fréquence relative de chaque espèce en identifiant cent (100) larves. Comme le pouvoir pathogène varie sensiblement d'une espèce à l'autre, ce différentiel apporte une information très pertinente.

La culture fécale (qui dépend de la présence des œufs dans les fèces) ne représente pas tout à fait la population de parasites adultes présents dans l'animal. Une certaine distorsion est en effet associée au potentiel de fécondité qui est variable d'une espèce à l'autre. Ainsi, les femelles d'*Haemonchus* pondent environ quatre fois plus d'œufs que celles de *Teladorsagia*. À la culture, on devrait donc trouver, pour un nombre égal d'adultes dans l'animal, quatre fois plus de larves d'*Haemonchus* que de *Teladorsagia*. Mais l'information est particulièrement pertinente pour évaluer le potentiel de contamination des pâturages puisqu'elle reflète la composition de ce qui est réellement déposé sur l'herbe par les moutons.

L'identification des L₃ requérant une expertise pointue, elle n'est possible que dans certains laboratoires.

2.2 Nécropsie

L'examen post-mortem (ou nécropsie) des animaux morts sur la ferme (ou euthanasiés) peut être très instructif. C'est en fait l'analyse qui conduit au portrait le plus précis du parasitisme chez un animal, voire dans un troupeau. Les nécropsies sont généralement réalisées par le vétérinaire praticien mais les animaux à examiner peuvent aussi être acheminés dans un laboratoire de pathologie (par ex., au laboratoire de pathologie de la Faculté de médecine vétérinaire de l'Université de Montréal ou dans les laboratoires du Ministère de l'agriculture, des pêcheries et de l'alimentation). La carcasse est ouverte et un examen macroscopique des organes internes est pratiqué. Lorsque l'examen est réalisé à la ferme, des échantillons de tissus (ex. caillette) peuvent être prélevés et envoyés au laboratoire de pathologie. On peut aussi extraire tout le tube digestif de la caillette au rectum et, en ligaturant aux 2 extrémités ainsi qu'aux jonctions caillette-petit intestin et petit intestin-gros intestin, l'acheminer avec son contenu au laboratoire de parasitologie pour une estimation de la charge parasitaire et une identification des parasites présents.



Figure 2.11 : La bourse copulatrice du mâle et les spicules

L'identification précise des parasites adultes est beaucoup plus facile que celle des formes larvaires. S'appuyant généralement sur la morphologie des mâles (qui se distinguent aisément des femelles par leur bourse copulatrice illustrée à la Figure 2.11), l'identification requiert la mesure de la longueur totale du parasite ainsi que la mesure et la caractérisation des spicules - organes chitineux souvent doubles qui, au moment de l'accouplement, sont insérés dans le vagin pour le maintenir ouvert.

2.3 Indicateurs complémentaires

Bien que le diagnostic en laboratoire soit pertinent et accessible, il est aussi possible de pratiquer à la ferme certaines évaluations cliniques qui peuvent vous outiller face à la gestion du parasitisme. Parmi celles-là, les plus intéressantes sont l'évaluation de la condition corporelle, la technique FAMACHA® et l'indice diarrhéique.

2.3.1 Condition corporelle

L'évaluation de l'état de chair (EC) est une mesure subjective de la condition corporelle individuelle des moutons. Cette mesure est plus intéressante que le poids (qui varie selon l'âge et la race) pour caractériser la condition de l'animal. Comme les animaux souffrant de parasitisme ont tendance à perdre du poids et à être en moins bonne condition, la mesure de l'EC devient un indicateur indirect mais non spécifique du parasitisme. Lorsque pratiquée par une personne expérimentée, la technique permet d'estimer la couverture de gras et le développement musculaire. On palpe pour ce faire la région des vertèbres lombaires (entre les côtes et les os de la hanche) au niveau des apophyses épineuses et transverses (Figure 2.12).

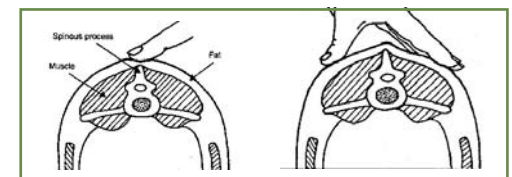


Figure 2.12 : Site de palpation pour l'évaluation de l'état de chair

Chapitre 2

La charte d'évaluation de l'état de chair la plus souvent utilisée va de 1 à 5. Celle présentée à la figure 2.13 est disponible sur le site web suivant : <http://oregonstate.edu/dept/animal-sciences/bcs.htm> . Lorsque l'évaluateur est expérimenté, il devient intéressant d'utiliser aussi des demi-points pour raffiner l'évaluation.

Les cotes cibles sont :

Cote 3,5-4 à l'agnelage

Cote 2,5 au tarissement

Cote 3 à la saillie (2,5 au début du flushing)

Certaines races ont toutefois plus de gras abdominal que de couverture et les cibles peuvent être revues à la baisse d'un demi-point.

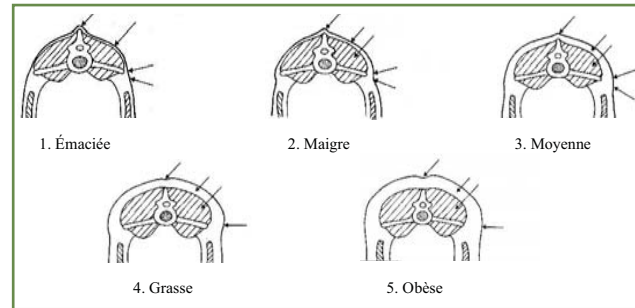


Figure 2.13 : Charte d'évaluation de l'état de chair des brebis

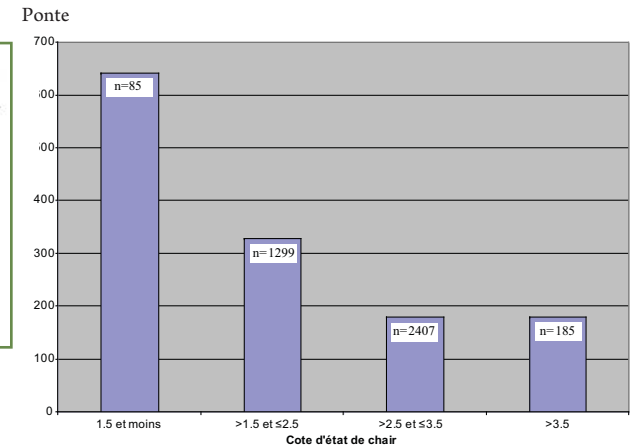


Figure 2.14 : Relation entre le compte d'œufs fécaux (moyenne OPG) et la condition corporelle des brebis

Dans le cadre de l'étude longitudinale québécoise réalisée en 2005 et 2006 (projet CDAQ), les mesures de l'EC ont été suivies pendant 2 ans dans 10 troupeaux ovins. Bien que de nombreux facteurs (physiologiques, médicaux et environnementaux) puissent influencer la condition corporelle, les animaux qui avaient des EC plus faibles (moins de 2,5) excrétaient plus d'œufs que ceux ayant des EC moyens à élevés (2,5 et plus) (Figure 2.14). Cette corrélation appuie la pertinence d'utiliser la mesure de l'EC comme outil non spécifique de suivi du parasitisme.

2.3.2 Technique FAMACHA®

La technique FAMACHA® a été développée en Afrique du Sud dans le but d'identifier les animaux fortement affectés par *Haemonchus contortus*. Elle est maintenant largement promue dans les régions où ce parasite est prévalent (sa zone de distribution est malheureusement très étendue). Considérant la biologie d'*Haemonchus contortus*, les animaux moyennement et fortement infestés présentent habituellement des signes d'anémie. Un de ces signes est la pâleur des muqueuses. La technique est très simple : on compare la couleur de la conjonctive (muqueuse de l'œil) à une charte de couleurs (la charte FAMACHA® – Figure 2.15) et une cote de 1 à 5 est attribuée à l'animal. La cote 1 représente un animal en bonne santé (du moins non anémique) et la cote 5 représente un animal très anémique. L'utilisateur se réfère ensuite à ces cotes pour décider quels animaux doivent être traités avec un agent antiparasitaire. Bien évidemment, cette charte n'est appropriée que pour le suivi des infestations par des parasites hématophages et l'utilisateur doit toujours considérer que l'anémie peut avoir une autre origine que la présence de parasites. C'est pourquoi, bien qu'elle soit simple, les utilisateurs doivent recevoir une formation avant de mettre en pratique la technique FAMACHA® pour suivre un troupeau. Aux États-Unis, de nombreuses formations ont déjà été organisées par le Southern Consortium for Small Ruminant Parasite Control (SCSRPC). Ces formations présentent la charte FAMACHA® et son utilisation dans le cadre d'une approche intégrée du contrôle du parasitisme.

Dans le cadre de l'étude longitudinale québécoise réalisée en 2005-6 (CDAQ), les cotes FAMACHA® ont été suivies pendant 2 ans dans 10 troupeaux ovins. Aucune cote 5 n'a été attribuée pendant toute la durée de l'étude. En comparant les cotes FAMACHA® aux comptes d'œufs fécaux, on observe une forte association entre les cotes 3 et 4 (animaux anémiques) et des comptes élevés d'œufs fécaux (Figure 2.16) ce qui confirme la pertinence de cet indicateur clinique pour

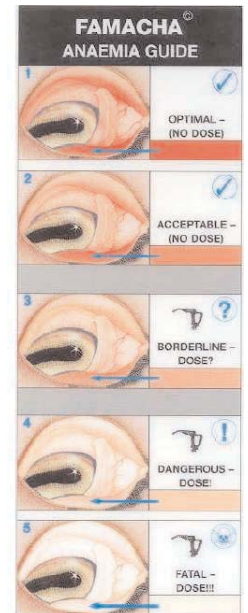


Figure 2.15 : Charte FAMACHA®

repérer les animaux fortement infestés – dans la mesure où cette infestation est le fait de parasites hématophages – et effectuer des traitements ciblés. Des traitements ciblés sont avantageux sur le plan économique tout en limitant les risques d'apparition de résistance aux antiparasitaires. Ainsi, si seuls les moutons fortement vulnérables sont traités, les animaux naturellement plus résistants (et non traités) continuent d'excréter des œufs provenant de parasites sensibles aux traitements anthelminthiques. C'est ce qu'on appelle un «refuge», ou une population de parasites qui participe à la prolongation de l'efficacité des agents antiparasitaires (voir Chapitre 4).

2.3.3 Indice diarrhéique

Deux approches ont été utilisées pour caractériser la présence de diarrhée chez l'animal : l'évaluation de la souillure de l'arrière-train et une cotation de la consistance des fèces.

L'évaluation qualitative des souillures présentes à l'arrière-train des animaux peut se faire à l'aide d'une charte visuelle. Plusieurs études ont exploré l'association entre cet indice et le compte d'œufs fécaux mais un lien direct n'a pu être démontré bien qu'une association indirecte existe entre la présence de diarrhée et le compte d'œufs dans les fèces.

On peut aussi caractériser la présence de diarrhée par une cotation de la consistance des fèces. Par exemple : 1- fèces liquides, 2- fèces molles, 3- petites crottes bien formées - respectivement environ 85, 75 et 60% de contenu en eau. Cette consistance est toutefois souvent fluctuante et un prélèvement à un moment inopportun peut ne pas être représentatif de la situation réelle. Cette échelle est utile sur une base individuelle mais aussi sur une base troupeau. On interprète alors cette donnée sur la consistance des fèces en fonction des comptes d'œufs fécaux et autres indicateurs cliniques (ex. : ÉC, FAMACHA®) pour décider si un traitement antiparasitaire est requis.

Tout comme la mesure de l'état de chair, la présence de diarrhée n'est pas spécifique au parasitisme puisque plusieurs autres facteurs peuvent expliquer ou favoriser la présence de diarrhée : l'état de santé des animaux, l'environnement dans lequel ils évoluent, le type d'alimentation, ... De plus, les indices diarrhéiques ne sont pas toujours corrélés avec les comptes d'œufs fécaux pour les deux raisons suivantes :

- *Haemonchus contortus*, le parasite le plus prolifique (donc celui qui pond le plus grand nombre d'œufs), n'est pas une cause importante de diarrhée. L'indice diarrhéique est en ce sens plus adapté aux fortes infestations associées à *Trichostrongylus* et *Teladorsagia*.
- La présence de diarrhée augmente le contenu en eau des fèces et dilue les œufs. Les comptes d'œufs (qui se calculent en base humide) sont donc sous-estimés lors de diarrhée et difficilement comparables aux comptes d'œufs dans les fèces normales.

D'autres études sont requises pour mieux cerner l'intérêt et l'efficacité des indicateurs diarrhéiques (cotation des souillures ou de la consistance des fèces).

Par contre, dans une approche intégrée où l'on collige plusieurs indicateurs cliniques (signes d'anémie, EC, analyses de laboratoire, ...), les indicateurs diarrhéiques peuvent apporter une

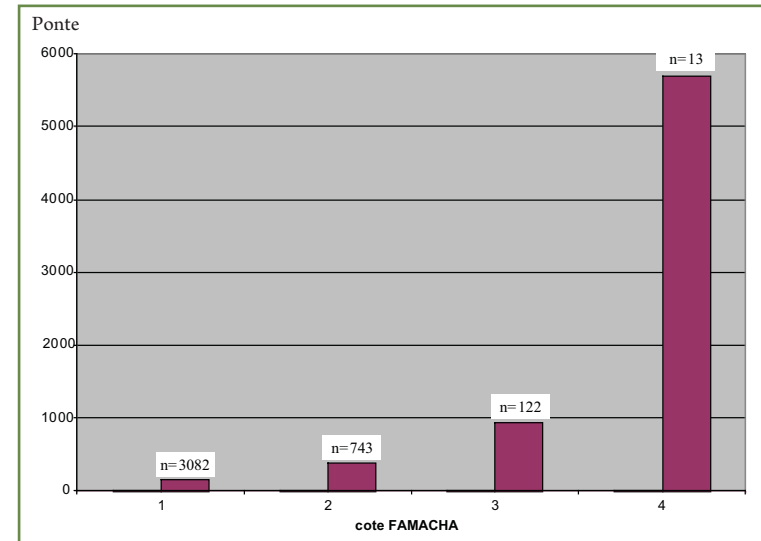
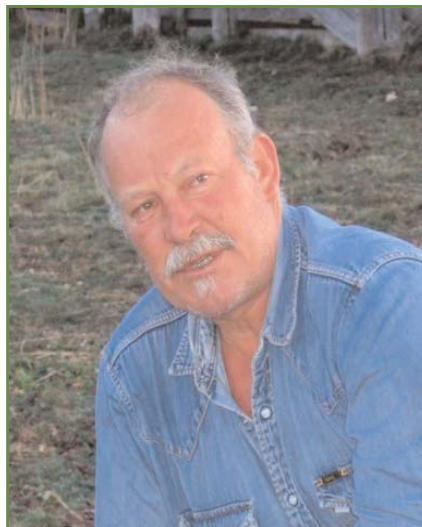


Figure 2.16 : La relation entre le compte d'œufs fécaux (moyenne OPG) et la cote FAMACHA® chez les brebis



*Ouais... Plein de beaux conseils
mais dans la vraie vie... Pour
choisir les meilleures options, va
 falloir adapter tout ça à ce qui
se passe dans ma ferme avec
mes animaux.*

En conclusion,

- Le contrôle du parasitisme chez les ovins implique de plus en plus une approche intégrée qui s'éloigne des recettes toutes simples.
- Le spectre de la résistance aux antiparasitaires transforme les stratégies et recentre la priorité : obtenir des moutons qui vivent (et produisent) en équilibre avec les populations parasitaires.
- Le dépistage et le suivi de la charge parasitaire permettent de rationaliser le recours aux traitements plus classiques.
- Une bonne gestion de l'utilisation des pâturages optimise l'alimentation des animaux tout en limitant la transmission des parasites.

Références bibliographiques

La littérature traitant du parasitisme chez les ovins est excessivement riche et de nombreux articles sont publiés chaque année. Voici un échantillon de publications particulièrement intéressantes et pertinentes au sujet.

- Barger IA. 1993. **Influence of sex and reproductive status on susceptibility of ruminants to nematode parasitism.** International Journal for Parasitology 23(4): 463-9.
- Barger IA. 1999. **The role of epidemiological knowledge and grazing management for helminth control in small ruminants.** International Journal for Parasitology 29: 41-7.
- Besier B. 2007. **New anthelmintics for livestock: the time is right.** Trends in Parasitology 23(1): 21-4.
- Cabaret J. **Parasitisme helminthique en élevage biologique ovin : réalités et moyens de contrôle.** INRA Prod Anim. 2004, 17 (2) 145-154.
- Coles GC, Jackson F, Pomroy WE, Prochard RK, von Samson-Himmelstjerna G, Silvestre A, Taylor MA, Vercruysse J. 2006. **The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance.** Veterinary Parasitology 136: 167-85.
- Eysker M, Bakker N, Kooyman FNJ, Ploeger HW. 2005. **The possibilities and limitations of evasive grazing as a control measure for parasitic gastroenteritis in small ruminants in temperate climates.** Veterinary Parasitology 129: 95-104.
- Harder A. 2002. **Chemotherapeutic approaches to nematodes: current knowledge and outlook.** Parasitol res 88: 272-77.
- Hein WR, Shoemaker CB, Heath ACG. 2001. **Future technologies for control of nematodes of sheep.** New Zealand Veterinary Journal 49(6): 247-51.
- Henrikson SA, Korsholm H. 1983. **A method for culture and recovery of gastrointestinal strongyle larvae.** Nord. Vet-Med. 35: 429-30.
- Jess Jorgenson R. 1975. **Isolation of Infective Dictyocaulus larvae from herbage.** Veterinary Parasitology. 1: 61-67.
- Kaminsky R. 2003. **Drug resistance in nematodes: a paper tiger or a real problem?** Current Opinion in Infectious Disease 16: 559-64.
- Kaplan RM. 2004. **Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report.** Trends in Parasitology. 20(10): 477-81.
- Ketzis JK, Vercruysse J, Stromberg BE, Larsen M, Athanasiadou S, Houdijk JGM. 2006. **Evaluation of efficacy expectations for novel and non-chemical helminth control strategies in ruminants.** Veterinary Parasitology 139(4):321-35.
- Klotins K. Created 01 Jan 2005, reviewed 30 March 2007. **Animal Health: Should I try copper oxide wire particles to control parasites in my lambs and sheep?** Ministry of Agriculture, Food and Rural affairs, Government of Ontario.
<http://www.omafra.gov.on.ca/english/livestock/goat/news/srs0501a3.htm>. Consulted July 10 2007.
- Lancaster MB. 1970. **The recovery of infective nematode larvae from herbage samples.** Journal of Helminthology 2: 219-30.
- Larsen M. 2006. **Biological control of nematode parasites in sheep.** Journal of Animal Science 84 (E.supp): E133-9.
- Lawrence KE, Rhodes AP, Kackson R, Leathwick DM, Heuer C, Pomroy WE, West DM, Waghorn TS, Moffat JR. 2006. **Farm management practices associated with macrocyclic lactone resistance on sheep farms in New Zealand.** New Zealand Veterinary Journal 54(?): 283-288.
- Le Jambre LF. 1984. **Stocking rate effects on the worm burdens of Angora goats and Merino sheep.** Australian Veterinary Journal 61(9): 280-2.
- Mage C. 1998. **Parasites Des Moutons.** Éditions France Agricole. Paris, France.
- McKenna PB. 2006. **Further comparison of fecal egg count reduction test procedures: Sensitivity and specificity.** New Zealand Veterinary Journal 54(6): 365-6.
- Miller CM, Waghorn TS, Leathwick DM, Gilmour ML. 2006. **How repeatable is a faecal egg count reduction test?** New Zealand Veterinary Journal 54(6): 323-8.
- O'Connor LJ, Walkden-Brown SW, Kahn LP. 2006. **Ecology of the free-living stages of major trichostrongylid parasites of sheep.** Veterinary Parasitology 142(1-2):1-15.
- Pugh DG, Navarre CB. 2001. **Internal parasite control strategies.** Veterinary clinics of North America: Food Animal Practice 17(2): 231-44.
- Sayers G, Sweeney T. **Gastrointestinal nematode infection in sheep – a review of the alternatives to anthelmintics in parasite control.** Animal Health Research Reviews 6(2): 159-71.
- Soulsby EJJ. 1982. **Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals.** Lea & Febinger, Philadelphia, USA. pp. 212-238.
- Thamsborg SM, Jørgensen RJ, Waller PJ, Nansen P. 1996. **The influence of stocking rate on gastrointestinal nematode infections of sheep over a 2-year grazing period.** Veterinary Parasitology 67(3-4): 207-24.
- Troell K, Waller P, Hoglund J. 2005. **The development and overwintering survival of larvae of Haemonchus contortus in Sweden.** Journal of Helminthology 79(4): 373-9.
- Van Wyk JA, Hoste H, Kaplan RM, Besier RB. 2006. **Targeted selective treatment for worm management—how do we sell rational programs to farmers?** Veterinary Parasitology 139(4): 336-46.
- Villeneuve A. 2000. **Feuille 8: Les Parasites dans: Guide Mouton 2000.** Conseil des Productions Animales du Québec, Québec.
- Vlassoff A, Leathwick DM, Heath ACG. **The epidemiology of nematode infections of sheep.** New Zealand Veterinary Journal 46(6): 213-21.
- Waller PJ, Rudby-Martin L, Ljungström BL, Rydzik A. 2004. **The epidemiology of abomasal nematodes of sheep in Sweden, with particular reference to over-winter survival strategies.** Veterinary Parasitology 122: 207-20.
- Waller PJ, Rydzik A, Ljungström BL, Törnquist M. 2006. **Towards the eradication of Haemonchus contortus from sheep flocks in Sweden.** Veterinary Parasitology 136: 367-72.
- Waller PJ, Thamsborg SM. **Nematode control in 'green' ruminant production systems.** Trends in Parasitology 20(10): 493-7.
- Waller PJ. 1999. **International approaches to the concept of integrated control of nematode parasites of livestock.** International Journal for Parasitology 29: 155-64.
- Young RR, Trajstman AC. 1980. **A rapid technique for the recovery of strongyloid infective larvae from pasture and soil samples.** Parasitology 80: 425-31.
- Zajac AM. 2006. **Gastrointestinal nematodes of small ruminants: life cycle, anthelmintics and diagnosis.** Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice 22: 529-41.
- Le site Internet du «Southern Consortium for Small Ruminant Parasite Control» - www.scsrpc.org - fourmille d'informations scientifiques et d'outils de vulgarisation sur le contrôle du parasitisme chez les petits ruminants. On y trouve, entre autres, toutes les informations pertinentes à la technique FAMACHA®.

Photos

Johanne Cameron
Amanda Cockburn
Anne Leboeuf
Alain Villeneuve

Imprimeur

Graphica impression

Mise en page et infographie

Roxanne Desrosiers
Graphica impression

Imprimé le 17 décembre 2007



La réalisation de ce Guide technique est le fruit d'une collaboration entre le Centre d'expertise en Production Ovine du Québec (CÉPOQ) et la Faculté de Médecine Vétérinaire (FMV) de l'Université de Montréal. Elle a bénéficié du soutien financier du Programme d'appui aux conseillers agricoles du MAPAQ – volet IACA-206 : Guides techniques en production. L'écriture du document est en fait la dernière étape d'un projet longitudinal de plus de 2 ans financé par le Conseil pour le développement de l'Agriculture du Québec (CDAQ) et intitulé : « Maîtrise du parasitisme interne chez les troupeaux ovins utilisant les pâturages ». Nous remercions les organismes subventionnaires, les producteurs ayant participé au projet CDAQ, ainsi que les techniciens et professionnels ayant aidé à la collecte et à l'analyse des échantillons. Merci à Silvina Fernandez du Centre Canadien pour l'agriculture biologique pour son appui professionnel. Merci enfin aux personnes suivantes qui ont fait une lecture critique du Guide technique et ont permis de l'améliorer : Dr Richard Bourassa, M. Pierre Jobin et Mme Michèle Leboeuf.

Le genre masculin est utilisé comme générique tout au long du document, ceci dans le seul but de ne pas alourdir le texte.



Faculté de médecine vétérinaire

Ministère
de l'Agriculture,
des Pêcheries
et de l'Alimentation



Merci à nos généreux partenaires.

Partenaires Or



Partenaires Argent



Pfizer Santé animale

Partenaires Bronze



Association des
**Médecins Vétérinaires
Praticiens du Québec**

2406 Ch. Quatre-Bourgeois, bur. 101
Québec, Qc, G1V 1W5
Tél. (418) 651-0477



RECHERCHE • PERFORMANCE • INTÉGRITÉ



Faculté de médecine vétérinaire