



Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : [http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints ID : 8628](http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints/ID/8628)

To cite this version :

Fourcade, Raphaël. *Mise au point sur les méthodes de dépistage des parasitoses chez les bovins (autopsies exclues)*. Thèse d'exercice, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2012, 169 p.

Any correspondance concerning this service should be sent to the repository administrator: staff-oatao@inp-toulouse.fr.

MISE AU POINT SUR LES METHODES DE DEPISTAGE DES PARASIToses CHEZ LES BOVINS (AUTOPSIES EXCLUES)

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

FOURCADE Raphaël
Né, le 3 Février 1986 à NANCY (54)

Directeur de thèse : M. Philippe DORCHIES

JURY

PRESIDENT :
M. Alexis VALENTIN

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Philippe DORCHIES
M. Philippe JACQUIET

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de la Pêche
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE**

Directeur : M. A. MILON

Directeurs honoraires : M. G. VAN HAVERBEKE.
M. P. DESNOYERS

Professeurs honoraires :

M. L. FALIU	M. J. CHANTAL	M. BODIN ROZAT DE MENDRES NEGRE
M. C. LABIE	M. JF. GUELFY	M. DORCHIES
M. C. PAVAU	M. EECKHOUTTE	
M. F. LESCURE	M. D.GRIESS	
M. A. RICO	M. CABANIE	
M. A. CAZIEUX	M. DARRE	
Mme V. BURGAT	M. HENROTEAUX	

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
M. **BRAUN Jean-Pierre**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*
M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
M. **TOUTAIN Pierre-Louis**, *Physiologie et Thérapeutique*

PROFESSEURS 1^o CLASSE

M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
M **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 2^o CLASSE

Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **DUCOS Alain**, *Zootchnie*
M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*

M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
Mme **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
M **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
M **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants.*
Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
Mlle **FERRAN Aude**, *Physiologie*
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
Mme **TROEGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie (disponibilité à cpt du 01/09/10)*
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

MAITRES DE CONFERENCES et AGENTS CONTRACTUELS

M. **BOURRET Vincent**, *Microbiologie et infectiologie*
M. **DASTE Thomas**, *Urgences-soins intensifs*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

Mlle **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie*
Mlle **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
Mlle **PASTOR Mélanie**, *Médecine Interne*
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales*
Mlle **TREVENNEC Karen**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
M **VERSET Michaël**, *Chirurgie des animaux de compagnie*

REMERCIEMENTS

A NOTRE PRESIDENT DE THESE,

Monsieur le Professeur Alexis Valentin

Professeur des Universités, Faculté des Sciences Pharmaceutiques de Toulouse

Praticien hospitalier

Zoologie et Parasitologie

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre thèse.
Hommages respectueux.

A NOTRE JURY DE THESE,

Monsieur le Professeur Philippe DORCHIES

Professeur honoraire à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Parasitologie et Maladies parasitaires

Qui a nous a confié ce sujet et guidé dans l'élaboration de ce travail.
Pour sa disponibilité, son soutien et sa patience.
Qu'il trouve ici l'expression de notre sincère reconnaissance et de notre profond respect.

Monsieur le Professeur Philippe JACQUIET

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Parasitologie et Maladies parasitaires

Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse.
Qu'il trouve ici l'expression de notre sincère gratitude.

Je leur adresse ma plus sincère reconnaissance et tous mes remerciements.

DEDICACES

*A mes parents,
Pour m'avoir toujours soutenu dans mon projet et dans la vie, et pour croire en moi à tout instant. Pour supporter mon caractère de cochon, mes coups de gueule, ma mauvaise humeur. Je pense qu'aucun mot n'est suffisamment fort pour exprimer ma profonde gratitude, ainsi que mes sentiments envers vous.
Merci pour votre amour, votre patience, tous vos sacrifices, vos conseils, même si je fais mine de ne pas y prêter attention, et vos encouragements incessants.
Sans vous je ne serais rien, ni un vétérinaire au commencement de sa carrière, ni, sans doute, encore moins un (jeune) homme.
Je vous aime très fort.*

*A ma tante,
Pour beaucoup de ces mêmes raisons. Pour ta sagesse et tes conseils avisés.
Pour ta propension à tomber, à gonfler et à vouloir ressembler à une créature du Seigneur des Anneaux lorsque tu te fais piquer par des bestioles dans le jardin. A tes concours de chute libre dans les rosiers, tes malaises, et tes séjours aux urgences.*

*A mon cousin Patrick,
Pour ton rire communicatif, ta vivacité, ton hyperactivité, ta bonne humeur, tes grosses cuisses musclées. Pour ta passion des araignées, et pour être un gros geek. Pour tous ces bons moments passés depuis notre enfance, à jouer à zorro, au foot, à la console, aux rock stars. A nos crasses en Bretagne et tous nos fous rires. Pour le surf de Mamã sur la cuvette des toilettes. Pour être un bon public à mes blagues et jeux de mots pourris.*

*A ma cousine Estelle,
Pour être une musicienne hors pair. Pour ta passion des chevaux, des chats, des chiens... de tous les animaux en fait. Pour jouer au foot, à la console, et courir mieux qu'un mec. Pour nous avoir supportés Pat et moi, surtout Pat, durant toutes ces années où nous prenions un malin plaisir à te faire tourner en bourrique. Pour recracher les spaghettis bolognaises par le nez. Pour ton amour du nutella.*

*A mes grands-parents, Paulette et René, partis bien trop tôt,
Pour m'avoir apporté autant de tendresse et une enfance formidable. Pour toutes ces parties de rummikub et de cache-cache dans l'appartement, ces divisions à la main, ces frites et ces pâtes à la sauce tomate, ces plaques de chocolat, et ce séjour à menton.
J'aurais aimé partager ce moment avec vous.
Vous me manquez énormément.*

A ma grand-mère Lucienne, partie elle aussi beaucoup trop tôt.

*A Emilie,
Tout simplement pour être là. Pour prendre soin de moi et supporter mon caractère, mes caprices, et mes blagues pas drôles tous les jours depuis deux ans. A nos retrouvailles champagne et nos ventrées gargantuesques à Angès et Démons. A nos vacances 2012. Et comme le dit un grand et célèbre poète corrézien : « pourvu que ça dure ».*

*A Gabriel,
Pour ta sagesse, ta présence, et ton soutien dans les moments difficiles.*

A Pierre, pour avoir été un parrain singulier et exceptionnel.

*A Nicole, Gilles et les tantes,
Pour être des amis aussi proches. Pour votre soutien et votre courage infailible. Et dire que tout a commencé il y a plus de quinze ans par une glace renversée sur mon petit chandail... comme quoi la maladresse enfantine a du bon.*

A Cybèle, pour toute la joie que tu nous apportes au quotidien depuis trois ans.

*Au Docteur Yulzari,
Pour m'avoir encouragé dès mes premiers pas dans ce projet de vie, et suivi jusqu'à son aboutissement. Pour vos blagues décapantes lors de chirurgies, et vos tours à moto. Pour votre acharnement thérapeutique avec Toto.
Merci d'avoir cru en moi et d'avoir entretenu ma passion pour ce métier.*

*A Jérôme, Mathieu et Stéphane, vétérinaires à Montembœuf et Roumazières, ainsi qu'à Clément, anciennement vétérinaire sur ces deux sites,
Pour m'accueillir aussi généreusement à chaque fois que je viens. Pour me faire confiance et me former. Pour m'avoir donné goût à la rurale. Pour ces apéros et ces soirées à la Discotech' sous le signe de la finesse. J'espère que nos chemins professionnels pourront de nouveau se croiser.*

*Au Docteur Cadic,
Pour votre soutien depuis toutes ces années. Pour vous être occupé de Toto jusqu'au bout et avoir pris la relève avec Cybèle. Pour votre gentillesse et votre humanité.*

Au Docteur Ducret, également pour votre gentillesse et votre humanité.

*Au Docteur Gilles Vanden Bulcke,
Pour sa gentillesse et sa générosité. Pour m'avoir engraisé en poulot et invité à cette belle fête de mariage.*

A Nicolas,

Pour tout. Pour ta confiance et ta présence, en particulier dans les moments difficiles. Pour m'avoir remotivé et avoir su trouver les mots justes lorsque tout espoir de réussite m'avait quitté. Pour tous ces fous rires en classe au lycée et par la suite. A nos virées à Paris et ces inombrables soirées. Pour tes culs-secs de cidre à la Taverne, ainsi que de Manzana et de Bayleys à la soirée Brutionne.

A Guillaume, et ses parents, amis de très longue date. Pour votre gentillesse. Pour m'avoir fait découvrir et appris le ski. A toutes ces pistes descendues et tous ces anniversaires. Pour notre jeu préféré étant gosses : le boxeur et le punching ball humain, ainsi que pour ta passion du cyclisme et du ping pong.

A Florent, mon parrain de confirmation,

Pour ces week-ends et séjours d'aumônerie dont je garde de très bons souvenirs. Pour m'accompagner spirituellement depuis plus de dix ans.

A ces potes de lycée, connus pour quatre d'entre eux au collège, avec qui j'ai passé de si bons moments dans ce petit cocon qu'était l'institut Notre-Dame : Jo, Apo, Jb, Paul, Alex, Camille.

A ces camarades de prépa, sans qui cette période aurait été un enfer :

En particulier Titi, mon trinôme de 5/2,

Pour ton appart ravagé de nombreuses fois et ces aprèms goûters/révisions/DM de maths ou de physique/concours en tout genre. Pour ta passion de l'allemand et des spores de polypode vulgaire. Pour la poussette lors de la préchauffe de la boum agro 2006.

A mon autre trinôme de 5/2, Pipine,

Pour nous avoir supporté toute une année, pour avoir enduré nos blagues et nos petites sessions bizuthage.

A Gerg, Ch'tit Favreau et Cyrille,

Vous êtes bien assez remerciés ci-après pour que je gaspille de l'espace pour vous à cet endroit.

A Julien mon trinôme de bizuth et de 3/2,

Pour ta passion des rhums arrangés, des schémas en khôlles de bio et de géol, et du français. Pour tes cheveux flamboyants, qui je l'espère font leur petit effet sur les japonaises.

A Jb, mon autre trinôme en bizuth, et ami depuis le collège,

Pour notre amour commun des mathématiques. Ton obstination et ta passion pour le métier de vétérinaire ont été finalement payantes.

*A toute la clique de bizuths : Laura, Taupie, Roro, Ben, Juju, Marie, Delphine, et Petit Format,
Pour tous ces bons moments passés grâce à vous pendant, et après la période prépa. A ces cuites les jeudis soirs veilles de vacances scolaires, à ces soirées chicha, aux moments passés à la Lune et à la Taverne, ainsi qu'à ces séjours à Marmande et à Mimizan. A vos débats politiques aussi enflammés qu'inutiles mais qui me faisaient bien marrer.*

A Messieurs Peycru, Lescure et Dupin, professeurs au Lycée Michel Montaigne, sans qui la prépa se serait soldée par un échec.

Au Docteur François Courouble, pour ses conseils judicieux.

Aux différents cabinets vétérinaires qui m'ont accueilli lors de stage ou de prophylaxie.

A toutes les personnes ayant participé à la colonie Solvay à Douarnenez, grâce à qui j'ai passé de formidables mois de juillet depuis 2004, et plus particulièrement :

Guéquette et Mamaï, mascottes et stars des cuisines et des crasses, Sylvie et Franck, Mamat et Céline, Mika, Nab, Foufouille, Rémi et Nyfa, Gégé, Caro, Juliette, Camille, Justine, Galou et Adeline.

A l'école véto,

Tout d'abord à mes plus proches amis, tous plus lourds les uns que les autres, mais sans qui ces cinq années n'auraient pas été aussi riches et raffinées :

A Gerg,

Que de chemin parcouru depuis ce fameux premier td de maths en bizuth, et ce fou rire d'une heure qui s'en suivit... A tes cuites en prépa se finissant nécessairement mal, à l'inscription au tournoi de foot en 5/2 après s'être fait virer de cours de physique. Puis vînt le temps de l'école. A tous nos fous rires en boum ou en cours/td/clinique. A toutes ces soirées mémorables. A nos boissons piégées, nos flaques contre le bar, nos coups de pieds dans les verres, et nos nébulisations de bière. A notre week end GTV corrèze... A tes danses façon forrest gump, tes nombreuses chopes à la réconcil' de poulot (rappelle toi, Anaïs Herbert...), ton accent meridique et « au » coiffeur. A tous nos samedis de moisis après les boums, à agoniser au ciné ou au Mac Do. A tous ces apéros avec Chim's comme trois losers. Pour ta gentillesse, sympathie, et courtoisie avec les gens en boum. A ta carabine à plombs en bovine et au tir aux pigeons.

A Chim's,

Pour tes facultés hors-normes de compréhension, ta tête de mule (tu ne serais pas basque par hasard ?), ta tolérance, ta finesse en boum et avec les gens que tu ne connais pas. A ta résistance alcoolique au ricard le premier soir des WEIET 2009, et ta subite passion des mèches. Pour ton amour des chiens boîteux en plastique et pour siffler comme un rossignol. A tes talents de chanteur connus, reconnus, et appréciés de tous. Pour notre amour commun de la langue de Shakespeare (vive le groupe 16 !). Pour être un gros geek des jeux vidéos sur X-Box 360. Pour aimer les yaourts bulgares.

Au Belge,

Pour ta capacité à sortir autant de conneries en une minute. Pour ton adresse légendaire, tes moïses, et tes orteils rectilignes. A ta vision très personnelle de la mode. A tes sprays 360 et tes douleurs intestinales. A nos quarts d'heure clubbing en boum et nos concours de mouche. A tes talents de break dancer. A tes blagues et jeux de mots pourris avec les prénoms, pokémons, et autres animaux, qui ne me font pas rire. A ta cirrhose avancée et ton prognathisme. Pour être un dur à cuire, et avoir pris le statut de leader. A tes deux plus grandes passions : te faire virer de l'amicale des élèves, et la dentisterie équine.

A Bala,

Pour ne pas vouloir admettre qu'il n'y a pas de « g » à la fin de « pain » ou « copain », et pour partager la passion de l'exclusion de l'amicale des élèves avec le Belge. A ta capacité à te servir de ton front pour ouvrir les noisettes, les noix, les pots de yaourts, les boîtes de conserve, les lampadaires, les extérieurs... A ta tête de Mickey et tes lunettes flic-flac incassables. A ta salmonellose et ton herpes. A tes nombreuses conquêtes connues et sous-marines, ainsi qu'à tes amnésies post-boum (heureusement qu'il y a l'oiseau de Mézard)...

A Franzouille,

Pour ton amour de la gastronomie française : saucisson et pinard, et des petits plaisirs de la vie : chasse, pêche et biture. Egaleme nt pour ta passion de l'exclusion, des coups de tête, et des extérieurs (décidément, que de points, ou poings, communs...). A tes grands talents de nageur et tes progrès au ping pong, grâce au piccolo-pong. A ton amour des rapports de stage en A2, et d'autopsies en A3. A notre régime anglais pendant deux semaines : quatre pintes de bières et chips devant la télé le soir. A notre sevrage en Jack Daniel's. A ta passion du Jägermeister chaud en plein soleil au bord de la piscine.

A Vince,

A ta patience avec ton groupe de td de 2^{ème}, 3^{ème} et 4^{ème} année. A tes talents de médiateurs entre tes potes et le reste de l'école. A ta passion des tables de ping pong après un repas du VRC. Pour avoir voulu être la première dame (enfin, le premier homme) de l'école en A2...ahh l'appel des mamelles...euh...du pouvoir... Pour ton concubinage caché avec Chim's après votre divorce.

A Cyrille,

A Amaury et à ton très beau mariage. Pour être le papa le plus précoce de l'école. A tes rares cuites où tu fais bien marrer tout le monde. A ta passion du déménagement (5 fois en 5 ans, non ?). A ton enterrement de vie de garçon en Espagne et à Svetlana.

A Artichaud,

Pour ta passion des hérissons, de Pikachu, et des quaille(s). A ton syndrome polyurique, et à ta grande capacité à ne jamais rien perdre. Aux cheveux et au sourcil de Monsieur Michel. Au clandé en tant que faux-poulots.

A Rem's,

A ta passion du kung fu et du poppers en Espagne. Pour être pire qu'une grosse blatte. Pour être atteint de nanisme disharmonieux, mais refuser catégoriquement de le reconnaître. Pour apprécier qu'une fille porte des couettes. A ta passion partagée avec Chim's de la tolérance.

A Cam,

A ta schizophrénie alcoolique. A ta galanterie avec les filles. A tes blessures et cicatrices de guerre que tu découvres miraculeusement les lendemains de soirée. Pour être un sacré coquin, comme Bala (le centre équestre s'en souvient encore). Pour être The Fireman et tester tous les extincteurs en boum.

A Ch'tit Favreau,

Partenaire idéal de ronéo pendant quatre ans et covoitueur. A toutes ces petites allusions et blagues glissées dans les cours. A ta passion des hôpitaux de médecine en A4, et à ton traitement efficace pour les chiens aboyeurs la nuit : « un petit cachet de valium dans ta pâtée, et tu ne me feras plus chier le clebs ! ».

*A Gomar,
A ces inoubliables week end à Luchon et en Espagne. A ta gentillesse et ta patience. Pour avoir été la gouvernante de quatre gosses pendant deux ans. A ta passion récente des chansons beaufs. A tes superbes tenues de boum. A ton amour des bloody mary sans jus de tomate et des araignées.*

*A Gwinette,
A ta gentillesse et ta bonne humeur toujours présentes. A toutes ces soirées Rock'n'Roll à la Pampa. A ton amour de la faucille et du marteau. A tes poils de cul sur la tête. Pour être une aventurière extrême. A tes voyages au bout du monde.*

*A Cilu,
A ta gentillesse. A ta patience, surtout avec ton groupe de td, et en particulier avec ton groupe de clinique. A tes danses... comment dire... « originales » en boum. A ton amour commun de l'union soviétique avec Gwinette et Artichaud. A ta passion de la gériatrie.*

Aux Reniflors : Pep'z (« y a pas de leader dans ce groupe... oh les gars, taisez-vous, j'ai une idée »), Le Belge et Artichaud. A toutes ces répétitions qui envoyaient le bouzin, nos quelques concerts au cercle, et ces deux Merial Music Tour.

Aux Uzbeks : Chaton, Taktak, Tim, Julo et Pep'z. A ce week end de la loose à Laguépie proche de very bad trip, et ces répèts à l'arrache. Aux solos de Taktak et à tous ces coups de pif.

A mes docteurs, pour leur accueil et leur finesse : Chaton, Julo, Tim, La Muss, Le Guide, Miloute, Jean-Seb, Thomas, Bali, Aillain, Aude, Chloé, Camille, Clément, Cassandra, Marion et Beubeuille.

A Mumu, Fx, Martich, Geyd, Zézette, Michou, Laz', Pinpin, Manon et Elise.

A la promotion Crépin : Sandrine, Elodie, Steph, Chloé, Laëtitia, Coust', Stouf, Ruich, Léa, Sandra, Robin, Julien, sans oublier Audrey...

Aux poulots, bien brimés : Sab, Soph, Barbier, Jeff, Val, Amicie, Dugland, Nonne, Mézard, Max, Moreau, Christouche, Léna, Morgane, Pauline, Bourfion, H, Pierre, DiOid.

Enfin, une pensée émue pour tous ces gens, extérieurs comme véto, qui ont croisé mon chemin en boum, glissé sur le carrelage à cause du liquide vaisselle ou été taclés par mégarde, bu des boissons piégées, ont été bénis par la brosse à chiotte... et qui ont contribué à mon épanouissement lors de ces nombreuses soirées...

TABLE DES MATIERES

TABLE DES TABLEAUX, FIGURES, PHOTOGRAPHIES ET ANNEXES	21
LISTE DES ABREVIATIONS	25
INTRODUCTION	27
1. LE LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE : ROLE ET INTERETS AU SEIN D'UN CABINET VETERINAIRE	29
1.1. JUSTIFICATION DE LA CREATION D'UN LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE	29
1.1.1. Un plus pour le diagnostic	29
1.1.2. Elargissement du domaine d'activité	30
1.1.2.1. Les examens possibles en clientèle	30
1.1.2.1.1. Diagnostic des parasitoses externes	30
1.1.2.1.2. Diagnostic des parasitoses internes	31
1.1.2.2. Les examens à faire réaliser par un laboratoire spécialisé	34
1.1.3. Rapports intérêt scientifique/coût/bénéfice	38
1.2. CONSTITUTION D'UN LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE FONCTIONNEL	40
1.2.1. Matériel	40
1.2.2. Aménagement	42
2. LES PARASIToses EXTERNES DES BOVINS	43
2.1. PRESENTATION	43
2.1.1. Infestation par des poux	43
2.1.2. Teignes	45
2.1.3. Infestation par des tiques	47
2.1.4. Gales	48
2.1.5. Trombiculose	52
2.1.6. Démodécie	53
2.1.7. Myiases	55
2.1.7.1. Myiase interne : hypodermose	55
2.1.7.2. Myiases cutanées	57
2.1.8. Dermatitis dues à des piqûres de diptères hématophages	58

2.2.	LES METHODES DIAGNOSTIQUES REALISABLES AU CABINET	60
2.2.1.	Observation directe	60
2.2.1.1.	Poux	61
2.2.1.2.	Tiques	61
2.2.1.3.	Aoûtats	62
2.2.1.4.	Larves et adultes responsables d'hypodermose	62
2.2.1.5.	Larves et adultes responsables de myiase cutanée	63
2.2.1.6.	Diptères hématophages	63
2.2.2.	Trichogramme	64
2.2.2.1.	Matériel requis	64
2.2.2.2.	Technique	64
2.2.2.3.	Résultats	65
2.2.3.	Raclage cutané	66
2.2.3.1.	Matériel requis	67
2.2.3.2.	Technique	67
2.2.3.3.	Résultats	69
2.2.4.	Calque cutané par impression	72
2.2.4.1.	Matériel requis	72
2.2.4.2.	Technique	72
2.2.4.3.	Résultats	73
2.3.	LES METHODES DIAGNOSTIQUES REALISABLES PAR UN LABORATOIRE SPECIALISE	73
2.3.1.	Culture mycologique	73
2.3.2.	Sérologie	74
3.	LES VERMINOSES ET LES PROTOZOUSES DIGESTIVES DES BOVINS	75
3.1.	LES VERMINOSES D'INTERET CHEZ LES BOVINS : PRESENTATION	75
3.1.1.	Infestation par des nématodes	75
3.1.2.	Infestation par des trématodes	86
3.1.3.	Infestation par des cestodes	92

3.2.	LES METHODES DIAGNOSTIQUES DES VERMINOSES REALISABLES AU CABINET	95
3.2.1.	CoproscoPie : recherche d'œufs d'helminthes	95
3.2.1.1.	Méthode de Stoll	95
3.2.1.2.	Méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master	102
3.2.2.	CoproscoPie : recherche de larves infestantes d'helminthes	104
3.2.2.1.	Méthode de Baermann	105
3.2.2.2.	Méthode de Mc Kenna	107
3.2.3.	Recherche et observation d'œufs embryonnés, de larves ou d'adultes lors de suspicion de parafilariose	108
3.2.4.	Réalisation de raclage cutané lors de suspicion de strongyloïdose larvaire ou de stéphanofilariose	110
3.3.	LES METHODES DIAGNOSTIQUES DES VERMINOSES REALISABLES PAR UN LABORATOIRE SPECIALISE	111
3.3.1.	Coproculture	111
3.3.2.	Sérologie	112
3.3.2.1.	Dosage du pepsinogène sérique	112
3.3.2.2.	Détection du niveau d'anticorps	114
3.3.2.3.	Détection d'antigènes dans les fèces	115
3.4.	LES PROTOZOUSES DIGESTIVES : PRESENTATION	116
3.4.1.	Coccidioses « sens strict » (genre <i>Eimeria</i>)	116
3.4.2.	Cryptosporidiose	119
3.4.3.	Giardiose	122
3.4.4.	Buxtonellose	123
3.5.	LES METHODES DIAGNOSTIQUES DES PROTOZOUSES DIGESTIVES REALISABLES AU CABINET	124
3.5.1.	CoproscoPie : méthodes de Stoll et Mac Master	124
3.5.2.	Etalement de matières fécales sur lame avec la solution de Sheather	125
3.5.3.	Kits rapides	127

3.6.	LES METHODES DIAGNOSTIQUES DES PROTOZOUSES DIGESTIVES REALISABLES PAR UN LABORATOIRE SPECIALISE	127
3.6.1.	Etalement de matières fécales sur lame et coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Polack	127
3.6.2.	Coproculture	129
3.6.3.	Sérologie : copro-ELISA	129
3.6.4.	PCR sur fèces	130
4.	LES PROTOZOUSES « SYSTEMIQUES » DES BOVINS	131
4.1.	LES PROTOZOUSES SANGUINES	131
4.1.1.	Présentation	131
4.1.1.1.	Babésiose	131
4.1.1.2.	Trypanosomose	132
4.1.2.	Les méthodes diagnostiques des protozooses sanguines	132
4.1.2.1.	Réalisables au cabinet	132
4.1.2.1.1.	Examen sanguin direct : frottis sanguin	132
4.1.2.1.2.	Examen sanguin indirect : mesure de l'hématocrite	135
4.1.2.1.3.	Examen urinaire : centrifugation	136
4.1.2.2.	Réalisable par un laboratoire spécialisé : PCR sur sang total	136
4.2.	PROTOZOOSE SYSTEMIQUE A REPERCUSSION ABORTIVE : LA NEOSPOROSE	137
4.2.1.	Présentation	137
4.2.2.	Méthodes diagnostiques de la néosporose, réalisables par un laboratoire spécialisé	138
4.2.2.1.	Sérologie	138
4.2.2.2.	PCR	139
4.3.	PROTOZOOSE SYSTEMIQUE A REPERCUSSION CUTANEE : LA BESNOITIOSE .	140
4.3.1.	Présentation	140
4.3.2.	Méthodes diagnostiques de la besnoitiose, réalisables par un laboratoire spécialisé	142
4.3.2.1.	Sérologie	142
4.3.2.2.	PCR	143

4.4.	PROTOZOOSSES A RISQUE ZONOTIQUE ELEVE, SANS OUTIL DIAGNOSTIQUE	
	<i>ANTE MORTEM</i> A DISPOSITION DU PRATICIEN	144
4.4.1.	Sarcosporidiose	144
4.4.2.	Toxoplasmose	144
	CONCLUSION	147
	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	149
	ANNEXES	163

TABLE DES TABLEAUX, FIGURES, PHOTOGRAPHIES ET ANNEXES

TABLEAUX

Tableau 1 : principe d'interprétation d'une analyse sérologique	36
Tableau 2 : récapitulatif des principales caractéristiques de <i>L. sericata</i> et <i>W. magnifica</i> en région tempérée	58
Tableau 3 : choix des examens complémentaires en fonction des hypothèses diagnostiques pour les parasites externes	60
Tableau 4 : prévalence de différents strongles gastro-intestinaux	78
Tableau 5 : corrélations entre le nombre d'œufs de strongles digestifs dénombrés et l'intensité de l'infestation chez les bovins	101
Tableau 6 : nombre de prélèvements sanguins individuels à réaliser pour déterminer une prévalence d'infestation par <i>F. hepatica</i> au risque 5%	115

FIGURES

Figure 1 : schéma d'une pièce théorique dédiée aux examens complémentaires, en particulier ceux de parasitologie bovine, au cabinet	42
Figure 2 : cycle évolutif des poux	44
Figure 3 : cycle évolutif des dermatophytes	46
Figure 4 : cycle évolutif d' <i>Ixodes ricinus</i>	48
Figure 5 : cycle évolutif des agents de gale	51
Figure 6 : cycle évolutif de <i>Trombicula autumnalis</i>	53
Figure 7 : cycle évolutif de <i>Demodex bovis</i>	54
Figure 8 : cycle évolutif de <i>Hypoderma bovis</i>	56
Figure 9 : zones d'infestation des myiases cutanées en France	57
Figure 10 : évolution de la prévalence des myiases à <i>L. sericata</i> (rouge) et <i>W. magnifica</i> (vert) au cours d'une année classique	57
Figure 11 : cycle évolutif des strongles digestifs	78
Figure 12 : cycle évolutif de <i>Dictyocaulus viviparus</i>	80
Figure 13 : cycle évolutif de <i>Strongyloides papillosus</i>	81
Figure 14 : cycle évolutif de <i>Toxocara vitulorum</i>	82
Figure 15 : cycle évolutif de <i>Parafilaria bovicola</i>	83
Figure 16 : cycle évolutif de <i>Stephanofilaria stilesi</i>	84
Figure 17 : cycle évolutif de <i>Trichuris discolor</i>	85
Figure 18 : cycle évolutif de <i>Fasciola hepatica</i>	88
Figure 19 : cycle évolutif de <i>Dicrocoelium lanceolatum</i>	89
Figure 20 : cycle évolutif de <i>Paramphistomum daubneyi</i>	90
Figure 21 : cycle évolutif du genre <i>Moniezia</i>	93

Figure 22 : exemple de fiche d'analyses coproscopiques des bovins	100
Figure 23 : schéma de l'appareil de Baermann	105
Figure 24 : cycle évolutif du genre <i>Eimeria</i>	118
Figure 25 : cycle évolutif de <i>Cryptosporidium parvum</i>	120
Figure 26 : cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i>	123
Figure 27 : schéma montrant une méthode d'étalement sanguin	133
Figure 28 : schéma décrivant un étalement sanguin standard	133
Figure 29 : cycle évolutif de <i>Neospora caninum</i>	138
Figure 30 : cycle évolutif de <i>Besnoitia besnoiti</i>	141

PHOTOGRAPHIES

Photo 1 : un pou piqueur (<i>L. vituli</i>)	61
Photo 2 : un pou broyeur (<i>B. bovis</i>)	61
Photo 3 : adulte d' <i>I. ricinus</i> non gorgé	61
Photo 4 : femelle adulte d' <i>I. ricinus</i> gorgée	61
Photo 5 : adulte de <i>D. reticulatus</i> non gorgé	62
Photo 6 : observation microscopique de larve de <i>T. autumnalis</i> au faible grossissement	62
Photo 7 : larve L3 du genre <i>Hypoderma</i>	62
Photo 8 : adulte du genre <i>Hypoderma</i>	62
Photo 9 : lésions de varron chez un bovin adulte	63
Photo 10 : larves L3 du genre <i>Hypoderma</i> dans le tissu sous-cutané d'un bovin	63
Photo 11 : adulte de <i>L. sericata</i>	63
Photo 12 : adulte de <i>W. magnifica</i>	63
Photo 13 : larves de diptères responsables de myiases cutanées	63
Photo 14 : larve de <i>W. magnifica</i> et ses deux crochets buccaux	63
Photo 15 : observation microscopique de lentes au fort grossissement	65
Photo 16 : observation microscopique de filaments mycéliens et spores de <i>T. verrucosum</i> au fort grossissement	65
Photo 17 : étalement d'un produit de raclage cutané sur lame	68
Photo 18 : observation microscopique de <i>S. scabiei bovis</i> au fort grossissement	69
Photo 19 : observation microscopique d'un adulte de <i>P. ovis</i> au fort grossissement	70
Photo 20 : observation microscopique d'un accouplement d'adultes de <i>P. ovis</i> au fort grossissement	70
Photo 21 : observation microscopique d'un adulte de <i>C. bovis</i> au fort grossissement	70
Photo 22 : observation microscopique d'un adulte de <i>D. bovis</i> au fort grossissement	71
Photo 23 : observation microscopique d'un adulte, à gauche, et d'un œuf, à droite, de <i>D. bovis</i> au fort grossissement	71
Photo 24 : réalisation d'un calque cutané par impression sur une lésion croûteuse exsudative	72

Photo 25 : observation microscopique d'un œuf de strongle digestif au fort grossissement	97
Photo 26 : observation microscopique d'un œuf de strongyloïde au fort grossissement	97
Photo 27 : observation microscopique d'un œuf de <i>T. vitulorum</i> au fort grossissement	98
Photo 28 : observation microscopique d'un œuf de trichure au fort grossissement	98
Photo 29 : observation microscopique d'un œuf de grande douve au fort grossissement	98
Photo 30 : observation microscopique d'un œuf de petite douve au fort grossissement	99
Photo 31 : observation microscopique d'un œuf de paramphistome au fort grossissement	99
Photo 32 : observation microscopique d'un œuf de cestode au fort grossissement	100
Photo 33 : champ d'observation microscopique au faible grossissement contenant quelques larves de dictyocaulé	106
Photo 34 : observation microscopique d'une larve de dictyocaulé au fort grossissement	106
Photo 35 : montage de Mc Kenna	107
Photo 36 : observation macroscopique d'un filaire adulte	108
Photo 37 : lésion récente de parafilariose	109
Photo 38 : observation microscopique d'œufs embryonnés de <i>P. bovicola</i>	110
Photo 39 : observation microscopique d'oocystes du genre <i>Eimeria</i> au fort grossissement (X100)	124
Photo 40 : observation microscopique de kyste de <i>Giardia</i> au fort grossissement (X40) après coloration au Lugol	125
Photo 41 : observation microscopique d'oocystes de cryptosporidies au fort grossissement (X40) après flottation au sucrose	127
Photo 42 : observation microscopique d'oocystes de cryptosporidies au fort grossissement (X100) après coloration de Ziehl-Neelsen modifiée	129
Photo 43 : observation microscopique de <i>B. divergens</i> au fort grossissement (X40) après coloration de May-Grünwald Giemsa	134

ANNEXES

Annexe 1 : photos de différents diptères hématophages	163
Annexe 2 : cycle évolutif des taons	164
Annexe 3 : cycle évolutif des mouches-araignées	164
Annexe 4 : cycle évolutif des stomoxes	165
Annexe 5 : cycle évolutif des mouches des cornes	165
Annexe 6 : cycle évolutif des simulies	166
Annexe 7 : cycle évolutif des culicoïdes	166

Annexe 8 : cycle évolutif des phlébotomes	167
Annexe 9 : cycle évolutif des moustiques	167
Annexe 10 : tableau récapitulatif de quelques critères biologiques des diptères hémato-phages	168
Annexe 11 : tableau présentant quelques éléments d'épidémiologie des cestodoses larvaires des bovins	169

LISTE DES ABREVIATIONS

Ac : anticorps

ADN : Acide Désoxyribonucléique

Ag : antigène

ASV : Auxiliaire Spécialisée Vétérinaire

BSE : Bilan Sanitaire d'Élevage

DTM : Dermatophyte Test Medium

ELISA : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay

FCO : Fièvre Catarrhale Ovine

Gg mésen : nœud lymphatique mésentérique

HAP : Hémagglutination Passive

HD : Hôte Définitif

HI : Hôte Intermédiaire

IDR : intradermoréaction

IFI : Immuofluorescence Indirecte

Ig : immunoglobuline

MIF : Mercuriothiolate Iode Formol

Opg : œuf par gramme

PCR : Polymerase Chain Reaction

q RT-PCR : quantitative Real Time – Polymerase Chain Reaction

RT-PCR : Real Time – Polymerase Chain Reaction

Se : sensibilité

SNC : Système Nerveux Central

Sp : spécificité

INTRODUCTION

Les parasitoses des bovins sont aussi nombreuses que variées : parasitoses externes dues à des arthropodes (phtirioses, teignes, gales, dermatites provoquées par des piqûres de diptères hématophages...), et parasitoses internes dues à des helminthes (infestation par la grande et la petite douve, paramphistomes, strongles digestifs et respiratoires, strongyloïdes) ou à des protozoaires (infestation par des coccidies et des cryptosporidies, babésiose, néosporose, besnoitiose...).

Les risques sanitaires et pertes économiques associés à ces maladies sont très variables selon les parasites en cause.

Très souvent, l'analyse épidémio-clinique du risque fournit la majeure partie des clés du raisonnement médical. Toutefois, l'utilisation d'examen complémentaires s'avère nécessaire dans un certain nombre de cas ambigus, et aussi à des fins de diagnostic préalable ou de contrôle de la justesse des mesures sanitaires préconisées et mises en place. L'emploi de techniques diagnostiques ne peut s'affranchir ni d'une bonne connaissance des caractéristiques des outils disponibles, ni des informations que ces derniers sont capables ou non de fournir. Si l'interprétation des résultats obtenus est erronée, la gestion du risque parasitaire sera alors aléatoire et les pertes économiques associées importantes, en particulier en cas de verminoses, coccidioses digestives, ou néosporose (d'après Camuset, 2010).

Différentes méthodes d'analyse sont à la portée du praticien afin d'objectiver, voire de confirmer une hypothèse diagnostique basée sur un certain nombre de critères épidémio-cliniques. Elles s'appuient sur divers facteurs et témoins de l'infestation. Les méthodes dites directes, pour la plupart réalisables au cabinet, et en particulier la coproscopie, permettent une mise en évidence d'éléments parasitaires, comme par exemple les œufs ou larves en cas d'helminthose, ou les oocystes en cas de coccidiose digestive. Les méthodes dites indirectes, quant à elles, sont dans la majeure partie des cas effectuées par un laboratoire spécialisé, et permettent la mise en évidence de témoins spécifiques d'une infestation, comme la présence d'anticorps dans le cas de sérologie, ou d'ADN parasitaire dans le cas de PCR.

L'objectif de cette étude est de présenter les différents outils d'analyse actuels en parasitologie bovine à la disposition du praticien, en insistant sur la description des techniques relatives aux méthodes directes afin qu'elles soient plutôt réalisées au cabinet qu'en laboratoire spécialisé. Certains de ces examens existent depuis longtemps et ont peu évolué, mais sont toujours utilisés pour leur simplicité et leur efficacité.

Dans un premier temps, le rôle et intérêts d'un laboratoire de parasitologie au sein du cabinet vétérinaire seront étudiés, et les différents examens complémentaires passés en revue, en précisant quel type de parasite ils permettent de mettre en évidence.

Les trois dernières parties seront consacrées à la description des éléments épidémiocliniques et des techniques d'analyse relatives aux différentes espèces parasitaires, en précisant lesquelles sont couramment ou non utilisées. Pour les méthodes indirectes, le principe de base sera succinctement évoqué. Les avantages et inconvénients, ainsi que l'interprétation de leurs résultats seront examinés lorsque ces techniques sont fréquemment employées.

1. LE LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE : ROLE ET INTERETS AU SEIN D'UN CABINET VETERINAIRE

1.1. JUSTIFICATION DE LA CREATION D'UN LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE

1.1.1. Un plus pour le diagnostic

Le diagnostic des maladies parasitaires, externes et internes, des bovins est avant tout basé sur une suspicion épidémio-clinique, le vétérinaire praticien ou l'éleveur connaissant en général les problèmes sanitaires présents dans l'élevage (d'après Camuset, 2010).

Les affections cutanées des bovins sont nombreuses, et les ectoparasites fréquemment rencontrés. En général, un examen clinique approfondi basé sur un certain nombre de critères, associé à une observation directe ou non du parasite en cause ou de lésion d'origine parasitaire (poux, tiques, aoûtats, varrons, diptères hématophages), permettent d'orienter utilement, voire de poser le diagnostic (d'après Dorchies *et al*, 2012). Parmi ces critères, on notera entre autres le caractère contagieux ou non, la présence ou l'absence de prurit, la localisation, l'extension et l'aspect des lésions, la fréquence des cas dans une tranche d'âge ou chez une race particulière, le caractère saisonnier éventuel... Dans certains cas, la réalisation d'un raclage ou calque cutané et son examen microscopique, ou d'un trichogramme seront requis afin de confirmer le diagnostic clinique, et d'affiner les mesures de contrôle. Une teigne ne répond pas aux mêmes traitements qu'une gale, une gale chorioptique ne demande pas la même approche qu'une gale sarcoptique (d'après Dorchies *et al*, 2012).

De même, les parasitoses internes des bovins sont généralement suspectées à partir d'un examen clinique complet ainsi qu'un certain nombre de critères tels que l'âge, l'accès aux pâtures, la fréquence d'apparition et la prévalence des cas, l'évolution épizootique ou enzootique, la zone géographique, les biotopes présents dans l'élevage. Ces critères ne sont pas suffisants pour confirmer une infestation parasitaire et ainsi mettre en place avec certitude des mesures de prévention efficaces. La réalisation d'examens complémentaires au cabinet, comme les coproscopies, les étalements sanguins, les mesures de l'hématocrite ou encore les analyses urinaires (babésiose), permettront soit d'objectiver, soit de confirmer une hypothèse épidémio-clinique.

La mise en place de techniques simples, peu coûteuses, et facilement réalisables au cabinet (raclage cutané, trichogramme, coproscopie...), est donc une étape importante en parasitologie des bovins. Elle peut permettre d'éviter des erreurs dues à une certaine forme d'empirisme, indispensable en terme de savoir-faire, mais parfois trompeur en terme de savoir. La réalisation de ces examens complémentaires, à condition de les utiliser et d'interpréter leurs résultats de manière raisonnée, apportera une certaine crédibilité au praticien auprès des éleveurs, et contribuera à entretenir ou créer une relation de confiance entre vétérinaire et éleveur (d'après Autef, 2010).

1.1.2. Elargissement du domaine d'activité

Au même titre que la mise en place d'audits d'élevage, de suivis de reproduction, de bactériologie du lait, ou d'autres services proposés par certains cabinets vétérinaires, les examens complémentaires en parasitologie offrent au vétérinaire praticien une diversification de ses compétences, de son activité, et un élargissement du service d'offres qu'il peut proposer (d'après Autef, 2010).

Le praticien a, à sa disposition, différentes techniques, directes ou indirectes, permettant une confirmation, ou une infirmation, d'une suspicion d'infestation parasitaire, externe ou interne.

Les techniques directes, toutes réalisables au cabinet, permettent une confirmation diagnostique par mise en évidence d'éléments parasitaires (adultes, larves, œufs, segments ovigères, kystes).

Les techniques indirectes, certaines réalisables au cabinet comme la mesure de l'hématocrite ou les analyses urinaires, sont une aide pour objectiver ou confirmer une orientation diagnostique par mise en évidence d'éléments spécifiques « témoins » (d'après Dorchies *et al*, 2012), d'une infestation (anticorps, ADN parasite...) dans différents milieux (sérum, sang total, lait, fèces...).

1.1.2.1. Les examens possibles en clientèle

1.1.2.1.1. Diagnostic des parasitoses externes

Nous retiendrons trois techniques, très simples et rapides, permettant une confirmation de parasitoses externes :

- Observation directe de parasite

Elle permet, dans une certaine mesure, de confirmer une :

- infestation par des poux ou des tiques
- trombiculose
- myiase interne (hypodermose ou maladie du varron)
- myiase cutanée
- dermatite due à des piqûres de diptères hématophages
- parafilariose (nématodose cutanée)

- Trichogramme

Cette technique permet, dans une certaine mesure, de confirmer une :

- infestation par des poux
- teigne

- Raclage et/ou calque cutané

Cela permet, dans une certaine mesure, de confirmer une :

- gale (sarcoptique, psoroptique, ou chorioptique)
- démodécie
- teigne
- strongyloïdose larvaire (strongyloïdose cutanée)
- stéphanofilariose (nématodose cutanée)

Des larves ou adultes de *Trombicula autumnalis* peuvent être observés lors de trichogramme ou de raclage cutané.

La parafilariose, la stéphanofilariose et les strongyloïdoses larvaires sont présentées en 3.1.1. avec les nématodoses et non en 2.1. avec les ectoparasitoses ; les techniques permettant de les mettre en évidence au cabinet sont donc décrites en 3.2.3. et 3.2.4.

1.1.2.1.2. Diagnostic des parasitoses internes

On peut trouver dans beaucoup de manuels de très nombreuses méthodes qui ont toutes leur valeur, leurs avantages et leurs inconvénients. Il importe de choisir parmi toutes celles qui sont proposées, les mieux adaptées à une pratique en clientèle (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Nous avons retenu les méthodes suivantes :

- Coproscopie parasitaire : recherche d'œufs d'helminthes et d'oocystes de coccidies
 - la méthode quantitative de Stoll : il s'agit d'une vieille méthode, idéale pour débiter (champ d'observation très clair, formes et couleurs conservées) (d'après Dorchies *et al*, 2012)
 - la méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master, adaptée aux lectures en série pour un œil averti (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Ces deux techniques permettent, dans une certaine mesure, de mettre en évidence des :

- nématodoses
 - strongyloses digestives
 - strongyloïdoses digestives
 - toxocaroses

L'identification d'œufs de strongles digestifs ne permet pas une diagnose d'espèce, elle sert à confirmer une infestation.

- trématodoses
 - fasciolose (infestation par la grande douve)
 - paramphistomose
 - dicrocoeliose (infestation par la petite douve)
- cestodoses (moniezoses)
- coccidioses digestives
- giardioses

De même, l'identification d'oocystes ne permet pas une diagnose d'espèce mais confirme une suspicion de coccidiose digestive.

Il est possible d'ajouter une goutte de Lugol ou autre dérivé iodé (Mercuriothiolate Iode Formol par exemple) afin de colorer les kystes du genre *Giardia* dans le but de les différencier des oocystes de coccidies (d'après Chauve et Callait, 2000), qui ne réagissent pas à ce type de colorant, et qui donc apparaissent non colorés dans un champ microscopique ayant la teinte du colorant dilué.

- Coproscopie parasitaire : recherche de larves infestantes d'helminthes
 - la méthode de Baermann
 - la méthode de Mc Kenna (variante de la méthode de Baermann)

Elles permettent, dans une certaine mesure, de mettre en évidence des

- strongyloses respiratoires (dictyocaulose)
- autres nématodoses après coproculture
- Etalement de matières fécales sur lame, avec la solution de Sheather (eau sucrée) et lecture au microscope (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Cette méthode permet, dans une certaine mesure, de mettre en évidence une cryptosporidiose par concentration et flottation des oocystes.

- Kits rapides de dépistage de cryptosporidiose

Ils permettent la mise en évidence d'une infestation par des cryptosporidies. Il existe deux tests : les tiges BioX 155® *Cryptosporidium*, et les tests Speed V-Diar® qui détectent concomitamment des infections par *E. coli* F5, rotavirus et coronavirus (d'après Dorchies *et al*, 2012).

- Examen sanguin direct : étalements sanguins sur lame et recherche au microscope de protozoaires

Cette technique permet, dans une certaine mesure, de mettre en évidence deux protozooses dont les agents sanguicoles parasitent certaines cellules, comme les babésias présentes dans les globules rouges, ou vivent libres dans le plasma, comme *Trypanosoma* (observation rare et fortuite du parasite) (d'après Dorchies *et al*, 2012).

L'examen microscopique sanguin permet également d'observer d'autres agents infectieux que des protozoaires, transmis notamment par des tiques : rickettsies intra-érythrocytaires responsables d'anaplasmose (« piroplasmose blanche ») à *Anaplasma marginale*, et intra-granulocytaires responsables d'ehrlichiose (« fièvre des pâtures ») à *Anaplasma phagocytophilum*.

L'examen microscopique sanguin permet aussi d'observer certaines anomalies qui indiquent l'existence d'une anémie hémolytique (anisocytose, réticulocytose) (d'après Dorchies *et al*, 2012).

- Examen sanguin indirect : mesure de l'hématocrite

Cette technique permet, dans une certaine mesure, de renforcer une suspicion de babésiose si l'on constate une anémie, lorsque le parasite n'a pas été mis en évidence mais que les signes cliniques sont évocateurs. Elle ne permet en aucun cas de conclure avec certitude à une babésiose (d'après Dorchies *et al*, 2012).

- Examen urinaire : centrifugation

Cette technique permet, dans une certaine mesure, après recueil, par miction spontanée ou sondage, d'urine rouge sombre et centrifugation, d'étayer une suspicion de babésiose si, après centrifugation, l'on obtient toujours une seule phase (ce qui traduit une hémoglobinurie, et non une hématurie), et si les signes cliniques concordent. De même, en l'absence de mise en évidence du parasite, cette technique ne permet en aucun cas de conclure avec certitude à une babésiose.

1.1.2.2. Les examens à faire réaliser par un laboratoire spécialisé

- Culture mycologique

Cette technique est essentiellement utilisée pour une confirmation de teigne si le trichogramme ou le raclage cutané n'ont pas été conclusifs et pour une diagnose d'espèce de dermatophyte (d'après Chermette et Guillot, 2003).

La méthode pourrait être réalisée au cabinet, mais demande une certaine expérience, souvent longue à acquérir avant d'obtenir des résultats satisfaisants.

- Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Polack

Il s'agit de la méthode de référence (d'après Jacquet, 2010) permettant de mettre en évidence des oocystes de cryptosporidies (d'après Camuset *et al*, 2002). Elle demande un certain nombre de réactifs (éthanol à 95%, fuschine de Ziehl, HCl à 3%, vert malachite ou bleu de méthylène), ne pouvant guère être utilisés à d'autres fins dans un cabinet, et le protocole nécessite un certain nombre d'étapes. C'est pourquoi cette technique est peu réalisée au cabinet.

- Coproculture (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Cette technique est essentiellement utilisée pour une diagnose d'espèce des strongles digestifs et des coccidies, difficilement identifiable lors d'examen coproscopique de routine. Or, il existe des différences de pathogénicité entre les genres ou les espèces.

La coproculture *in vitro* des matières fécales permet d'obtenir des formes infestantes dont les caractéristiques morphologiques orientent l'observateur pour l'identification du genre ou de l'espèce. Placés dans des conditions qui permettent leur évolution, les œufs de strongles gastro-intestinaux s'embryonnent, et la phase libre se déroule (éclosion de la larve L1 ; mue en larve L2, puis en larve L3). Pour les coccidies, après la division de la masse nucléo-cytoplasmique centrale, les sporocystes qui contiennent les sporozoïtes servent d'éléments de diagnose.

De même, un vétérinaire praticien peut tenter de réaliser cette technique au cabinet, mais c'est une méthode longue et la reconnaissance des larves L3 est très difficile. Il vaut donc mieux laisser ce travail à un laboratoire spécialisé, qui en a l'habitude.

- Sérologie

La sérologie est une méthode de diagnostic indirect : elle est basée, en parasitologie, sur le dosage du pepsinogène sérique (ostertagiose), la détection et la mesure du niveau d'anticorps, dans le sérum ou le lait de mélange (ostertagiose, fasciolose), ainsi que sur la détection et la mesure du niveau d'antigènes dans les fèces (fasciolose, cryptosporidiose, giardiose) (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Il existe différentes techniques (ELISA, HAP, IFI, Western-Blot...) et différents kits (Pourquier, IDEXX®, PrioCHECK®) de diagnostic pour chaque technique, utilisés par les laboratoires spécialisés.

La sérologie permet de savoir s'il y a ou s'il y a eu contact avec des parasites. Elle est principalement utilisée pour le dépistage des maladies suivantes :

- gale (sarcoptique ou psoroptique)
- myiase interne (hypodermose)
- ostertagiose
- fasciolose
- néosporose
- besnoitiose

La technique ELISA est la plus utilisée en sérologie, et comme toute méthode, possède des avantages et des inconvénients :

- intérêts (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Les prélèvements les plus utilisés sont le sang ou le lait, globalement homogènes et stables, ne requérant pas de conditions trop contraignantes de transport.

La technique ELISA est parfaitement connue et maîtrisée dans tous les laboratoires de diagnostic, automatisée et d'un coût abordable. Les troussees disponibles présentent généralement de bonnes sensibilité et spécificité.

La bonne détectabilité de la technique (capacité à détecter des faibles quantités d'anticorps) permet pour certaines parasitoses, la réalisation d'analyses de mélange, tant sur le sang que sur le lait (dépistage de la fasciolose). Les techniques ELISA sont, à ce titre, utilisées dans le suivi d'élevage, et l'épidémiologie pour certaines parasitoses (hypodermose, fasciolose, néosporose).

- limites (d'après Dorchies *et al*, 2012)

La première limite est le délai de séro-conversion : en général, quinze jours à un mois sont nécessaires pour l'apparition d'une réponse immunitaire détectable (essentiellement des Ig G). Hormis les rares kits permettant la détection d'Ig M (d'apparition plus précoce que les Ig G), la sérologie unique au moment de l'apparition des symptômes est le plus souvent inopérante : la réalisation d'une cinétique d'anticorps (deux prélèvements à quinze jours d'intervalle) apparaît souvent la plus pertinente (besnoitiose).

Par ailleurs, la variabilité individuelle de la réponse immunitaire et la surdispersion de la population parasitaire au sein d'un même lot ou cheptel (fasciolose), induit souvent des résultats douteux, voire négatifs.

La réalisation de l'analyse sur un échantillon représentatif du lot constitue une meilleure alternative (fasciolose).

Enfin, il est nécessaire de considérer la présence d'éventuels anticorps résiduels d'origine colostrale, quasi-systématique en milieu infecté, chez les jeunes animaux, généralement persistant, *a minima*, de l'ordre de 4 à 6 mois : ceux-là ne peuvent être différenciés de l'immunisation propre du jeune bovin.

Au-delà des limites strictes de ces techniques, l'interprétation du résultat obtenu devra considérer qu'un animal séropositif peut très bien avoir éliminé l'infestation et que la présence d'anticorps spécifiques ne permet de préjuger ni de la charge parasitaire, ni du degré d'immunité acquise.

L'interprétation d'une sérologie est basée sur les éléments suivants :

titre en Ac	> seuil fixé par le laboratoire	= seuil fixé par le laboratoire	nul ou < seuil fixé par le laboratoire
réaction	positive	douteuse	négative
signification	contact avec un parasite : élaboration d'une réponse immunologique de type humoral	infection ancienne ou infection récente en début d'évolution	- Ac absents : pas de contact avec le parasite - Ac en quantité < au seuil détectable : infection très ancienne ou juste en début d'évolution
conduite à tenir	vérifier le caractère ancien ou récent de l'infection : typage des Ac (IgG, IgM) et cinétique d'Ac (2 prélèvements effectués à 15 jours d'intervalle)	vérifier le caractère ancien ou récent de l'infection en réalisant une cinétique d'Ac (2 prélèvements effectués à 15 jours d'intervalle)	vérifier l'absence ou la présence d'une infection et le cas échéant, son caractère très ancien ou juste débutant (cinétique d'Ac)
interprétation	- Ac de type IgM et/ou augmentation significative du titre en Ac en 15 jours = infection récente - Ac de type IgG et/ou pas d'évolution significative du titre en Ac = infection ancienne (trace sérologique)	- augmentation significative du titre en Ac en 15 jours = infection récente en début d'évolution - pas d'évolution significative du titre en Ac = infection ancienne (trace sérologique)	- augmentation significative du titre en Ac en 15 jours = infection récente en début d'évolution - pas d'évolution significative du titre en Ac = infection très ancienne ou aucun contact antérieur avec le parasite
	Diagnostic de certitude de la maladie uniquement dans un contexte épidémiologique évocateur		

Tableau 1 : principe d'interprétation d'une analyse sérologique (d'après Lapouge, 2006)

Remarques (d'après Lapouge, 2006) :

- les seuils en anticorps fixés sont propres à chaque laboratoire
 - en médecine bovine, il est rare d'effectuer un typage des anticorps, il est davantage coutume de réaliser une cinétique d'anticorps
 - l'obtention de faux négatifs est possible et généralement liée à une chute d'anticorps par immunodépression ou par piégeage des anticorps dans des immuns-complexes
 - il peut être intéressant de compléter les résultats sérologiques par d'autres examens complémentaires plus sensibles et plus spécifiques (PCR)
- PCR (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Cette technique est basée sur la sélection d'une partie spécifique du matériel génétique du parasite recherché (possible aussi pour les virus et les bactéries), puis sur l'amplification de cet ADN, pour permettre sa mise en évidence par fluorescence. Dans ce contexte, il est donc possible en théorie de détecter à peu près toutes les parasitoses que l'on souhaite.

En pratique, cette technique n'a d'intérêt véritablement que pour la néosporose.

C'est une méthode ultra-sensible, souvent employée en seconde intention après un dépistage sérologique pour confirmation, car plus coûteuse que ce dernier.

Elle peut détecter le parasite soit dans la phase aiguë de la maladie, soit dans une phase plus avancée (besnoitiose en phase de sclérodémie), dans différents milieux et tissus (sang total, fèces, peau...). Elle permet aussi de révéler l'existence de formes inapparentes, asymptomatiques (néosporose, besnoitiose).

Le résultat obtenu est le plus souvent qualitatif mais peut être quantitatif (RT-PCR besnoitiose sur biopsie cutanée).

La mise en évidence de certaines séquences spécifiques de l'ADN parasitaire doit être interprétée avec prudence : elle indique en général le passage d'un agent infectieux mais ne permet en rien de juger de sa viabilité (un parasite en voie de résorption au niveau des tissus peut libérer des antigènes et du matériel nucléaire). Les informations fournies par la PCR et les autres techniques doivent donc être interprétées dans le contexte spécifique de chaque affection.

Les méthodes de diagnostic indirect (sérologie et PCR) s'avèrent très utiles pour le diagnostic de certitude du parasitisme : elles doivent être utilisées avec discernement, et les informations fournies interprétées de manière raisonnée dans le contexte épidémiologique de chaque affection.

Si l'examen individuel est souvent encore la règle, les investigations sur un échantillonnage raisonné sont sources d'informations plus complètes.

Les laboratoires vétérinaires conseilleront utilement les praticiens sur les méthodes utilisées ou utilisables dans certains contextes cliniques et épidémiologiques.

1.1.3. Rapports intérêt scientifique/coût/bénéfice

Comme nous l'avons évoqué en 1.1.1. et 1.2.1, la mise en place d'un laboratoire de parasitologie et la réalisation d'un certain nombre d'examen complémentaires au cabinet, pour un investissement financier limité, offrent au praticien un véritable plus pour le diagnostic, lui permettant d'élargir son service d'offres.

Ils présentent donc de véritables avantages, aussi bien pour les éleveurs que pour les praticiens.

Une confirmation diagnostique au cabinet ou par un laboratoire spécialisé justifie la prescription délivrance d'antiparasitaires et s'inscrit dans une démarche d'utilisation raisonnée de cette catégorie de produits (d'après Camuset, 2010).

L'intérêt scientifique prend tout son sens lorsque l'on se place dans une optique de gestion du parasitisme au pâturage au sein des élevages. Dans ce cadre, une analyse exhaustive et fine du risque, ainsi qu'une utilisation raisonnée des différents examens complémentaires à disposition du praticien, pour évaluer ce risque au long de la saison de pâture et selon les classes d'âge des animaux, sont préconisées. Ce n'est qu'ensuite que des mesures adaptées de stratégie de lutte pourront être mises en place (d'après Camuset, 2010).

Par exemple, concernant les strongles digestifs, l'examen complémentaire de choix est le dosage du pepsinogène sérique en fin de saison de pâturage car c'est un bon témoin de la charge parasitaire abomasale en *Ostertagia*, bien démontré chez les bovins de première saison de pâture (d'après Dorchies *et al*, 2012). Ceci permettra de prescrire avec justesse le traitement de rentrée, et de donner un avis critique sur la gestion du parasitisme de la saison advenue (d'après Camuset, 2010).

Concernant les strongles respiratoires, quelles que soient les générations concernées, en cas de toux au pâturage, une coproscopie de Baermann ou Mc Kenna est conseillée. Plus tôt le traitement est mis en place, moins le pâturage est contaminé, et plus le risque de rechute est réduit (d'après Camuset 2010).

Concernant la grande douve, l'examen de choix est la sérologie. Elle peut être réalisée sur sérums de mélange ou sur lait de tank, ce qui permet de mettre en évidence la circulation du parasite en cas de résultat positif, mais la sensibilité est limitée (d'après Camuset, 2010). Le recours à des dépistages individuels lors de résultats négatifs en mélange permet de pallier ce défaut de sensibilité et d'avoir une idée assez précise de la prévalence de l'infestation au sein du troupeau (d'après Camuset, 2010), à condition d'effectuer un nombre de prélèvements suffisant (en général 5 ou 10 vaches et/ou 5 ou 10 génisses) (d'après Dorchies *et al*, 2012). L'idéal est de réaliser ce dépistage au cours de l'hiver, au moment de la prophylaxie sanitaire annuelle. Des coproscopies peuvent être réalisées en première intention pour « voir », sachant que la sensibilité pour la grande douve est faible du fait d'une excrétion intermittente (d'après Ducos de Lahitte, 2009). Au mieux, 40% des bovins douvés seraient détectés (d'après Heskia, 2004).

Concernant une suspicion de paramphistomose en fin de saison de pâturage, l'examen complémentaire de choix est une coproscopie (d'après Camuset, 2010) par la méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master au sulfate de zinc de densité = 1,43. Une relation existe, et a été démontrée, entre le nombre d'œufs excrétés et la population de vers adultes (d'après Rieu *et al*, 2007).

Cependant, une paramphistomose larvaire ne peut être détectée par coproscopie, or elle est davantage pathogène (d'après Camuset, 2010).

Même si l'analyse épidémio-clinique demeure un outil fondamental et caractérise le métier de vétérinaire, la mise en œuvre d'examens complémentaires permet l'identification et la quantification des dangers, de même que le contrôle de la justesse des mesures prescrites (d'après Camuset, 2010). Or, très souvent, les antiparasitaires, internes ou externes, sont prescrits et vendus de manière aléatoire, d'après les convictions ou opinions personnelles des éleveurs, et la suspicion des praticiens basée sur un certain empirisme, parfois sans avoir examiné les animaux atteints.

L'utilisation des méthodes diagnostiques et l'interprétation raisonnée des résultats justifient une prescription délivrance ponctuelle ciblée, adaptée, non aléatoire, et appuient les mesures préventives d'un BSE. Cela permet de plus, de suivre l'évolution du parasitisme dans les élevages, donc d'instaurer une relation privilégiée, de confiance, avec les éleveurs, et ainsi d'avoir une reconnaissance intellectuelle et non plus une image de vétérinaire « marchand de médicaments ».

L'investissement financier pour créer un laboratoire de parasitologie fonctionnel au sein du cabinet et pour se procurer le matériel nécessaire est limité. De nombreux cabinets possèdent déjà une partie du matériel (microscope, lames porte-objet, lamelles couvre-objet, lames de bistouri, pinces, ciseaux, centrifugeuse, réfrigérateur...) servant aux examens complémentaires en clientèle canine ou équine. Les objets manquants achetés pourront être réutilisés par la suite, notamment toute verrerie des coproscopies.

De plus, il n'est nul besoin de construire une pièce supplémentaire, 3 à 5 m² maximum suffisent pour aménager le laboratoire dans une pièce existante, soit déjà dédiée aux examens complémentaires, soit dédiée à une autre fonction mais pouvant servir à l'aménagement du laboratoire (buanderie, chenil...).

La réalisation d'examens complémentaires en parasitologie bovine peut être assez longue, notamment les coproscopies. En s'organisant et en adoptant une démarche systématique, par exemple en créant des fiches pour chaque méthode, le temps de réalisation de ces techniques pourra être diminué. Il est possible de former une, voire toutes les ASV du cabinet, afin que celles-ci se chargent de la partie préparation des échantillons (dilutions, décantations, étalements sanguins, colorations...) qui demandent en général 5-15 minutes. En revanche, la lecture (observations microscopiques...), qui nécessite avec l'habitude 5-10 minutes, et l'interprétation des résultats doivent être réservées au praticien (d'après Autef, 2010).

Les coûts de mise en place d'une telle structure en parasitologie bovine sont donc réduits, en comparaison des bénéfices que la structure vétérinaire ou les éleveurs peuvent en retirer.

Pour les éleveurs, l'intérêt de diagnostiquer avec quasi-certitude telle ou telle parasitose permet de limiter l'achat d'antiparasitaires en ciblant mieux les traitements.

Pour la structure vétérinaire, les bénéfices sont :

- issus de la facturation de l'examen complémentaire réalisé

Le prix de vente du service est libre, mais l'on peut raisonnablement donner les prix suivants : 10-15 euros HT pour les examens dermatologiques et sanguins, 15-20 euros HT pour les examens coproscopiques. Certes, les éleveurs payent ce service, mais en contrepartie ils économisent davantage d'argent en diminuant les traitements antiparasitaires.

- issus de la prescription délivrance de l'antiparasitaire

Le conseil et le suivi basé sur des éléments concrets (examens complémentaires) fournis avec la vente de l'antiparasitaire sont perçus comme un « service après-vente » de qualité, et amènent souvent l'éleveur à privilégier l'achat des produits au cabinet vétérinaire.

- une reconnaissance intellectuelle du travail réalisé, donc une crédibilité, et une plus grande confiance de la part des éleveurs, donc une fidélisation

1.2. CONSTITUTION D'UN LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE FONCTIONNEL

1.2.1. Matériel

- Le « gros » matériel (d'après Dorchies *et al*, 2012)
 - un microscope optique de bonne qualité, à immersion si possible, et éventuellement loupe binoculaire
 - une centrifugeuse à microhématocrite
 - une centrifugeuse
 - une balance
 - un réfrigérateur
 - un évier

- Le « petit » matériel (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Camuset et Doré, 2007 ; Camuset *et al*, 2002 ; Chauve et Callait, 2000 ; Tartera 2000)

Certains objets sont spécifiques aux examens de parasitologie et nécessitent d'être achetés, d'autres se trouvent assez facilement au sein du cabinet :

- Matériel de lecture
 - Lames porte-objet
 - Lamelles couvre-objet
 - Lames de Mac Master (2)
 - Loupe
- « Verrerie » et divers
 - Verres à pied en plastique (10 dans l'idéal)
 - Bechers en plastique (5 dans l'idéal)
 - Tubes à essais en plastique (2-4)
 - Seringues jetables : 1 ml, 5 mL, 10 mL (3-4 de chaque)
 - Pipettes en plastique jetables
 - Pots à prélèvements propres munis de couvercles hermétiques (20-25)
 - Mortier et pilon (2)
 - Double potence
 - Entonnoirs de 15 cm de diamètre (2)
 - Passoires à thé (2)
 - Tamis de 200 µm (2)
 - Compresses de gaze
 - Eppendorfs
 - Tubes secs et tubes EDTA
 - Tuyaux en caoutchouc de 20-25 cm de long et 0,5 cm de diamètre maximum (2)
 - Tiges en bois ou métal de 20-25 cm de longueur
 - Tigettes BioX 155®
Cryptosporidium
 - Tests Speed V-Diar®
- Solutions et autres réactifs
 - Lactophénol et/ou solution aqueuse de potasse (KOH) à 10%
 - Solution aqueuse de sulfate de zinc (ZnSO₄) à 40% (densité = 1,43)
 - Solution aqueuse de soude (NaOH) à 0,4%
 - Eau oxygénée
 - Sérum physiologique
 - Kit de coloration rapide RAL®
 - Colorants iodés : Lugol ou MIF
 - Sel
 - Sucre
 - Bombe d'air comprimé
- « Instruments »
 - Lames de bistouri
 - Pincés
 - Clamps
 - Ciseaux
 - Peigne métallique pour chien et chat
 - Pince à tique OTOM®
 - Feuilles blanches
 - Grandes cuillères (2)
 - Systèmes Vacutainer®
 - Aiguilles stériles
 - Sonde urinaire

1.2.2. Aménagement

De nombreux cabinets possèdent un local dédié aux examens complémentaires, ne serait-ce que pour les analyses biochimiques. Il est donc assez aisé de compléter l'aménagement de cette pièce et d'y trouver une place pour le matériel supplémentaire nécessaire.

Un exemple de laboratoire est présenté ci-dessous. Il s'agit d'un local dédié aux analyses quelles qu'elles soient, pour la clientèle canine, équine ou bovine, pour la parasitologie, la bactériologie du lait, etc. Nous avons pris comme exemple une pièce de 7,5 m², libre. A chacun d'aménager un laboratoire comme il le souhaite, dans un local plus grand, plus petit, avec plus de rangements, plus de matériel...

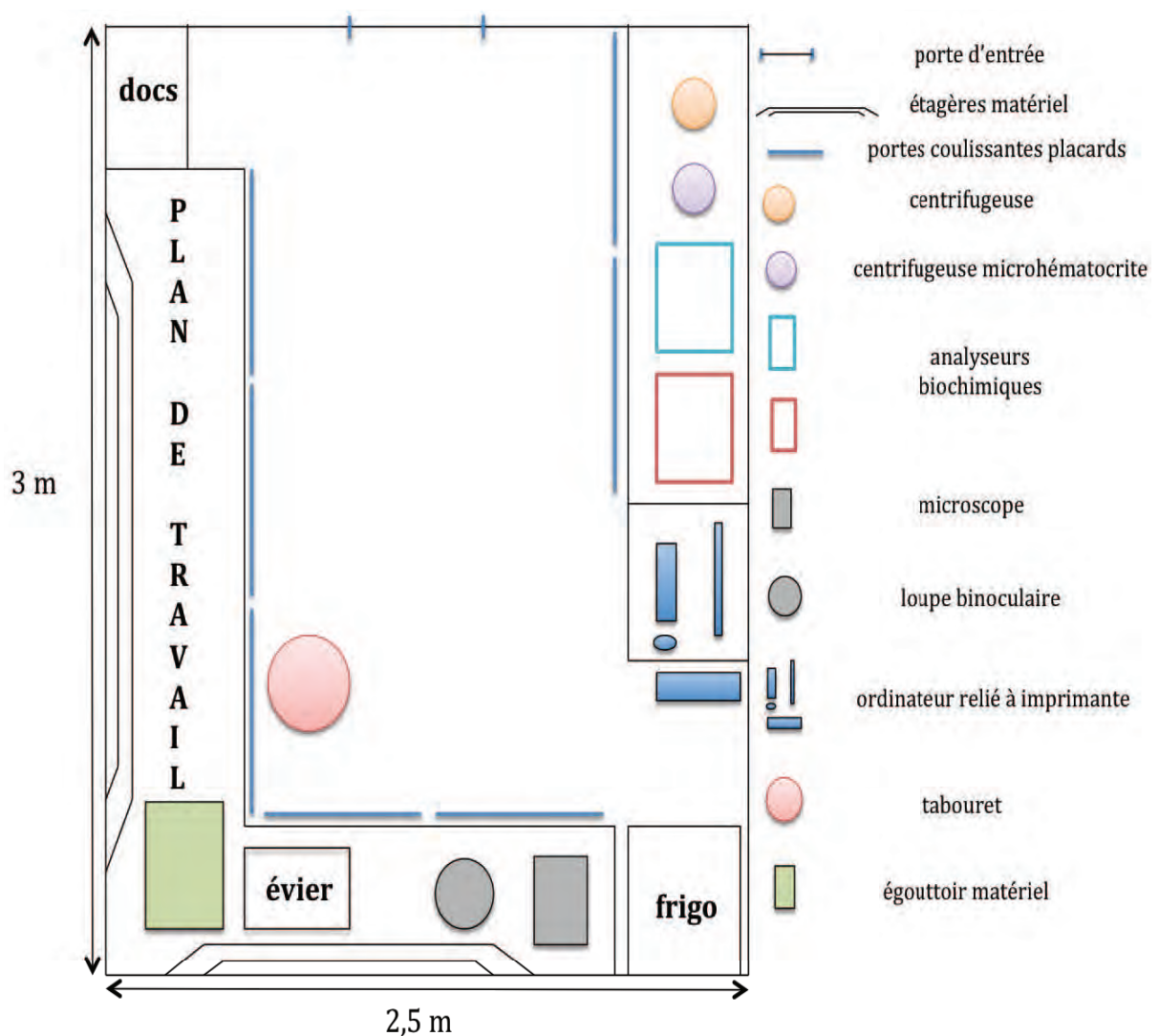


Figure 1 : schéma d'une pièce théorique dédiée aux examens complémentaires, en particulier ceux de parasitologie bovine, au cabinet

2. LES PARASIToses EXTERNES DES BOVINS

2.1. PRESENTATION

2.1.1. Infestation par des poux

- Eléments de taxonomie-morphologie (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Franc, 2009)

Il existe quatre espèces de poux chez les bovins, réparties en deux types :

- les poux piqueurs ou anoploures (trois espèces)
 - *Haematopinus eurysternus*
 - *Linognathus vituli*
 - *Solenopotes capillatus*

Les poux piqueurs ont un corps plus gros que la tête, aplati dorso-ventralement, de couleur roussâtre (*H. eurysternus* et *S. capillatus*) à brun foncé (*L. vituli*). Ils mesurent de 1-2 mm (*S. capillatus*) à 3-5 mm (*H. eurysternus* et *L. vituli*) de longueur. Ils sont peu mobiles car fichés dans la peau.

- les poux broyeurs ou mallophages (une espèce)
 - *Damalinia* (ou *Bovicola*) *bovis*

Les poux broyeurs ont la tête aussi large que le corps, aplati dorso-ventralement, de couleur beige, et mesurent de 1 à 3 mm de longueur. Ils sont très mobiles.

- Eléments d'épidémiologie-biologie (d'après Guillot et Gourreau, 2008 ; Losson, 2003)

Les poux sont des parasites obligatoires, permanents, et spécifiques d'hôte, vivant à la surface de la peau et dans le pelage. Les poux piqueurs sont hématophages, et les poux broyeurs consomment des débris de poils et des squames tégumentaires.

La phtiriose est une affection cosmopolite, fréquente, répandue et se manifeste en hiver, avec une rémission en été.

Les individus les plus sensibles sont les veaux, notamment au moment du sevrage. Une infestation massive par des poux piqueurs peut être à l'origine de retards de croissance et d'anémie. La surpopulation, la mauvaise hygiène des litières, les facteurs entraînant une immuno-dépression passagère (parasitisme intestinal, malnutrition...) favorisent l'infestation.

La phtiriose est très contagieuse, la transmission pouvant se faire soit de manière directe et rapide par contacts entre animaux, soit de manière indirecte et lente par le biais des locaux et de la litière. Ce mode de contamination reste rare.

Les poux résistent très peu dans le milieu extérieur. Ils sont sensibles à la chaleur, à la dessiccation, et ne supportent pas des jeûnes de plus de quatre jours.

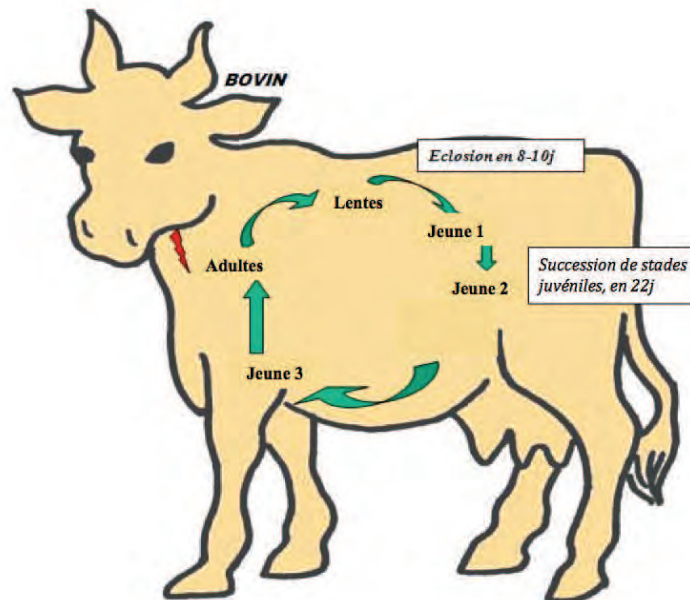


Figure 2 : cycle évolutif des poux (d'après le site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/linog.html>)

- Éléments cliniques de suspicion (d'après Franc, 2009 ; Guillot et Gourreau, 2008)

Les poux sont des parasites de petite taille, assez faciles à visualiser à l'œil nu. Une phtiriose peut être suspectée lors d'observation de lésions prurigineuses accompagnées de squamosis et de dépilations irrégulières, et associées ou non à un amaigrissement, à des retards de croissance (chez les veaux), et à de l'anémie.

La localisation des lésions est propre à chaque espèce en cause, mais d'une manière générale, on peut les observer sur toutes les parties du corps d'un bovin.

A l'œil nu, il est possible de reconnaître le type de pou : piqueur ou broyeur. La détermination de l'espèce en cause n'est pas nécessaire d'un point de vue diagnostique.

De cette identification découlera la décision thérapeutique :

- dans le cas de poux piqueurs, il est fortement recommandé de traiter les animaux atteints, les pertes économiques associées à une infestation pouvant être importantes (d'après Guillot et Gourreau, 2008)

- dans le cas de poux broyeurs, le traitement se fera en fonction du niveau d'inconfort des animaux dû au prurit. Ce type de poux répond mal aux endectocides injectables (d'après Dorchies *et al*, 2012)

L'intérêt du laboratoire, à savoir l'examen microscopique de poils (trichogramme, réalisable au cabinet), est l'observation de formes non adultes (œufs = lentes), si l'on suspecte une phtiriose, et que l'on n'a pas trouvé de poux adultes sur l'animal.

2.1.2. Teignes

- Éléments de taxonomie-morphologie (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Franc, 2009)

On dénombre quatre dermatophytes infestant les bovins répartis en trois modes de colonisation pilaire

- type endo-ectothrix megasporé : les filaments se développent à l'intérieur du poil et les mégaspores (4-12 µm) à l'extérieur en manchon
 - *Trichophyton verrucosum* (le plus fréquent chez les bovins)

Les lésions sont particulièrement croûteuses et pulvérulentes.

- type endo-ectothrix microïde : les filaments se développent à l'intérieur du poil et les microspores (2-3 µm) à l'extérieur en chaînettes
 - *Trichophyton mentagrophytes* (rare chez les bovins)
- type endo-ectothrix microsporique : les filaments se développent à l'intérieur du poil et les microspores (2-3 µm) à l'extérieur en mosaïque
 - *Microsporum caninum* (rare chez les bovins)
 - *Microsporum gypseum* (rare chez les bovins)
- Éléments d'épidémiologie-biologie (d'après Gourreau et Guillot, 2008 ; Chermette et Guillot, 2003)

Les teignes sont des parasites zoophiles (*T. verrucosum*, *T. mentagrophytes* et *M. canis*) ou géophiles (*M. gypseum*), donc non obligatoires et non permanents, très peu spécifiques d'hôte (zoonose). Ils vivent dans la couche cornée de l'épiderme de la peau et des phanères, et sont kératinophages.

Les dermatophytoses sont cosmopolites, fréquentes, et très répandues. En Europe, 3 à 20% des élevages bovins seraient atteints. Elles ont aussi un caractère saisonnier, étant plus fréquentes en hiver lorsque les animaux sont en bâtiment. Les symptômes régressent spontanément à la mise au pré. Cependant, la maladie peut sévir toute l'année dans les ateliers de jeunes bovins à l'engraissement.

Les individus les plus sensibles sont les animaux de moins d'un an. La maladie est rarement observée sur les bovins de plus de trois ans.

Les parasitoses prurigineuses, comme la phtiriose, sont à l'origine de microtraumatismes et favorisent la dispersion des spores. La surpopulation, une mauvaise hygiène de la litière, des bâtiments mal ventilés, des facteurs entraînant une immuno-dépression passagère, la proximité de troupeaux ovins et caprins pour *T. verrucosum*, favorisent l'infestation.

La contagiosité est très importante et peut atteindre 10-15% dans certains troupeaux. La transmission des spores se fait, soit de manière directe lors de contacts entre animaux, soit de manière indirecte par le biais de la litière, du matériel, de la paille, contaminés par des poils et des squames infestés de spores.

Le caractère zoonotique des dermatophytes n'est pas négligeable, et lors de suspicion de teigne, il est recommandé de porter des gants lors de manipulation des animaux atteints.

La résistance des spores disséminées dans l'environnement est très élevée. Elles peuvent y persister 12 à 24 mois et parfois plus de cinq ans (*T. verrucosum*).

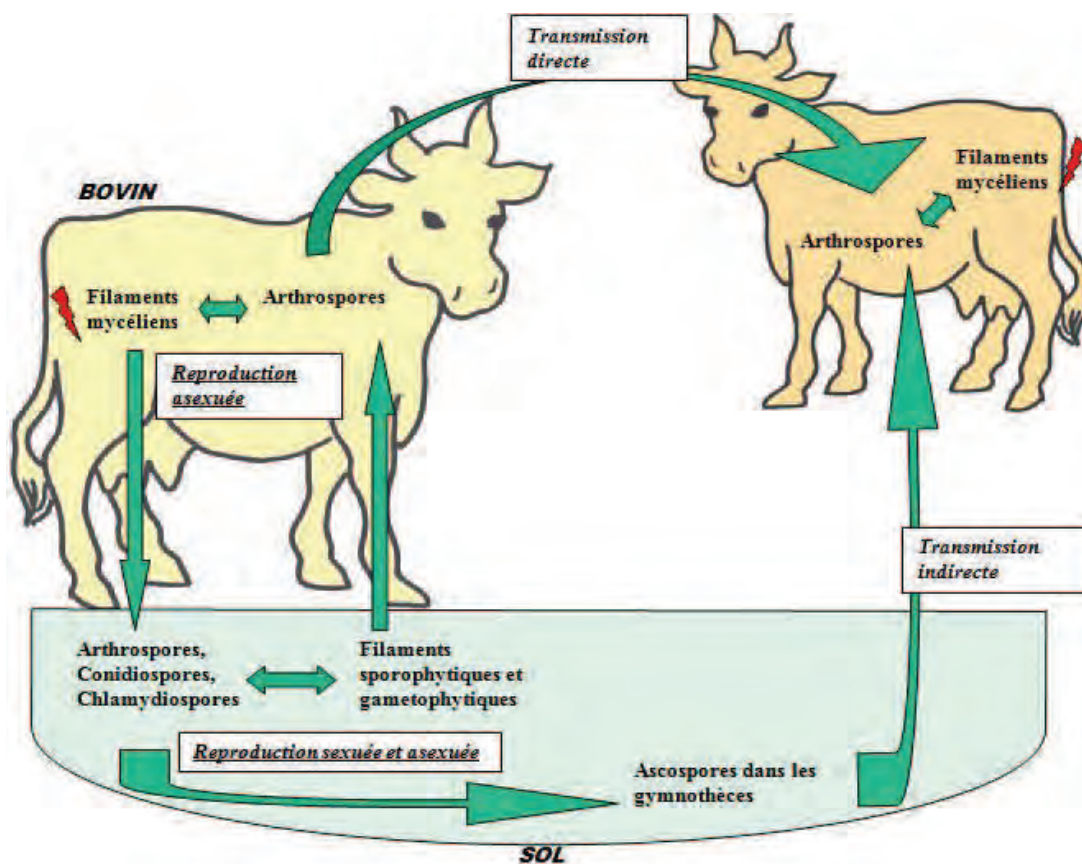


Figure 3 : cycle évolutif des dermatophytes (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/tricho.html>)

- Éléments cliniques de suspicion (d'après Franc, 2009 ; Gourreau et Guillot, 2008)

Une dermatophytose peut être suspectée lors d'observation de lésions de dépilations circulaires, à contours nets, grisâtres, plus ou moins croûteuses. Le prurit est peu marqué lors d'infestation par *T. verrucosum*.

Les lésions se trouvent le plus fréquemment à la tête, l'encolure et la croupe.

La confirmation diagnostique est possible par :

- trichogramme et observation microscopique des poils et des squames
- raclage des lésions et observation microscopique du matériel obtenu
- culture fongique : méthode lente, permettant un diagnostic d'espèce du dermatophyte, ou une confirmation lorsque les deux précédents examens n'ont pas été conclusifs

2.1.3. Infestation par des tiques

- Éléments de taxonomie-morphologie (d'après Baré, 2003 ; Bourdeau, 1993)

Il existe quatre espèces de tiques (tiques dures) chez les bovins :

- *Ixodes ricinus* (longirostre)
- *Dermacentor reticulatus* (brévirostre)
- *Rhipicephalus bursa* (brévirostre)
- *Haemaphysalis punctata* (brévirostre)

- Éléments d'épidémiologie-biologie (d'après Guillot et Gourreau, 2008 ; Chauvet et L'Hostis, 2005 ; Guillot, 2005)

Les tiques sont des parasites intermittents, très peu spécifiques d'hôte.

Les femelles sont hématophages, et les mâles peuvent se nourrir de lymphes. En dehors des repas, ils vivent libres dans les broussailles, bois, lisières de forêt, terrains vagues et prairies.

Ce sont des parasites cosmopolites, chaque espèce étant inféodée à un biotope particulier. La prévalence et l'incidence des infestations sont donc très variables.

Leur activité est saisonnière : actives essentiellement au printemps et à l'automne, elles parasitent aussi bien les jeunes bovins que les adultes. Leur résistance dans le milieu extérieur est très élevée. Elles peuvent survivre plus d'un an au jeûne, au froid et aux chaleurs estivales.

Les tiques, et en particulier *I. ricinus*, sont des vecteurs d'agents pathogènes comme des rickettsies (ehrlichiose à *A. phagocytophilum*) ou des protozoaires (babésiose à *B. divergens*).

Le cycle est globalement le même pour les quatre espèces de tiques.

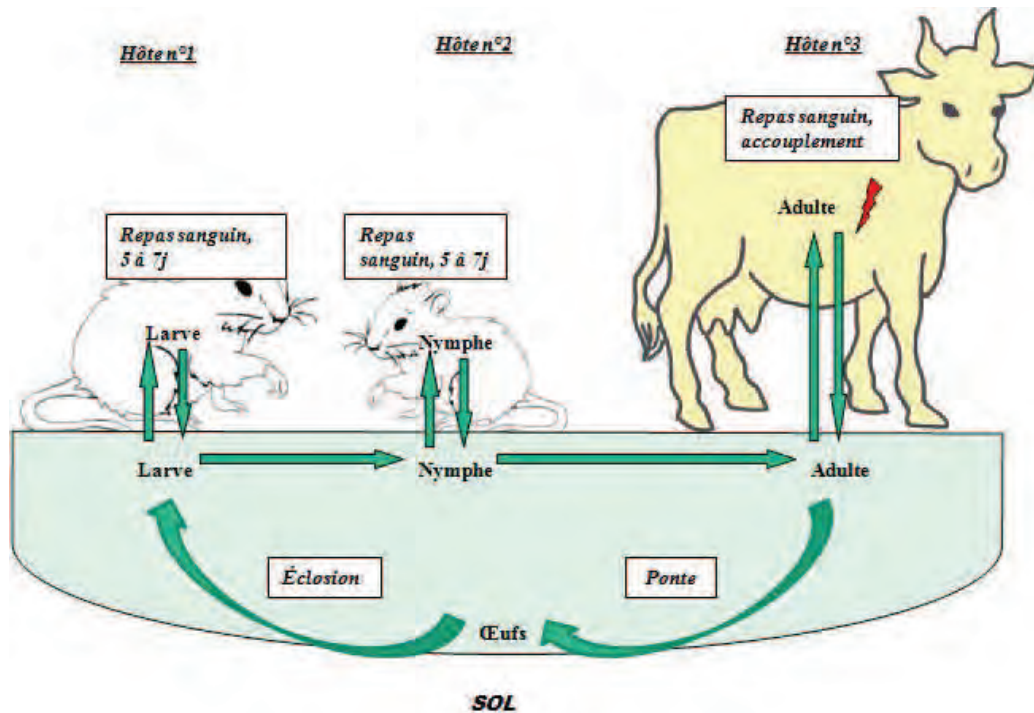


Figure 4 : cycle évolutif d'*Ixodes ricinus* (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/ixodes.html>)

Le diagnostic de certitude se fait par observation directe de tiques sur le bovin, qui sont à rechercher plutôt dans les zones de plis où la peau est fine (ars, aines, mamelle), et à la base des cornes.

Une récolte de parasite, à l'aide d'une pince à tique OTOM®, peut être réalisée en vue d'une diagnose d'espèce par un laboratoire spécialisé, lorsque l'on suspecte une infection systémique sous-jacente potentiellement transmise par les tiques (babésiose et *I. ricinus* par exemple).

2.1.4. Gales

- Éléments de taxonomie-morphologie (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Il existe trois espèces d'acariens psoriques chez les bovins :

- *Sarcoptes scabiei bovis* responsable de la « gale de corps »

Il a les pattes courtes, le rostre court et carré, et le corps globuleux. Il mesure 200 à 500 µm de longueur.

- *Psoroptes ovis* responsable de la « gale extensive et humide »

Il a les pattes longues, le rostre long et pointu, le corps ovoïde et mesure 600 à 700 µm de longueur.

- *Chorioptes bovis* responsable de la « gale de l'arrière-train »

Il a les pattes longues, le rostre court et pointu, et le corps ovoïde. Il mesure 350 à 400 µm de longueur.

- Éléments d'épidémiologie-biologie (d'après Gourreau et Guillot, 2008)

Les gales sont cosmopolites. Elles apparaissent principalement en hiver, lorsque les animaux sont en bâtiment, et sont favorisées par des étables entravées, sombres, une mauvaise ventilation, et des facteurs entraînant une immuno-dépression passagère.

Les symptômes régressent le plus souvent à la mise au pré pour les gales psoroptique et chorioptique. La gale sarcoptique peut se développer au printemps et à la fin de l'été.

La contamination se fait soit de manière directe par contacts entre animaux, soit de manière indirecte par le biais des locaux et du matériel.

- gale sarcoptique (d'après Franc, 2009 ; Losson, 2003)

Le parasite est spécifique d'hôte. Les adultes vivent à la surface de l'épiderme des bovins et sont histophages. Les femelles fécondées creusent des galeries dans la couche cornée pour pondre leurs œufs, ce qui accentue le prurit.

En France, la prévalence est actuellement faible. La maladie évolue souvent de manière épizootique dans les élevages. Lorsqu'elle est présente, l'extension à la majorité du troupeau est rapide, les individus les plus sensibles étant les jeunes bovins.

La gale sarcoptique est donc contagieuse. Elle peut cependant parfois prendre une allure enzootique.

La résistance des parasites dans le milieu extérieur est faible, de l'ordre de deux à trois semaines.

Le caractère zoonotique de la gale sarcoptique est réel, même si ces acariens survivent peu de temps, et sans se reproduire, sur la peau de l'Homme. Si celui-ci est infesté, les symptômes apparaissent tardivement et régressent en une à deux semaines.

- gale psoroptique (d'après Franc, 2009 ; Leonhardt *et al*, 2005 ; Losson, 2003)

Le parasite est très peu spécifique d'hôte. Les adultes vivent à la surface de l'épiderme des herbivores. Ils sont histophages et hématophages, ce qui accentue le prurit.

En France, la prévalence est faible à moyenne. Les races à viandes améliorées (Blondes d'Aquitaine, Charolaise) semblent prédisposées. La maladie évolue de manière épizootique dans les élevages, et lorsqu'elle est présente, l'extension à la majorité du troupeau est très rapide. La gale psoroptique est donc très contagieuse, le parasite persistant fréquemment à la base des cornes après guérison spontanée.

Les individus les plus sensibles sont les jeunes bovins. L'infestation est possible à partir de huit jours d'âge.

La résistance des femelles dans le milieu extérieur est élevée, de l'ordre de six à douze semaines.

Cette gale ne présente pas de caractère zoonotique.

- gale chorioptique (d'après Franc, 2009 ; Losson, 2003)

Le parasite est très peu spécifique d'hôte. Les adultes vivent à la surface de l'épiderme des herbivores. Ils sont histophages.

En France, la prévalence est moyenne à élevée. Les races laitières, et particulièrement les Prim' Holstein, semblent prédisposées. La maladie évolue souvent de manière épizootique dans les élevages, mais la contagiosité est faible.

Les individus les plus sensibles sont les bovins âgés de plus de 18 mois. La maladie semble être favorisée par des températures basses et une hygrométrie élevée.

La résistance des femelles fécondées dans le milieu extérieur est élevée, de l'ordre de dix semaines.

Cette gale ne présente pas de caractère zoonotique.

Le cycle est le même pour les trois agents, seules les durées varient.

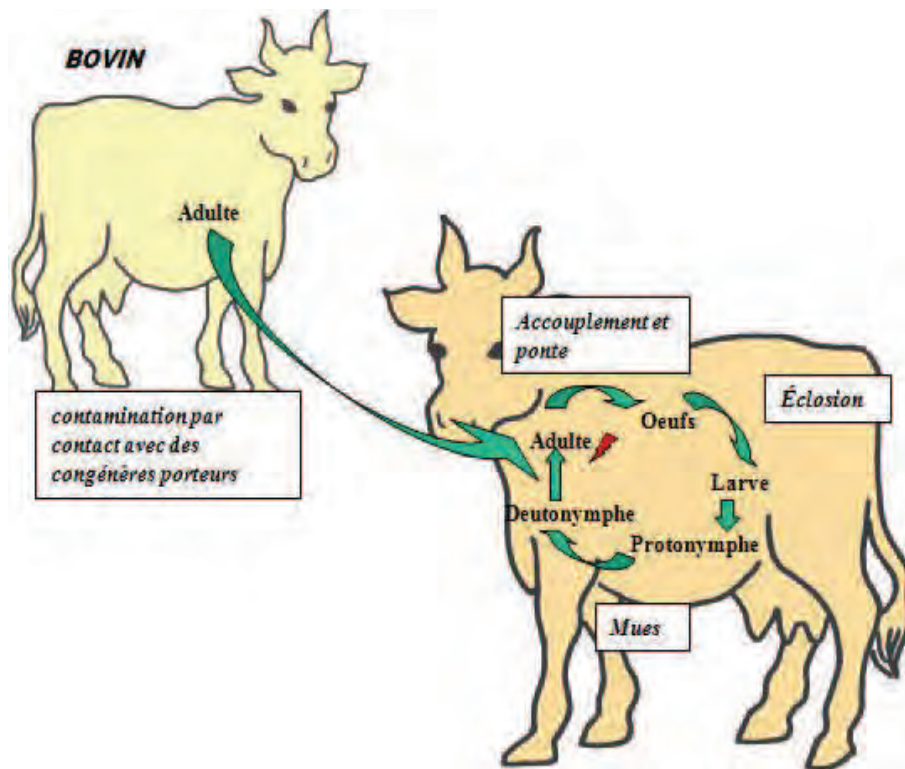


Figure 5 : cycle évolutif des agents de gale (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/sarc.html>)

- Éléments cliniques de suspicion

Une gale sarcoptique ou psoroptique peut être suspectée lors d'observation de lésions très prurigineuses sur la plupart des parties du corps des animaux atteints (d'après Leonhardt *et al*, 2005 ; Losson, 2003). Les lésions classiques de la gale sarcoptique sont les « boutons de gale » (d'après Franc, 2009).

La suspicion clinique de gale chorioptique se fera plutôt à partir de la localisation des lésions, discrètes et peu prurigineuses, qui se trouvent le plus souvent au niveau de la croupe des animaux atteints (d'après Franc, 2009).

La confirmation diagnostique d'une gale est possible par :

- raclage cutané et observation au microscope du matériel obtenu, au cabinet

Cette technique est très simple à mettre en œuvre. En plus de la confirmation d'une infestation par un agent de gale, elle permet une diagnose d'espèce selon les caractéristiques morphologiques des trois acariens en cause, et donc de se faire une idée du pronostic (d'après Losson, 2003).

Cependant, elle manque souvent de sensibilité, en particulier en ce qui concerne les sarcoptes (*S. scabiei bovis*), difficiles à mettre en évidence (d'après Franc, 2009).

Si le raclage cutané s'avère négatif, le recours à des examens complémentaires indirects est possible.

- sérologie, réalisable par un laboratoire spécialisé, permettant une détection des anticorps anti-*S. scabiei* et anti-*P. ovis* par la technique ELISA (d'après Franc, 2009)

2.1.5. Trombiculose

- Eléments de taxonomie-morphologie (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Franc, 2009)

La trombiculose, ou « érythème automnal », est due à une larve hexapode d'acarien, *Trombicula autumnalis*. Elle mesure de 250 µm à jeun à 750 µm gorgée, rougeâtre, avec un corps ovoïde et un rostre pointu portant deux chélicères et deux pédipalpes.

Ce parasite est également connu sous le nom d' « aoûtats » (adultes et larves).

- Eléments d'épidémiologie-biologie (d'après Franc, 2009 ; Beugnet, 2000)

La larve est un parasite non spécifique d'hôte, intermittent et superficiel des régions à peau fine de nombreuses espèces de mammifères. Elle est histophage et hématophage. A l'aide de son rostre, elle ponctionne le derme, et sécrète un siphon (histosiphon) avec lequel elle absorbe les tissus digérés par la salive ainsi que du sang. Les adultes vivent sous forme libre, non parasite, dans le milieu extérieur.

La trombiculose est cosmopolite, avec une répartition en mosaïque liée à l'infestation préférentielle de certains biotopes (prés, pelouses, haies), ainsi que des conditions climatiques locales. La prévalence est donc très variable.

Les symptômes apparaissent à la fin de l'été ou au début de l'automne (période d'apparition des larves). Le parasite peut éventuellement être actif en hiver, en fonction de la température et de l'hygrométrie.

Les larves survivent plusieurs semaines dans le milieu extérieur, les adultes survivent plusieurs semaines l'été, et subsistent en état de quiescence durant l'automne et l'hiver.

La transmission se fait de manière indirecte par le milieu extérieur contaminé. De nombreuses espèces d'animaux sauvages ou domestiques peuvent servir de réservoir au parasite.

La contagiosité est donc nulle et le caractère zoonotique absent, bien que l'Homme puisse être contaminé en s'exposant aux mêmes sources.

Le cycle dure 2 à 12 mois, avec en moyenne une génération par an.

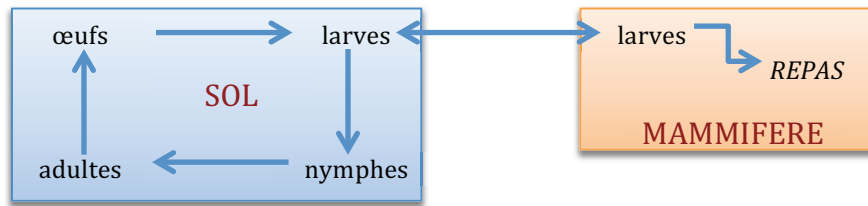


Figure 6 : cycle évolutif de *Trombicula autumnalis* (d'après le site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/trombi.html>)

- Éléments cliniques de suspicion (d'après Franc, 2009)

Une trombiculose peut être suspectée lors d'observation de lésions érythémateuses avec un prurit sévère, d'apparition subite à la fin de l'été, accompagnées de papules, de croûtes et de dépilations, situées sur les zones à peau fine, en particulier la tête, les espaces interdigités et la face ventrale de l'abdomen.

La confirmation diagnostique d'une trombiculose se fait par observation directe des larves, habituellement nombreuses, à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe sur le bovin (ou après récolte de matériel sur une lésion de grattage et observation au microscope, réalisable très facilement au cabinet).

2.1.6. Démodécie

- Éléments de taxonomie-morphologie (d'après Dorchies *et al*, 2012)

La démodécie est due à un acarien vermiforme, *Demodex bovis*, mesurant 200 à 300 µm de longueur.

- Éléments d'épidémiologie-biologie (d'après Martinelle *et al*, 2010 ; Franc, 2009 ; Adjou *et al*, 2004 ; Losson, 2003)

Il s'agit d'un parasite obligatoire des follicules pileux et des glandes sébacées, spécifique d'hôte. Les adultes sont histophages.

La démodécie est peu courante en France (Bretagne, Touraine, Rhône-Alpes, Languedoc-Roussillon, Poitou-Charentes) et dans les autres pays tempérés, car peu décrite, et donc sûrement sous-diagnostiquée. Il est supposé que de nombreux bovins seraient porteurs asymptomatiques.

L'affection se révèle souvent en fin d'hiver et début de printemps, et l'importance des lésions augmenterait en fin d'automne (période de multiplication des parasites).

Les races laitières sembleraient prédisposées et les individus les plus sensibles sont les jeunes bovins âgés d'un à quatre ans.

Les veaux seraient porteurs du parasite, mais ne développeraient pas la maladie, favorisée par des facteurs entraînant une immuno-dépression passagère et une surpopulation animale.

Concernant le mode de contamination, plusieurs hypothèses sont émises, la plus probable étant une transmission par contact de la mère à son veau dans les premiers jours de vie.

Des transmissions par des poux chargés de parasites, par le personnel, par contact avec du matériel contaminé (mangeoires...), ou par contacts directs entre adultes sont suspectées.

La contagiosité de la démodécie entre bovins adultes, si elle existe, reste faible, et le caractère zoonotique est absent.

La résistance dans le milieu extérieur est très faible, de quelques minutes à 48h maximum.

Le cycle évolutif dure 21 jours.

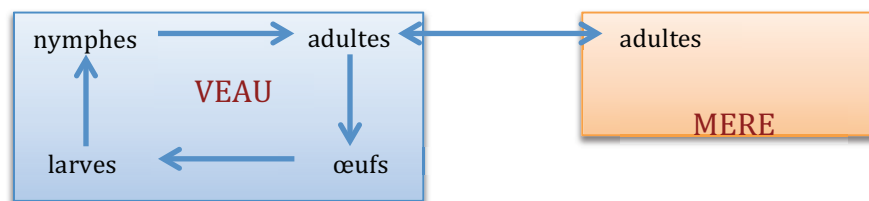


Figure 7 : cycle évolutif de *Demodex bovis* (d'après le site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/demodex.html>)

- Éléments cliniques de suspicion (d'après Franc, 2009 ; Losson, 2003)

Une démodécie peut être suspectée lors d'observation de nodules cutanés et sous-cutanés non prurigineux, d'environ 1 à 10 mm de diamètre, d'évolution chronique, accompagnés de pustules et parfois d'abcès, avec un contenu épais et jaunâtre.

La confirmation diagnostique est facile, au cabinet, par observation microscopique des produits de raclage ou calque cutané, après incision d'un nodule.

2.1.7. Myiases

Les myiases sont des affections dues à des larves de diptères.

2.1.7.1. Myiase interne : hypodermose ou maladie du varron

- Éléments de taxonomie-morphologie (d'après Touré et Jacquet, 2003 ; Boulard *et al*, 1997, le point vétérinaire ; Losson, 1997)

On trouve deux espèces dont les larves sont responsables de myiases internes chez les bovins :

- *Hypoderma bovis*
- *Hypoderma lineatum*

Les adultes ont un corps trapu, noir et jaune, velu, ne possèdent pas de pièces buccales et ont une seule paire d'ailes vraies. Les larves L3 sont apodes, blanchâtres à sombres, et segmentées. On appelle varron la lésion consécutive à l'enkystement sous-cutané des larves L3.

- Éléments d'épidémiologie-biologie (d'après Franc, 2009 ; Gourreau et Guillot, 2008 ; Touré et Jacquet, 2003)

La France est actuellement indemne de varron (moins de 5% des cheptels positifs, moins de 0,5% de bovins porteurs de varron), définie comme MRC.

L'évolution est enzootique dans la majorité des zones géographiques atteintes (zones tempérées).

Les larves sont des parasites obligatoires des bovins, histophages. Les adultes ne vivent que quelques heures, libres, ne se nourrissent pas, s'accouplent et pondent sur les poils des animaux durant l'été. L'infestation a lieu par voie transcutanée par les larves L1. Les stades larvaires migrent dans les tissus de leur hôte jusqu'au stade L3, puis s'installent dans le tissu conjonctif sous-cutané.

Il s'agit d'un parasite assez peu spécifique d'hôte. Des infestations accidentelles d'autres espèces de mammifères (chevaux, humains) sont régulièrement observées.

La période de contamination a lieu de juillet à septembre. Elle est favorisée par l'accès aux pâtures permettant les contacts avec les diptères adultes. La pénétration cutanée des larves L1 est facilitée par une carence en vitamine A. La visualisation des varrons en localisation sous-cutanée est possible de février à mai.

Les animaux les plus fortement parasités sont les bovins de moins cinq ans.

Le varron n'est pas contagieux. Le caractère zoonotique est présent, l'Homme étant un cul de sac épidémiologique (l'évolution des larves jusqu'au stade L3 est rare) et peut avoir des conséquences graves : ophthalmomyiase conduisant à la perte de l'œil.

Le cycle évolutif dure environ un an.

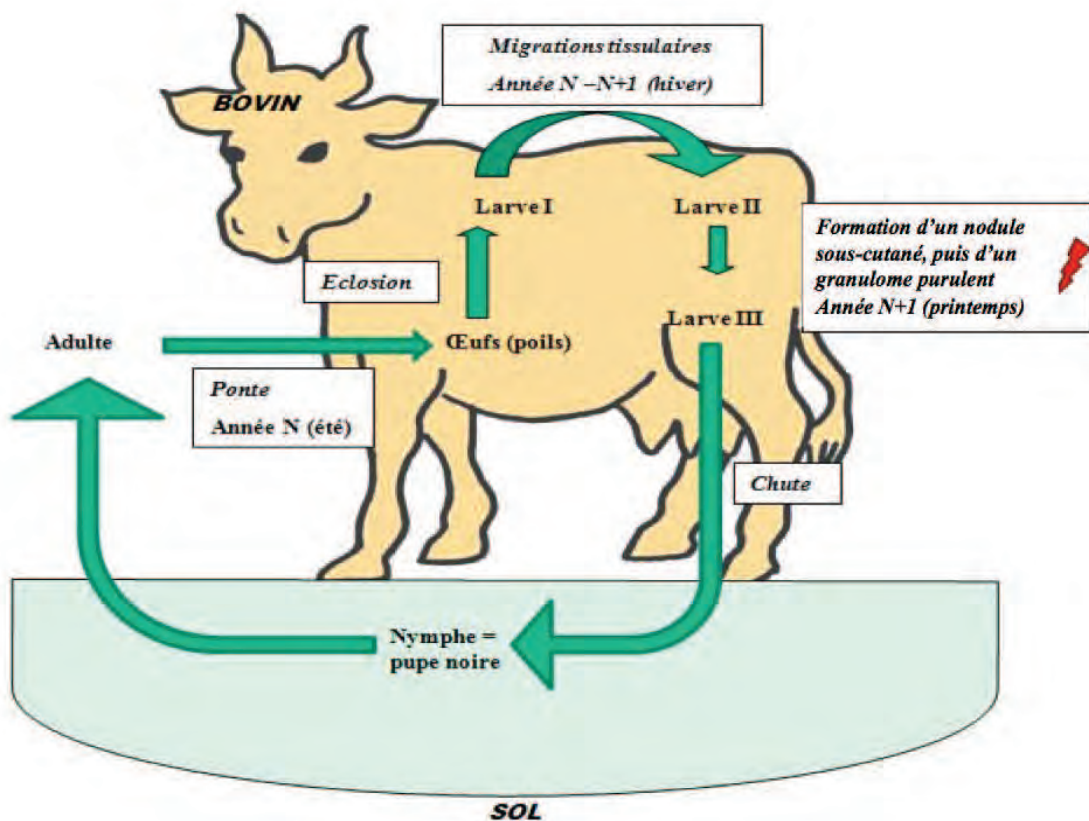


Figure 8 : cycle évolutif d'*Hypoderma bovis* (d'après le site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/hypoderma.html>)

- Éléments cliniques de suspicion

Une hypodermose peut être suspectée lors d'observation de nodules en zone lombaire.

La confirmation diagnostique est possible par :

- observation directe de larve L3 après expulsion par pression sur le nodule (il faut faire attention à ne pas écraser le varron car il y a un risque de choc anaphylactique), ou préférentiellement par la technique de Scholl (d'après Dorchies *et al*, 2012)
- sérologie, en laboratoire spécialisé : détection des anticorps anti-larves L1 par la technique ELISA (d'après Cousseau, 2004)

2.1.7.2. Myiases cutanées

- Éléments de taxonomie-morphologie (d'après Franc, 2009)

On trouve deux espèces dont les larves sont responsables de myiases cutanées :

- *Lucilia sericata* : les adultes ont un corps trapu, de couleur vert-bleu métallique
- *Wohlfahrtia magnifica* : les adultes ont un corps trapu, de couleur sombre non métallique

A la différence des larves L3 responsables de varrons, les larves L3 responsables de myiases cutanées portent des crochets buccaux.

- Éléments d'épidémiologie-biologie (d'après Alzieu et Gourreau, 2005 ; Touré et Jacquet, 2003)

Les larves vivent et se développent sur la peau saine ou dans les plaies cutanées des Vertébrés à sang chaud. Elles sont carnassières cannibales et histophages. Les adultes sont libres et se nourrissent de nectar et de fèces.

Ces deux diptères sont peu spécifiques d'hôte, les ovins étant l'espèce la plus touchée.

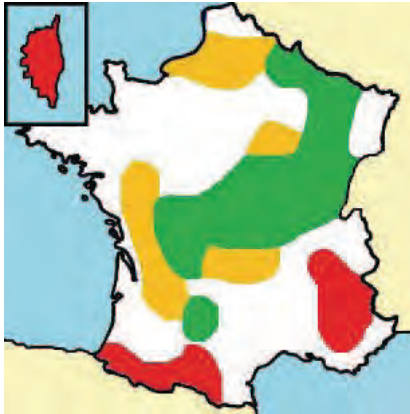


Figure 9 : zones d'infestation des myiases cutanées en France (Alzieu et Gourreau, 2005)
vert : zone d'infestation courante par *L. sericata*
rouge : zone d'infestation courante par *W. magnifica*
jaune : zone d'extension en 2003

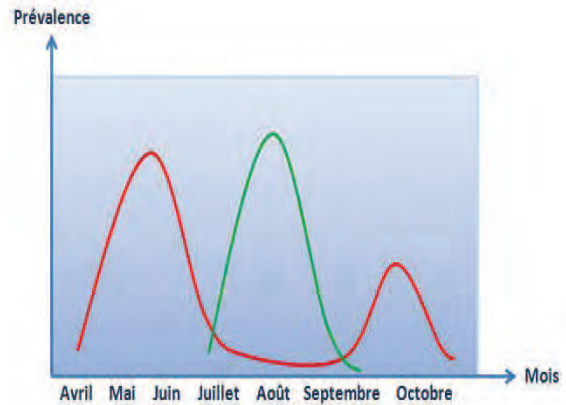


Figure 10 : évolution de la prévalence des myiases à *L. sericata* (rouge) et à *W. magnifica* (vert) au cours d'une année classique (Alzieu et Gourreau, 2005)

Le cycle évolutif est globalement le même que celui des diptères responsables d'hypodermose, la durée du cycle étant de trois à six semaines avec la création de trois ou quatre générations par saison.

L'infestation a lieu lors de la ponte des œufs (*L. sericata*) ou des larves (*W. magnifica*) sur l'hôte. La contagiosité est faible à nulle et le caractère zoonotique absent.

espèce	répartition géographique	particularité biologique	période d'infestation	contexte tégumentaire
<i>L. sericata</i>	zones herbagères, plaines et coteaux	ovipare, localisation superficielle des asticots	avril à novembre	tissus lésés, macérations, plaies
<i>W. magnifica</i>	massifs montagneux, altitude supérieure à 800m	larvipare, localisation profonde des asticots	juillet à septembre	tissus sains ou plaies, orifices naturels, espace interdigité

Tableau 2 : récapitulatif des principales caractéristiques de *L. sericata* et *W. magnifica* en région tempérée (Alzieu et Gourreau, 2005)

- Éléments cliniques de suspicion (d'après Franc, 2009)

Une myiase cutanée peut être suspectée lors d'observation de plaies ou de lésions prurigineuses, principalement au niveau de l'arrière-main et des espaces interdigités, accompagnées d'une odeur nauséabonde.

La confirmation diagnostique se fait par observation directe des larves dans des plaies. Elles sont fichées verticalement dans les tissus et perpendiculaires à la surface de la peau pour *W. magnifica*. Elles grouillent en surface sous les poils pour *L. sericata*.

2.1.8. Dermatitis dues à des piqûres de diptères hématophages

- Éléments de taxonomie-morphologie (d'après Franc, 2009)

On trouve huit diptères hématophages responsables de dermatite, dont la piqûre est plus ou moins douloureuse :

- taons (famille des Tabanidés)
- mouches des étables ou stomoxe (*Stomoxys calcitrans*)
- mouches des cornes (*Haematobia irritans*)
- simulies ou mouches noires ou encore moucheron-taureaux (familles des Simuliidés)
- culicoïdes (famille des Cératopogonidés)
- phlébotomes (famille des Psycholidés)
- moustiques (famille des Culicidés)
- mouches-araignées (*Hippobosca equina*)

- Eléments d'épidémiologie-biologie (d'après Franc, 2008 ; Viard, 2005 ; Zenner, 2005)

La spécificité d'hôte est faible mais existe pour certaines espèces (*H. equina* infeste préférentiellement les chevaux) et la prévalence est variable en fonction des biotopes. Bien que cosmopolites, les diptères hématophages sont davantage répandus dans les zones chaudes, et leur activité en France est maximale du printemps (mai) au début de l'automne (septembre-octobre).

Ces parasites sont des vecteurs d'agents pathogènes tels que des protozoaires (agent de la besnoitiose), des nématodes (filaires), des virus (agent de la FCO), des bactéries (agent du charbon bactérien).

S'ils ne sont pas à l'origine de zoonose en eux-mêmes, ils sont vecteurs de nombreuses maladies transmissibles à l'Homme.

Les cycles ainsi qu'un tableau récapitulatif de quelques critères biologiques des diptères hématophages sont présentés en Annexes (Annexes 2 à 10).

Le signe d'appel pour ces affections est l'observation de nombreuses papules plus ou moins prurigineuses atteignant la majorité du troupeau pendant la saison chaude.

La confirmation diagnostique se fait par observation directe des diptères adultes tournant autour ou sur les bovins. Une diagnose d'espèce peut être réalisée par observation à la loupe binoculaire en fonction des critères morphologiques propres à chaque type de diptère hématophage, au cabinet ou en laboratoire spécialisé, mais n'a que très peu d'intérêt en pratique, puisque, dès que l'on observe ce type de parasite, il est recommandé de traiter tout le troupeau contre les « mouches ».

2.2. LES METHODES DIAGNOSTIQUES REALISABLES AU CABINET

TECHNIQUE		réalisable au cabinet vétérinaire				réalisable en laboratoire spécialisé	
		observation directe	trichogramme	raclage cutané	calque cutané	culture mycologique	sérologie
ECTOPARASITOSE							
infestation par des poux		X	X				
teignes			X	X		X	
infestation par des tiques		X					
gales	sarcoptique			X			X
	psoroptique			X			X
	chorioptique			X			
trombiculose		X					
démodécie				X	X		
myiases	interne	X					X
	externes	X					
dermatites dues à des piqûres de diptères		X					

Tableau 3 : choix des examens complémentaires en fonction des hypothèses diagnostiques pour les parasitoses externes (d'après le site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/methodes/indexdiagnostic.html>)

2.2.1. Observation directe

L'observation directe de parasites nécessite très peu de matériel : un peigne métallique pour chien et chat, des feuilles blanches, une lame de bistouri, une pince, une loupe, une pince à tique OTOM® éventuellement.

Le peigne sert à écarter les poils afin d'observer, à l'aide de la loupe éventuellement, les parasites fixés à la peau (poux piqueurs, tiques).

Il est possible, mais plus rare, après avoir brossé l'animal à rebrousse-poil à l'aide du peigne, et déposé le contenu recueilli sur une feuille blanche, d'observer des poux ou des larves de *T. autumnalis*, en s'aidant également de la loupe si besoin (d'après Labit, 2003).

La lame de bistouri sert à inciser la peau et, éventuellement, le tissu sous-cutané afin d'extraire des parasites présents dans des plaies profondes ou des nodules, comme les larves de diptères responsables de myiases (internes et cutanées).

L'observation directe permet de diagnostiquer une infestation par des poux ainsi que le type de pou en cause (piqueur ou broyeur), une infestation par des tiques, une trombiculose, une myiase interne (maladie du varron), une myiase externe, une dermatite due aux piqûres de diptères hématophages, et de reconnaître les parasites ou lésions associées (varrons, larves et adultes pour *L. sericata* et *W. magnifica*, taons, stomoxes, simulies, culicoïdes, *H. equina*...).

La technique de Scholl (Dorchies *et al*, 2012) est recommandée pour extraire les larves L2 ou L3 d'*H. bovis* ou d'*H. lineatum*.

Elle est très efficace sur les varrons percés (c'est-à-dire ceux qui présentent un pertuis cutané).

On utilise une solution d'eau oxygénée du commerce diluée au quart. On en prélève environ 1 ml dans une seringue d'une contenance de 2 ml. On y adapte une très fine aiguille sur laquelle on a fait glisser un petit morceau (+/- 1 cm) de tube en plastique souple (le matériel pour cathéter chez le chien est particulièrement indiqué). Via le pertuis, on injecte environ 1 ml de la solution de H₂O₂.

Le contact avec le pus contenu dans le granulome va libérer de l'oxygène et ainsi pousser la larve vers l'orifice, l'obstruant totalement. Au bout de 30 secondes environ, la pression sera telle que la larve sera expulsée brutalement (on devra couvrir le varron avec un pot de collecte).

Cette méthode est efficace, permet de récolter des larves intactes, assure la désinfection locale, et évite les chocs anaphylactiques dus à la rupture éventuelle d'un varron lors d'une extraction manuelle forcée.

2.2.1.1. Poux

Les poux mesurent de 1-2 mm à 3-5 mm. Les photos qui suivent sont des photos de poux observés au microscope au fort grossissement.



Photo 1 : un pou piqueur (*L. vituli*)
(Losson B., Mignon B., Faculté de Médecine
Vétérinaire Université de Liège)



Photo 2 : un pou broyeur (*B. bovis*)
(Losson B., Mignon B., Faculté de Médecine
Vétérinaire Université de Liège)

2.2.1.2. Tiques



Photo 3 : adulte d'*I. ricinus* non gorgé
(Losson B., Mignon B., Faculté de Médecine
Vétérinaire Université de Liège)



Photo 4 : femelle adulte d'*I. ricinus* gorgée
(Laboratoire de Parasitologie ENVL)



Photo 5 : adulte de *D. reticulatus* non gorgé (Losson B., Mignon B., Faculté de Médecine Vétérinaire Université de Liège)

2.2.1.3. Aoûtats

Les larves et les adultes de *T. autumnalis* sont inférieurs à 1 mm.



Photo 6 : observation microscopique de larve de *T. autumnalis* au faible grossissement (Pin D., Dermatologie ENVL)

Les larves sont hexapodes, orangées à brunâtres, et possèdent de nombreuses soies barbelées leur conférant un aspect velu (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Les adultes, non parasites, sont octopodes, rougeâtres, et plus gros que les larves.

2.2.1.4. Larves et adultes responsables d'hypodermose



Photo 7 : larve L3 du genre *Hypoderma* (Laboratoire de Parasitologie ENVL)



Photo 8 : adulte du genre *Hypoderma* (Weintraub J., Ag. Canada)



Photo 9 : lésions de varron chez un bovin adulte (Losson B., Mignon B., Faculté de Médecine Vétérinaire Université de Liège)



Photo 10 : larves L3 du genre *Hypoderma* dans le tissu sous-cutané d'un bovin (Anatomie Pathologie ENVL)

2.2.1.5. Larves et adultes responsables de myiase cutanée



Photo 11 : adulte de *L. sericata* (Losson B., Mignon B., Faculté de Médecine Vétérinaire Université de Liège)



Photo 12 : adulte de *W. magnifica* (d'après Brugère-Picoux, 2004)



Photo 13 : larves de dipères responsables de myiases cutanées (d'après Losson B., Faculté de Médecine Vétérinaire Université de Liège)



Photo 14 : larve de *W. magnifica* et ses deux crochets buccaux (d'après Brugère-Picoux, 2004)

2.2.1.6. Diptères hématophages

Des photos de formes adultes de ces parasites sont présentées en Annexes (Annexe 1).

2.2.2. Trichogramme

Le trichogramme permet un diagnostic de certitude dans les cas d'infestation par des poux, en l'absence d'observation directe d'adultes sur l'animal, et de teignes.

2.2.2.1. Matériel requis

Cet examen nécessite :

- des ciseaux
- une pince
- des lames porte-objet
- des lamelles couvre-objet
- des agents éclaircissants et conservateurs : lactophénol ou solution aqueuse de potasse diluée à 10%
- un microscope optique, si possible à immersion
- (huile à immersion)

2.2.2.2. Technique

- Choix des lésions (d'après Carlotti et Pin, 2002)

Les lésions choisies doivent être récentes, peu remaniées, et sans avoir reçu de traitement topique préalable.

- Récolte des poils (d'après Labit, 2003 ; Atance *et al* 1995)

Les poils abîmés ou, à défaut, ceux situés à la périphérie des lésions sont épilés, à l'aide de la pince ou simplement avec les doigts, ou coupés à ras avec une paire de ciseaux.

- Traitement et observation (d'après Carlotti et Pin, 2002)

Les poils ainsi prélevés sont déposés sur une lame de microscope, si possible dans le même sens et légèrement espacés.

Quelques gouttes d'agent éclaircissant (lactophénol ou potasse) sont ajoutées, le tout étant ensuite recouvert d'une lamelle.

La lame est observée immédiatement, ou une heure après dépôt de l'agent éclaircissant pour que celui-ci fasse effet (on peut accélérer l'opération en chauffant légèrement la lame, avec un sèche-cheveux par exemple), au microscope, au faible grossissement (x10), dans un premier temps, et diaphragme fermé.

Les poils suspects sont ensuite observés au fort grossissement (x40 ou x100 si microscope à immersion à disposition), diaphragme fermé et lumière à forte puissance.

- Conservation éventuelle du prélèvement (d'après Atance *et al*, 1995)

Dans le cadre d'une recherche de teigne et en cas d'observation différée, les poils prélevés peuvent être conservés dans un récipient sec, sans précaution particulière.

2.2.2.3. Résultats

- Poux (d'après Losson, 2003)

L'observation de lentes fixées à la base des poils permet un diagnostic de certitude de phtiriose.

Celle-ci se fait au fort grossissement.

Les lentes sont des petits éléments ovoïdes, translucides, mesurant environ 1 mm de longueur, avec une coque operculée, fixés et adhérents aux poils sur la plus grande partie de leur longueur.



Photo 15 : observation microscopique de lentes au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

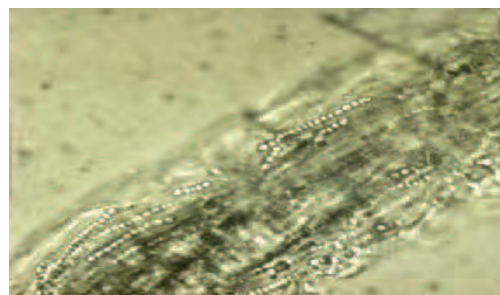


Photo 16 : observation microscopique de filaments mycéliens et de spores de *T. verrucosum* au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

- Agents de teigne (photo 16)

Les poils teigneux apparaissent irréguliers. Leurs contours sont beaucoup moins nets, et plus clairs, que les poils non teigneux car ils contiennent moins de kératine, avec une partie corticale déstructurée, présentant des hyphes mycéliens et des spores (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Dans le cas de *T. verrucosum*, on observe des chaînettes de grosses spores (mégaspores pouvant atteindre 10 µm de diamètre) orientées selon l'axe du poil (d'après Franc, 2009)

Le trichogramme est assez peu sensible pour la confirmation de teigne, et les faux négatifs sont nombreux. Dans le cas d'un contexte épidémio-clinique fortement évocateur, l'absence de spores et/ou filaments visibles ne permet en aucun cas d'exclure l'hypothèse de départ (d'après Atance *et al*, 2003).

En cas de doute, une mise en culture des poils peut permettre une confirmation diagnostique.

- Agent de la trombiculose

Les larves de *T. autumnalis* peuvent être observées lors de la réalisation d'un trichogramme. Elles sont décrites en 2.2.1.3.

2.2.3. Raclage cutané

Cet examen est particulièrement facile à réaliser en pratique courante. Il nécessite un minimum de matériel, et s'avère peu onéreux (d'après Dorchies *et al*, 2012), ce qui permet son renouvellement en cas de résultat négatif ou douteux. Il s'agit donc d'un examen de première intention en dermatologie parasitaire des bovins.

Cette technique permet une recherche des agents de gales (sarcoptique, psoroptique, chorioptique), de l'agent de démodécie et des agents de teigne.

2.2.3.1. Matériel requis

Cette méthode nécessite (d'après Dorchies *et al*, 2012) :

- des ciseaux
- une lame de bistouri émoussée (ou tout autre objet équivalent tels que lame de couteau, canif, cuillère à bord tranchant, particulièrement utile pour la recherche des agents de gales...)
- une pince
- des pots à prélèvements propres munis d'un couvercle hermétique
- des lames porte-objet
- des lamelles couvre-objet
- des agents éclaircissants et conservateurs : lactophénol ou solution aqueuse de potasse à 10 % pour une observation immédiate, huile de paraffine pour une conservation des parasites quelques heures
- un microscope optique, si possible à immersion
- (Huile à immersion)

2.2.3.2. Technique

- Choix des lésions et préparation en vue du prélèvement (d'après Carlotti et Pin, 2002 ; Beugnet et Dang, 2000)

Afin d'optimiser les chances de récolter des parasites, il est nécessaire de choisir une lésion récente, active, non lichénifiée ou érodée, non purulente, peu remaniée et n'ayant subi aucun traitement topique préalable.

Le choix des zones cutanées à prélever est établi en fonction de l'agent parasitaire recherché, de la topographie et de l'aspect des lésions :

- dans le cadre d'une suspicion de teigne, il est préférable de racler le centre de la lésion
- dans le cadre d'une suspicion de gale par contre, il faut choisir une zone apparemment saine, ou un bouton de gale.

Une tonte rapide peut être réalisée en périphérie en coupant les poils aux ciseaux.

Une désinfection légère est également possible, et permet, en cas de suspicion de teigne, d'éviter le développement de champignons saprophytes tout en permettant celui des dermatophytes.

- Récolte des prélèvements (d'après *Dorchies et al, 2012 ; Labit, 2003*)

Il est recommandé de renouveler les raclages sur quatre ou cinq lésions, totalisant ainsi une surface cutanée d'environ 10 cm².

Le prélèvement s'effectue avec une lame de bistouri émoussée préalablement enduite de lactophénol.

Le raclage consiste à prélever les débris épidermiques et les parasites présents à la surface ou dans l'épaisseur de l'épiderme, croûtes, poils, en raclant un pli de peau pressé entre le pouce et l'index, à l'aide de la lame de bistouri émoussée maintenue perpendiculairement.

La peau doit être raclée toujours dans le même sens :

- superficiellement pour la recherche de *Chorioptes bovis* ou *Psoroptes ovis*
- jusqu'à la rosée sanguine pour la recherche de *Sarcoptes scabiei bovis* ou d'agents de teignes

En cas de suspicion de démodécie, on réalise avec les doigts un pli de peau au niveau du ou des nodules suspects, et on en extirpe le contenu qui sera alors récolté sur le tranchant de la lame.

Les produits de raclage sont placés dans des récipients propres et étanches. En cas d'examen différé il est recommandé d'y introduire un petit morceau d'ouate humidifié (ceci permettra une meilleure survie des agents de gales, très sensibles à la dessiccation).

- Traitement et observation (d'après *Dorchies et al, 2012 ; Atance et al, 1995*)

Le matériel récolté est ensuite déposé sur une lame avec deux ou trois gouttes de liquide d'éclaircissement (lactophénol, solution aqueuse de potasse, huile de paraffine), étalé et écrasé avec la lame de bistouri et recouvert d'une lamelle.

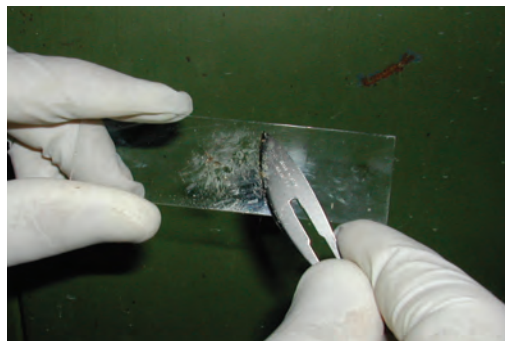


Photo 17 : étalement d'un produit de raclage cutané sur lame (Roblin V.)

Pour faciliter l'examen, il convient de bien délayer le produit de raclage afin de pouvoir l'étaler en une couche aussi fine que possible.

L'excès de prélèvement est à éviter. Il est préférable de réaliser plusieurs transferts peu importants sur des lames différentes (d'après Dorchies *et al*, 2012).

On examine l'ensemble de la préparation au faible grossissement (x10) dans un premier temps, puis on passe au fort grossissement (x40 ou x100 si microscope à immersion disponible), lorsqu'une structure suspecte ou un parasite est repéré, avec le diaphragme fermé et la lumière à forte puissance.

- Conservation éventuelle du prélèvement (d'après Hendrix et Robinson, 2006 ; Carlotti et Pin, 2002)

L'agent de la démodécie étant très fragile et lysé rapidement, son observation doit être immédiate.

Les autres acariens (agents de gales) résistent bien au lactophénol, ce qui permet une observation différée de la lame.

Dans le cadre d'une recherche de teigne et en cas d'observation différée, le prélèvement peut être conservé dans un récipient sec, sans précaution particulière.

Dans le cadre d'une recherche d'agents de gales, le prélèvement peut être conservé dans de l'alcool à 70°, ou dans une boîte accompagnée d'ouate humide afin d'éviter le dessèchement des parasites.

2.2.3.3. Résultats

- Agents de gales (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Losson, 2003)
 - *Sarcoptes scabiei bovis*

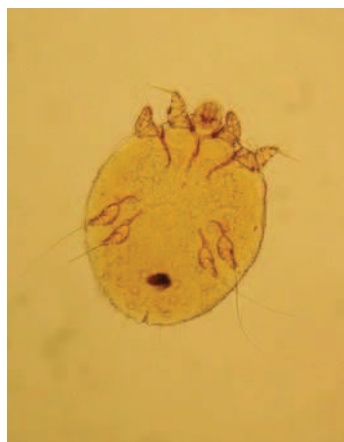


Photo 18 : observation microscopique d'un adulte de *S. scabiei bovis* au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

Les adultes ont un corps globuleux et d'aspect arrondi. Le rostre est court et carré. La femelle mesure environ 400 µm de longueur.

Ils sont octopodes, avec des pattes courtes qui ne dépassent pas le rostre vers l'avant, et le bord postérieur vers l'arrière.

Ils possèdent de larges ventouses en forme de coupe à l'extrémité des pattes I et II, et de longues soies à l'extrémité des pattes III, et IV chez la femelle.

Les œufs sont ovoïdes, en forme de citron, à coque fine et lisse, non operculés. Les embryons contenus à l'intérieur sont brunâtres.

- *Psoroptes ovis*

Les adultes ont un corps ovoïde, d'aspect plus allongé que *S. scabiei bovis*. Les femelles sont de grande taille et mesurent 600 à 700 µm de longueur. Le rostre est long et pointu.

Ils sont octopodes, avec de longues pattes qui dépassent le rostre à l'avant, et le bord postérieur à l'arrière.

Ils possèdent des ventouses à l'extrémité des pattes I, II, et IV (chez la femelle), portées par un pédicule long formé de trois articles. Les pattes III sont prolongées par de très longues soies.

Les œufs sont ovoïdes, en forme de saucisse, opaques, à coque fine et lisse, non operculés. Les embryons contenus à l'intérieur sont brunâtres.



Photo 19 : observation microscopique d'un adulte de *P. ovis* au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)



Photo 20 : observation microscopique d'un accouplement d'adultes de *P. ovis* au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)



Photo 21 : observation microscopique d'un adulte de *C. bovis* au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

- *Chorioptes bovis*

Les adultes ont un corps ovoïde qui ressemble à celui de *P. ovis*, mais qui est plus petit. La femelle mesure environ 300 µm de longueur. Le rostre est court et pointu.

Ils sont octopodes, avec de longues pattes. Comme chez *P. ovis*, la femelle possède des ventouses à l'extrémité des pattes I, II, et IV, mais sans pédicule triarticulé, et les pattes III sont prolongées par de très longues soies.

Les œufs sont ovoïdes, en forme de citron, à coque lisse et fine, non operculés. Les embryons contenus à l'intérieur sont brunâtres.

- Agent de la démodécie : *Demodex bovis* (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Losson, 2003)

Les adultes ont un corps vermiforme. Ils mesurent environ 400 µm de longueur.

Ils sont octopodes, mais les pattes sont atrophiées et rassemblées sur le tiers antérieur du corps.

La partie postérieure du corps est striée.

Les œufs sont allongés et fusiformes.



Photo 22 : observation microscopique d'un adulte de *D. bovis* au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVA)

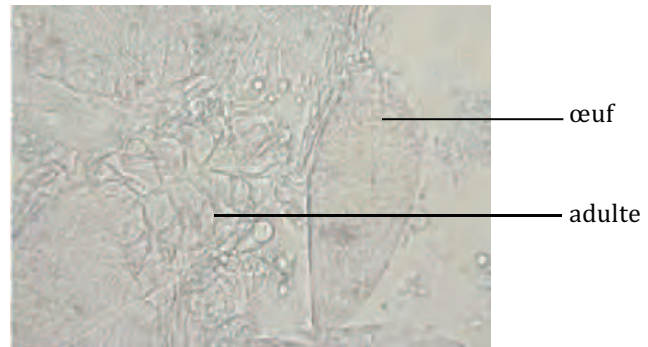


Photo 23 : observation microscopique d'un adulte, à gauche, et d'un œuf, à droite, de *D. bovis* au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVA)

- Agents de teigne : cf. 2.2.2.3.
- Agent de la trombiculose

Les larves de *T. autumnalis* peuvent être observées lors de la réalisation d'un trichogramme. Elles sont décrites en 2.2.1.3.

2.2.4. Calque cutané par impression (d'après Carlotti et Pin, 2002)

Il s'agit d'une variante du raclage cutané, utilisée pour la recherche d'agent de la démodécie.

2.2.4.1. Matériel requis

Cette méthode nécessite :

- des pots à prélèvements propres munis d'un couvercle hermétique
- des lames porte-objet
- des lamelles couvre-objet
- du lactophénol
- un microscope optique, si possible à immersion
- (Huile à immersion)

2.2.4.2. Technique

- Choix des lésions

Cette technique peut être utilisée pour toute lésion plus ou moins exsudative, croûteuse, ulcérée, ou siège d'un écoulement (purulent ou hémorragique)

- Récolte des prélèvements

Une lame de microscope dégraissée est directement appliquée sur la lésion exsudative, après retrait des croûtes si nécessaire. La lame peut également être appliquée sur le revers des croûtes.



Photo 24 : réalisation d'un calque cutané par impression sur une lésion croûteuse exsudative (Roblin V.)

- Traitement et observation

Quelques gouttes de lactophénol sont ajoutées afin d'éclaircir le prélèvement. La lame est ensuite recouverte d'une lamelle.

L'observation au microscope se fait dans un premier temps au faible grossissement (x10) afin de choisir une zone significative, puis au fort grossissement (x40 ou x100 si microscope à immersion à disposition), avec le diaphragme fermé et la lumière à forte puissance.

2.2.4.3. Résultats

Les résultats sont les mêmes que ceux présentés en 2.2.3.3.

2.3. LES METHODES DIAGNOSTIQUES REALISABLES PAR UN LABORATOIRE SPECIALISE

2.3.1. Culture mycologique (d'après Hendrix et Robinson, 2006 ; Labit, 2003 ; collectif ANOFEL, 2002)

La culture mycologique est la méthode de référence pour l'identification des espèces responsables de teigne.

Elle est aujourd'hui, grâce aux milieux DTM, réalisable au cabinet avec un équipement minimal. L'interprétation est basée sur le changement de couleur de l'indicateur coloré du milieu et sur l'observation du développement de colonies fongiques.

Cette technique est peu pratiquée en clientèle car elle nécessite une certaine expérience.

Si l'on veut confirmer une suspicion de teigne (lorsque trichogramme et raclage cutané, réalisés au cabinet, s'avèrent négatifs) avec diagnose d'espèce, il est raisonnable d'envoyer les prélèvements à un laboratoire spécialisé en vue d'une culture mycologique.

- Matériel requis pour le prélèvement

La récolte nécessite :

- une lame de bistouri émoussée
- une pince
- une paire de ciseaux
- des pots à prélèvements propres munis d'un bouchon hermétique

- Choix des lésions

Les lésions choisies doivent être de préférence récentes, peu remaniées, et n'ayant subi aucun traitement topique préalable.

- Récolte des prélèvements

Une désinfection préalable de la zone est possible afin d'éviter le développement de germes bactériens tout en permettant celui des dermatophytes.

Les poils situés en périphérie de lésions suspectes sont récoltés en grattant à l'aide de la lame de bistouri émoussée. Leur extrémité distale peut être coupée afin de ne mettre en culture que la partie proximale parasitée.

Il existe des cas de faux positifs, liés à la multiplication d'espèces de champignons saprophytes et kératinophiles qui, eux aussi, provoquent un changement de couleur de l'indicateur coloré du milieu (ceci explique le fait que cette méthode n'est pas toujours recommandée).

Dans ce cas, ce dernier vire en général tardivement et les colonies sont souvent plus pigmentées.

Il existe aussi des cas de faux négatifs liés à l'utilisation d'un prélèvement insuffisant et/ou pauvre en éléments fongiques, à un traitement antifongique en cours, à une durée d'incubation trop courte, à une température trop faible, à la présence de contaminants qui empêche l'observation des dermatophytes.

2.3.2. Sérologie

Le matériel requis pour les prélèvements se limite à un système Vacutainer®, des aiguilles stériles et des tubes secs afin de ponctionner le sang au niveau de la veine sous-caudale ou de la veine jugulaire.

La sérologie est peu utilisée dans le cadre de la recherche de parasites externes. La technique couramment employée est l'ELISA.

Les affections à rechercher par cette méthode sont une gale sarcoptique, une gale psoroptique ou une hypodermose.

Pour les gales sarcoptique et psoroptique, la détection et la mesure du niveau d'anticorps anti-*S. scabiei* et anti-*P. ovis* dans le sérum offrent une sensibilité de 93% et une spécificité de 99% (d'après Franc, 2009 ; Losson, 2003).

Pour l'hypodermose, la détection et la mesure du niveau d'anticorps anti-larve L1 dans le sérum offrent une sensibilité et une spécificité de 98-100%. Cette méthode est efficace à partir de quatre semaines après l'infestation, de novembre-décembre à février-mars (d'après Cousseau 2004).

3. LES VERMINOSES ET LES PROTOZOUSES DIGESTIVES DES BOVINS

3.1. LES VERMINOSES D'INTERET CHEZ LES BOVINS : PRESENTATION

3.1.1. Infestation par des nématodes

- Eléments de taxonomie-morphologie

De nombreuses espèces et genres de nématodes parasitent, selon les stades évolutifs, différents organes. Nous les avons regroupés en six types (d'après Beugnet et Dang, 1997 ; Bourdoiseau et Dorchies, 1997) :

- les strongles gastro-intestinaux, responsables de strongyloses digestives

On trouve principalement chez les bovins :

- *Ostertagia ostertagi*
- *Trichostrongylus axei*
- *Nematodirus spp*
- *Cooperia oncophora*
- *Bunostomum phlebotomum*
- *Oesophagostomum radiatum*

- les strongles respiratoires, responsables de bronchite vermineuse : *Dictyocaulus viviparus*

- les strongyloïdes, responsables de strongyloïdoses digestive et larvaire cutanée : *Strongyloides papillosus*

- les ascaridés, responsable de toxocarose : *Toxocara vitulorum*

- les filaires, responsables de filarioses cutanées :
 - *Parafilaria bovicola*
 - *Stephanofilaria stilesi*

- les trichures : *Trichuris discolor*

Les nématodes sont des vers ronds, dont la taille des larves et des adultes, pour chaque type, et en particulier pour chaque espèce, est très variable.

En parasitologie bovine, la morphologie des formes adultes importe peu, excepté dans les cas de toxocaroses et de filarioses. Les adultes de *T. vitulorum* sont de grande taille (15-25 cm), ronds, et blancs (d'après Beugnet et Guillot, 2008). Les filaires adultes sont filiformes, blancs, les femelles de taille moyenne pour *P. bovicola* (de l'ordre de quatre à sept centimètres) (d'après Gamard, 2001), et de petite taille pour *S. stilesi* (de l'ordre de cinq à sept millimètres) (d'après Mercky, 2002).

L'identification des larves de strongles digestifs peut être réalisée en laboratoire spécialisé par coproculture en vue d'une diagnose d'espèce (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Le diagnostic de nématodose est basé sur l'étude des œufs, qui sont ellipsoïdes à sphériques, et des larves, recherchées dans le cas de strongylose respiratoire (d'après Camuset et Doré, 2007).

L'étude microscopique des œufs ne permet pas toujours une diagnose d'espèce, en particulier dans le cas des strongles digestifs (d'après Dorchies *et al*, 2012). Elle permet de dire s'il y a infestation ou non et d'évaluer l'intensité de celle-ci.

Parmi les critères de diagnose, on doit considérer, entre autres (d'après Beugnet *et al*, 2004) :

- la présence ou non de bouchons polaires
 - la présence d'opercules
 - l'épaisseur de la coque
 - la présence d'une cellule, de larve, de blastomères
 - la taille
- Eléments d'épidémiologie-biologie
 - les strongles gastro-intestinaux (d'après Beugnet et Guillot, 2008 ; Maillard et Guillot, 2008 ; Kerboeuf et Jacquiet, 2000)

La spécificité d'hôte et la localisation des formes adultes dépendent des espèces parasites. Certaines sont plus adaptées aux bovins et d'autres aux petits ruminants ou aux ruminants sauvages. La transformation des larves en adultes, la taille et la prolificité des adultes, ainsi que leur rôle pathogène, sont donc dépendants de la réceptivité du ruminant parasité vis-à-vis du strongle en cause.

Les adultes parasitent soit la caillette, comme *Ostertagia* et *Trichostrongylus*, soit l'intestin grêle, comme *Nematodirus*, *Cooperia* et *Bunostomum*, soit le côlon comme *Oesophagostomum*.

Certains sont histophages comme *Ostertagia* et *Oesophagostomum*, d'autres sont hématophages comme *Trichostrongylus* et *Bunostomum*, et d'autres sont chymivores comme *Nematodirus* et *Cooperia*.

Les bovins s'infestent à la mise à l'herbe en ingérant des larves L3 infestantes ayant survécu à l'hiver. La métamorphose en adulte dans les différents segments du tube digestif nécessite trois à quatre semaines.

Les œufs émis sont excrétés dans les fèces en général au printemps et au début de l'été. La rapidité d'évolution des embryons en larves L3 (sept à dix jours) et leur nombre dépendent de l'espèce, de leur résistance dans le milieu extérieur et des conditions climatiques.

Classiquement, les larves infestantes sont les plus nombreuses en juin puis en septembre. Les bovins se réinfestent préférentiellement à ces périodes.

Certaines larves ingérées au début de l'automne arrêtent leur développement au sein de l'hôte lorsque les températures extérieures diminuent. C'est le phénomène d'hypobiose : les larves restent enfoncées dans les muqueuses tout au long de l'hiver et ne ressortent qu'au printemps pour reprendre le cycle évolutif.

Les animaux les plus réceptifs et les plus sensibles sont les jeunes bovins en première année de pâture, souvent en période estivale sèche.

Ce n'est qu'à partir d'un certain degré d'infestation que les parasites induisent des lésions organiques ou des troubles fonctionnels. Les manifestations cliniques surviennent le plus souvent lorsque l'infestation par *Cooperia*, *Nematodirus* ou *Oesophagostomum*, seuls ou associés, est massive. Dans les deux premiers cas, les animaux déclarent alors une strongylose digestive, se caractérisant par un syndrome diarrhéique non hémorragique accompagné d'amaigrissement, et pouvant évoluer de manière épizootique et toucher tous les jeunes bovins d'un même lot mais sans conséquence dramatique, car la mortalité est faible. L'infestation massive du côlon par *Oesophagostomum*, en revanche, peut provoquer des troubles marqués de la digestion terminale.

Fréquemment, on retrouve une infestation par *Cooperia* ou *Nematodirus* concomitante à une infestation par *Ostertagia*, et dans ce cas, les conséquences sont plus graves.

Chez les bovins, *Ostertagia* est le strongle digestif le plus fréquemment rencontré et le plus pathogène, présent en permanence dans toutes les catégories d'âges ayant déjà pâture. Aussi, le terme d'ostertagiose est souvent synonyme de strongylose digestive.

L'ostertagiose de type I est une maladie d'automne, voire de début d'hiver et fait suite au cycle « normal » du parasite, la pathogénie étant liée à l'activité des adultes.

L'ostertagiose de type II est une maladie de fin d'hiver, et fait suite à la levée d'hypobiose et à la reprise d'activité synchrone des larves. Elle est plus sévère que l'ostertagiose de type I et la mortalité peut être élevée.

Dans les deux cas, les individus les plus sensibles sont les jeunes bovins en première et deuxième saisons de pâture.

genre	première saison de pâture	premier hivernage	deuxième saison de pâture
<i>Ostertagia</i>	+	+++	++++
<i>Nematodirus</i>	+	+	-
<i>Cooperia</i>	++	++	-
<i>Oesophagostomum</i>	+	+	++

Tableau 4 : prévalence de différents strongles gastro-intestinaux (d'après Beugnet et Guillot, 2008)

- ++++ : prévalence très grande
- ++ : prévalence assez grande
- + : prévalence faible
- - : prévalence très faible

La résistance dans le milieu extérieur des œufs et des larves L3 est assez grande. Le développement larvaire nécessite de l'humidité, de l'oxygène et une température optimale autour de 20-22°C. Celui-ci reste possible en dessous de 10°C.

Le cycle est monoxène. La durée de vie chez l'hôte définitif varie de quatre à six mois.

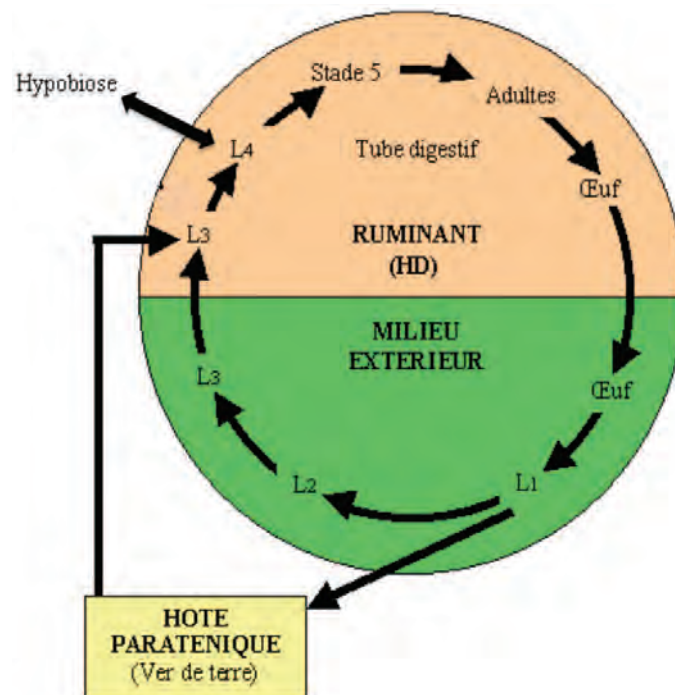


Figure 11 : cycle évolutif des strongles digestifs (d'après le site web Coproscopies parasites, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_str_dig.htm)

- les strongles respiratoires (d'après Beugnet *et al*, 2008 ; Miraton, 2008)

Les vers adultes se situent dans les bronches et sont histophages. Les œufs émis dans les voies respiratoires éclosent rapidement. Les larves L1 remontent l'arbre aérifère et sont expulsées dans le pharynx par la toux, où elles sont dégluties par l'hôte. Elles sont ensuite excrétées, dans les bouses, dans le milieu extérieur. Elles muent en stade L2, puis L3 qui est le stade infestant restant inclus dans les exsuvies de L1 et L2.

Les bovins s'infestent en ingérant ces larves qui traversent la muqueuse intestinale et remontent jusqu'au poumon par voie lymphatique. Lors de leur migration, elles muent en larves L4 dans les nœuds lymphatiques mésentériques. Celles-ci arrivent dans les alvéoles pulmonaires via la circulation sanguine.

La prévalence est importante tout au long de la saison de pâturage à cause de la contamination des prairies par des bovins adultes immunisés excrétant des larves L1, et par l'amplification du cycle chez des jeunes individus « naïfs », ou chez des animaux mal immunisés qui multiplient le nombre de parasites. La morbidité est élevée, et la mortalité est possible lors d'infestation massive.

La présence des dictyocauls dans les bronches entraîne une inflammation des tissus favorisant les infections bactériennes ou virales secondaires, et une obstruction des voies respiratoires.

Les individus les plus sensibles sont les jeunes bovins en première saison de pâture et les animaux n'ayant pas développé d'immunité préalable lors de primo-infestation.

Chez les premiers, on observe une forme classique estivale, la « grippe du 14 juillet » liée à la primo-infestation. Il est possible de rencontrer cette forme chez des bovins plus âgés n'ayant jamais pâturé. Une immunité lors de la mue des larves L3 en larves L4 se met normalement en place mais il arrive que certains animaux s'immunisent mal.

Chez les seconds, les signes cliniques associés à la réinfestation sont dus à la présence vermineuse et probablement à des phénomènes d'hypersensibilité.

Les larves L3 peuvent persister environ deux mois dans le milieu extérieur au printemps et à l'automne, à peine un mois en été.

Elles sont sensibles à la dessiccation, aux températures élevées, et au froid, donc lors de la mise à l'herbe des animaux au printemps, les prairies sont en principe « saines ».

Une particularité dans la dissémination des larves L3 vient d'un champignon vivant à la surface des bouses (*Pilobus kleinii*). Elles se hissent au sommet du sporange, qui en éclatant, peut les propulser dans un rayon de trois mètres, donc au-delà de l'anneau de répugnance dû aux bouses.

Comme pour les strongles digestifs, le cycle évolutif de *D. viviparus* est monoxène, même si des hôtes paraténiques comme les vers de terre peuvent intervenir.

La période prépatente est de l'ordre de trois semaines, la phase exogène dure cinq à six jours et la durée de vie des adultes chez l'hôte est de l'ordre de deux ou trois mois.

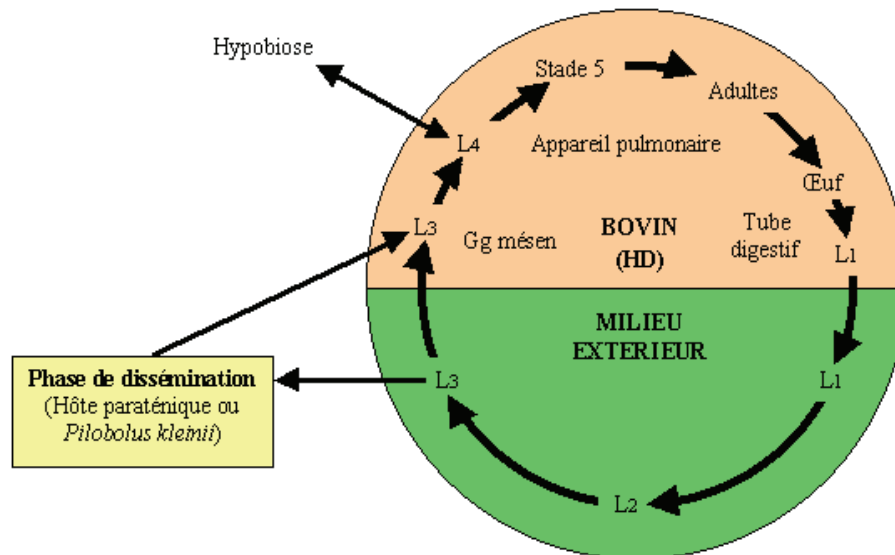


Figure 12 : cycle évolutif de *Dictyocaulus viviparus* (site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_dictyocaulus.htm)

- les strongyloïdes (Chermette *et al*, 2003 ; Alzieu, 1999)

La spécificité d'hôte est relativement importante, les strongyloïdes infestent préférentiellement les ruminants, et particulièrement les ovins.

Deux modes de vie sont possibles. Le premier fait intervenir la composante parasitaire du cycle. Il correspond au développement homogonique. Les larves L1 rhabditoïdes vont donner deux générations de larves strongyloïdes. Les larves L3 (stade infestant) vont ensuite infester les bovins et continuer à se développer au sein de l'hôte jusqu'au stade adulte (femelle parthénogénétique), parasite de l'intestin grêle. Les œufs sont émis dans le milieu extérieur lors de défécation.

Les migrations larvaires au sein de l'hôte sont nombreuses et complexes. Les formes asexuées sont hématophages.

Le second fait intervenir la composante libre du cycle et correspond au développement hétérogonique. Les individus sexués vivent alors en saprobiose dans le milieu extérieur, évoluent, et se reproduisent dans le sol et les litières en tant que nématodes libres. Les larves L1 rhabditoïdes vont donner deux générations supplémentaires de larves rhabditoïdes, puis celles-ci vont continuer jusqu'au stade adulte.

La prévalence est assez variable selon le climat. Elle semble plus élevée dans les régions chaudes et humides.

Les individus les plus sensibles sont les veaux de quatre ou cinq jours jusqu'à six mois. Les adultes sont des porteurs sains du parasite.

La contamination des veaux se fait le plus fréquemment par passage transcutané des larves L3 à l'origine de dermatose, favorisée par des litières humides. Elle peut également se faire par ingestion d'herbe contaminée. L'enkystement des larves dans la mamelle des bovins adultes peut conduire à l'ingestion du parasite par le veau lors de la tétée. Les nombreuses migrations larvaires peuvent entraîner l'apparition de signes cliniques respiratoires et cardiaques dans un premier temps, digestifs dans un second temps, qui peuvent être aggravés s'il y a des infections virales ou bactériennes secondaires, ou développement d'une coccidiose.

Les adultes s'infestent par ingestion d'herbe contaminée.

Le cycle est monoxène.

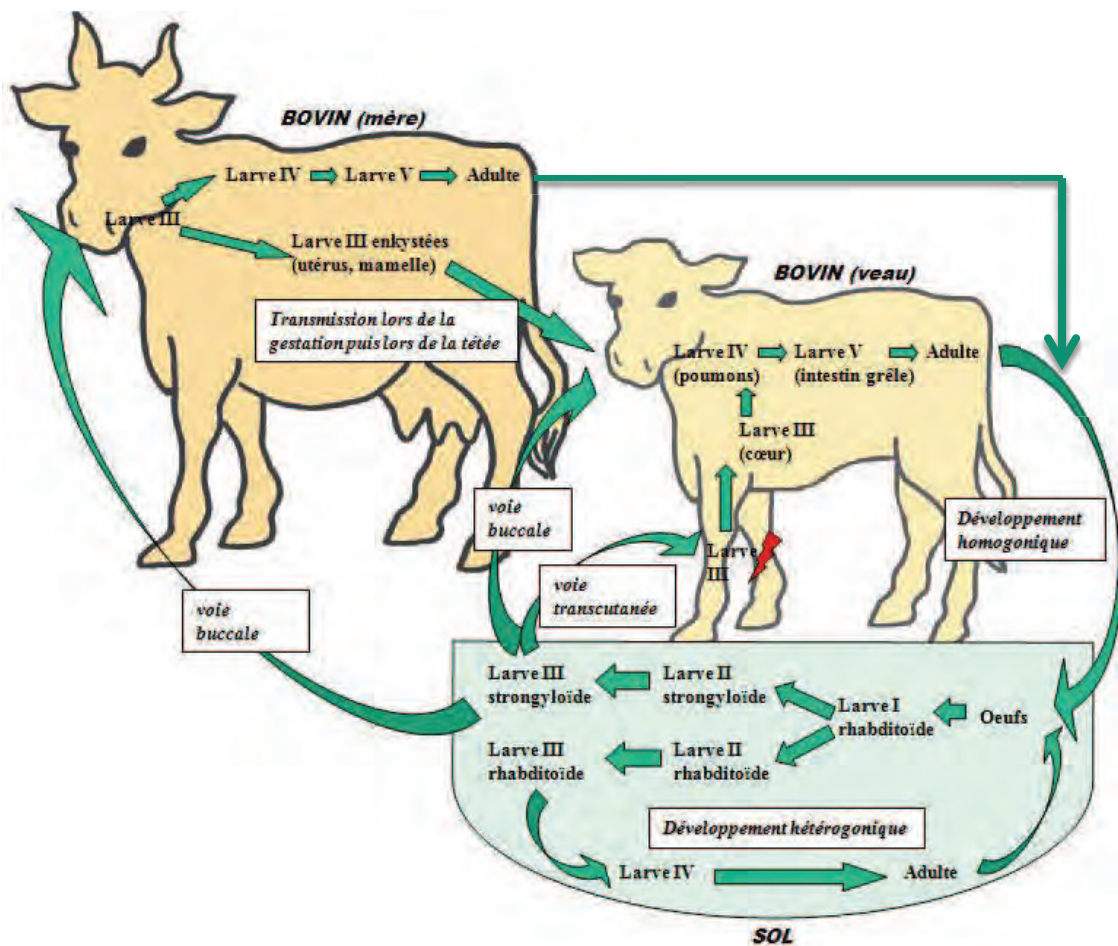


Figure 13 : cycle évolutif de *Strongyloides papillosus* (d'après le site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/strgyl.html>)

Le même type de schéma que pour les ectoparasitoses en 2.1. a été repris, les strongyloïdoses larvaires étant responsables de dermatose chez les bovins.

- *Toxocara vitulorum* (d'après Beugnet et Guillot, 2008 ; Fanneau de la Horie et Derouvroy, 1994)

En France, la toxocarose bovine est rare, mais peut avoir des conséquences cliniques et économiques graves.

Le parasite est très spécifique d'hôte. Il est chymivore et se développe dans l'intestin grêle des veaux. Les individus les plus sensibles sont ceux âgés de 15 jours à deux ou trois mois.

La contamination des veaux peut se faire soit pendant la gestation, soit par l'ingestion de colostrum ou de lait contenant des larves. Les veaux sont donc parasités à la naissance ou peu après. Le parasite atteint le stade adulte en trois ou quatre semaines environ et de nombreux œufs sont émis dans les fèces. Dès l'âge de un à deux mois, les animaux éliminent spontanément les parasites.

Les bovins adultes peuvent se contaminer en ingérant des larves. Celles-ci ne deviennent jamais adultes mais s'enkystent dans différents tissus, en particulier la mamelle et l'utérus. Elles se réactivent lors de chaque gestation.

Le cycle peut être considéré comme dixène, les bovins adultes jouant le rôle d'hôte intermédiaire. La durée de la phase exogène est d'environ cinquante jours.

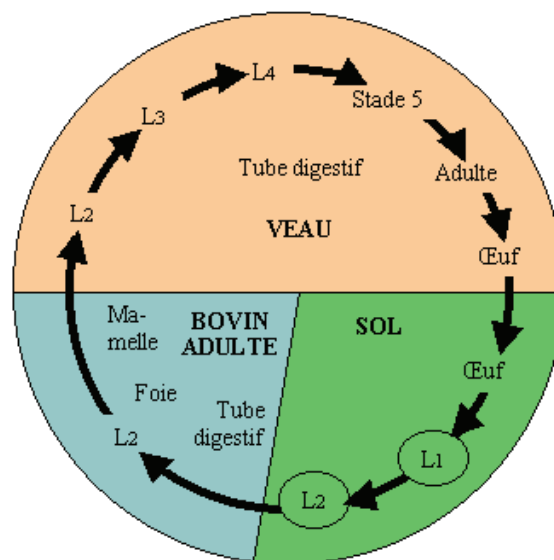


Figure 14 : cycle évolutif de *Toxocara vitulorum* (site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_toxocara_oeuf.htm)

Une ou deux évolutions ont lieu au sein de l'œuf.

- les filaires (d'après Gourreau et Alzieu, 2008 ; Pandey et Ziam, 2003 ; Mercky, 2002)

En France, la prévalence de la parafilariose est faible, et de la stéphanofilariose très faible. L'évolution est enzootique.

On retrouve ces deux affections de mars à juin. Le caractère saisonnier est lié à la période d'activité des vecteurs, qui sont des mouches et qui servent d'hôte intermédiaire dans le cycle évolutif dixène.

On trouve principalement *Musca autumnalis* (diptère suceur) pour la parafilariose, mais aussi les stomoxes et les mouches-araignées.

Des infections bactériennes secondaires (*S. aureus*) des plaies sont possibles.

Concernant la parafilariose ou « maladie des sueurs de sang », les individus les plus sensibles sont les jeunes bovins adultes mâles âgés de deux à quatre ans. Cette helminthose est surtout présente dans le sud-ouest et le charolais.

Le dépôt des larves L3 (stade infestant) se fait le plus souvent au niveau oculaire, les mouches étant attirées par le liquide lacrymal, ou au niveau de plaies. La contamination a lieu surtout au pré, *Musca autumnalis* rentrant peu dans les étables.

Les larves infestantes migrent et évoluent dans le tissu conjonctif sous-cutané et intermusculaire. Les nodules sont dus à l'émergence transcutanée des femelles qui les perforent pour pondre les œufs dans la plaie créée. Les larves issues de leur éclosion sont des microfilaries. Les mouches, attirées par le suintement, se contaminent à leur tour en ingérant soit les œufs, soit les microfilaries.

Les vers adultes peuvent survivre très longtemps chez les taureaux (autour de 350 jours). En l'absence de traitement, la parafilariose prend l'allure d'une maladie récurrente, s'exprimant annuellement sur le même taureau, jusqu'à trois ou quatre ans de suite.

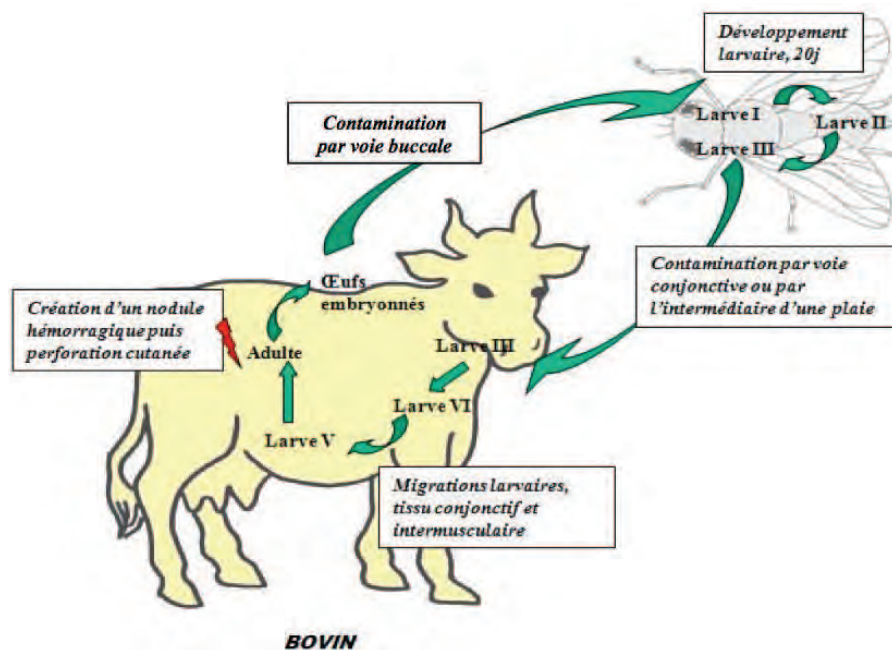


Figure 15 : cycle évolutif de *Parafilaria bovicola* (d'après le site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/paraf.html>)

Concernant la stéphanofilariose, les individus les plus sensibles sont les jeunes bovins mâles de huit à dix mois.

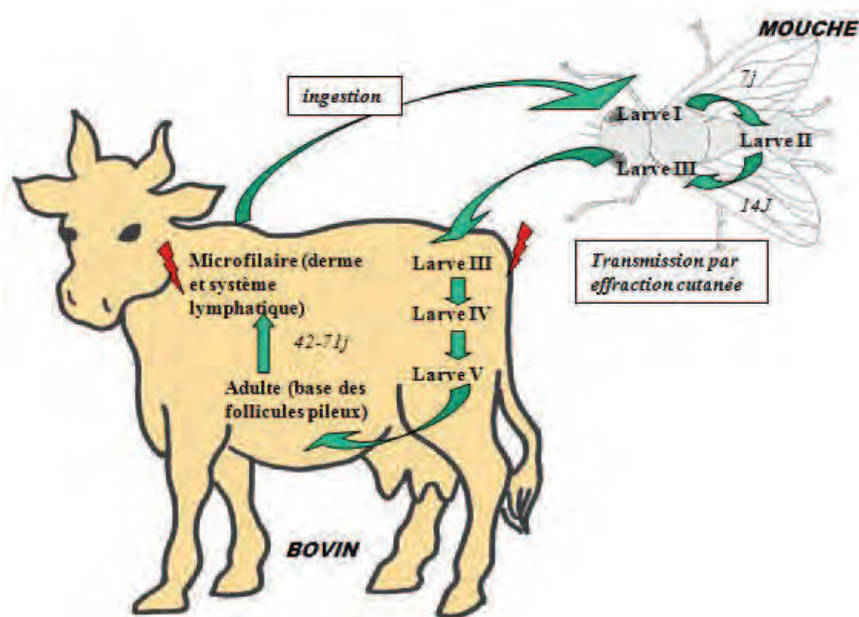


Figure 16 : cycle évolutif de *Stephanofilaria stilesi* (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/dermatoses/steph.html>)

De même, les filaires étant responsables de dermatoses, le même type de schéma que pour les ectoparasitoses en 2.1. a donc été repris.

- les trichures (d'après Anderson, 2000 ; Besset, 1996 ; manuel Merck, 1996)

Les trichures sont dans la majorité des cas peu pathogènes chez les bovins et non recherchés lors d'examen complémentaires. Ils sont le plus souvent découverts lors de coproscopie. Les adultes parasitent le cæcum ou le côlon et sont souvent associés aux diarrhées néonatales.

Peu de données sont disponibles concernant la prévalence, la morbidité et la mortalité de la trichurose.

Les animaux se contaminent par ingestion d'aliments ou d'eau souillés contenant des œufs larvés, résistants au froid mais pas à la chaleur, ou des larves L2.

Le cycle est monoxène. Les adultes peuvent vivre plus d'un an chez l'hôte.

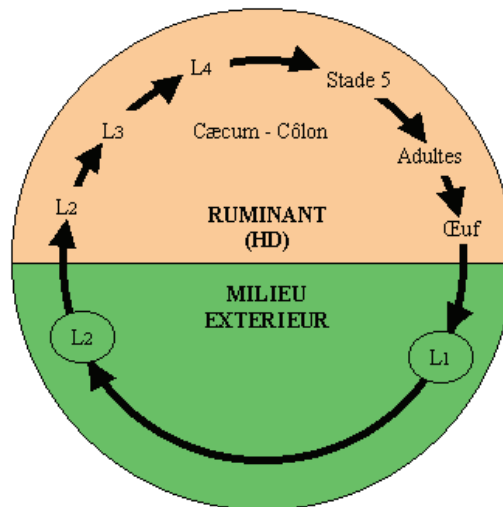


Figure 17 : cycle évolutif de *Trichuris discolor* (site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_trichuris.htm)

- Éléments cliniques de suspicion

D'une manière générale, les signes cliniques associés à des nématodoses sont peu spécifiques et peuvent être aggravés par des infections virales ou bactériennes secondaires, en particulier chez les veaux.

Les nématodoses digestives, et en particulier l'ostertagiose, peuvent être suspectées lors de syndrome diarrhéique et d'amaigrissement, lors de retards de croissance sur des veaux à partir de quinze jours d'âge, lorsque les animaux ont le poil piqué, et parfois lors d'anémie (d'après Beugnet et Guillot, 2008 ; Maillard et Guillot, 2008).

La dictyocaulose peut être suspectée lors de toux associée à des essoufflements, du jetage, de la dyspnée et de l'amaigrissement (d'après Beugnet *et al*, 2008).

Une strongyloïdose peut être suspectée lors de dermatose au niveau des membres et de la face ventrale de l'abdomen, associée ou non à des symptômes respiratoires, cardiaques ou digestifs (d'après Chermette et Guillot, 2003).

Une parafilariose peut être suspectée lors d'observation de traînées de sang coagulé le long des flancs d'un taureau ayant pour origine des nodules sanguinolents affaîssés (d'après Gourreau et Alzieu, 2008).

La confirmation diagnostique d'une nématodose est possible par :

- coproscopie, réalisable au cabinet

Deux méthodes sont à la portée du praticien : la méthode de Stoll et la méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master.

Pour une étude qualitative des larves de dictyocauls, deux techniques sont utilisables : le Baermann ou le Mc Kenna.

- sérologie, réalisable par un laboratoire spécialisé

Deux méthodes sont utilisées pour le diagnostic d'ostertagiose. Il s'agit du dosage du pepsinogène sérique et du dosage des anticorps anti-*Ostertagia* dans le lait de mélange (d'après Camuset, 2010).

- coproculture (d'après Dorchies *et al*, 2012), réalisable par un laboratoire spécialisé

3.1.2. Infestation par des trématodes

- Eléments de taxonomie-morphologie

On trouve trois trématodes d'intérêt chez les bovins (d'après Beugnet et Dang, 1997) :

- la grande douve (*Fasciola hepatica*)
- la petite douve (*Dicrocoelium lanceolatum*)
- le paramphistome (*Paramphistomum daubneyi*)

Les trématodes sont des vers plats. La morphologie des adultes n'a d'intérêt que pour le diagnostic nécropsique non développé dans cet exposé.

Le diagnostic des trématodes au cabinet est basé sur la recherche et l'étude des œufs, ellipsoïdes. Parmi les critères de diagnose, on trouve entre autres (d'après Beugnet *et al*, 2004) :

- l'absence de bouchon polaire
- la présence d'opercule
- la présence ou l'absence de masse germinative
- la densité du contenu
- la taille

- Éléments d'épidémiologie-biologie

- la grande douve (Millemann *et al*, 2008 ; Miraton, 2008 ; Bourdoiseau, 1997)

En France, la fasciolose est une maladie très courante, affectant en moyenne un élevage sur deux. Elle s'exprime surtout en fin d'automne et en hiver.

Les animaux porteurs sont les ruminants domestiques (bovins, et surtout ovins). Des animaux sauvages comme le ragondin peuvent servir de réservoir.

Dans les prairies, les zones d'infestation des bovins sont localisées dans les endroits humides et marécageux comme les bordures de mares ou d'étangs, les résurgences de sources, les fonds de vallée.

Les individus les plus sensibles sont les jeunes animaux en première saison de pâture. Une immunité se développe normalement cinq ou six mois après le contact initial.

Chez les bovins, la fasciolose se traduit rarement par des signes cliniques. Le plus souvent, les symptômes sont assez discrets, non spécifiques et attirent peu l'attention de l'éleveur. On estime que pour que la maladie s'exprime, la charge parasitaire doit dépasser 200 douves adultes. En dessous de ce seuil, la maladie évolue de manière sub-clinique à chronique, et résulte d'une infestation moyenne mais continue, et entretenue au pâturage. Les pertes économiques deviennent possibles lorsque la charge parasitaire est supérieure à 40 douves. La mortalité est faible.

La contamination des prairies est entretenue par les animaux porteurs sains qui expulsent par intermittence les œufs dans leurs fèces, du printemps à l'automne.

Ils éclosent dans l'eau et libèrent des embryons mobiles qui parasitent l'hôte intermédiaire, la limnée.

Plusieurs stades larvaires se succèdent alors et une multiplication asexuée entraîne la libération par l'hôte intermédiaire, après un stress thermique et hygrométrique au début de l'automne, de nombreuses cercaires nageuses dans le milieu extérieur. Celles-ci se transforment en métacercaires, stade infestant pour les bovins, et s'enkystent sur les végétaux aquatiques ou restent flottantes.

L'ingestion des métacercaires déclenche la libération de douves immatures histophages qui migrent dans l'organisme à travers le péritoine, puis le parenchyme hépatique vers les canaux biliaires pour devenir adultes hématophages. Leur présence provoque une irritation des canaux et peut favoriser des clostridioses secondaires.

La résistance des métacercaires, et des limnées, dans le milieu extérieur est assez grande à condition que les températures ne descendent pas en dessous de 10°C et que l'humidité soit suffisante. Les embryons mobiles (miracidium) sont très fragiles. Les œufs sont très résistants aux variations de température.

Le cycle est dixène. La durée de la phase exogène est d'environ trois mois, comme la période prépatente. La durée de vie du parasite chez l'hôte définitif est d'environ deux ans.

La fasciolose est une zoonose potentielle.

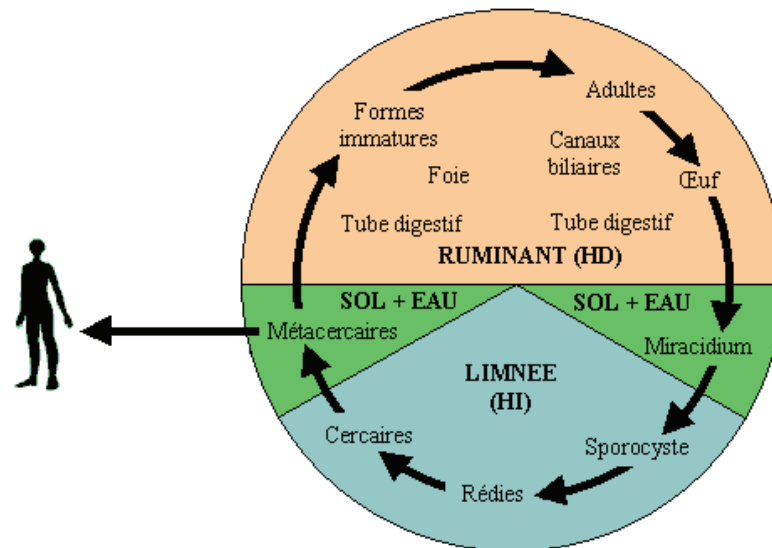


Figure 18 : cycle évolutif de *Fasciola hepatica* (site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_fasciola.htm)

- la petite douve (d'après Millemann *et al*, 2008 ; Alzieu *et al*, 2002)

La microcoeliose est une maladie assez commune, très souvent sous-évaluée, et semble t-il, en expansion.

Elle s'observe essentiellement au cours des étés chauds, sur des pâturages secs, souvent en pente. Ces zones correspondent au biotope des gastéropodes terrestres servant de premier hôte intermédiaire dans le cycle évolutif.

Comme pour la fasciolose, l'infestation prend une allure chronique et occasionne très peu de symptômes spécifiques. L'expression clinique est très frustrante. La forme aiguë reste exceptionnelle. La mortalité est très rare.

Toutes les catégories d'âge sont concernées. L'effet cumulatif du parasite fait que les animaux de cinq ou six ans sont les plus sensibles.

Au stade adulte, la petite douve se localise dans les canaux biliaires des ovins (le plus fréquemment) et des bovins, où elle se nourrit de bile, après avoir remonté le canal cholédoque à partir de l'intestin grêle. L'irritation provoquée peut favoriser des clostridioses secondaires.

De même, comme pour la grande douve, l'infestation des prairies est entretenue par les bovins porteurs qui excrètent les œufs dans leurs fèces de façon intermittente et en petite quantité. Ils éclosent chez le premier hôte intermédiaire qui se contamine en les ingérant. L'évolution débute au printemps. Trois à cinq mois plus tard, de nombreuses cercaires sont rejetées dans l'herbe dans des boules de bave, ingérées par des fourmis qui constituent le second hôte intermédiaire. Là, elles s'enkystent sous forme de métacercaires. Au moins un de ces kystes, se trouvant dans le ganglion sous-œsophagien, « bloque » la fourmi parasitée au sommet des herbes matin et soir, ce qui facilite l'ingestion des métacercaires par les bovins qui libèrent les formes immatures dans l'intestin grêle de l'hôte définitif.

Le cycle est trixène. La période prépatente dure environ deux mois. Les métacercaires vivent environ deux mois chez la fourmi.

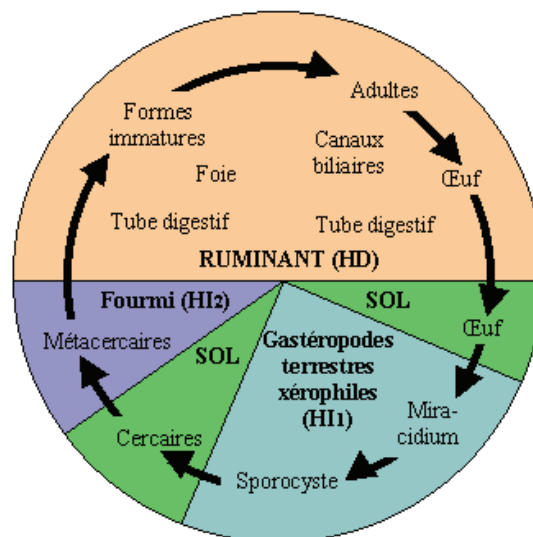


Figure 19 : cycle évolutif de *Dicrocoelium lanceolatum* (site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_dicrocoelium.htm)

- le paramphistome (d'après Maillard et Guillot, 2008 ; Miraton, 2008 ; Dorchies *et al*, 2002)

La prévalence de la paramphistomose est très variable. Elle semble en progression dans certaines régions où parfois plus de 20% d'infestations sont constatées, très probablement suite à la diminution des populations de grande douve. En effet, les fasciolicides les plus couramment employés sont inefficaces contre les paramphistomes.

Le cycle évolutif est très proche de celui de la grande douve. Il fait également intervenir la limnée comme hôte intermédiaire. La période prépatente dure aussi trois mois, de même que la phase exogène.

P. daubneyi parasite essentiellement les bovins, d'autres espèces étant plus spécifiques aux petits ruminants, et entraîne deux formes cliniques.

La forme chronique est la plus fréquente. Elle est due aux parasites adultes localisés dans le rumen, qui semble t-il, sont chymivores et en partie hématophages. Elle n'entraîne pas de signe clinique notable, et comme la fasciolose, survient plutôt en fin d'automne et en hiver.

La forme aiguë est plus rare mais plus pathogène. Les individus les plus sensibles sont les jeunes bovins en première saison de pâture. Elle est due aux larves, qui semble t-il, sont hématophages, enfoncées dans la muqueuse de l'intestin grêle, et possiblement responsables de forte inflammation digestive. Elle fait suite à l'ingestion de métacercaires et se rencontre plutôt à la fin de l'été et en automne.

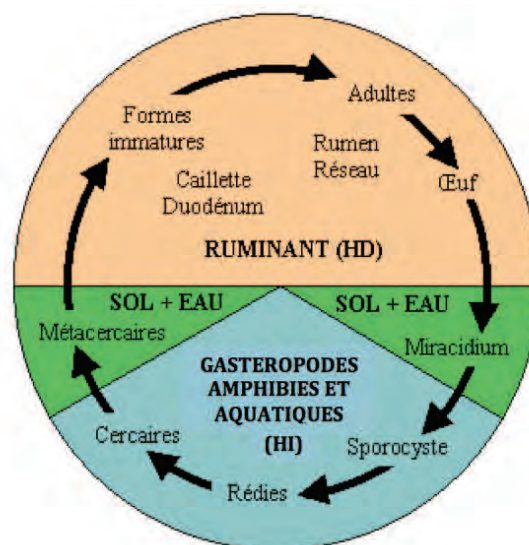


Figure 20 : cycle évolutif de *Paramphistomum daubneyi* (d'après le site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_paramphistomum.htm)

- **Éléments cliniques de suspicion**

Comme pour les nématodoses digestives, les symptômes sont très peu spécifiques. Les trématodoses sont le plus souvent à l'origine d'une clinique très frustrée.

Une fasciolose peut être suspectée lors de troubles métaboliques et digestifs, dont l'origine est une insuffisance hépatique, d'amaigrissement, de baisse de productions, de retards de croissance, et éventuellement lors d'anémie (d'après Millemann *et al*, 2008).

Une dicrocoeliose peut être suspectée lors d'altération de l'état général, d'amaigrissement, lorsque les bouses sont ramollies et que les animaux ont le poil terne et piqué (d'après Millemann *et al*, 2008).

Une paramphistomose larvaire peut être suspectée lors de diarrhée profuse verdâtre à noirâtre (d'après Maillard et Guillot, 2008). Une paramphistomose due à des formes adultes est le plus souvent découverte lors d'autopsie ou à l'abattoir (d'après Dorchies *et al*, 2002).

La confirmation diagnostique est possible par :

- coproscopie, réalisable au cabinet

Deux méthodes sont à la disposition du praticien permettant la recherche et l'étude des œufs : la méthode de Stoll et la méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master.

Pour la fasciolose et la dicrocoeliose, l'étude est qualitative. La sensibilité est moyenne pour ces deux parasitoses du fait de l'excrétion intermittente et en petite quantité des œufs (d'après Ducos de Lahitte, 2009).

Pour la paramphistomose, elles permettent une étude qualitative ou quantitative (d'après Camuset, 2010).

- sérologie, réalisable par un laboratoire spécialisé

Elle permet de rechercher des témoins spécifiques d'une fasciolose. Deux méthodes sont utilisées.

L'examen complémentaire de choix est le dosage des anticorps anti-*F. hepatica* dans le sérum par la technique ELISA, en mélange dans un premier temps, éventuellement individuelle dans un second temps (d'après Camuset 2010).

Le dosage des antigènes de la grande douve est possible dans les fèces par la technique ELISA (d'après Dorchies *et al*, 2012). Elle est assez peu utilisée en pratique (d'après Miraton, 2008).

Il n'existe à ce jour pas d'examen complémentaire permettant de confirmer une suspicion de paramphistomose larvaire (d'après Camuset, 2010).

3.1.3. Infestation par des cestodes

- Éléments de taxonomie-morphologie

On trouve deux types de cestodoses chez les bovins :

- les cestodoses imaginales (cestodoses liées à la présence de formes adultes), dues à (d'après Bussiéras et Chermette, 1995) :
 - *Moniezia benedeni* (le plus fréquent chez les bovins)
 - *Moniezia expansa* (plus fréquent chez les petits ruminants)

Les adultes sont des vers plats, segmentés, blanchâtres, de taille très variable, de quelques millimètres à plusieurs mètres (d'après Bussiéras et Chermette, 1995).

Dans les fèces, il est possible de retrouver des segments ovigères. Ce sont de petits éléments rectangulaires et blanchâtres (d'après Bussiéras et Chermette, 1995).

En coproscopie, les œufs apparaissent anguleux et à coque épaisse (d'après Beugnet *et al*, 2004).

Il est possible de trouver trois autres espèces de cestodes chez les bovins, de la même famille que le genre *Moniezia* et dont les caractéristiques sont très proches de celui-ci.

Elles ne sont pas présentées. La distinction en coproscopie est impossible (d'après Bussiéras et Chermette, 1995).

- les cestodoses larvaires, dues à (d'après Ducos de Lahitte, 2010 ; Bailly, 2009) :
 - *Cysticercus tenuicollis* responsable de « boules d'eau du boucher » ou cysticercose hépato-péritonéale, larve de *Taenia hydatigena*
 - *Cysticercus bovis* responsable de « ladrerie bovine » ou cysticercose musculaire, larve de *Taenia saginata*
 - *Coenurus cerebralis* responsable de coenurose cérébro-spinale, larve de *Taenia coenurus* (rare chez les bovins)
 - *Echinococcus polymorphus* responsable d'hydatidose, larve d'*Echinococcus granulosus granulosus* (assez rare chez les bovins)
 - *Echinococcus multilocularis* responsable d'échinococcose alvéolaire, larve du taenia de même nom (très rare et accidentelle chez les bovins)

Les cestodoses larvaires ne sont en général pas recherchées, en pratique, du vivant de l'animal, leur impact sur la santé des bovins, hôtes intermédiaires occasionnels ou accidentels, étant le plus souvent très limité, et les méthodes de dépistage (sérologies ELISA et IFI, IDR...) peu employées pour ce type de parasitose.

Elles sont découvertes, et quelques unes systématiquement recherchées (cysticercose musculaire), à l'abattoir (ou lors d'autopsies), car certaines sont des zoonoses, ayant des conséquences parfois graves chez l'Homme, qui intervient soit comme hôte définitif soit comme hôte intermédiaire occasionnel ou accidentel.

S'agissant de découvertes nécropsiques, les critères de diagnose basés sur les lésions ne sont pas développés. Le diagnostic du vivant de l'animal est quasi-exclusivement basé sur l'épidémiologie.

- Eléments d'épidémiologie-biologie

- les cestodose imaginales (d'après Ducos de Lahitte, 2010 ; Dorchies, 1999)

Il y a peu de données concernant la prévalence, la morbidité et la mortalité. Les cestodose imaginales sont plus fréquentes six à neuf semaines après la mise à l'herbe des animaux, soit de mai à juillet.

Le pouvoir pathogène de ces parasites, vivant dans l'intestin grêle et chymivores, est en général mineur chez les bovins adultes. Les individus les plus sensibles sont les jeunes animaux mis à l'herbe, chez qui le pouvoir spoliateur peut avoir des répercussions économiques non négligeables.

La contamination au pâturage se fait par l'ingestion d'oribates (petits acariens du sol) hébergeant les larves cysticercoïdes (stade infestant) jouant ainsi le rôle d'hôte intermédiaire.

Le cycle évolutif est dixène. La période prépatente dure quatre à sept semaines. Les parasites adultes vivent en moyenne 12 à 18 mois chez l'hôte définitif.

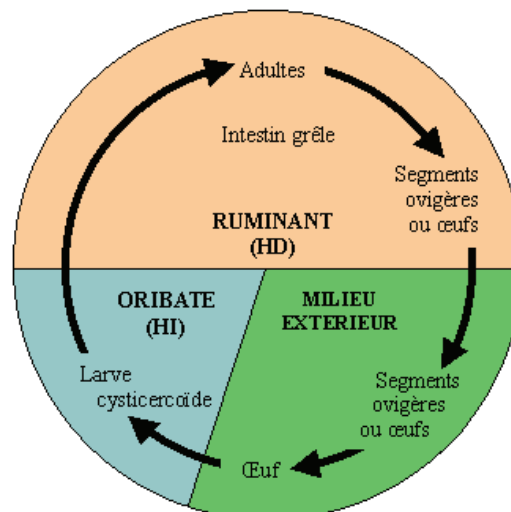


Figure 21 : cycle évolutif du genre *Moniezia* (site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_moniezia_oeuf.htm)

- les cestodose larvaires

Un tableau résumant quelques éléments d'épidémiologie est présenté en Annexes (Annexe 11).

- Éléments cliniques de suspicion (d'après Ducos de Lahitte, 2010)

- cestodoses imaginale

Les signes cliniques sont très peu spécifiques et sont surtout présents chez les jeunes animaux.

Une cestodose imaginaire peut être suspectée lors de syndrome diarrhéique, d'amaigrissement, de retard de croissance et lorsque les animaux ont le poil piqué.

- cestodoses larvaires

En général, les cestodoses larvaires sont asymptomatiques, sauf dans le cas de coenurose, et très rarement en cas de cysticercose massive, mais les signes cliniques restent très peu spécifiques.

Une coenurose peut être suspectée lors de syndrome neurologique avec un « tourner en rond » ou un rejet vers l'arrière de la tête.

Une cysticercose musculaire massive peut éventuellement être suspectée lors de myosite.

Une cysticercose hépato-péritonéale massive peut éventuellement être suspectée lors de signes d'hépatite traumatique.

La confirmation diagnostique est possible par :

- observation directe de segments ovigères dans les fèces
- coproscopie, réalisable au cabinet

Deux méthodes sont à la disposition du praticien permettant la recherche et l'étude des œufs : la méthode de Stoll et la méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master.

Ces deux types d'examen complémentaires permettent de dire s'il y a infestation ou non, mais ne permettent pas une diagnose d'espèce des cestodes en cause.

3.2. LES METHODES DIAGNOSTIQUES DES VERMINOSES REALISABLES AU CABINET

3.2.1. Coproscopie : recherche d'œufs d'helminthes

Deux techniques sont à la portée du praticien et permettent une confirmation diagnostique de nématodose, trématodose ou cestodose imaginaire.

3.2.1.1. Méthode de Stoll

Cette méthode a l'avantage de pouvoir être lue quantitativement ou qualitativement.

- **Matériel requis**

Cette méthode nécessite (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Beugnet *et al*, 2004) :

- deux verres à pied
- une cuillère pour agiter
- une seringue d'1 mL
- une passoire à thé
- deux compresses de gaze
- 70 mL de solution aqueuse de soude à 0,4%
- quatre lames porte-objet
- des lamelles couvre-objet
- une lame de Mac Master
- un microscope optique, si possible à immersion
- (huile à immersion)

- **Technique**

- récolte et conservation des prélèvements

Pour une analyse de bonne qualité, les fèces sont prélevées directement dans un gant de fouille par voie rectale chez les bovins adultes et par défécation stimulée (avec le doigt ou un thermomètre) chez les veaux.

Il est fortement recommandé de prélever dans des lots homogènes d'animaux.

Les excréments peuvent être transvasés dans des pots à prélèvement munis de bouchon hermétique pour faciliter l'identification précise et systématique de chaque échantillon.

L'idéal est de réaliser l'analyse dans l'heure qui suit le prélèvement. Si l'examen doit être différé, la conservation des matières fécales peut se faire au réfrigérateur à 4°C. L'analyse devra être faite dans ce cas au plus tard trois jours après la date de prélèvement (d'après Loudiere, 1996).

Ce mode de conservation a l'avantage de ne pas altérer les formes parasitaires et de permettre une coproculture ultérieurement (d'après Loudiere, 1996).

- préparation des excréments (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Beugnet *et al*, 2004)

L'opération débute par le dépôt de cinq grammes de fèces au fond d'un verre à pied.

On ajoute ensuite progressivement 70 mL de solution de soude à 0,4% tout en triturant le mélange à l'aide d'une cuillère afin de libérer les éléments parasitaires.

La suspension obtenue est filtrée à travers la passoire à thé recouverte de deux compresses de gaze ouvertes au dessus d'un autre verre à pied.

- pour un résultat quantitatif

La deuxième suspension obtenue après filtration est agitée énergiquement. Deux possibilités de lecture s'offrent au praticien.

La première consiste à prélever 0,15 mL de suspension fécale pour les déposer au centre d'une lame porte-objet, que l'on recouvre délicatement d'une lamelle couvre-objet.

La lecture au microscope se fait à faible grossissement (X10), diaphragme fermé. La lame doit être balayée entièrement de gauche à droite, en créneaux, en commençant du haut vers le bas.

Chaque œuf identifié correspond à 100 œufs par gramme. Le résultat peut être affiné par la préparation et la lecture de quatre lames portant la même suspension fécale. Chaque œuf identifié correspond alors à 25 œufs par gramme.

La seconde consiste à remplir les deux chambres de Mac Master. Le volume total de suspension fécale correspond à 1 mL.

Il faut attendre quelques instants (une ou deux minutes) pour permettre la sédimentation des éléments parasitaires.

La lecture au microscope se fait au fort grossissement (X40 ou X100) en effectuant la mise au point sur la lame inférieure de la cellule.

Chaque œuf identifié correspond à 15 œufs par gramme.

- pour un résultat qualitatif

On laisse la deuxième suspension fécale obtenue par filtration reposer pendant trente minutes. On jette la suspension restante et on garde le culot. On prélève 0,15 mL de sédiment que l'on examine entre lame et lamelle au faible grossissement.

Ce type de résultat est suffisant et pertinent pour les trématodes.

La méthode de Stoll a l'avantage de conserver la couleur et la forme, et la soude éclaircit les débris végétaux. L'identification des œufs est donc facilitée.

- Résultats

- strongles digestifs

Les œufs sont ellipsoïdes. Ils mesurent en moyenne 80 à 100 μm (grand diamètre) par 40 à 50 μm (petit diamètre).

Les œufs du genre *Nematodirus* sont environ deux fois plus grands, ce qui peut éventuellement permettre de les distinguer de ceux des autres strongles digestifs (d'après Beugnet *et al*, 2004).

Ils sont non operculés et dépourvus de bouchon polaire. Leur paroi est mince et renferme un amas dense granuleux (morula), en général situé au centre et remplissant les deux tiers de l'œuf (d'après Beugnet *et al*, 2004).

La diagnose d'espèce à partir des œufs est très difficile (d'après Dorchies *et al*, 2012). La présence de ces éléments parasitaires permet simplement de conclure qu'il y a infestation.



Photo 25 : observation microscopique d'un œuf de strongle digestif au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

- strongyloïdes

Les œufs sont ellipsoïdes et mesurent en moyenne 40 à 60 μm (grand diamètre) par 20 à 25 μm (petit diamètre) (d'après Bourdoiseau, 1993).

Ils sont non operculés et dépourvus de bouchon polaire. La paroi est mince et renferme une larve, parfois difficilement reconnaissable, qui remplit la quasi-totalité de l'œuf (d'après Beugnet *et al*, 2004).



Photo 26 : observation microscopique d'œuf de strongyloïde au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

- *Toxocara vitulorum* (d'après Beugnet *et al*, 2004)

Les œufs sont sphériques et mesurent en moyenne 80 μm de diamètre. Ils sont non operculés et dépourvus de bouchon polaire.

La coque est très épaisse et le contenu de l'œuf est très dense.

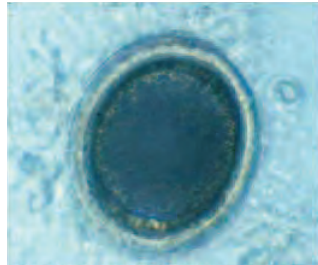


Photo 27 : observation microscopique d'un œuf de *T. vitulorum* au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

- trichures (d'après Beugnet *et al*, 2004)

Les œufs sont ovoïdes et mesurent en moyenne 70 à 80 μm (grand diamètre) par 30 à 40 μm (petit diamètre).

Ils présentent deux bouchons polaires saillants, caractéristiques. La paroi est mince et le contenu de l'œuf dense.



Photo 28 : observation microscopique d'un œuf de trichure au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

- grande douve (d'après Beugnet *et al*, 2004)



Photo 29 : observation microscopique d'un œuf de grande douve au fort grossissement (d'après Jacquiet, 2005)

Les œufs sont ellipsoïdes, de grande taille et apparaissent de couleur jaunâtre. Ils mesurent en moyenne 140 à 150 μm (grand diamètre) par 80 μm (petit diamètre).

Ils sont operculés et dépourvus de bouchon polaire. La paroi est très fine. Le contenu de l'œuf est très dense et homogène.

- petite douve (d'après Beugnet *et al*, 2004)

Les œufs sont globalement ellipsoïdes, de petite taille et apparaissent de couleur marron. Il est possible de les confondre avec des grains de pollen.

Ils mesurent en moyenne 35 à 45 μm (grand diamètre) par 20 à 30 μm (petit diamètre).

Ils sont operculés et dépourvus de bouchon polaire. La paroi est très fine. Le contenu de l'œuf est très dense et homogène.

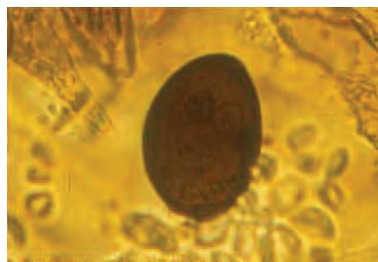


Photo 30 : observation microscopique d'un œuf de petite douve au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

- paramphistomes (d'après Miraton, 2008 ; Beugnet *et al*, 2004)

Les œufs sont ellipsoïdes, de grande taille, et apparaissent incolores à verdâtres. Les pôles sont asymétriques. Ils peuvent être confondus avec des œufs de grande douve.

Ils mesurent en moyenne 150 à 160 μm (grand diamètre) par 70 à 80 μm (petit diamètre).

Ils sont operculés et dépourvus de bouchon polaire. La paroi est très fine et le contenu de l'œuf est très dense et homogène.

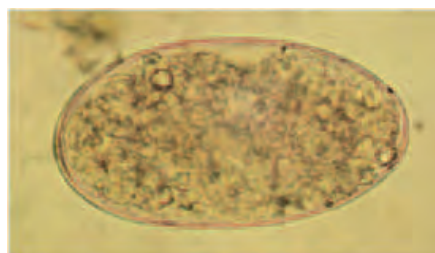


Photo 31 : observation microscopique d'un œuf de paramphistome au fort grossissement (d'après Jacquiet, 2005)

- cestodes (d'après Beugnet *et al*, 2004)

Les œufs sont anguleux et mesurent environ 90 par 50 µm. La coque est épaisse et renferme un embryon qui n'occupe pas la totalité de l'œuf.

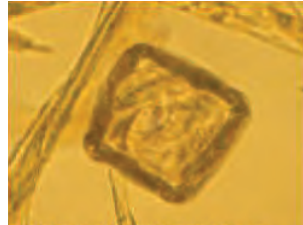


Photo 32 : observation microscopique d'un œuf de cestode au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

Afin de systématiser, de faciliter le dénombrement des œufs et de présenter les résultats de manière synthétique, il est judicieux de mettre en place des fiches d'analyses coproscopiques standardisées. En voici un exemple :

Adresse du cabinet vétérinaire

ANALYSES COPROSCOPIQUES DE BOVINS

Date : Commémoratifs :

 Propriétaire :

 Adresse :
 Type de production :
 Traitements précédents :

 Age des animaux prélevés :

Animal	N°	N°	N°	N°	N°	N°
strongles digestifs	<i>Nematodirus</i>					
	Autres					
Strongyloides						
Ascaris						
Trichures						
Grande douve						
Petite douve						
Paramphistomes						
Cestodes						
Coccidies						

Conclusion :

Vétérinaire lecteur : signature :

Traitement proposé :

Vétérinaire prescripteur : signature :

Figure 22 : exemple de fiche d'analyses coproscopiques de bovins (d'après Autef, 2010)

Ces fiches incluent le dénombrement d’ocystes de coccidies. Elles sont surtout utiles dans le cadre d’analyses quantitatives mais peuvent tout de même être employées pour des analyses qualitatives.

Pour les helminthes, les résultats s’expriment en œufs par gramme et pour les coccidies, en ocystes par gramme.

- Interprétation des résultats

La méthode de Stoll permet une lecture facile des lames mais sa sensibilité est relativement faible. L’examen de plusieurs échantillons de la même suspension fécale l’améliore (d’après Dorchies *et al*, 2012).

Les coproscopies en mélange de trois ou cinq animaux sont possibles et sont plutôt recommandées dans le cadre de strongyloses digestives.

Pour les strongles digestifs, le dénombrement des œufs donne une idée du niveau d’infestation parasitaire mais ne donne pas d’information sur la population de vers adultes (d’après Camuset, 2010). Il est particulièrement utile pour décider des mesures de lutte à mettre en place.

Lors d’hypobiose, le parasitisme est présent mais non détectable à la coproscopie. Les analyses doivent donc être réalisées plutôt de mars à septembre-octobre (d’après Camuset, 2010).

	niveau d’infestation présumé à partir des résultats de coproscopies quantitatives (en œufs par gramme)			
	faible	moyen	élevé	très élevé
<i>Nematodirus</i>	moins de 25	25-50	50-200	plus de 200
<i>Ostertagia</i>	moins de 15	15-50	50-500	plus de 500
autres strongles digestifs	moins de 50	50-500	500-2500	plus de 2500

Tableau 5 : corrélations entre le nombre d’œufs de strongles digestifs dénombrés et l’intensité de l’infestation chez les bovins (d’après Raynaud, 1974)

Outre la différence de pathogénicité, le genre *Ostertagia* a été différencié des autres strongles digestifs pour montrer la différence de danger potentiel découlant du dénombrement des œufs, mais il est quasiment impossible au cabinet de faire une distinction morphologique entre ces éléments parasitaires.

Seuls les œufs du genre *Nematodirus* peuvent être différenciés des œufs des autres strongles digestifs de par leur très grande taille.

Pour la grande douve ou la petite douve, une étude qualitative est généralement suffisante. La présence d’un seul œuf de *F. hepatica* signifie fasciolose (d’après Dorchies *et al*, 2012) et mérite l’attention.

L'excrétion intermittente de ces deux espèces confère une mauvaise sensibilité des méthodes de coproscopie vis-à-vis de l'observation des œufs. Pour la grande douve, la sensibilité est d'environ 69% si une seule est réalisée sur le prélèvement, et environ 90% si trois analyses sont effectuées sur le même échantillon d'excrément (d'après Rapsch *et al*, 2006).

Il est recommandé de réaliser des coproscopies individuelles en prenant des échantillons représentatifs, c'est-à-dire entre 5 et 10% du troupeau (d'après Levasseur et Alzieu, 2002).

Concernant les paramphistomes, une relation est possible entre l'excrétion et l'infestation. Le nombre d'œufs émis correspond plus ou moins à la population adulte (d'après Rieu *et al*, 2004), sachant que la maladie parasitaire est avant tout due aux larves, indétectables en coproscopie.

Pour les cestodes, la présence d'un seul œuf ou segment ovigère mérite l'attention (d'après Anonyme 1).

Enfin, les résultats peuvent être biaisés par la présence d'artefacts tels que des grains de pollen, des spores et des œufs d'acariens présents dans les fourrages, pouvant être confondus avec des œufs d'helminthes (d'après Autef, 2010).

Des poils végétaux, des fragments de ficelle, et des larves de nématodes libres peuvent être confondus avec des larves de dictyocauls, parfois observables par les méthodes de Stoll et d'enrichissement par flottation de Mac Master (d'après Autef, 2010).

3.2.1.2. Méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master

Elle permet une lecture quantitative.

- Matériel requis (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Cette méthode nécessite :

- deux verres à pied
- une cuillère pour agiter
- une seringue de 1 mL
- une passoire à thé
- deux compresses de gaze
- 70 mL de solution aqueuse de sulfate de zinc à 40% (densité = 1,43)

Cette solution sert de liquide de flottation. Sa densité permet l'étude des œufs de trématodes.

D'autres solutions peuvent être préparées comme de l'eau salée. Pour obtenir une densité supérieure à 1,4, il faut dissoudre au moins 305 grammes de sel dans 1 L d'eau.

Le iodo-mercurate est aujourd'hui utilisé par un nombre restreint de laboratoires.

- une lame de Mac Master
 - un tube à essais
 - une centrifugeuse
 - un microscope optique, si possible à immersion
 - (huile à immersion)
- Technique (d'après *Dorchies et al, 2012*)

La récolte et la conservation des prélèvements se font de la même manière que pour la méthode de Stoll.

L'opération débute en pesant cinq grammes de fèces que l'on dépose au fond d'un verre à pied.

Ensuite, 70 mL de solution de sulfate de zinc à 40% sont ajoutés progressivement tout en triturant le mélange à l'aide d'une cuillère afin de libérer les éléments parasitaires.

La suspension obtenue est filtrée à travers la passoire à thé recouverte de deux compresses de gaze ouvertes au-dessus d'un autre verre à pied, et homogénéisée.

On remplit les deux chambres d'une lame de Mac Master, et on laisse reposer une à deux minutes.

La lecture au microscope se fait au fort grossissement (X40 ou X100) sur toute la surface de la lame.

Si la lecture se limite à un seul réseau de la lame, chaque œuf identifié correspond à 100 œufs par gramme (ce qui correspond à 0,15 mL de suspension fécale).

Si la lecture est faite sur les deux réseaux de la lame, chaque œuf identifié correspond à 50 œufs par gramme.

Enfin, si la lecture est faite sur toute la surface de la lame, chaque œuf identifié correspond à 15 œufs par gramme.

Deux variantes simples sont possibles et permettent d'affiner les résultats de la flottation totale.

La première consiste à remplir à ras bord un tube à essais avec le reste de la suspension fécale. Le ménisque est recouvert d'une lamelle qui est retirée 15 minutes plus tard et posée sur une lame en vue d'une lecture au microscope au faible grossissement.

La seconde a pour point de départ la première variante ci-dessus. Le liquide résiduel contenu dans le tube à essais est soumis à une centrifugation rapide jusque 1000 tours par minute pendant cinq minutes.

Le surnageant est éliminé et le tube rempli à ras bord avec la solution de sulfate de zinc. Le ménisque est recouvert d'une lamelle qui est retirée 15 minutes plus tard et posée sur une lame en vue d'une lecture au microscope au faible grossissement.

Ces deux variantes peuvent être utiles si la lame de Mac Master se révèle négative et leur sensibilité est meilleure, puisque, quel que soit le nombre d'œufs comptés sur la lame, la valeur arbitraire de 7 œufs par gramme est attribuée (chaque œuf dénombré correspond à 7 œufs par gramme).

- Résultats

Les résultats sont dans l'ensemble identiques à ceux de la méthode de Stoll, présentés en 3.2.1.1, à la différence que le champ d'observation n'est pas éclairci, donc les artéfacts du type débris végétaux peuvent être plus nombreux.

- Interprétation des résultats

La méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master est idéale pour les examens en série lorsque l'on connaît bien les caractéristiques des œufs (d'après *Dorchies et al, 2012*).

Ce qui a été décrit pour la méthode de Stoll en 3.2.1.1. concernant l'interprétation des résultats est également valable pour cet examen complémentaire.

3.2.2. Coproscopie : recherche de larves infestantes d'helminthes

Deux méthodes de sédimentation sont à la disposition du praticien pour la recherche qualitative des larves de dictyocaulus.

Plus rarement au cabinet, des larves d'autres nématodes peuvent être étudiées après coproculture par ces deux méthodes (d'après *Dorchies et al, 2012*).

Le principe de base est le même pour les deux techniques. Les fèces sont enfermées dans deux compresses de gaze formant une aumônière suspendue au-dessus d'une petite quantité d'eau. Les larves mobiles vont s'éloigner, par leurs mouvements propres, des parties supérieures de l'échantillon pour gagner l'eau où elles vont couler au fond du récipient dans lequel on pourra les collecter (d'après *Dorchies et al, 2012*).

L'examen du liquide se trouvant au fond du récipient permettra d'observer les larves.

3.2.2.1. Méthode de Baermann

- Matériel requis (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Camuset et Doré, 2007)

Cette méthode nécessite :

- un entonnoir de 15 cm de diamètre
- une potence
- deux compresses de gaze
- une passoire à thé
- une tige en bois ou métal de 20-25 cm de longueur
- un tuyau en caoutchouc
- un clamp
- un tube à essai
- une pipette en plastique jetable
- une centrifugeuse
- des lames porte-objet
- des lamelles couvre-objet
- un microscope

L'appareil de Baermann est composé de l'entonnoir fixé à la potence et prolongé par le tuyau en caoutchouc pincé à l'autre extrémité par le clamp.

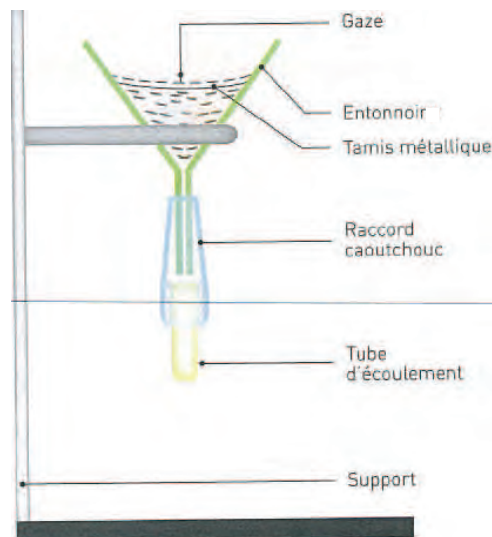


Figure 23 : schéma de l'appareil de Baermann (d'après Camuset et Doré, 2007)

- Récolte et conservation des prélèvements

Pour une analyse de bonne qualité, les fèces sont prélevées directement dans un gant de fouille par voie rectale chez les bovins adultes et par défécation stimulée (avec le doigt ou un thermomètre) chez les veaux. Pour ce type d'analyse, les excréments doivent être les plus frais possibles, et il est fortement recommandé de prélever dans des lots homogènes d'animaux.

Les matières fécales peuvent être tranvasées dans des pots à prélèvement munis de bouchon hermétique pour faciliter l'identification précise et systématique de chaque échantillon.

Si les analyses ne peuvent pas être réalisées dans l'heure suivant la récolte des fèces, il est recommandé de conserver les prélèvements au réfrigérateur à 4°C durant 24 heures maximum, les larves de dictyocaulés étant très peu résistantes.

- Technique (d'après Dorchie *et al*, 2012 ; Camuset et Doré, 2007)

Une petite quantité de fèces (environ 20 grammes) est posée dans une compresse de gaze dépliée reposant dans la passoire à thé, elle-même placée dans l'entonnoir.

Une variante consiste à déposer les excréments dans deux compresses de gaze repliées en aumônière, suspendue par la tige posée directement sur l'entonnoir.

Celui-ci est ensuite rempli d'eau tiède jusqu'à affleurement de la partie inférieure du prélèvement. Le tout doit reposer 6 à 24 heures à température ambiante.

Le clamp est ouvert après la phase de sédimentation et 10 à 15 mL contenus dans le tuyau en plastique sont recueillis dans un tube à essais (ou tube sec).

Quelques gouttes de la suspension fécale sont prélevées à l'aide d'une pipette et déposées sur une lame et recouverte d'une lamelle.

L'observation au microscope se fait au faible grossissement (X10), diaphragme fermé.

Une centrifugation de la suspension fécale recueillie après sédimentation à 1500 tours par minute pendant dix minutes est possible, et peut éventuellement améliorer la sensibilité de l'analyse. Le culot est récupéré à l'aide d'une pipette et examiné entre lame et lamelle au microscope au faible grossissement (X10).

- Résultats et interprétation

Les larves mesurent en moyenne 400 µm de longueur et l'on peut observer de nombreuses granulations à l'intérieur (d'après Beugnet *et al*, 2004).

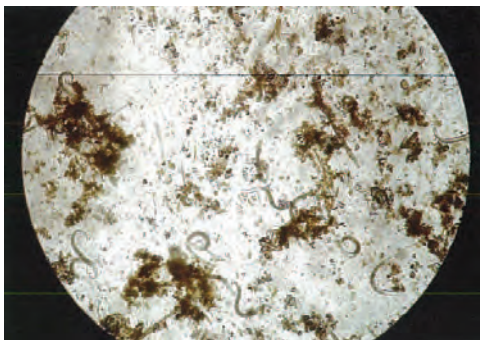


Photo 33 : champ d'observation microscopique au faible grossissement contenant quelques larves de dictyocaulé (d'après Camuset et Doré, 2007)

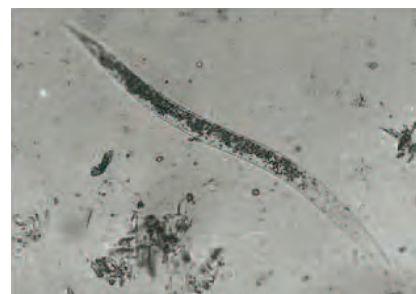


Photo 34 : observation microscope d'une larve de dictyocaulé au fort grossissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

Les critères de reconnaissance sont limités mais les larves de dictyocauls sont les seules larves d'helminthes parasitant des bovins présentes à l'état frais dans les fèces.

Il est possible d'en observer par les méthodes de Stoll ou d'enrichissement par flottation de Mac Master, mais les méthodes de Baermann et Mc Kenna restent les examens complémentaires de choix pour ce type de parasite.

Ils assurent une étude qualitative des larves. L'étude quantitative est possible si l'on pèse avec précision les fèces en début d'analyse (d'après Dorchies *et al*, 2012) mais n'apporte pas d'information utile supplémentaire pour le diagnostic. La présence de larves, quel que soit leur nombre, traduit l'existence de vers adultes dans les bronches des bovins, donc justifie à elle seule la mise en place d'un traitement.

Il faut également tenir compte de la période prépatente de 21 jours avant de réaliser ce type d'analyse. La coproscopie larvaire ne devient positive que trois semaines après les premiers épisodes de toux (d'après Camuset et Mage, 1997).

Enfin, les larves peuvent être confondues avec des débris végétaux, des fragments de ficelle ou des larves de nématodes libres (d'après Autef, 2010).

3.2.2.2. Méthode de Mc Kenna

Cette méthode est une variante de la méthode précédente et nécessite moins de matériel. Elle est donc plus facile à mettre en place au cabinet.

Elle utilise un verre à pied à la place de l'appareil de Baermann. La récolte des prélèvements se fait de la même manière.

Les excréments (environ 20 grammes) sont placés dans une aumônière suspendue par une tige posée sur le verre à pied rempli d'eau tiède jusqu'à affleurement de la partie inférieure de l'aumônière (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Le sédiment est prélevé au fond du verre 6 à 24 heures plus tard, à l'aide d'une pipette et examiné au microscope entre lame et lamelle au faible grossissement (X10) (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Camuset et Doré, 2007).



Photo 35 : dispositif de Mc Kenna (d'après Camuset et Doré, 2007)

La coproscopie est un outil incontournable en parasitologie. Les méthodes sont simples d'application et, généralement, facilement interprétables.

Cependant, les limites de cet examen ne doivent pas être ignorées. Certaines sont liées aux parasites qui pondent plus ou moins ou qui excrètent plus ou moins de larves ou d'oocystes, en fonction de l'âge des bovins, et de l'ancienneté de l'infestation permettant le développement d'une immunité (d'après *Dorchies et al, 2012*).

D'autres sont liées à la qualité des prélèvements, au moment où ils sont réalisés, et à leur conservation. Si l'on ne tient pas compte de la période prépatente, les coproscopies risquent fortement de s'avérer négatives. La résistance dans le milieu extérieur de certaines formes excrétées est très faible, comme c'est le cas par exemple pour les larves de dictyocauls (d'après *Dorchies et al, 2012*).

Enfin, les limites sont peut-être en grande partie liées à l'expérience des praticiens. Le passage de la clinique des bovins au microscope nécessite une certaine accoutumance et beaucoup d'attention pour distinguer les éléments parasitaires des artéfacts (d'après *Dorchies et al, 2012*). Pour être rigoureux et pour que ces analyses soient pertinentes, il faudrait que ce soit toujours la même personne qui prépare les lames, c'est-à-dire qui s'occupe du protocole, et toujours la même personne qui lise les lames.

3.2.3. Recherche et observation d'œufs embryonnés, de larves ou d'adultes lors de suspicion de parafilariose

- Observation directe de filaires adultes

Cette méthode consiste en l'incision d'un nodule cutané entraînant des traînées sanguinolentes avec une lame de bistouri, puis en l'observation des filaires dans le tissu sous-cutané.

Cette technique est assez invasive et n'offre pas de bons résultats, compte tenu de la localisation assez profonde des parasites.



Photo 36 : observation macroscopique d'un filaire adulte (d'après *Galuppi et al, 2012*)

- Récolte et observation microscopique d'œufs embryonnés ou de larves L1 de filaires (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Gamard, 2001)
 - matériel requis

Cette méthode nécessite :

- un tube à essai (ou tube sec)
- du sérum physiologique
- une pipette jetable
- des lames porte-objet
- des lamelles couvre-objet
- une centrifugeuse
- un microscope

- choix des lésions

Les lésions doivent être récentes et actives, produisant un exsudat séro-hémorragique n'ayant pas eu le temps de sécher.

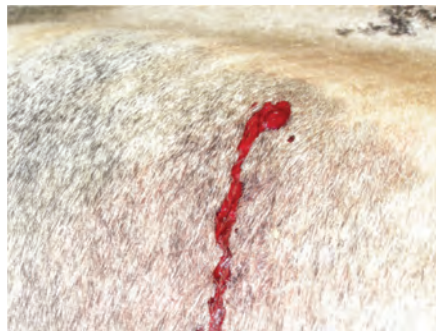


Photo 37 : lésion récente de parafilariose (d'après Losson B., Faculté de Médecine Vétérinaire Université de Liège)

- technique

La technique consiste à placer l'ouverture du tube à essais, contenant 2 mL de sérum physiologique, contre la peau, au niveau d'une traînée sanguinolente du bas vers le haut, afin de récolter le maximum de liquide.

On ferme le tube de manière hermétique, et on le renverse deux ou trois fois pour mettre les œufs éventuellement présents en suspension.

Une centrifugation modérée du tube à 1000 tours par minute pendant 30 secondes est possible. Le surnageant est éliminé. Le culot est prélevé à l'aide d'une pipette en plastique et placé entre lame et lamelle, puis examiné au microscope au faible grossissement (X10).

- résultats

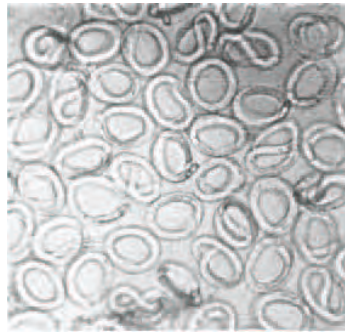


Photo 38 : observation microscopique d'œufs embryonnés de *P. bovicola* (d'après Lundquist, 1983)

Les œufs embryonnés apparaissent souvent en forme d'anneau. Ils mesurent 25 à 30 μm de large et 40 à 45 μm de long. Leur paroi est mince et renferme une larve.

Les microfilaires sont filiformes, mesurent 200 à 250 μm de long et s'amincissent vers l'extrémité postérieure.

Le mouvement des larves, y compris à l'intérieur des œufs est facilement observable.

3.2.4. Réalisation de raclage cutané lors de suspicion de strongyloïdose larvaire ou de stéphanofilariose

Le matériel et la technique ont été décrits en 2.2.3.

- larves de strongyloïdes

Un raclage profond peut permettre l'observation microscopique des larves L3 strongyloïdes. Elles mesurent environ 300 à 400 μm de longueur. L'extrémité postérieure est trifurquée. Les ailes latérales sont dédoublées et peu saillantes (d'après Chermette *et al*, 2003).

Une coproscopie en vue de la recherche des œufs, relativement faciles à reconnaître, donne de meilleurs résultats pour ce parasite.

- œufs embryonnés et larves L1 de filaires

La morphologie des œufs embryonnés et des microfilaires est globalement la même que pour *P. bovicola*. Seule la taille des larves L1 change. Elles sont plus petites et mesurent 40 à 140 μm de longueur (d'après Mercky, 2002).

L'utilisation du raclage cutané est rare pour ces deux parasites, compte tenu de la possibilité de diagnostiquer une strongyloïdose par coproscopie, et de la très faible prévalence de la stéphanofilariose en France.

3.3. LES METHODES DIAGNOSTIQUES DES VERMINOSES REALISABLES PAR UN LABORATOIRE SPECIALISE

3.3.1. Coproculture (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Gevrey, 1971)

Cette méthode permet une diagnose d'espèce des strongles digestifs et des coccidies, pratiquement impossible à faire lors d'examen de coproscopie de routine, par culture de stades infestants. La pathogénicité étant variable selon les espèces, cette identification précise donne une idée du pronostic et des mesures de lutte à mettre en œuvre.

La technique de culture est assez simple à réaliser mais la reconnaissance des larves des différentes espèces de nématodes ainsi que des différents oocystes coccidiens relève du domaine du spécialiste, ou de personnes ayant l'habitude d'effectuer ce type de diagnose et connaissant parfaitement les critères précis à observer, à mesurer et à comparer.

La méthode requiert les éléments suivants :

- une ou deux boîtes de pétri
- du papier-filtre
- une pipette en plastique
- le matériel nécessaire à la réalisation de coproscopie (présenté en 3.2.1. et 3.2.2.)
- du Lugol
- des lames porte-objet
- des lamelles couvre-objet
- un microscope

La récolte et la conservation des excréments s'effectuent de la même manière que pour les différentes méthodes de coproscopie présentées en 3.2.1. et 3.2.2.

Le fond d'une boîte de pétri est tapissé d'une ou deux couches de papier-filtre imbibé d'eau. Une quantité suffisante de matières fécales est déposée au centre de la boîte en vue de réaliser une petite montagne à sommet conique dépassant d'un demi-centimètre environ de la boîte. Le couvercle est posé sur le sommet qui s'évase sous la pression. La boîte est maintenue à température ambiante (15-25°C), à l'abri de la lumière directe.

Chaque jour, le couvercle est soulevé délicatement afin d'aérer quelques minutes et de vérifier l'humidité, en prenant soin de ne pas perdre le liquide de condensation accumulé sur la face inférieure du couvercle.

Après huit à dix jours, le couvercle est enlevé et l'eau de condensation, contenant normalement les larves ayant quitté les matières fécales à la recherche d'un milieu oxygéné, est récupérée.

Une goutte de la suspension contenant les larves est ponctionnée, éventuellement concentrée par sédimentation, et placée sur une lame.

Une goutte de Lugol est ajoutée pour colorer et immobiliser les larves. Le tout est recouvert d'une lamelle et observé au microscope, dans un premier temps, au faible grossissement, puis éventuellement au fort grossissement.

L'identification des larves L3 se base essentiellement sur la présence d'une gaine les entourant.

Une variante consiste à placer les matières fécales au fond d'un bocal en aérant et en humidifiant un peu chaque jour. Après huit à dix jours, le contenu est récupéré et soumis à la méthode de Baermann ou de Mc Kenna.

Une coproscopie préliminaire (recherche d'œufs ou de larves de dictyocaul) peut être réalisée afin d'apprécier l'importance des populations présentes.

La préparation des lames peut donc être effectuée au cabinet et les échantillons envoyés dans un second temps à un laboratoire spécialisé pour lecture.

Cela n'a pas grand intérêt et peut être source de perte de temps. Il vaut donc mieux se contenter uniquement de la récolte des matières fécales, et envoyer les prélèvements sous couvert de froid à un laboratoire spécialisé.

3.3.2. Sérologie

Les différents examens sérologiques sont principalement utilisés pour le diagnostic d'ostertagiose et de fasciolose.

3.3.2.1. Dosage du pepsinogène sérique

Cette méthode est particulièrement recommandée pour le dépistage d'ostertagiose en fin de saison de pâturage (d'après Camuset, 2010).

Le matériel de prélèvements se limite à un système Vacutainer®, des aiguilles stériles et des tubes secs. Ils sont effectués à la veine jugulaire ou à la veine sous-caudale.

Les valeurs physiologiques du pepsinogène sérique sont très variables selon les espèces. Chez les bovins, elles sont généralement comprises entre 300 et 600 mU (d'après Kerboeuf *et al*, 2002).

La présence de strongles dans la caillette entraîne une réaction inflammatoire augmentant la quantité de pepsinogène dans le sang et signant une altération de la muqueuse abomasale (d'après Kerboeuf *et al*, 2002).

Ceci est dû aux migrations des parasites dans la muqueuse, avec un effet modéré lorsque les larves rentrent (entrée en hypobiose), et un effet beaucoup plus marqué lorsque les larves sortent (levée d'hypobiose) (d'après Kerboeuf *et al*, 2002).

Dans le cas d'*Ostertagia*, les valeurs généralement constatées sont de l'ordre de 2000-2500 mU lors de type I (ostertagiose de première année de pâturage), et de l'ordre de 3000-4000 mU lors de type II (ostertagiose de fin d'hivernage). Les valeurs signalées ne semblent pas dépasser 6000 à 7000 mU (d'après Kerboeuf *et al*, 2002).

Au cours de l'hiver, lorsque les larves sont inhibées dans la muqueuse, il y a peu de migration et les concentrations en pepsinogène dépassent rarement 1500 mU, même si les parasites sont nombreux (d'après Kerboeuf *et al*, 2002).

L'interprétation des résultats doit être prudente. En effet, en cours de saison de pâture, sur des animaux en première année de pâturage, le taux de pepsinogène sérique est en corrélation avec la charge parasitaire abomasale (d'après Camuset, 2010). Dans le cas d'*Ostertagia*, une prévision du nombre moyen de parasites est possible en fonction du résultat mesuré sur cinq animaux d'un même lot. Pour 1000 mU, on estime la population parasitaire à une moyenne de 6100 parasites (3300-11500), pour 1750 mU, on trouve une moyenne de 10700 parasites (5900-19600) (d'après Kerboeuf, 2003 ; Kerboeuf *et al*, 1997 et 1979). Ces valeurs diffèrent selon les techniques utilisées et les laboratoires.

En France, la plus couramment employée est celle requérant l'hémoglobine comme substrat (d'après Camuset, 2010).

A la fin de la première saison de pâture, le taux de pepsinogène diminue et indique seulement qu'une infestation a eu lieu et qu'une immunité a commencé à se mettre en place (d'après Miraton, 2008).

A la fin du premier hivernage, la levée d'hypobiose des larves L4 provoque une réaction inflammatoire engendrée par la réalisation de nouveaux cycles parasitaires complets, comme lors d'une infestation débutante, entraînant une forte augmentation du taux de pepsinogène sérique, qui ne peut être dans ce cas corrélé à la charge parasitaire.

Chez les bovins adultes ayant développé une bonne immunité, l'augmentation du taux de pepsinogène sérique se produit rapidement après l'infestation (environ cinq jours). Celui-ci ne peut donc être, là non plus, corrélé à la charge parasitaire (d'après Miraton, 2008).

Quoi qu'il en soit, en cours de saison de pâture et notamment à la fin, le dosage du pepsinogène sérique est un outil indispensable de dépistage de strongylose digestive et particulièrement d'ostertagiose sur les animaux en première, voire en deuxième année de pâturage (bovins allaitants élevés sous la mère). Il permet la mise en place avec quasi-certitude d'un traitement efficace de rentrée à l'étable (d'après Camuset, 2010).

3.3.2.2. Détection du niveau d'anticorps

Deux examens complémentaires sont utilisés couramment pour le dépistage de l'ostertagiose et de la fasciolose.

- Dosage des anticorps anti-*Fasciola*

Il existe de nombreuses techniques (ELISA, HAP), avec de nombreux kits. La méthode la plus couramment employée est le test ELISA Pourquier sur sérums de mélange ou individuels. De même, les anticorps dans le lait de mélange sont détectés par la technique ELISA (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Miraton, 2008).

Le matériel de prélèvement se limite à un système Vacutainer®, des aiguilles stériles et des tubes secs, ou des pots à prélèvements propres.

Les ponctions sanguines sont réalisées soit à la veine jugulaire, soit à la veine sous-caudale. Le lait est prélevé au tank.

L'intérêt de ces techniques repose sur leur très bonne spécificité de 99% et sur leur grande sensibilité variant de 90 à 95%, supérieure à celle de la coproscopie, et qui en font l'examen complémentaire de choix pour le diagnostic de la fasciolose (d'après Miraton, 2008).

Les anticorps anti-*Fasciola* apparaissent deux à six semaines dans l'organisme parasité, donc un dépistage précoce est possible. Cependant, ils persistent deux à six mois après un traitement fasciocide, donc des faux positifs sont possibles (d'après Miraton, 2008).

En production laitière, le dépistage dans le lait de tank est commode et peu coûteux. Cependant, l'effet de dilution important des anticorps amplifié par le bas niveau de parasitisme des vaches laitières, confère à cet examen une sensibilité plus faible que le dépistage dans le sérum. Un résultat positif signe la présence de grandes douves, et nécessite une évaluation plus précise, mais un résultat négatif est non interprétable en l'absence d'investigations plus poussées (d'après Dorchies *et al*, 2012).

De même, les analyses sur sérums de mélange en élevage allaitant possèdent une sensibilité inférieure aux analyses sur sérums individuels, de par l'effet de dilution des anticorps (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Les analyses sur lait de tank ou sérums de mélange sont utiles pour la mise en évidence de la circulation du parasite dans un élevage (d'après Miraton, 2008).

Les analyses sur sérums individuels permettent, eux, de préciser la prévalence de l'infestation dans le cheptel, à condition de réaliser suffisamment de prélèvements (d'après Camuset, 2010).

Selon le taux de prévalence potentiel, qui est fréquemment de 10 ou 20%, il est conseillé de suivre une table d'échantillonnage. En pratique, le plus courant est de prélever 5 ou 10 animaux par lot (vaches et/ou génisses) (d'après Dorchies *et al*, 2012), en hiver, au moment de la prophylaxie sanitaire annuelle.

taille du troupeau ou du lot	prévalence de l'infestation cherchant à être détectée					
	5 %	10 %	20 %	50 %	70 %	90 %
10	10	10	7	4	2	2
20	19	15	10	4	3	2
30	26	18	11	4	3	2
40	31	20	11	4	3	2
50	34	22	12	4	3	2
100	44	25	13	4	3	2
200	51	27	13	4	3	2

Tableau 6 : nombre de prélèvements sanguins individuels à réaliser pour déterminer une prévalence d'infestation par *F. hepatica* au risque 5% (d'après Chauvin)

Dans le cas du dépistage d'une infestation par la grande douve, la sérologie est une méthode fiable à un coût abordable.

- Dosage des anticorps anti-*Ostertagia* dans le lait de mélange (d'après Camuset, 2010)

Cet outil d'analyse est encore à ce jour sujet à controverse. Le matériel nécessaire à la collecte des échantillons se limite à des pots à prélèvements propres.

Cette méthode utilise la technique ELISA sur le lait de tank. Le niveau d'anticorps se traduit par une densité optique. Plus elle est élevée, plus la réaction immunitaire des animaux serait importante vis-à-vis du parasite. Or, cette réaction est le plus souvent de type allergique, entraînant des désordres digestifs et une diminution de l'appétit à l'origine de baisses de production laitière.

Ainsi, une valeur de densité optique élevée signifierait une réaction intense des animaux vis-à-vis des parasites liée à une inflammation au niveau de la caillette provoquée par des réinfestations régulières, mais pas nécessairement importantes d'un point de vue quantitatif.

A l'inverse, une densité optique faible signifierait un retentissement faible du parasitisme sur l'organisme, et *a priori*, un bon équilibre entre le troupeau et ces parasites.

Ces résultats sont à prendre avec beaucoup de précaution avant de mettre en place une éventuelle stratégie de lutte.

3.3.2.3. Détection d'antigènes dans les fèces

La recherche d'antigènes de la grande douve dans les fèces, par la technique de copro-ELISA, est possible. Ils sont détectables huit semaines après contact infestant (d'après Dorchies *et al*, 2012).

La concentration en antigène de *F. hepatica* est corrélée à la charge parasitaire. Par conséquent, seules les infestations de forte intensité sont détectables chez les bovins. Il s'agit donc d'une analyse spécifique mais peu sensible, peu utilisée pour le dépistage de la grande douve (d'après Miraton, 2008).

3.4. LES PROTOZOSES DIGESTIVES : PRESENTATION

3.4.1. Coccidioses « sens strict » (genre *Eimeria*)

- Eléments de taxonomie-morphologie

Il existe de nombreuses espèces. Chez les bovins, on trouve trois espèces principalement pathogènes, plusieurs autres espèces n'ont qu'un effet mineur :

- *Eimeria bovis*
- *Eimeria zuernii*
- *Eimeria alabamensis* (espèce émergente)(d'après Svensson et Uggla, 2000)

Les oocystes sporulés correspondent au stade infestant. Ce sont de petits éléments ovoïdes mesurant 15 à 20 µm, contenant quatre sporocystes (renfermant chacun deux sporozoïtes) (d'après Bussiéras et Chermette, 1992).

La diagnose d'espèce en coproscopie est quasi-impossible, elle nécessite une coproculture pour observer les caractéristiques des sporocystes et des corps résiduels éventuels (d'après Bussiéras et Chermette, 1992).

- Eléments d'épidémiologie-biologie (d'après Schelcher et Guillot, 2008 ; Svensson et Uggla, 2000 ; Navetat *et al*, 1996)

Les coccidies sont des parasites spécifiques. Elles sont la principale cause de diarrhée parasitaire chez les jeunes animaux, et de pertes économiques, touchant tous les élevages de ruminants. Elles sont observées aussi bien en bâtiment qu'au pâturage. L'incidence au sein d'un même lot peut être élevée.

Les deux espèces les plus pathogènes sont *E. bovis* et *E. zuernii*. Toutefois, *E. alabamensis* est susceptible de provoquer des troubles cliniques au pâturage.

Les individus sensibles sont les veaux de 1 à 18 mois, avec un premier pic entre 2 et 4 mois et un second vers 12 mois. Les adultes ne déclarent en général plus de coccidiose, une immunité se mettant en place.

La morbidité est élevée et la mortalité est variable en fonction des différentes formes cliniques de coccidiose. Elle est modérée pour la forme classique aiguë diarrhéique qui est fréquente, faible pour la forme sub-clinique, et élevée pour la forme nerveuse suraiguë, qui est rare. Celle-ci serait consécutive, la plupart du temps, à une infestation par *E. zuernii*. La guérison spontanée est possible et fonction des symptômes.

L'expression clinique de la maladie peut être favorisée et aggravée par un stress comme le sevrage, l'allotement, les transports, les naissances groupées, des changements alimentaires, par des co-infections entraînant une immuno-dépression passagère, par la surpopulation animale, ou par des mauvaises conditions d'hygiène des bâtiments, comme le non-renouvellement régulier des litières.

Le développement des coccidies se déroule en trois phases. Deux ont lieu dans le tube digestif du veau. La schizogonie (multiplication asexuée) se déroule dans le segment proximal de l'intestin grêle, puis la gamogonie (multiplication sexuée) se produit dans le segment distal de l'intestin grêle, le cæcum et le côlon.

La gamogonie entraîne la formation d'oocystes non sporulés émis dans le milieu extérieur dans les fèces. Ces oocystes excrétés vont sporuler et ainsi devenir infestants.

Les lésions majeures et les symptômes surviennent principalement lors de la phase de reproduction sexuée (gamogonie) et de libération des oocystes non sporulés.

La contamination peut avoir lieu toute l'année. Elle peut se faire par tétée de mamelles souillées par des bouses contenant des oocystes. Elle peut aussi avoir lieu par ingestion d'aliments, de litière ou d'eau ou par léchage de murs, barrières ou autre matériel souillés par des oocystes sporulant dans le milieu extérieur, excrétés par des individus malades, qui émettent plusieurs dizaines de milliers d'oocystes par gramme de bouse, ou par des porteurs sains.

Il s'agit donc d'une infestation très facilement transmissible, avec une contamination de type fécalo-oral.

L'environnement contaminé par des oocystes joue un rôle majeur de relais, la litière étant très vite contaminée. La période d'excrétion est courte et dure environ 10-15 jours.

La résistance des oocystes est assez grande puisqu'ils sont très peu sensibles à l'eau de javel et au froid. Ils peuvent survivre dans le milieu extérieur jusqu'à 18 mois.

Ils sont néanmoins sensibles à la dessiccation et à l'ammoniaque à plus de 5%, et sont détruits par la vapeur d'eau sous pression.

Le principal problème vient du fait qu'il n'y a pas de destruction totale du parasite. Certains animaux deviennent des infestés sub-cliniques, qui excrètent beaucoup d'oocystes, entretenant ainsi le cycle parasitaire.

Le cycle parasitaire est monoxène. La période prépatente dure deux à trois semaines et la durée de la phase endogène est de 21 jours.

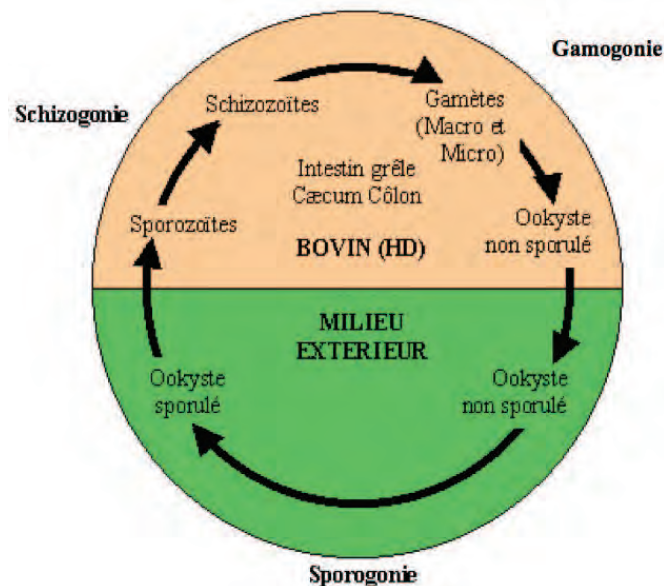


Figure 24 : cycle évolutif du genre *Eimeria* (d'après le site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_eimeria.htm)

- **Éléments cliniques de suspicion**

Les signes cliniques des formes digestives et nerveuses sont assez évocateurs.

Une coccidiose aiguë peut être suspectée lors de diarrhée liquide vert sombre, hémorragique ou non, accompagnée d'une déshydratation légère et d'un abdomen levretté, lors de ténésme conduisant à un prolapsus (Schelcher et Guillot, 2008).

Une coccidiose nerveuse peut être suspectée lorsque des veaux tremblent, titubent, ou tombent sur le sol en opisthotonos avec les membres qui pédalent et les yeux qui oscillent (d'après Jacquet, 2010).

Une coccidiose sub-clinique peut être suspectée lors de retards de croissance et lors d'entérites diarrhéiques sans dysenterie, guérissant en deux ou trois semaines (d'après Schelcher et Guillot, 2008).

La confirmation diagnostique est possible par coproscopie au cabinet. Deux méthodes sont à la portée du praticien pour rechercher quantitativement ou qualitativement les oocystes sporulés : la méthode de Stoll et la méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master.

3.4.2. Cryptosporidiose

- Éléments de taxonomie-morphologie

La cryptosporidiose est une coccidiose « sens large ». Il existe de nombreuses espèces parasitant les mammifères.

La plus importante, en particulier chez les bovins, est *Cryptosporidium parvum*. Il est possible de rencontrer une autre espèce, beaucoup plus rare, *Cryptosporidium andersoni* (d'après Jacquiet, 2010).

Les stades évolutifs sont globalement similaires à ceux des coccidies « sens strict », à la différence que les oocystes sporulent dans le tube digestif de l'hôte et conduisent à la formation de deux types d'oocystes sporulés : les oocystes à paroi mince qui libèrent leurs sporozoïtes dans le tube digestif et entraînent directement un nouveau cycle parasitaire, et les oocystes à paroi épaisse, libérés dans les fèces et rejetés dans le milieu extérieur (d'après Beugnet et Guillot, 2008).

Les oocystes de cryptosporidies sont ovoïdes à sphériques, et très petits (5 µm), ce qui rend leur visualisation au microscope très difficile (on peut les confondre avec des levures ou autres spores mycéliennes) (d'après Dorchies *et al*, 2012).

- Élément d'épidémiologie-biologie (d'après Beugnet et Guillot, 2008 ; Chartier, 2000 ; Tartera, 2000)

Les cryptosporidies sont des parasites très peu spécifiques d'hôtes. Elles affectent les mammifères et les oiseaux. L'Homme peut se contaminer (zoonose) par absorption d'oocystes présents dans l'eau de boisson ou dans l'environnement immédiat des veaux.

La cryptosporidiose à *C. parvum* est une des causes les plus fréquentes de diarrhées néonatales chez les veaux de moins d'un mois.

La morbidité est élevée, voire très élevée, et la mortalité est variable en fonction des symptômes et de la prise en charge. Avec un traitement limitant les effets des lésions et les risques de surinfections bactériennes, la maladie persiste pendant une semaine environ. En l'absence de traitement et en association avec un autre pathogène, la mortalité peut atteindre 10%. Les animaux qui ne meurent pas, guérissent très lentement, et présentent des retards de croissance plus ou moins importants.

Chez les adultes, il existe un portage latent entraînant une excrétion limitée mais suffisante pour contaminer les plus jeunes.

La cryptosporidiose à *C. andersoni* est beaucoup plus rare et affecte les bovins adultes. Le parasite se loge dans les glandes de la muqueuse fundique, entraînant par alcalinisation de la caillette, des gastrites chroniques.

Les individus sensibles sont les jeunes veaux âgés de 4 à 15 jours. La maladie est plus sévère lorsque l'infestation parasitaire est associée à des infections virales, comme les rotaviroses ou les coronaviroses, et bactériennes comme les colibacilloses ou les salmonelloses. Elle peut être favorisée par la surpopulation animale, les périodes de vêlages groupés, l'hétérogénéité des lots et des litières sales.

La contamination peut avoir lieu toute l'année, la saison n'ayant pas d'influence. Les modes d'infestation sont les mêmes que pour la coccidiose. Les veaux malades excrètent plusieurs dizaines de millions d'oocystes par gramme de bouse, et le pic d'excrétion a lieu entre sept et dix jours d'âge.

La cryptosporidiose est donc également une maladie facilement et rapidement transmissible, avec une contamination de type fécalo-oral, et l'environnement contaminé par des oocystes jouant un rôle majeur de relais (litière très vite contaminée).

Les oocystes sont très résistants dans le milieu extérieur. Ils peuvent survivre trois mois à 15°C et plus d'un an à 4°C. Ils sont en revanche sensibles à la dessiccation, à l'ammoniaque à plus de 5%, au formol à 10% et à l'eau bouillante.

Le cycle parasitaire est monoxène. La période prépatente et la phase endogène ont une durée de quatre jours.

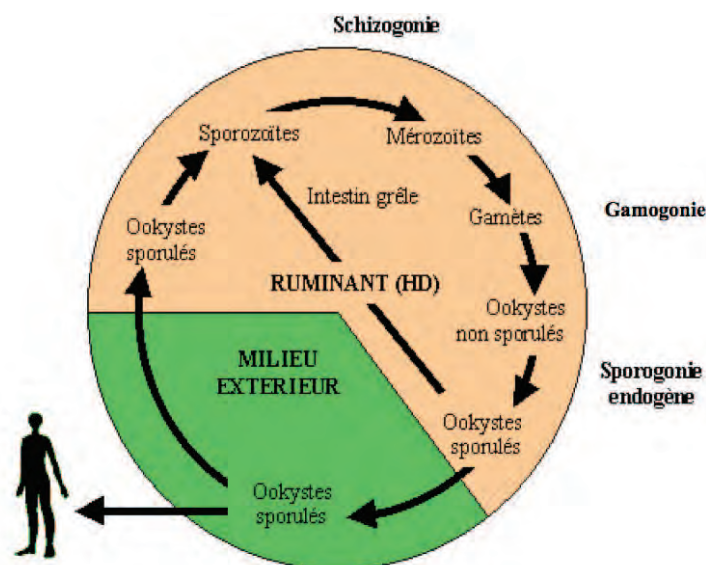


Figure 25 : cycle évolutif de *Cryptosporidium parvum* (d'après le site web Coproscopies parasitaires, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_cryptosporidium.htm)

- Éléments cliniques de suspicion

Les signes cliniques sont assez évocateurs. Une cryptosporidiose peut être suspectée lors de diarrhée profuse d'aspect blanc-crèmeux, ou grisâtre, de consistance irrégulière accompagnée d'une hyperthermie, d'une déshydratation marquée, de douleurs abdominales et d'amaigrissement marqué (d'après Beugnet et Guillot, 2008).

La confirmation diagnostique est possible par :

- examen sur lame par flottation au sucrose (solution de Sheather), réalisable au cabinet (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Il s'agit de la méthode la plus sensible, car elle permet de concentrer les oocystes, la densité de l'eau sucrée les faisant flotter (d'après Jacquiet, 2010).

- kits de dépistage rapides, utilisables en ferme

Deux kits sont à la disposition du praticien : les tiges BioX 155® *Cryptosporidium*, et les tests Speed V-Diar® (d'après Dorchies *et al*, 2012).

- coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Polack, réalisable par un laboratoire spécialisé

Il s'agit de la méthode de référence. Elle permet une coloration rosâtre des oocystes, les distinguant ainsi des oocystes de coccidies (d'après Jacquiet, 2010).

- sérologie, réalisable par un laboratoire spécialisé

Il s'agit du dosage des antigènes de cryptosporidies dans les fèces par la technique de copro-ELISA.

On se sert d'anticorps pour révéler les antigènes parasitaires dans les fèces (d'après Dorchies *et al*, 2012).

- PCR sur fèces, réalisable en laboratoire spécialisé (d'après Jacquiet, 2010)

Cette méthode est en pratique peu employée.

3.4.3. Giardiose

- Éléments de taxonomie-morphologie (Lejeune, 1997)

La giardiose est due à un protozoaire flagellé, *Giardia intestinalis*.

On trouve deux stades évolutifs dans le cycle parasitaire : trophozoïte et kyste (stade infestant).

Les kystes sont des petits éléments sphériques à ovoïdes (10 µm de diamètre) contenant deux à quatre noyaux.

Les trophozoïtes sont des petits éléments flagellés.

- Éléments d'épidémiologie-biologie (Jacquet, 2010 ; Chauve et Callait, 2000 ; Anonyme 2)

Le parasite est très peu spécifique d'hôte. De nombreuses espèces animales sont touchées, dont l'Homme (zoonose), qui semblerait être à l'origine de la contamination animale.

Les deux stades se développent sur la muqueuse de l'intestin grêle et sont excrétés dans le milieu extérieur.

Chez les veaux âgés d'un à six mois, la giardiose semble être émergente. La prévalence d'élevages contaminés serait proche de 100% et la prévalence individuelle proche de 80%.

La morbidité serait environ de 20-25 %, ce qui signifie que le portage asymptomatique est très important.

La maladie semble plus sévère lorsqu'elle est concomitante à une coccidiose, et favorisée par le logement en stabulation collective.

La contamination peut avoir lieu toute l'année, la saison ayant peu d'influence sur l'infestation.

Les modes d'infestation sont les mêmes que pour la coccidiose. Les veaux malades excrètent plusieurs dizaines de milliers de kystes par gramme de bouse, et le pic d'excrétion a lieu entre deux et sept semaines d'âge.

Là aussi, il s'agit d'une maladie très contagieuse, avec une contamination de type fécalo-oral, et l'environnement contaminé par des kystes joue un rôle majeur de relais (litière très vite contaminée).

Les kystes sont résistants dans le milieu extérieur. Ils peuvent survivre plusieurs semaines à plusieurs mois. Ils sont peu sensibles aux agents de désinfection usuels comme l'eau de javel. En revanche, ils sont sensibles à la dessiccation.

Les trophozoïtes sont très peu résistants dans le milieu extérieur, entre 15 et 30 minutes.

Le cycle est monoxène. L'excrétion des kystes et des trophozoïtes dans les fèces est intermittente. La période prépatente est d'environ une semaine.

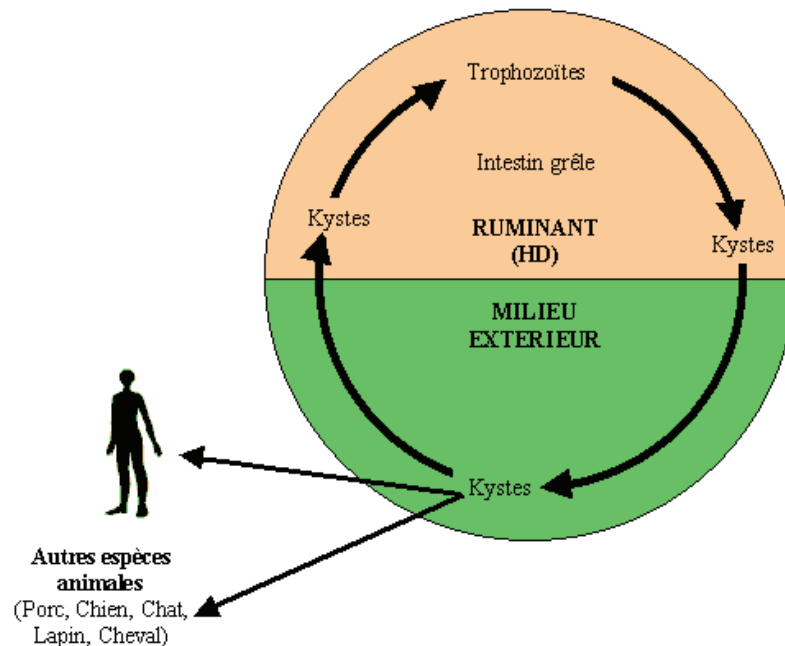


Figure 26 : cycle évolutif de *Giardia intestinalis* (site web Coproscopies parasites, http://www3.vet-lyon.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_giardia.htm)

- **Éléments cliniques de suspicion**

Les symptômes sont très frustrés et peu spécifiques. Une giardiose peut éventuellement être suspectée lors de diarrhée crémeuse mucoïde plus ou moins intermittente accompagnée d'amaigrissement (d'après Jacquet, 2010).

La confirmation diagnostique est possible par coproscopie (enrichissement par flottation au sulfate de zinc de densité 1,43), ou par examen direct de fèces, accompagnés d'une coloration au Lugol ou par un autre dérivé iodé (MIF) (d'après Chauve et Callait, 2000).

La sensibilité de ces examens complémentaires est assez faible à cause de l'excrétion intermittente des kystes.

Une sérologie par copro-ELISA est possible (d'après Dorchies *et al*, 2012).

3.4.4. Buxtonellose (d'après Al Saffar *et al*, 2010)

La buxtonellose est due à un protozoaire cilié, *Buxtonella sulcata*, considéré comme parasite commensal du côlon des ruminants, retrouvé fréquemment dans les selles de veaux à diarrhée. Il est proche de *Balantidium coli*, protozoaire parasitant l'Homme et les porcs.

Très peu de données sont disponibles sur ce parasite. Les kystes peuvent éventuellement être mis en évidence par coproscopie au cabinet par la méthode de Stoll ou la méthode d'enrichissement par flottation de Mac Master.

L'interprétation du résultat est délicate étant donné que le rôle de ce parasite dans l'apparition de diarrhée n'est pas entièrement prouvé.

3.5. LES METHODES DIAGNOSTIQUES DES PROTOZOSES REALISABLES AU CABINET

3.5.1. Coproscopie : méthodes de Stoll et Mac Master

Les méthodes de coproscopie permettant l'étude des œufs d'helminthes présentées en 3.2.1. sont également utilisables afin de mettre en évidence des oocystes de coccidies du genre *Eimeria* ou des kystes de protozoaires.

Les oocystes de cryptosporidies sont très petits, leur visualisation au microscope est très difficile (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Sans coloration, la distinction entre les oocystes de coccidies du genre *Eimeria*, qui ne réagissent pas aux colorants iodés, et les kystes de *Giardia* est difficile, et s'appuie uniquement sur la taille : les oocystes de coccidies sont en moyenne deux fois plus gros que les kystes.

De plus, des kystes de *Buxtonella* peuvent être observés, mais risquent d'être confondus avec des oocystes ou des kystes de *Giardia*.

Enfin, la diagnose d'espèce à partir de l'observation d'oocystes de coccidies du genre *Eimeria* n'est pas permise par la coproscopie (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Les oocystes de coccidies sont le plus souvent ovoïdes et mesurent environ 20 µm de diamètre. Les oocystes sporulés contiennent quatre sporocystes renfermant chacun deux sporozoïtes (d'après Bussiéras et Chermette, 1992), difficiles à observer.

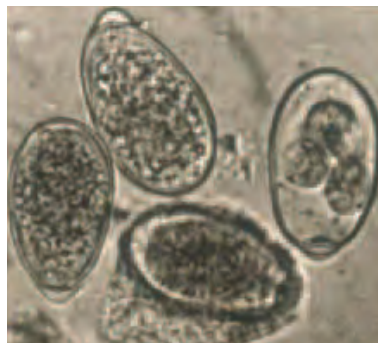


Photo 39 : observation microscopique d'oocystes du genre *Eimeria* au fort grossissement (X100)
(Laboratoire de Parasitologie ENVL)

Lors d'étude quantitative, l'infestation est considérée comme faible si le nombre d'oocystes dénombrés est compris entre 1000 et 10 000, moyenne lorsqu'il est compris entre 10 000 et 50 000, importante lorsqu'il est compris entre 50 000 et 200 000 et très importante si ce nombre est supérieur à 200 000 (d'après Anonyme 1).

La coloration d'une lame porte-objet au Lugol précédé d'un enrichissement par flottation au sulfate de zinc de densité 1,43 permet l'étude des kystes de *Giardia* (d'après Chauve et Callait, 2000).

Deux techniques de coloration en vue d'un examen direct des kystes sont possibles. La première consiste à étaler les matières fécales, préalablement délayées délicatement au pilon dans un mortier avec un peu d'eau afin d'obtenir une suspension, sur une lame. Celle-ci est ensuite colorée au Lugol (ou au colorant de Bailenger) et recouverte d'une lamelle. Le tout est observé au microscope au fort grossissement (d'après Chauve et Callait, 2000).

La seconde consiste à délayer une noisette de matières fécales dans 2,5 mL de MIF et à laisser reposer 20 minutes. Une goutte de la suspension est prélevée à l'aide d'une pipette, déposée sur lame et recouverte d'une lamelle, puis observée au microscope au fort grossissement (d'après Chauve et Callait, 2000).

Les kystes de *Giardia* sont ovoïdes et mesurent en moyenne 10 µm de diamètre. Ils contiennent quatre noyaux et des résidus de flagelle difficiles à observer (d'après Lejeune, 1997). Après coloration au Lugol, ils apparaissent brunâtres sur fond orange (d'après Chauve et Callait, 2000).

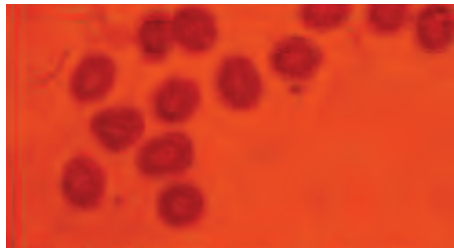


Photo 40 : observation microscopique de kystes de *Giardia* au fort grossissement (X40) après coloration au Lugol (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

3.5.2. Etalement de matières fécales sur lame avec la solution de Sheather (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Cette méthode, très simple d'application et peu onéreuse, est idéale au cabinet pour mettre en évidence des oocystes de cryptosporidies. Elle permet avant tout une lecture qualitative mais peut permettre un dénombrement.

La sensibilité de cette technique est bonne et la spécificité assez bonne.

- Matériel requis

Cette méthode nécessite :

- un bécher en plastique
- du sucre (2 kg)
- de l'eau tiède
- une cuillère
- une pipette en plastique
- des lames porte-objet
- des lamelles couvre-objet
- un microscope optique

- Récolte et conservation des prélèvements

La collecte des matières fécales se fait de la même manière que pour les méthodes de coproscopie présentées en 3.2.1. et 3.2.2, et les prélèvements peuvent éventuellement être conservés au réfrigérateur à 4°C pendant quelques jours si l'analyse doit être différée.

- Technique

La solution de Sheather peut être préparée préalablement en dissolvant deux kilogrammes de sucre dans un litre d'eau tiède. Elle peut également être préparée au moment de l'analyse en dissolvant 20 grammes de sucre dans 10 mL d'eau tiède.

Un gramme de matières fécales est mélangé à 3 mL de la solution jusqu'à obtention d'une suspension homogène.

Une goutte de cette suspension est déposée sur une lame porte-objet et recouverte d'une lamelle couvre-objet.

Après une période de trente minutes, la lame est observée au microscope au fort grossissement en mettant au point juste en-dessous de la lamelle.

- Résultats

La solution sucrée concentre et fait flotter les oocystes qui apparaissent sphériques et réfringents, mesurant environ 5 µm de diamètre. A l'intérieur, il est possible d'observer plusieurs corpuscules (sporocystes).

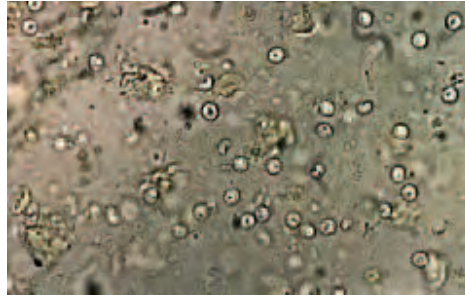


Photo 41: observation microscope d'oocystes de cryptosporidies au fort grossissement (X40) après flottation au sucre

Le dénombrement des oocystes est possible et se fait de la manière suivante :

$(\text{nombre d'oocystes comptés sur } x \text{ champs d'observation} / x) \times 2300 \times 100$

3.5.3. Kits rapides (d'après Dorchie *et al*, 2012)

En parasitologie, ils sont utilisés pour le diagnostic de cryptosporidiose. Deux dispositifs d'immunochromatographie sont disponibles et utilisables en ferme, ce qui constitue un gain de temps précieux pour la prise en charge médicale.

Leurs sensibilité et spécificité sont bonnes.

On trouve les tigettes BioX 155 *Cryptosporidium*® et les tests Speed V-Diar® détectant concomitamment des cryptosporidies, le coli F5, des coronavirus et des rotavirus.

Ce dernier kit est très utilisé lors de diarrhées néonatales des veaux.

3.6. LES METHODES DIAGNOSTIQUES DES PROTOZOSES DIGESTIVES REALISABLES EN LABORATOIRE SPECIALISE

3.6.1. Etalement de matières fécales sur lame et coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Polack

Cette méthode est l'examen complémentaire de choix pour le diagnostic de la cryptosporidiose puisqu'elle colore en rose les oocystes, et donc facilite leur observation, mais la sensibilité est inférieure à celle de la méthode de flottation au sucre qui concentre les oocystes (d'après Jacquiet, 2010).

En théorie, elle est réalisable au cabinet mais son application nécessite un certain nombre d'étapes et de réactifs, qu'il est sans doute préférable de laisser à un laboratoire spécialisé.

- Matériel requis (d'après Camuset *et al*, 2002 ; Tartera, 2000)

Cette méthode nécessite :

- un mortier et un pilon
- une pipette en plastique
- de l'éthanol à 95%
- de la Fuschine de Ziehl
- de l'acide chlorhydrique à 3%
- du Bleu de Méthylène
- un briquet ou des allumettes
- des lames porte-objet
- un microscope, si possible à immersion
- (huile à immersion)

- Récolte et conservation des prélèvements

Les matières sont collectées et conservées de la même manière que pour les méthodes de coproscopie présentées en 3.2.1. et 3.2.2.

- Technique (d'après Camuset *et al*, 2002 ; Tartera, 2000)

Les matières fécales sont tout d'abord délayées délicatement au pilon dans un mortier avec un peu d'eau.

Une goutte de suspension fécale est prélevée et étalée sur une lame porte-objet. Celle-ci est séchée et plongée dans le flacon d'éthanol pendant cinq minutes afin d'être fixée.

Elle est ensuite flambée puis recouverte de Fuschine lorsqu'elle est encore chaude. Ce colorant doit agir cinq minutes.

La lame est rincée à l'eau au robinet jusqu'à élimination de la Fuschine excédentaire, aspergée avec de l'éthanol dans lequel une ou deux giclées d'acide chlorhydrique ont été envoyées, puis de nouveau rincée à l'eau.

Elle est ensuite immergée dans le flacon de Bleu de Méthylène pendant trente secondes et séchée.

Le tout est ensuite observé au microscope au fort grossissement (X40 ou X100) sans recouvrir d'une lamelle.

- Résultats

Les oocystes de cryptosporidies apparaissent colorés en rose ou rouge sur fond bleu.

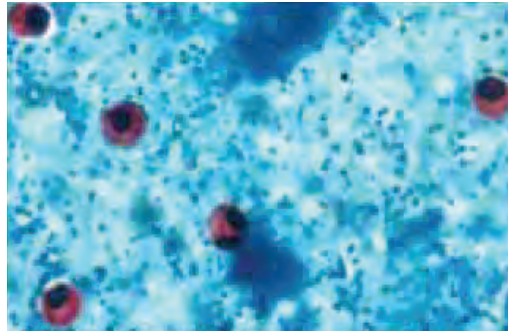


Photo 42 : observation microscopique d'oocystes de cryptosporidies au fort grossissement (X100) après coloration de Ziehl-Neelsen modifiée (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

3.6.2. Coproculture (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Le principe est le même que pour la culture de larves d'helminthes présentée en 3.3.1. et permet une diagnose d'espèce pour les coccidies.

Les matières fécales sont déposées dans une boîte de pétri en couche mince, et laissées pendant 48 heures à 25°C. L'échantillon est ensuite filtré et les coccidies sont recherchées comme lors d'un examen coproscopique.

Une étape préliminaire servant à assainir la culture de prolifération bactérienne peut être réalisée. Elle consiste à déliter les matières fécales fraîches dans une solution aqueuse de bichromate de potassium à 0,2%. La suspension est filtrée et le liquide obtenu déposé en couche mince au fond de la boîte de pétri.

Là aussi, l'application de la technique est simple mais son interprétation est complexe, basée sur la forme des oocystes, leur taille, la forme et la disposition des sporozoïtes à l'intérieur des sporocystes et la présence de corps résiduels entre les sporocystes et les sporozoïtes, et nécessite une certaine expérience.

3.6.3. Sérologie : copro-ELISA

Cette technique permet un dépistage de cryptosporidiose et de giardiose par le dosage des antigènes dans les fèces.

Les deux agents pathogènes induisent une réponse immune locale caractérisée par la production d'Ig A. La recherche d'anticorps spécifiques dans le sérum n'est donc pas appropriée (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Cette méthode est assez peu sensible, mais spécifique et adaptée pour l'examen de grandes séries d'échantillons (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Cet outil reste assez peu utilisé pour ces deux affections en médecine bovine, compte tenu de l'efficacité et de la rapidité des tiges et des tests basés sur l'immunochromatographie pour le dépistage de la cryptosporidiose, ainsi que du faible rôle pathogène de la giardiose.

3.6.4. PCR sur fèces

Cette méthode existe pour le diagnostic de la cryptosporidiose (d'après Jacquet, 2010), mais reste très peu utilisée.

4. LES PROTOZOOSSES « SYSTEMIQUES » DES BOVINS

4.1. LES PROTOZOOSSES SANGUINES

4.1.1. Présentation

4.1.1.1. Babésiose

- Eléments de taxonomie-morphologie (d'après Jacquiet, 2010)

En France métropolitaine, on rencontre : *Babesia divergens*, dans 99% des cas, et *Babesia major*.

Les babésias sont des protozoaires de très petite taille, intra-érythrocytaires, et polymorphes. Concernant *B. divergens*, les parasites sont le plus souvent situés en périphérie des globules rouges (d'après Dorchies *et al*, 2012).

- Eléments d'épidémiologie-biologie (d'après Maillard *et al*, 2008)

La babésiose est une maladie vectorielle transmise par des tiques adultes femelles lors de repas sanguins. Chez les bovins, *I. ricinus* transmet *B. divergens* et *H. punctata* transmet *B. major*. La prévalence est donc principalement liée à la présence et à la période d'activité des tiques, et plus particulièrement d'*I. ricinus*.

La maladie est rencontrée dans le Grand Ouest de la France, au printemps (avril-mai) et à l'automne (septembre-octobre), lorsque les animaux sont au pâturage.

Les individus les plus sensibles semblent être les bovins adultes de plus de trois ans des races améliorées (Prim' Holstein, Blonde d'Aquitaine, Charolaise).

Une immunité de prémunition se met en place lorsque les animaux primo-infectés sont traités après avoir déclaré la phase aiguë de la maladie. Ils deviennent des porteurs sains du parasite lors de réinfestation, à condition de subir des contacts avec l'agent pathogène au minimum tous les deux ans, et jouent alors le rôle de réservoir.

On parle alors d'état de stabilité enzootique : 80 à 90% des animaux d'une exploitation seraient en état de prémunition. Si un bovin adulte « naïf » est introduit dans l'exploitation, la phase clinique sera violente.

Les bovins de moins de trois ans sont réceptifs mais peu ou pas sensibles, en particulier les veaux de 8-10 mois.

- Eléments cliniques de suspicion

Une babésiose peut être suspectée lorsqu'un bovin présente de l'abattement, de l'anémie voire un ictère, de l'hyperthermie, de l'anorexie, des urines foncées et mousseuses, des efforts et des contractures du sphincter anal associés à une diarrhée en corde (d'après Maillard *et al*, 2008).

Une babésiose peut être objectivée au cabinet par une mesure de l'hématocrite (d'après Dorchies *et al*, 2012) et une centrifugation des urines (d'après Jacquet, 2010).

Elle doit être confirmée par un étalement sanguin coloré observé au microscope (d'après Dorchies *et al*, 2012).

4.1.1.2. Trypanosomose (d'après Dorchies *et al*, 2012)

La France métropolitaine est à ce jour indemne de trypanosomose pathogène.

Il est en revanche possible de trouver *Trypanosoma theileri*, trypanosome de grande taille (entre 40 et 100 μm). C'est un parasite commun, extracellulaire, du sang des bovins, transmis par des taons lors de repas sanguins. La prévalence est élevée, en particulier chez les animaux âgés, mais la parasitémie est le plus souvent très faible et indétectable sur étalement sanguin.

En cas d'immunodépression il peut se multiplier activement.

4.1.2. Les méthodes diagnostiques des protozooses sanguines

4.1.2.1. Réalisables au cabinet

4.1.2.1.1. Examen sanguin direct : frottis sanguin

Cet examen complémentaire simple d'application et de lecture permet une observation de babésia et parfois de trypanosomes.

- Matériel requis (d'après Dorchies *et al*, 2012 ; Franc, 2009)

Cette méthode nécessite :

- des aiguilles stériles et un système Vacutainer®
- des tubes EDTA
- un kit de coloration rapide type RAL®
- une bombe d'air comprimé
- des lames porte-objet
- un microscope, si possible à immersion, (huile à immersion)

- Récolte et conservation des prélèvements

Si les circonstances le permettent (conditions de contention), l'idéal est de ponctionner du sang périphérique, au niveau de la face interne de l'oreille en déchirant délicatement la peau avec une aiguille stérile. Le sang s'écoulant en très faible quantité est récupéré dans un tube EDTA (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Si les conditions ne le permettent pas ou si la ponction à l'oreille est insuffisante, le sang peut être prélevé dans un tube EDTA à la veine jugulaire ou à la veine sous-caudale (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Lorsque l'analyse doit être différée, le sang peut être conservé quelques jours au réfrigérateur à 4°C.

- Technique (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Une petite goutte de sang (environ 1 mm de diamètre) est déposée à l'une des extrémités de la lame (classiquement à gauche) à l'aide d'une aiguille.

Une seconde lame est positionnée sur la tranche de sa largeur, en avant de la gouttelette de manière à ce que le sang se répartisse immédiatement par capillarité sur le bord de la seconde lame. Celle-ci doit former un angle de 45° avec la première : si la goutte de sang se trouve sur l'extrémité gauche de la lame support, la seconde lame est inclinée vers la gauche, et si la goutte de sang se trouve à droite, la seconde lame est inclinée vers la droite.

On réalise ensuite d'un mouvement régulier l'étalement vers la partie distale de la lame support : on glisse vers la droite si la goutte est à gauche, et vers la gauche si la goutte est à droite.

Afin d'obtenir un échantillon de qualité, il est nécessaire d'épuiser l'échantillon avant l'extrémité distale de la lame support, formant ainsi une figure de type parabolique.

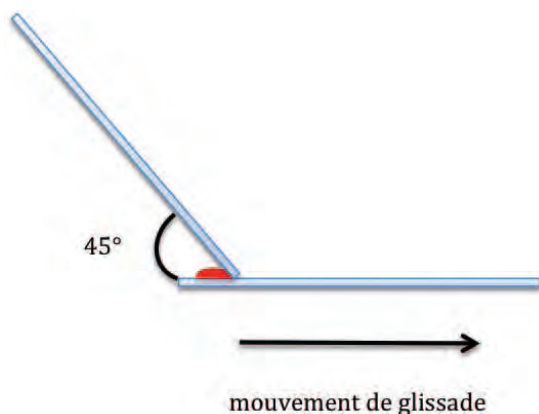


Figure 27 : schéma montrant une méthode d'étalement sanguin (d'après le site web <http://pedagogie.ac-montpellier.fr/Disciplines/sti/biotechn/frottis-sanguin-normal.htm>)

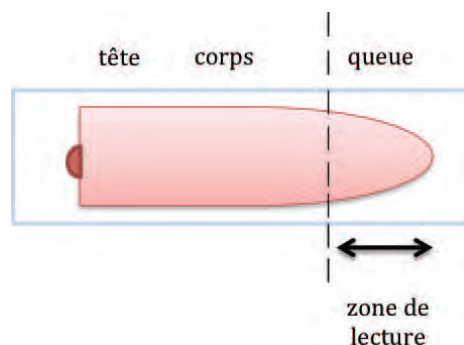


Figure 28 : schéma décrivant un étalement sanguin standard (d'après Franc, 2009)

La lame support est ensuite agitée afin d'être séchée. Des pulvérisations d'air comprimé peuvent être envoyées afin d'améliorer le séchage.

L'idéal est de fixer la lame pendant cinq minutes au méthanol absolu puis de la colorer avec une solution de Giemsa diluée (une goutte pour vingt gouttes d'eau distillée).

Au cabinet, il est souvent plus simple et plus rapide de colorer avec des kits rapides type RAL®.

La lame est rincée à l'eau et de nouveau séchée puis observée sans lamelle, dans un premier temps au grossissement X40 en partie distale de l'étalement, où les cellules sanguines forment un tapis unicellulaire. Si une structure suspecte est repérée, et si le microscope le permet, la lame est observée au grossissement X100.

- Résultats et interprétation

B. divergens apparaît bleu-violet après coloration de RAL® et se retrouve le plus souvent en périphérie des hématies apparaissant rosâtres. Sa taille est généralement inférieure au rayon de l'érythrocyte (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Les parasites sont polymorphes : aspect amiboïde, piriforme simple ou sous forme de deux organismes associés en chevron dessinant un angle très large (pouvant atteindre 180°), d'où le terme de « divergens » (d'après Dorchies *et al*, 2012).

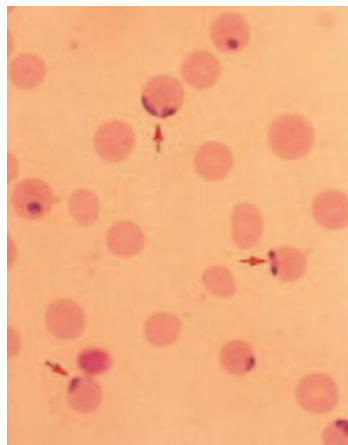


Photo 43 : observation microscopique de *B. divergens* au fort grossissement (X40) après coloration de May-Grünwald Giemsa (d'après Maillard *et al*, 2008)

La coloration de *B. major* aux réactifs RAL® est la même que celle de *B. divergens*. Les parasites sont plus gros, en forme de poire ou ronds, de taille supérieure au rayon de l'hématie. Ces derniers se retrouvent le plus souvent au centre du globule rouge (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Trypanosoma theileri est extracellulaire, mesure jusqu'à 100 µm de longueur. Il présente un long flagelle libre et une membrane ondulante (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Concernant les babésia, l'étalement sanguin est particulièrement utile en phase aiguë de l'affection car la parasitémie est alors en général élevée. Elle peut atteindre 50% et plus lorsque *B. divergens* est en cause. La sensibilité est alors très bonne (d'après Dorchies *et al*, 2012).

En phase de résolution ou de prémuniton, la parasitémie est faible à très faible, et dans ce cas indétectable lors de l'examen de l'étalement (d'après Dorchies *et al*, 2012).

La spécificité de cette méthode est bonne.

Des rickettsies peuvent être observées lors de la réalisation de frottis sanguins comme *Anaplasma marginale*, responsable de la « piroplasmose blanche », qui est également intra-érythrocytaire (Jacquiet, 2010), et *Anaplasma phagocytophilum*, responsable d'ehrlichiose ou de « fièvre des pâturages », qui est intra-granulocytaire (Jacquiet, 2010).

Enfin, outre l'observation de parasites, l'étalement sanguin permet d'observer et d'objectiver certaines anomalies indiquant une anémie hémolytique comme une anisocytose ou une réticulocytose (d'après Dorchies *et al*, 2012).

4.1.2.1.2. Examen sanguin indirect : mesure de l'hématocrite (d'après Dorchies *et al*, 2012)

Cet examen complémentaire permet de mettre en évidence une anémie, donc d'objectiver la présence et la sévérité d'une hémolyse, pouvant ainsi appuyer une suspicion de babésiose. Mais une chute de l'hématocrite n'est pas pathognomonique de la maladie.

Cette méthode nécessite un système Vacutainer®, des aiguilles stériles et des tubes héparinés pour les prélèvements sanguins, effectués à la veine jugulaire ou la veine sous-caudale.

Des tubes micro-capillaires, une centrifugeuse à micro-hématocrite, un bloc de plasticine ou de pâte à modeler et une règle millimétrique permettant le calcul de l'hématocrite pour l'analyse.

Le tube micro-capillaire est rempli à 90% par capillarité à partir du tube hépariné prélevé. L'extrémité inférieure est placée délicatement à la verticale dans le bloc de plasticine ou de pâte à modeler afin de fermer le capillaire d'un côté, l'extrémité supérieure étant bouchée avec l'index.

Le capillaire est ensuite placé dans le rotor de la centrifugeuse à micro-hématocrite, l'extrémité du micro-tube fermée vers l'extérieur. Le système doit être équilibré par un second capillaire rempli.

La centrifugation est effectuée à 5000-10000 tours par minute pendant sept ou huit minutes.

Le rapport entre le volume total du capillaire et le culot d'hématies est calculé à l'aide de la règle millimétrique.

Les valeurs physiologiques de l'hématocrite sont d'environ 35% pour les bovins adultes et 32 à 40% chez les veaux âgés de 3 à 16 semaines.

En cas de babésiose aiguë à *B. divergens*, l'hématocrite peut descendre jusqu'à 8%.

4.1.2.1.3. Examen urinaire : centrifugation

De même, cette méthode peut permettre d'objectiver une babésiose par mise en évidence d'une hémolyse.

Elle nécessite un pot à prélèvement ou une sonde urinaire et une seringue pour la récolte d'urines, qui peut se faire par miction spontanée ou sondage. L'analyse requiert une centrifugeuse.

L'urine recueillie est centrifugée à 1000-1500 tours par minute pendant environ cinq minutes.

En cas de babésiose, les urines sont très souvent foncées et mousseuses (d'après Maillard *et al*, 2008).

Après centrifugation, si l'on obtient un culot rouge sombre, la couleur des urines est due à la présence d'hématies (hématurie).

S'il n'y a qu'une seule phase rouge sombre homogène après centrifugation, la couleur est due à la présence d'hémoglobine dans les urines et dans ce cas il y a hémolyse, possiblement due à une babésiose (d'après Jacquiet, 2010).

4.1.2.2. Réalisable par un laboratoire spécialisé : PCR sur sang total

Cette méthode est très peu utilisée pour le diagnostic de babésiose bovine (d'après Jacquiet, 2010).

4.2. PROTOZOOSE SYSTEMIQUE A REPERCUTION ABORTIVE : LA NEOSPOROSE

4.2.1. Présentation

- Eléments de taxonomie (d'après Jacquet, 2010)

La néosporose est une « coccidiose » due à *Neospora caninum*. On trouve trois stades évolutifs d'intérêt dans le cycle parasitaire :

- oocyste (stade infestant)
- tachyzoïte
- bradyzoïte (stade infestant)

La morphologie des oocystes pour le diagnostic n'a aucun intérêt.

- Eléments d'épidémiologie-morphologie (d'après Rémy, 2008)

La néosporose est une des premières causes d'avortement chez les bovins. Les canidés (chiens, renards) sont les hôtes définitifs. Les ruminants, domestiques ou sauvages, et les canidés servent d'hôtes intermédiaires. La prévalence en France est d'environ 6% et les élevages laitiers seraient plus fréquemment touchés.

Le cycle primaire dixène s'effectuant du chien (ou renard) au bovin (transmission horizontale) est peu fréquent, il représente 1 à 5% des cas.

La transmission verticale transplacentaire peut être exogène ou endogène, ce qui conduit souvent à des avortements successifs chez une même vache.

La transmission transplacentaire endogène se produit lorsque la mère est infestée avant la gestation et la transmission transplacentaire exogène se produit lorsque la mère est infestée durant la gestation.

Ce mode de contamination est beaucoup plus fréquent puisque 80 à 95% des vaches porteuses contaminent leur veau. La mortalité des nouveaux-nés étant rare, les génisses infestées *in utero*, le plus souvent ne présentant aucun signe clinique, sont gardées pour le renouvellement, ce qui conduit à l'enracinement de la maladie dans les élevages.

Lorsque des signes cliniques sont présents chez les nouveaux-nés, les symptômes nerveux entraînent rapidement la mort de l'animal au cours des trois ou quatre premières semaines de vie.

Le pic d'avortements a lieu au cours du deuxième tiers de gestation (4-6^{ème} mois), mais ils peuvent se produire toute l'année de manière sporadique, consécutivement à la transmission verticale en général, ou de manière épizootique (plus rare), plutôt lors de transmission horizontale, lorsque dans un élevage, un grand nombre d'animaux se contamine à une même source d'oocystes.

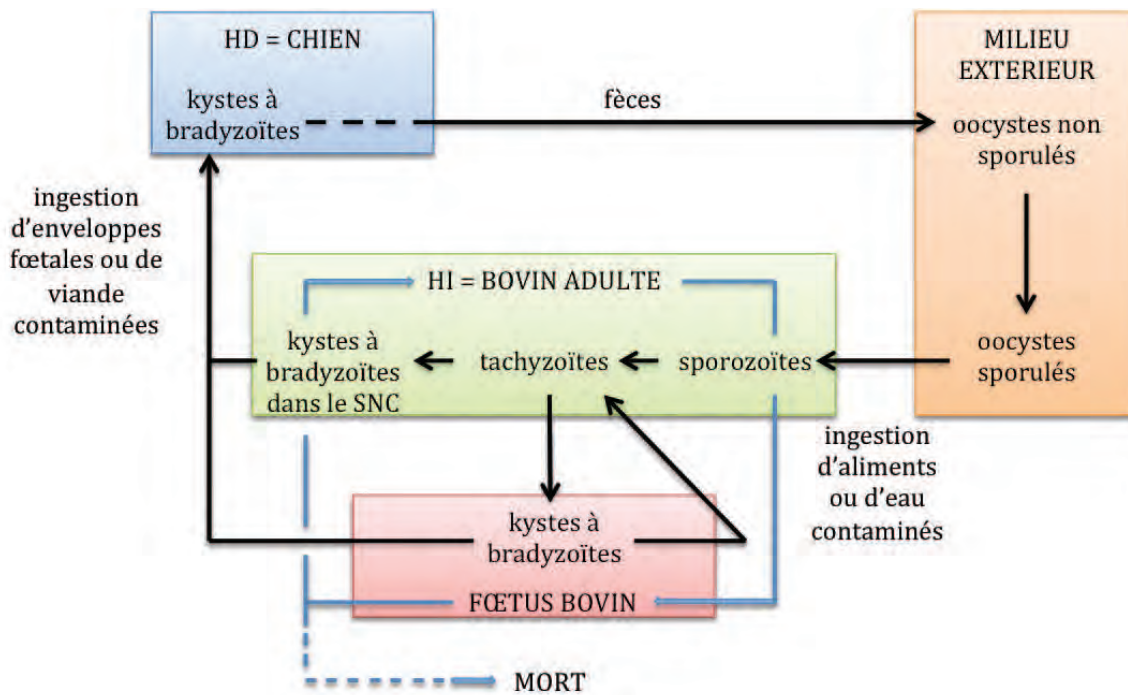


Figure 29 : cycle évolutif de *Neospora caninum* (d'après Dubey, 1999)

- Éléments cliniques de suspicion (d'après Jacquet, 2010)

Il y en a très peu, voire pas, aussi bien chez les bovins adultes que chez les veaux.

Une suspicion de néosporose est donc avant tout basée sur l'épidémiologie. Le diagnostic de certitude est la réalisation d'une PCR sur cerveau d'avorton. Une sérologie est généralement recommandée et réalisée concomitamment sur la mère de l'avorton.

Lors d'avortement, il est conseillé de prélever le sérum de la mère et la totalité de l'avorton.

4.2.2. Méthodes diagnostiques de la néosporose, réalisables par un laboratoire spécialisé

4.2.2.1. Sérologie

Même si elle n'est pas obligatoire, la sérologie sur une vache qui vient d'avorter est incontournable. Elle permet de conforter un diagnostic, mais aussi d'évaluer le taux d'infestation au sein d'un troupeau et de définir une stratégie de lutte (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Un dépistage individuel systématique venant appuyer la PCR sur avorton est donc recommandé lors de tout avortement, les laboratoires proposant en général des forfaits d'analyses pour ce genre de problème.

Le titre en anticorps spécifiques est le plus élevé juste après l'avortement ou la mise-bas. Il peut décliner rapidement et passer sous le seuil de détection en deux ou trois mois (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Lors de réactivation des kystes à bradyzoïtes au cours d'une gestation ultérieure, le titre va de nouveau augmenter, de manière progressive jusqu'à la mise-bas ou l'avortement (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Plusieurs techniques sont utilisées dont l'IFAT, considérée comme référence. Le matériel de prélèvement se limite à un système Vacutainer®, des aiguilles stériles et des tubes secs pour les ponctions sanguines à la veine jugulaire ou à la veine sous-caudale.

Chez les veaux supposés infestés *in utero*, la sérologie en vue de déterminer leur statut n'a d'intérêt que si elle est réalisée avant la prise colostrale, ce qui peut poser des problèmes. Effectuée après, elle indique seulement le statut de la mère (d'après Dorchies *et al*, 2012).

4.2.2.2. PCR

Cet examen complémentaire est la méthode de choix, la plus couramment utilisée pour le diagnostic de certitude de la néosporose, et la plus sensible. Elle est réalisée sur le cerveau de l'avorton (d'après Jacquiet, 2010).

Le matériel de collecte des échantillons se compose de grands pots à prélèvements propres ou de grands sachets de congélation pour prélever le cerveau. La conservation peut se faire au réfrigérateur à 4°C pour une courte durée, ou au congélateur pour une longue durée, en attendant d'être envoyé sous couvert du froid au laboratoire.

Cependant, la présence de l'ADN de *N. caninum* dans les tissus fœtaux ne signifie pas forcément que ce protozoaire est responsable de l'avortement puisque de nombreux veaux infestés *in utero* naissent tout à fait normaux (d'après Dorchies *et al*, 2012).

Une analyse histopathologique permettrait de déterminer la présence ou non de lésions incompatibles avec la survie du fœtus (d'après Dorchies *et al*, 2012).

4.3. PROTOZOOSE SYSTEMIQUE A REPERCUSSION CUTANEE : LA BESNOITIOSE

4.3.1. Présentation

- Eléments de taxonomie (d'après Jacquet, 2010)

La besnoitiose est une « coccidiose » due à *Besnoitia besnoiti*. On trouve trois stades évolutifs d'intérêt dans le cycle parasitaire :

- oocystes (stade infestant)
 - tachyzoïtes
 - bradyzoïtes (stade infestant)
- Eléments d'épidémiologie-biologie (d'après Jacquet *et al*, 2010 ; Gourreau et Polack, 2008 ; Alzieu *et al*, 2007)

En France métropolitaine, la prévalence et l'incidence sont assez faibles, mais en augmentation régulière. De nombreux animaux se révèlent séropositifs sans manifester de signes cliniques (5 cas sur 6 environ). La besnoitiose est présente essentiellement dans le sud-ouest de la France et semble en extension.

Besnoitia besnoiti est un parasite peu spécifique d'hôte. Le chat est l'hôte définitif, les hôtes intermédiaires les plus sensibles sont les bovins chez qui la maladie évolue de manière aiguë. Chez les caprins et les chevaux, la maladie évolue de manière chronique.

Les individus les plus sensibles sont les jeunes bovins adultes âgés de deux à cinq ans et les mâles semblent plus souvent et plus gravement atteints que les femelles.

Une prédisposition raciale semble exister et concerne les Gasconnes et les Blondes d'Aquitaine, dont le mode d'élevage, souvent extensif, favorise les contacts avec les vecteurs, l'estive étant considérée comme un facteur de risque majeur par le regroupement des cheptels et la présence de nombreux vecteurs.

Le cycle primaire dixène s'effectue du chat au bovin. Il est très peu fréquent, voire inexistant, donc d'importance moindre dans l'extension de la maladie.

Un cycle monoxène existe, la contamination ayant lieu de bovin à bovin par l'intermédiaire de diptères piqueurs, les taons et les stomoxes, ou plus rarement par l'intermédiaire d'aiguilles souillées, conférant à la besnoitiose le statut de maladie vectorielle.

Ce cycle explique la saisonnalité de la maladie qui se manifeste principalement en été, de juin à septembre, et une contagiosité d'allure parfois épizootique dans certains élevages. Son rôle dans la transmission de la maladie semble supérieur à celui du cycle dixène.

La besnoitiose peut occasionnellement apparaître en hiver lors de la réactivation des kystes à bradyzoïtes.

Actuellement, on ne sait pas si une transmission horizontale directe est possible et la transmission verticale ne semble pas exister.

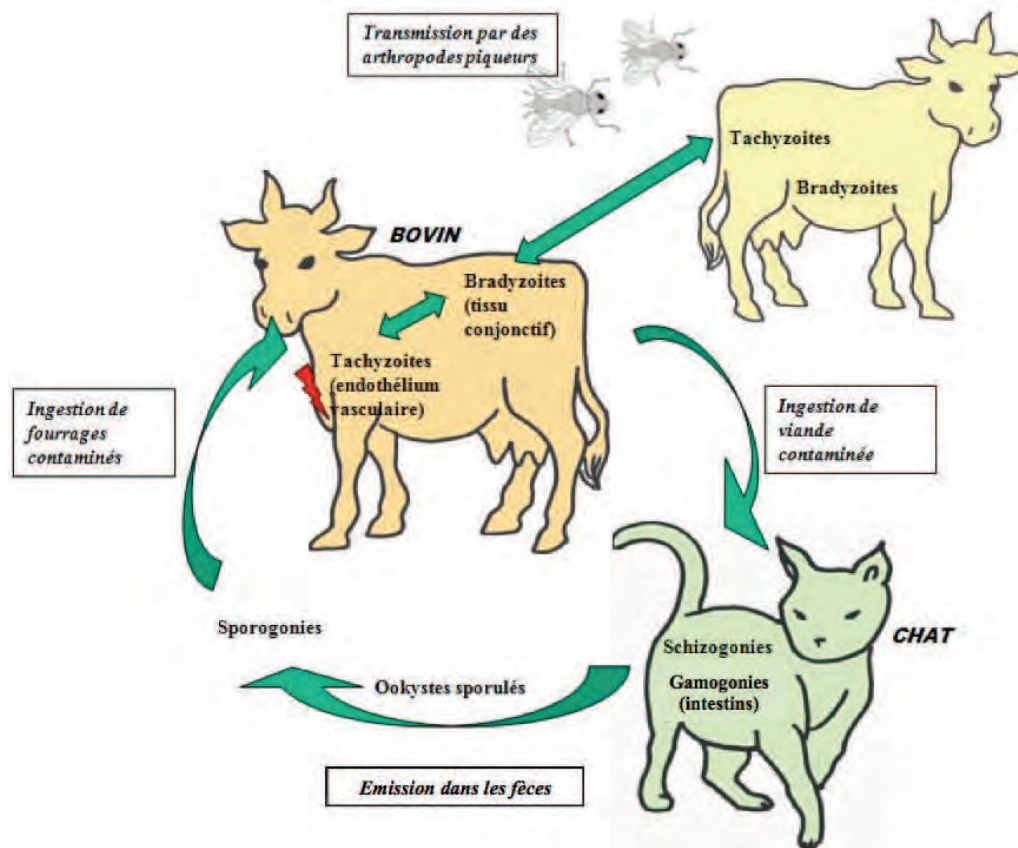


Figure 30 : cycle évolutif de *Besnoitia besnoiti* (d'après le site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/besnoitia.html>)

- Éléments cliniques de suspicion (d'après Gourreau et Polack, 2008)

La besnoitiose peut être suspectée lorsque l'on observe une hyperthermie prononcée avec dégradation de l'état général et cachexie, des lésions cutanées avec un épaissement du derme et des dépilations, et la présence de kystes conjonctivaux plus ou moins visibles (nodules blanchâtres, opaques, d'environ 0,5 mm de diamètre, dans le derme, la conjonctive oculaire, le conjonctif sous-cutané).

L'observation directe de ces kystes sur la sclère, possible en phase chronique, est une méthode de détection insuffisante. Elle peut servir à suspecter la maladie, mais non à la confirmer (d'après Jacquet *et al*, 2010).

La confirmation diagnostique peut se faire en laboratoire spécialisé par (d'après Jacquet *et al*, 2010) :

- sérologie

Deux techniques de dosage des anticorps anti-*B. besnoiti* dans le sérum sont utilisées : ELISA ou Western-blot, qui est le test de référence.

- RT-PCR

La recherche du matériel génétique du parasite se fait à partir d'une biopsie cutanée.

La sérologie et la RT-PCR permettent un dépistage en phase chronique de la maladie.

Une technique de q RT-PCR permettant une détection plus précoce, c'est-à-dire en phase fébrile, est en cours d'étude.

4.3.2. Méthodes diagnostiques de la besnoitiose, réalisables par un laboratoire spécialisé

4.3.2.1. Sérologie (d'après Jacquet *et al*, 2010)

Le matériel requis pour les prélèvements se limite à un système vacutainer®, des aiguilles stériles et des tubes secs afin de ponctionner le sang au niveau de la veine sous-caudale ou de la veine jugulaire.

- Technique ELISA

Il existe deux kits de diagnostic disponibles :

- kit Prionics : PrioCHECK® Besnoitia Ab

Il présente une sensibilité et une spécificité de 98% dans le sérum ou le plasma.

Le test ELISA Prionics est le premier test sérologique étudié et validé pour le diagnostic de besnoitiose.

- kit ID Vet : ID Screen Besnoitia Indirect®

Il présente une sensibilité et une spécificité de 100% dans le sérum ou le plasma.

La détection de la réponse en anticorps anti-*B. besnoiti* pour ces deux kits est possible trois ou quatre semaines après le début de la phase fébrile. Le délai d'analyses est rapide.

Le sérodiagnostic par la technique ELISA est optimal pour les cas cliniques en début de sclérodémie débutante, ou pour une enquête de séroprévalence globale (détection des infections inapparentes).

- Technique Western-Blot

Il s'agit de la méthode de référence. Elle permet une détection plus précoce de la réponse en anticorps anti-*Besnoitia besnoiti* par rapport à la technique ELISA. De plus, elle est indispensable pour une confirmation initiale de l'infection dans un troupeau.

Le diagnostic de laboratoire pour la besnoitiose, en particulier la sérologie ELISA, a un intérêt médical précoce limité (dans l'attente d'une technique de RT-PCR quantitative) mais a un intérêt majeur dans la gestion sanitaire de la maladie : définition des cheptels infestés/non infestés, détection des bovins infestés dont les formes inapparentes, évaluation de la prévalence de la maladie.

La séroprévalence est un élément clé de la détermination d'un cheptel : lors de suspicion épidémiologique de besnoitiose, l'idéal est de prélever tous les bovins de plus de six mois et de les tester par sérologie ELISA. Les cas douteux pourront être confirmés ou infirmés par sérologie Western-Blot.

Le coût du dépistage est certes non négligeable, mais moindre par rapport aux pertes économiques engendrées par la maladie.

4.3.2.2. PCR (d'après Jacquiet *et al*, 2010)

- RT-PCR sur biopsie cutanée

Le matériel nécessaire au prélèvement se limite à une lame de bistouri stérile ou un kit de biopsie punch, et un tube sec pour déposer le morceau excisé.

La biopsie est réalisée en zone cutanée profonde au niveau d'une lésion et placée dans un tube sec, conservée au froid en vue d'être envoyée à un laboratoire spécialisé.

Il s'agit d'une méthode très sensible permettant la détection des cas subcliniques, ainsi qu'une évaluation quantitative de l'infestation.

Elle peut être utile pour un suivi après la mise en place d'un traitement.

- q RT-PCR, en cours d'étude

L'ADN du parasite pourra être mis en évidence précocement, en phase fébrile, sur sang total.

4.4. PROTOZOOSSES A RISQUE ZONOTIQUE ELEVE, SANS OUTIL DIAGNOSTIQUE ANTE-MORTEM A DISPOSITION DU PRATICIEN

Certaines protozooses incluant les bovins dans leur cycle parasitaire peuvent avoir des conséquences importantes sur la santé humaine, et pour lesquelles aucun outil diagnostique n'est disponible en pratique afin de les détecter du vivant de l'animal.

Outre le risque zoonotique, l'aspect économique de ce type d'infestation est également à prendre en compte.

4.4.1. Sarcosporidiose (d'après Jacquet, 2010 ; Beugnet et Guillot, 2008 ; Dubey, 1993)

Il existe de très nombreuses espèces de sarcosporidies ayant toutes le même cycle parasitaire dixène.

L'hôte définitif est un carnivore (dont l'Homme), et l'hôte intermédiaire est un ruminant. Une espèce parasite les bovins et l'Homme, *Sarcocystis bovi-hominis*.

Chez les bovins, la maladie est le plus souvent asymptomatique. Les lésions dues aux kystes à bradyzoïtes peuvent en revanche être importantes par leur taille et leur nombre, les kystes se trouvant dans les muscles squelettiques et entraînant des réactions inflammatoires périphériques, conduisant à de nombreuses saisies à l'abattoir, de plus en plus fréquentes, pour aspect répugnant de la viande.

Les pertes économiques liées à cette maladie sont très importantes.

Chez l'Homme, le parasite peut entraîner un syndrome d'allure toxique à l'origine de nausées, d'anorexie et de douleurs gastro-intestinales, ainsi qu'un syndrome diarrhéique type coccidiose intestinale.

Certains outils moléculaires pour connaître l'origine de l'infestation existent mais ne sont pas utilisés en routine. Le seul moyen de mise en évidence est la recherche des kystes à bradyzoïtes *post mortem*, pas toujours visibles à l'œil nu.

4.4.2. Toxoplasmose (d'après Jacquet, 2010 ; Dubey, 1993 ; Nicolas et Pestre-Alexandre, 1993)

La toxoplasmose est une « coccidiose » due à *Toxoplasma gondii*. Le cycle parasitaire est dixène. L'hôte définitif est un félin, le chat en particulier, et les hôtes intermédiaires sont des vertébrés à sang chaud, dont l'Homme.

Les bovins interviennent assez rarement dans le cycle, le parasite n'entraînant pas d'avortement dans cette espèce et très peu, voire pas de signe clinique.

De ce fait, aucun outil diagnostique *ante mortem* n'est utilisé en pratique chez les bovins pour détecter la toxoplasmose. Ils jouent le rôle de réservoir de kystes à bradyzoïtes, qui peuvent survivre très longtemps (plusieurs années), notamment dans les muscles squelettiques de l'hôte intermédiaire de son vivant, et quelques jours dans les cadavres.

Ces kystes sont de petite taille et non détectables *post mortem*, or la consommation de viande crue ou mal cuite contaminée est la principale source d'infestation chez l'Homme.

La toxoplasmose peut entraîner des avortements, des malformations de fœtus, des encéphalites, des problèmes oculaires et pulmonaires graves.

CONCLUSION

Les examens complémentaires à la portée du praticien en parasitologie bovine ne permettent pas toujours de confirmer une suspicion épidémioclinique, mais sont indispensables pour affiner le diagnostic et se faire une idée plus précise du niveau d'infestation. Comme toute analyse, ils exigent une utilisation raisonnée, tenant compte des différents éléments épidémiocliniques, ainsi qu'une interprétation prudente des résultats, en particulier lorsqu'ils sont réalisés au cabinet, les erreurs d'identification pouvant être plus fréquentes que lorsque celles-ci sont exécutées par un laboratoire spécialisé.

Les méthodes de dépistage directes des parasitoses bovines, comme la coproscopie, les frottis sanguins ou les raclages cutanés, sont connues et appliquées depuis longtemps. Bien que leurs techniques aient peu évolué, elles restent néanmoins très efficaces, pour la plupart très simples d'utilisation, et faciles à mettre en place au cabinet, puisque nécessitant peu de matériel coûteux et d'espace. Et bien que leur réalisation et leur interprétation demandent une période d'adaptation afin de systématiser les analyses et d'obtenir des résultats satisfaisants, elles permettent un élargissement de l'offre de services proposée aux clients, tout en générant une source de revenu supplémentaire. Elles apportent, de plus, une démarche scientifique dans le but de justifier, en cas d'infestation démontrée, et de limiter l'emploi des anti-parasitaires.

Les méthodes de dépistage indirectes, réalisées le plus souvent par un laboratoire spécialisé, sont plus récentes et leurs techniques évoluent constamment, en particulier pour la sérologie et la PCR, leur conférant une sensibilité et une spécificité de plus en plus élevées. Même si elles ne permettent pas une mise en évidence du parasite, elles restent des outils très utiles et très pertinents, en particulier le dosage du pepsinogène sérique, et le dosage des anticorps anti-*Fasciola hepatica* ou anti-*Besnoitia besnoiti*.

En parasitologie bovine, la coproscopie et la sérologie restent les deux examens complémentaires les plus employés. Plus généralement, ces deux méthodes, et en particulier la coproscopie, sont très largement utilisées en parasitologie des herbivores, notamment pour les petits ruminants, du fait de leur faible coût et de leur efficacité à orienter, voire confirmer un diagnostic. La simplicité d'exécution et d'interprétation de la coproscopie en fait un examen de laboratoire de choix à réaliser au cabinet.

La PCR, l'outil le plus récent en médecine vétérinaire, est en fin de compte peu employée et s'utilise principalement, en parasitologie bovine, pour le diagnostic de la néosporose sur cerveau d'avorton. Il s'agit d'une technique encore coûteuse, très souvent utilisée en seconde intention, aussi bien en clientèle bovine que canine ou équine.



AGREMENT SCIENTIFIQUE
En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, Philippe DORCHIES, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de FOURCADE Raphaël intitulée « **Mise au point sur les méthodes de dépistage des parasitoses chez les bovins (autopsies exclues)** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 17 Septembre 2012
Professeur Philippe DORCHIES Enseignant
 chercheur de l'Ecole Nationale Vétérinaire
 de Toulouse

Vu:
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON

Vu:
Le Président du jury :
Professeur Alexis VALENTIN

Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université
Paul Sabatier
Professeur Bertrand MONTHUBERT

Conformément à l'Arrêté du 20 avril 2007, article 6, la soutenance de la thèse ne peut être autorisée qu'après validation de l'année d'approfondissement.



REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. ADJOU K., POLACK B., FONTAINE J.J., GOURREAU J.M., MILLEMANN Y., BRUGERE-PICOUX J., 2004
Dermatologie parasitaire bovine. Identification d'un cas de démodécie bovine en France. Le Point Vétérinaire, 35, 249, 60-63
2. AL SAFFAR T.M., SULLIMAN E.G., AL BAKRI H.S., 2010
Prevalence of intestinal ciliate *Buxtonella sulcata* in cattle in Mosul. Iraqi Journal of Veterinary Sciences, 24, 1, 27-30
3. ALZIEU J.P., DUCOS DE LAHITTE J., BOURDENX L., SCHELCHER F., 1993
La parafilariose bovine. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 5, 85-94
4. ALZIEU J.P., DUCOS de LAHITTE J., BOUSQUET E., BOURDENX L., LOUGUET Y., DORCHIES Ph., 1996
La dicrocoeliose bovine : actualités bibliographiques. Données cliniques et épidémiologiques récentes. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 5, 13-26
5. ALZIEU J.P., 1999
La strongyloïdose intestinale des veaux et des jeunes bovins. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 6, 125-127
6. ALZIEU J.P., DUCOS DE LAHITTE J., BOURDENX L., SCHELCHER F., 1999
Parafilariose bovine : attitude diagnostique et thérapeutique. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 2, 109-115
7. ALZIEU J.P., DUCOS de LAHITTE J., BOURDENX L., JACQUIET Ph., 2002
La dicrocoeliose bovine : une parasitose émergente et pathogène. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 13, 59-62
8. ALZIEU J.P., GOURREAU J.M., 2005
Parasitologie des ovins. Actualités sur les myiases externes ovines. Le Point Vétérinaire vol. 36, 256, 22-28
9. ALZIEU J.P., DORCHIES P., SCHELCHER F., GOTTSTEIN B., 2007
L'extension de la besnoitiose bovine en France. Le Point Vétérinaire, 276, 37-43
10. ANDERSON R.C., 2000
Nematode parasites of Vertebrates : their development and transmission, 2nde édition. Ed. CABI Publishing, Oxon, 650 pages
11. ANONYME 1
Grille d'interprétation des résultats de coproscopie chez les bovins. Laboratoire départemental d'analyses du Tarn

12. ANONYME 2
B) LA GIARDIOSE DES VEAUX, 12 pages

13. ATANCE A., MAFFART P., LAFFORT C., 1995
Techniques diagnostiques en dermatologie. L'Action Vétérinaire, 1341, 17-23

14. AUTEF P., 2010
Les analyses coprologiques réalisables en routine au cabinet vétérinaire en clientèle ovine. Hors-série du Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 127-138

15. BAILLY J.D., 2009
Les dangers parasitaires. Cours d'hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale de l'ENVT

16. BARE N. Tiques. In : LEFEVRE P.C., BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003
Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et région chaudes. Tome 2. Maladies bactériennes. Mycoses. Maladies parasitaires. Ed. Lavoisier, Paris, 79-121

17. BESSET M.J., 1996
Les trichures des Mammifères : étude bibliographique. Thèse de doctorat vétérinaire (Toulouse, Université Paul-Sabatier), 58 pages

18. BEUGNET F., DANG H., 1997
Le parasitisme interne des Bovins. La Dépêche Vétérinaire, Semaine du 25 au 31 octobre 1997, supplément technique numéro 58

19. BEUGNET F., ERCOLE F., MARTIN G., JOISEL F., 1999
Evaluation de l'infestation des vaches laitières par *Dictyocaulus viviparus* en Bretagne et Centre-Est. Comparaison de différentes méthodes de diagnostic. Revue de Médecine Vétérinaire, 150, 1, 33-38

20. BEUGNET F., 2000
Parasitologie : diagnostic coproscopique en pratique. Action Vétérinaire, 1510, supplément détachable I à VII

21. BEUGNET F., 2000
Parasitologie clinique des Bovins. CD Rom, Merial, Lyon

22. BEUGNET F., DANG H., 2000
Parasitologie externe des bovins. La Dépêche Vétérinaire, supplément technique numéro 69, 19 pages

23. BEUGNET F., POLACK B., DANG H., 2004
Atlas de coproscopie. Ed. Kalianxis, Clichy, 77 pages

24. BEUGNET F., GUILLOT J., 2008
Les strongyloses gastro-intestinales. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 98-105

25. BEUGNET F., MAILLARD R., GUILLOT J., 2008
La strongylose respiratoire ou dictyocaulose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 108-111
26. BEUGNET F., GUILLOT J., 2008
La toxocarose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 112-113
27. BEUGNET F., GUILLOT J., 2008
La cryptosporidiose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 136-137
28. BEUGNET F., GUILLOT J., 2008
La sarcosporidiose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 142-143
29. BOULARD C., MOIRE N., VILLEJOURBERT C., 1997
Interactions entre l'hôte et le parasite au cours de l'hypodermose bovine. Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial : Parasitologie des ruminants), 67-71
30. BOURDEAU P., 1993
Les tiques d'importance vétérinaire et médicale. 1^{ère} partie, principales caractéristiques morphologiques et biologiques et leurs conséquences. Le Point Vétérinaire, 25, 151, 13-26
31. BOURDEAU P., 1993
Les tiques d'importance vétérinaire et médicale. 2^{ème} partie, principales espèces de tiques dures (Ixodidae et Amblyommidae). Le Point Vétérinaire, vol. 25, 151, 27-41
32. BOURDEAU P., 1997
Les dictyocauls. Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial : Parasitologie des Ruminants), 25-26
33. BOURDOISEAU G., 1993
Travaux pratiques, Helminthologie. Service de Parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, 135 pages
34. BOURDOISEAU G., 1997
Les douves des Ruminants. Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial : Parasitologie des Ruminants), 15-19
35. BOURDOISEAU G., DORCHIES Ph., 1997
Tableaux récapitulatifs : les principaux parasites des ruminants. Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial : Parasitologie des ruminants), 119-123
36. BRUGERE-PICOUX J., 2004
Affections parasitaires. Maladie des moutons 2^{ème} édition, Ed. France Agricole p. 273

37. BUSSIERAS J., CHERMETTE R., 1992
Abrégé de Parasitologie vétérinaire. Protozoologie. Service de Parasitologie ENVA, 186 pages
38. BUSSIERAS J., CHERMETTE R., 1993
Abrégé de Parasitologie vétérinaire. Mycologie. Service de Parasitologie ENVA, 179 pages
39. BUSSIERAS J., CHERMETTE R., 1995
Abrégé de Parasitologie vétérinaire. Helminthologie. Service de Parasitologie ENVA, 299 pages
40. CAMUSET Ph., VERY P., 1992
Le laboratoire en parasitologie bovine ou de la bonne utilisation du laboratoire en parasitologie bovine. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 4, 45-47
41. CAMUSET Ph., MAGE C., 1997
La dictyocaulose bovine : ça existe toujours ! In : Proceedings du congrès « Les Maladies Respiratoires », Journées Nationales des Groupements Techniques Vétérinaires, Vichy, 21 au 23 mai 1997, 347-353
42. CAMUSET Ph., MATHEVET P., RIZET C., 2002
Les examens complémentaires en pathologie néonatale réalisables au cabinet. Kits de diagnostic et coproscopie. In : Proceedings du congrès « De l'animal au troupeau, du troupeau à l'animal », Journées Nationales des Groupements Techniques Vétérinaires, Tours, 29 au 30 mai 2002, 61-65
43. CAMUSET Ph., DORE C., 2007
Diagnostic de la dictyocaulose par coproscopie : méthodes de Baermann et Mc Kenna. Hors-série du Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 117-120
44. CAMUSET Ph., 2010
Utilisation pratique des examens complémentaires en parasitologie bovine au pâturage. Hors-série du Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 115-125
45. CARLOTTI D.N., PIN D., 2002
Diagnostic dermatologique. Approche clinique et examens immédiats. Ed. Masson, Paris, 99 pages
46. CHARTIER C., 2000
La cryptosporidiose des Ruminants. In : Proceedings du congrès « Parasitisme Bovin », Société Française de Buiatrie, Paris, 15 au 17 novembre 2000, 251-264
47. CHAUVE C., CALLAIT M.P., 2000
Protozooses bovines émergentes. In : Proceedings du congrès « Parasitisme Bovin », Société Française de Buiatrie, Paris, 15 au 17 novembre 2000, 119-131

48. CHAUVET S., L'HOSTIS M., 2005
Les tiques bovines : biologie, répartition et rôle vecteur. *Le Point Vétérinaire*, 36, 255, 22-26
49. CHAUVIN A.
Communication personnelle. Auteur cité dans le Hors-Série 2010 du Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 123
50. CHERMETTE R., 1999
Les plaies d'été chez les bovins : un aspect particulier de la parafilariose en France? *Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires*, 2, 42-43
51. CHERMETTE R., GUILLOT J. Teignes. In : LEFEVRE P.C., BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003
Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et région chaudes. Tome 2. Maladies bactériennes. Mycoses. Maladies parasitaires. Ed. Lavoisier, Paris, 1155-1176
52. CHERMETTE R., GUILLOT J., KILANI M. Strongyloïdoses ou anguilluloses. In : LEFEVRE P.C., BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003
Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et région chaudes. Tome 2. Maladies bactériennes. Mycoses. Maladies parasitaires. Ed. Lavoisier, Paris, 1375-1381
53. CLERO M., 2004
Les stomoxes (*Stomoxys calcitrans* et *Stomoxys niger*) dans les élevages bovins laitiers du sud de l'île de la Réunion. Thèse de Doctorat Vétérinaire (Nantes, Faculté de Médecine), 133 pages
54. Collectif ANOFEL, 2002
Parasitologie Mycologie, 7ème édition. Collection Références, Ed. Format Utile Paris, 494 pages
55. COUSSEAU N., 2004
Dépistage de l'hypodermose bovine et conséquences pour le passage sous certification. Analyses de données concernant la région Centre. Mémoire du Diplôme de Responsable des Systèmes et de la Qualité en Production Animale, ENVL, 58 pages + Annexes
56. DORCHIES Ph., 1999
Moniezia expansa : importance du parasitisme, conséquences économiques. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 150, 2, 107-110
57. DORCHIES Ph., LEVASSEUR G., ALZIEU J.P., 2000
La paramphistomatose bovine : une pathologie d'actualité. In : Proceedings du congrès « Parasitisme Bovin », Société Française de Buiatrie, Paris, 15 au 17 novembre 2000, 119-131

58. DORCHIES Ph., LACROUX C., LEVASSEUR G., ALZIEU J.P., 2002
La paramphistomose bovine. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 13, 13-16
59. DORCHIES Ph., 2009
Strongyloses gastro-intestinales des ruminants. Cours de parasitologie de L'ENVT
60. DORCHIES Ph., DUNCAN J., LOSSON B., ALZIEU J.P., 2012
VADE-MECUM de Parasitologie clinique des Bovins, chapitre 8 Examen de Laboratoire en pratique, Ed. Med'Com
61. DUBEY J.P., 1993
Toxoplasma, Neospora, Sarcocystis and other tissue cyst forming coccidia of Human and Animals. In : KREIER J.P., Parasitic protozoa, 2nd edition, Ed. Academic Press, London, 6, 1-131
62. DUBEY J.P., 1999
Recent advances in *Neospora* and neosporosis. Veterinary Parasitology, 84, 349-367
63. DUCOS DE LAHITTE J., 2009
Dictyocaulose bovine. Cours de parasitologie de l'ENVT
64. DUCOS DE LAHITTE J., 2009
Fasciolose. Cours de parasitologie de l'ENVT
65. DUCOS DE LAHITTE J., 2010
Coenuroses cérébro-spinales des ruminants, cysticercoses, échinococcoses. Cours de parasitologie de l'ENVT
66. DUCOS DE LAHITTE J., 2010
Teniasis des ruminants. Cours de parasitologie de l'ENVT
67. EUZEBY J., 1998
Les parasites des viandes. Epidémiologie, physiopathologie, incidences zoonotiques. Ed. Lavoisier Tec & Doc, Paris, 402 pages
68. EUZEBY J., BOURDOISEAU G., CHAUVE C.M., 2005
Dictionnaire de parasitologie médicale et vétérinaire. Ed. Tec & Doc, Paris, 492 pages
69. FANNEAU DE LA HORIE P., DEROUVROY F., 1994
Ascaridiose et strongyloïdose des veaux. Bulletin mensuel de la Société des praticiens Vétérinaires Français, 78, 4, 205-217
70. FERAL P., 1993
Les mouches parasites des bovins et des ovins. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 5, 57-64

71. FRANC M., 1997
Identification et biologie. Principaux agents de myiases cutanées en France. Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial : Parasitologie des ruminants), 29-30
72. FRANC M., 2008
Les mouches nuisibles au bétail. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre XI Maladies de la peau et nœuds lymphatiques. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 412-419
73. FRANC M., 2009
Mise en évidence des infections à protozoaires du sang et du Système Phagocytes Mononuclées. Cours de parasitologie de l'ENVT
74. FRANC M., 2009
Les dermatoses des bovidés. Cours de parasitologie de l'ENVT
75. FRANC M., 2009
L'hypodermose bovine. Cours de parasitologie de l'ENVT
76. FRANC M., 2009
Agents de myiases cutanées. Cours de parasitologie de l'ENVT
77. FRANC M., 2009
Lutte contre les mouches du bétail. Cours de parasitologie de l'ENVT
78. GALUPPI R., MILITERNO G., BASSI P., NANNI A., TESTONI S., TAMPIERI M.P., GENTILE A., 2012
Evidence for bovine parafilariosis in Italy : first isolation of *Parafilaria bovicola* (Tubanqui, 1934) from autochthonous cattle. Veterinary Parasitology, vol. 184, 1, 88-91
79. GAMARD N., 2001
La parafilariose bovine : synthèse bibliographique. Thèse de doctorat vétérinaire (Toulouse, Université Paul-Sabatier), 97 pages
80. GEVREY J., 1971
Les coprocultures : réalisation, interprétation en vue de la diagnose des Strongles digestifs des Ruminants et du Porc, Revue de Médecine Vétérinaire, 147, 3, 287-317
81. GOURREAU J.M., CHERMETTE R., 1997
Conduite à tenir devant une suspicion d'ectoparasitose : éléments du diagnostic différentiel. Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial: Parasitologie des ruminants), 101-104
82. GOURREAU J.M., GUILLOT J., 2005
Dermatologie parasitaire et fongique des ruminants laitiers. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 30, 23-30
83. GOURREAU J.M., ALZIEU J.P., 2008
La parafilariose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 114-117

84. GOURREAU J.M., POLACK B., 2008
La besnoitiose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 138-139
85. GOURREAU J.M., GUILLOT J., 2008
Les gales. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre XI Maladies de la peau et nœuds lymphatiques. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 390-395
86. GOURREAU J.M., GUILLOT J., 2008
La teigne. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre XI Maladies de la peau et nœuds lymphatiques. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 396-399
87. GOURREAU J.M., GUILLOT J., 2008
L'hypodermose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre XI Maladies de la peau et nœuds lymphatiques. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 402-405
88. GOURREAU J.M., GUILLOT J., 2008
Le rôle pathogène des simulies. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre XI Maladies de la peau et nœuds lymphatiques. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 410-411
89. GUILLOT J., 2005
L'infestation par les tiques. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 30, 33-34
90. GUILLOT J., GOURREAU J.M., 2008
Les infestations par poux et tiques. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre XI Maladies de la peau et nœuds lymphatiques. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 406-407
91. HENDRIX C.M., ROBINSON E., 2006
Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians, 3^{ème} edition. Ed. Mosby inc, Saint-Louis, 285 pages
92. HESKIA B., 2004
La fasciolose, une parasitose toujours en évolution. Méthodes de diagnostic actuelles. In : Proceeding du congrès des Journées Nationales des Groupements Techniques Vétérinaires, Tours, 619-621
93. JACQUIET Ph., DORCHIES Ph., 2002
Les outils du diagnostic parasitologique : étude analytique, critique et prospective. In : Proceeding du congrès des Journées Nationales des Groupements Techniques Vétérinaires, Tours, 479-488
94. JACQUIET Ph., 2005
Les trématodoses. Cours de parasitologie de l'ENVT
95. JACQUIET Ph., 2010
La besnoitiose. Cours de parasitologie de l'ENVT

96. JACQUIET Ph., 2010
Les maladies transmises par les tiques chez les ruminants. Cours de parasitologie de l'ENVT
97. JACQUIET Ph., 2010
Néosporose. Cours de parasitologie de l'ENVT
98. JACQUIET Ph., 2010
Protozooses digestives des ruminants. Cours de parasitologie de l'ENVT
99. JACQUIET Ph., 2010
Sarcosporidiose. Cours de parasitologie de l'ENVT
100. JACQUIET Ph., 2010
Toxoplasmose. Cours de parasitologie de l'ENVT
101. JACQUIET Ph., ALZIEU J.P., LIENARD E., MALAVIEILLE R., SALEM A., GRISEZ C., PREVOT F., BERGEAUD J.P., DESCLAUX X., DORCHIES Ph., FRANC M., 2010
La besnoitiose bovine : actualités épidémiologiques et diagnostiques. Stratégies de contrôle. Présentation le 26 Octobre 2010 à une réunion FNGDS, Maison-Alfort
102. KERBOEUF D., HUBERT G., LE STANG J.P., 1979
Le dosage du pepsinogène sanguin. Elément de diagnostic dans les strongyloses gastriques des ruminants. Revue de Médecine Vétérinaire, 130, 10, 1359-1370
103. KERBOEUF D., HUBERT G., HOSTE H., 1997
Le diagnostic de laboratoire des strongyloses des ruminants. Le point vétérinaire, 28 (N° Spécial: Parasitologie des ruminants), 171-178
104. KERBOEUF D., JACQUIET Ph., 2000
Epidémiologie des strongyloses bovines. In : Proceedings du congrès « Parasitisme Bovin », Société Française de Buiatrie, Paris, 15 au 17 novembre 2000, 6-22
105. KERBOEUF D., KOCH C., LE DREAN E., LACOURT A., 2002
Méthode simplifiée de mesure de la concentration en pepsinogène dans le sérum. Revue de Médecine Vétérinaire, 153, 11, 707-712
106. KERBOEUF D., 2003
Le dosage du pepsinogène sérique chez les animaux de rente. In : Proceedings du congrès des Journées Nationales des Groupements Techniques Vétérinaires, Nantes, 163-170
107. LABIT A., 2003
Réalisation d'un cd-rom de diagnostic des affections cutanées des bovins. Thèse de Doctorat Vétérinaire (Maisons-Alfort, Faculté de Médecine de Créteil), 213 pages

108. LAPOUGE V., 2006
Inventaire des parasites cutanés du chien. Projet pour intégration sur le site web de l'ENVL. Thèse de Doctorat Vétérinaire (Lyon, Université Claude-Bernard Lyon I), 27 pages
109. LEGRAND P., 2003
La besnoitiose bovine en Ariège. Thèse de doctorat Vétérinaire (Toulouse, Université Paul-Sabatier), 87 pages
110. LEJEUNE C., 1997
Le genre *Giardia* en médecine vétérinaire. Thèse de doctorat vétérinaire (Nantes, Faculté de médecine), 162 pages
111. LEONHARDT L., GIRAUD N., PIN D., ZENNER L., 2005
Dermatologie bovine. Gale psoroptique estivale chez un broutard charolais. Le Point Vétérinaire, 2005, 36, 252, 60-62
112. LESCURE G., 1991
L'ascaridose. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 6, 129-132
113. LEVASSEUR G., 1993
Les acariens parasites des ruminants. Les agents des gales et les tiques. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 5, 9-22
114. LEVASSEUR G., 1993
Les poux des ruminants. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 5, 45-48
115. LEVASSEUR G., 1993
Maladies transmises par les Arthropodes. Le Point Vétérinaire, vol. 5, 25-27
116. LEVASSEUR G., ALZIEU J.P., 2002
Paramphistomose et dicrocoeliose chez les Bovins : une réalité clinique, une proposition de gestion pour les cheptels infestés. In : Proceedings du congrès " De l'animal au troupeau, du troupeau à l'animal ", Journées Nationales des Groupements Techniques Vétérinaires, Tours, 29 au 30 mai 2002, 499-505
117. LOSSON B.
GMV1 – Les maladies parasitaires des bovins-2 ; GMV1 – Les maladies parasitaires des Petits Ruminants. Cours de parasitologie de la Faculté de Médecine Vétérinaire, Université de Liège.
118. LOSSON B., 1997
Identification et biologie. Acariens. I. Acariens des gales (*Sarcoptes sp.*, *Psoroptes sp.* et *Chorioptes sp.*). Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial : Parasitologie des ruminants), 27-28
119. LOSSON B., 1997
Identification et biologie. Le genre *Hypoderma* ou mouche du varron. Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial : Parasitologie des ruminants), 33-34

120. LOSSON B., 2003
Les gales et les poux chez les bovins. *Le Point Vétérinaire*, 34, 234, 24-29
121. LOSSON B. Poux. In : LEFEVRE P.C., BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003
Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et région chaudes. Tome 2. Maladies bactériennes. Mycoses. Maladies parasitaires. Ed. Lavoisier, Paris, 1271-1277
122. LOSSON B., JEMLI M.H., LONNEUX B. Gales et Démodécies. In : LEFEVRE P.C., BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003
Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et région chaudes. Tome 2. Maladies bactériennes. Mycoses. Maladies parasitaires. Ed. Lavoisier, Paris, 1255-1270
123. LOSSON B., MIGNON B., 2004
Quand suspecter une infestation parasitaire à manifestation cutanée chez les ruminants laitiers? *Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, Hors Série Parasitologie des ruminants laitiers*, 21-27
124. LOUDIERE C., 1996
Diagnostic expérimental des parasitoses du chien et du chat. Thèse de doctorat vétérinaire (Toulouse, Université Paul-Sabatier), 114 pages
125. LUNDQUIST H., 1983
Parafilaria bovicola (Tubangui 1934) established in Swedish cattle. *Nordisk Veterinaermedicin*, 35, 57-68
126. MAILLARD R., GUILLOT J., 2008
L'ostertagiose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 106-107
127. MAILLARD R., GOURREAU J.M., L'HOSTIS M., 2008
La babésiose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 140-141
128. MAILLARD R., GUILLOT J., 2008
La paramphistomose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre IV Maladies de l'appareil digestif. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 164-165
129. Manuel Vétérinaire Merck, 1^{ère} édition française, 1996
Ed. Editions d'Après, Paris, 1625 pages
130. MARTINELLE L., DAL POZZO F., LOSSON B., SARRADIN P., SAEGERMAN C., 2010
Cas de démodécie chez deux veaux de race Holstein. *Annales de Médecine Vétérinaire*, 154, 1, 61-64.
131. MERCKY T., 2002
Les stéphanofilarioses bovines, synthèse bibliographique. Thèse de Doctorat Vétérinaire (Toulouse, Université Paul-Sabatier), 65 pages

132. MILLEMANN Y., BEUGNET F., GUILLOT J., 2008
La fasciolose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 118-123
133. MILLEMANN Y., BEUGNET F., GUILLOT J., 2008
La dicrocoeliose. Maladie des bovins, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 124-125
134. MIRATON A., 2008
Etude des endoparasites des bovins au sein de trois marais communaux du Marais Poitevin. Thèse de doctorat vétérinaire (Toulouse, Université Paul-Sabatier), 192 pages
135. MOULINIER C., 2003
Parasitologie et mycologie médicale, éléments de morphologie et de biologie. Ed. Médicales Internationales, Ed. Lavoisier, 796 pages
136. NACIRI M., REYNAL P., 1997
Conduite à tenir devant une suspicion de coccidiose. Le Point Vétérinaire, 28 (N° Spécial : Parasitologie des Ruminants), 111-118
137. NAVETAT H., RICHARD A., DURAND Y., BRIANT E., 1996
Coccidioses bovines cliniques et subcliniques. In : Proceedings du congrès « Protozooses bovines, actualités », Société Française de Buiatrie, Annecy, 3 octobre 1996, 2-13
138. NICOLAS J.A., PESTRE-ALEXANDRE M., 1993
Toxoplasmose : une zoonose transmissible à l'Homme. Méd. Mal. Infect., 23, 129-138
139. PANDEY V.S., ZIAM H. Helminthoses de la peau, du tissu conjonctif et des ligaments. In : LEFEVRE P.C., BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003
Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et région chaudes. Tome 2. Maladies bactériennes. Mycoses. Maladies parasitaires. Ed. Lavoisier, Paris, 1501-1517
140. PERRIN A., 2007
Dermatoses parasitaires des ruminants : projet pour intégration sur le site web de l'ENVL. Thèse de doctorat vétérinaire (Lyon, Université Claude-Bernard Lyon I)
141. PORTELLI C., 1999
Les dermatozoonoses d'origines parasitaires : étude bibliographique. Thèse de doctorat vétérinaire (Toulouse, Université Paul-Sabatier), 130 pages
142. RAPSCH C., SCHWEIZER G., GRIMM F., KOHLER L., BAUER C., DEPLAZES P., BRAUN U., TORGERSON P.R., 2006
Estimating the true prevalence of *Fasciola hepatica* in cattle slaughtered in Switzerland in the absence of an absolute diagnostic test. International Journal for Parasitology, 36, 10-11, 1153-1158.

143. RAYNAUD J.P., 1974
La coproscopie quantitative pourrait-elle être utilisée pour diagnostiquer et analyser le niveau des nématodoses gastro-intestinales et pulmonaires des jeunes bovins au pâturage? *Revue de Médecine Vétérinaire*, 125, 12, 1501-1523
144. REMY D., 2008
Les avortements de cause parasitaire : la néosporose. *Maladie des bovins*, 4^{ème} édition, chapitre XIII Troubles de la reproduction. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 520-521
145. REYNAL P.H., MAGE C., 1993
La teigne des bovins. *Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires*, 5, 97-100
146. RIEU E., RECCA A., BENET J.J., SAANA M., DORCHIES Ph., GUILLOT J., 2007
Reliability of coprological diagnosis of *Paramphistomum sp.* infection in cows. *Veterinary Parasitology*, 146, 3-4, 249-253
147. SALEM A., CHAUVIN A., BRAUN J.P., JACQUIET Ph., DORCHIES Ph., 2011
Comparaison de six méthodes de dépistage de *F. hepatica* chez les bovins naturellement infestés. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 162, 1, 18-24
148. SCHELCHER F., GUILLOT J., 2008
Les coccidioses. *Maladie des bovins*, 4^{ème} édition, chapitre III Maladies parasitaires générales. Institut de l'élevage, Ed. France Agricole, Paris, 132-135
149. SVENSSON C., UGGLA A., 2000
Coccidiose bovine : l'émergence de *Eimeria alabamensis*. In : Proceedings du congrès « Parasitisme Bovin », Société Française de Buiatrie, Paris, 15 au 17 novembre 2000, 80-83
150. TARTERA P., 2000
La cryptosporidiose du veau. *Actualité Vétérinaire*, 1517, Cahier clinique numéro 48, 7 pages
151. TAYLOR S.M., 2000
La dictyocaulose. In : Proceedings du congrès « Parasitisme Bovin », Société Française de Buiatrie, Paris, 15 au 17 novembre 2000, 94-98
152. THOMAS-FOURTEAU M., 2001
Les coccidioses bovines : émergence d'*E. alabamensis*. Thèse de doctorat vétérinaire (Toulouse, Université Paul-Sabatier), 69 pages
153. TOURE S.M., JACQUIET Ph. Myiases. In : LEFEVRE P.C., BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003
Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et région chaudes. Tome 2. Maladies bactériennes. Mycoses. Maladies parasitaires. Ed. Lavoisier, Paris, 1279-1305

154. VELLUT F., 2002

Création d'un site internet « coproscopie parasitologique des animaux de rente ». Thèse de doctorat vétérinaire (Lyon, Université Claude-Bernard Lyon I), 38 pages

155. VIARD G., 2005

Rôle vecteur des Diptères hématophages chez les ruminants. Thèse de Doctorat Vétérinaire (Nantes, Faculté de Médecine), 127 pages

156. VILLENEUVE A., 2003

Les zoonoses parasitaires. L'infection chez les animaux et chez l'Homme. Les Presses de l'Université de Montréal, 499 pages

157. ZENNER L., 2005

Les mouches en production laitière. Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires, 30, 39-43

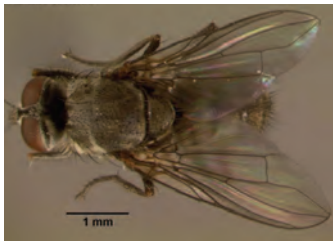
ANNEXES



taon (Dennis R.,
http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Horse_fly_Tabanus_2.jpg?uselang=fr)



stomoxe (Laboratoire de Parasitologie
ENVL)



Haematobia irritans ou mouche des cornes
(Fitzpatrick D., University of Florida)



Hippobosca equina ou mouche-araignée
(Laboratoire de Parasitologie ENVL)



simulie (Laboratoire de Parasitologie ENVL)



culicoïde (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

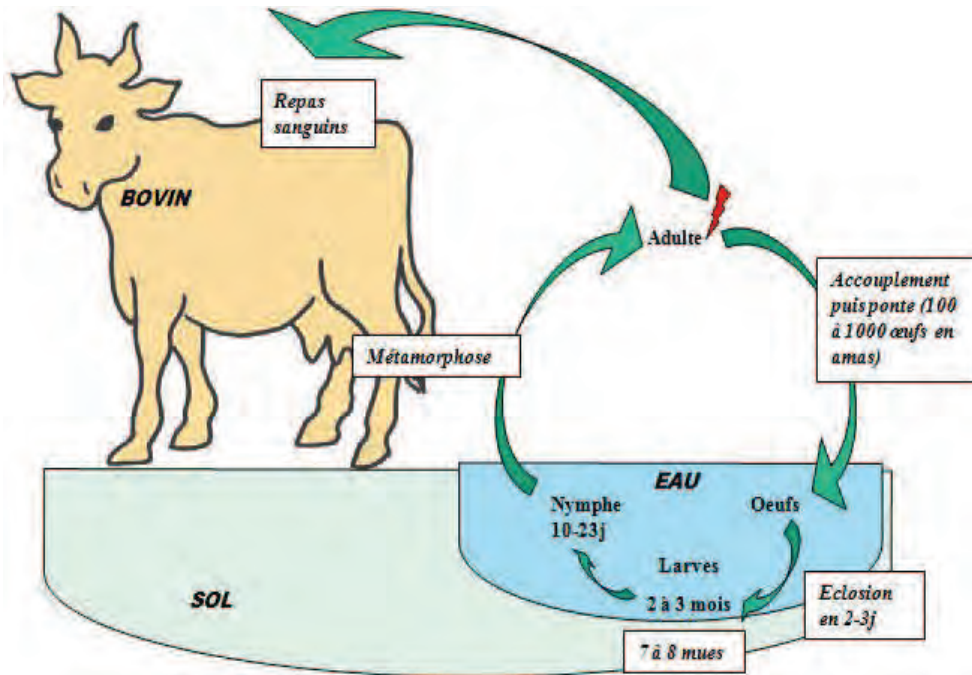


phlébotome observé au microscope au faible
grosissement (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

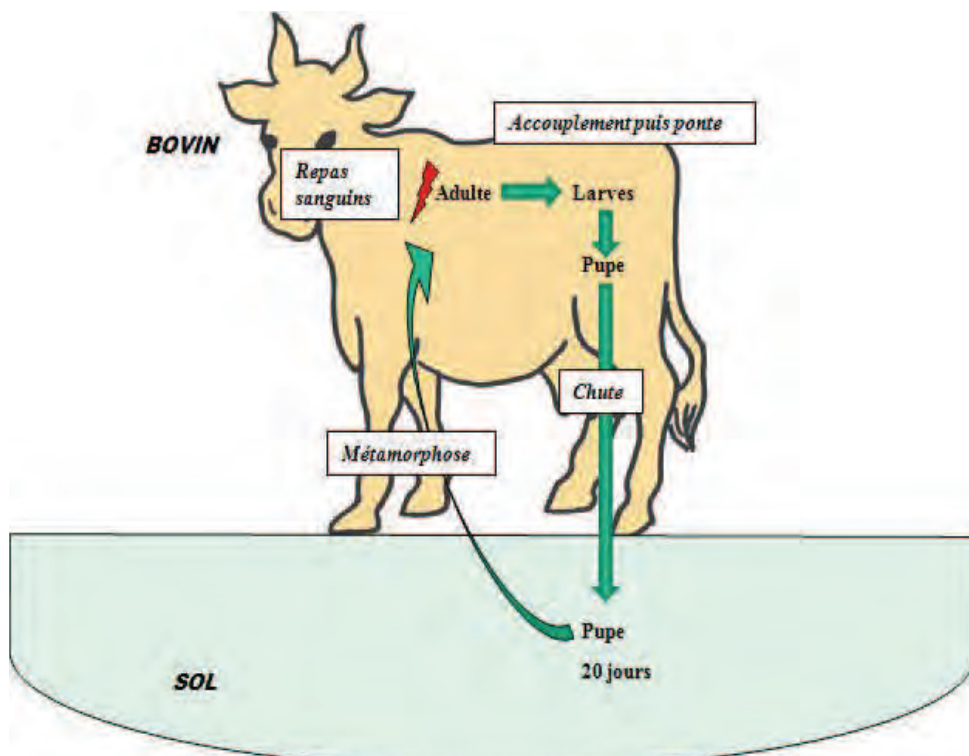


culicidé ou moustique (Laboratoire de Parasitologie ENVL)

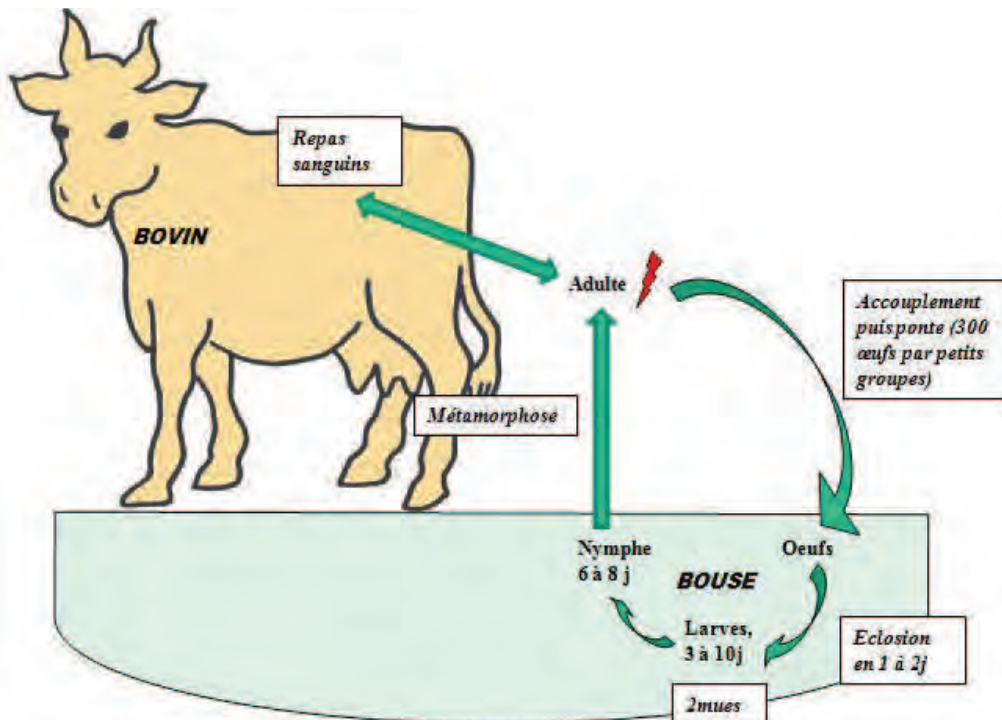
Annexe 1 : photos de différents diptères hématophages



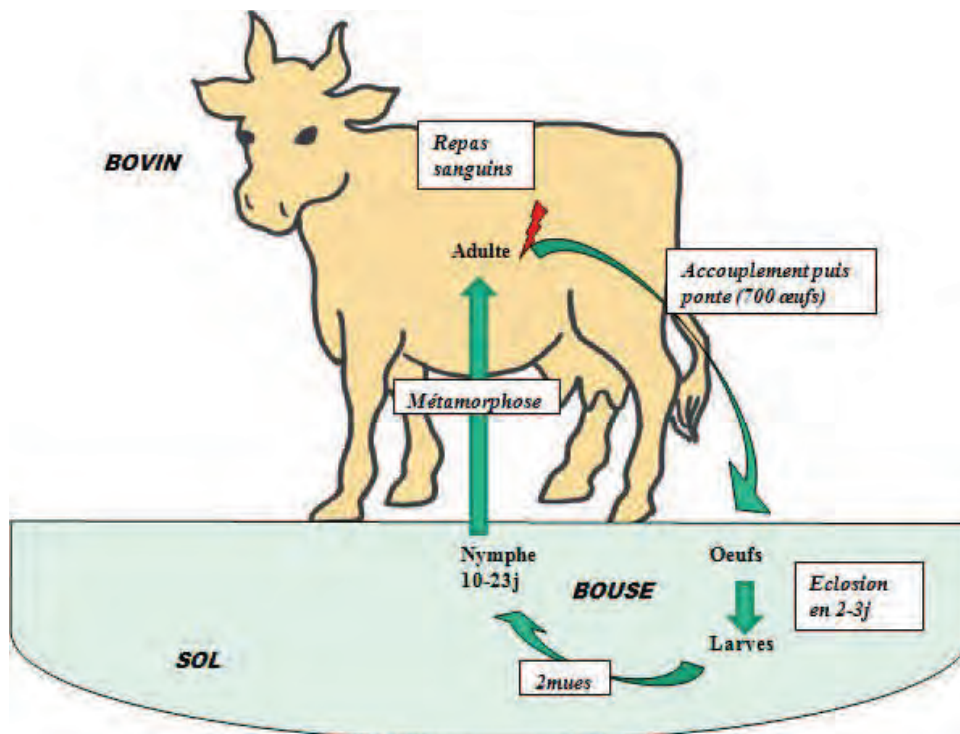
Annexe 2 : cycle évolutif des taons (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/tabanus.html>)



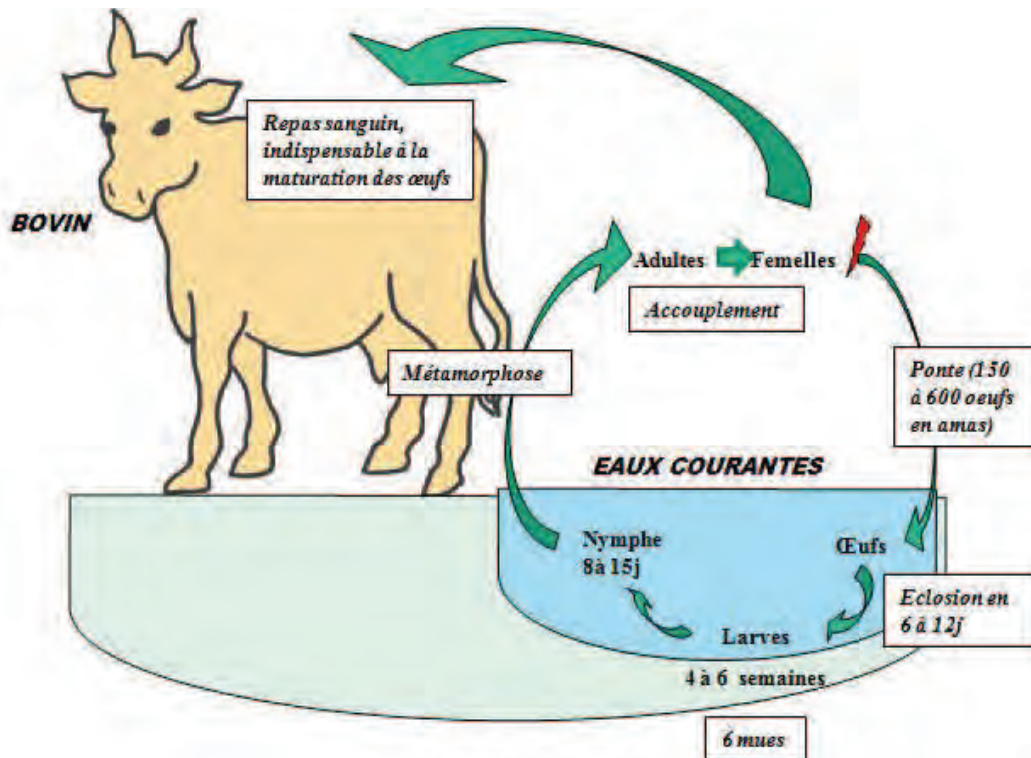
Annexe 3 : cycle évolutif des mouches-araignées (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/hippo.html>)



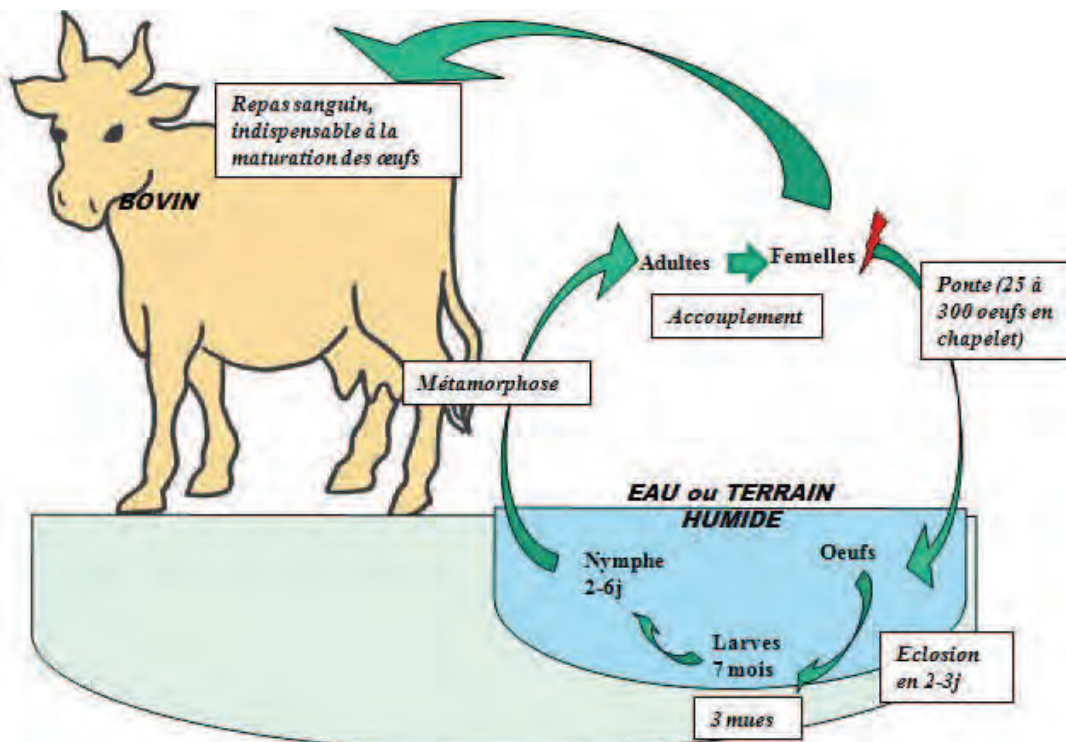
Annexe 4 : cycle évolutif des stomoxes (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/stomoxys.html>)



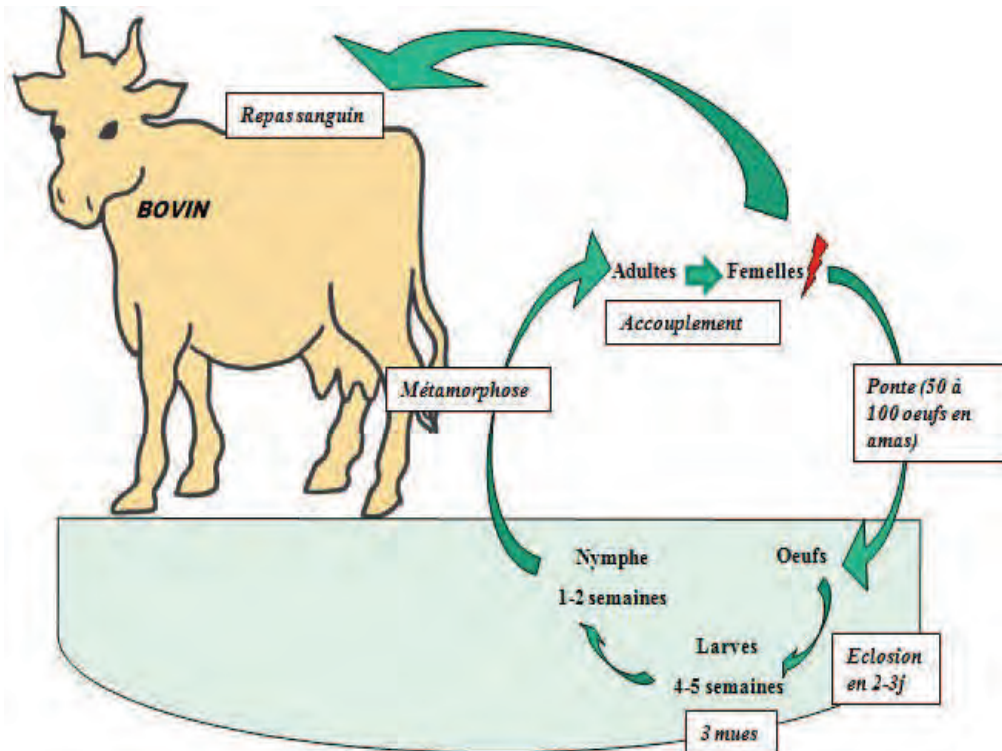
Annexe 5 : cycle évolutif des mouches des cornes (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/haematobia.html>)



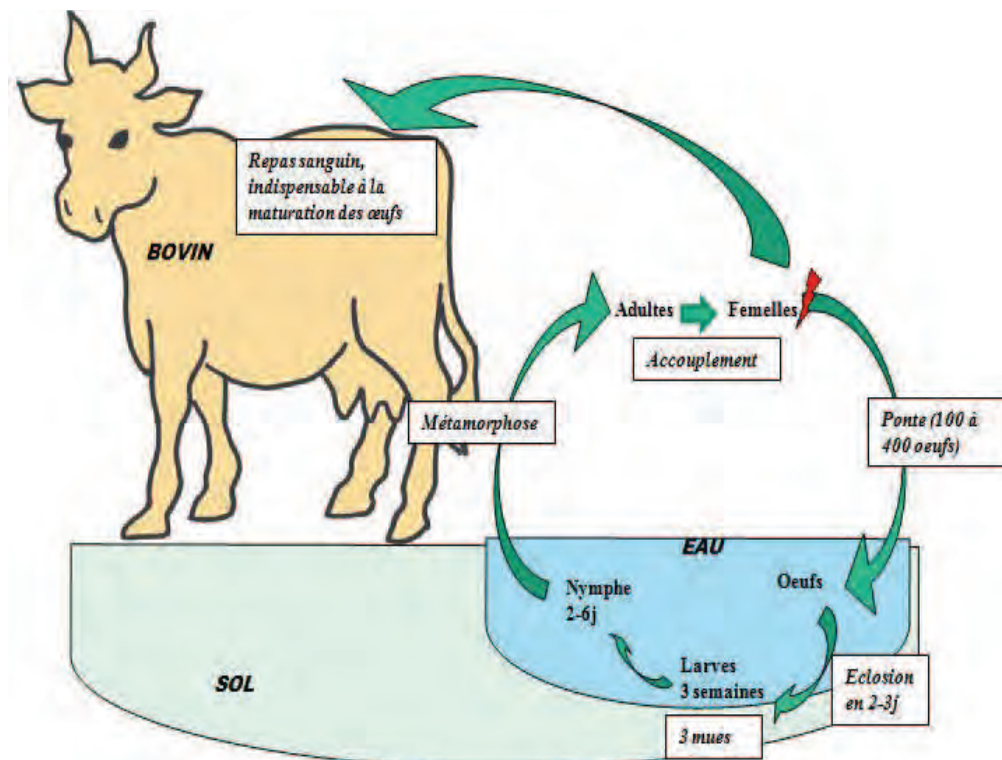
Annexe 6 : cycle évolutif des simuliés (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/simulium.html>)



Annexe 7 : cycle évolutif des culicoides (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/culicoides.html>)



Annexe 8 : cycle évolutif des phlébotomes (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/phleb.html>)



Annexe 9 : cycle évolutif des moustiques (site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/culicides.html>)

diptères hémato-phages	répartition géographique et saisonnalité	habitat	dispersion	nutrition	rôle vecteur d'agents pathogènes pour les bovins
taons	cosmopolites, actifs à la belle saison en région tempérée, diurnes	exophiles, régions riches en bétail et boisées	grandes distances, vol rapide et puissant	femelles hémato-phages, ubiquistes, telmophagie, possibilité de repas interrompus	protozoaires responsables de : besnoitiose, trypanosomose, bactéries responsables de : anaplasmose, charbon bactérien (<i>B. anthracis</i>), pasteurellose, brucellose ?, listériose ?, charbon bactérien (<i>C. chauvei</i>) ? virus responsables de : leucose bovine enzootique
stomoxes		endo-exophiles, salles de traite, étables, habitations	vol puissant et direct sur plusieurs kilomètres	2 sexes hémato-phages, ubiquistes, telmophagie, repas interrompus possibles	protozoaires responsables de : besnoitiose, trypanosomose helminthes responsables de : stephanofilariose virus responsables de : leucose bovine enzootique
mouches des cornes		endo-exophiles, parasitisme quasi-permanent des bovins adultes, parfois des ovins, caprins ou équins	absente sauf au moment de la ponte	2 sexes hémato-phages, telmophagie, repas interrompus possibles	
simulies	cosmopolites, actifs à la belle saison en région tempérée (mai à novembre en France), diurnes, aux heures chaudes	exophiles régions boisées avec des eaux courantes	supérieure à 100 km, vol en essaim	2 sexes nectarivores, femelles hémato-phages, ubiquistes, telmophagie, salive toxique	helminthes responsables de : onchocercose virus responsable de : stomatite vésiculeuse
culicoïdes	cosmopolites, actifs à la belle saison en région tempérée, crépusculaires	exophiles, bords des rivières	inférieure à 1 km, vol lent en essaim	2 sexes nectarivores, femelles hémato-phages, zoophiles, telmophagie	virus responsable de : FCO, maladie de Schmallenberg, stomatite vésiculeuse, fièvre éphémère bovine
phlébotomes	régions tropicales, sub-tropicales et méditerranéennes (Languedoc-Roussillon, PACA), actifs à la belle saison en région tempérée, crépusculaires à nocturnes	exophiles, crevasses, arbres creux durant le jour	inférieure à 200 m, vol lent et saccadé	femelles hémato-phages, ubiquistes, telmophagie	virus responsable de : stomatite vésiculeuse
moustiques	cosmopolites, actifs à la belle saison en région tempérée, crépusculaires à nocturnes	endophiles ou exophiles, à proximité de points d'eau	active : vol sur plusieurs kilomètres, passive: vent, avions, etc	mâles: glucides végétaux, femelles: glucides végétaux et hémato-phagie : anthropophiles, zoophiles ou ubiquistes, solénophagie	protozoaires responsables de : anaplasmose ? helminthes responsables de : filarioses bactéries responsables de : charbon bactérien (<i>B. anthracis</i>) virus responsables de : fièvre de la vallée du Rift, stomatite vésiculeuse, fièvre éphémère des bovins
mouches-araignées	cosmopolites	parasitisme quasi-permanent des équins, bovins et quelques autres hôtes	sur de très courtes distances	2 sexes hémato-phages, telmophagie	parasites externes : poux ?

Annexe 10 : tableau récapitulatif de quelques critères biologiques des diptères hémato-phages (d'après Viard, 2005 ; site web Dermatoses parasitaires des ruminants, <http://www3.vet-lyon.fr/ens/DPR/parasites/bio-dipt.html>)

- solénophagie : ponction d'un capillaire lors de la piqûre permettant l'absorption de sang uniquement
- telmophagie : dilacération des tissus lors de la piqûre permettant l'absorption de lymphes et de sang
- ubiquiste : se nourrit sur n'importe quel hôte

forme larvaire				forme adulte				risque pour la santé humaine
parasite	HI	contamination HI	fréquence	parasite	HD	contamination HD	fréquence	
<i>C. tenuicollis</i>	ruminants, porcins	par ingestion d'aliments ou d'eau contaminés	élevée si proximité HI-HD	<i>T. hydatigena</i>	canidés, félidés	par consommation d'abats contaminés	élevée si proximité HI-HD	nul
<i>C. bovis</i>	bovin	par contamination des veaux lors du déclenchement de tétée avec les doigts, par voie transplacentaire possible, par l'eau ou des aliments souillés	élevée (grande proximité HI-HD)	<i>T. saginata</i>	Homme	par consommation de viande contaminée (myocarde, langue...)	moyenne	moyen : amaigrissement, douleurs abdominales, prurit anal
<i>C. cerebralis</i>	ruminants	par ingestion d'herbe contaminée	ovins : moyenne bovins : faible	<i>T. coenurus</i>	canidés	par consommation d'abats et de viande contaminés	assez élevée	nul
<i>E. polymorphus</i>	ruminants, porcins, équidés ; Homme (hôte accidentel)	animaux : ingestion d'aliments et d'eau contaminés ; Homme : contact direct avec un chien (dans le cas d' <i>E. polymorphus</i>)	animaux : moyenne Homme : faible	<i>E. granulosus granulosus</i>				important : ascite, insuffisance hépatique, douleur thoracique
<i>E. multilocularis</i>	rongeurs ; Homme , ruminants, porcins (hôtes accidentels)	ou consommation de fruits sauvages ou de viande contaminés	animaux : moyenne, très rare chez les bovins Homme : très rare	<i>E. multilocularis</i>				carnivores sauvages (renard)

Annexe 11 : tableau présentant quelques éléments d'épidémiologie des cestodoses larvaires des bovins (d'après Ducos de Lahitte, 2010 ; Bailly, 2009)

Toulouse, 2012

NOM : FOURCADE

PRENOM : Raphaël

TITRE : MISE AU POINT SUR LES METHODES DE DEPISTAGE DES PARASITOSEES CHEZ LES BOVINS (AUTOPSIES EXCLUES)

RESUME :

Face à des éléments de suspicion de parasitose bovine, l'expérience du vétérinaire, ainsi qu'une analyse épidémiologique-clinique, peuvent parfois suffire à mettre en place une stratégie de lutte, mais ne seront jamais aussi précises que les informations apportées par des examens complémentaires.

Cette étude vise à présenter les différents outils de laboratoire à la disposition d'un praticien afin d'objectiver, parfois de confirmer, une hypothèse diagnostique, à l'échelle individuelle ou collective, ou d'effectuer des contrôles suite à une démarche thérapeutique. Pour chaque type de parasite, les principaux éléments épidémiologiques-cliniques sont rappelés, les techniques et conclusions des méthodes de dépistage directes sont décrites, et l'interprétation des résultats des principales analyses indirectes est commentée. Pour chacun de ces examens, les avantages et limites sont évoqués.

L'objectif de ce travail est également de montrer que certaines de ces méthodes sont facilement réalisables au cabinet, et apportent un véritable plus pour le diagnostic d'affection, en particulier la coproscopie.

MOTS-CLES : Bovins, Parasitoses, Techniques, Coproscopie, Immunodiagnostic, Hématologie

ENGLISH TITLE : STATE OF THE ART OF PARASITOSIS SCREENING METHODS IN CATTLE (POST-MORTEM EXAMS EXCLUDED)

ABSTRACT :

The veterinarian's experience and epidemiological-clinical analysis are often sufficient to set up a strategic plan against parasitic elements in cattle. However, they will never be as accurate as the information collected by complementary tests.

This study aims to list the various laboratory tools at the practitioner's disposal to set up strategic plans. Those laboratory tools can either help to objectify or confirm a diagnostic hypothesis on an individual or collective scale, or help to conduct controls in therapeutic approaches. For each type of parasite, there is a reminder of the main epidemiological-clinical elements, a description of the techniques and conclusions of direct screening methods, and a discussion on the interpretation of the results from the main indirect analysis. For each examination, advantages and limits are specified.

In addition, this work shows that some of these methods can easily be performed in a veterinary practice, and significantly help to diagnose pathologies, especially in coprology.

KEYWORDS : Cattle, Parasitosis, Techniques, Coprology, Immunodiagnosis, Hematology