



Faculté des Sciences et Techniques
Laboratoire « Parasites et Ecosystèmes Méditerranéens »

Ecole Doctorale Environnement et Société

THESE

pour l'obtention du grade de

DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE CORSE

Mention Biologie des Populations et Ecologie

présentée et soutenue publiquement le 14 décembre 2005 par

Momar Talla SECK

Docteur Vétérinaire

**ETUDE DES PARAMPHISTOMIDAE ET DES GASTROTHYLACIDAE
PARASITES DES BOVINS DANS LA REGION
DE KOLDA (SENEGAL) :**
**EPIDEMIOLOGIE, ULTRASTRUCTURE ET RELATIONS AVEC LES
TREMATODES ASSOCIES CHEZ LES RUMINANTS**

Composition du jury

Rapporteurs	Professeur Carlos FELIU	Université de Barcelone
	Professeur Roger FONS	Université de Paris VI
Examineurs	Professeur Antoine-François BERNARDINI	Université de Corse
	Docteur Oumar Talla DIAW	I.S.R.A. de Dakar
Directeur de thèse	Professeur Bernard MARCHAND	Université de Corse
Codirecteur	Professeur Cheikh Tidiane BA	Université de Dakar

REMERCIEMENTS

Ce travail a été réalisé au Laboratoire « Parasites et Ecosystèmes Méditerranéens » de la Faculté des Sciences et Techniques de l'Université de Corse ; au Laboratoire de Parasitologie, Service de Microscopie électronique du Département de Biologie Animale de la Faculté des Sciences et Techniques de l'Université Cheikh Anta DIOP de Dakar ; et au Centre de Recherches Zootechniques de Kolda (CRZ/K) de l'Institut Sénégalais de Recherches Agricoles (ISRA).

J'adresse mes remerciements les plus sincères à tous ceux qui ont contribué à la réalisation et au bon déroulement de ce travail.

Je ne saurais cependant ne pas citer :

- La Banque Mondiale qui a financé cette formation par l'intermédiaire du PSAOP, sans quoi, ce travail n'aurait pas été possible.
- La Direction générale et la Direction scientifique de l'Institut Sénégalais de Recherches Agricoles (ISRA), de m'avoir autorisé à effectuer cette formation.
- Le CIRAD et l'EGIDE pour la bonne gestion de la formation.
- Les professeurs Bernard MARCHAND et Cheikh Tidiane BA, qui m'ont fait confiance en acceptant de diriger cette thèse. Votre esprit du travail bien fait et vos qualités humaines et scientifiques nous ont beaucoup marqués. Veuillez trouver ici l'expression de ma profonde reconnaissance.
- Docteur Oumar Talla DIAW, pour l'appui scientifique en nous accueillant dans votre laboratoire, et d'avoir accepté de juger ce travail.
- Les professeurs Antoine-François BERNARDINI, Roger FONS et Carlos FELIU pour avoir accepté de juger ce travail en dépit de toutes vos préoccupations.
- Mr Georges VASSILIADES qui nous a guidé dans le choix du sujet.
- Mme Christiane BAYSSADE-DUFOUR pour l'appui scientifique qu'elle nous a apporté.
- Mme Touria Ben Essavy Ben Gelloune qui a réalisé pour nous, une partie du matériel pour la microscopie photonique (étude histopathologique).
- Ansoumana DIOKOU et Abdou Salam COLY, qui n'ont ménagé aucun effort dans la réalisation de ce travail (terrain et laboratoire).
- M. NDAO : vous nous avez assisté pour la préparation du matériel pour la microscopie électronique à balayage, pour les observations et la prise des photos. Tous mes remerciements.
- Mouhamadou Moustapha SISSOKHO dont l'appui en traitement des données sur SPSS a été déterminant.
- Dr Arona GUEYE, Dr Mamadou MBAYE et Dr Ali NDIAYE, qui nous ont prodigué des conseils précieux.
- Céline LEVRON, Sonia TERNENGO, Hélène BARRE, Joséphine FOATA, Julia CULIOLI, Yann QUILICHINI, Nicolas KIDJO, Sylvia AGOSTINI, pour leurs sympathie, gentillesse et contribution à la réalisation de ce travail. Je ne pourrais oublier les bons moments passés ensemble au sein du Laboratoire « Parasites et Ecosystèmes Méditerranéens ». Je vous dis merci.
- Djibi DIA, pour la réalisation des cartes en dépit de toutes tes préoccupations.

- Mr Jean FERRANDINI pour avoir mis à notre disposition son matériel de laboratoire.
- Mme Marie-Madeleine SPELLA pour avoir mis à notre disposition son matériel de laboratoire et son outil informatique pour l'impression de la thèse.
- Fabrice PLUQUET pour son aide lors des prises de photos au microscope photonique.
- Moussa SALL et Amsatou THIAM pour les prises de photos et de coordonnées GPS des sites.
- Mr Baba CAMARA, Inspecteur Régional des Services Vétérinaires de Kolda qui nous a mis en contact avec le personnel des abattoirs.
- Mr Bacary MARONE et le personnel des abattoirs de Kolda, pour leur collaboration. Vous nous avez facilité le travail avec les bouchers.
- Mr Demba Farba MBAYE, Chef du Centre de Recherches Zootechniques de Kolda (CRZ/K), et tout son personnel pour leur soutien.
- Les familles DIAKHABY et PINTO, pour leur accueil chaleureux lors de notre séjour en Corse.
- Mes amis de l'Université de Corse : Saïd OUCHEN, Paul-Georges ROSSI, Luc DEDIEU, Joseph GNIMASSOUN, Jean BASSENE, Phillipe MANGA, Mbaye DIALLO, Papa Abdoulaye DIOP, Ibrahima NIANG, Maguette GUEYE, Médoune WADE, Makane, Aminata LY, Thérèse, Leyticia, Awa.
- Ma belle sœur Anna SANE pour sa gentillesse. Nous avons toujours en mémoire les repas délicieux que tu nous préparais lors de nos séjours à Paris.
- Je ne saurais terminer sans penser à mes parents, qui se sont chargés des tâches les plus difficiles et qui n'ont ménagé aucun effort pour la réussite de leurs enfants, à mes frères et sœurs qui m'ont toujours soutenus dans ma carrière. L'union fait la force.
- Mes pensées les plus fortes vont également vers ma femme Mama Cora BALDE pour tous ses sacrifices et son soutien permanent à tous les niveaux, et ma petite fille Ndeye Ramatoulaye SECK (Mon petit cœur, tu as pu supporter mes multiples absences de longues durées, tout en restant toujours sage à côté de maman). Je vous admire.
- Nous évoquons la mémoire du Dr Phat Vuong, décédé, qui nous a accueilli dans son laboratoire, conseillé, encouragé et réalisé des micro-photographies présentées dans ce travail (Etude histopathologique).

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION GENERALE	9
CHAPITRE I : CARACTERISTIQUES DU MILIEU D'ETUDE ET PRESENTATION DES TREMATODES ET LEURS HÔTES INTERMEDIAIRES	12
CARACTERISTIQUES PHYSIQUES ET BIOLOGIQUES DU MILIEU D'ETUDE.....	13
1. Situation géographique.....	13
2. Caractéristiques physiques	15
2.1. Pluviométrie	15
2.2 Température	15
2.3. Humidité relative.....	15
2.4. Pédologie.....	15
2.5. Hydrographie.....	16
3. Caractéristiques biologiques	17
3.1. Paysage végétal	17
3.2. Population animale.....	17
GENERALITES SUR LES TREMATODES ET LEURS HÔTES INTERMEDIAIRES.....	19
1. Les trématodes.....	19
1.1. Les Paramphistomoidea	19
1.1.1. Systématique	19
1.1.2. Historique	21
1.1.3. Maladie causée par ces plathelminthes	26
1.1.3.1. Les parasites	26
1.1.3.2. Epidémiologie	27
1.1.3.2.1. Importance, répartition, espèces réceptives.....	27
1.1.3.2.2. Cycle biologique (Figure 6)	28
1.1.3.3. Pathologie.....	29
1.1.3.3.1. Symptômes	29
1.1.3.3.1.1. Paramphistomose	29
1.1.3.3.1.2. Gastrothylose.....	30
1.1.3.3.2. Lésions	30
1.1.3.3.2.1. Lésions dues aux Paramphistomidae.....	30

1.1.3.3.2.2. Lésions dues aux Gastrothylacidae	30
1.1.3.4. Pathogénie	31
1.1.3.5. Diagnostic.....	31
1.1.3.5.1. Sur l'animal vivant.....	31
1.1.3.5.2. Post-mortem	31
1.1.3.6. Pronostic.....	32
1.1.3.7. Méthodes de lutte	32
1.1.3.7.1. Traitement	32
1.1.3.7.2. Prophylaxie.....	32
1.2. Trématodes du tube digestif pouvant coexister avec les paramphistomes.....	32
1.2.1. Fasciolidae.....	32
1.2.2. Schistosomatidae.....	33
1.2.3. Dicrocoeliidae	34
2. Les mollusques hôtes intermédiaires des trématodes.....	35
2.1. Famille des Planorbidae	35
2.1.1. Les Planorbinae	35
2.1.2. Les Bulinae.....	36
2.2. Famille des Lymneidae	38
CHAPITRE II : ETUDE DES TREMATODES	40
DETERMINATION DES PARAMPHISTOMOIDEA (Paramphistomidae et Gastrothylacidae)	41
1. Matériels et méthodes.....	41
1.1. Prélèvements	41
1.2. Etudes au laboratoire	41
1.2.1. Microscopie photonique.....	41
1.2.2. Microscopie électronique à balayage	42
2. Résultats	42
2.1. Les Paramphistomidae	42
2.1.1. Le genre <i>Paramphistomum</i>	42
2.1.1.1. <i>Paramphistomum microbothrium</i> Fischoeder, 1901	43
2.1.1.1.1. A l'œil nu (Figure 18)	43
2.1.1.1.2. Au microscope photonique (Figure 19)	43
2.1.1.2. <i>Paramphistomum daubneyi</i> Dinnick, 1962.....	48
2.1.1.2.1. A l'oeil nu (Figure 20)	48

2.1.1.2.2. Au microscope photonique (Figure 21)	48
2.1.1.2.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 22).....	52
2.1.2. Le genre <i>Cotylophoron</i>	54
2.1.2.1. <i>Cotylophoron cotylophorum</i> Fiscoeder, 1901	54
2.1.21.1. A l'œil nu (Figure 23)	54
2.1.21.2. Au microscope photonique (Figure 24)	54
2.1.21.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 25).....	58
2.1.2.2. <i>Cotylophoron macrosphinctris</i> Sey & Graber, 1979	60
2.1.2.2.1. A l'œil nu (Figure 26)	60
2.1.2.2.2. Au microscope photonique (Figure 27)	60
2.1.2.3. <i>Cotylophoron fülleborni</i> Näsmark, 1937	64
2.1.2.3.1. A l'œil nu (Figure 28)	64
2.1.2.3.2. Au microscope photonique (Figure 29)	64
2.1.2.3.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 30).....	68
2.2. Les Gastrothylacidae	70
2.2.1. Le genre <i>Carmyerius</i>	70
2.2.1.1. <i>Carmyerius parvipapillatus</i> Grétilat, 1962	71
2.2.1.1.1. A l'œil nu (Figure 31)	71
2.2.1.1.2. Au microscope photonique (Figure 32)	71
2.2.1.1.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 33).....	74
2.2.1.2. <i>Carmyerius chabaudi</i> Strydonck, 1970.....	76
2.2.1.2.1. A l'œil nu (Figure 34)	76
2.2.1.2.2. Au microscope photonique (Figure 35)	76
2.2.1.2.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 36).....	79
2.2.1.3. <i>Carmyerius exoporus</i> Maplestone, 1923.....	81
2.2.1.3.1. A l'œil nu (Figure 37)	81
2.2.1.3.2. Au microscope photonique (Figure 38)	81
2.2.1.3.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 39).....	84
2.2.1.4. <i>Carmyerius endopapillatus</i> Dollfus, 1962	86
2.2.1.4.1. A l'œil nu (Figure 40)	86
2.2.1.4.2. Au microscope photonique (Figure 41)	86
2.2.1.4.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 42).....	89
2.2.1.5. <i>Carmyerius marchandi</i> n. sp.	91
2.2.1.5.1. A l'oeil nu (Figure 43)	91

2.2.1.5.2. Au microscope photonique (Figures 44, 45).....	91
3. Discussions.....	96
3.1. Les Paramphistomidae	96
3.2. Les Gastrothylacidae	98
PREVALENCES DE LA PARAMPHISTOMOSE ET DES TREMATODOSES ASSOCIEES.....	102
1. Matériels et méthodes.....	102
1.1. Observations macroscopiques	102
1.2. Observations microscopiques.....	102
1.2.1. Analyse coprologique qualitative.....	102
1.2.2. Analyse du parenchyme hépatique.....	103
1.3. Analyse statistique.....	103
2. Résultats et discussions	104
2.1. Chez les bovins.....	104
2.1.1. Paramphistomose au sens large.....	104
2.1.1.1. A partir des parasites adultes.....	104
2.1.1.1.1. Paramphistomose	104
2.1.1.1.2. Gastrothylose.....	107
2.1.1.1.3. Association paramphistomose et gastrothylose.....	110
2.1.1.2. A partir des oeufs	112
2.1.2. Relation entre parasites adultes et œufs dans les matières fécales ?.....	113
2.1.3. Trématodoses associées à la paramphistomose.....	113
2.1.3.1. A partir des parasites adultes.....	113
2.1.3.1.1. Dicrocoeliose.....	113
2.1.3.1.2. Fasciolose	114
2.1.3.1.3. Schistosomose	114
2.1.3.2. A partir des œufs trouvés dans les matières fécales	115
2.1.3.2.1. Dicrocoeliose.....	115
2.1.3.2.2. Fasciolose	115
2.1.3.2.3. Schistosomose	116
2.1.3.3. A partir des œufs trouvés dans le parenchyme hépatique	116
2.1.3.3.1. Dicrocoeliose.....	116
2.1.3.3.2. Fasciolose et schistosomose	117
2.1.4. Corrélation linéaire entre paramphistomose et trématodoses associées.....	117
2.1.5. Discussions.....	118

2.2. Chez les petits ruminants.....	126
2.2.1. Paramphistomose au sens large.....	126
2.2.1.1. A partir des parasites adultes.....	126
2.2.1.1.1. Paramphistomose	126
2.2.1.1.2. Gastrothylose.....	127
2.2.1.2. A partir des œufs trouvés dans les matières fécales	127
2.2.2. Les trématodoses associées à la paramphistomose	127
2.2.2.1. A partir des parasites adultes.....	128
2.2.2.1.1. Dicrocoeliose.....	128
2.2.2.1.2. Fasciolose	129
2.2.2.1.3. Schistosomose	129
2.2.2.2. A partir des œufs trouvés dans les matières fécales	129
2.2.2.2.1. Dicrocoeliose.....	129
2.2.2.2.2. Fasciolose	129
2.2.2.2.3. Schistosomose	129
2.2.2.3. A partir des œufs trouvés dans le parenchyme hépatique	130
2.2.2.3.1. Dicrocoeliose.....	130
2.2.2.3.2. Fasciolose	130
2.2.2.3.3. Schistosomose	130
2.2.3. Discussions.....	130
PATHOGENICITE DES PARAMPHISTOMES ADULTES	133
1. Matériels et méthodes.....	133
2. Résultats	134
2.1. Observation macroscopique des rumens sains	134
2.2. Histologie des rumens sains	134
2.3. Observation macroscopique des rumens parasités	137
2.4. Histopathologie des rumens parasités par les Paramphistomidae	137
2.5. Histopathologie des rumens parasités par les Gastrothylacidae.....	140
3. Discussions.....	142
CHAPITRE III : ETUDE DES MOLLUSQUES	145
1. Matériels et méthodes.....	146
1.1. Enquête préliminaire	146
1.2. Suivi malacologique	147

1.2.1. Etude sur le terrain	147
1.2.1.1. Relevé des données climatiques et écologiques	147
1.2.2.2. Récolte des mollusques	147
1.2.2. Etude au laboratoire	147
2. Résultats	148
2.1. Les sites visités et sondages malacologiques	148
2.2. Points d'eau choisis pour la surveillance malacologique	149
2.3. Suivi malacologique	151
2.3.1. Sur le terrain	151
2.3.1.1. Données écologiques et climatologiques	151
2.3.2. Au laboratoire.....	155
2.3.2.1. Les différentes espèces de mollusques récoltées.....	155
2.3.2.2. La densité de population de mollusques	155
2.3.2.3. Taux d'infestation naturelle des mollusques	158
2.3.2.4. Elevage de mollusques	159
3. Discussions.....	160

**CHAPITRE IV : CYCLE EXPERIMENTAL DE DEVELOPPEMENT DE
PARAMPHISTOMUM MICROBOTHRIUM 165**

1. Matériels et méthodes.....	166
1.1. Récolte des œufs de <i>Paramphistomum microbothrium</i> et obtention des miracidiums	166
1.2. Infestation des mollusques et obtention des cercaires et métacercaires	167
1.3. Infestation des bovins et suivi	167
2. Résultats	167
2.1. Obtention des miracidiums.....	167
2.2. Taux d'infestation des mollusques	168
2.3. Obtention des cercaires et métacercaires	168
2.4. Maturation des métacercaires et suivi de l'infestation des animaux	169
2.4.1. Maturation des métacercaires.....	169
2.4.2. Suivi de l'infestation des bovins	170
2.4.2.1. Evolution pondérale	170
2.4.2.2. Evolution de la coprologie	170
2.4.2.3. Sacrifice des bovins et récolte de paramphistomes adultes.....	171
2.4.2.4. Observation des rumens	171

2.5. Reproductibilité du cycle	171
3. Discussions.....	172

CHAPITRE V : ETUDE DE L'ULTRASTRUCTURE DE LA SPERMIOGENESE ET DU SPERMATOZOÏDE DE CINQ PARAMPHISTOMES..... 176

1. Matériels et méthodes.....	177
2. Résultats	178
2.1. <i>Paramphistomum microbothrium</i>	178
2.1.1. La spermiogenèse (Figure 69).....	178
2.1.2. Le spermatozoïde (Figure 71)	182
2.2. <i>Cotylophoron cotylophorum</i>	185
2.2.1. La spermiogenèse (Figure 73).....	185
2.2.2. Le spermatozoïde (Figure 75)	189
2.3. <i>Carmyerius parvipapillatus</i>	193
2.3.1. La spermiogenèse (Figures 77, 78)	193
2.3.2. Le spermatozoïde (Figures 80, 81).....	198
2.4. <i>Carmyerius exoporus</i>	202
2.4.1. La spermiogenèse (Figures 83, 84)	202
2.4.2. Le spermatozoïde (Figure 86)	207
2.5. <i>Carmyerius endopapillatus</i>	210
2.5.1. La spermiogenèse (Figure 88).....	210
2.5.2. Le spermatozoïde (Figure 90)	213
3. Discussions.....	216

CONCLUSION GENERALE 223

RECOMMANDATIONS..... 226

PERSPECTIVES..... 230

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES 233

TABLES	251
Liste des Figures.....	252
Liste des Tableaux.....	256
Liste des Sigles.....	258
RESUME	259
SUMMARY	260

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION GENERALE

L'amélioration des productions animales est une nécessité absolue pour faire face à la demande humaine. Cette situation peut s'aggraver avec l'accroissement constant de la consommation et le faible rendement de l'élevage. Parmi les facteurs responsables de la médiocrité de ces productions, le parasitisme joue un des tout premiers rôles.

En Afrique tropicale, le parasitisme frappe la quasi totalité des troupeaux. En saison des pluies, les infestations massives sont souvent à l'origine de mortalités importantes chez les animaux (Parent & Alogninouwa 1984). Parmi les maladies parasitaires, les trématodoses (fasciolose, schistosomose, dicrocoelliose et paramphistomose) constituent pour l'élevage des ruminants, une cause importante de morbidité, de mortalité et de baisse de production. Elles sont causées par des trématodes dont le cycle biologique nécessite le passage obligatoire des formes larvaires par un mollusque d'eau douce (hôte intermédiaire).

Au Sénégal, en dépit de son importance en pathologie vétérinaire, la paramphistomose n'a été que peu étudiée. Les vers pathogènes responsables (les paramphistomes) appartiennent à deux familles : les Paramphistomidae et les Gastrothylacidae. Leur systématique, basée sur la morphologie des adultes, reste encore très difficile et sujette à controverse.

Pour approfondir nos connaissances dans ce domaine, nous avons entrepris leur étude aux microscopes photonique et électroniques à balayage et à transmission. Parallèlement, nous avons mené leur étude épidémiologique et essayé de reconstituer expérimentalement leur cycle de développement.

Ce travail comporte cinq chapitres. Dans le premier chapitre introductif, nous présentons d'abord les caractéristiques physiques et biologiques du milieu d'étude, ensuite les trématodes (essentiellement les paramphistomes) des ruminants domestiques et leurs hôtes intermédiaires, les mollusques gastéropodes pulmonés.

Dans le second chapitre, nous étudions les trématodes. D'abord, nous décrivons les espèces de Paramphistomoidea (Paramphistomidae et Gastrothylacidae) trouvées chez les bovins, ensuite évaluons les prévalences de la paramphistomose et des trématodoses associées, et enfin, décrivons la pathogénicité des Paramphistomoidea adultes.

Le troisième chapitre est consacré à l'étude des mollusques gastéropodes pulmonés, hôtes intermédiaires potentiels des trématodes. Dans ce chapitre, nous déterminons les espèces de mollusques récoltées dans les différents points d'eau et, étudions leur rôle épidémiologique dans la transmission des trématodes.

Le quatrième chapitre décrit le cycle expérimental de développement d'un Paramphistomoidea, *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder 1901.

Le dernier chapitre étudie l'ultrastructure de la spermiogenèse et du spermatozoïde de cinq paramphistomes.

Enfin, après une conclusion générale, nous avons dégagé des recommandations et des perspectives.

CHAPITRE I

Ce chapitre introductif est composé de deux parties. La première porte sur les caractéristiques du milieu d'étude. La deuxième présente les trématodes des ruminants domestiques et leurs mollusques hôtes intermédiaires.

CARACTERISTIQUES PHYSIQUES ET BIOLOGIQUES DU MILIEU D'ETUDE

1. Situation géographique

La région de Kolda, avec ses 21 011 Km² (10,68 % du territoire national sénégalais), représente près des deux tiers de l'ancienne région sud. Elle correspond à la Moyenne (département de Sédhiou) et à la Haute Casamance (départements de Kolda et de Vélingara). Elle est limitée :

- au Nord par la République de Gambie ;
- au Sud par les Républiques de Guinée et de Guinée-Bissau ;
- à l'Est par la région de Tambacounda ;
- à l'Ouest par la région de Ziguinchor (Figure 1).

La région est très vaste, l'habitat est dispersé et les populations sont très mobiles. C'est une région à dominante agro-pastorale (www.gouv.sn).

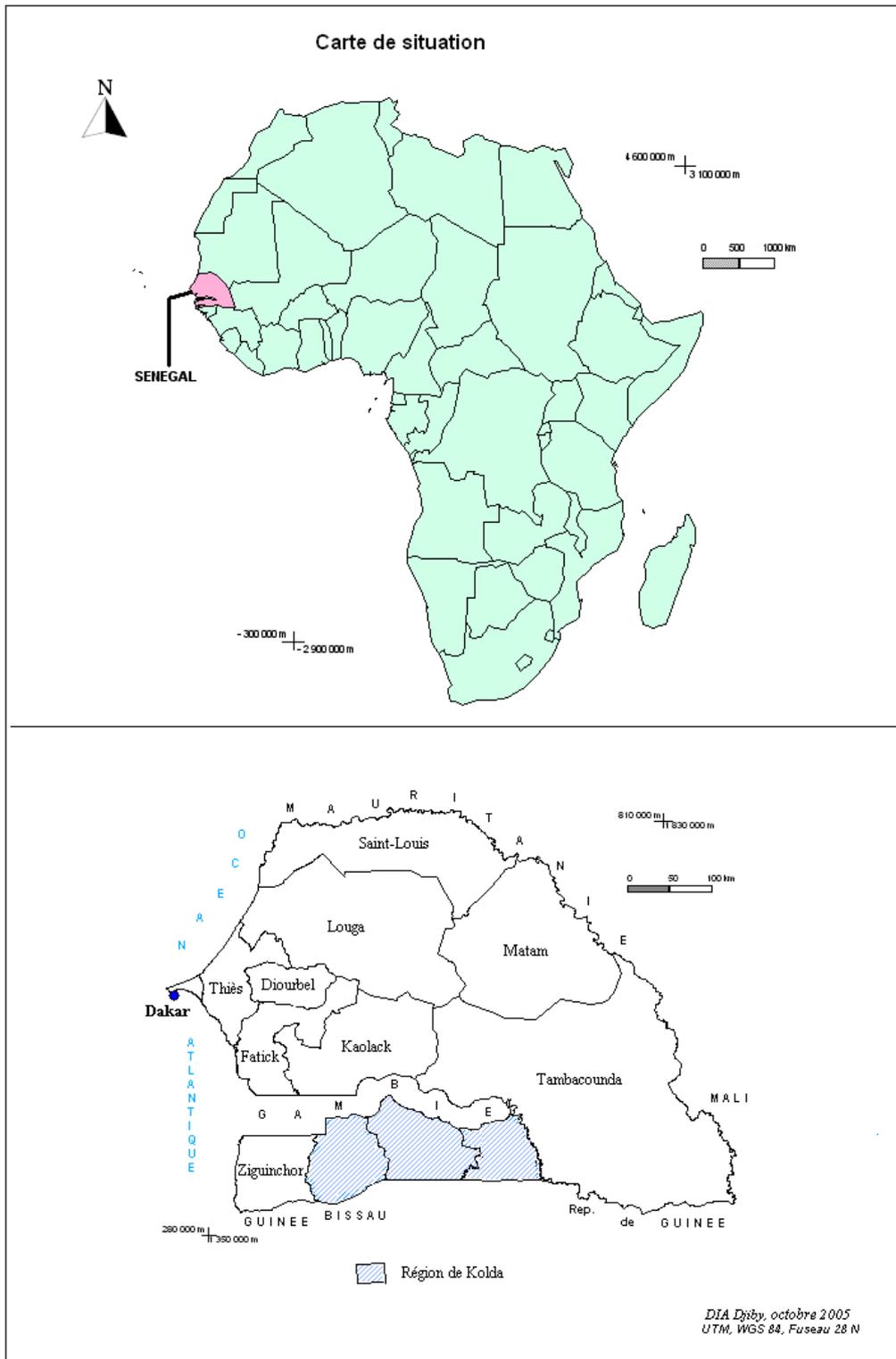


Figure 1 : Localisation de la zone d'étude

2. Caractéristiques physiques

2.1. Pluviométrie

La zone est située entre les isohyètes 1 200 et 1 500 mm. Elle est caractérisée par l'existence de deux grandes saisons : une saison sèche qui va de novembre à mai (7 mois), et une saison des pluies de juin à octobre (5 mois). La saison sèche peut être subdivisée en deux saisons : une saison sèche froide (novembre à février) et une saison sèche chaude (mars à mai).

2.2 Température

La température moyenne annuelle est de 28 °C avec un maximum de 35 °C aux mois de mars, avril, mai, et un minimum de 20 °C en janvier et en août. La température diminue d'Est en Ouest et l'on observe les variations de plus grande amplitude en janvier - février.

2.3. Humidité relative

Les variations journalières de l'humidité relative sont très fortes. L'humidité relative moyenne est de 88 % avec un maximum de 97 % en septembre et un minimum de 21 % en février et mars.

2.4. Pédologie

La grande majorité des sols provient d'une couche gréseuse, le continental terminal des hauts bassins de la Gambie et du Sénégal (PFRK 1990). Le continental terminal est perméable, provoquant l'existence d'une nappe continue dont la cote supérieure domine un grand nombre de marigots et assure ainsi en permanence leur alimentation pendant la totalité ou une partie de la saison sèche (Boudet 1970).

2.5. Hydrographie

Le réseau hydrographique est composé d'un ensemble de cours d'eau saisonniers (Figure 2) par où s'écoulent les eaux de ruissellement de surface et/ou celles qui sont restituées par la nappe phréatique. Le sens d'écoulement des marigots est Nord – Sud, tandis que le collecteur principal, le fleuve Casamance s'écoule d'Est en Ouest (PFRK 1990).

Pendant la saison des pluies, malgré le rôle d'éponge des formations dites du continental terminal, les cours d'eau ont de brusques crues souvent provoquées par l'encombrement de leur lit à l'aval. En saison sèche, les marigots originaires des plateaux au dessus de la cote de la formation cuirassée sont les premiers à s'assécher. Le ruissellement y est important, et la nappe phréatique étant profonde, l'eau disparaît rapidement (PFRK 1990).

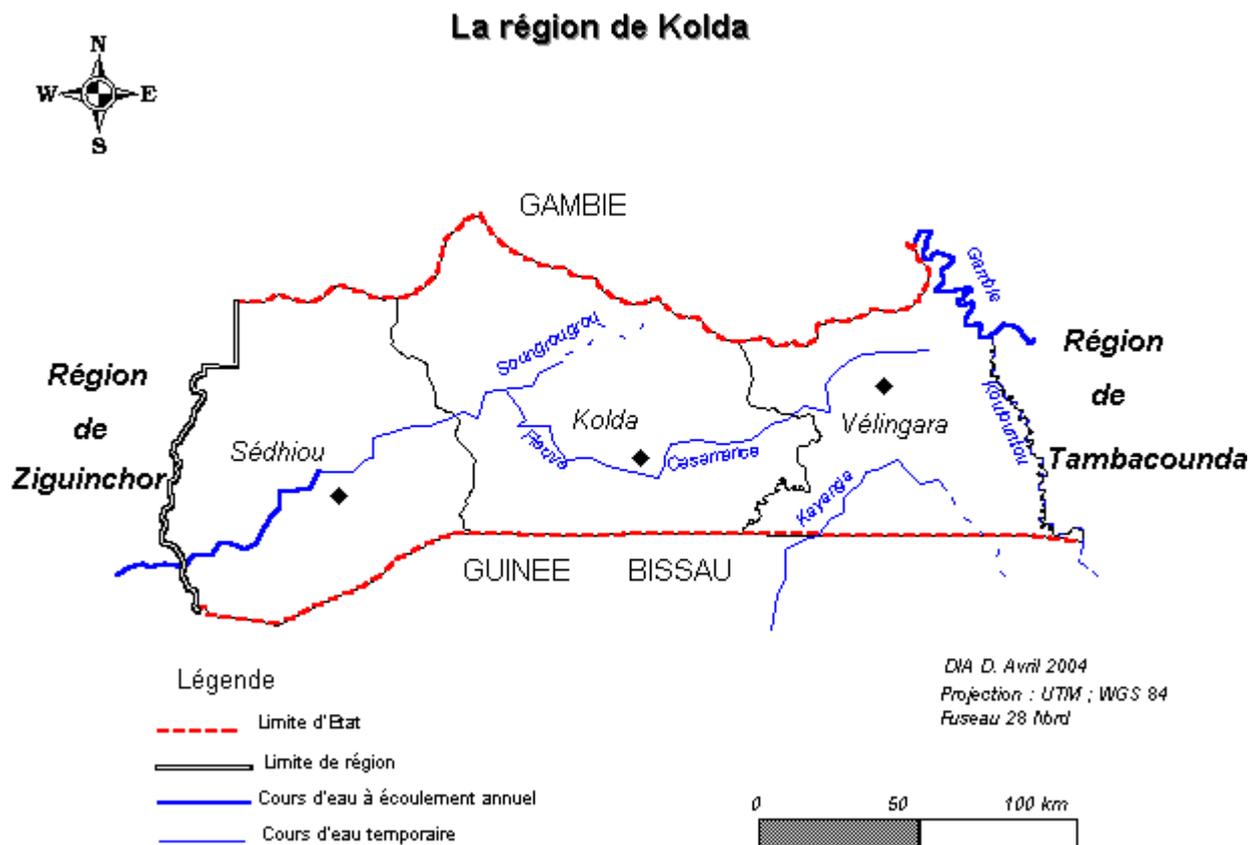


Figure 2 : Réseau hydrographique de la région de Kolda

3. Caractéristiques biologiques

3.1. Paysage végétal

Le tapis herbacé est abondant. Il est composé de graminées annuelles qui dominent les espaces naturels et de légumineuses. A notre connaissance, les dernières études agrostologiques sur la Haute Casamance sont déjà anciennes (Boudet 1970). Elles ont permis d'identifier plusieurs types de végétation : graminées annuelles, bambou, graminées d'ombre, graminées de lumière, graminées hydrophiles et prairies aquatiques. La composition végétale est restée constante (BOAD 1984). Par contre la densité et le couvert sont devenus beaucoup moins denses du fait de la sécheresse et des méfaits de l'Homme parmi lesquels les spectaculaires feux de brousse (Fall 1987).

3.2. Population animale

L'élevage occupe la seconde place du secteur primaire après l'agriculture. Il est favorisé par les conditions climatiques, la richesse des parcours naturels et la longue expérience des éleveurs. Encore extensif, il représente 1/4 du cheptel national. Les espèces élevées dans la région sont :

Les bovins : leur nombre est sans cesse croissant. Une seule race compose cette population : la race taurine « ndama » de petite taille avec un poids de 250 à 300 kg (adulte). C'est une race trypanotolérante, très apte à la culture attelée. Elle a été longtemps exploitée pour ces qualités bouchères avec un rendement de 45 à 50 %. L'effectif est estimé à 463 000 têtes (IRSV 2003), la production laitière à 815 000 litres par an (www.gouv.sn).

Les ovins et les caprins : ce sont des races rustiques de petite taille, pesant 15 à 20 kg sur pied. Le mouton djallonké constitue avec la chèvre naine les races ovine et caprine qui peuplent cette région. L'effectif est estimé à 420 000 et 455 000 têtes respectivement chez les ovins et les caprins (IRSV 2003).

Les équins et les asins : leur introduction s'est faite progressivement. Ils sont surtout utilisés dans les travaux champêtres et comme moyen de transport. La région comptait en

1995 : 30 000 chevaux et 71 000 ânes. Les derniers recensements montrent des effectifs de 43 000 chevaux et 83 000 ânes (IRSV 2003). Ce sont des espèces trypanosensibles.

Les porcins : leur élevage reste limité par les tabous religieux. Leur effectif est estimé à 99 000 têtes (IRSV 2003).

La volaille : elle prend de plus en plus d'importance dans l'économie sénégalaise, à la fois par son rôle dans l'alimentation des populations comme source de protéines animales, par sa contribution aux revenus et par le nombre des actifs impliqués dans ce sous-secteur. L'effectif de la volaille a été estimé à 2 114 000 sujets (IRSV 2003).

Les abeilles : elles sont élevées dans les ruches traditionnelles. L'apiculture est une activité très développée dans la région. La production de miel était estimée à 26 tonnes (www.gouv.sn).

LES TREMATODES ET LEURS HÔTES INTERMÉDIAIRES

Introduction

Les trématodes sont des helminthes dont le cycle biologique nécessite le passage des formes larvaires par un hôte intermédiaire. Nous allons d'abord présenter ces trématodes, puis leurs hôtes intermédiaires (mollusques gastéropodes pulmonés) qui jouent un rôle clé dans la transmission des maladies causées par ces plathelminthes.

1. Les trématodes

Les trématodes sont représentés par les Paramphistomoidea (Paramphistomidae et Gastrothylacidae), les Fasciolidae, les Schistosomatidae et les Dicrocoeliidae. Dans ce chapitre, nous mettrons l'accent sur les Paramphistomoidea.

1.1. Les Paramphistomoidea

Les Paramphistomoidea sont des trématodes, parasites surtout des herbivores, localisés dans l'estomac (formes matures) et les intestins (formes immatures).

1.1.1. Systématique

Embranchement des Plathelminthes : ces Métazoaires sont des vers généralement aplatis dorso-ventralement et présentant une symétrie bilatérale. Leur tube digestif est incomplet ou absent. Ils n'ont pas de cavité générale. Ils n'ont pas non plus d'appareil circulatoire ou respiratoire. Leur appareil excréteur est constitué de protonéphridies. Leur système nerveux comprend deux ganglions cérébroïdes suivis d'une à trois paires de cordons nerveux longitudinaux réunis entre eux par des commissures transversales. Ils sont généralement hermaphrodites (Marchand 1994).

Classe des Trématodes : ces plathelminthes sont tous parasites. Presque toutes les espèces ont une ou plusieurs ventouses. Le cycle de développement fait intervenir au moins deux hôtes dont l'un est un gastéropode. Les trématodes peuvent être plus ou moins nuisibles à leur hôte. Ceci dépend du ou des organes infestés et du nombre de vers présents dans l'hôte.

Sous classe des Digènes : ces parasites sont caractérisés par la présence de ventouses musculeuses généralement hémisphériques et dépourvues de crochets, par des orifices génitaux qui s'ouvrent ventralement entre les ventouses et par un unique pore excréteur postérieur. Ces trématodes ont généralement la forme d'une feuille ovale plus ou moins épaisse et possèdent habituellement deux ventouses. Mais la forme peut varier et le nombre de ventouses peut se réduire à une, voire à zéro. Normalement, la ventouse antérieure entoure la bouche, tandis que la ventouse postérieure, imperforée, est appelée acétabulum.

Super ordre des Anepitheliocystidia : les cercaires possèdent une fine vessie urinaire dont la paroi n'est pas constituée de cellules épithéliales accolées, mais de simples expansions cytoplasmiques des protonéphridies. Elles possèdent de plus une queue bien développée, qui peut être simple ou bifide.

Ordre des Echinostomida :

Super famille des Paramphistomoidea : elle regroupe six familles parmi lesquelles les Paramphistomidae et les Gastrothylacidae que nous allons étudier.

Famille des Paramphistomidae : l'extrémité antérieure présente une bouche, mais pas de ventouse buccale. L'unique ventouse, l'acétabulum, se trouve à l'extrémité postérieure du corps. La forme générale du corps est arrondie et ressemble quelquefois à une courge ou une poire dont l'extrémité antérieure serait percée d'un trou.

Famille des Gastrothylacidae : caractérisée par le fait que l'utérus est situé dans la partie médiane du corps, le long de son axe longitudinal.

1.1.2. Historique

La systématique des Paramphistomoidea basée sur la description morphologique à travers des études histologiques des formes adultes reste très difficile et est sujette à controverse. La diagnose des parasites adultes pose de difficiles problèmes car il est impossible de savoir si de très légères différences morphologiques représentent des variations individuelles à l'intérieur d'une même espèce ou si elles indiquent, au contraire, l'existence d'espèces jumelles particulièrement utiles à distinguer puisqu'il s'agit de parasites d'importance vétérinaire.

Avant 1901, l'année où Fiscoeder (1901a,b) a proposé le nom de *Paramphistomidae*, il n'existait pas de système strictement scientifique comprenant les espèces connues alors, bien que Monticelli cité par Van Strydonck (1970) ait déjà groupé, en 1888 les espèces connues sous le nom d'*Amphistomidae*.

En 1910, l'année de l'importante publication de Stiles & Goldberger (1910), les divers changements taxonomiques intervenus auparavant n'étaient pas encore acceptés par le Code International de Nomenclature, bien que la plupart des auteurs s'en servait.

Dans le tableau 1, nous présentons les différents systèmes qui se sont succédés depuis Fiscoeder (1901a,b).

Tableau 1 : Différentes étapes de la systématique des Paramphistomoidea (Van Strydonck 1970)

FISCHOEDER 1901	STYLES ET GOLDBERGER 1910	MAPLESTONE 1925	STUNKARD 1925	FURHMANN 1928	FUKUI 1929	TRAVASSOS 1934
FAM. Paramphistomidae nom. nov. (= <i>Amphistomidae</i> Monticelli 1888)	Paramphistomoidea n. superfam. FAM Paramphistomidae Fischoeider 1901	FAM Paramphistomidae Fischoeider 1901	FAM Paramphistomidae Fischoeider 1901	FAM Paramphistomidae Fischoeider 1901	FAM Paramphistomidae Fischoeider 1901	FAM Paramphistomidae Fischoeider 1901
Subfam. Paramphistominae n. subfam. A. Genus Paramphistomum (= <i>Amphistoma</i> Rudolphi 1809) B. Genus Stephanopharynx n. g. C. Genus Gastrothylax Poirier 1883 D. Species inquirendae Subfam. Cladorchinae n. subfam. Genus <i>Balanorchis</i> n. g.	Subfam. Paramphistominae Fish 1901 A. Genus Paramphistomum Fisch 1901 1. subgenus Paramphistomum Fisch 1901 2. subgenus Orthocoelium n. subg. 3. subgenus Bothriophoron n. subg. 4. subgenus Cauliorchis n. subg. B. Genus Cotylophoron n. g. Subfam. Stenopharynginae n. subfam. Genus <i>Stephanopharynx</i> Fish 1901 Subfam. Cladorchinae Fisch 1901 Subfam. Diplodiscinae Cohn 1904 FAM. Gastrothylacidae n. fam. A. Genus <i>Gastrothylax</i> Poirier 1883 B. Genus <i>Fishoederius</i> n. g. C. Genus <i>Carmyerius</i> n. g. D. Genus <i>Wellmanius</i> n. g.	Subfam. Paramphistominae Fisch 1901 A. Genus Paramphistomum Fisch 1901 B. Genus <i>Cotylophoron</i> St. et G. 1910 Subfam. Stenopharynginae St. et G. 1910 Genus <i>Stephanopharynx</i> Fish 1901 Subfam. Cladorchinae Fisch 1901 FAM. Gastrothylacidae St. et G. 1910 A. Genus <i>Gastrothylax</i> Poirier 1883 B. Genus <i>Fishoederius</i> St. et G. 1910 C. Genus <i>Carmyerius</i> St. et G. 1910	Subfam. Paramphistominae Fish 1901 A. Genus Paramphistomum Fisch 1901 B. Genus <i>Cotylophoron</i> St. et G. 1910 C. Genus <i>Stephanopharynx</i> Fish 1901 Subfam. Cladorchinae Fisch 1901 Subfam. Diplodiscinae Cohn 1904 Subfam. Gastrothylacinae St. et G. 1910 A. Genus <i>Gastrothylax</i> Poirier 1883 B. Genus <i>Fishoederius</i> St. et G. 1910 C. Genus <i>Carmyerius</i> St. et G. 1910 Subfam. Brumptinae n. subfam. Genus <i>Brumptia</i> Travassos 1921 Subfam. Zygocotilinae Stunkard 1916 Subfam. <i>Balanorchinae</i> Stunkard 1917 Subfam. <i>Schizamphistominae</i> Looss 1912 Subfam. Gastrodiscinae Monticelli 1892	Subfam. Paramphistominae Fish 1901 A. Genus Paramphistomum Fisch 1901 B. Genus <i>Cotylophoron</i> St. et G. 1910 C. Genus <i>Stephanopharynx</i> Fish 1901 Subfam. Cladorchinae Fisch 1901 Subfam. Diplodiscinae Cohn 1904 Subfam. Gastrothylacinae St. et G. 1910 A. Genus <i>Gastrothylax</i> Poirier 1883 B. Genus <i>Fishoederius</i> St. et G. 1910 C. Genus <i>Carmyerius</i> St. et G. 1910 D. Genus <i>Wellmanius</i> St. et G. 1910 Subfam. Brumptinae Stunkard 1925 Genus <i>Brumptia</i> Travassos 1921 Subfam. Zygocotilinae Stunkard 1916 Subfam. <i>Balanorchinae</i> Stunkard 1917 Subfam. <i>Schizamphistominae</i> Looss 1912 Subfam. incerta	Subfam. Paramphistominae Fisch 1901 1. Tribe Paramphistomatinea n. A. Genus Paramphistomum Fisch 1901 1. subgen. <i>Paramphistoma</i> n. 2. subgen. <i>Cotylophorum</i> n. 3. subgen. <i>Buxifrons</i> n. 4. subgen. <i>Explanatum</i> B. Genus <i>Gastrothylax</i> Poirier 1883 1. subgen. <i>Gastrothylax</i> Poirier 1883 2. subgen. <i>Fishoederius</i> St. et G. 1910 3. subgen. <i>Carmyerius</i> St. et G. 1910 2. Tribe <i>Stephanopharynginae</i> n. Genus <i>Stephanopharynx</i> Fish 1901 3. Tribe <i>Pseudodiscinae</i> n. Subfam. Cladorchinae Fisch 1901 Subfam. Diplodiscinae Cohn 1904 Subfam. Gastrothylacinae St. et G. 1910 A. Genus <i>Gastrothylax</i> Poirier 1883 B. Genus <i>Fishoederius</i> St. et G. 1910 C. Genus <i>Carmyerius</i> St. et G. 1910 Subfam. Brumptinae Stunkard 1925 Genus <i>Brumptia</i> Travassos 1921 Subfam. Zygocotilinae Stunkard 1916 Subfam. <i>Balanorchinae</i> Stunkard 1917 Subfam. <i>Schizamphistominae</i> Looss 1912 Subfam. Pfenderinae n. subfam. Subfam. <i>Dadayinae</i> n. subfam. Subfam. Gastrodiscinae Monticelli 1892 FAM. Opistholebetidae n. fam. FAM. Angiodictyidae Looss 1902 FAM. Opisthoporidae n. fam.	Subfam. Paramphistominae Fischoeider 1901 A. Genus Paramphistomum Fisch 1901 1. subgen. <i>Paramphistomum</i> Fisch 1901 2. subgen. <i>Cauliorchis</i> St. et G. 1910 B. Genus <i>Cotylophoron</i> St. et G. 1910 Subfam. Stenopharynginae St. et G. 1910 Genus <i>Stephanopharynx</i> Fisch. 1901 Subfam. Cladorchinae Fisch 1901 Subfam. Diplodiscinae Cohn 1904 Subfam. Gastrothylacinae St. et G. 1910 A. Genus <i>Gastrothylax</i> Poirier 1883 B. Genus <i>Fishoederius</i> St. et G. 1910 C. Genus <i>Carmyerius</i> St. et G. 1910 Subfam. Brumptinae Stunkard 1925 Genus <i>Brumptia</i> Travassos 1921 Subfam. Zygocotilinae Stunkard 1916 Subfam. <i>Balanorchinae</i> Stunkard 1917 Subfam. <i>Kalitreminatae</i> Travassos 1933 FAM. Gastrodiscidae St. et G. 1910 FAM. Opistholebetidae Fukui 1929 FAM. Giliachenidae Ozaki 1933 FAM. Cephaloporidae n. fam. FAM. Microscaphiidae Travassos 1932

Après le système de Travassos (1934), d'autres auteurs ont également effectué des travaux sur les Paramphistomoidea leur permettant de mettre en place des systèmes de détermination (Näsmark 1937b ; Dollfus 1963 ; Grétilat 1964b ; Eduardo 1982a,b et Sey 1983).

Näsmark (1937b) a essayé d'imposer un système définitif n'ayant plus comme principe la position et les dimensions des différents organes. La base de sa nouvelle classification est le système de Fiscoeder (1901a) et de Stunkard (1925). Son travail, complété par les résultats de ses propres recherches, lui a permis d'établir un tableau dichotomique, basé sur l'emplacement et le nombre de faisceaux musculaires dans le pharynx, l'atrium génital et l'acétabulum. De cette manière, il divisait la famille des Paramphistomidae en 15 sous-familles.

- 1/ Sous-famille des *Pseudocladorchinae* Näsmark 1937,
- 2/ Sous-famille des *Schizamphistominae* Loos 1912,
- 3/ Sous-famille des *Stichorchinae* Näsmark 1937,
- 4/ Sous-famille des *Cladorchinae* Fiscoeder 1901,
- 5/ Sous-famille des *Pfenderinae* Fukui 1929,
- 6/ Sous-famille des *Diplodiscinae* Cohn 1904,
- 7/ Sous-famille des *Zygocotylineae* Stunkard 1916,
- 8/ Sous-famille des *Balanorchinae* Stunkard 1917,
- 9/ Sous-famille des *Paramphistominae* Fiscoeder 1901,
- 10/ Sous-famille des *Gastrothylacinae* Stiles and Goldberger 1910,
- 11/ Sous-famille des *Brumptiinae* Stunkard 1925,
- 12/ Sous-famille des *Watsoniinae* Näsmark 1937,
- 13/ Sous-famille des *Gastrodiscinae* Monticelli 1892,
- 14/ Sous-famille des *Pseudodiscinae* Näsmark 1937,
- 15/ Sous-famille des *Stephanopharynginae* Stiles and Goldberger 1910.

Dans la sous-famille des *Paramphistominae*, Näsmark (1937b) a déterminé 9 genres : *Paramphistomum*, *Gigantocotyle*, *Calicophoron*, *Cotylophoron*, *Ugandocotyle*, *Ceylonocotyle*, *Nilocotyle*, *Buxifrons* et *Macropharynx*.

Grétilat (1964b) a beaucoup étudié la sous-famille des *Gastrothylacinae*. Stiles & Goldberger (1910) ont créé cette sous-famille avec quatre genres : *Gastrothylax*, *Carmyerius*, *Fiscoederius* et *Wellmanius*. L'étude de Grétilat (1964b) était plus basée sur les différentes

espèces du genre *Carmyerius*. Pour lui, la systématique des *Gastrothylacinae*, particulièrement celle des espèces du genre *Carmyerius*, est plus ou moins confuse, tout au moins en ce qui concerne certaines espèces où les critères morphologiques sont fournis seulement par les dimensions des testicules, le diamètre de l'acétabulum, etc..., caractères très fluctuants si l'on considère que dans ce groupe la contraction du matériel conservé peut influencer considérablement sur l'aspect et les dimensions de certains organes. Donc après avoir étudié la structure histologique du pore génital des diverses espèces du genre, il parvient à mettre en évidence des critères permettant de déterminer les espèces. Ces critères utilisés sont l'existence ou la non-existence, l'importance et les dimensions :

- de l'atrium génital,
- du sphincter atrial,
- et du sphincter papillaire.

Pour Grétilat (1964b), il vaudrait certainement mieux, pour la détermination, se baser sur des caractéristiques anatomiques et histologiques bien différenciées d'un seul organe (pore génital). Selon lui, le pore génital est moins exposé aux variations. Et bien entendu, on continuera à se servir des caractères usuels, pour confirmer la détermination ou pour déterminer l'espèce, si l'anatomie du pore génital ne peut être observée en détail.

Dollfus (1963) montrait que le critère de la dimension des œufs était sans valeur pour la détermination des espèces du genre *Carmyerius*. Il réussissait à déterminer certaines espèces de *Gastrothylacinae*, en se basant, comme Fiscoeder (1903), sur la forme de la poche ventrale sur des coupes transversales, mais cette formation géométrique est dépendante de différents facteurs. Dollfus (1963) distinguait plusieurs formes : triangulaire, arrondie, pentagonale, hexagonale, avec des variations. La forme n'étant pas toujours constante, la valeur taxonomique de ces critères est donc très relative et ils ne devraient être utilisés qu'en supplément des caractères usuels.

Eduardo (1982a) a établi une nouvelle taxonomie de la famille des Paramphistomidae Fiscoeder, 1901 en se référant tout particulièrement à la morphologie de l'adulte trouvé chez les ruminants. La classification de ces trématodes a été basée en grande partie sur les caractères morphologiques et histologiques. Les caractères morphologiques pris en compte sont les suivants :

- la forme et la taille du corps,
- la taille de l'acétabulum et du pharynx,

- l'œsophage et les cæca,
- les organes du système génital,
- et les papilles tégumentaires.

Pour ce qui concerne les caractères histologiques, la classification est basée sur :

- l'acétabulum,
- le pharynx,
- et l'atrium génital.

Eduardo (1982a) a fait la taxonomie de la famille des Paramphistomidae en se basant sur les résultats de ses propres recherches (Eduardo 1980a,b) et surtout sur ceux de Näsmark (1937b), et d'autres auteurs (Fischoeder 1901a, 1903 ; Leiper 1910 ; Stiles & Goldberger 1910 ; Maplestone 1923 ; Stunkard 1925 ; Fukui 1929 ; Willey 1941 ; Gupta 1951 ; Dinnik & Dinnik 1954 ; Dinnik 1961, 1962b, 1964 ; Horak 1967 ; Gupta & Gupta 1970 ; Yamaguti 1971 ; Tandon 1973 ; Sey & Graber 1979b ; Wang 1979).

Toujours dans cette famille des Paramphistomidae, Eduardo (1982b) a fait une révision générale du genre *Paramphistomum*. Il a redéfini le genre et a redécrit les 15 seules espèces qu'il considère comme valides. Il considère toutes les autres espèces déjà décrites dans ce genre comme des synonymies de l'une ou l'autre de ces 15 espèces. A cet effet, il a établi une clé pour la détermination des espèces de ce genre. Pour arriver à ses résultats, l'auteur a passé en revue de nombreux travaux (Fischoeder 1901a, 1902, 1903 ; Stiles & Goldberger 1910 ; Faust 1920 ; Maplestone 1923 ; Railliet 1924 ; Fukui 1929 ; Stunkard 1929 ; Bhalerao 1937 ; Näsmark 1937a ; Price & McIntosh 1944 ; Skrjabin 1949 ; Willmott 1950 ; Dinnik & Dinnik 1954 ; Grétilat 1958 ; Yamaguti 1958 ; Dinnik 1961, 1962b, 1964 ; Van Strydonck 1970 ; Sey 1974 ; Velázquez-Maldonado 1976 ; Albaret *et al.* 1978 ; Wang 1979).

Quant à Sey (1983), il a passé en revue la famille des Gastrothylacidae. L'examen des vers de cette famille lui a permis d'identifier trois genres : *Carmyerius*, *Fischoederius* et *Gastrothylax*. Il en déduit que le genre *Gastrothylax* renferme deux espèces valides, que le genre *Carmyerius* se compose de 15 véritables espèces et *Fischoederius* de trois espèces. Dans l'effort pour identifier les espèces valides, une attention particulière a été portée :

- au degré de variabilité morphologique de la poche ventrale, des testicules, de la position des cæca, des glandes vitellogènes, de la longueur de la *pars prostatica*,
- et à la structure histo-morphologique des organes musculaires (pharynx, atrium génital, acétabulum).

Sey (1983) a établi plusieurs clés de détermination :

- clé pour la détermination des genres de Gastrothylacidae,
- clé pour la détermination des espèces du genre *Gastrothylax*,
- clé pour la détermination des espèces du genre *Carmyerius*,
- et clé pour la détermination des espèces du genre *Fischoederius*.

Dans la révision de la famille des Gastrothylacidae, Sey (1983) a porté une attention particulière à de nombreux travaux (Fischoeder 1903 ; Leiper 1910 ; Stiles & Goldberger 1910 ; Maplestone 1923 ; Stunkard 1925 ; Fukui 1929 ; Dawes 1936 ; Näsmark 1937b ; Yamaguti 1939 ; Kotlàn 1958 ; Yamaguti 1958, 1971 ; Grétilat 1960a, 1964a,b ; Dinnik 1962a, 1964 ; Dollfus 1962, 1963 ; Schad *et al.* 1964 ; Maukherjee & Chauhan 1965 ; Gupta & Dutta 1967 ; Reinhardt 1969 ; Van Strydonck 1970 ; Tandon 1973 ; Dutt 1978 ; Tandon & Maitra 1981).

1.1.3. Maladie causée par ces plathelminthes

Il s'agit de la paramphistomose des ruminants. Elle est due à des paramphistomes appartenant à la famille des Paramphistomidae et à celle des Gastrothylacidae. Il est important de distinguer l'infestation due aux trématodes adultes qui est moins grave que l'infestation par les immatures, qui est souvent à l'origine de gastro-entérite aiguë s'accompagnant d'un taux élevé de mortalité. Une infestation, même modérée, des jeunes animaux par des paramphistomes immatures peut provoquer des troubles de la digestion et un retard de croissance après le sevrage.

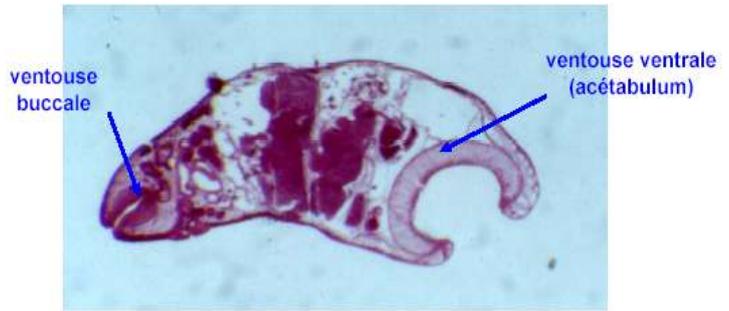
1.1.3.1. Les parasites

Les paramphistomes sont des vers épais, trapus, coniques. Ils mesurent entre 4 à 12 mm de longueur sur 2 à 3 mm d'épaisseur. Ils ont deux ventouses, buccale et ventrale, disposées à chacun des pôles (Figures 3, 4).



**Figure 3 : *Paramphistomum* sp.
(vers entiers)**

(Source : www.paru.cas.cz/helminthi/Digenea.html)



**Figure 4 : *Paramphistomum* sp.
(coupe sagittale)**

Ce sont des hermaphrodites qui pondent des œufs de grande taille, grisâtres, operculés, à coque mince (Figure 5).



Figure 5 : Œuf de paramphistome

(Source : www.rvc.ac.uk/.../Paramphistomum.htm)

Les espèces sont nombreuses, et appartiennent aux genres *Paramphistomum* (par exemple, *P. microbothrium*, très fréquent), *Cotylophoron* (par exemple *C. cotylophorum*, extrêmement fréquent en Afrique), *Calicophoron*, *Bothriophoron*, *Stephanopharynx*, *Gygantocotyle*, *Carmyerius* etc... Ce dernier genre de la famille des Gastrothylacidae, comporte plusieurs espèces dont *Carmyerius spatiosus*, *C. papillatus*, *C. endopapillatus*, *C. exoporus*, *C. graberi* etc...

1.1.3.2. Épidémiologie

1.1.3.2.1. Importance, répartition, espèces réceptives

Les trématodoses ont une grande importance dans les pays tropicaux où les espèces de paramphistomes sont nombreuses (classées dans plusieurs familles) et les infestations souvent

massives. La paramphistomose est rencontrée presque partout en Afrique. Elle est beaucoup plus rare dans les pays tempérés, mais à l'origine, occasionnellement, de troubles possibles chez tous les ruminants (Bussiéras & Chermette 1988). Elle existe en Asie, en Europe méditerranéenne, ainsi qu'en Australie.

1.1.3.2.2. Cycle biologique (Figure 6)

Les parasites adultes produisent des œufs qui passent ensuite par les matières fécales dans les pâturages humides. Les premières larves nageuses appelées miracidiums éclosent et infestent l'hôte intermédiaire favorable. Celui-ci est un mollusque basomatopore pulmoné d'eau douce, soit un bulin, soit une planorbe, suivant les espèces en cause. Le miracidium pénètre dans le mollusque, gagne l'hépatopancréas où il se transforme successivement en sporocyste, puis en rédies, puis en cercaires. Le développement larvaire et la multiplication par les sporocystes et les rédies a lieu dans un délai de quatre à dix semaines. Les cercaires émergent des mollusques et s'enkystent dans les herbages pour devenir des formes infestantes dites métacercaires. Elles sont sphériques, noires, grosses comme une tête d'épingle. L'infestation des ruminants, hôtes définitifs, s'effectue par ingestion d'herbe contaminée. Les jeunes paramphistomes émergent des kystes, envahissent le duodénum et commencent à se développer. Après quelques semaines, ils migrent dans le rumen et deviennent des parasites adultes qui pondent à nouveau des œufs (FAO 1994).

L'épidémiologie de la paramphistomose dépend de la présence de mollusques demandant une pluviométrie élevée ou de l'irrigation à des températures appropriées qui se situent entre 10 °C et 30 °C. Les mollusques peuvent être présents dans les habitats permanents et temporaires où ils survivent à des périodes de sécheresse pendant de nombreux mois et recommencent à produire des cercaires peu après l'inondation des habitats (FAO 1994).

D'après Mage *et al.* (1995), chez *Paramphistomum* spp, la période prépatente se situe autour de trois mois, la durée de la phase externe du cycle est de trois mois, la durée de vie de l'hôte intermédiaire se situe entre six mois et un an et la durée de vie du parasite chez l'hôte définitif est environ de deux ans.

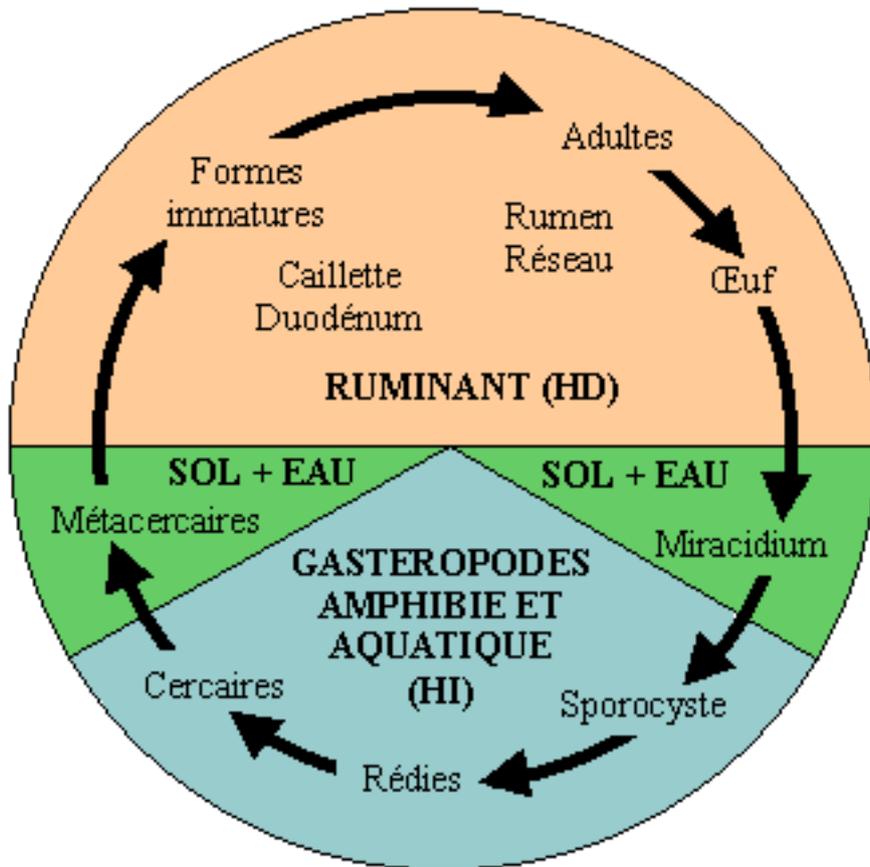


Figure 6 : Cycle biologique des paramphistomes (Bussiéras & Chermette 1988)

1.1.3.3. Pathologie

1.1.3.3.1. Symptômes

Nous considérons la paramphistomose (provoquée par les Paramphistomidae) et la gastrothylose (causée par les Gastrothylacidae). Les premiers parasites sont histophages et les seconds sont hématophages.

1.1.3.3.1.1. Paramphistomose

Les symptômes de la paramphistomose se caractérisent par la succession dans le temps, de signes intestinaux et de signes gastriques. La phase intestinale est due au parasitisme du duodénum par les formes immatures qui s'enfoncent dans la muqueuse de l'organe. La phase gastrique succédant à la phase intestinale (s'il y a réinfestation permanente, les deux phases coexistent) est causée par les formes adultes. Le plus souvent, les symptômes sont inapparents. Cependant parfois des formes graves apparaissent avec : perte d'appétit,

augmentation de la soif, diarrhée fétide contenant des parasites immatures, selles très liquides projetées à distance, train postérieur souillé, œdème de l'auge. La maladie aiguë évolue en deux à trois semaines chez les bovins, en cinq à dix jours chez les petits ruminants et peut se terminer par la mort, sinon après une longue convalescence (Bussiéras & Chermette 1988).

1.1.3.3.1.2. Gastrothylose

Dans le cas de la gastrothylose, nous constatons chez les jeunes animaux très parasités un amaigrissement progressif avec de l'anémie. Les muqueuses sont pâles, la conjonctive décolorée, le poil piqué. L'appétit est capricieux avec troubles de la rumination et alternances de constipation et de diarrhée. Les fèces sont fluides et en général de couleur marron foncée. Le malade montre au bout de quelques temps des signes de fatigue et se déplace avec lenteur. Dans les jours qui précèdent l'issue fatale, il ne s'alimente plus et se couche fréquemment (Grétilat 1957).

1.1.3.3.2. Lésions

1.1.3.3.2.1. Lésions dues aux Paramphistomidae

En phase intestinale, les lésions sont celles d'une entérite avec congestion et œdème au point que la lumière a presque disparu. Dans ce cas les parasites sont très petits et peu visibles. En phase gastrique, les lésions sont celles d'une ruminite chronique et les parasites sont bien visibles et tout à fait caractéristiques. De petites zones en relief d'un diamètre de 1 mm correspondent à d'anciens points de fixation (Bussiéras & Chermette 1988).

1.1.3.3.2.2. Lésions dues aux Gastrothylacidae

A l'ouverture du cadavre on est frappé par l'émaciation et la pâleur des muscles. Dans les cas d'infestation massive, il existe souvent un exsudat jaune ambré remplissant la cavité péritonéale. Le tissu conjonctif est infiltré, le cœur est flasque et, dans certains cas, il peut y avoir un hydropéricarde léger. Au niveau de l'intestin il y a souvent des lésions d'entérite chronique. Quelquefois les ganglions mésentériques sont succulents. La panse en état de plus ou moins grande vacuité a ses parois tapissées de parasites qui sont rouges et gorgés de sang. Fixés à la paroi de la panse par leur ventouse postérieure, les Gastrothylacidae déterminent au

niveau de cette dernière la formation de nodules de fixation de la grosseur d'un grain de mil de couleur blanchâtre (Grétilat 1957).

1.1.3.4. Pathogénie

Les vers immatures des Paramphistomidae s'enfoncent dans la muqueuse en arrachant des fragments avec leurs ventouses entraînant hémorragies et nécroses. Si les vers sont nombreux, la digestion est totalement perturbée (Bussiéras & Chermette 1988).

Pour les Gastrothylacidae qui sont hématophages, leur rôle pathogène est particulièrement évident au regard de leur poche ventrale qui est entièrement garnie de sang. L'action spoliatrice de ces parasites est énorme. Si l'on considère qu'un seul de ces trématodes peut emmagasiner en moyenne dans sa poche ventrale 20 à 25 mm³ de sang, on constate que 25 000 de ces parasites sont capables de prélever 0,5 litre de sang à leur hôte. Cette saignée correspond aux énormes quantités de sang nécessaires à ces vers pour assurer leur croissance, puis leur rythme de ponte quotidien (Grétilat 1957).

1.1.3.5. Diagnostic

1.1.3.5.1. Sur l'animal vivant

Le diagnostic est basé sur :

- les symptômes : le diagnostic clinique est à peu près impossible, sauf dans les régions où ce parasitisme est une donnée habituelle de la pathologie,
- le diagnostic de laboratoire est impossible pendant la phase intestinale la plus sérieuse, car les vers sont immatures et la coprologie est muette. Cependant la recherche de vers dans les matières fécales est envisageable lors de forte diarrhée. Pendant la phase gastrique, la plus bénigne, le diagnostic coprologique est plus facile. Il y a des efforts concernant le diagnostic sérologique avec les trématodoses. Ceci est très important vu les faibles résultats que procurent la coprologie.

1.1.3.5.2. Post-mortem

Le diagnostic est facile par la mise en évidence des parasites.

1.1.3.6. Pronostic

Il est grave dans les infestations massives surtout en période de disette.

1.1.3.7. Méthodes de lutte

1.1.3.7.1. Traitement

Il s'agira de détruire les parasites. Suivant la phase de la maladie, il peut être dirigé soit contre les immatures, soit contre les adultes matures (ou contre les deux formes).

1.1.3.7.2. Prophylaxie

Il faut détruire les adultes et les mollusques hôtes intermédiaires.

1.2. Trématodes du tube digestif pouvant coexister avec les paramphistomes

Selon Diaw (1987), les trématodoses que l'on peut rencontrer chez le bétail avec la paramphistomose et la gastrothylose au Sénégal sont :

- la fasciolose à *Fasciola gigantica* Cobbold, 1856,
- la dicrocoeliose à *Dicrocoelium hospes* Looss, 1907,
- la schistosomose à *Schistosoma bovis* Sonsino, 1876 et *Schistosoma curassoni* Brumpt, 1931.

1.2.1. Fasciolidae

Ce sont de grandes douves. Les plus grandes peuvent atteindre 10 cm de long. Certaines sont recouvertes de petites écailles. Les ventouses sont proches l'une de l'autre et l'extrémité antérieure se présente souvent comme une extension conique. Le pore génital est juste en avant de l'acétabulum (Marchand 1994). Le corps est foliacé, les testicules et l'ovaire extrêmement ramifiés, les cæca généralement ramifiés. Ils sont parasites des canaux biliaires des mammifères (Bussiéras & Chermette 1988).

Ce sont des trématodes appartenant à la famille des Fasciolidae et au genre *Fasciola*. Ils sont responsables de la fasciolose qui est l'affection la plus grave. Deux espèces peuvent intervenir dans cette trématodose : *Fasciola hepatica* et *Fasciola gigantica* (Figure 7).

Au Sénégal, la fasciolose est causée par *Fasciola gigantica*. Les parasites sont localisés dans les voies biliaires. L'animal atteint présente les signes d'une irritation mécanique et toxique du parenchyme hépatique qui peut aboutir à la nécrose ou la fibrose du foie et entraîner dans certains cas la mort. Des mollusques aquatiques : *Lymnaea natalensis* sont les hôtes intermédiaires (Diaw 1985).



Figure 7 : *Fasciola hepatica* et *F. gigantica* (vers entiers)

(Source : <http://www.paru.cas.cz/helminthi/Digenea/fasciolahepaticafgigantica01.jpg>)

1.2.2. Schistosomatidae

Ce sont des trématodes à sexes séparés appartenant à la famille des Schistosomatidae et au genre *Schistosoma* (Figure 8). Le mâle a un corps aplati, généralement incurvé en un canal gynécophore. Il présente au moins trois testicules, parfois beaucoup plus. La femelle est cylindrique, avec un seul ovaire. Dans les deux sexes, les cæca sont réunis postérieurement. L'accouplement est permanent. Les adultes sont parasites des canaux biliaires et des veines mésentériques (Bussiéras & Chermette 1988).

Ils sont responsables de la schistosomose. Au Sénégal, cette trématodose est causée par *Schistosoma bovis* et *S. curasonni*. C'est une affection parasitaire moins grave que la fasciolose et les pertes économiques sont moins importantes. Néanmoins, elle peut influencer sur l'état général et favoriser d'autres parasitoses. Des mollusques aquatiques du genre *Bulinus* sont les hôtes intermédiaires (Diaw 1985).

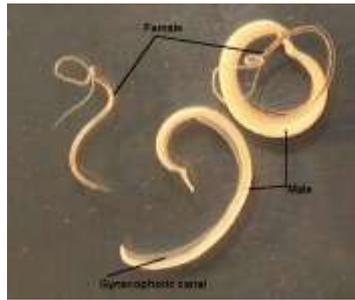


Figure 8 : *Schistosoma* sp. (mâle et femelle : vers entiers)
 (Source: <http://www.puk.ac.za/lifesc/zol/zol121/images/schisto1.gif>)

1.2.3. Dicrocoeliidae

Ce sont des trématodes appartenant à la famille des Dicrocoeliidae Odohner, 1910 et au genre *Dicrocoelium* Dujardin, 1845. Ils sont responsables de la dicrocoeliose des ruminants domestiques. Deux espèces peuvent intervenir dans cette trématodose : *Dicrocoelium lanceolatum* Rudolfi, 1819 (Figure 9) et *Dicrocoelium hospes* Looss 1907. En Afrique, c'est *D. hospes* qui est responsable de la dicrocoeliose.

L'étude des échantillons de *Dicrocoelium* provenant de différentes régions du Sénégal a permis d'identifier les parasites à *D. hospes* Looss, 1907 (Diaw 1982). Le cycle de développement de *D. hospes* n'est que partiellement connu. Au Sénégal, *Limicolaria kambeul* (1^{er} hôte intermédiaire) est la seule espèce du genre *Limicolaria* signalée, elle est localisée dans presque toutes les régions d'élevage. De même des fourmis du genre *Crematogaster* (2^{ème} hôte intermédiaire), capables d'héberger les métacercaires sont signalés au Sénégal (Diaw 1982).

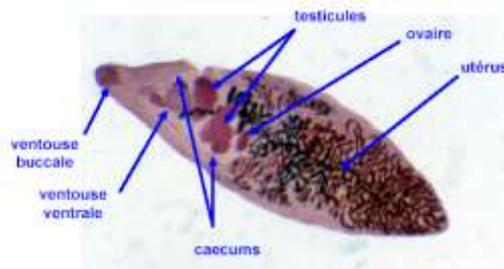


Figure 9 : *Dicrocoelium lanceolatum* (ver entier)
 (Source : <http://www.icampus.ucl.ac.be/SBIM2520/document/genemol/BIAN/dicrocoelium2.jpg>)

2. Les mollusques hôtes intermédiaires des trématodes

Les trématodoses sont des parasitoses dues à des helminthes dont le cycle est complexe et nécessite le passage obligatoire par un hôte intermédiaire, un mollusque gastéropode d'eau douce. Ces derniers sont divisés en deux sous-classes : les prosobranches et les pulmonés. Les premiers sont caractérisés par la présence d'une coquille fermée par un opercule. Par contre, les seconds en sont dépourvus (MS/DS 1999). Pour identifier un mollusque, il faut examiner sa coquille pour déterminer :

- la présence ou l'absence de l'opercule,
- le sens de l'ouverture, à droite ou à gauche,
- la forme, discoïde, conique, globuleuse ou allongée (Diaw 1988).

Les pulmonés jouent un rôle épidémiologique important dans la transmission des trématodoses animales (Grétilat 1963 ; Albaret *et al.* 1984 ; Diaw *et al.* 1988c).

Au Sénégal, huit espèces de mollusques appartenant à deux familles, les Planorbidae et les Lymneidae, sont impliquées dans la transmission des trématodoses animales et humaines. Six de ces espèces interviennent dans la transmission des trématodoses animales (paramphistomose, gastrothylose, fasciolose et schistosomose) (Diaw 1988).

2.1. Famille des Planorbidae

La coquille est senestre, les tentacules filiformes et le sang rouge. Elle comprend deux sous-familles : les Planorbinae et les Bulinae.

2.1.1. Les Planorbinae

La coquille est discoïde. Il existe deux genres (*Biomphalaria* et *Gyraulus*) et deux espèces.

- *Biomphalaria pfeifferi* Krauss, 1848

Il est abondant dans les mares et marigots permanents. *Biomphalaria pfeifferi* (Figure 10) intervient dans la transmission de *Schistosoma mansoni* (Bilharziose humaine).



Figure 10 : *Biomphalaria pfeifferi* Krauss, 1848

(Source : http://www.tanganyika-cichlids.com/Faune/Biomphalaria_pfeifferi_01.jpg)

- *Gyraulus costulatus* Krauss, 1848

Gyraulus costulatus (Figure 11) est une planorbe plus petite que *B. pfeifferi*. Par sa taille, il passe souvent inaperçu et se trouve accroché sur la végétation ou sur des débris végétaux. Il intervient dans la transmission de *Carmyerius exoporus*.



Figure 11 : *Gyraulus costulatus* Krauss, 1848

(Source : http://www.tanganyika-cichlids.com/Faune/Gyraulus_costulatus_04.jpg)

2.1.2. Les Bulinae

La coquille est ovalaire, plus haute que large. Il y a un seul genre (*Bulinus*) et cinq espèces.

- *Bulinus forskalii* Ehrenberg, 1831

B. forskalii (Figure 12) se rencontre surtout au niveau des points d'eau permanents (marigots, fleuves). Il intervient dans la transmission de *S. bovis*, de *Paramphistomum phillerouxi*.

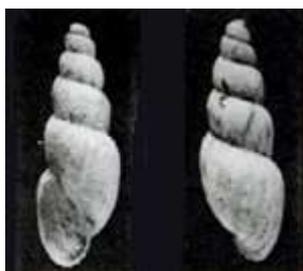


Figure 12: *Bulinus forskalii* Ehrenberg, 1831

(Source : http://www.tanganyika-cichlids.com/Faune/Bulinus_forskalii_Ehrenberg1831.JPG)

- *Bulinus globosus* Morelet, 1866

Il est fréquent dans les mares et marigots. Il résiste à l'assèchement de ces points d'eau. Dans la nature, *B. globosus* (Figure 13) intervient dans la transmission de *Schistosoma curasonni* et *S. bovis*.



Figure 13 : *Bulinus globosus* Morelet, 1866

(Source : http://shell.kwansei.ac.jp/~shell/pic_book/img42/r004118.jpg)

- *Bulinus senegalensis* Muller, 1781

Son biotope est constitué surtout par les mares et les marigots permanents. *B. senegalensis* (Figure 14) intervient dans la transmission de *S. haematobium* (Bilharziose humaine).

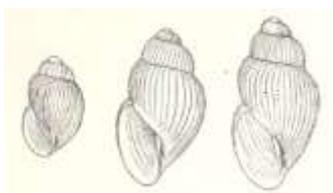


Figure 14 : *Bulinus senegalensis* Muller, 1781

(Source : members.aol.com/mkohl2/Planorbidae.html)

- *Bulinus truncatus* Audouin, 1827

Il est fréquent dans les marigots, mares, canaux et drains d'irrigation. *B. truncatus* (Figure 15) intervient dans la transmission de *P. microbothrium*, *S. bovis* et *S. haematobium*.



Figure 15 : *Bulinus truncatus* Audouin, 1827
(Source : www.ne.jp/.../gallery/family/Bulinidae.html)

- *Bulinus umbilicatus* Mandahl-Barth, 1973

On le rencontre surtout dans les mares temporaires à fond latéritiques ou argilo-latéritique. Naturellement, *B. umbilicatus* (Figure 16) intervient dans la transmission de *S. curasonni*. Au laboratoire, *B. umbilicatus* se révèle comme un bon hôte expérimental pour *S. bovis*.



Figure 16 : *Bulinus umbilicatus* Mandahl-Barth, 1973
(Source : <http://www.ne.jp/asahi/dexter/sinister/gallery/family/Bulinidae.html>)

2.2. Famille des Lymneidae

La coquille est dextre, les tentacules sont courbées et triangulaires. Il y a un seul genre (*Lymnaea*) et une seule espèce.

- *Lymnaea natalensis* Krauss, 1848

Lymnaea natalensis (Figure 17) se rencontre dans les mares et marigots permanents. Il intervient dans la transmission de *Fasciola gigantica* (Diaw 1988).



Figure 17 : *Lymnaea natalensis* Krauss, 1848
(Source : shell.kwansei.ac.jp/.../data46/r004509.html)

CHAPITRE II

Ce deuxième chapitre étudie les trématodes prélevés (essentiellement les paramphistomes) chez les bovins ndama. Il est divisé en trois parties :

- la première concerne la détermination des Paramphistomoidea (Paramphistomidae et Gastrothylacidae),
- la deuxième étudie les prévalences de la paramphistomose et des trématodoses associées,
- enfin, la dernière décrit la pathogénicité des paramphistomes.

DETERMINATION DES PARAMPHISTOMOIDEA

(Paramphistomidae et Gastrothylacidae)

Introduction

Dans cette partie, nous décrivons le matériel et les techniques utilisées pour leur étude. Ensuite, nous présentons les résultats obtenus, suivis de leurs discussions.

1. Matériels et méthodes

1.1. Prélèvements

Le matériel est constitué par les paramphistomes adultes. Les prélèvements de parasites adultes sont effectués, en vue de leur identification, chez les bovins ndama (*Bos taurus*) naturellement infestés. Après éviscération, les rumens ont été récupérés. Nous avons procédé à leur nettoyage pour mettre à nu les parasites adultes qui sont fixés sur la muqueuse du rumen par leur ventouse postérieure appelée acétabulum. A l'aide d'une pince, nous avons prélevé les parasites. Ces derniers d'abord mis dans de l'eau physiologique (NaCl à 9 ‰) sont ensuite introduits pour la fixation dans des flacons étiquetés contenant de l'éthanol 70°.

1.2. Etudes au laboratoire

Pour identifier et décrire le type de paramphistomes prélevés, deux techniques de laboratoire sont utilisées : la microscopie photonique (histologie) et la microscopie électronique à balayage (M.E.B).

1.2.1. Microscopie photonique

Les parasites adultes sont d'abord fixés dans l'éthanol 70°, ce qui provoque précipitation et coagulation des protéines, ainsi qu'une insolubilisation de tous les constituants cellulaires et tissulaires (Martoja & Martoja-Pierson 1967). Puis les échantillons sont déshydratés par de l'éthanol absolu et du butanol. Après passage par la butyparaffine, ces

parasites sont inclus dans la paraffine. Les coupes transversales s riees, de 7 μm d'épaisseur, réalisées au microtome et étalées sur des lames porte-objet, sont ensuite déparaffinées par du toluène et réhydratées par des bains d'éthanol de concentrations décroissantes, avant leur coloration à l'Hématoxyline-Eosine. Après déshydratation à l'éthanol et au toluène, ces coupes, recouvertes d'une lamelle portant de l'Euckitt sur une face, sont gardées à l'étuve à 60 $^{\circ}\text{C}$ avant d'être examinées au microscope photonique.

1.2.2. Microscopie électronique à balayage

Les parasites adultes d j fixés à l'éthanol 70 $^{\circ}$ sont ensuite déshydratés par passages successifs dans des bains d'alcool éthylique de concentrations croissantes : d'abord dans l'éthanol 95 $^{\circ}$ pendant une heure, ensuite dans l'éthanol 100 $^{\circ}$ pendant une heure et enfin dans l'acétone 100 % au minimum pendant 24 heures.

A la fin de la déshydratation, les parasites sont traités au point critique avant d'être placés sur des supports métalliques et recouverts d'une couche d'or par ionisation à l'aide d'un « Ion Sputter » JFC 1100. Après préparation, les observations sont faites au microscope électronique à balayage JEOL 35 CF au laboratoire « Parasitologie du département de biologie animale » de l'Université Cheikh Anta Diop de Dakar.

2. Résultats

2.1. Les Paramphistomidae

La détermination de notre matériel est faite en se basant sur les travaux de Fiscoeder (1901a,b) ; Näsmark (1937b) ; Dinnik (1962b) ; Eduardo (1982a,b). Nous avons pu mettre en évidence l'existence des genres *Paramphistomum* et *Cotylophoron*.

2.1.1. Le genre *Paramphistomum*

Les résultats histologiques montrent un corps conique courbé ventralement. Il n'y a pas de poche ventrale. Le pharynx est simple, sans diverticule, absence également de bulbe pharyngien et l'acétabulum est terminal. Les testicules sur la paroi ventrale sont en tandem. Les glandes vitellogènes sont situées latéralement le long du corps. L'ovaire et la glande de

Mehlis sont post-testiculaires mais pré-acétabulaires. Le canal de Laurer croise le canal excréteur. Les deux espèces que nous avons pu déterminer sont : *Paramphistomum microbothrium* Fischoeder, 1901 et *Paramphistomum daubneyi* Dinnik, 1962.

2.1.1.1. *Paramphistomum microbothrium* Fischoeder, 1901

2.1.1.1.1. A l'œil nu (Figure 18)

Les vers adultes apparaissent colorés en jaune ou rose pâle. Ils ont une forme allongée, conique, plus ou moins aplatie dorso-ventralement. Ils mesurent en moyenne 7 mm avec un diamètre moyen de 2,7 mm. Leur tégument présente des stries transversales plus ou moins accentuées et une concavité ventrale. Ils présentent un acétabulum à leur extrémité postérieure et une bouche à leur extrémité antérieure. Entre les deux, dans la moitié antérieure, se trouve un pore génital.



Figure 18 : *Paramphistomum microbothrium* (vers entiers)

2.1.1.1.2. Au microscope photonique (Figure 19)

- Acétabulum

L'acétabulum occupe l'extrémité postérieure du parasite avec un diamètre moyen de 2,2 mm. Il présente une partie dorsale et une partie ventrale, et chaque partie a une face interne et une face externe. L'acétabulum présente également des faisceaux musculaires qui sont ainsi répartis :

- musculature interne circulaire dorsale (d.i.c) : 50
- musculature interne circulaire ventrale (v.i.c) : 51
- musculature externe circulaire ventrale (v.e.c) : 18
- musculature externe circulaire dorsale (d.e.c) divisée en deux :

- . un premier groupe (d.e.c.1) : 19
- . un deuxième groupe (d.e.c.2) : 24

On distingue également une musculature circulaire externe médiane (m.e.c) : 5, mais elle n'est pas constante. L'acétabulum présente aussi des faisceaux musculaires longitudinaux : l'un passant extérieurement de la partie dorsale à la partie ventrale et l'autre passant de l'extérieur à l'intérieur de la ventouse. L'acétabulum est situé en moyenne à 4,6 mm de l'extrémité antérieure. Le rapport diamètre de l'acétabulum sur longueur du corps est en moyenne de 1/3,17. L'acétabulum ainsi décrit est de type *Paramphistomum*.

- Pharynx

Le pharynx représente la partie antérieure du tube digestif. Il a en moyenne une longueur de 0,9 mm et un diamètre de 0,8 mm. Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/7,65. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/2,43. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes, s'étendant sur toute la longueur du pharynx,
- circulaires externes, réduits et plus visibles sur la partie antérieure,
- circulaires basaux, bien développés,
- longitudinaux internes, bien marqués,
- longitudinaux externes, avec une épaisseur réduite,
- longitudinaux radiaux, occupant une large surface.

Le pharynx est de type *Calicophoron* (Dinnik 1964) = types *Paramphistomum*, *Calicophoron* et *Ijimai* (Näsmark 1937b).

- Œsophage

A ce pharynx, fait suite l'œsophage qui mesure en moyenne 0,6 mm de longueur. Il est dépourvu de bulbe œsophagien et, s'étend une direction ventrale puis dorsale. La paroi musculaire est relativement mince et, dans la lumière, existe une masse musculaire uniforme importante.

- Cæcum

Les cæca ont une position latérale et se terminent au niveau de l'acétabulum.

- Appareil génital mâle

- Les deux testicules sont fortement lobés et disposés en tandem. Les dimensions moyennes sont les suivantes :
 - . testicule antérieur : longueur (L) = 1 mm, largeur (l) = 1,5 mm ;
 - . testicule postérieur : L = 1 mm, l = 1,9 mm.
- La vésicule séminale est enroulée et bien développée.
- La *pars musculosa* est réduite et faiblement développée.
- La *pars prostatica* est également réduite avec les dimensions suivantes : longueur = 0,6 mm, largeur = 0,14 mm.

- Appareil génital femelle

- L'ovaire est sub-sphérique et a une position post-testiculaire et pré-acétabulaire. Il a une longueur de 0,50 mm et un diamètre de 0,40 mm.
- La glande de Mehlis est située près de l'ovaire, dans une position plus ventrale. Elle mesure 0,5 mm de longueur et 0,27 mm de diamètre.
- L'utérus : les coupes transversales de l'utérus sont visibles à la fois sur la partie dorsale des testicules, entre les deux testicules, au-dessus du testicule antérieur et sur la face ventrale du parasite.

- Glandes vitellogènes

Les glandes vitellogènes ont une position latérale. Elles sont importantes et sont constituées de très nombreux follicules qui s'étendent depuis le pharynx jusqu'à l'acétabulum.

- Appareil excréteur

La vessie est en position dorsale, derrière le testicule postérieur. Le pore excréteur est dorsal et s'ouvre à environ 5 mm de l'extrémité antérieure.

- Atrium génital

Le pore génital s'ouvre à 1,6 mm de l'extrémité antérieure du ver. Nous notons l'absence d'une véritable ventouse, la présence d'un sphincter génital et d'un sphincter papillaire à la surface de la papille génitale. Il existe un atrium ventral très petit et un atrium génital réduit. Le diamètre de l'atrium génital est en moyenne de 134 μm . Les fibres musculaires radiales sont développées. Cet atrium appartient au type *microbothrium* de Näsmark.

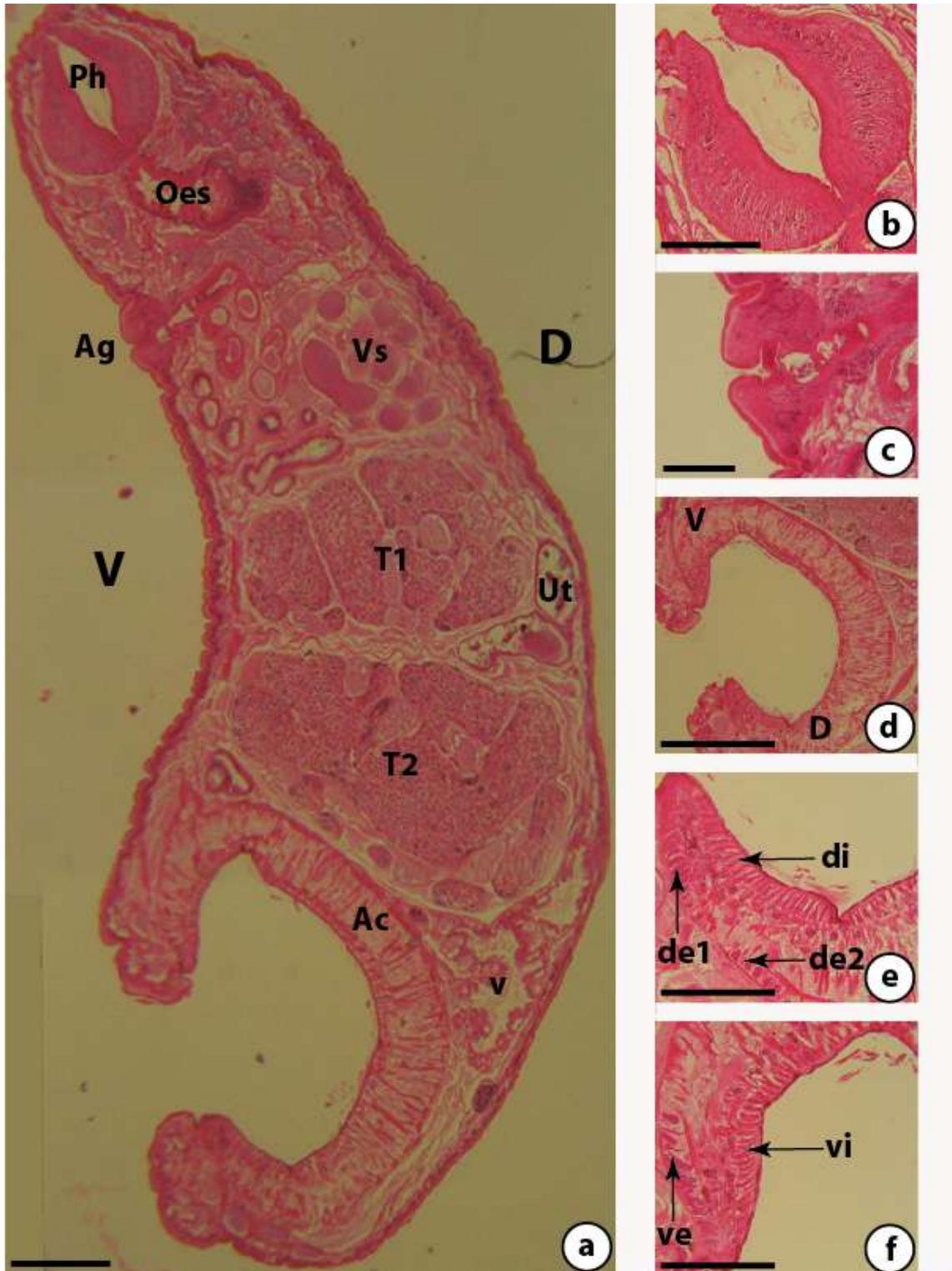


Figure 19 : *Paramphistomum microbothrium* (Microscope photonique). **a.** coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 µm) ; **b.** coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 50 µm) ; **c.** coupe histologique médio-sagittale du pore génital (barre = 50 µm) ; **d.** acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 200 µm) ; **e.** acétabulum, partie dorsale (barre = 50 µm) ; **f.** acétabulum, partie ventrale (barre = 50 µm).

Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; D – Face dorsale ; de1– Muscles dorsaux externes 1 ; de2 – Muscles dorsaux externes 2 ; di – Muscles dorsaux internes ; Oes – Œsophage ; Ph – Pharynx ; T1 – Testicule antérieur ; T2 - Testicule postérieur ; Ut – Utérus ; V – Face ventrale ; v – Vessie ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes ; Vs – Vésicule séminale.

2.1.1.2. *Paramphistomum daubneyi* Dinnick, 1962

2.1.1.2.1. A l'oeil nu (Figure 20)

Les vers ont une forme conique, légèrement courbée, de couleur blanchâtre ou rose pâle. Ils mesurent en moyenne 7 mm avec un diamètre moyen dorso-ventral de 4 mm. Le tégument est strié transversalement. Ils présentent un acétabulum à leur extrémité postérieure et une bouche à leur extrémité antérieure. Entre les deux, dans la moitié antérieure, se trouve un pore génital.



Figure 20 : *Paramphistomum daubneyi* (vers entiers)

2.1.1.2.2. Au microscope photonique (Figure 21)

- Acétabulum

L'acétabulum est sub-terminal. Il occupe l'extrémité postérieure du parasite avec un diamètre de 2 mm. Il présente une partie dorsale et une partie ventrale, et chaque partie a une face interne et une face externe. L'acétabulum présente également des faisceaux musculaires qui sont ainsi répartis :

- musculature interne circulaire dorsale (d.i.c) : 47
- musculature interne circulaire ventrale (v.i.c) : 51
- musculature externe circulaire ventrale (v.e.c) : 16
- musculature externe circulaire dorsale (d.e.c) divisée en deux :
 - . un premier groupe (d.e.c.1) : 21
 - . un deuxième groupe (d.e.c.2) : 27

L'acétabulum présente également des faisceaux musculaires longitudinaux : l'un passant extérieurement de la partie dorsale à la partie ventrale et l'autre passant de l'extérieur

à l'intérieur de la ventouse. Le rapport diamètre de l'acétabulum sur longueur du corps est en moyenne de 1/3,18. L'acétabulum ainsi décrit est de type *Paramphistomum*.

- Pharynx

Le pharynx a en moyenne une longueur de 0,8 mm et un diamètre de 0,95 mm. Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/8,4. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/2,6. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes, s'étendant sur toute la longueur du pharynx,
- circulaires externes, réduits et plus visibles sur la partie antérieure,
- circulaires basaux, bien développés,
- longitudinaux internes, bien marqués avec une épaisseur de 72 µm,
- longitudinaux externes, avec une épaisseur réduite,
- longitudinaux radiaux, occupant une large surface.

Le pharynx est de type *Calicophoron* (Dinnik 1964) = types *Paramphistomum*, *Calicophoron* et *Ijimai* (Näsmark 1937b).

- Œsophage

A ce pharynx, fait suite l'œsophage qui mesure en moyenne 0,6 µm de longueur. Il est dépourvu de bulbe œsophagien et, présente une direction oblique vers la partie dorsale du ver. La paroi musculaire est relativement mince et, dans la lumière existe une masse musculaire uniforme importante.

- Cæcum

Les cæca ont une position latérale et se terminent au-dessus de l'acétabulum.

- Appareil génital mâle

- Les deux testicules sont volumineux, très fortement lobés et disposés en diagonale au milieu du corps. Ils occupent une large surface du parasite. Les dimensions moyennes sont les suivantes :
 - . testicule antérieur : L = 1,45 mm, l = 2,45 mm ;
 - . testicule postérieur : L = 1,45 mm, l = 2,45 mm.
- La vésicule séminale est enroulée et bien développée.

- La *pars musculosa* est réduite.
- La *pars prostatica* est également réduite.

- Appareil génital femelle

- L'ovaire est sub-sphérique et a une position post-testiculaire et pré-acétabulaire. Il a une longueur de 0,6 mm et un diamètre de 0,4 mm
- L'utérus : les coupes transversales de l'utérus sont visibles sur la partie dorsale du parasite, entre l'acétabulum et le testicule postérieur et, au-dessus du testicule antérieur.

- Glandes vitellogènes

Les glandes vitellogènes ont une position latérale. Elles sont importantes et sont constituées de très nombreux follicules qui s'étendent depuis le pharynx jusqu'à l'acétabulum.

- Appareil excréteur

La vessie est en position dorsale, derrière le testicule postérieur.

- Atrium génital

Le pore génital s'ouvre à 1,5 mm de l'extrémité antérieure du ver. Nous notons l'absence d'une véritable ventouse, la présence d'un sphincter génital et d'un sphincter papillaire à la surface de la papille génitale. Il existe un atrium ventral très petit et un atrium génital réduit. Le diamètre de l'atrium génital est en moyenne de 124 μm . Les fibres musculaires radiales sont développées. Cet atrium appartient au type *microbothrium*.

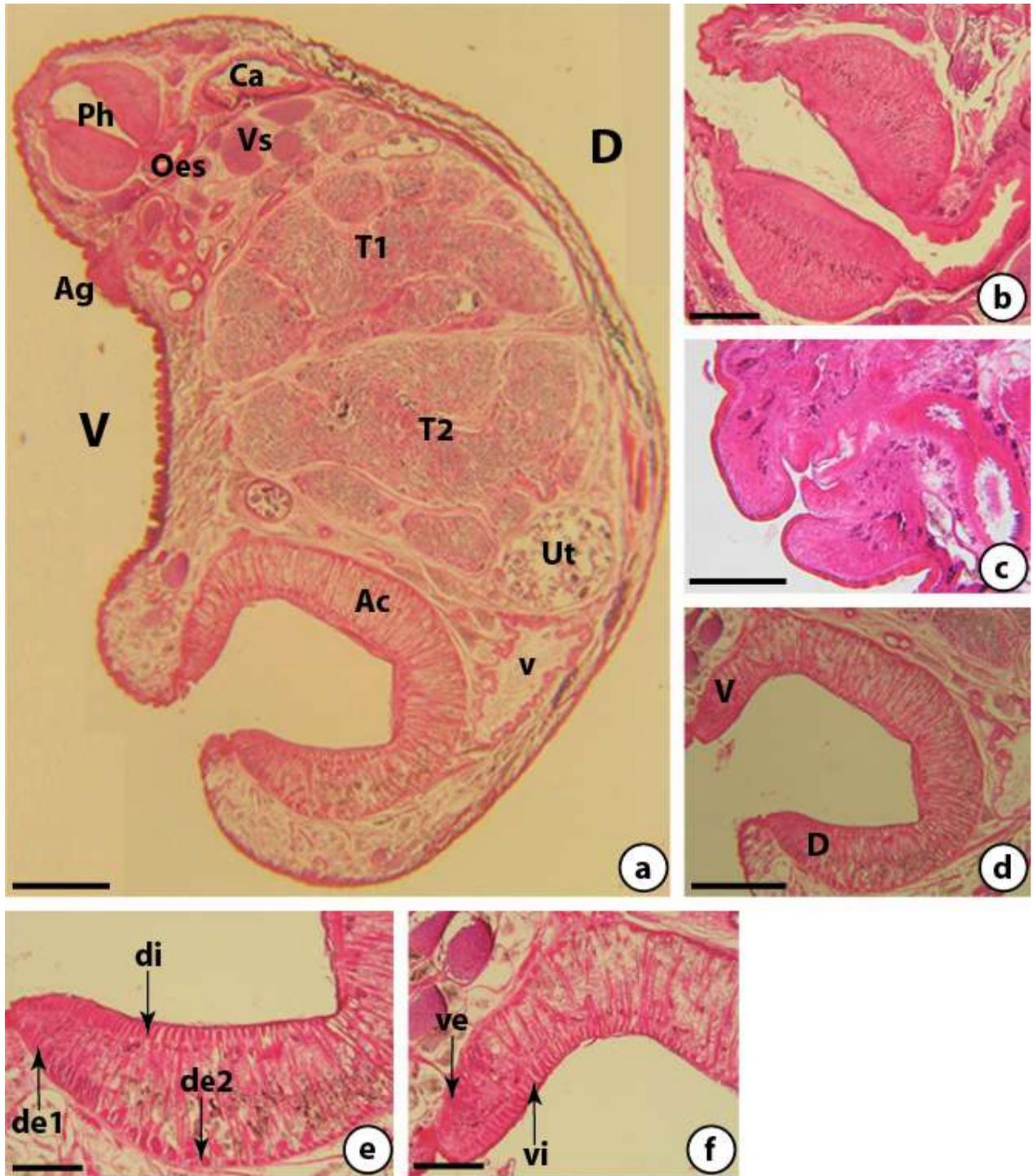


Figure 21 : *Paramphistomum daubneyi* (Microscope photonique). a. coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μm) ; b. coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 50 μm) ; c. coupe histologique médio-sagittale du pore génitale (barre = 30 μm) ; d. acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 100 μm) ; e. acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μm) ; f. acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μm).

Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; Ca – Cæcum ; D – Face dorsale ; de1– Muscles dorsaux externes 1 ; de2 – Muscles dorsaux externes 2 ; di – Muscles dorsaux internes ; Oes – Œsophage ; Ph – Pharynx ; T1 – Testicule antérieur ; T2 – Testicule postérieur ; Ut – Utérus ; V – Face ventrale ; v – Vessie ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes ; Vs – Vésicule séminale.

2.1.1.2.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 22)

La vue ventrale du ver entier montre les trois orifices : la bouche, le pore génital et l'acétabulum. Le corps présente des stries transversales plus accentuées sur la moitié antérieure que sur la moitié postérieure. Des papilles tégumentaires sont présentes sur le pourtour de la bouche, du pore génital et de l'acétabulum.

Une vue ventrale du 1/3 antérieur du ver met en évidence la présence des papilles uniquement sur une surface très limitée entourant l'orifice buccal. Au fort grossissement, les papilles tégumentaires apparaissent disposées en 6 à 7 rangées tout autour de la bouche. Ces papilles sont plus ou moins serrées les unes contre les autres, et ont une forme pyramidale.

Une vue du pore génital montre la présence de la papille génitale. Les papilles tégumentaires sont réduites et ne sont présentes que sur le contour du pore génital.

La région acétabulaire est entourée par des papilles plus petites disposées de façon apparemment aléatoire.

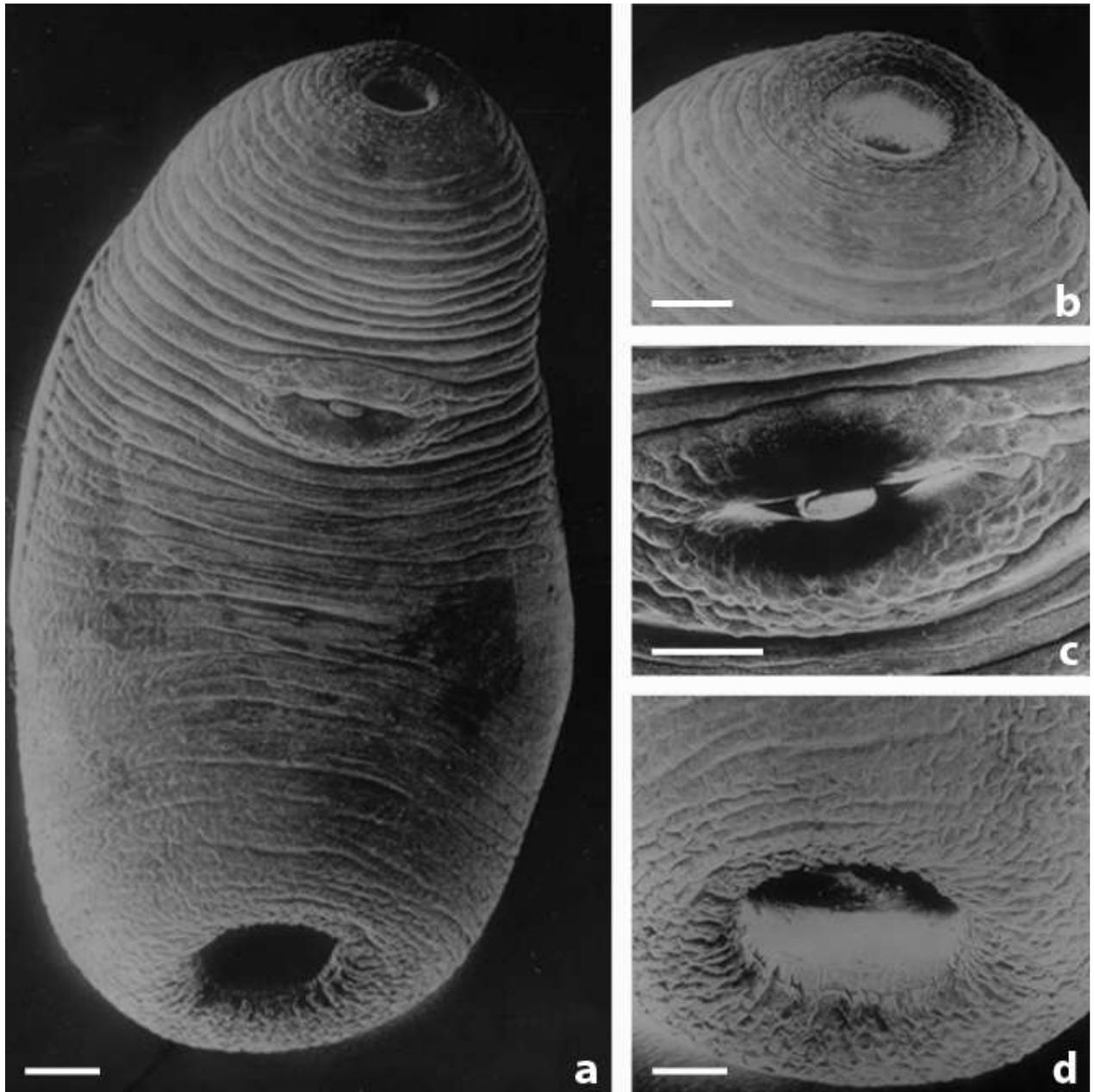


Figure 22 : *Paramphistomum daubneyi* (MEB). a. Ver entier, vue ventrale (barre = 100 µm) ; b. Extrémité antérieure, on note la présence de papilles tégumentaires à l'intérieur et autour de l'orifice buccal (barre = 50 µm) ; c. Région du pore génital entourée de papilles (barre = 50 µm) ; d. Région acétabulaire avec des papilles disposées de façon aléatoire autour de l'acétabulum (barre = 50 µm).

2.1.2. Le genre *Cotylophoron*

Le pore génital présente un atrium entouré d'une musculature. Cette structure se présente comme une véritable ventouse génitale. Les faisceaux musculaires externes circulaires dorsaux (d.e.c) de l'acétabulum ne sont pas divisés en deux, il existe un seul groupe. Les trois espèces que nous avons déterminées dans ce genre sont : *Cotylophoron cotylophorum*, *Cotylophoron macrosphinctris* et *Cotylophoron fülleborni*.

2.1.2.1. *Cotylophoron cotylophorum* Fiscoeder, 1901

2.1.21.1. A l'œil nu (Figure 23)

Ils ont une forme conique, légèrement allongée, plus ou moins aplati dorso-ventralement, une ligne dorsale légèrement courbée. Ils mesurent en moyenne 5,5 mm de long sur 2 mm de large. Ils présentent un acétabulum à leur extrémité postérieure et une bouche à leur extrémité antérieure. Entre les deux, dans la moitié antérieure du corps, se trouve un pore génital.



Figure 23 : *Cotylophoron cotylophorum* (vers entiers)

2.1.21.2. Au microscope photonique (Figure 24)

- Acétabulum

L'acétabulum est sub-terminal. Il occupe l'extrémité postérieure du parasite avec un diamètre de 1,6 mm. Il présente une partie dorsale et une partie ventrale, et chaque partie a une face interne et une face externe. L'acétabulum présente également des faisceaux musculaires qui sont ainsi répartis :

- musculature interne circulaire dorsale (d.i.c) : 34
- musculature interne circulaire ventrale (v.i.c) : 36

- musculature externe circulaire ventrale (v.e.c) : 16
- musculature externe circulaire dorsale (d.e.c) : 20

On distingue également une musculature circulaire externe médiane (m.e.c) : 4, mais elle n'est pas constante. L'acétabulum présente aussi des faisceaux musculaires longitudinaux : l'un passant extérieurement de la partie dorsale à la partie ventrale, l'autre passant de l'extérieur à l'intérieur de la ventouse. Le rapport entre le diamètre de l'acétabulum et la longueur du corps est de 1/3,5. L'acétabulum ainsi décrit est de type *Cotylophoron*.

- Pharynx

Le pharynx a en moyenne une longueur de 0,7 mm et un diamètre de 0,6 mm. Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/8. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/2,25. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes, s'étendant sur toute la longueur du pharynx,
- circulaires basaux, de petite dimension,
- longitudinaux internes, bien marqués avec une épaisseur de 40 µm,
- longitudinaux externes, avec une épaisseur réduite,
- longitudinaux radiaux, occupant une large surface.

Le pharynx est de type *Calicophoron*.

- Œsophage

Il mesure en moyenne 0,6 mm de longueur. Il possède un bulbe œsophagien très caractéristique. Dans sa partie antérieure, il est d'abord longitudinal puis fait un angle de 90° vers la partie dorsale du ver. La paroi musculaire est plus ou moins développée, mais, dans la lumière du tube, il existe une masse musculaire uniforme importante sur toute la longueur de l'œsophage.

- Cæcum

Les deux cæca ont une position latérale et se terminent au niveau de l'acétabulum.

- Appareil génital mâle

- Les deux testicules sont lobés et disposés en diagonale. Les dimensions moyennes sont les suivantes :

. testicule antérieur : L = 0,8 mm, l = 1,1 mm ;

. testicule postérieur : L = 0,8 mm, l = 1,1 mm.

- La vésicule séminale est plus ou moins développée.
- La *pars musculosa* est développée.
- La *pars prostatica* présente les mensurations suivantes : longueur : 270 µm, largeur : 70 µm.

- Appareil génital femelle

- L'ovaire est sub-sphérique et situé entre le testicule postérieur et l'acétabulum. Il a une longueur de 0,5 mm et un diamètre de 0,4 mm
- L'utérus: les coupes transversales de l'utérus sont visibles sur la partie dorsale du parasite, entre l'acétabulum et le testicule postérieur et, au-dessus du testicule antérieur.

- Glandes vitellogènes

Les glandes vitellogènes ont une position latérale. Elles sont importantes et sont constituées de très nombreux follicules qui s'étendent depuis le pharynx jusqu'à l'acétabulum.

- Appareil excréteur

La vessie est en position dorsale, derrière le testicule postérieur. Le pore excréteur est dorsal et s'ouvre à 4,4 mm de l'extrémité antérieure du ver.

- Atrium génital

Le pore génital s'ouvre à 1,5 mm de l'extrémité antérieure du ver. L'atrium génital possède une véritable ventouse génitale qui fait fortement saillie à la face ventrale du parasite avec un diamètre d'environ 630 µm. Nous notons l'absence d'un atrium ventral, la présence d'un pli génital et d'une papille génitale. Le sphincter génital n'existe pas. L'atrium génital est de type *Cotylophoron*.



Figure 24 : *Cotylophoron cotylophorum* (Microscope photonique). **a.** coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μ m) ; **b.** coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 50 μ m) ; **c.** Bulbe oesophagienne (barre = 50 μ m) ; **d.** coupe histologique médio-sagittale du pore génital (barre = 50 μ m) ; **e.** acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 100 μ m) ; **f.** acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μ m) ; **g.** acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μ m).

Abbréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; Bo – Bourse oesophagienne ; Ca – Cæcum ; D – Face dorsale ; de – Muscles dorsaux externes ; di – Muscles dorsaux internes ; Oes – Œsophage ; Ov – Ovaire ; Ph – Pharynx ; T1 – Testicule antérieur ; T2 – Testicule postérieur ; Ut – Utérus ; V – Face ventrale ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes.

2.1.21.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 25)

Une vue ventrale du ver entier montre de l'extrémité antérieure vers l'extrémité postérieure : l'orifice buccal, le pore génital et l'acétabulum. Le corps présente des stries transversales et chaque orifice est entouré par des papilles. Le reste du corps est dépourvu de papilles tégumentaires.

A un plus fort grossissement, l'extrémité antérieure présente des papilles uniquement autour de la bouche. Ces papilles sont de taille moyenne et en nombre peu important.

Le pore génital, également entouré par très peu de papilles, se présente sous la forme d'une véritable ventouse avec une papille génitale.

L'extrémité postérieure présente des papilles qui entourent seulement la région acétabulaire.

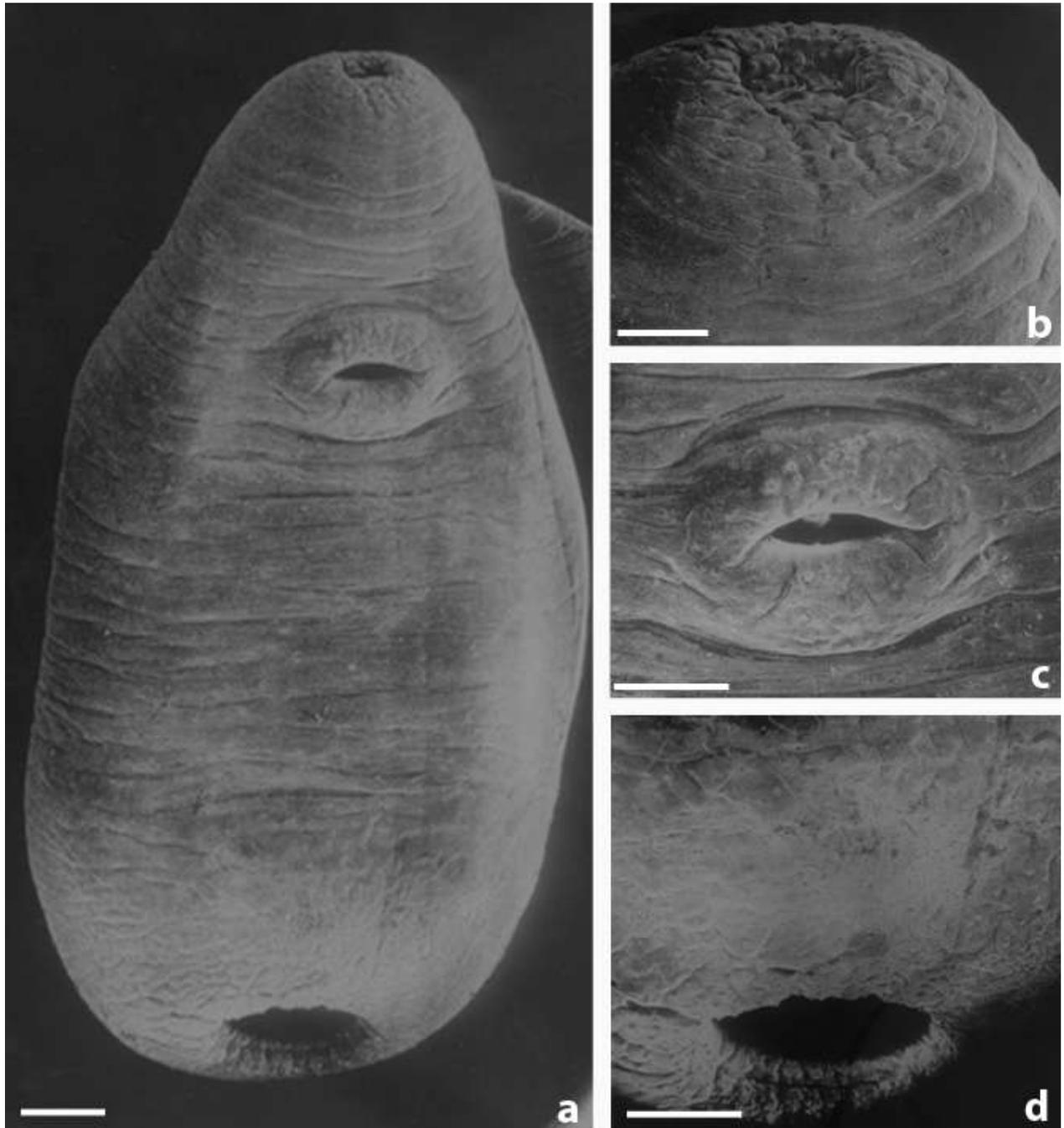


Figure 25 : *Cotylophoron cotylophorum* (MEB). **a.** Ver entier, vue ventrale montrant les trois orifices (barre = 200 μm) ; **b.** Extrémité antérieure avec des papilles moins importantes autour et à l'intérieure de l'orifice buccal (barre = 50 μm) ; **c.** Région du pore génital sous forme de véritable ventouse entourée par un nombre réduit de papilles (barre = 100 μm) ; **d.** Région acétabulaire (barre = 100 μm).

2.1.2.2. *Cotylophoron macrosphinctris* Sey & Graber, 1979

2.1.2.2.1. A l'œil nu (Figure 26)

Les vers ont une forme conique plus ou moins aplatie dorso-ventralement, une ligne dorsale légèrement courbée. Ils mesurent en moyenne 5 mm sur 2,2 mm de large. Ils présentent un acétabulum à leur extrémité postérieure et une bouche à leur extrémité antérieure. Entre les deux, dans la moitié antérieure, se trouve un pore génital.



Figure 26 : *Cotylophoron macrosphinctris* (vers entiers)

2.1.2.2.2. Au microscope photonique (Figure 27)

- Acétabulum

L'acétabulum est sub-terminal. Il occupe l'extrémité postérieure du parasite avec un diamètre de 1,6 mm. Il présente une partie dorsale et une partie ventrale, et chaque partie a une face interne et une face externe. L'acétabulum présente également des faisceaux musculaires qui sont ainsi répartis :

- musculature interne circulaire dorsale (d.i.c) : 49
- musculature interne circulaire ventrale (v.i.c) : 53
- musculature externe circulaire ventrale (v.e.c) : 14
- musculature externe circulaire dorsale (d.e.c) : 20

On distingue également une musculature circulaire externe médiane (m.e.c) : 22. L'acétabulum présente aussi des faisceaux musculaires longitudinaux : l'un passant extérieurement de la partie dorsale à la partie ventrale, l'autre passant de l'extérieur à l'intérieur de la ventouse. Le rapport entre le diamètre de l'acétabulum et la longueur du corps est de 1/3. L'acétabulum ainsi décrit est de type *Cotylophoron*.

- Pharynx

Le pharynx a en moyenne une longueur de 630 μm et un diamètre de 610 μm . Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/8. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/2,5. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes, s'étendant sur toute la longueur du pharynx,
- circulaires basaux, de petite dimension,
- longitudinaux internes, bien marqués avec une épaisseur de 50 μm ,
- longitudinaux externes, avec une épaisseur réduite,
- longitudinaux radiaux, occupant une large surface.

Le pharynx est de type *Calicophoron*.

- Œsophage

L'œsophage mesure en moyenne 560 μm de longueur. Il possède un bulbe œsophagien très caractéristique et est dirigé vers la partie dorsale du ver. La paroi musculaire est plus ou moins développée, mais dans la lumière du tube, il existe une masse musculaire uniforme importante sur toute la longueur de l'œsophage.

- Cæcum

Les deux cæca ont une position latérale et se terminent au niveau de l'acétabulum.

- Appareil génital mâle

- Les deux testicules sont lobés et disposés en diagonale ou en tandem. Les dimensions moyennes sont les suivantes :
 - . testicule antérieur : L = 900 μm , l = 1 500 μm
 - . testicule postérieur : L = 700 μm , l = 1 600 μm .
- La vésicule séminale est plus ou moins développée.
- La *pars musculosa* est plus ou moins développée.
- La *pars prostatica* présente les mensurations suivantes : L = 400 μm , l = 20 μm .

- Appareil génital femelle

- L'ovaire est sub-sphérique et occupe une position post-testiculaire mais pré-acétabulaire. Il a une longueur de 720 μm et un diamètre de 460 μm

- La glande de Mehlis est située à côté de l'ovaire. Elle a les dimensions suivantes : longueur : 460 μm , diamètre : 350 μm .
- L'utérus : les coupes transversales de l'utérus sont visibles sur la partie dorsale et ventrale du parasite, au niveau de l'atrium génital, entre l'acétabulum et le testicule postérieur et au-dessus du testicule antérieur.

- Glandes vitellogènes

Les glandes vitellogènes ont une position latérale. Elles sont importantes et sont constituées de très nombreux follicules qui s'étendent depuis le pharynx jusqu'à l'acétabulum.

- Appareil excréteur

La vessie est en position dorsale, derrière l'acétabulum.

- Atrium génital

Le pore génital s'ouvre à 1,5 mm de l'extrémité antérieure du ver. L'atrium génital possède une véritable ventouse génitale qui fait fortement saillie à la face ventrale du parasite avec un diamètre de 600 μm . Nous notons l'absence d'un atrium ventral, la présence d'un pli génital et d'une papille génitale. Le sphincter génital existe et est puissant. L'atrium génital est de type *Schistocotyle*.

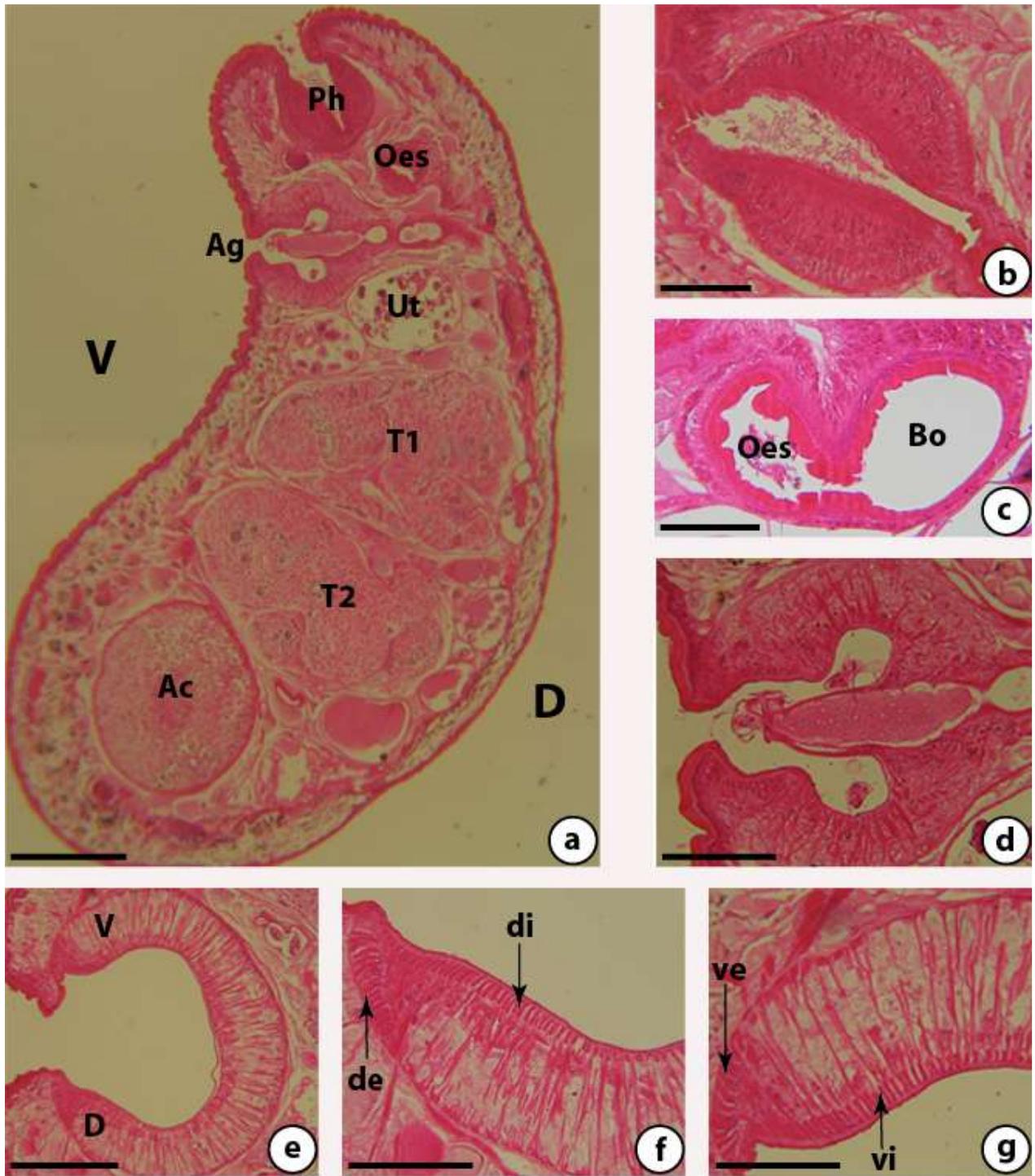


Figure 27 : *Cotylophoron macrosphinctris* (Microscope photonique). a. coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μm) ; b. coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 100 μm) ; c. Bulbe oesophagienne (barre = 30 μm), d. coupe histologique médio-sagittale du pore génital (barre = 50 μm) ; e. acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 100 μm) ; f. acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μm) ; g. acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μm).

Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; Bo – Bourse oesophagienne ; D – Face dorsale ; de – Muscles dorsaux externes ; di – Muscles dorsaux internes ; Oes – Œsophage ; Ph – Pharynx ; T1 – Testicule antérieur ; T2 – Testicule postérieur ; Ut – Utérus ; V – Face ventrale ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes.

2.1.2.3. *Cotylophoron fülleborni* Näsmark, 1937

2.1.2.3.1. A l'œil nu (Figure 28)

Les vers ont une forme conique, allongée, plus ou moins aplatie dorso-ventralement, une ligne dorsale légèrement courbée. Les vers mesurent en moyenne 5 mm de long sur 2 mm de diamètre. Ils présentent un acétabulum à leur extrémité postérieure et une bouche à leur extrémité antérieure. Entre les deux, dans la moitié antérieure du corps, se trouve un pore génital.



Figure 28 : *Cotylophoron fülleborni* (vers entiers)

2.1.2.3.2. Au microscope photonique (Figure 29)

- Acétabulum

L'acétabulum est sub-terminal. Il occupe l'extrémité postérieure du parasite avec un diamètre de 1,4 mm. Il présente une partie dorsale et une partie ventrale, et chaque partie a une face interne et une face externe. L'acétabulum présente également des faisceaux musculaires qui sont ainsi répartis :

- musculature interne circulaire dorsale (d.i.c) : 41
- musculature interne circulaire ventrale (v.i.c) : 41
- musculature externe circulaire ventrale (v.e.c) : 13
- musculature externe circulaire dorsale (d.e.c) : 23

On distingue également une musculature circulaire externe médiane (m.e.c) : 2, mais elle n'est pas constante. L'acétabulum présente aussi des faisceaux musculaires longitudinaux : l'un passant extérieurement de la partie dorsale à la partie ventrale et l'autre passant de l'extérieur à l'intérieur de la ventouse. Le rapport entre le diamètre de l'acétabulum et la longueur du corps est de 1/3,5. L'acétabulum ainsi décrit est de type *Cotylophoron*.

- Pharynx

Le pharynx a en moyenne une longueur de 630 μm et un diamètre de 650 μm . Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/8. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/2,3. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes, s'étendant sur toute la longueur du pharynx,
- circulaires basaux, de petite dimension,
- longitudinaux internes, bien marqués avec une épaisseur de 42 μm ,
- longitudinaux externes, avec une épaisseur réduite,
- longitudinaux radiaux, occupant une large surface.

Le pharynx est de type *Calicophoron*.

- Œsophage

Il mesure en moyenne 470 μm de longueur. Il ne présente pas de bulbe œsophagien et est orienté vers la partie dorsale du ver. La paroi musculaire est plus ou moins développée, mais, dans la lumière du tube, il existe une masse musculaire uniforme importante sur toute la longueur de l'œsophage.

- Cæcum

Les deux cæca ont une position latérale et se terminent au-dessus de l'acétabulum.

- Appareil génital mâle

- Les deux testicules sont légèrement lobés et disposés soit en diagonale, soit en tandem. Les dimensions moyennes sont les suivantes :
 - . testicule antérieur : L = 700 μm , l = 1 200 μm ;
 - . testicule postérieur : L = 700 μm , l = 1 200 μm .
- La vésicule séminale est plus ou moins développée.
- La *pars musculosa* est plus ou moins développée.
- La *pars prostatica* présente les mensurations suivantes : L = 230 μm , l = 17 μm .

- Appareil génital femelle

- L'ovaire est sub-sphérique et situé entre le testicule postérieur et l'acétabulum. Il a une longueur de 420 μm et un diamètre de 400 μm
- L'utérus : les coupes transversales de l'utérus sont visibles sur la partie ventrale du parasite, entre l'acétabulum et le testicule postérieur.

- Glandes vitellogènes

Les glandes vitellogènes ont une position latérale. Elles sont importantes et sont constituées de très nombreux follicules qui s'étendent depuis le pharynx jusqu'à l'acétabulum.

- Appareil excréteur

La vessie est très bien délimitée et occupe une surface importante sur la partie dorsale du parasite derrière l'acétabulum.

- Atrium génital

Le pore génital s'ouvre à 1,4 mm de l'extrémité antérieure du ver. L'atrium génital possède une véritable ventouse génitale qui fait fortement saillie à la face ventrale du parasite avec un diamètre de 690 μm . Nous notons l'absence d'un atrium ventral, la présence d'un pli génital et d'une papille génitale. Le sphincter génital n'existe pas. L'atrium génital est de type *Cotylophoron*.

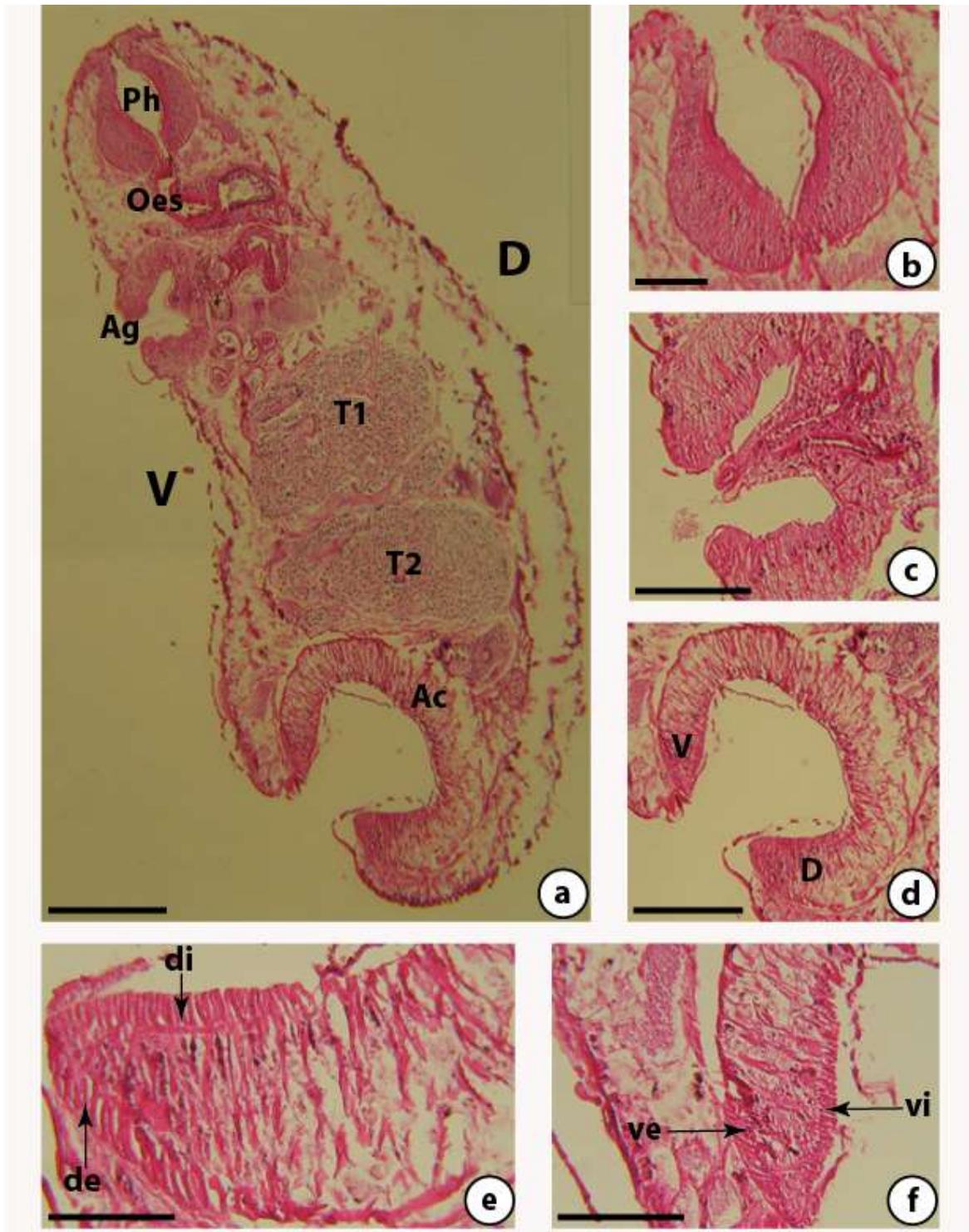


Figure 29 : *Cotylophoron fülleborni* (Microscope photonique). **a.** coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μm) ; **b.** coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 50 μm) ; **c.** coupe histologique médio-sagittale du pore génital (barre = 50 μm) ; **d.** acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 100 μm) ; **e.** acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μm) ; **f.** acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μm).

Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; D – Face dorsale ; de – Muscles dorsaux externes ; di – Muscles dorsaux internes ; Oes – Œsophage ; Ph – Pharynx ; T1 – Testicule antérieur ; T2 – Testicule postérieur ; V – Face ventrale ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes.

2.1.2.3.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 30)

Sur une vue ventrale du ver entier, nous observons de l'extrémité antérieure vers l'extrémité postérieure l'orifice buccal, le pore génital sous forme d'une véritable ventouse et l'acétabulum. Le tégument en vue ventrale présente des stries transversales régulières de la cavité buccale jusqu'à l'acétabulum.

Un grossissement de l'extrémité antérieure fait apparaître uniquement sur le pourtour de la bouche des papilles tégumentaires. Ces papilles sont en nombre réduit.

Le pore génital sous forme d'une véritable ventouse, montre une papille génitale bien visible, projetée vers l'extérieure. Ce pore est entouré par de très petites papilles tégumentaires en nombre réduit.

La région acétabulaire est entourée par de très petites papilles peu nombreuses et disposées de façon aléatoire.

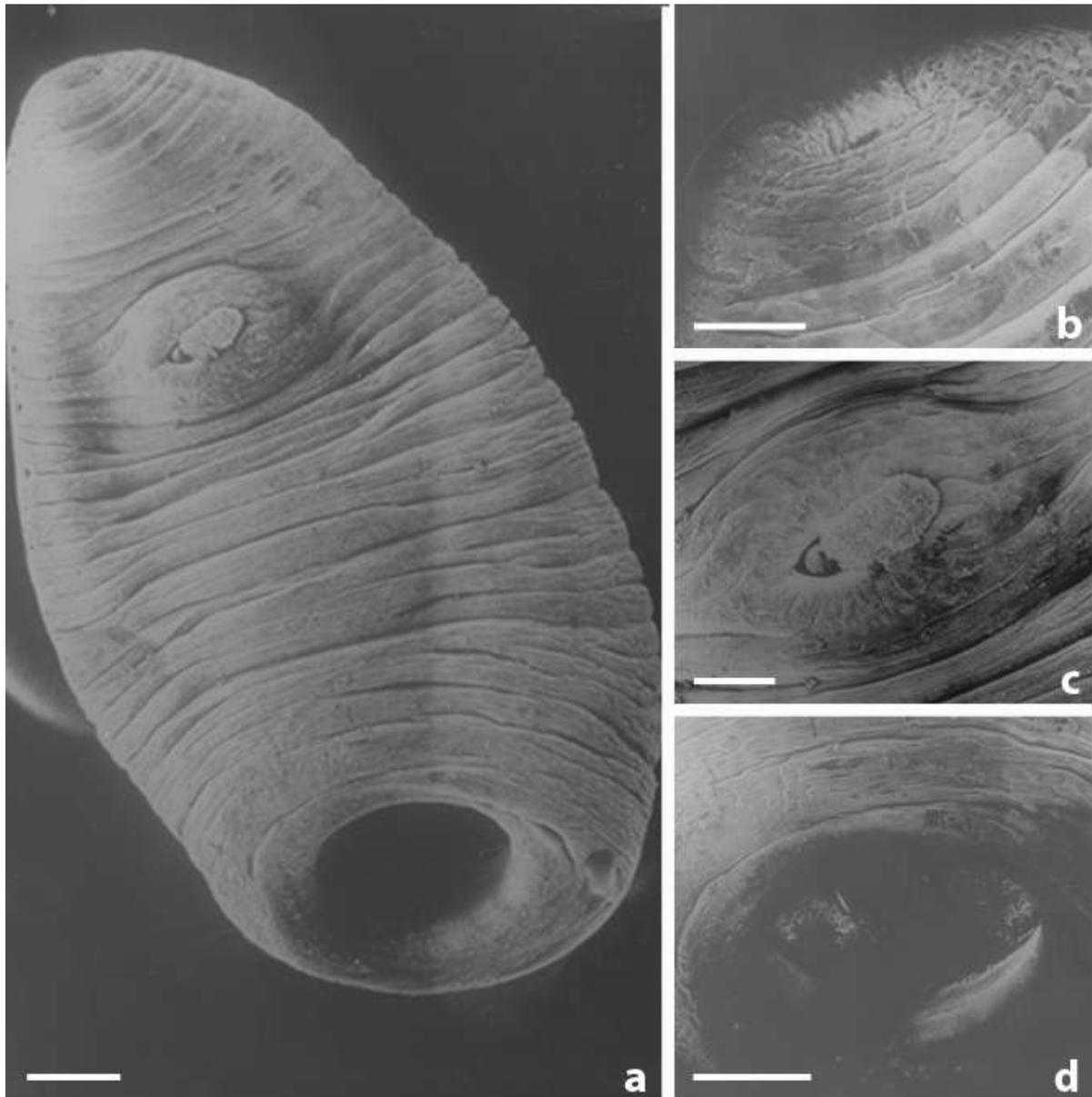


Figure 30 : *Cotylophoron filleborni* (MEB). **a.** Ver entier, vue ventrale montrant les trois orifices et des stries transversales très nettes (barre = 200 μm) ; **b.** Extrémité antérieure. On note la présence de papilles à l'intérieur et à l'extérieur de la bouche (barre = 50 μm) ; **c.** Région du pore génital sous forme de véritable ventouse entourée de papilles en nombre réduit. La papille génitale est dévaginée (barre = 50 μm) ; **d.** Région acétabulaire avec une large ouverture et très peu de papilles tégumentaires (barre = 100 μm).

2.2. Les Gastrothylacidae

La détermination de notre matériel est faite en se basant sur les travaux de Maplestone (1923) ; Golvan *et al.* (1957) ; Grétilat (1960a, 1962, 1964b) ; Van Strydonck (1970) et Sey (1983).

Les fibres musculaires circulaires de l'acétabulum des Gastrothylacidae sont situées en position dorsale (interne et externe) et ventrale (interne et externe). Le nombre d'unités de muscles dans les couches extérieures et intérieures est plus ou moins égal. Des fibres musculaires longitudinales existent également. Trois types d'acétabulum peuvent être distingués selon Sey (1983), en considérant le nombre d'unités musculaires de la couche extérieure dorsale (d.e).

L'absence de couche musculaire circulaire médiane caractérise le pharynx de type *Paramphistomum* (Näsmark 1937b) chez les Paramphistomidae. Sey (1983), donne pour le même type de pharynx le nom de *Gastrothylax* pour la famille des Gastrothylacidae.

Au cours de notre travail, les résultats des coupes histologiques nous ont permis d'identifier un seul genre dans cette famille : le genre *Carmyerius*.

2.2.1. Le genre *Carmyerius*

Le genre *Carmyerius* est caractérisé par la présence d'une poche ventrale volumineuse qui occupe près du 1/3 du volume du ver. Cette poche ventrale, présente, en coupe transversale et selon l'espèce, des formes différentes. L'utérus est situé dans la partie médiane du corps, le long de son axe longitudinal. Les testicules sont placés l'un à côté de l'autre dans la région postérieure du corps.

Nous avons identifié cinq espèces dans ce genre : *Carmyerius chabaudi*, *Carmyerius exoporus*, *Carmyerius endopapillatus*, *Carmyerius parvipapillatus* et *Carmyerius marchandi* n. sp.

2.2.1.1. *Carmyerius parvipapillatus* Grétilat, 1962

2.2.1.1.1. A l'œil nu (Figure 31)

De couleur rouge quand il est gorgé de sang, le parasite a une forme allongée, une longueur moyenne de 14 mm et un diamètre moyen de 2,8 mm.



Figure 31 : *Carmyerius parvipapillatus* (vers entiers)

2.2.1.1.2. Au microscope photonique (Figure 32)

- Poche ventrale

En coupe transversale, elle a une forme quadrangulaire. Elle est volumineuse, commence au niveau du pore génital et se termine au-dessus des testicules.

- Acétabulum

L'acétabulum est terminal et a une forme à peu près hémisphérique. Il a un diamètre de 1,2 mm et est situé à 12,5 mm de l'extrémité antérieure du ver. Le nombre de fibres musculaires dorsales externes (d.e) est en moyenne de 43. Le rapport diamètre de l'acétabulum sur longueur du corps est de 1/11,2. Cet acétabulum correspond au type *Carmyerius*.

- Pharynx

Le pharynx, qui a une longueur de 850 μm sur un diamètre de 650 μm , a une position terminale. Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/15,9. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/1,4. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes, (qui s'étendent sur toute la longueur du pharynx),
- circulaires externes,
- circulaires basaux,

- longitudinaux internes,
- longitudinaux externes,
- longitudinaux radiaux, (qui occupent une large surface).

Le pharynx est de type *Gastrothylax*.

-Œsophage

L'œsophage a une longueur de 880 μm . Il donne naissance à deux cæca.

- Cæcum

Les deux cæca se dirigent vers la partie postérieure du ver en suivant les parois latérales de la poche ventrale. Ils se terminent au niveau de l'extrémité postérieure des testicules.

- Appareil génital mâle

Les deux testicules ont une position latéro-postérieure de part et d'autre du plafond de l'acétabulum. Ils sont lobés avec les dimensions suivantes : 1 500 μm sur 1 200 μm . Du pôle postérieur de chaque testicule, part un canal déférent qui longe la paroi latérale de la poche ventrale. Ces deux canaux s'unissent en un canal unique qui se renfle en vésicule séminale, qui devient *pars muscosa*. Cette dernière est réduite. La *pars prostatica* qui lui fait suite est également peu développée.

- Appareil génital femelle

L'ovaire mesure 620 μm sur 500 μm , il est situé entre les deux testicules. L'utérus se situe tout le long de la poche ventrale et aboutit au niveau du pore génital. La glande de Mehlis, située à côté de l'ovaire, mesure 400 μm de diamètre. Les glandes vitellogènes ont une position latérale et s'étendent jusqu'au niveau de l'acétabulum.

- Atrium génital

Les papilles génitales et médianes sont présentes, de même que les sphincters. Il y a également, le long de l'atrium ventral, des papilles tégumentaires qui ont une épaisseur de 9 μm . Cet atrium est de type *parvipapillatus*.

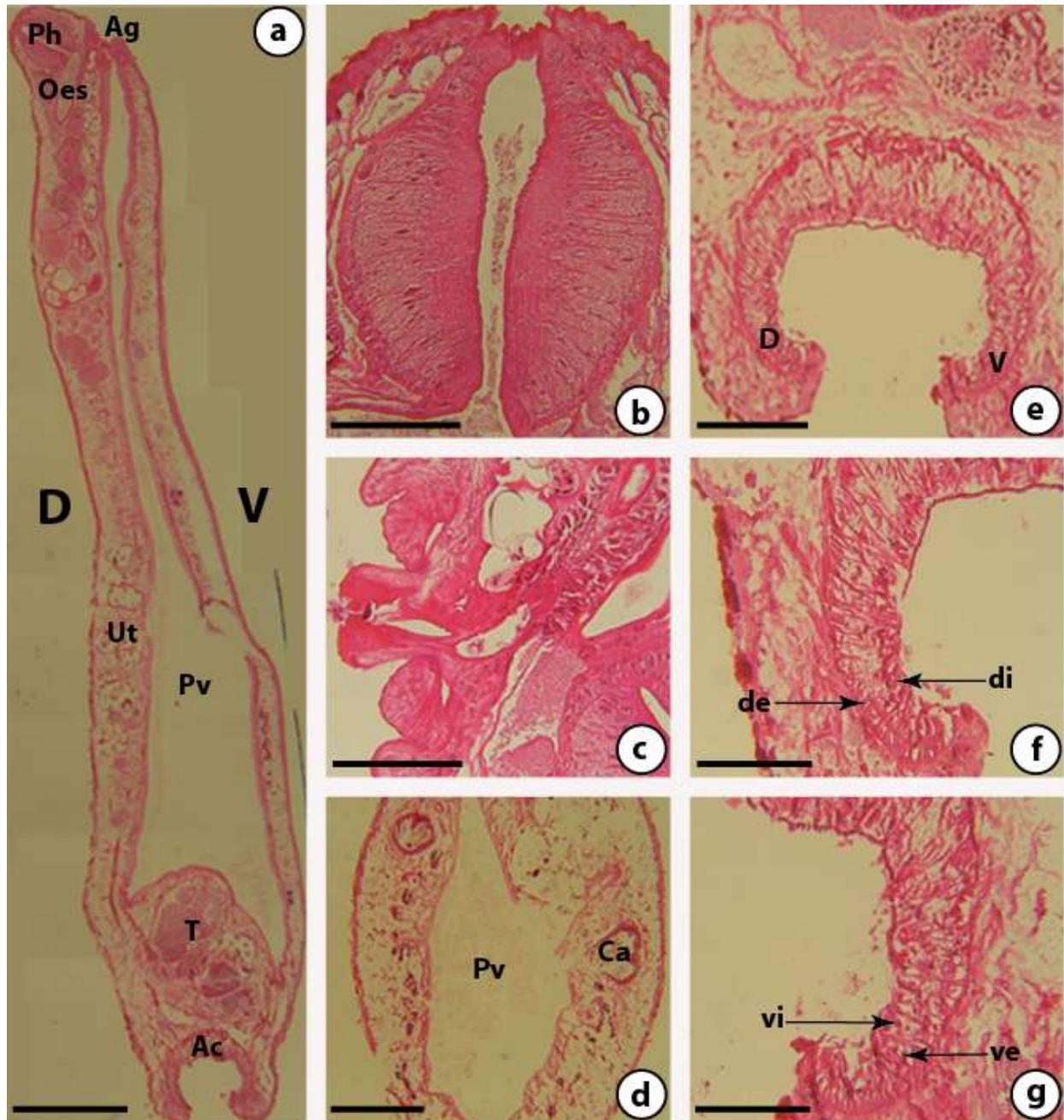


Figure 32 : *Carmyerius parvipapillatus* (Microscope photonique). a. coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μm) ; b. coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 50 μm) ; c. coupe histologique médio-sagittale du pore génital (barre = 50 μm) ; d. Coupe histologique transversale de la poche ventrale passant par les deux cæca (barre = 200 μm) ; e. acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 100 μm) ; f. acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μm) ; g. acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μm).

Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; Ca – Cæcum ; D – Face dorsale ; de – Muscles dorsaux externes ; di – Muscles dorsaux internes ; Oes – (Esophage) ; Ph – Pharynx ; Pv – Poche ventrale ; T – Testicule ; Ut – Utérus ; V – Face ventrale ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes.

2.2.1.1.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 33)

Une vue latérale de la moitié antérieure et une de la moitié postérieure montrent des papilles tégumentaires sur toute la longueur du parasite.

L'extrémité antérieure en vue frontale met en évidence la cavité buccale et le pore génital. Des papilles tégumentaires de grande taille et en nombre très important sont présentes sur toute cette surface.

L'acétabulum en position terminale est entouré par des papilles qui sont le prolongement de celles observées depuis l'extrémité antérieure.

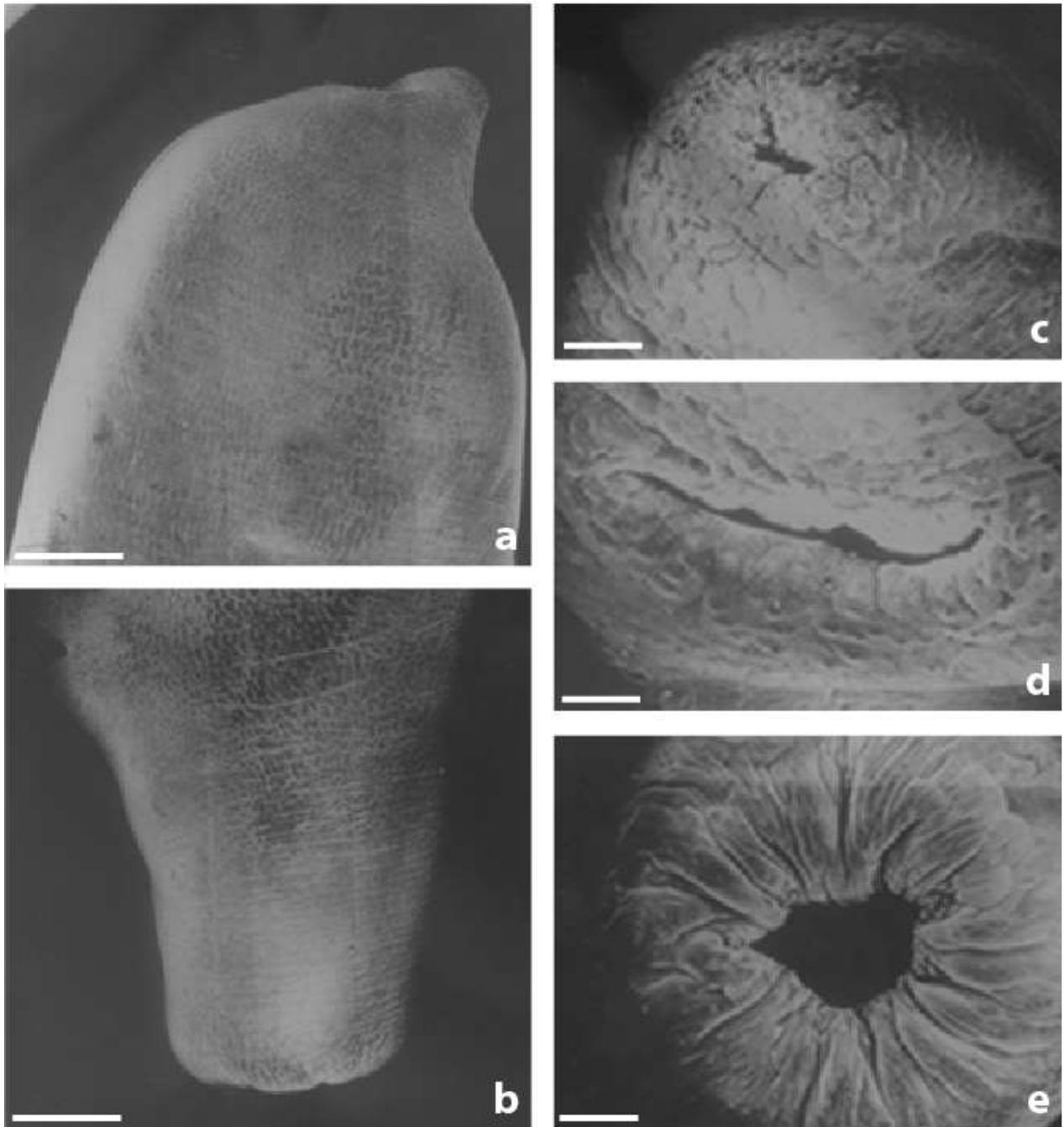


Figure 33 : *Carmyerius parvipapillatus* (MEB). **a.** Moitié antérieure du ver (barre = 400 μm) ; **b.** Moitié postérieure du ver (barre = 400 μm) ; **c.** Extrémité antérieure avec de nombreuses papilles entourant une orifice buccale étroite (barre = 100 μm) ; **d.** Région du pore génital entourée par de nombreuses papilles (barre = 100 μm) ; **e.** Région acétabulaire avec des papilles disposées de façon aléatoire (barre = 100 μm).

2.2.1.2. *Carmyerius chabaudi* Strydonck, 1970

2.2.1.2.1. A l'œil nu (Figure 34)

De couleur jaunâtre ou rouge quand il est gorgé de sang, le parasite a une forme trapue. Le ver présente une extrémité antérieure étroite et une extrémité postérieure élargie. *C. chabaudi* a une longueur moyenne de 8 mm sur un diamètre moyen de 3 mm.



Figure 34 : *Carmyerius chabaudi* (vers entiers)

2.2.1.2.2. Au microscope photonique (Figure 35)

- Poche ventrale

La poche ventrale est volumineuse. Elle commence au niveau du pore génital pour se terminer au-dessus des testicules. En coupe transversale, elle présente une section quadrangulaire.

- Acétabulum

L'acétabulum, placé en position terminale, a un diamètre de 1,2 mm. Il est situé à 6,5 mm de l'extrémité antérieure du ver. Le nombre de fibres musculaires dorsales externes (d.e) et ventrales externes (v.e) est en moyenne respectivement de 45 et 32. Le rapport diamètre de l'acétabulum sur la longueur du corps est de 1/6,4. Cet acétabulum correspond au type *Carmyerius*.

- Pharynx

Le pharynx a un aspect sphéroïdal. Il présente en moyenne une longueur de 2,5 mm et un diamètre de 2,5 mm. Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/3. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/0,5. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes, (qui s'étendent sur toute la longueur du pharynx),
- circulaires externes,
- circulaires basaux,
- longitudinaux internes (qui ont avec une épaisseur de 72 μm),
- longitudinaux externes,
- longitudinaux radiaux, (qui occupent une large surface).

Le pharynx est de type *Gastrothylax*.

- Œsophage

L'œsophage fait suite au pharynx. Il est court et mesure 360 μm de longueur.

- Cæcum

Les deux cæca se dirigent vers la partie postérieure du ver en suivant les parois latérales de la poche ventrale. Leur longueur ne dépasse pas la moitié du corps du parasite.

- Appareil génital mâle

Les deux testicules, d'aspect globuleux, ont une position latéro-postérieure de part et d'autre du plafond de l'acétabulum. Ils ne sont pas lobés et ont une hauteur de 1 400 μm et un diamètre de 1 400 μm . Du pôle postérieur de chaque testicule, part un canal déférent qui longe la paroi latérale de la poche ventrale. Ces deux canaux s'unissent en un canal unique qui se renfle en vésicule séminale, qui devient *pars musculosa*. Cette dernière est réduite. La *pars prostatica* qui lui fait suite a une longueur de 620 μm .

- Appareil génital femelle

L'ovaire, de forme ovale, mesure 450 μm sur 270 μm . La glande de Mehlis, située à côté de l'ovaire, mesure 240 μm sur 250 μm . L'utérus se situe tout le long de la poche ventrale et aboutit au niveau du pore génital. Les glandes vitellogènes, avec une position latéro-ventrale, s'étendent depuis le pharynx jusqu'au niveau de l'acétabulum.

- Atrium génital

Il y a des papilles génitales et médianes avec un sphincter génital et des papilles tégumentaires le long de la papille médiane. L'atrium génital est de type *elongatus*.

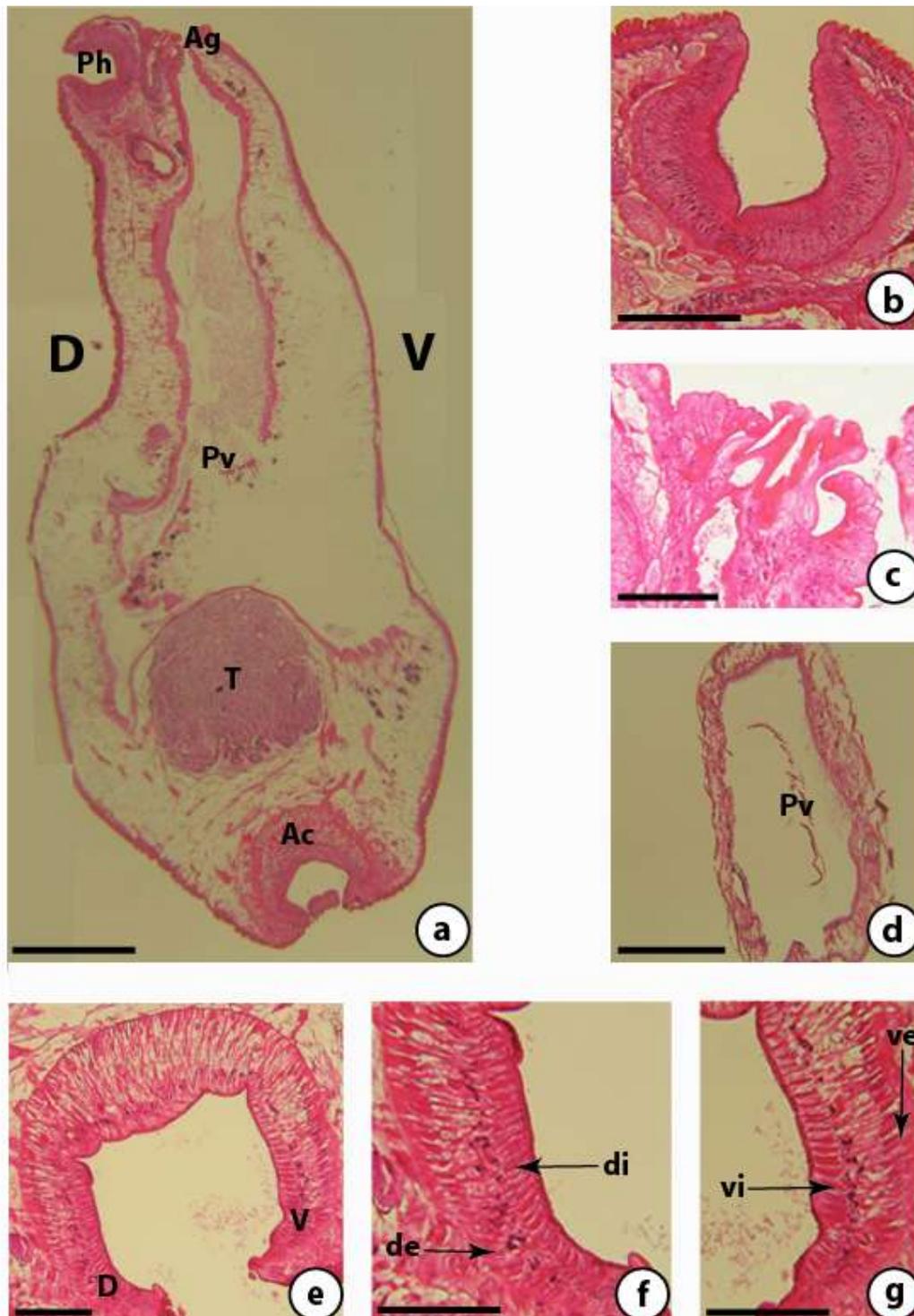


Figure 35 : *Carmyrius chabaudi* (Microscope photonique). a. coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μm) ; b. coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 50 μm) ; c. coupe histologique médio-sagittale du pore génital (barre = 30 μm) ; d. Coupe histologique transversale de la poche ventrale (barre = 200 μm) ; e. acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 50 μm) ; f. acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μm) ; g. acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μm).

Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; D – Face dorsale ; de – Muscles dorsaux externes ; di – Muscles dorsaux internes ; Ph – Pharynx ; Pv – Poche ventrale ; T – Testicule ; V – Face ventrale ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes.

2.2.1.2.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 36)

Le parasite monté sur sa face latérale montre les deux extrémités (orifice buccal et acétabulum) entourées par des papilles tégumentaires. Ces papilles sont plus importantes sur la moitié antérieure que sur la moitié postérieure du corps. Sur sa face ventrale, les papilles sont présentes sur toute la surface. Les papilles de la moitié antérieure sont espacées les unes des autres. Celles de la moitié postérieure sont serrées les unes contre les autres.

Le pore génital est entouré par les deux types de papilles.

L'acétabulum, en position terminale, est entouré par les papilles de la moitié postérieure.

A un plus fort grossissement, la cavité buccale en vue frontale montre des papilles, en nombre important, espacées les unes des autres.

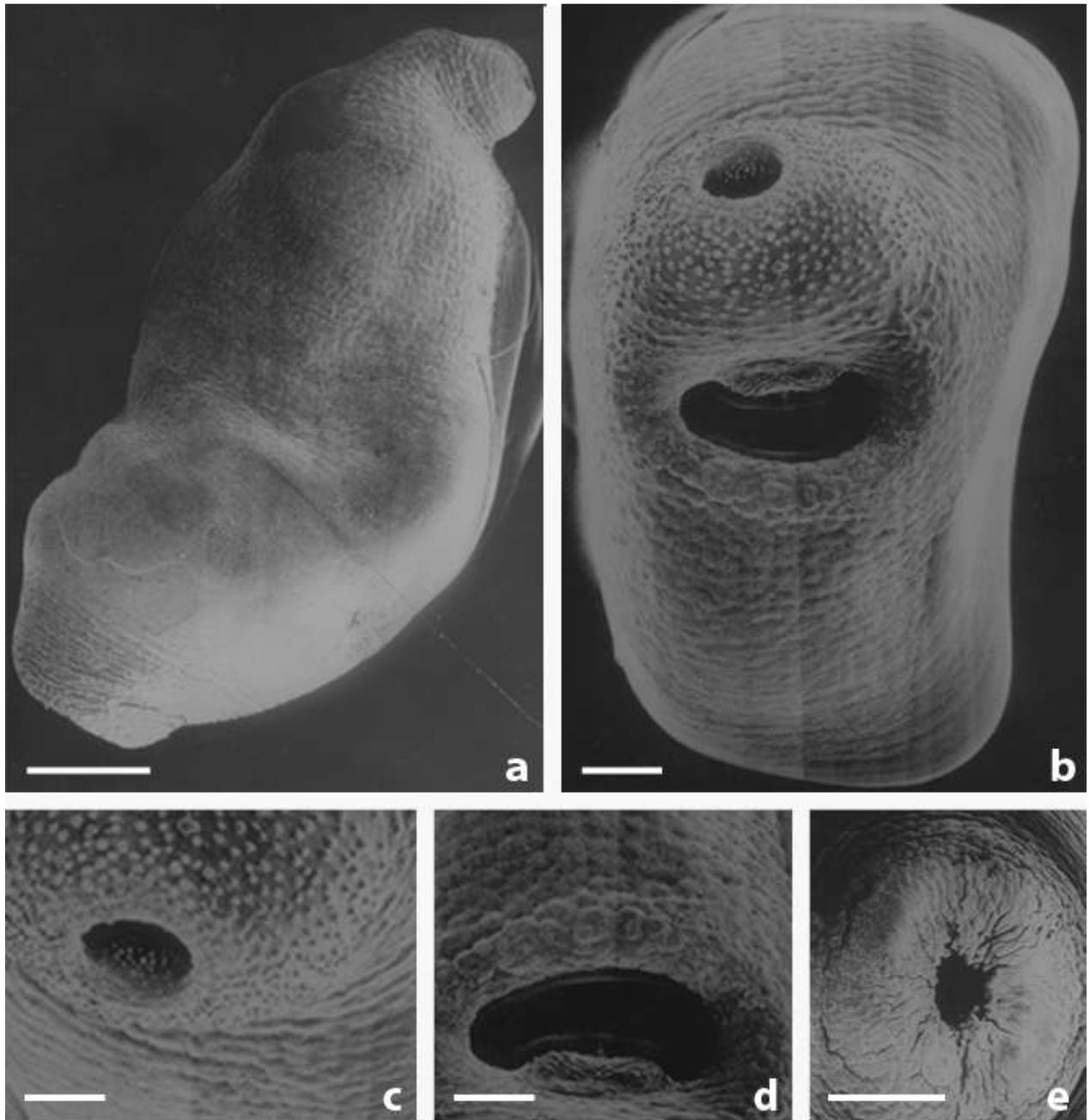


Figure 36 : *Carmyerius chabaudi* (MEB). **a.** Ver entier, vue latérale montrant des papilles sur la moitié antérieure et l'extrémité postérieure (barre = 400 μm) ; **b.** Ver entier, vue ventrale montrant des papilles différentes sur presque toute la surface (barre = 100 μm) ; **c.** Extrémité antérieure. On note des papilles à l'intérieure et à l'extérieure de l'orifice. Ces papilles sont disposées de manière espacée (barre = 100 μm) ; **d.** Région du pore génital entourée de papilles (barre = 100 μm) ; **e.** Région acétabulaire présentant de nombreuses papilles serrées les unes contre les autres et disposées de façon aléatoire (barre = 100 μm).

2.2.1.3. *Carmyerius exoporus* Maplestone, 1923

2.2.1.3.1. A l'œil nu (Figure 37)

De couleur jaunâtre ou rouge, quand il est gorgé de sang, le ver a un corps de forme allongée. Il mesure en moyenne 10 mm de long sur 3 mm de diamètre.



Figure 37 : *Carmyerius exoporus* (vers entiers)

2.2.1.3.2. Au microscope photonique (Figure 38)

- Poche ventrale

En coupe transversale, la poche ventrale a une forme quadrangulaire.

- Acétabulum

L'acétabulum est terminal et a une forme sphérique. Son diamètre est de 1,5 mm. Il est situé à 7,8 mm de l'extrémité antérieure du ver. Le nombre de fibres musculaires dorsales externes (d.e) et ventrales externes (v.e) est en moyenne respectivement de 48 et 49. Le rapport diamètre de l'acétabulum sur longueur du corps est de 1/6,3. Cet acétabulum correspond au type *Carmyerius*.

- Pharynx

Le pharynx mesure en moyenne 550 μ m de longueur et 750 μ m de diamètre. Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/17,2. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/2,7. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes, (qui s'étendent sur toute la longueur du pharynx),
- circulaires externes,

- circulaires basaux,
- longitudinaux internes,
- longitudinaux externes,
- longitudinaux radiaux (qui occupent une large surface).

Le pharynx est de type *Gastrothylax*.

- Œsophage

L'œsophage est court. Il mesure 390 µm de long.

- Cæcum

Les cæca, en position latérale, arrivent jusqu'au niveau des testicules en longeant la paroi de la poche ventrale.

- Appareil génital mâle

Les testicules ont une position latéro-postérieure de part et d'autre du plafond de l'acétabulum. Ils sont légèrement lobés et ont une hauteur de 1 750 µm et un diamètre de 2 300 µm. Du pôle supérieur de chaque testicule part un canal déférent qui longe la paroi latérale de la poche ventrale. Ces deux canaux s'unissent en un canal unique qui se renfle en vésicule séminale, qui devient *pars musculosa*. Cette dernière est faiblement développée.

- Appareil génital femelle

L'ovaire situé entre les deux testicules a un diamètre de 750 µm. L'utérus se situe tout le long de la poche ventrale et aboutit au niveau du pore génital. Les glandes vitellogènes ont une position latéro-ventrale.

- Atrium génital

L'atrium génital est réduit, mais il existe un fort sphincter atrial qui se confond avec la musculature du pore génital. L'ouverture de l'atrium génital s'effectue en dehors de la poche ventrale. L'atrium est de type *microbothrium*.

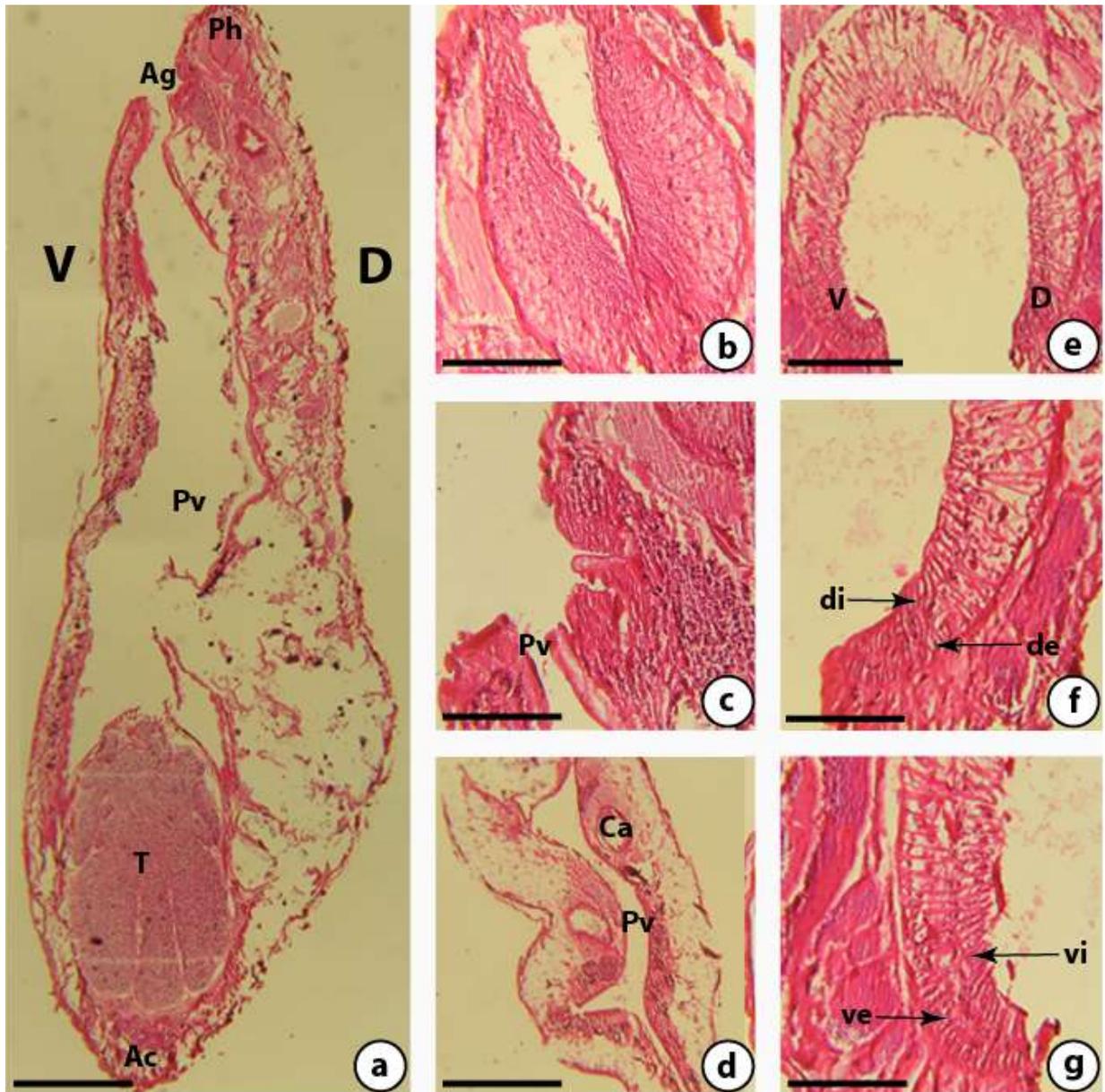


Figure 38 : *Carmyrius exopus* (Microscope photonique). **a.** coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μ m) ; **b.** coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 50 μ m) ; **c.** coupe histologique médio-sagittale du pore génital (barre = 50 μ m) ; **d.** Coupe histologique transversale de la poche ventrale (barre = 200 μ m) ; **e.** acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 100 μ m) ; **f.** acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μ m) ; **g.** acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μ m).

Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; Ca – C cum ; D – Face dorsale ; de – Muscles dorsaux externes ; di – Muscles dorsaux internes ; Ph – Pharynx ; Pv – Poche ventrale ; T – Testicule ; V – Face ventrale ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes.

2.2.1.3.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 39)

Les papilles tégumentaires sont présentes aussi bien sur la moitié antérieure que sur la moitié postérieure du parasite. L'extrémité antérieure montre un pore génital très proche de l'ouverture buccale. L'extrémité postérieure met en évidence des papilles plus grandes.

A un plus fort grossissement, l'extrémité antérieure en vue ventrale, est matérialisée par des papilles larges, très serrées, et disposées sur toute la surface. L'ouverture buccale, en position terminale, et le pore génital sont également entourés par ces papilles.

La région acétabulaire montre des papilles très serrées avec une taille plus grande. Le nombre de papilles est beaucoup plus important sur le pourtour de l'acétabulum que lorsqu'on s'éloigne de ce dernier.

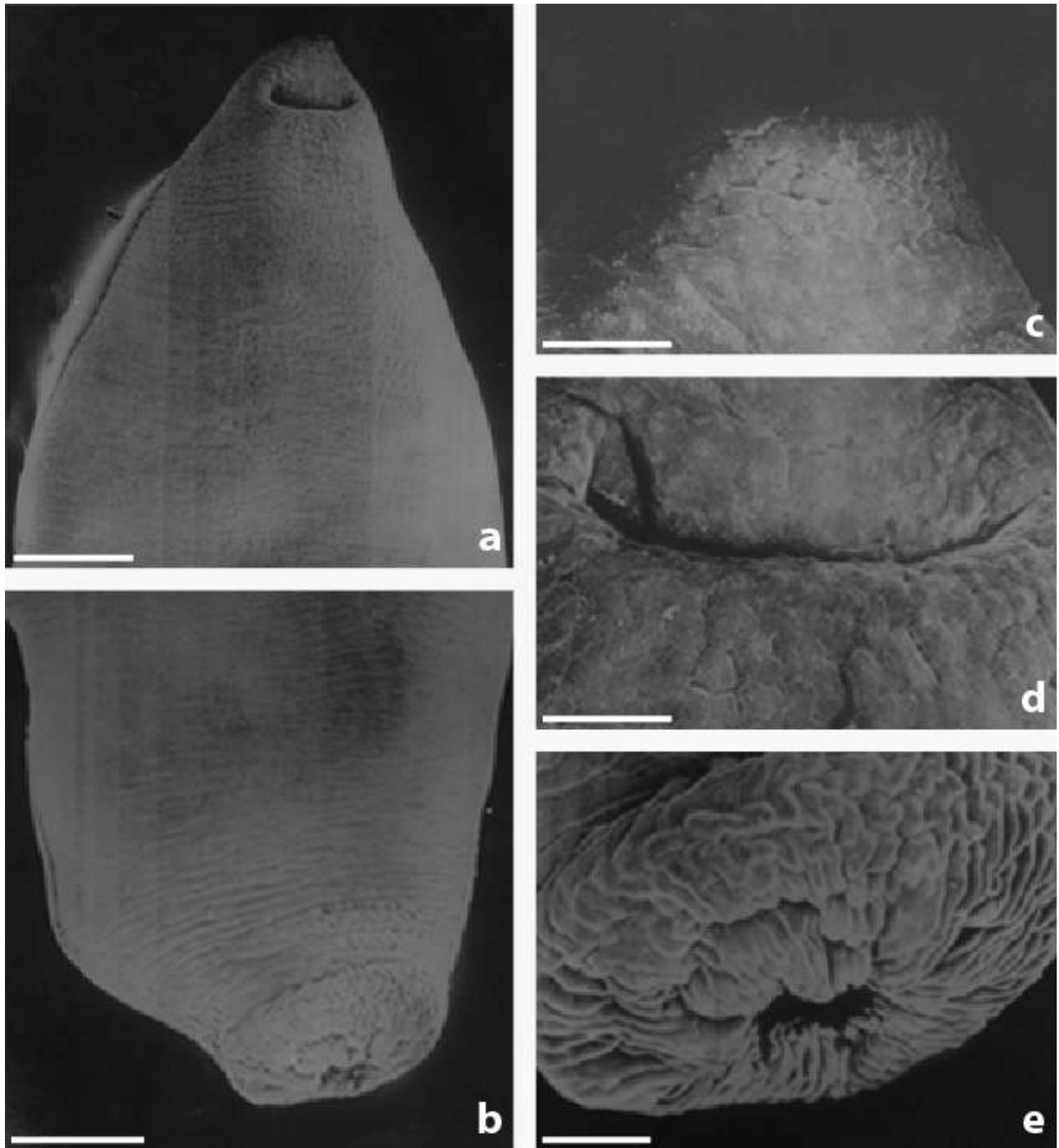


Figure 39 : *Carmyerius exoporus* (MEB). **a.** Moitié antérieure du ver, vue ventrale (barre = 400 μm) ; **b.** Moitié postérieure du ver (barre = 400 μm) ; **c.** Extrémité antérieure entourée de nombreuses papilles, larges et serrées les unes contre les autres (barre = 100 μm) ; **d.** Région du pore génital. On note les mêmes types de papilles que l'extrémité antérieure (barre = 100 μm) ; **e.** Région acétabulaire. On note une ouverture réduite et beaucoup plus de papilles disposées de façon aléatoire (barre = 100 μm).

2.2.1.4. *Carmyerius endopapillatus* Dollfus, 1962

2.2.1.4.1. A l'œil nu (Figure 40)

De couleur jaunâtre ou rouge quand il est gorgé de sang, le ver a un corps de forme allongée. Il a une longueur moyenne de 8 mm pour un diamètre de 2 mm.



Figure 40 : *Carmyerius endopapillatus* (vers entiers)

2.2.1.4.2. Au microscope photonique (Figure 41)

- Poche ventrale

La poche ventrale est étroite. En coupe transversale, elle a une section quadrangulaire.

- Acétabulum

L'acétabulum placé en position terminale a un diamètre de 1,3 mm. Il est situé à 6,8 mm de l'extrémité antérieure du ver. Le nombre de fibres musculaires dorsales externes (d.e) est en moyenne de 42. Le rapport diamètre de l'acétabulum sur longueur du corps est de 1/5,9. Cet acétabulum correspond au type *Carmyerius*.

- Pharynx

Le pharynx mesure en moyenne 475 μ m de longueur sur un diamètre de 400 μ m. Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/16,2. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/2,7. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes (qui s'étendent sur toute la longueur du pharynx),
- circulaires externes,
- circulaires basaux,

- longitudinaux internes (avec une épaisseur de 40 μm),
- longitudinaux externes,
- longitudinaux radiaux (qui occupent une large surface).

Le pharynx est de type *Gastrothylax*.

- Œsophage

L'œsophage fait suite au pharynx. Il est court et mesure 310 μm de long.

- Cæcum

Les deux cæca se dirigent vers la partie postérieure du ver en suivant les parois latérales de la poche ventrale. Leur longueur dépasse la moitié du corps du parasite et arrive au-dessus des testicules.

- Appareil génital mâle

Les deux testicules ont une position latéro-postérieure de part et d'autre du plafond de l'acétabulum. Ils sont légèrement lobés et mesurent 1 000 μm sur 1 500 μm . Du pôle supérieur de chaque testicule part un canal déférent qui longe la paroi latérale de la poche ventrale. Ces deux canaux s'unissent en un canal unique qui se renfle en vésicule séminale, qui devient *pars musculosa*. Cette dernière est développée. La *pars prostatica* qui lui fait suite a une longueur de 510 μm .

- Appareil génital femelle

L'ovaire mesure 330 μm sur 670 μm . La glande de Mehlis, située à côté de l'ovaire, mesure 220 μm sur 350 μm . L'utérus se situe tout le long de la poche ventrale et aboutit au niveau du pore génital. Les glandes vitellogènes, avec une position latéro-dorsale, s'étendent depuis le pharynx jusqu'au niveau des testicules.

- Atrium génital

L'atrium génital est profond et bien développé. Des papilles ornent le sphincter génital, l'atrium génital et débordent sur les parois de la poche ventrale. Le sphincter atrial est bien développé. L'atrium génital est de type *endopapillatus*.

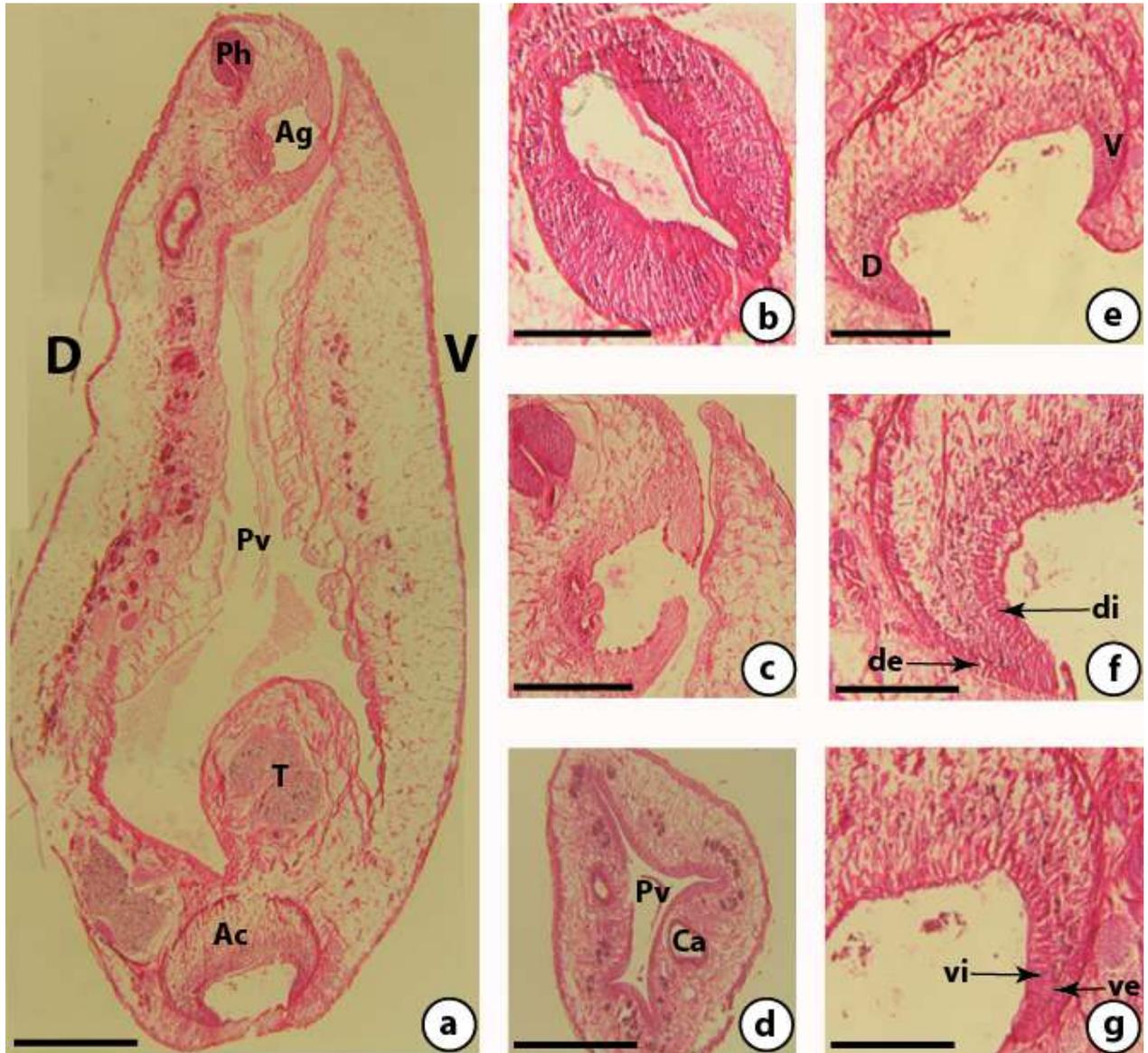


Figure 41 : *Carmyerius endopapillatus* (Microscope photonique). **a.** coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μ m) ; **b.** coupe histologique médio-sagittale du pharynx (barre = 50 μ m) ; **c.** coupe histologique médio-sagittale du pore génital (barre = 100 μ m) ; **d.** Coupe histologique transversale de la poche ventrale (barre = 200 μ m) ; **e.** acétabulum, coupe histologique médio-sagittale (barre = 100 μ m) ; **f.** acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μ m) ; **g.** acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μ m).

Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; Ca – C cum ; D – Face dorsale ; de – Muscles dorsaux externes ; di – Muscles dorsaux internes ; Ph – Pharynx ; Pv – Poche ventrale ; T – Testicule ; V – Face ventrale ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes.

2.2.1.4.3. Au microscope électronique à balayage (Figure 42)

Une vue ventrale du ver entier montre un corps apparemment lisse, ne présentant pas de papilles tégumentaires. Un agrandissement de l'extrémité antérieure met en évidence sur la face ventrale des papilles de très petite taille. Ces papilles sont également en nombre très réduit et disposées de façon aléatoire sur cette surface et autour de l'orifice buccal et du pore génital. La région acétabulaire en vue frontale, montre une surface lisse, dépourvue de papilles tégumentaires.

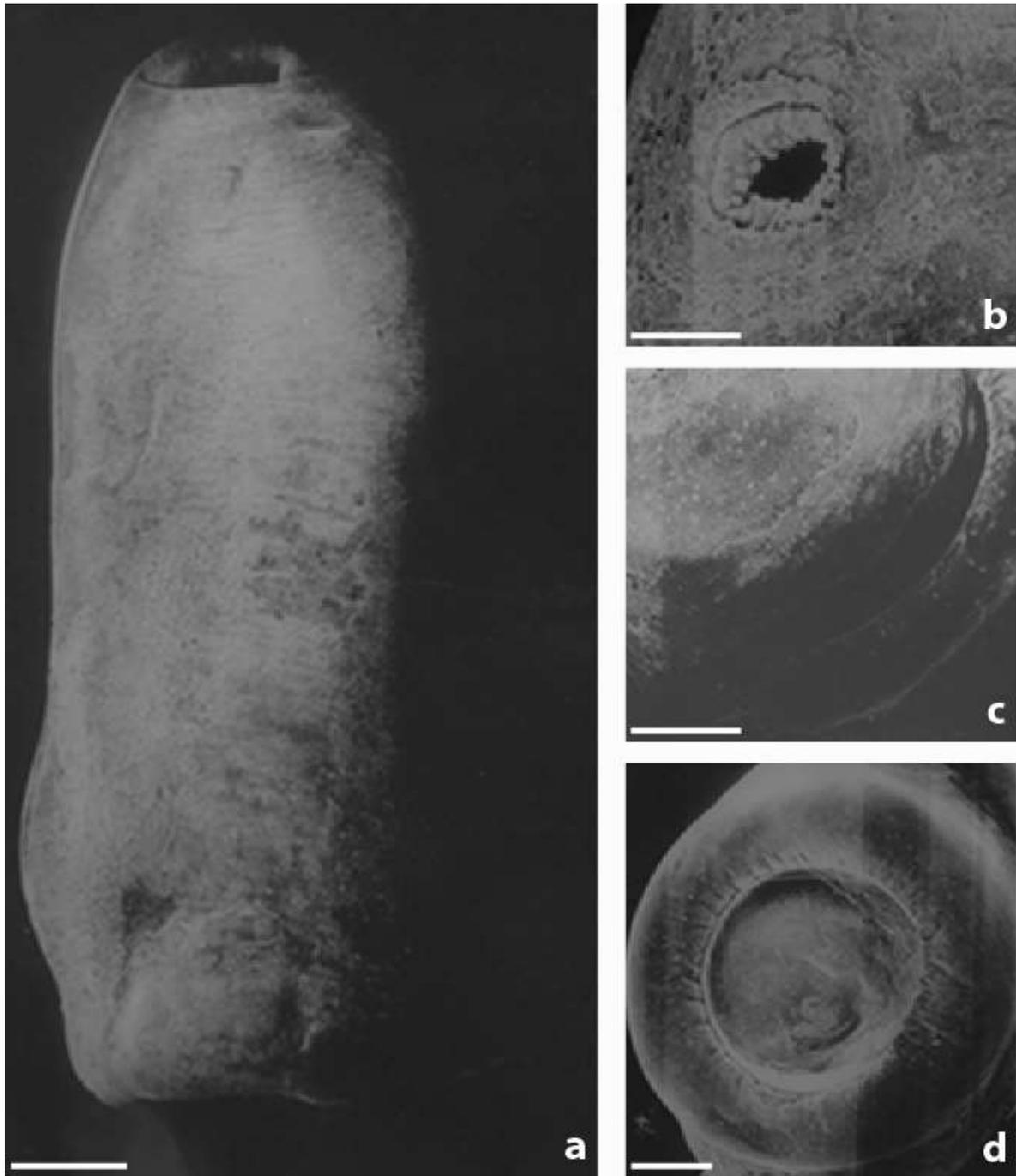


Figure 42 : *Carmyerius endopapillatus* (MEB). **a.** Ver entier, vue ventrale (barre = 400 µm); **b.** Extrémité antérieure du ver montrant l'orifice buccal avec de petites papilles très espacées les unes des autres (barre = 100 µm) ; **c.** Pore génital présentant les mêmes types de papilles que l'extrémité antérieure (barre = 100 µm) ; **d.** Région acétabulaire. On note une large ouverture et l'absence de papilles (barre = 100 µm).

2.2.1.5. *Carmyerius marchandi* n. sp.

2.2.1.5.1. A l'oeil nu (Figure 43)

De couleur jaunâtre ou rouge quand il est gorgé de sang, le ver a un corps de forme allongée. Des stries transversales sont visibles sur le tégument du parasite. La longueur moyenne du ver est de 13 mm pour un diamètre moyen de 3 mm.



Figure 43 : *Carmyerius marchandi* n.sp. (vers entiers)

2.2.1.5.2. Au microscope photonique (Figures 44, 45)

- Cuticule

L'épaisseur de la cuticule varie entre 30 μm et 50 μm .

- Poche ventrale

La poche ventrale est très vaste, avec une longueur de 8 mm, représentant 2/3 de la longueur totale du corps. La face postérieure de la poche ventrale s'appuie sur le sommet des deux testicules. Cette poche présente des invaginations musculaires le long de ses deux faces latérales. Mais ces invaginations sont plus importantes dans la partie postérieure de la poche ventrale. En coupe transversale, cette dernière présente une forme quadrangulaire.

- Acétabulum

L'acétabulum est en position terminale et a une forme hémisphérique. La paroi musculaire de l'acétabulum a une épaisseur comprise entre 350 μm et 550 μm et la profondeur de la cavité atteint 900 μm . Le diamètre interne de la cavité mesure 1 200 μm et le diamètre externe ou largeur totale est de 1700 μm . L'acétabulum est situé à 10 mm de l'extrémité antérieure du ver. Le rapport diamètre de l'acétabulum sur la longueur du corps est de 1/7,4. L'acétabulum a le nombre suivant de faisceaux musculaires :

- dorsal externe circulaire (d.e.c) : 48
- dorsal interne circulaire (d.i.c) : 46
- ventral interne circulaire (v.i.c) : 47
- ventral externe circulaire (v.e.c) : 47

Ce type d'acétabulum correspond au type *Carmyerius*.

- Pharynx

Le pharynx mesure en moyenne 950 µm de longueur sur un diamètre de 800 µm. Le rapport longueur du pharynx sur longueur du corps est de 1/13,3. Le rapport longueur du pharynx sur diamètre de l'acétabulum est de 1/1,8. Le pharynx présente des faisceaux musculaires de différents types :

- circulaires internes (qui s'étendent sur toute la longueur du pharynx),
- circulaires externes,
- circulaires basaux (avec une seule rangée),
- longitudinaux internes (avec une épaisseur de 150 µm),
- longitudinaux externes,
- longitudinaux radiaux (qui occupent une large surface).

Le pharynx est de type *Gastrothylax*.

- Œsophage

L'œsophage, qui fait suite au pharynx, est dirigé en oblique vers la partie dorsale du parasite. Il mesure 850 µm de longueur. La paroi musculaire a une épaisseur de 12 µm.

- Cæcum

La bifurcation cæcale se situe au niveau de la *pars prostatica*. Les deux cæca se dirigent vers la partie postérieure du ver en suivant les parois latérales de la poche ventrale. Ils s'étendent en deçà de la partie moyenne du corps du parasite et atteignent les testicules.

- Appareil génital mâle

Les testicules ont une position latéro-postérieure de part et d'autre du plafond de l'acétabulum. Ils sont lobés. Les mensurations moyennes sont :

- longueur = 2,2 mm
- largeur (diamètre) = 2 mm

De chaque testicule, part un canal déférent qui se dirige vers l'avant du parasite. Les deux canaux s'unissent en un canal unique qui se renfle en vésicule séminale qui se replie sur elle-même et présente plusieurs circonvolutions. Fait suite à cette vésicule séminale, une *pars musculosa* courte, peu développée et réduite à quelques circonvolutions. Une *pars prostatica* rectiligne de 1 mm de longueur avec une épaisseur de 250 μm prolonge la *pars musculosa*.

- Appareil génital femelle

L'ovaire est situé entre les deux testicules, le plafond de l'acétabulum et les anses utérines postérieures. Il mesure 650 μm de long sur 560 μm de large. La glande de Mehlis, située à côté et en avant de l'ovaire, mesure 440 μm de long sur 380 μm de large. L'utérus présente des anses bourrées d'œufs. Il est situé en position médio-dorsale entre la poche ventrale et la paroi dorsale du parasite. L'utérus quitte le plafond de l'acétabulum pour se terminer vers le 1/3 antérieur du trématode par le canal génital femelle. Les œufs mesurent *in utero* 79 – 144 μm de long sur 65 – 80 μm de large. Les glandes vitellogènes sont en position latérale. Elles sont très importantes dans l'expansion latérale de la poche ventrale.

- Appareil excréteur

La vessie est placée entre la paroi de l'acétabulum et la cuticule. Elle est en position dorsale. Sa forme varie suivant son degré de contraction lors de la fixation. En coupe longitudinale, elle apparaît triangulaire ou quadrangulaire. Le pore excréteur s'ouvre en moyenne à 12 mm de l'extrémité antérieure.

- Atrium génital

L'atrium génital est réduit, il a un diamètre de 125 μm , des papilles génitale et médiane avec un sphincter génital. Des papilles tégumentaires se trouvent le long de la papille médiane. L'atrium génital est de type *elongatus*.

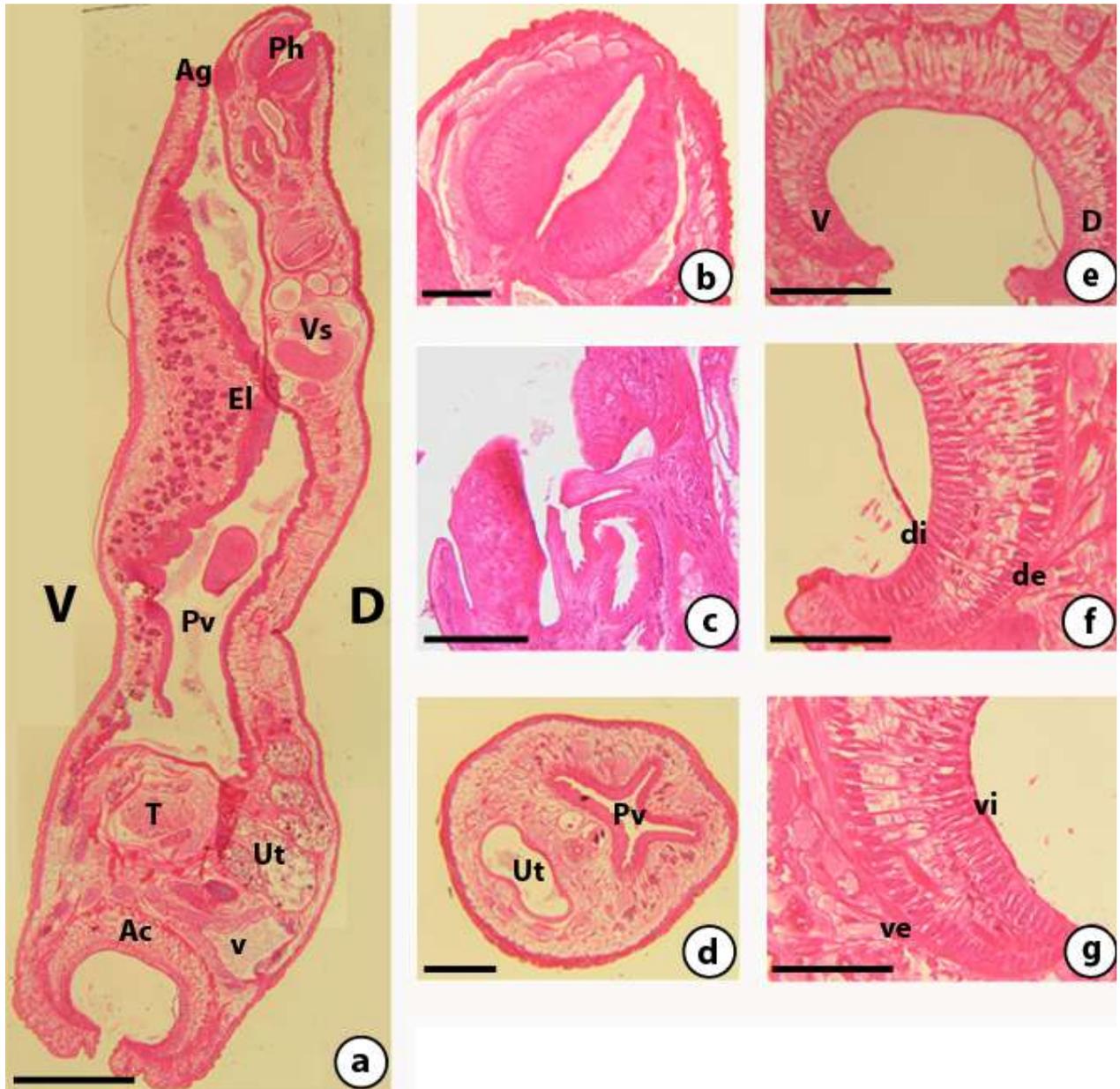


Figure 44 : *Carmyerius marchandi* n. sp . (Microscope photonique). **a.** coupe histologique sagittale du ver entier (barre = 200 μ m) ; **b.** coupe histologique médo-sagittale du pharynx (barre = 50 μ m) ; **c.** coupe histologique médo-sagittale du pore génital (barre = 30 μ m) ; **d.** Coupe histologique transversale de la poche ventrale passant au niveau de l'utérus (barre = 100 μ m) ; **e.** acétabulum, coupe histologique médo-sagittale (barre = 200 μ m) ; **f.** acétabulum, partie dorsale (barre = 50 μ m) ; **g.** acétabulum, partie ventrale (barre = 50 μ m).
Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ag – Atrium génital ; D – Face dorsale ; de – Muscles dorsaux externes ; di – Muscles dorsaux internes ; El – Expansion latérale ; Ph – Pharynx ; Pv – Poche ventrale ; T – Testicule ; Ut – Utérus ; V – Face ventrale ; v – Vessie ; ve – Muscles ventraux externes ; vi – Muscles ventraux internes ; Vs – Vésicule séminale.

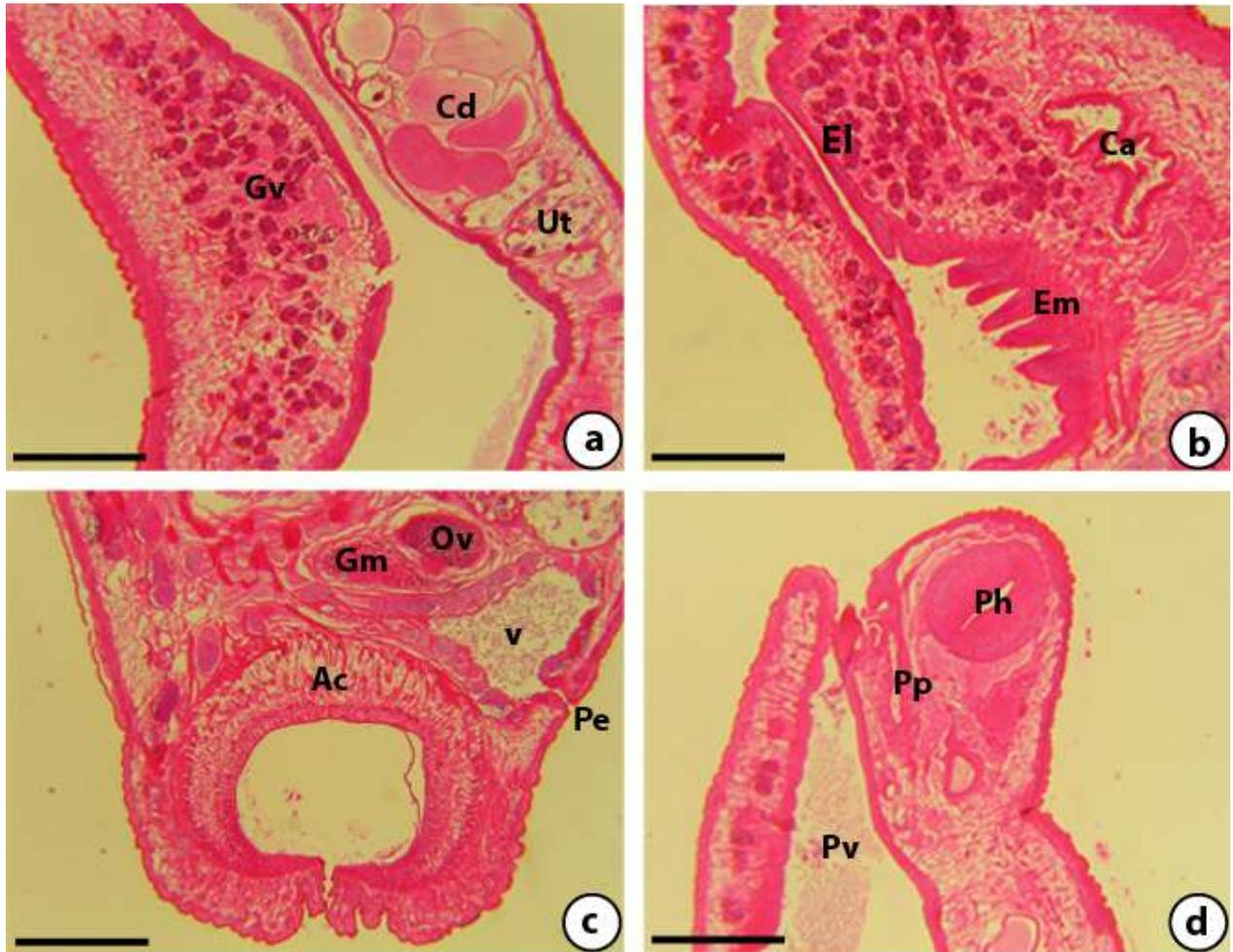


Figure 45 : *Carmyerius marchandi* n. sp. (Microscope photonique). **a.** coupe histologique sagittale au niveau de la poche ventrale mettant en évidence une expansion latérale riche en glandes vitellogènes (barre = 200 µm); **b.** coupe histologique de l'extrémité postérieure de la poche ventrale montrant l'expansion latérale et les épaissements musculaires (barre = 200 µm); **c.** coupe histologique médio-sagittale de l'extrémité postérieure mettant en évidence la glande de Mehlis, l'ovaire, la vessie et le pore excréteur (barre = 200 µm); **d.** Coupe histologique sagittale de l'extrémité antérieure montrant la *pars prostatica* et la poche ventrale (barre = 200 µm).
Abréviations : Ac – Acétabulum ; Ca – Cæcum ; Cd – Canal déférent ; El – Expansion latérale ; Em – Epaissement musculaire ; Gm – Glande de Mehlis ; Gv – Glandes vitellogènes ; Ov – Ovaire ; Pe – Pore excréteur ; Ph – Pharynx ; Pp – *Pars prostatica* ; Pv – Poche ventrale.

3. Discussions

3.1. Les Paramphistomidae

L'étude des caractères morphologiques et histologiques des spécimens adultes nous a permis d'identifier deux genres (*Paramphistomum* et *Cotylophoron*) et cinq espèces parasites de *Bos taurus*. Il s'agit de : *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder, 1901 ; *Paramphistomum daubneyi* Dinnik; 1962 ; *Cotylophoron cotylophorum* Fiscoeder, 1901 ; *Cotylophoron macrosphinctris* Sey & Graber, 1979 et *Cotylophoron fülleborni* Näsmark, 1937.

Paramphistomum microbothrium a été décrit pour la première fois par Fiscoeder (1901b), chez des Bovidae en Egypte, puis redécrit par divers auteurs (Näsmark 1937b ; Arfaa 1962 ; Grétilat 1964a ; Prod'hon *et al.* 1968 ; Van Strydonck 1970 ; Kotrlà *et al.* 1974 ; Graber 1975 ; Sey & Graber 1979b ; Graber & Thal 1980 ; Diaw *et al.* 1983 ; Ogunrinade & Adetunji 1983 ; Asanji 1989 ; Hiekal & Hilali 1993).

Arfaa (1962) a noté la présence de *P. microbothrium* chez les ruminants (moutons, vaches et buffles) au Khouzistan (Iran). Asanji (1989), en faisant une enquête sur les variations saisonnières et le rôle du sexe de l'hôte dans la prévalence de la paramphistomose bovine en Sierra Leone, a recueilli dans l'estomac des hôtes différentes espèces de paramphistomes dont la plus répandue et la plus abondante est identifiée à *P. microbothrium*. Au Sénégal, Diaw *et al.* (1983) ont confirmé deux souches de la même espèce : *P. microbothrium*. L'une est parasite d'*Isodora guerni* et *Ovis aries*, l'autre est parasite d'*Isodora truncata* et *Bos taurus*. Graber (1975) a révélé la présence de *P. microbothrium* dans le rumen de zébus d'Afrique centrale, dans une zone s'étendant entre le 5^e et le 14^e parallèle (Tchad, Nord-Cameroun, République Centrafricaine). Grétilat (1964a), sur une collection de trématodes récoltés en Afrique Centrale, a trouvé sous la langue de *Kobus defassa*, *P. microbothrium*. C'est une localisation qui est rare, car la plupart des paramphistomes adultes sont récoltés dans le rumen et le réseau des hôtes définitifs. Ogunrinade & Adetunji (1983) ont identifié *P. microbothrium* dans le rumen de bovins et ovins au Nigéria après une infestation expérimentale. Prod'hon *et al.* (1968) ont signalé pour la première fois à Madagascar, *P. microbothrium* chez des moutons infestés expérimentalement par des cercaires du groupe *Pigmentta*, émises par *Bulinus liratus*, et chez

un bœuf infesté naturellement. Au Congo, Van Strydonck (1970) a trouvé *P. microbothrium* dans l'estomac de Bovidae.

Paramphistomum daubneyi a été décrit par Dinnik (1962b). D'autres auteurs ont trouvé ce parasite chez des ruminants (Sey 1974 ; Casset 1989 ; Dorchies 1989 ; Mage & Dorchies 1998 ; Alzieu *et al.* 1999 ; Degueurce *et al.* 1999 ; Silvestre *et al.* 2000 ; Szmidt-Adjidé *et al.* 2000).

Les caractères morphologiques et histologiques décrits par ces différents auteurs sont sensiblement identiques à ceux que nous avons trouvés et utilisés pour déterminer nos deux espèces de *Paramphistomum*.

La répartition géographique de *P. daubneyi* englobe les Hautes terres du Kenya et d'Ethiopie, la France, la Hongrie, la Bulgarie et la Yougoslavie. *Paramphistomum microbothrium* est une espèce bien adaptée aux zones sahéliennes et soudano-sahéliennes (Graber 1975).

Cotylophoron cotylophorum a été décrite pour la première fois par Fiscoeder (1901b), puis redécrite par Stiles & Goldberger (1910) et Näsmark (1937b). D'autres auteurs ont également trouvé les mêmes caractères sur des Paramphistomidae, qu'ils ont identifiés à *C. cotylophorum* (Maplestone 1923 ; Dollfus 1963 ; Grétilat 1966 ; Graber 1975 ; Gentile *et al.* 1977 ; Hiekal & Hilali 1993).

Cotylophoron macrosphinctris est très proche de *C. cotylophorum* dont il se différencie par l'aspect de son ouverture génitale. Celle-ci est entourée d'un véritable sphincter de type *Schistocotyle*, extrêmement puissant. Il a été décrit par Sey & Graber (1979a). Les réexamens des *Cotylophoron* de Buffles récoltés précédemment au Tchad et en République Centrafricaine montrent qu'il s'agit bien dans tous les cas de *Cotylophoron macrosphinctris*. Il est possible qu'il en soit de même dans d'autres régions d'Afrique tropicale où les *Cotylophoron* ont, dans leur majorité, été rapportés à *C. cotylophorum* (Graber *et al.* 1964 ; Graber 1969).

Cotylophoron fülleborni a été décrit par Näsmark (1937b) qui considère également que les trématodes considérés par Maplestone (1923) comme *C. cotylophorum* appartenaient à plusieurs espèces, dont *C. fülleborni*.

Les parasites du genre *Cotylophoron* que nous avons récoltés chez des bovins dans la région de Kolda au sud du Sénégal, présentent les caractères majeurs du genre *Cotylophoron*. Et, nous avons pu les identifier aux trois espèces suivantes : *C. cotylophorum*, *C. macrosphinctris* et *C. fülleborni*. L'espèce la plus répandue est *C. cotylophorum*. Elle est rencontrée dans toute l'Afrique au sud du Sahara, à l'exception des zones à faible pluviométrie. La présence de *C. cotylophorum* a été signalée pour la première fois en Italie par Gentile *et al.* (1977).

Au Sénégal, dans la famille des Paramphistomidae, des études antérieures (Albaret *et al.* 1981 ; Diaw *et al.* 1983) ont montré l'existence de trois espèces : *P. microbothrium* Fiscoeder 1901, *P. phillerouxi* Dinnik, 1961 et *C. cotylophorum* Fiscoeder 1901. La présente étude nous a permis de mettre à jour la liste de ces trématodes du rumen présents au Sénégal. Les résultats obtenus nous permettent de signaler pour la première fois au Sénégal la présence de trois Paramphistomidae :

- *P. daubneyi* Dinnik, 1962,
- *C. macrosphinctris* Sey & Graber, 1979,
- *C. fülleborni* Näsmark, 1937.

Ces trois espèces portent à six le nombre de Paramphistomidae inventoriés pour le moment au Sénégal.

3.2. Les Gastrothylacidae

Nous avons déterminé dans la famille des Gastrothylacidae un seul genre *Carmyerius* et cinq espèces : *Carmyerius parvipapillatus* Grétilat, 1962 ; *Carmyerius chabaudi* Strydonck, 1970 ; *Carmyerius exoporus* Maplestone, 1923 ; *Carmyerius endopapillatus* Dollfus, 1962 et *Carmyerius marchandi* n. sp.

Carmyerius parvipapillatus a été décrit pour la première fois par Grétilat (1962) chez des Bovidae sauvages en République du Congo (Brazzaville). L'auteur s'est basé sur la structure histologique de certains organes qui sont des critères stables, faciles à contrôler, mais exigeant l'étude du trématode sur coupes au microtome. Il n'ignorait pas que la description de toute nouvelle espèce chez les *Amphistomata* soulève les critiques de nombreux helminthologues, qui accusent l'auteur de compliquer la systématique de ce groupe en se servant de caractères un peu trop sujets à controverse, parce que trop fluctuants.

Carmyerius chabaudi a été décrit par Van Strydonck (1970) sur une collection de trématodes récoltés en République Démocratique du Congo. Il s'est basé sur le travail de Grétilat (1964a,b) pour déterminer cette espèce qui n'existait pas dans la clé de détermination des Gastrothylacidae.

Carmyerius exoporus a été décrit par Maplestone (1923). Cette espèce a été redécrite par Grétilat (1960a, 1964a,b) et Sey (1983) qui ont défini des clés pour déterminer les espèces du genre *Carmyerius*.

Carmyerius endopapillatus a été décrit par Dollfus (1962) sur une collection de trématodes récoltés au Congo Belge, chez des *Bos (Syncerus) caffer*. Il a réuni sous le nom de *C. endopapillatus* des spécimens provenant de diverses localités et présentant entre eux des différences bien nettes, mais qui ne lui ont pas paru assez importantes pour caractériser plusieurs espèces séparées.

Les parasites du genre *Carmyerius* que nous avons récoltés chez des bovins, dans la région de Kolda au sud du Sénégal, présentent les caractères majeurs du genre *Carmyerius*. Et nous avons pu les identifier aux quatre espèces suivantes : *C. chabaudi* Strydonck, 1970, *C. endopapillatus* Dollfus, 1962, *C. exoporus* Maplestone, 1923 et *C. parvipapillatus* Grétilat, 1962.

Au Sénégal, *Carmyerius spatiosus* Brandes, 1898 et *C. exoporus* Maplestone, 1923 ont été les seules espèces identifiées dans le rumen des bovins (Diaw *et al.* 1988b). La présente étude a permis de mettre à jour la liste de ces trématodes du rumen présents au Sénégal. Les résultats obtenus permettent de signaler pour la première fois au Sénégal la présence de trois Gastrothylacidae : *C. parvipapillatus*, *C. chabaudi* et *C. endopapillatus*.

Carmyerius marchandi n. sp. : parmi le lot de Gastrothylacidae récoltés, un *Carmyerius* a présenté des caractères morphologiques particuliers, qui le différencient des autres *Carmyerius* existants.

Par ses dimensions et la morphologie de la coupe médio-sagittale montrant l'existence d'un renflement ventral qui fait saillie à l'intérieur de la poche ventrale, la nouvelle espèce peut être comparée à *Carmyerius dollfusi* Golvan, Chabaud et Grétilat, 1957. Cette espèce a été trouvée pour la première fois dans l'œsophage et le rumen des bovidés à Madagascar par Golvan *et al.* (1957). Mais chez *C. dollfusi*, l'acétabulum de type *Gastrothylax* le différencie de notre spécimen.

Dans la classification de Grétilat (1964b), nous trouvons des papilles tégumentaires au niveau du pore génital chez les espèces suivantes : *Carmyerius wenyoni* Leiper 1908, *Carmyerius endopapillatus* Dollfus 1962, *Carmyerius parvipapillatus* Grétilat 1962, *Carmyerius papillatus* Grétilat 1962, *Carmyerius shoutedeni* Grétilat 1964 et *Carmyerius chabaudi* Strydonck 1970.

Chez notre espèce, l'atrium génital est réduit avec un diamètre de 125 µm. Il a des papilles génitale et médiane avec un sphincter génital. Des papilles tégumentaires se trouvent le long de la papille médiane (type *elongatus*). Chez *C. wenyoni*, les papilles tégumentaires ornent un atrium génital de dimension appréciable (Grétilat 1964b) et de type *endopapillatus* (Sey 1983). Pour ce qui concerne *C. endopapillatus*, l'atrium génital est profond et bien développé. Les papilles tégumentaires ne se trouvent pas seulement dans l'atrium génital et la partie du pore génital, mais débordent sur les parois de la poche ventrale. Le sphincter atrial est bien développé. L'atrium génital est de type *endopapillatus*. Chez *C. parvipapillatus*, un important sphincter génital a sa surface parsemée de très nombreuses petites papilles coniques disposées de façon irrégulière (Grétilat 1962). *C. papillatus* a un atrium très vaste (450 µm de diamètre sur 450 à 500 µm de profondeur) (Grétilat 1962). *Carmyerius shoutedeni* a un pore génital ne comportant pas d'atrium génital distinct. Ses papilles sont de très petites dimensions (10 µm) (Grétilat 1964b). Le pore génital est peu saillant et débouche à l'intérieur de la poche ventrale sur sa partie dorsale. Il est constitué seulement par un sphincter qui entoure la papille génitale et dont le diamètre est de 300 µm environ (Grétilat 1964a). Il ne reste plus que *Carmyerius chabaudi* qui a un atrium qui ressemble beaucoup à celui de notre espèce. Chez *C. chabaudi*, la papille génitale est saillante et se trouve dans la poche ventrale. La répartition des papilles est particulière : elles sont situées sur la partie de

l'atrium qui se trouve dans la poche ventrale (Van Strydonck 1970). L'espèce nouvelle se rapproche par la structure du pore génital, de *C. chabaudi*, mais la longueur des cæca de *C. chabaudi* ne dépasse pas la moitié du corps du parasite. Cette espèce est de petite taille par rapport à l'espèce nouvelle. Nous pouvons également considérer d'autres caractères histologiques qui permettent de différencier notre espèce de *C. chabaudi*.

- Le pharynx du même type (*Gastrothylax*) a des dimensions plus petites chez notre espèce, contrairement à l'œsophage qui est plus long.
- Il existe chez notre espèce, un important renflement ventral très riche en glandes vitellogènes qui fait saillie à l'intérieur de la poche ventrale.
- Les testicules de notre espèce sont lobés contrairement à ceux de *C. chabaudi*.
- L'ovaire de *C. chabaudi* a des dimensions plus petites.

Les caractères morphologiques et histologiques de nos spécimens sont différents de ceux des espèces connues dans le genre *Carmyerius* Stiles et Goldberger 1910. Toutes ces différences nous permettent de considérer comme nouvelle l'espèce dont nous avons donné la description. Nous nommons cette espèce nouvelle *Carmyerius marchandi* n. sp., en témoignage de reconnaissance envers le Professeur Bernard MARCHAND.

PREVALENCES DE LA PARAMPHISTOMOSE ET DES TREMATODOSES ASSOCIEES

Introduction

Pendant 29 mois, d'août 2002 à décembre 2004, nous avons examiné 1 684 animaux dont 1 004 bovins (*Bos taurus*), 257 ovins (*Ovis aries*) et 423 caprins (*Capra hircus*) en provenance de différentes localités du département de Kolda. Nous avons déterminé deux types de prévalence. L'une est basée sur la présence ou non de parasites adultes (observations macroscopiques), l'autre sur la présence ou non d'œufs dans les matières fécales et dans le parenchyme hépatique (observations microscopiques).

1. Matériels et méthodes

1.1. Observations macroscopiques

Après éviscération des bovins, ovins et caprins, différents organes ont été observés pour rechercher et identifier les trématodes. Il s'agit:

- du rumen (recherche des Paramphistomidae et Gastrothylacidae),
- du foie (recherche des Fasciolidae, Schistosomatidae et Dicrocoeliidae),
- du mésentère (recherche des Schistosomatidae).

1.2. Observations microscopiques

Sur les animaux chez lesquels nous avons observé et récolté les trématodes adultes, nous avons prélevé des matières fécales et des fragments de parenchyme hépatique.

1.2.1. Analyse coprologique qualitative

Elle consiste à prélever directement dans le rectum des animaux avec un gant en caoutchouc les matières fécales et à déterminer les types d'œufs qu'elles contiennent.

Cinq grammes de matières fécales sont écrasées dans 50 ml d'eau. Après avoir filtré la solution, nous l'avons complétée à 60 ml d'eau et l'avons laissée sédimenter. Le surnageant est délicatement versé et le culot placé entre lame et lamelle, est examiné au microscope photonique.

1.2.2. Analyse du parenchyme hépatique

Des fragments de parenchyme hépatique sont prélevés et étalés ou écrasés sur lame recouverte de lamelle pour la mise en évidence des œufs de *Fasciola*, *Schistosoma* et *Dicrocoelium*. Cette observation complète la coprologie.

1.3. Analyse statistique

La prévalence est le rapport du nombre d'animaux parasités sur l'effectif total examiné. Elle a été calculée à partir du diagnostic *post-mortem* (identification des parasites adultes) d'une part et du diagnostic des œufs (matières fécales et parenchyme hépatique) d'autre part.

Les données ont été saisies sur Excel de Microsoft avant d'être transférées sur SPSS (*Statistical Package for Social Sciences*) pour les analyses statistiques.

L'estimation de l'importance du parasitisme et l'identification de ses principaux facteurs de variation ont été effectuées par analyse de variance à effets fixes selon la procédure GLM (General Linear Model). Les facteurs de variation retenus pour les analyses ont été :

- le mois de prélèvement ;
- la saison de prélèvement obtenue par regroupement des mois en trois groupes : saison des pluies (Juin à Octobre) ; saison sèche froide (Novembre à Février) et saison sèche chaude (Mars à Mai).

Dans les analyses de variance, chaque facteur a été étudié séparément. En cas de rejet de l'hypothèse d'égalité des moyennes, le test de Bonferoni a été appliqué pour mettre en évidence les moyennes qui sont significativement différentes les unes des autres.

Le test du χ^2 a été utilisé pour étudier la relation entre la parasitose (parasites adultes) et la coprologie (œufs). L'objectif étant de déterminer s'il existe un lien entre la présence des parasites adultes et l'émission d'œufs.

Le coefficient de corrélation de Pearson a été utilisé pour mesurer le degré d'association linéaire entre la prévalence de la paramphistomose et celle des trématodoses associées.

2. Résultats et discussions

Nous avons étudié les prévalences aussi bien chez les bovins que chez les petits ruminants.

2.1. Chez les bovins

2.1.1. Paramphistomose au sens large

2.1.1.1. A partir des parasites adultes

2.1.1.1.1. Paramphistomose

Les prévalences de la paramphistomose sont données par mois et par saison respectivement dans les tableaux 2 et 3, pour chaque année d'étude.

Tableau 2 : Prévalences mensuelles (%) de la paramphistomose chez les bovins

	Année 1 (Août 2002- Juillet 2003)	Année 2 (Août 2003- Juillet 2004)	Année3 (Août 2004- Décembre 2004)
Août	85 ^a	54,8	33,3 ^{ab}
Septembre	65,5 ^{ac}	35	31 ^a
Octobre	75,6 ^a	45,2	45,2 ^{ab}
Novembre	31,3 ^{ac}	34,1	41,2 ^{ab}
Décembre	00 ^{ab}	31,8	70 ^b
Janvier	36,8 ^{ac}	53,3	-----
Février	30 ^{bc}	38,7	-----
Mars	44,9 ^{ac}	33,3	-----
Avril	49,2 ^{ab}	58,1	-----
Mai	60 ^{ac}	47,1	-----
Juin	40 ^{ac}	48,3	-----
Juillet	50 ^{ac}	35	-----

Les prévalences d'une colonne, suivies de la même lettre, ne sont pas significativement différentes au seuil de 0,05.

Le nombre de prélèvements était très faible en décembre 2002. La prévalence de la paramphistomose varie selon le mois au cours de la première année et de la troisième année ($P < 0,05$). Par contre, le mois n'a pas un effet significatif sur la prévalence au cours de la deuxième année.

Les prévalences les plus élevées : 85 %, 58,1 % et 70 %, sont observées respectivement aux mois d'août de la première année (2002), d'avril de la deuxième année (2003) et de décembre de la troisième année (2004).

Tableau 3 : Prévalences (%) de la paramphistomose en fonction de la saison chez les bovins

	Année 1 (Août 2002- Juillet 2003)	Année 2 (Août 2003- Juillet 2004)	Année3 (Août 2004- Décembre 2004)
Saison des pluies	65,7a	43,5	37,3a
Saison sèche froide	31b	39,6	54,7b
Saison sèche chaude	50,3c	45,2	-----

Les prévalences d'une colonne suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 0,05.

La prévalence de la paramphistomose varie selon la saison de prélèvement au cours de la première année et de la troisième année ($P < 0,05$). Par contre, la saison n'a pas eu un effet significatif sur la prévalence au cours de la deuxième année.

La figure 46 donne la distribution moyenne mensuelle du taux d'infestation en paramphistomes adultes des bovins au cours des trois années d'étude.

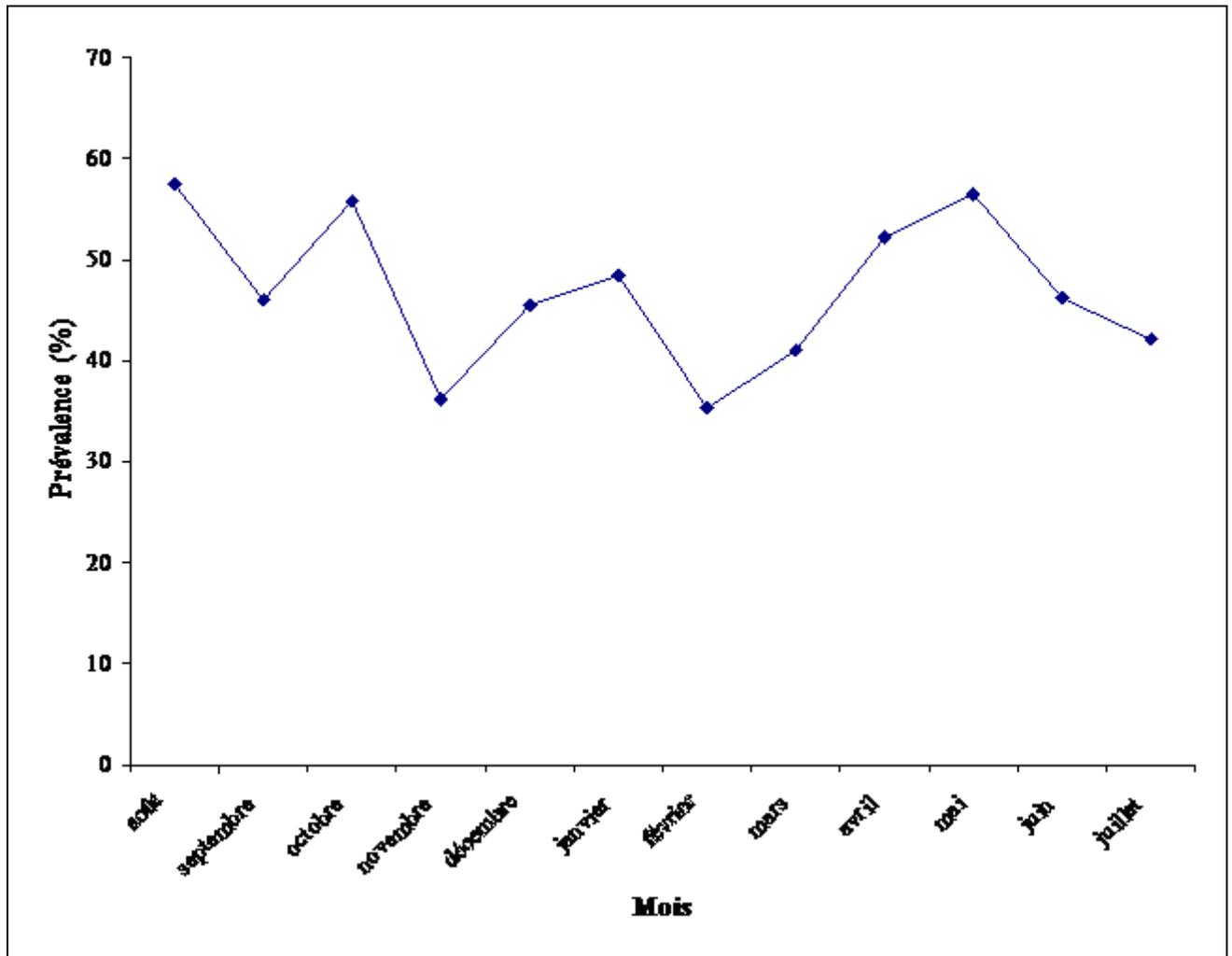


Figure 46 : Evolution de la prévalence moyenne mensuelle de la paramphistomose chez les bovins au cours des trois années d'étude

La figure 46 montre que le taux d'infestation des bovins en paramphistomes évolue en dents de scie suivant les mois. Nous notons une augmentation progressive de la prévalence au cours des trois mois de la saison sèche chaude (mars, avril et mai). Pendant la saison des pluies (juin, juillet, août, septembre et octobre), la prévalence diminue et augmente d'un mois à l'autre.

Sur l'ensemble des trois années de suivi, le mois a un effet significatif ($P < 0,05$) sur le taux d'infestation.

Le tableau 4 montre l'évolution du taux moyen d'infestation en paramphistomes au cours des trois années en fonction des saisons.

Tableau 4 : Prévalence moyenne saisonnière de la paramphistomose chez les bovins au cours des trois années d'étude

	Prévalence moyenne (%)
Saison des pluies	50,1
Saison sèche froide	41,3
Saison sèche chaude	48,6

La saison n'a pas un effet significatif sur la prévalence moyenne en paramphistomes sur l'ensemble des trois années.

2.1.1.1.2. Gastrothylose

Les prévalences de la gastrothylose sont données par mois et par saison respectivement dans les tableaux 5 et 6, pour chaque année.

Le mois n'a pas un effet significatif sur le taux d'infestation en *Carmyerius* au cours des différentes années.

Les prévalences les plus élevées : 10 %, 11,4 % et 5,56 %, sont observées respectivement aux mois d'août de la première année (2002), de novembre de la deuxième année (2003) et d'août de la troisième année (2004).

Tableau 5 : Prévalences mensuelles (%) de la gastrothylose chez les bovins

	Année 1 (Août 2002- Juillet 2003)	Année 2 (Août 2003- Juillet 2004)	Année3 (Août 2004- Décembre 2004)
Août	10	2,38	5,56
Septembre	1,82	2,50	00
Octobre	4,44	4,76	2,38
Novembre	00	11,40	2,94
Décembre	00	2,27	00
Janvier	00	4,44	-----
Février	5	9,68	-----
Mars	1,45	2,78	-----
Avril	6,78	00	-----
Mai	4,44	00	-----
Juin	00	00	-----
Juillet	00	2,5	-----

Tableau 6 : Prévalences saisonnières de la gastrothylose chez les bovins

	Année 1 (Août 2002- Juillet 2003)	Année 2 (Août 2003- Juillet 2004)	Année 3 (Août 2004- Décembre 2004)
Saison des pluies	3,01	2,59	1,96
Saison sèche froide	1,72	6,71	1,56
Saison sèche chaude	4,05	1,19	-----

La prévalence de la gastrothylose ne varie pas significativement selon la saison au cours des trois années.

La figure 47 donne l'évolution de la prévalence moyenne mensuelle de la gastrothylose chez les bovins au cours des trois années.

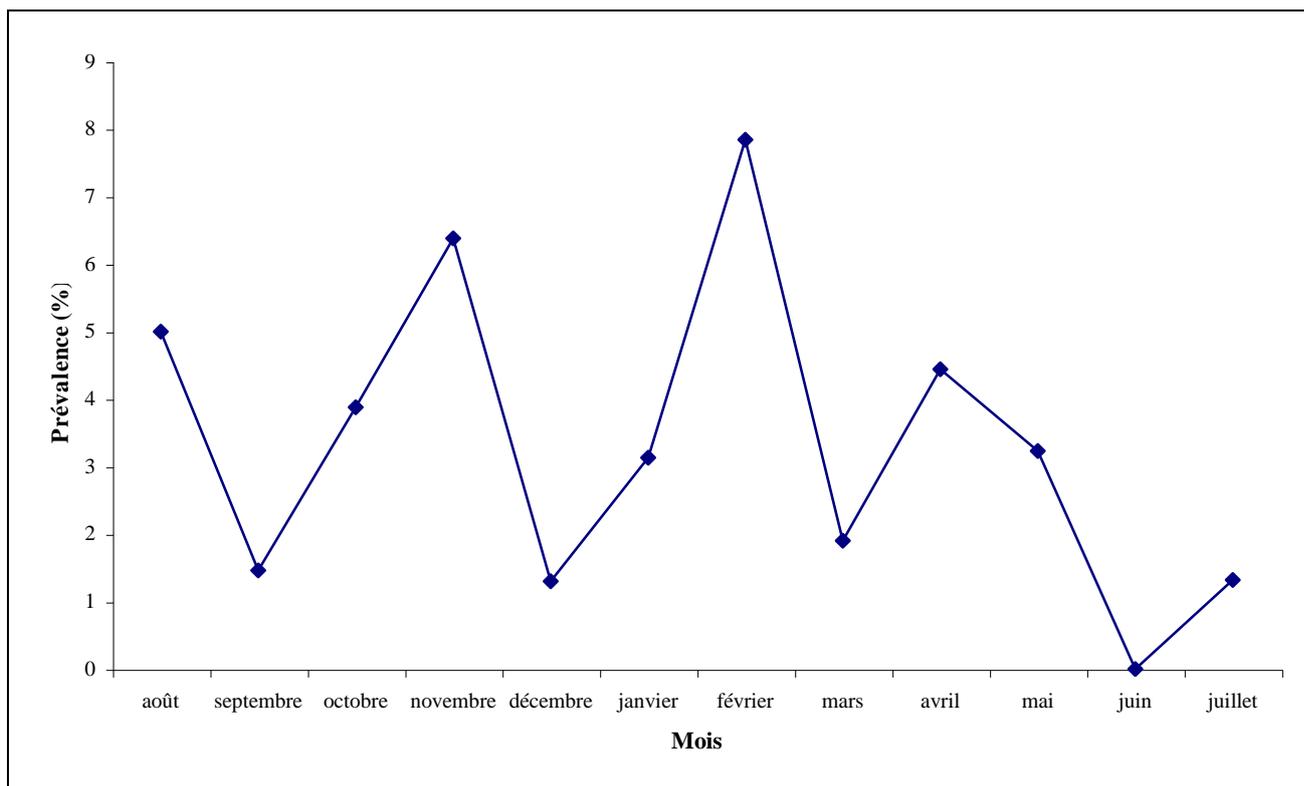


Figure 47 : Evolution de la prévalence moyenne mensuelle de la gastrothylose chez les bovins au cours des trois années d'étude

Le taux d'infestation évolue en dents de scie avec un pic au mois de février (7,84 %).

Sur l'ensemble des trois années de suivi, le mois de prélèvement n'a pas un effet significatif sur le taux d'infestation en *Caromyerius*.

Le tableau 7 montre la prévalence moyenne de la gastrothylose en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années d'étude.

Tableau 7 : Prévalence moyenne saisonnière de la gastrothylose chez les bovins au cours des trois années d'étude

	Prévalence moyenne (%)
Saison des pluies	2,60
Saison sèche froide	4,54
Saison sèche chaude	3,11

Sur l'ensemble des trois années, la saison n'a pas un effet significatif sur le taux d'infestation en *Caromyerius*.

2.1.1.1.3. Association paramphistomose et gastrothylose

Les taux d'infestation des bovins en Paramphistomoidea (Paramphistomidae et Gastrothylacidae) sont donnés par mois et par saison respectivement dans les tableaux 8 et 9 pour chaque année.

Tableau 8 : Prévalence mensuelle d'infestation des bovins par des Paramphistomoidea au cours de trois années d'étude

	Année 1 (Août 2002- Juillet 2003)	Année 2 (Août 2003- Juillet 2004)	Année3 (Août 2004- Décembre 2004)
Août	90a	54,8	38,9ab
Septembre	65,5acd	37,5	31a
Octobre	75,6ad	50	45,2ab
Novembre	31,2bd	43,2	44,1ab
Décembre	00ab	34,1	70b
Janvier	36,8bd	53,3	-----
Février	30bc	41,9	-----
Mars	46,4bd	33,3	-----
Avril	52,5ab	58,1	-----
Mai	60acd	47,1	-----
Juin	40acd	48,3	-----
Juillet	50acd	37,5	-----

Les prévalences d'une colonne, suivies de la même lettre, ne sont pas significativement différentes au seuil de 0,05.

Le nombre de prélèvements était très faible en décembre 2002. Le taux d'infestation des bovins par les Paramphistomoidea varie selon le mois au cours de la première année et de la troisième année ($P < 0,05$). Par contre, le mois n'a pas un effet significatif sur la prévalence au cours de la deuxième année.

Les prévalences les plus élevées : 90 %, 58,1 % et 70 %, sont observées respectivement aux mois d'août de la première année, d'avril de la deuxième année et de décembre de la troisième année.

Tableau 9 : Prévalence de la paramphistomose au sens large en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années

	Année 1 (Août 2002- Juillet 2003)	Année 2 (Août 2003- Juillet 2004)	Année3 (Août 2004- Décembre 2004)
Saison des pluies	66,3a	45,6	38,2a
Saison sèche froide	31b	43,3	56,3b
Saison sèche chaude	52c	45,2	-----

Les prévalences d'une colonne, suivies de la même lettre, ne sont pas significativement différentes au seuil de 0,05.

Le taux d'infestation en *Paramphistomoidea* varie significativement selon la saison de prélèvement au cours de la première et de la troisième année ($P < 0,05$). Par contre, la saison n'a pas eu un effet significatif sur la prévalence au cours de la deuxième année.

La figure 48 donne la distribution moyenne mensuelle du taux d'infestation des bovins par des *Paramphistomoidea* adultes au cours des trois années d'étude.

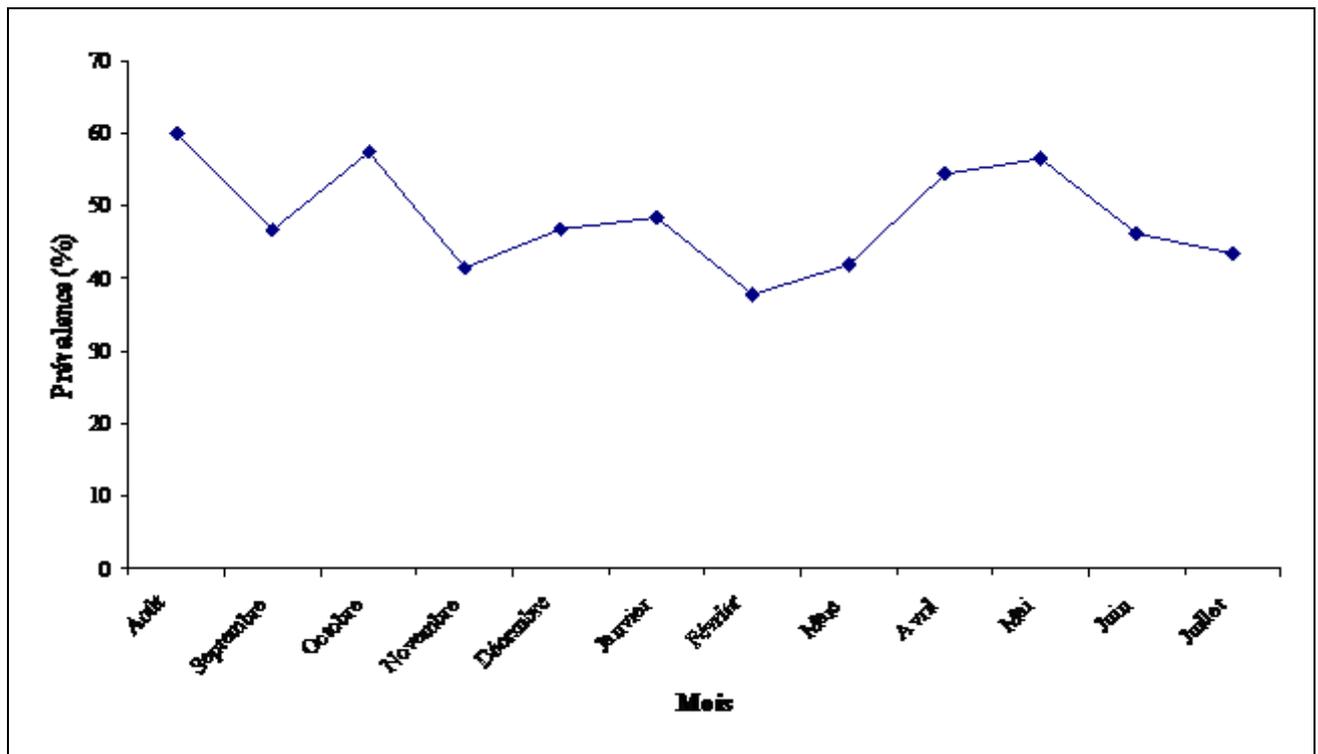


Figure 48 : Evolution de prévalence moyenne mensuelle d'infestation des bovins par des *Paramphistomoidea* au cours des trois années d'étude

Le taux d'infestation moyen des bovins en parasites adultes (*Paramphistomoidea*) évolue en dents de scie suivant les mois, avec un pic principal au mois d'août, et des taux

également élevés aux mois d'octobre, d'avril et de mai. Le mois n'a pas un effet significatif sur les variations du taux d'infestation mensuel en Paramphistomoidea.

Le tableau 10 montre l'évolution de la prévalence de la paramphistomose au sens large en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années d'étude.

Tableau 10 : Prévalence moyenne de la paramphistomose au sens large en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années d'étude

	Prévalence moyenne (%)
Saison des pluies	51,4
Saison sèche froide	43,7
Saison sèche chaude	49,8

La saison n'a pas un effet significatif sur la prévalence moyenne d'infestation des bovins par des Paramphistomoidea. Les résultats montrent que l'infestation existe durant toutes les saisons avec des prévalences élevées.

2.1.1.2. A partir des oeufs

Les résultats de la prévalence de la paramphistomose (infestation par les Paramphistomidae et les Gastrothylacidae) sont donnés à partir des analyses coprologiques.

Au cours de la deuxième et de la troisième année, les taux d'infestation mensuels sont nuls. Aucun œuf de Paramphistomoidea n'a été retrouvé dans les matières fécales des animaux, même ceux qui présentaient des parasites adultes dans leur rumen.

Les résultats des analyses coprologiques sont positifs en première année, mais seulement sur trois mois (août, septembre et octobre). Tous les autres mois de l'année ont montré des matières fécales sans œufs.

Les prévalences enregistrées aux mois d'août, de septembre et d'octobre sont respectivement de l'ordre de : 30 %, 6,25 % et 5,26 %. Le mois a un effet significatif sur le taux d'infestation ($P < 0,05$).

En fonction de la saison, la saison sèche (froide et chaude) n'a pas montré de présence d'œufs dans les matières fécales des animaux. Seules les études coprologiques réalisées en saison des pluies nous ont permis de trouver des œufs de parasites avec une prévalence moyenne de 11,8 %. La saison a un effet significatif sur la prévalence ($P < 0,05$).

Au cours des trois années de suivi, la prévalence moyenne de la paramphistomose aux mois d'août, de septembre et d'octobre est respectivement de 24 %, 2,5 % et 1,79 %. En fonction de la saison, elle est de 4,88 % en saison des pluies. Les autres mois et saisons ont donné des prévalences moyennes nulles de la paramphistomose diagnostiquée à partir de la coprologie.

2.1.2. Relation entre parasites adultes et œufs dans les matières fécales ?

On étudie le lien entre les parasites adultes (présence et absence) dans le rumen et les œufs (présence et absence) émis dans les matières fécales. Nous avons calculé le coefficient χ^2 de l'échantillon et le coefficient de contingence pour évaluer la force du lien entre ces deux variables.

Les résultats des analyses statistiques montrent que la valeur du χ^2 vaut 6,28. La valeur du χ^2 calculée (6,28) est plus grande que la valeur critique fournie par le modèle théorique (3,84) qui dépend du seuil de signification (5 %) et du nombre de degré de liberté (ddl = 1). On rejette donc l'hypothèse d'indépendance entre ces deux variables. Le coefficient de contingence calculée vaut 0,13.

2.1.3. Trématodoses associées à la paramphistomose

Les trématodoses qui peuvent être associées à la paramphistomose dans le tube digestif sont la dicrocoeliose, la fasciolose et la schistosomose.

2.1.3.1. A partir des parasites adultes

Les prévalences moyennes des trématodoses associées en fonction du mois et de la saison au cours des trois années d'étude sont représentées respectivement dans les tableaux 11 et 12.

2.1.3.1.1. Dicrocoeliose

La prévalence de la dicrocoeliose a varié d'un mois à l'autre, mais pas de manière significative. La dicrocoeliose est observée toute l'année. Le pic est noté au mois d'avril avec

un taux de 58,3 %. La saison a un effet significatif sur le taux d'infestation en *Dicrocoelium* ($P < 0,05$).

2.1.3.1.2. Fasciolose

Le mois et la saison n'ont pas un effet significatif sur le taux d'infestation des bovins en *Fasciola*. Les résultats montrent que la fasciolose ne sévit pas toute l'année. Les prévalences mensuelles sont beaucoup moins élevées que celles de la dicrocoeliose.

2.1.3.1.3. Schistosomose

Le mois et la saison n'ont pas non plus un effet significatif sur le taux d'infestation des bovins en *Schistosoma*. Certains mois de l'année (plus de la moitié) sont caractérisés par l'absence de parasites adultes dans le foie et les veines mésentériques des bovins, comme illustré dans le tableau 11.

Tableau 11 : Prévalences (%) moyennes mensuelles de la dicrocoeliose, fasciolose et schistosomose chez les bovins au cours des trois années d'étude

	Dicrocoeliose	Fasciolose	Schistosomose
Août	42,1	2,63	00
Septembre	43,5	6,25	3,12
Octobre	53,2	00	19,1
Novembre	21,3	4,25	2,13
Décembre	27	2,7	00
Janvier	21,4	3,57	00
Février	37,5	00	16,7
Mars	43,9	7,32	00
Avril	58,3	00	00
Mai	27,3	00	00
Juin	40	00	00
Juillet	41,7	00	00

Tableau 12 : Prévalences (%) moyennes de la dicrocoeliose, fasciolose et schistosomose en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années d'étude

	Dicrocoeliose	Fasciolose	Schistosomose
Saison des pluies	44,9 ^{ac}	2,5	5,5
Saison sèche froide	25,7 ^b	2,94	3,68
Saison sèche chaude	45,5 ^{bc}	3,03	00

Les prévalences d'une colonne, suivies de la même lettre, ne sont pas significativement différentes au seuil de 0,05.

Dicrocoelium a les taux d'infestation les plus élevés.

2.1.3.2. A partir des œufs trouvés dans les matières fécales

2.1.3.2.1. Dicrocoeliose

Le mois a un effet significatif sur le taux d'infestation ($P < 0,05$) à partir des analyses coprologiques. Des cas sont rencontrés au cours des mois d'août, de septembre, de janvier et de février avec respectivement des prévalences de 12 %, 2,5 %, 4,35 % et 4,18 %.

La saison des pluies et la saison sèche froide ont respectivement des taux d'infestation de 2,44 % et 1,67 %. Mais cette variation n'est pas significative statistiquement. Pendant la saison sèche chaude, aucun œuf de *Dicrocoelium* n'a été trouvé dans les matières fécales des bovins.

2.1.3.2.2. Fasciolose

La prévalence de la fasciolose a significativement varié d'un mois à l'autre et d'une saison à l'autre ($P < 0,05$). *Fasciola* a infesté les bovins avec des prévalences mensuelles de l'ordre de 3,33 %, 24 %, 10 %, 3,57 %, 2,56 % et 2,94 % respectivement pour les mois de juillet, août, septembre, octobre, novembre et décembre. Pendant les six autres mois de l'année, nous avons noté l'absence d'œufs lors des analyses coprologiques. L'émission d'œufs dans les matières fécales a été observée en saison des pluies (7,93 %) et en saison sèche froide (1,67 %).

2.1.3.2.3. Schistosomose

Les résultats des analyses coprologiques ont montré la présence d'œufs dans les matières fécales des bovins seulement durant le mois d'août avec un taux d'infestation de 8 %.

Durant la saison sèche (froide et chaude), aucun bovin de l'échantillon n'avait dans les matières fécales des œufs de *Schistosoma*. La saison des pluies a montré une prévalence de 1,22 %.

2.1.3.3. A partir des œufs trouvés dans le parenchyme hépatique

2.1.3.3.1. Dicrocoeliose

Les tableaux 13 et 14 montrent les taux moyens d'infestation des bovins en *Dicrocoelium*, en fonction respectivement du mois et de la saison.

Tableau 13 : Prévalences (%) moyennes mensuelles de la dicrocoeliose chez les bovins au cours des trois années d'étude

	Prévalences (%) : œufs dans le foie
Août	20
Septembre	11,9
Octobre	15,6
Novembre	8,51
Décembre	10,5
Janvier	9,68
Février	8,33
Mars	3,85
Avril	21,4
Mai	10
Juin	7,69
Juillet	18,2

Le mois n'a pas un effet significatif sur le taux d'infestation en *Dicrocoelium*. La prévalence la plus élevée est observée au mois d'avril (21,4 %). Le mois d'août présente également une prévalence de l'ordre de 20 %. Les résultats des analyses montrent que la dicrocoeliose sévit durant toute l'année.

Tableau 14 : Prévalences (%) moyennes de la dicrocoeliose en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années d'étude

Prévalences (%) : œufs dans le foie	
Saison des pluies	14,9
Saison sèche froide	9,29
Saison sèche chaude	12,2

La prévalence de la dicrocoeliose a varié suivant la saison mais pas de manière significative.

2.1.3.3.2. Fasciolose et schistosomose

Les œufs de *Fasciola* et de *Schistosoma* ont été trouvés dans le foie, aux mois d'août et de février. Tous les autres mois, nous avons noté l'absence d'œufs dans le foie. La prévalence de la dicrocoeliose est de 8 % au mois d'août, et celle de la schistosomose 4,17 % au mois de février.

2.1.4. Corrélation linéaire entre paramphistomose et trématodoses associées

La corrélation de Pearson est étudiée entre les prévalences (diagnostic *post-mortem*) suivantes:

- la paramphistomose et la dicrocoeliose,
- la paramphistomose et la fasciolose,
- la paramphistomose et la schistosomose,
- la paramphistomose et les trématodoses associées.

Le tableau 15 donne le coefficient de corrélation de Pearson pour chacune de ces associations.

Tableau 15 : Coefficients de corrélation de Pearson entre paramphistomose et trématodoses associées chez les bovins

	Dicrocoeliose	Fasciolose	Schistosomose	Trématodoses associées
Paramphistomose	0,56	0,03	- 0,48	0,40

Le coefficient de corrélation est moyen et positif entre la paramphistomose et la dicrocoeliose d'une part et, entre la paramphistomose et les trématodoses associées d'autre part. Par contre, il est négatif entre la paramphistomose et la schistosomose. Ce coefficient tend vers zéro entre la paramphistomose et la fasciolose.

2.1.5. Discussions

La paramphistomose

La paramphistomose (*post-mortem*) est permanente. Elle est présente toute l'année mais avec un effet significatif ($P < 0,05$) du mois. La prévalence moyenne annuelle est de 46,89 %. Le maximum mensuel (57 %) est obtenu au mois d'août le plus pluvieux de la saison. En fonction de la saison (pas d'effet significatif), nous avons obtenu 51,4 % en saison des pluies, 43,7 % et 49,8 % respectivement en saison sèche froide et saison sèche chaude. Pendant les trois mois de la saison sèche chaude (mars, avril et mai), le taux d'infestation a augmenté progressivement. Cette augmentation exponentielle pourrait être due à une infestation ou réinfestation progressive des animaux au cours de la saison des pluies et en début de saison sèche froide. Ces deux périodes sont favorables au développement des mollusques hôtes intermédiaires potentiels des paramphistomes. Dès les premières pluies, les populations de mollusques se reconstituent rapidement à partir de quelques survivants. Et pendant la saison sèche froide, en fonction des quantités de pluies reçues, certains points d'eau temporaires ne s'assèchent pas trop vite et restent favorables à la multiplication et au développement des mollusques. Les mollusques infestés peuvent recommencer à produire des cercaires qui se transforment rapidement en métacercaires.

Les mollusques présents dans les habitats temporaires peuvent survivre à des périodes de sécheresse pendant de nombreux mois et recommencent à produire des cercaires peu après l'inondation des habitats. Diaw *et al.* (1988c) ont montré expérimentalement que 10 à 48 % des bulins au Sénégal ont une capacité de résistance à la sécheresse qui peut durer sept à huit mois. Ce phénomène a une grande importance dans l'étude des trématodoses animales surtout

dans les zones du sahel. Cette résistance à l'assèchement permet de maintenir le cycle biologique des paramphistomes. Les troupeaux peuvent alors s'infester. L'infestation peut s'aggraver lorsque les points d'eau temporaires commencent à s'assécher occasionnant une plus grande concentration des animaux dans les points d'eau permanents.

Pendant la saison des pluies (juin à octobre) et la saison sèche froide (novembre à janvier), les prévalences évoluent en dents de scie d'un mois à l'autre. Cette situation pourrait être liée à l'origine des animaux et au mode de conduite des troupeaux. Des animaux provenant de certains villages n'étaient jamais infestés. Ces villages se situent dans des zones dépourvues de points d'eau permanents. Et lorsque les points d'eau temporaires sont taris, les animaux sont abreuvés aux puits et les risques d'infestations sont quasi nuls. Au niveau du mode de conduite des troupeaux, la plupart des éleveurs réalisent pendant la saison des pluies le « mondé ». C'est un breuvage constitué de sel de cuisine et de différentes parties (racines, écorces, feuilles) de plusieurs essences végétales, administré aux animaux 3 à 4 fois durant la saison des pluies. Ce breuvage aurait des vertus antiparasitaires.

En comparant nos résultats avec les résultats précédents publiés sur la paramphistomose, on constate que la prévalence de cette affection parasitaire varie beaucoup en fonction du lieu de l'étude. Diaw *et al.* (1988b), lors d'une étude épidémiologique des trématodoses du bétail dans la région de Kolda entre 1977 et 1986, montrent que ce sont les paramphistomoses qui sont les plus fréquentes et les plus répandues et que leurs charges parasitaires sont importantes. En moyenne, la prévalence était de l'ordre de 67,10 %. Cheruiot & Wamac (1988) constatent que la paramphistomose est très courante au Kenya et survient chez presque tous les bovins avec des prévalences qui varient de 12 à 100 % selon les régions. Ankers *et al.* (1991) ont trouvé des Paramphistomidae dans le rumen et le réseau de 64 % des animaux autopsiés en Guinée Maritime. Asanji (1989) a montré en Sierra Leone que plus de 80 % des bovins examinés abritaient des paramphistomes. Et la plupart des trématodes collectés au début de la saison sèche (novembre/décembre) étaient jeunes et la prévalence était plus forte au cours de cette période et pendant le début de la saison des pluies (mai/juin). Manna *et al.* (1994) au Bengal occidentale trouvent une prévalence de 56,51 % et montrent que l'incidence saisonnière est plus élevée en été (68.57 %) qu'en hiver (48.45 %). En France, Casset (1989) a révélé que 5,47 % des bovins d'origine charolaise abattus en mars et avril 1989 étaient porteurs de paramphistomes. Szmidt-Adjidé *et al.* (2000) ont trouvé en 1994/1995 des prévalences élevées en mai, octobre et janvier, en 1996 de faibles variations

sont enregistrées et les prévalences en avril et mai sont plus élevées et en été la prévalence est la plus faible.

La gastrothylose

La gastrothylose (*post-mortem*) évolue également en dents de scie avec un pic en février (7,84 %). La prévalence moyenne est de 3,32 % très largement inférieure à celle de la paramphistomose (46,89%). Les faibles taux d'infestation en *Carmyerius* pourraient probablement être liés à la densité du mollusque. L'hôte intermédiaire est une planorbe (*Gyraulus costulatus*), de petite taille qui passe souvent inaperçue et se trouve souvent accrochée sur la végétation ou sur des débris végétaux. Lors de nos prospections malacologiques, aucun *Gyraulus costulatus* n'a été récolté.

Seules quelques rares études ont été réalisées sur l'épidémiologie de la gastrothylose. Nos résultats sont presque identiques à ceux obtenus par Diaw *et al.* (1988b) il y a plus d'une vingtaine d'années. Ces auteurs ont trouvé chez le bétail à Kolda, une prévalence moyenne de la gastrothylose de 3,96 %. A Madagascar, cette affection qui frappe les jeunes bovins de 1 à 2 ans est due à la présence en quantité parfois considérable dans les réservoirs gastriques de *C. dollfusi* et *C. spatiosus* (Grétilat 1957).

Le cycle biologique de la gastrothylose est identique à celui de la paramphistomose, mais les deux cycles n'ont pas le même hôte intermédiaire. La prévalence plus élevée de la paramphistomose par rapport à la gastrothylose peut être liée à la densité des bulins plus importante que celle des *Gyraulus*. Car le miracidium doit obligatoirement rencontrer un hôte intermédiaire (mollusque d'eau douce) pour poursuivre son évolution. Plus le nombre d'hôtes intermédiaires naturels est important, plus les chances de poursuite du cycle augmentent.

La paramphistomose au sens large

Le taux d'infestation moyen des bovins en Paramphistomoidea évolue en dents de scie suivant les mois. La moyenne de la prévalence est de 48,42 % et cette parasitose est présente toute l'année.

Le diagnostic *ante-mortem* (diagnostic coprologique) montre la présence d'œufs dans les matières fécales, seulement en août, septembre et octobre. La moyenne de la prévalence est de 2,36 % très largement inférieure à 48,42 % (diagnostic à partir des parasites adultes). Les deux diagnostics effectués sur les mêmes animaux posent le problème de la fiabilité du

diagnostic coprologique. Est-ce à dire que les Paramphistomoidea ne pondent pas assez d'œufs permettant un diagnostic précis de cette parasitose ?

Certaines études ont donné des prévalences sensiblement égales à celles que nous avons obtenues. C'est le cas de Dorchies (1989) en France qui a obtenu une prévalence de 3,15 % chez des bovins. Par contre, d'autres études ont montré des prévalences de la paramphistomose plus élevées à partir d'analyses coprologiques. Assogba & Youssao (2001) au Bénin montrent que les prévalences de la paramphistomose sont influencées par la région et le mois de prélèvement de fèces ($P < 0,001$). Les prévalences ont été de 10 %, 16 %, 17 % et 51,8 % selon la région. Les animaux ont été plus infestés en août (32,2 %) alors que les mois de janvier et de février ont été peu favorables à l'excrétion des œufs. Dorchies *et al.* (1998) en France ont révélé que 18,1 % des bovins éliminaient des œufs de paramphistomes

Relations coproscopie - populations parasitaires

Les analyses statistiques donnent une valeur du χ^2 égale à 6,28, plus grande que la valeur critique fournie par le modèle théorique (3,84) qui dépend du seuil de signification (5 %) et du nombre de degré de liberté ($ddl = 1$). On a donc rejeté l'hypothèse d'indépendance entre la population parasitaire et les œufs. Le coefficient de contingence calculé est égal à 0,13 et permet d'interpréter la force du lien entre ces deux variables. La valeur 0,13 trouvée est proche de zéro, nous pouvons dire que le lien est très faible entre ces deux variables. Ce résultat est justifié, car tous les bovins qui ont présenté des paramphistomes adultes dans leur rumen, n'ont pas tous émis des matières fécales contenant des œufs. Le diagnostic *post-mortem* donne une prévalence de 48,42 %, très largement supérieure à 3,32 % du diagnostic *ante-mortem*. La capacité des paramphistomes à pondre des œufs ou non reste sujette à controverse. Suite à une infestation expérimentale de quatre bovins, les résultats des analyses coprologiques étaient toujours négatifs pendant une période de six mois après infestation. A l'autopsie, les quatre bovins contenaient dans leur rumen des paramphistomes adultes dont le nombre variait entre 282 et 419.

D'après Alzieu *et al.* (1999), les paramphistomes sont des vers dont la ponte est assez irrégulière et imprévisible. Losson *et al.* (1998) déclarent que les premiers œufs sont émis vers la douzième semaine après infestation. Selon Guilhaon & Prionzeau (1945) ; Fonteneau (1979) ; Graber *et al.* (1980) ; Postal (1984) ; Casset (1989) et Szmidt-Adjidé *et al.* (1996), la présence des œufs de paramphistomes dans les matières fécales des bovins est fréquente.

L'apparition des œufs dans les fèces est progressive au cours de l'hiver. D'après Lafaye & Mage (1976), la coprologie est fiable pour le dépistage des infestations par les paramphistomes à condition que le nombre de vers présents chez l'animal soit supérieur à une trentaine. Mage & Dorchies (1998) ont étudié les relations coproscopie - populations parasites de paramphistomes. Ils ont montré qu'il existe une relation entre le niveau d'infestation et le nombre d'œufs de paramphistomes :

- pour les sujets hébergeant 1 à 12 paramphistomes, le nombre moyen d'œufs était de 7 à 15 par gramme de matières fécales,
- pour les autres animaux infestés en moyenne par 215 (29 à 628), le nombre moyen d'œufs était de 41,
- un animal hébergeant 10 vers n'a jamais été positif en coproscopie.

Les trématodoses associées à la paramphistomose

Les trématodoses associées sont la dicrocoeliose, la fasciolose et la schistosomose. Le diagnostic réalisé à partir des parasites adultes montre des prévalences moyennes de 38,1 %, 2,23 % et 3,42 % respectivement pour la dicrocoeliose, la fasciolose et la schistosomose. La dicrocoeliose a la prévalence la plus élevée et est présente toute l'année, contrairement à la fasciolose et à la schistosomose. Cette différence est probablement liée à leur cycle de développement. Chez *Schistosoma* et *Fasciola*, l'hôte intermédiaire est respectivement un bulin et une lymnée qui sont des mollusques aquatiques. La lymnée est plus exigeante que les bulins. Pendant la saison sèche, certains points d'eau sont taris, occasionnant une interruption du cycle. Les animaux ne sont plus infestés et donc la prévalence diminue. Alors que chez *Dicrocoelium*, il y a deux hôtes intermédiaires (un gastéropode terrestre et une fourmi). Mais les conditions écologiques sont moins exigeantes pour la survie des hôtes intermédiaires. De plus, l'infestation des animaux peut se faire à tout moment du fait que les fourmis capables d'héberger les métacercaires se fixent sur les feuilles qui sont broutées par les animaux au pâturage. La présence de l'eau n'est pas indispensable.

Les prévalences moyennes obtenues à partir des analyses coprologiques sont 1,92 %, 3,87 % et 0,67 % respectivement pour la dicrocoeliose, la fasciolose et la schistosomose. Les taux d'infestation moyens obtenus à partir des analyses du parenchyme hépatique sont 12,14 %, 0,67 % et 0,35 % respectivement pour la dicrocoeliose, la fasciolose et la schistosomose.

Ces résultats confirment que pour l'ensemble des trématodoses, les prévalences obtenues à partir des parasites adultes sont toujours plus élevées que celles obtenues à partir du diagnostic des œufs.

Des études réalisées, il y a plus d'une vingtaine d'années, sur l'épidémiologie des trématodoses du bétail dans la région de Kolda par Diaw *et al.* (1988b), ont donné des résultats supérieurs à ceux obtenus à partir de nos enquêtes. La fasciolose, la schistosomose et la dicrocoeliose ont eu respectivement des prévalences de 34,74 %, 35,93 % et 23,64 %. Le diagnostic a été fait à partir de l'observation du foie et du mésentère pour mettre en évidence les différents trématodes.

Des études plus récentes réalisées au nord du Sénégal par Diaw *et al.* (1998b) ont montré une extension des trématodoses du bétail particulièrement la fasciolose et la schistosomose après les constructions des barrages dans le bassin du fleuve Sénégal. Les prévalences ont été établies par sondages coprologiques. L'évolution des prévalences dans certaines localités de 1989 à 1991 est illustrée dans le tableau 16.

Tableau 16 : Evolution des prévalences de trématodoses à Richard-Toll, Ross-Béthio et Mbane (D'après Diaw *et al.* 1998b)

	Prévalences fasciolose (%)		Prévalence schistosomose (%)	
	Janv. 89	Oct. 91	Janv. 89	Oct. 91
Richard-Toll	10	15	8	33
Ross-Béthio	8	32	8	25
Mbane	15	30	10	20

Diaw *et al.* (1998b) ont constaté que les modifications du milieu induites par la mise en service des barrages ont créé des conditions favorables à la prolifération de mollusques, entraînant un développement et une extension des trématodoses animales avec une très forte progression des prévalences et également la multiplication de nouveaux foyers.

Au Bénin, Assogba & Youssao (2001) ont étudié l'épidémiologie de la fasciolose et de la dicrocoeliose à partir de prélèvements de fèces. Selon la région, les prévalences de la fasciolose ont été de 0,41 %, 0,66 %, 13,1 % et 21,4 %, celles de la dicrocoeliose de 49 % à 69 %, 2,5 %, 4 % et 10 %. Les prévalences de la dicrocoeliose sont supérieures à celles que

nous avons obtenues (0,67 %), tandis que les prévalences de la fasciolose de deux régions sont inférieures à nos résultats (3,87 %).

Corrélation entre paramphistomose et trématodoses associées

paramphistomose – dicoecoeliose

Le coefficient de corrélation de Pearson positif (0,56) signifie que lorsque la prévalence de la paramphistomose augmente, celle de la dicoecoeliose s'accroît également sur les mêmes animaux (infestation mixte). La valeur étant proche de 0,50, nous pouvons dire que l'infestation en paramphistomes est faiblement liée à l'infestation en *Dicrocoelium*. L'existence de cette corrélation positive peut être due à l'hôte intermédiaire qui est différent chez ces deux espèces. Les paramphistomes ont comme hôte intermédiaire des mollusques aquatiques, tandis que *Dicrocoelium* a deux hôtes intermédiaires : un gastéropode terrestre et une fourmi. Les cycles ne se déroulent pas dans les mêmes milieux. Il n'y aura pas de compétition des miracidiums pour retrouver l'hôte intermédiaire. Donc les animaux pourront être infestés successivement par les paramphistomes et par les *Dicrocoelium*.

paramphistomose - fasciolose

Le coefficient de corrélation est très proche de zéro. Il n'y a peut être pas de lien statistique entre l'infestation d'un animal par les paramphistomes et par les douves. Ce sont des affections dites eau – dépendantes avec un hôte intermédiaire qui est un mollusque d'eau douce. La lymnée hôte intermédiaire de la douve est plus exigeante que les bulins et planorbes hôtes intermédiaires des paramphistomes. Lors de nos enquêtes malacologiques, très peu de lymnées ont été récoltées contrairement aux bulins et planorbes.

paramphistomose - schistosomose

Le coefficient de corrélation entre ces deux variables est négatif (-0,48). Une augmentation de la prévalence de la paramphistomose est faiblement liée à une diminution de celle de la schistosomose chez le même animal, et inversement. Ces deux parasitoses présentent un hôte intermédiaire commun : *Bulinus forskalii*. Cette corrélation négative est probablement due au phénomène de compétition entre les miracidiums de *Schistosoma* et ceux de *Paramphistomum* pour pénétrer chez l'hôte intermédiaire. Les premiers miracidiums d'un parasite qui pénètrent chez un hôte intermédiaire diminuent les chances de poursuite du

cycle de développement du second. Car il est très rare de voir un mollusque être infesté par deux espèces de parasites. C'est le parasite le plus abondant qui domine.

paramphistomose – trématodoses associées

Le coefficient de corrélation est positif (0,40). Lorsque la prévalence de la paramphistomose augmente, celle des trématodoses associées augmentent également sur les mêmes animaux. Contrairement aux mollusques, le même animal peut être infesté par plusieurs types de métacercaires et furcocercaires et héberger ces différents trématodes adultes. La valeur étant proche de 0,50, l'infestation en paramphistomes est faiblement liée à l'infestation par d'autres trématodes. Cette liaison directe entre la paramphistomose et les trématodoses associées facilite les mesures de prévention et de lutte.

Des cas d'infestation mixte ont déjà été étudiés par d'autres auteurs. Diaw *et al.* (1988b), dans une étude réalisée aux abattoirs de Kolda, constatent qu'un bovin sur trois héberge au moins les trois principaux parasites : *Fasciola gigantica*, *Paramphistomum* sp. et *Schistosoma* sp. Après la construction des barrages dans le bassin du fleuve Sénégal, Diaw *et al.* (1998b) trouvent que 10 % d'animaux hébergeaient des paramphistomes et des schistosomes.

Dans les abattoirs de Limoges (France), Szmidt-Adjidé *et al.* (2000) constatent que l'infestation par *Paramphistomum daubneyi* était liée à celle de *Fasciola hepatica*, mais pas à celle de *Dicrocoelium lanceolatum*. D'après Dorchie (1989), le cycle biologique de *P. daubneyi* a de grandes convergences avec celui de *Fasciola hepatica*, ce qui explique que les biotopes d'infestation soient similaires et les périodes de risque comparables.

Casset (1989) étudie la paramphistomose bovine dans des abattoirs en France, et essaie également de mettre en évidence une éventuelle fasciolose concomitante. Sur 735 animaux qui étaient porteurs de paramphistomes, 13 étaient également porteurs de *Fasciola hepatica*, soit 1,7 % des animaux contrôlés.

2.2. Chez les petits ruminants

2.2.1. Paramphistomose au sens large

2.2.1.1. A partir des parasites adultes

2.2.1.1.1. Paramphistomose

Les prévalences moyennes de la paramphistomose au cours des trois années d'étude, sont données par mois et par saisons respectivement dans les tableaux 17 et 18 chez les ovins et les caprins.

Tableau 17 : Prévalences moyennes mensuelles (%) de la paramphistomose chez les petits ruminants au cours des trois années d'étude

	Ovins	Caprins
Août	5,56	00
Septembre	6,67	00
Octobre	10,5	3,77
Novembre	00	3,70
Décembre	9,52	7,89
Janvier	00	00
Février	00	00
Mars	00	1,85
Avril	00	00
Mai	00	00
Juin	00	00
Juillet	00	00

Aussi bien chez les ovins que chez les caprins, le mois n'a pas un effet significatif sur le taux d'infestation en Paramphistomidae adultes. Les résultats montrent également que la paramphistomose chez les petits ruminants ne sévit pas toute l'année.

Tableau 18 : Prévalences moyennes (%) de la paramphistomose en fonction de la saison chez les petits ruminants au cours des trois années d'étude

	Ovins	Caprins
Saison des pluies	5,56	1,02
Saison sèche froide	3,08	3,48
Saison sèche chaude	00	0,89

Les prévalences moyennes de la paramphistomose chez les ovins et les caprins varient en fonction de la saison, mais pas de manière significative.

2.2.1.1.2. Gastrothylose

Durant les trois années de suivi, aucun *Carmyerius* n'a été trouvé dans le rumen des petits ruminants. Les prévalences ont été nulles.

2.2.1.2. A partir des œufs trouvés dans les matières fécales

Chez les caprins, les analyses coprologiques n'ont montré aucune présence d'œufs dans les matières fécales.

Chez les ovins, les Paramphistomoidea adultes n'ont émis des œufs dans les matières fécales qu'au mois d'août. Les analyses de tous les autres mois se sont révélées négatives. La prévalence enregistrée durant ce mois est de 9,09 %.

2.2.2. Les trématodoses associées à la paramphistomose

Les trématodoses associées à la paramphistomose dans le tube digestif sont la dicrocoeliose, la fasciolose et la schistosomose.

2.2.2.1. A partir des parasites adultes

2.2.2.1.1. Dicrocoeliose

Les prévalences moyennes de la dicrocoeliose en fonction du mois et de la saison au cours des trois années d'étude sont représentées respectivement dans les tableaux 19 et 20.

Tableau 19 : Prévalences moyennes mensuelles (%) de la dicrocoeliose chez les petits ruminants au cours des trois années d'étude

	Ovins	Caprins
Août	00	00
Septembre	6,25	3,45
Octobre	00	69,2
Novembre	00	00
Décembre	00	00
Janvier	12,5	00
Février	00	00
Mars	00	4,35
Avril	9,1	00
Mai	10	00
Juin	00	00
Juillet	00	00

Le mois n'a pas un effet significatif sur les prévalences moyennes de la dicrocoeliose chez les ovins et les caprins. La dicrocoeliose ne sévit pas toute l'année.

Tableau 20 : Prévalences moyennes (%) de la dicrocoeliose en fonction de la saison chez les petits ruminants au cours des trois années d'étude

	Ovins	Caprins
Saison des pluies	1,56	13,7
Saison sèche froide	2,86	00
Saison sèche chaude	6,67	2,5

Les prévalences moyennes de la dicrocoeliose varient selon la saison, mais pas de manière significative.

2.2.2.1.2. Fasciolose

Chez les ovins, les prévalences sont nulles tous les mois, excepté pour le mois d'août, où la prévalence est de 9,1 %. Chez les caprins, aucun cas de fasciolose n'a été recensé.

2.2.2.1.3. Schistosomose

Chez ces petits ruminants, aucun *schistosoma* n'a été récolté durant toute la période du suivi.

2.2.2.2. A partir des œufs trouvés dans les matières fécales

2.2.2.2.1. Dicrocoeliose

Chez les ovins, les analyses coprologiques n'ont montré la présence d'œufs dans les matières fécales qu'au mois d'octobre, avec une prévalence de 7,14 %. Tous les autres mois, les analyses se sont révélées négatives. De même chez les caprins, aucun œuf n'a été retrouvé dans les matières fécales.

2.2.2.2.2. Fasciolose

La prévalence de la fasciolose chez les ovins est de 9,1 % au mois d'août et 7,14 % au mois de septembre. Tous les autres mois de l'année, la prévalence est nulle. Chez les caprins, la prévalence est nulle durant toute la période d'étude.

2.2.2.2.3. Schistosomose

Chez les petits ruminants, aucun cas de schistosomose n'a été recensé.

2.2.2.3. A partir des œufs trouvés dans le parenchyme hépatique

2.2.2.3.1. Dicrocoeliose

Chez les ovins, des œufs de *Dicrocoelium* ont été trouvés dans le foie aux mois de janvier et mai avec respectivement des prévalences de 16,7 % et 12,5 %. Chez les caprins, cette prévalence est de 8,33 % au mois de mars. Tous les autres mois, les prévalences ont été nulles.

2.2.2.3.2. Fasciolose

La fasciolose n'a été diagnostiquée qu'au mois de septembre avec une prévalence de 6,67 % chez les ovins. Chez les caprins, aucun cas de fasciolose n'a été décelé.

2.2.2.3.3. Schistosomose

Les résultats des analyses de laboratoire ont montré des prévalences nulles de schistosomose chez les petits ruminants.

2.2.3. Discussions

La paramphistomose

La paramphistomose (diagnostic à partir des parasites adultes) chez les petits ruminants n'est pas présente toute l'année. Elle est rencontrée en milieu de saison des pluies et en début de saison sèche froide. La prévalence moyenne est de 2,69 % et 1,43 % respectivement chez les ovins et les caprins. Ce sont des infestations qui ont eu lieu probablement en début de saison des pluies.

Les prévalences chez les petits ruminants sont largement inférieures à celles des bovins. Le mode d'élevage (rare fréquentation des mares, marigots, fleuves) peut expliquer en partie ce faible taux d'infestation. Pendant la saison sèche, les petits ruminants pâturent autour du village et s'abreuvent aux puits. Pendant la saison des pluies, ils sont aux piquets. Ce mode de conduite réduit les risques d'infestation.

Les prévalences n'ont presque pas évoluées depuis une vingtaine d'années. En effet Diaw *et al.* (1988b) dans la même zone, avaient trouvé un taux d'infestation et des charges parasitaires très faibles. La prévalence moyenne était de 1,48 % chez les ovins, tandis que les caprins n'étaient pas touchés. Par contre, les prévalences obtenues par Diaw *et al.* (1998b) dans une zone située au nord du Sénégal sont supérieures à celles que nous avons obtenues. Ils ont mis en évidence de nouveaux foyers et des prévalences de 5 à 25 % ont été enregistrées pour la paramphistomose chez les petits ruminants. Cette situation est favorisée par la conduite des petits ruminants qui est différente mais surtout par la présence permanente d'eau douce au niveau du fleuve suite à la construction de barrages, favorisant la prolifération des mollusques.

Dans d'autres pays, les prévalences obtenues sont supérieures. C'est le cas en Bengal occidental où Manna *et al.* (1994) ont trouvé des prévalences de 55,88 % chez les ovins, et 51,75 % chez les caprins. Nwosu *et al.* (1996) au Nigeria, ont obtenu sur des caprins des taux d'infestation en paramphistomes de 5 %. Par contre, Coskun (1988) et Tinar *et al.* (1992), en Turquie trouvent une prévalence de 1 % chez les caprins.

La paramphistomose diagnostiquée à partir des œufs dans les matières fécales a une prévalence nulle chez les caprins. Chez les ovins, elle est très sporadique. Des matières fécales contenant des œufs de paramphistomes ont été émises par les ovins seulement au mois d'août. La prévalence moyenne est de 0,76 %. Ce taux est plus faible que celui obtenu à partir du diagnostic des parasites adultes.

En France, chez des ovins, Dorchies (1989) à partir d'analyse coprologique, a trouvé des taux d'infestation de 0,4 %, légèrement inférieurs à nos résultats.

La gastrothylose

Aucune infestation des petits ruminants par les *Carmyerius* n'a été enregistrée durant toute la période d'étude. La prévalence de la gastrothylose est nulle chez les petits ruminants. La rareté de l'hôte intermédiaire et le mode d'élevage pourraient expliquer en partie cette situation. A notre connaissance, aucune étude n'a été réalisée sur l'épidémiologie de la gastrothylose chez les petits ruminants. Les petits ruminants sont-ils réceptifs aux *Carmyerius* ?

Les trématodoses associées

La prévalence moyenne de la dicrocoeliose diagnostiquée à partir des parasites adultes est de 3,15 % et 6,42 % respectivement chez les ovins et les caprins. Elle n'est pas présente toute l'année. Le taux d'infestation des caprins est le double de celui des ovins. Le deuxième hôte intermédiaire de *Dicrocoelium* est une fourmi qui se fixe sur les feuilles des arbustes qui sont broutées par les animaux au moment de l'infestation. Leur mode d'alimentation peut expliquer cette différence. Les chèvres ont un risque d'infestation plus élevé, car elles ont tendance à s'agripper sur les branches des arbustes pour s'alimenter, alors que les ovins broutent directement sur le tapis herbacé.

Les prévalences moyennes de la dicrocoeliose diagnostiquée à partir des œufs émis dans les matières fécales et dans le parenchyme hépatique sont respectivement de 0,60 % et 2,43 % chez les ovins. Alors que chez les caprins, elles sont respectivement de zéro et 0,61 %. Ces prévalences sont toujours inférieures à celles obtenues à partir du diagnostic des parasites adultes. D'après Diaw (1982), la détection des œufs par analyse coprologique est incertaine.

La fasciolose (diagnostic *ante-mortem*) a une prévalence moyenne de 0,76 % chez les ovins et nulle chez les caprins. Cette fasciolose diagnostiquée à partir des œufs retrouvés dans les matières fécales est de 1,35 % et zéro respectivement chez les ovins et les caprins. Le diagnostic effectué à partir des œufs trouvés dans le parenchyme hépatique a donné 0,56 % chez les ovins et zéro chez les caprins. Le mode d'élevage des petits ruminants peut expliquer en partie les faibles taux d'infestation en douves.

Aucun cas de schistosomose n'a été diagnostiqué chez les petits ruminants. Ces derniers rentrent très rarement dans l'eau pour s'abreuver, ce qui diminue, voire empêche leur infestation par les furcocercaires.

Les faibles prévalences de trématodoses que nous avons obtenues sont confirmées par d'autres études. Diaw & Vassiliades (1987) ont trouvé dans la zone de Kolda, des prévalences de 1,9 %, 0 %, 8,7 % et 0 % respectivement pendant les périodes de 1977-1980, 1984, 1985 et 1986 chez les ovins pour la schistosomose. Alors que durant les mêmes périodes, les taux d'infestation étaient nulles chez les caprins. Diaw *et al.* (1988b) notent un taux de 0,60 % et 1,78 % respectivement chez les caprins et les ovins pour la fasciolose.

PATHOGENICITE DES PARAMPHISTOMES ADULTES

Introduction

Dans de nombreuses régions d'Afrique, les Bovidae souffrent de parasitoses dont de fréquentes helminthoses. Les agents pathogènes sont souvent des trématodes Paramphistomoidea appartenant, les uns à la famille Paramphistomidae Fiscoeder, 1901, les autres à la famille Gastrothylacidae Stiles et Goldberger, 1910.

La revue de Horak (1971) rappelle, que le bétail peut être affecté par la paramphistomose et la gastrothylose, que la primo-infection par des Paramphistomoidea peut être particulièrement grave. Le stade précoce et meurtrier de la maladie a surtout été étudié, à ce jour. L'histopathologie des vers adultes, dans leur micro-habitat définitif, le rumen, a fait l'objet, précédemment, en Europe, de descriptions sommaires, dont celle de Zadura (1960) sur des *Cervus elaphus*. Dans le présent travail, relativement nouveau dans la sous région, nous décrivons les lésions provoquées sur le rumen par les Gastrothylacidae et les Paramphistomidae adultes.

1. Matériels et méthodes

Des échantillons de rumen sont fixés dans du formol à 10 % (formaldéhyde à 4 %). Six fragments de rumen de bovins parasités et six autres non parasités (témoins) ont été soumis à l'examen histologique. Les rumens sont parasités par :

- *Paramphistomum microbothrium* (Paramphistomidae) (1 rumen),
- *Cotylophoron cotylophorum* (Paramphistomidae) (1 rumen),
- *Cotylophoron macrosphinctris* (Paramphistomidae) (3 rumens),
- *Carmyerius marchandi* n. sp. (Gastrothylacidae) (1 rumen).

Après examen macroscopique de la paroi du rumen, nous avons d'abord effectué des coupes transversales présentant nettement la muqueuse, la sous-muqueuse, la musculuse et la séreuse. Puis, ces coupes sont incluses à la paraffine (voir chapitre II).

2. Résultats

Dans cette partie, nous décrivons la structure histologique des rumens sains, c'est-à-dire non parasités, et la structure histopathologique des rumens infestés par des Paramphistomoidea.

2.1. Observation macroscopique des rumens sains

Entre un rumen sain et un rumen parasité, la différence est immédiatement visible, à l'œil nu. Le rumen sain ne contient pas de parasites. Macroscopiquement, la muqueuse du rumen porte des papilles. Coupé en tranches frontales d'environ 5 mm d'épaisseur, le rumen apparaît composé d'une muqueuse, sous-muqueuse, musculuse et séreuse. La muqueuse est de couleur jaunâtre, la musculuse de couleur blanche (Figure 49).



Figure 49 : Rumen sain coupé en tranches frontales

2.2. Histologie des rumens sains

Les observations microscopiques montrent que la structure est identique pour les six panses. Au microscope photonique, la structure (Figure 50) est constituée de quatre couches : la muqueuse (A), la sous-muqueuse (B), la musculuse (C) et la séreuse (D).

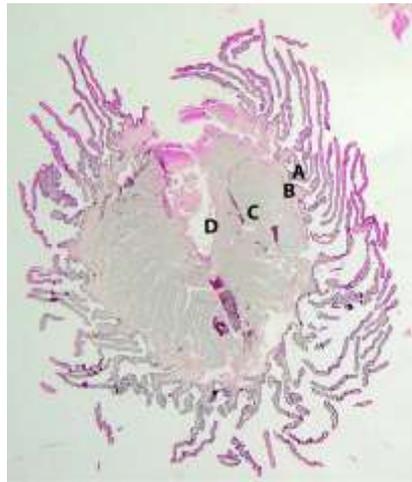


Figure 50 : Coupe transversale de la structure d'un rumen sain

La description en détail de chaque couche est illustrée dans la figure 51. La muqueuse porte des papilles soutenues par un axe conjonctif. Cette muqueuse est composée de franges coiffées par un épithélium malpighien pluristratifié, comportant 5 à 10 couches cellulaires. C'est un épithélium pavimenteux kératinisé reposant sur un chorion dense dans lequel peuvent exister des cellules musculaires lisses. Dans le chorion, se trouvent également des vaisseaux sanguins en coupes transversales et longitudinales. Ces vaisseaux de forme aplatie se rencontrent aussi dans les franges.

La sous-muqueuse, de nature conjonctive, est parcourue par des vaisseaux.

La musculature présente une couche interne (cellules musculaires lisses circulaires) et une couche externe (cellules musculaires à disposition longitudinale). Des vaisseaux en nombre très réduit sont présents dans cette musculature.

La séreuse, ou adventice, est de nature conjonctive.

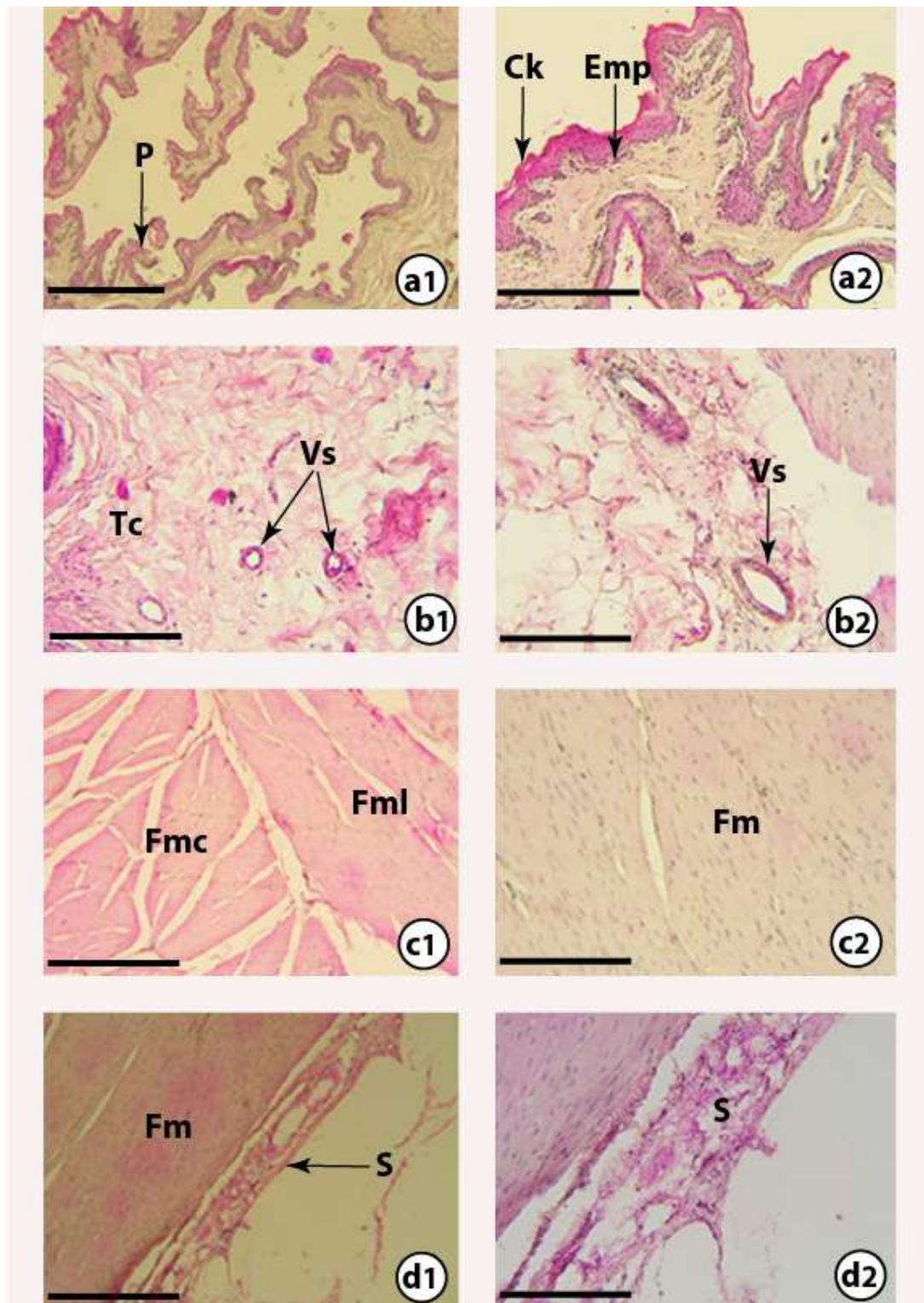


Figure 51 : Structure histologique d'un rumen sain. a. Muqueuse : **a1** - Muqueuse avec les papilles soutenues par un axe de tissu conjonctif (barre = 100 μ m). **a2** - Muqueuse à un plus fort grossissement montrant les cellules kératinisées et un épithélium pluristratifié de type malpighien (barre = 100 μ m). **b. Sous muqueuse :** **b1** - Tissu conjonctif avec des vaisseaux sanguins (barre = 100 μ m). **b2** - Détail de b1 (barre = 50 μ m). **c. Musculeuse :** **c1** - Musculeuse présentant des fibres musculaires circulaires et longitudinales (barre = 100 μ m). **c2** - Fibres musculaires à un plus fort grossissement (barre = 50 μ m). **d. Séreuse :** **d1** - Séreuse de nature conjonctive (barre = 100 μ m). **d2** - Séreuse de nature conjonctive à un plus fort grossissement (barre = 50 μ m).

Abréviations : Ck - Cellules kératinisées ; Emp - Epithélium malpighien pluristratifié ; Fm - Fibres musculaires ; Fmc - Fibres musculaires circulaires ; Fml - Fibres musculaires longitudinales ; P - Papilles ; S - Séreuse ; Tc - Tissu conjonctif ; Vs - Vaisseaux sanguins

2.3. Observation macroscopique des rumens parasités

A l'œil nu, quelques centaines de papilles du rumen sont comme coiffées par des Paramphistomoidea, fixés par leur acétabulum (Figure 52). Si l'on tire sur ces parasites, on peut les détacher et constater que certaines papilles sont endommagées, plus courtes que les papilles sans parasite.



Figure 52 : Rumen coupé en tranches parasité par des Paramphistomoidea

2.4. Histopathologie des rumens parasités par les Paramphistomidae

Les 4 éléments qui composent la structure sont bien visibles à savoir : la muqueuse (A), la sous-muqueuse (B), la musculieuse (C) et la séreuse (D) (Figure 53). Les papilles apparaissent comme déchiquetés par endroit, et peuvent disparaître au point de fixation du parasite par son acétabulum.

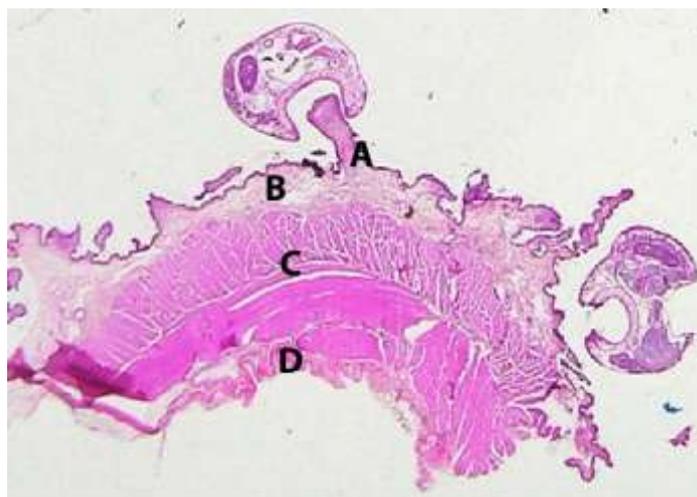


Figure 53 : Coupe transversale de la structure d'un rumen parasité par des Paramphistomidae

La description en détail de chaque couche avec ses lésions est illustrée dans la figure 54. Au niveau de la muqueuse, l'épithélium présente une hyperplasie. Des réactions inflammatoires sont observées dans le chorion. Au point de fixation du parasite, la réaction inflammatoire est très importante (prolifération de cellules lymphocytaires). Nous notons une infiltration de cellules inflammatoires autour des vaisseaux, qui deviennent dilatés. Dans la musculuse, nous notons également une infiltration lymphocytaire intra-musculaire. La séreuse, plus épaisse, a l'aspect fibreux.

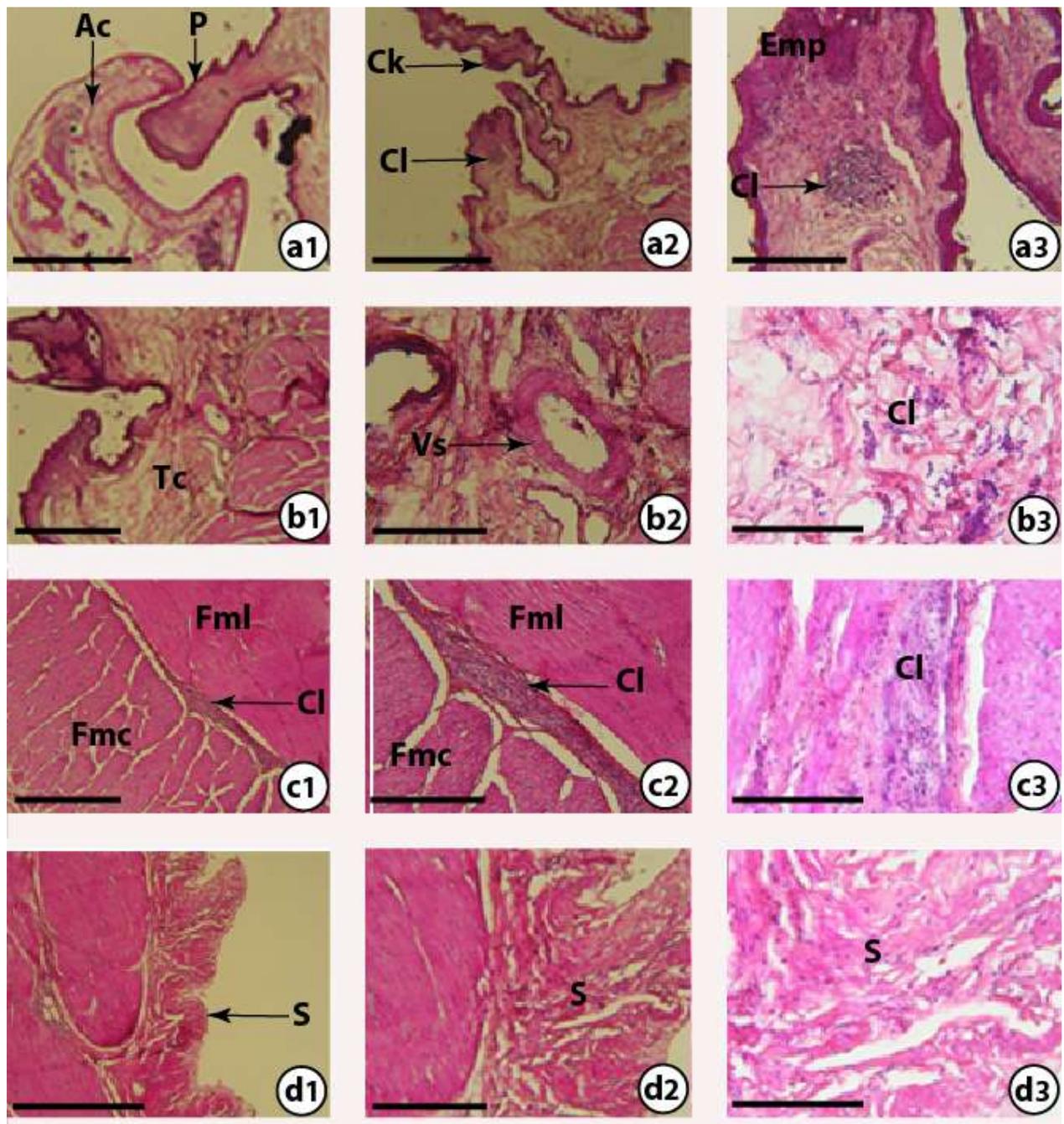


Figure 54 : Structure histopathologique d'un rumen parasité par des Paramphistomidae. a. Muqueuse : **a1** - Acétabulum du parasite fixé sur une papille du rumen (barre = 200 µm). **a2** - Présence d'une réaction inflammatoire (cellules lymphocytaires) dans le chorion (barre = 200 µm). **a3** - Détail de a2, et un épithélium pluristratifié malpighien (barre = 50 µm). **b. Sous muqueuse :** **b1** - Tissu conjonctif + vaisseaux sanguins (barre = 100 µm). **b2** - Epaississement des parois des vaisseaux et dilatation vasculaire (barre = 50 µm). **b3** - Cellules lymphocytaires dispersées dans la sous muqueuse (barre = 30 µm). **c. Musculeuse :** **c1** - Réaction inflammatoire entre les deux couches musculaires (barre = 100 µm). **c2** - Détail de c1 (barre = 50 µm). **c3** - Réaction inflammatoire intra-musculaire (barre = 30 µm). **d. Sérouse :** **d1** - Aspect fibreux de la séreuse (barre = 100 µm). **d2** - Détail de d1 (barre = 50 µm). **d3** - Quelques cellules inflammatoires dans la séreuse (barre = 30 µm).

Abréviations : Ac - Acétabulum ; Ck - Cellules kératinisées ; CI - Cellules lymphocytaires ; Emp - Epithélium malpighien pluristratifié ; Fmc - Fibres musculaires circulaires ; Fml - Fibres musculaires longitudinales ; P - Papilles ; S - Sérouse ; Tc - Tissu conjonctif ; Vs - Vaisseaux sanguins.

2.5. Histopathologie des rumens parasités par les Gastrothylacidae

Au microscope photonique, la structure présente la muqueuse (A), la sous-muqueuse (B), la musculuse (C) et la séreuse (D) (Figure 55). Les papilles déchiquetées ont tendance à se détacher et à disparaître.

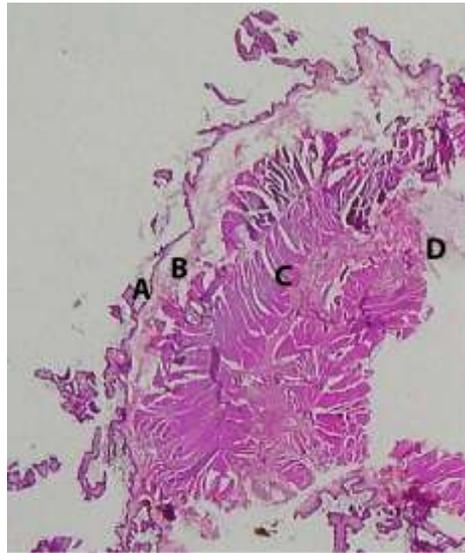
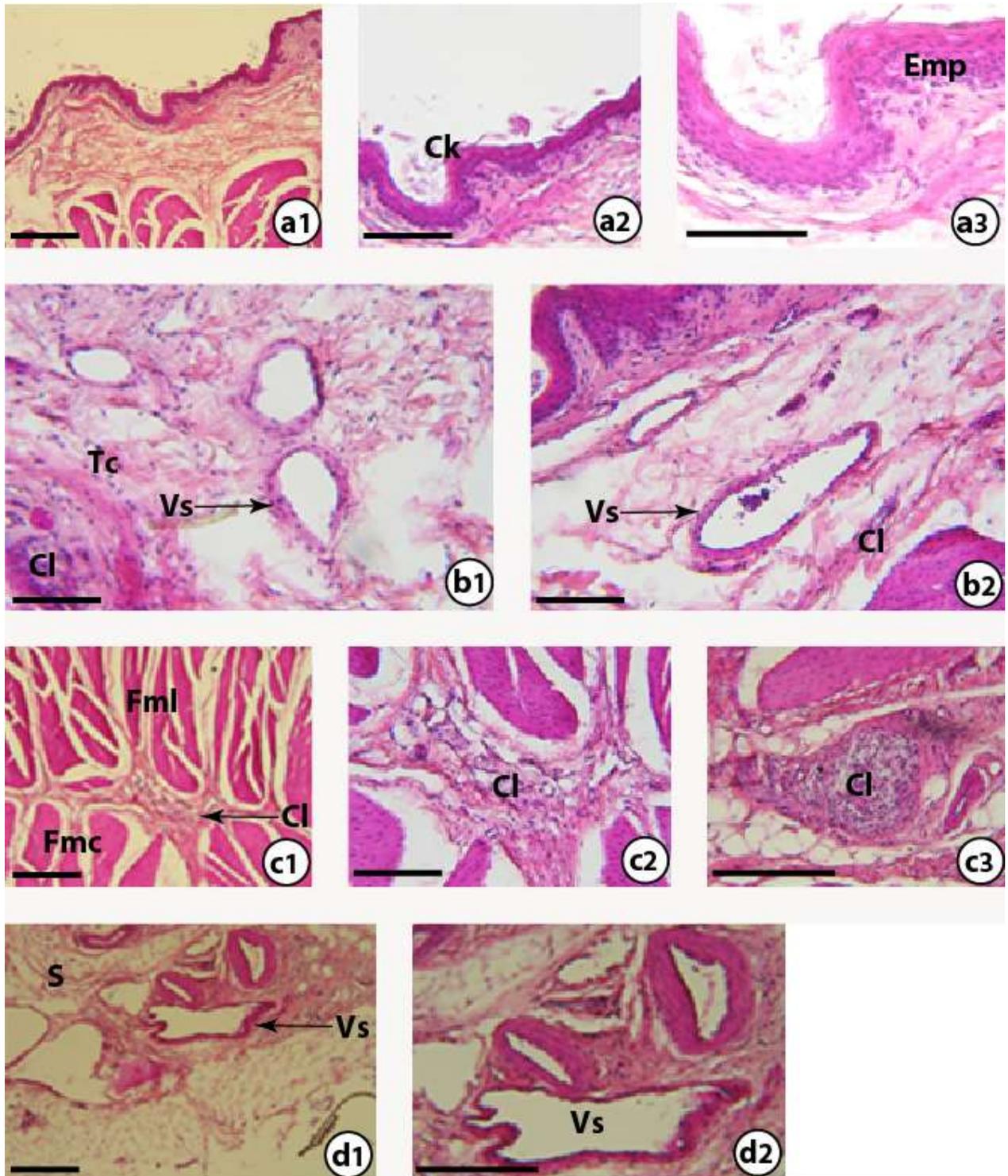


Figure 55 : Coupe transversale de la structure d'un rumen parasité par des Gastrothylacidae

La description en détail de chaque couche avec les lésions provoquées par les Gastrothylacidae est illustrée dans la figure 56. L'épithélium présente une hyperplasie. Par endroit, les cellules inflammatoires sont nombreuses dans le chorion. Cette réaction est également observée dans la sous-muqueuse, qui présente aussi des vaisseaux dilatés qui peuvent prendre un aspect fibreux. Dans la musculuse, il y a une infiltration lymphocytaire. La séreuse présente des vaisseaux dilatés et un aspect fibreux.



**Figure 56 : Structure histopathologique d'un rumen parasité par des Gastrothylacidae. a. Muqueuse : a1 – Absence de papilles au niveau de la muqueuse (barre = 50 μ m). a2 – Détail de a1 (barre = 30 μ m). a3 - Détail de a2 (barre = 20 μ m). b. Sous muqueuse : b1 – Tissu conjonctif avec une réaction inflammatoire, vaisseaux sanguins dilatés (barre = 30 μ m). b2 – Détail b1 (barre = 30 μ m). c. Musculeuse : c1 – Réaction inflammatoire entre les deux couches musculaires (barre = 50 μ m). c2 – Détail de c1 (barre = 30 μ m). c3 – Détail de c1 (barre = 50 μ m). d. Séreuse : d1 – Dilatation des vaisseaux et aspect fibreux (barre = 50 μ m). d2 – Détail de d1 (barre = 50 μ m).
Abréviations : Ck – Cellules kératinisées ; Cl – Cellules lymphocytaires ; Emp – Epithélium malpighien pluristratifié ; Fmc – Fibres musculaires circulaires ; Fml – Fibres musculaires longitudinales ; S – Séreuse ; Tc – Tissu conjonctif ; Vs – Vaisseaux sanguins.**

3. Discussions

Les rumens des animaux sains ont une organisation et une structure en tous points comparables à celles décrites habituellement chez les bovins.

Les lésions observées sur les rumens parasités sont imputables aux seuls Paramphistomoidea adultes. Elles se développent au voisinage immédiat des vers fixés par leur acétabulum dans le rumen. Elles ne sont pas imputables à l'ingestion d'aliments (herbe parfois coupante, paille parfois souillée, branchettes épineuses etc.), puisqu'il n'y a aucune lésion dans les rumens des animaux non parasités.

Les lésions du rumen provoquées par *Carmyerius marchandi* n. sp (Gastrothylacidae) d'une part, et celles provoquées par *Cotylophoron cotylophorum*, *Cotylophoron macrosphinctris* et *Paramphistomum microbothrium* (Paramphistomidae) d'autre part, ont des ressemblances et des différences.

Les points communs sont les suivants :

- parasites fixés par leur acétabulum sur la muqueuse,
- hyperplasie de l'épithélium,
- aspect fibreux de la séreuse.

Les différences portent sur :

- l'intensité d'endommagement des papilles,
- l'importance de la réaction inflammatoire dans le chorion,
- le degré de dilatation des vaisseaux,
- l'infiltration lymphocytaire au niveau de la musculature.

Notre travail sur l'étude des lésions histopathologiques du rumen provoquées par des Paramphistomoidea au Sénégal est donc relativement nouveau. Il décrit :

- l'histopathologie provoquée par des Paramphistomoidea adultes,
- les lésions dans le rumen, micro-habitat définitif,
- des lésions non mortelles mais endémiques, handicapant la majorité des troupeaux.

Les différences de lésions observées sur les rumens parasités par des Gastrothylacidae d'une part et par des Paramphistomidae d'autre part peuvent être liées à l'action pathogène

des parasites mis en cause. *Carmyerius* est plus pathogène que *Cotylophoron* et *Paramphistomum*, car il est hématophage (Grétilat 1959, 1960b). *Cotylophoron* et *Paramphistomum* se nourrissent de débris alimentaires et de bactéries contenus dans le rumen. *Carmyerius* provoque l'anémie de son hôte définitif. Il a un tube digestif atrophié et c'est à l'aide de sa poche ventrale qu'il emmagasine le sang qu'il absorbe (Grétilat 1957). Ce Gastrothylacidae paraît extrêmement pathogène, en particulier pour les jeunes veaux. On observe une cachexie progressive par anémie et troubles de la rumination (Golvan *et al.* 1957). L'action spoliatrice de ce parasite est énorme. Un seul Gastrothylacidae peut emmagasiner en moyenne dans sa poche ventrale 20 à 25 mm³ de sang, c'est dire que 0,5 litre est prélevé « continuellement » à un animal qui héberge 25 000 de ces vers (Grétilat 1957).

Certaines études décrivent des lésions provoquées, chez des Bovidae par des Paramphistomidae tels que : *P. microbothrium*, *P. ichikawai*, *P. cervi* ainsi que *C. cotylophorum* et *Calicophoron calicophorum*. Mais, excepté Zadura (1960), qui décrit les vers et les lésions sur des cerfs sauvages, les auteurs ont rarement étudié des cas de paramphistomose naturelle. Le plus souvent, les auteurs ont décrit des cas mortels ou très graves, provoqués par des infestations expérimentales par des nombres massifs de paramphistomes, atteignant plusieurs dizaines de milliers, à plusieurs centaines de milliers. Lorsque les hôtes expérimentaux sont jeunes : agneaux, veaux, et qu'il s'agit, pour eux de primo-infection, des désordres spectaculaires apparaissent 10 à 35 jours après l'infestation, alors que les vers sont immatures. Ces vers sont, dans ce cas, rarement dans leur micro-habitat définitif : le rumen, mais souvent dans l'intestin. Les auteurs exposent alors des signes cliniques et anatomo-pathologiques, mais le détail des lésions histologiques est rarement indiqué.

Horak (1967), décrit les lésions d'infestations expérimentales d'*Ovis aries*, de *Capra hircus* et de *Bos* sp. en Afrique du Sud, par *P. microbothrium*. Il mentionne une atrophie, une abrasion des papilles du rumen, de *Bos*, *Ovis* et *Capra*. Cette abrasion semble directement liée aux mouvements de compression et/ou de succion de ces parasites sur l'épithélium des papilles.

Rolfe *et al.* (1994), décrivent les lésions d'infestations expérimentales d'agneaux *O. aries* en Australie, par *P. ichikawai*. Ces agneaux reçoivent plusieurs dizaines de milliers de métacercaires de *P. ichikawai*. Le tableau clinique et anatomo-pathologique est lourd. La présence de ces vers, en grand nombre, provoque des hémorragies, des plages de nécrose. Le

rumen des agneaux montre de sévères dommages de la muqueuse, consécutifs à une forte infiltration d'éosinophiles.

Nobel (1956) observait chez des Bovidae, que les lésions sont d'autant plus graves que le nombre de Paramphistomidae est plus élevé. Les lésions sont, aussi d'autant plus graves, qu'il s'agit d'une primo-infection. Mais ces lésions importantes de primo-infection, très violentes, sont susceptibles de disparaître progressivement de l'intestin, si l'animal ne meurt pas, lorsque les Paramphistomidae devenus adultes ont trouvé leur habitat définitif, dans le rumen. Mais alors, ils déclenchent dans le rumen, la formation de nouvelles lésions.

Des lésions intestinales ont été également décrites par certains auteurs. Ces lésions sont provoquées par des Paramphistomidae immatures. Bida & Schillhorn Van Veen (1977) décrivent des lésions provoquées par des milliers de parasites immatures fixés sur la muqueuse duodénale entraînant pétéchies et ecchymoses chez *Ovis* au Nigeria.

Rolfe *et al.* (1994), sur des *Ovis* infestés expérimentalement par des métacercaires de *P. ichikawai*, décrivent une entérite localisée et une atrophie des villosités au niveau du duodénum, lors d'infestations légères. Ces lésions peuvent évoluer en une sévère destruction de la muqueuse du jéjunum suite à une forte infection.

Baldrey (1906) étudie aux Indes une affection des ovins causée par *Cotylophoron cotylophorum*. La présence de nombreuses formes immatures de cette espèce, à l'autopsie de plusieurs animaux malades, montre des zones congestives et même nécrotiques au niveau des régions d'implantation.

Seules quelques rares études décrivent des lésions provoquées chez des Bovidae par des Gastrothylacidae. A Madagascar, Poisson & Buck (1931), trouvent à l'autopsie d'un Bovidae très anémié et très maigre un nombre considérable (plusieurs milliers) de Gastrothylacidae tapissant les parois du rumen.

Grétilat (1957), sur des cas d'infestation naturelle massive de jeunes zébus de Madagascar par des Gastrothylacidae, décrit les lésions suivantes : tissu conjonctif infiltré, cœur flasque, hydropéricarde, lésions d'entérite chronique. Le rumen est tapissé de *Carmyerius* qui sont gorgés de sang. Fixés à la paroi du rumen par leur acétabulum, les Gastrothylacidae déterminent au niveau de cette dernière la formation de nodules de fixation de la grosseur d'un grain de mil et de couleur blanche.

CHAPITRE III

Ce troisième chapitre étudie les mollusques gastéropodes pulmonés hôtes intermédiaires potentiels des trématodes.

Introduction

L'embranchement des mollusques est subdivisé en plusieurs classes, notamment celle des céphalopodes (mollusques marins) et celle des gastéropodes (mollusques d'eau douce). Nous nous intéressons essentiellement aux gastéropodes pulmonés hôtes intermédiaires des trématodes.

Des enquêtes malacologiques effectuées dans les différentes régions et zones écologiques du Sénégal, ont permis de recenser et d'identifier les mollusques d'intérêts médical et vétérinaire. Ainsi, leur distribution géographique, leur densité et leur taux d'infestation par les cercaires ont été déterminés.

Dans la présente étude, il s'agira de réactualiser les données de notre zone d'étude par une identification des mollusques dans les différents points d'eau et une étude de leur rôle épidémiologique dans la transmission des trématodoses.

1. Matériels et méthodes

Nous avons mené une surveillance malacologique. Tout d'abord, une enquête préliminaire est réalisée en recensant les différents points d'eau (lieux d'abreuvement des animaux), ensuite nous avons fait une prospection malacologique et enfin, nous avons choisi trois points d'eau qui ont fait l'objet d'un suivi mensuel. Dans chaque point d'eau, un seul site a été retenu.

1.1. Enquête préliminaire

En mars 2003 (saison sèche chaude), 24 points d'eau (temporaires et permanents) ont été recensés à travers des cartes et enquêtes auprès des éleveurs. Nous avons procédé à un contrôle sur le terrain de l'existence de ces points d'eau en définissant leur nature, leur fréquentation par les différents troupeaux et les périodes d'abreuvement. Un premier sondage a été fait sur les points d'eau non taris à cette période de l'année.

En août 2003 (saison des pluies), un second sondage a été effectué. Nous avons fait un premier choix et la priorité a été donnée aux points d'eau d'accès facile et fréquentés par les troupeaux. Des prospections ont été effectuées sur neuf sites accessibles sur les 24. Pour chaque site, les mollusques récoltés ont été identifiés et testés. La densité et la diversité des

espèces ont également été déterminées afin de servir de critères de sélection pour le choix des sites.

1.2. Suivi malacologique

Pendant 16 mois, de septembre 2003 à décembre 2004, nous avons fait un suivi malacologique sur les trois sites choisis. Sur le terrain, les données écologiques ont été prises et des prélèvements de mollusques effectués. Au laboratoire, les mollusques d'abord comptés et identifiés, ont été ensuite testés, et enfin mis en élevage.

1.2.1. Etude sur le terrain

1.2.1.1. Relevé des données climatiques et écologiques

Au niveau de chaque site, les données suivantes ont été collectées : type d'habitat, fluctuations du niveau de l'eau, type de végétation, pollution, vitesse de l'eau, température de l'eau.

1.2.2.2. Récolte des mollusques

Les mollusques ont été recherchés au niveau de la végétation, dans la boue et sur les différents débris servant de supports. La méthode utilisée pour estimer l'abondance des mollusques a été la numération par unité de temps. La prospection au niveau d'un site a duré 15 minutes. La densité de la population de mollusques au niveau d'un site a été exprimée en nombre de mollusques récoltés par personne et par unité de temps.

1.2.2. Etude au laboratoire

Les mollusques ont été étudiés site par site. Nous les avons d'abord lavés avec de l'eau distillée (Figures 57, 58), identifiés et regroupés par espèces. La détermination est faite selon les critères proposés par Mandal Barth (1973) et Brown (1980). Ensuite les mollusques mis dans des piluliers, ont été testés individuellement sous la lumière, et observés à la loupe pour rechercher d'éventuelles cercaires. Enfin, nous avons déterminé le taux d'infestation par espèce.

$$\text{Taux d'infestation (\%)} = \frac{\text{Nombre de mollusques infestés}}{\text{Nombre de mollusques testés}} * 100$$

Pour chaque espèce, les mollusques postifs et négatifs au test ont été séparés et mis dans des bacs contenant de l'eau distillée renouvelée deux fois par semaine. Ces mollusques ont été alimentés avec de la salade séchée. Lorsqu'ils ont pondu, après éclosion des œufs, les jeunes ont été récupérés et mis dans d'autres bacs, pour être utilisés dans la réalisation du cycle expérimental de développement des paramphistomes.



Figure 57 : Lavage des mollusques
(Seck, 2005)



Figure 58 : Mollusques récupérés après lavage
(Seck, 2005)

2. Résultats

2.1. Les sites visités et sondages malacologiques

Nous avons recensé au total 22 points d'eau, qui constituent des habitats pour les mollusques et également un lieu d'abreuvement du bétail. Les premiers sondages malacologiques ont eu lieu au mois de mars 2003 (période de saison sèche chaude).

Sur les 22 points d'eau visités, les sondages malacologiques n'ont pas été faits sur 14 points d'eau, car ces derniers étaient déjà taris à cette période de l'année. Sur les 8 restants (points d'eau permanents), des mollusques (lymnées et prosobranches) ont été récoltés dans un seul point d'eau.

La deuxième prospection a eu lieu au mois d'août 2003 (saison des pluies). Sur les 22 points d'eau déjà recensés, seuls huit étaient accessibles à cette période de l'année. Les sondages malacologiques ont donné les résultats illustrés dans le tableau 21.

**Tableau 21 : Densité (nombre/homme/heure)
des populations de mollusques au niveau des points d'eau**

Points d'eau	Carrière	Wendou Darsalam	Wendou Yolorou	Wendou Manou Fara	Kambané	Mayo Djida Mariétou	Mayo Manguo Saré Boïdo	Boudou Boudou
Mollusques								
<i>B. senegalensis</i>	0	0	432	0	0	0	0	0
<i>B. forskalii</i>	0	0	0	0	164	192	136	92
<i>B. truncatus</i>	0	0	0	0	44	0	0	0
<i>B. umbilicatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>L. natalensis</i>	0	0	0	0	0	12	0	0
<i>B. pfeifferi</i>	0	0	0	0	20	0	0	0
TOTAL	0	0	432	0	228	204	136	92

2.2. Points d'eau choisis pour la surveillance malacologique

Le choix des points d'eau est dicté par la diversité des espèces de mollusques rencontrées, la fréquentation des animaux et l'accessibilité. Trois sont choisis pour la surveillance malacologique. Il s'agit de : Kambané, Wendou Yolorou et Mayo Manguo. Et dans chaque point d'eau, un seul site est retenu.

- Kambané (Figure 59)

C'est un point d'eau localisé dans le village de Saré Sara situé à 25 km de la commune de Kolda. Son emplacement a été déterminé par GPS. Les coordonnées géographiques sont les suivantes : 12° 49' 51'' N et 14° 44' 44'' W. C'est un point d'eau temporaire. La période en eau se situe en général entre juin et février. Les troupeaux s'y abreuvent de juin à décembre.



Figure 59 : Site de Kambané (Saré Sara)

- Wendou Yolorou

Ce point d'eau est situé dans le village de Dioulayel. C'est une mare temporaire. La période en eau et d'abreuvement des animaux se situe en général entre juin et octobre.

- Mayo Manguo (Figure 60)

Le village de Saré Boïdo situé à 6 km de la commune de Kolda, abrite ce point d'eau. Son emplacement a été déterminé par GPS. Les coordonnées géographiques sont les suivantes : 12° 55' 26'' N et 14° 54' 17'' W. C'est un point d'eau permanent, et les troupeaux s'y abreuvent toute l'année. Parfois, lorsqu'il existe des champs au voisinage, l'abreuvement doit se faire ailleurs. En général, c'est pendant la saison des pluies, et les premiers mois de la saison sèche.



Figure 60 : Site de Mayo Manguo (Saré Boïdo)

- Mayo Djida Mariétou (Figure 61)

Après les deux premiers mois de suivi (septembre et octobre), le site Wendou Yolorou devenu inaccessible a été remplacé par le site de Mayo Djida Mariétou. Ce point d'eau est situé dans le village de Djida Mariétou à 13 km de la commune de Kolda. Son emplacement a été déterminé par GPS. Les coordonnées géographiques sont les suivantes : 12° 50' 27'' N et 15° 01' 27'' W. C'est un point d'eau permanent. Les animaux s'y abreuvent toute l'année.



Figure 61 : Site de Mayo Djida Mariétou

2.3. Suivi malacologique

Le suivi malacologique des sites choisis a duré 16 mois (septembre 2003 – décembre 2004). Il y a eu des données récoltées sur le terrain et d'autres obtenues au laboratoire.

2.3.1. Sur le terrain

2.3.1.1. Données écologiques et climatologiques

Il s'agit de l'heure de prélèvement, la température de l'eau, la turbidité de l'eau, la vitesse, la pollution, le niveau de l'eau et les plantes aquatiques présentes. Les tableaux 22, 23 et 24 montrent les variations de ces différents paramètres au cours des 16 mois de suivi pour chaque site.

Tableau 22 : Variations des données écologiques et climatologiques du site Mayo Djida Mariétou

Mois	NOV 2003	DEC 2003	JAN 2004	FEV 2004	MAR 2004	AVR 2004	MAI 2004	JUIN 2004	JUIL 2004	AOOUT 2004	SEPT 2004	OCT 2004	NOV 2004	DEC 2004
Heure prélèvement	---	11 H 52	11 H 30	11 H 20	11 H 30	---	11 H 20	11 H 10	10 H 40	10 H 30	10 H	11 H	11 H	11 H 40
Température de l'eau (°C)	---	24	24	---	28	---	30	30	30	---	35,4	32	32	26
Turbidité de l'eau	Trouble	Trouble	Trouble	Trouble	Trouble	---	Trouble	Trouble	Trouble	Trouble	Très trouble	Trouble	Trouble	Trouble
Vitesse de l'eau	Faible	Rapide	Faible	Faible	Calme	---	Calme	Calme	Calme	Faible	Faible	Calme	Calme	Faible
Pollution de l'eau	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	---	Déchets Excréments							
Niveau de l'eau	Stable	Stable	Stable	Stable	Baisse	---	Baisse	Crue	Crue	Crue	Crue	Crue	Stable	Stable
Plantes aquatiques	- Peu - Variétés d'espèces Localisation sur le bord	---	- Peu - Variétés d'espèces Localisation sur le bord											

--- Données manquantes

Tableau 23 : Variations des données écologiques et climatologiques du site de Kambané

Mois	NOV 2003	DEC 2003	JAN 2004	FEV 2004	MAR 2004	AVR 2004	MAI 2004	JUIN 2004	JUIL 2004	AOUT 2004	SEPT 2004	OCT 2004	NOV 2004	DEC 2004
Heure prélèvement	12 H 30	11 H	11 H 45	12 H 10	11 H	---	11 H 20	17 H	10 H	10 H 45	10 H 30	11 H	10 H 50	11 H 40
Température de l'eau (°C)	25	21	18	24	26	---	---	30	29	---	34,5	30	27	22
Turbidité de l'eau	Trouble	Très trouble	Trouble	Trouble	Très trouble	---	Très trouble	Très trouble	Très trouble	Trouble	Très trouble	Très trouble	Trouble	Très trouble
Vitesse de l'eau	Calme	Calme	Calme	Calme	Calme	---	Calme							
Pollution de l'eau	Déchets	Déchets	Déchets	Déchets	Déchets	---	Déchets							
Niveau de l'eau	Stable	Stable	Stable	Baisse	Baisse	---	A sec	Crue	Crue	Crue	Crue	Crue	Stable	Stable
Plantes aquatiques	- Beaucoup - Variétés d'espèces	---	- Beaucoup - Variétés d'espèces											
	Localisation sur le bord et à l'intérieur		Localisation sur le bord et à l'intérieur											

--- Données manquantes

Tableau 24 : Variations des données écologiques et climatologiques du site de Mayo Manguo Saré Boïdo

Mois	SEPT 2003	OCT 2003	NOV 2003	DEC 2003	JAN 2004	FEV 2004	MAR 2004	AVR 2004	MAI 2004	JUIN 2004	JUIL 2004	AOUT 2004	SEPT 2004	OCT 2004	NOV 2004	DEC 2004
Heure prélèvement	8 H 20	10 H	14 H	11 H 50	11 H 50	11 H	10 H 25	---	10 H 30	10 H 20	11 H	9 H 30	10 H	9 H 50	11 H	10 H 20
Température de l'eau (°C)	26	27	25	28	20	24	28	---	28	30	29	---	30	31	33	23
Turbidité de l'eau	Trouble	Trouble	Trouble	Très trouble	Très trouble	Très trouble	Très trouble	---	Très trouble	Très trouble	Très trouble					
Vitesse de l'eau	Faible	Faible	Calme	Calme	Calme	Calme	Calme	---	Calme	Calme	Calme	Calme	Calme	Calme	Calme	Calme
Pollution de l'eau	Déchets	Déchets	Déchets	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	---	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments	Déchets Excréments
Niveau de l'eau	Crue	Crue	Stable	Stable	Stable	Baisse	Baisse	---	Baisse	Crue	Crue	Crue	Crue	Crue	Stable	Stable
Plantes aquatiques	- Peu - Variétés d'espèces	- Beaucoup - Variétés d'espèces	- Beaucoup - Variétés d'espèces	- Beaucoup - Variétés d'espèces	- Beaucoup - Variétés d'espèces	- Beaucoup - Variétés d'espèces	- Beaucoup - Variétés d'espèces	---	- Beaucoup - Variétés d'espèces	- Beaucoup - Site recouvert	- Beaucoup - Site recouvert	- Beaucoup - Site recouvert				
	Localisation sur le bord	Localisation sur le bord et à l'intérieur		Localisation sur le bord et à l'intérieur	- Variétés d'espèces Localisation sur le bord et à l'intérieur	- Variétés d'espèces Localisation sur le bord et à l'intérieur	- Variétés d'espèces Localisation sur le bord et à l'intérieur									

--- Données manquantes

2.3.2. Au laboratoire

2.3.2.1. Les différentes espèces de mollusques récoltées

Les prospections malacologiques au niveau des trois sites ont permis de récolter différentes espèces de mollusques hôtes intermédiaires potentiels de trématodes. Il s'agit de : *Bulinus senegalensis*, *Bulinus truncatus*, *Bulinus umbilicatus*, *Bulinus forskalii*, *Biomphalaria pfeifferi* et *Lymnaea natalensis*.

B. truncatus et *B. pfeifferi* sont les plus importants avec respectivement 50,6 % et 27,5 %. *B. forskalii* compte 5,2 % des mollusques récoltés, alors que *B. umbilicatus* et *L. natalensis* représentent chacun 0,6 %.

2.3.2.2. La densité de population de mollusques

L'étude de la densité moyenne de population de mollusques au niveau des trois sites sur une période de 16 mois a montré les résultats suivants (Figure 62).

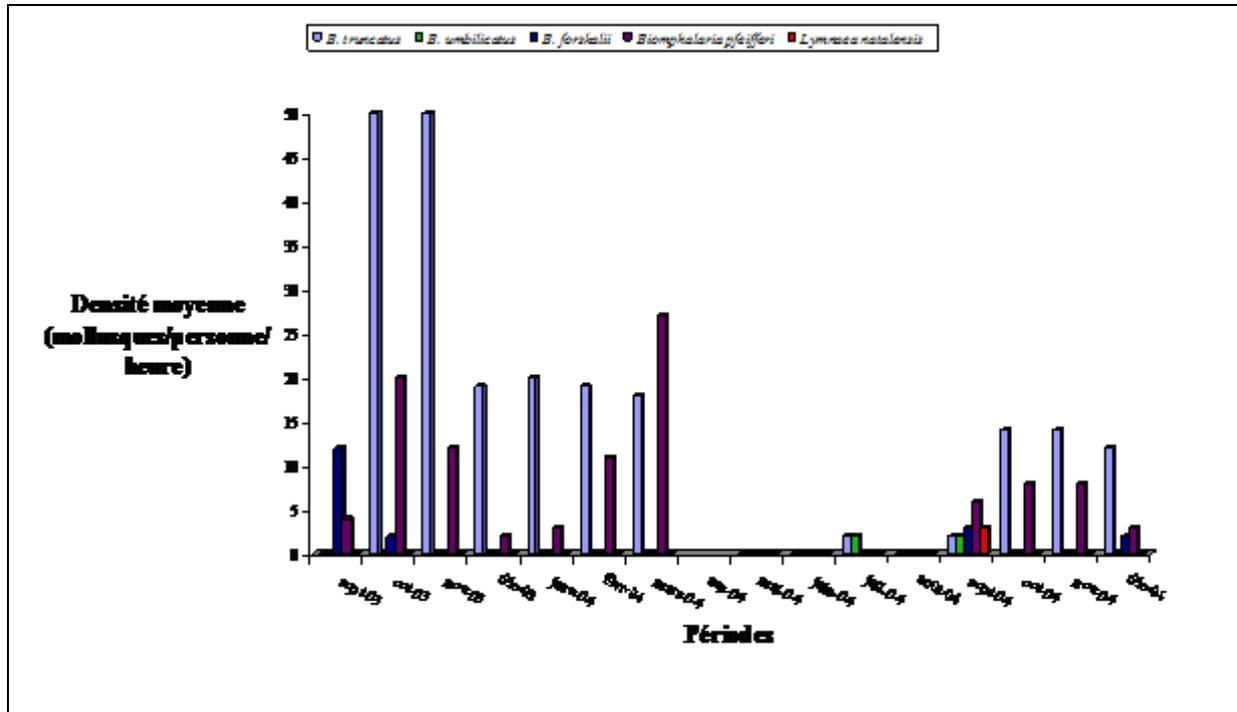


Figure 62 : Evolution de la densité moyenne de population de mollusques sur l'ensemble des trois sites

Au cours de ces deux périodes (fin de saison sèche et début de saison des pluies), les prospections malacologiques ont montré une quasi absence de mollusques, dans les différents sites du suivi. Les densités moyennes sont les suivantes : *B. truncatus* : 14,67, *B. pfeifferi* : 6,93, *B. forskalii* : 1,27, *B. umbilicatus* : 0,27 et *L. natalensis* : 0,2.

Les figures 63, 64 et 65 montrent l'évolution de la densité des mollusques par site. Kambané est le point d'eau où nous avons récolté le plus de mollusques.

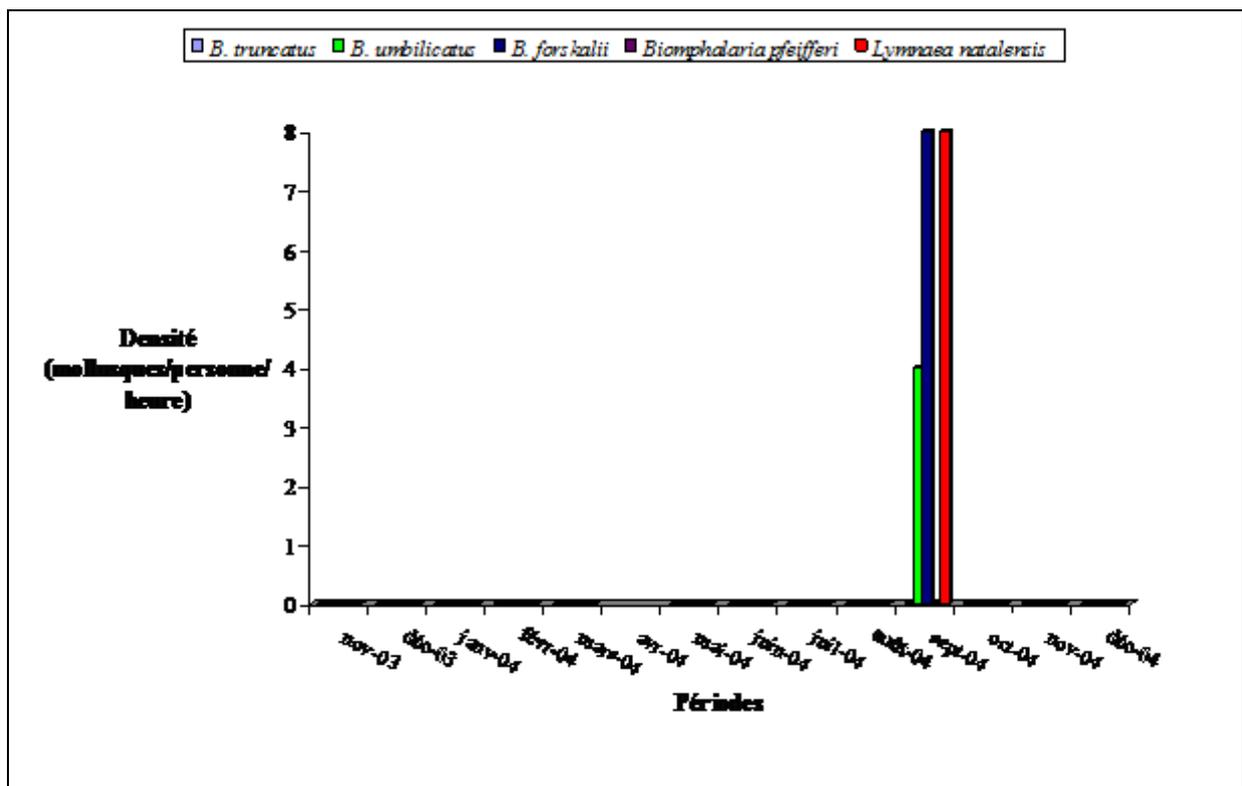


Figure 63 : Evolution de la densité moyenne de population de mollusques dans le site de Mayo Manguo Djida Mariétou

Le suivi dans le site Mayo Manguo Djida Mariétou a commencé au mois de novembre 2003. Les seules espèces de mollusques rencontrées sont : *B. umbilicatus*, *B. forskalii* et *L. natalensis*, avec des densités faibles. Les mollusques n'ont été prélevés qu'au mois de septembre 2004.

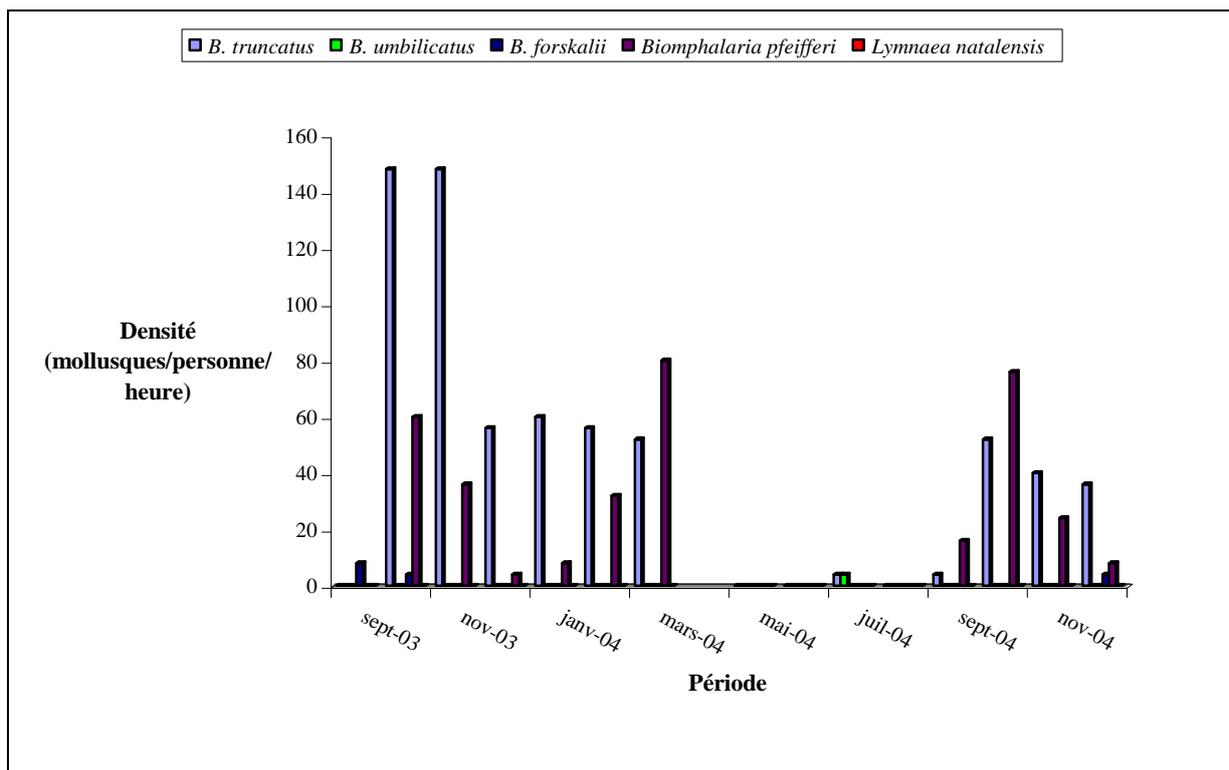


Figure 64 : Evolution de la densité de population de mollusques dans le site de Kambané

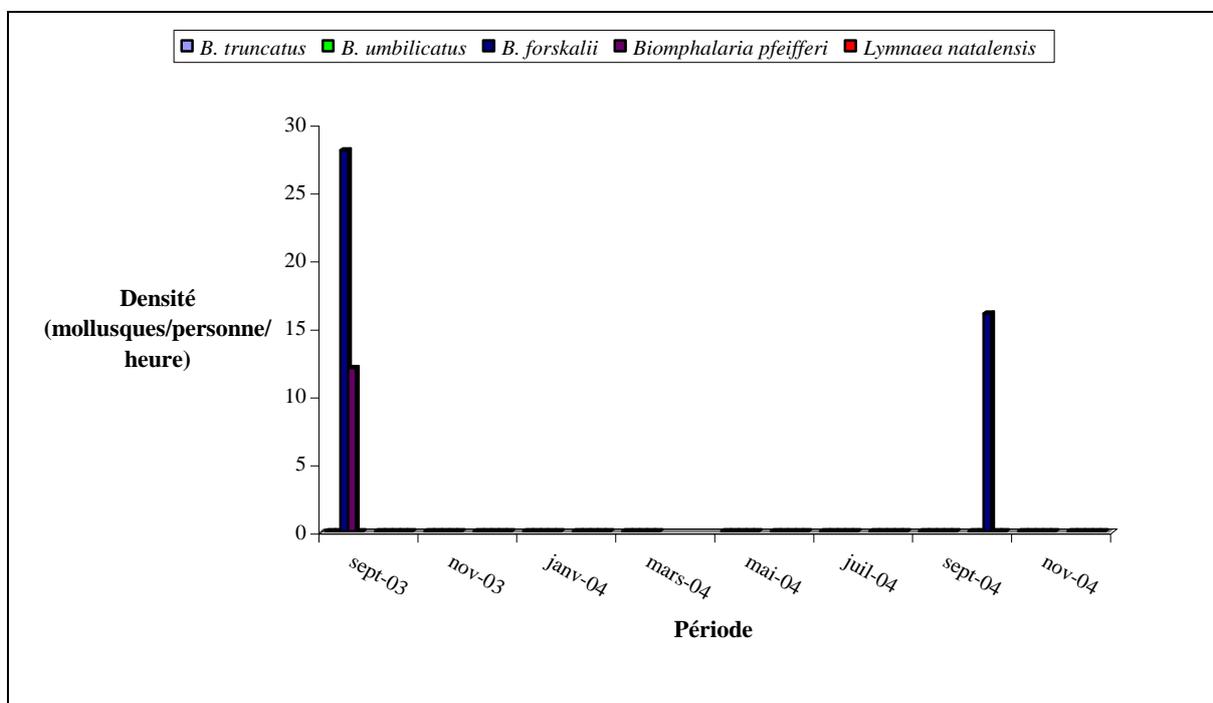


Figure 65 : Evolution de la densité de population de mollusques dans le site de Mayo Manguo de Saré Boïdo

Dans le site de Kambané, l'espèce de mollusque la plus représentée est *B. truncatus*, puis suit *B. pfeifferi*.

Il y a deux espèces de mollusques présentes dans le site de Mayo Manguo Saré Boïdo. Il s'agit de *B. forskalii* et *B. pfeifferi*.

2.3.2.3. Taux d'infestation naturelle des mollusques

Sur l'ensemble des trois sites, les taux d'infestation naturelle des mollusques sont illustrés dans le tableau 25.

Tableau 25 : Taux d'infestation naturelle des mollusques récoltés

	<i>Bulinus truncatus</i>	<i>Bulinus umblicatus</i>	<i>Bulinus senegalensis</i>	<i>Bulinus forskalii</i>	<i>Biomphalaria pfeifferi</i>	<i>Lymnaea natalensis</i>	TOTAL
Nombre récolté	164	2	50	17	89	2	314
Nombre testé	145	1	35	17	74	2	274
T.I.P. (%)	0	0	0	0	0	0	0
T.I.A.T. (%)	0	0	0	0	23	0	23

T.I.P. = Taux d'Infestation par des Paramphistomoidea

T.I.A.T. = Taux d'Infestation par d'Autres Trématodes

Sur un total de 314 mollusques récoltés, 87,3 % ont été testés. Parmi les six espèces de mollusques testées, aucune n'a émis des cercaires de Paramphistomoidea. Pour ce qui concerne l'infestation des mollusques par d'autres trématodes, seul *B. pfeifferi* est positif, avec un taux de 23 %. Ils ont émis des furcocercaires de *Schistosoma mansoni*. Les *B. pfeifferi* positifs sont tous récoltés dans le site de Kambané. La figure 66 montre l'évolution du nombre de *B. pfeifferi* récolté, testé et infesté dans ce site.

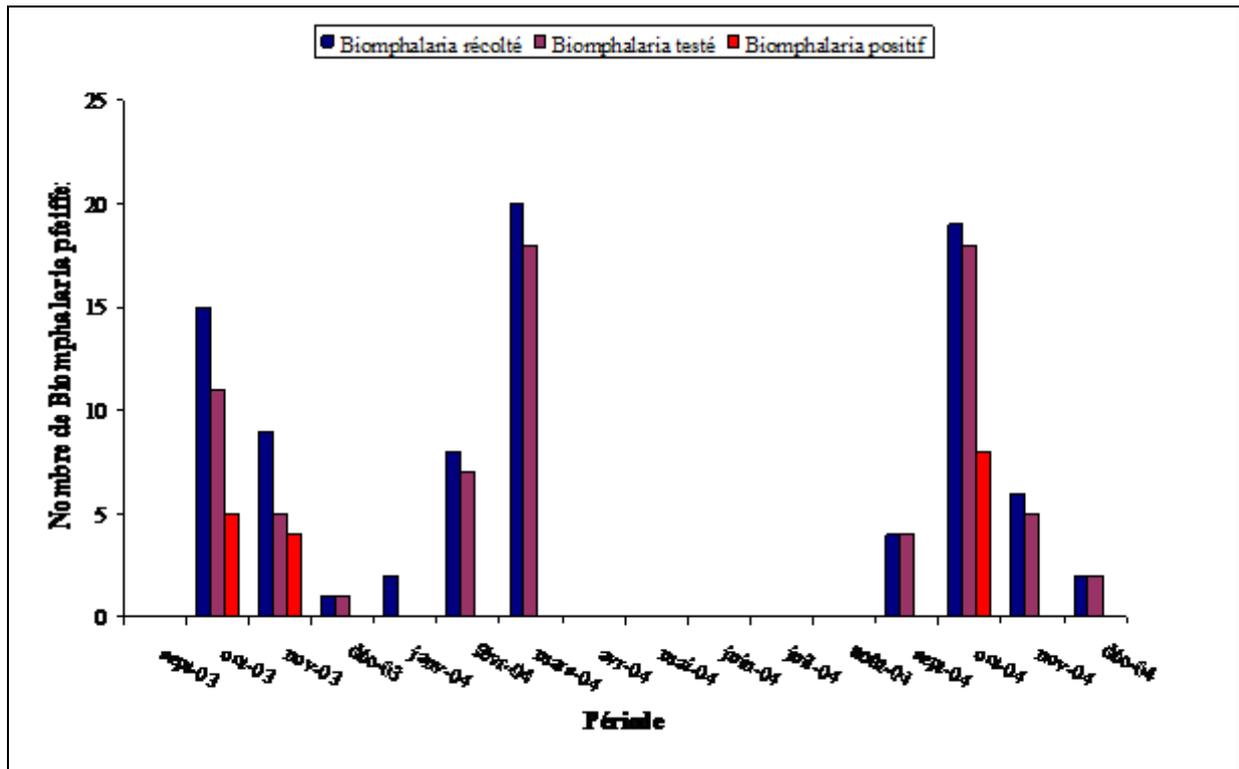


Figure 66 : Evolution de l'infestation naturelle des *Biomphalaria pfeifferi* dans le site de Kambané

2.3.2.4. Elevage de mollusques

Les différentes espèces de mollusques prélevées dans les trois sites sont mises en élevage. Chaque espèce est élevée dans un bac à la température du laboratoire. Les mollusques produisent des œufs sous forme de grappes jaunâtres. Ces œufs éclosent et donnent des mollusques, de très petite taille, à peine visibles à l'œil nu. Entre la ponte des œufs et l'éclosion, il y a environ une dizaine de jours. Les adultes sont retirés et mis dans d'autres bacs. Les jeunes mollusques sont élevés au laboratoire et sont considérés comme "neufs", c'est-à-dire indemnes de toutes infestations. Ils seront utilisés dans la réalisation du cycle expérimental de développement des Paramphistomoidea. A un mois environ, ces mollusques sont aptes à être infestés.

3. Discussions

Gastéropodes pulmonés déterminés : dans les huit points d'eau, nous avons récolté six espèces de mollusques : *Biomphalaria pfeifferi*, *Bulinus forskalii*, *Bulinus senegalensis*, *Bulinus truncatus*, *Bulinus umbilicatus* et *Lymnaea natalensis*.

Diaw (1980), a effectué des prospections dans le Delta du fleuve Sénégal et le lac de Guiers (nord du Sénégal) et a recensé *Gyraulus* sp en plus de ces mêmes espèces. Ces résultats sont également confirmés par les études de Diaw & Vassiliades (1987) qui ont identifié en plus *Bulinus globosus* lors d'une étude épidémiologique sur les schistosomoses au Sénégal.

D'après Diaw (1980), *Gyraulus* sp. est une espèce rencontrée dans toutes les régions du Sénégal, contrairement aux résultats de la présente étude. Le nombre de sites visités, les modifications écologiques et les faibles prévalences de la gastrothylose et de la schistosomose sont probablement les conséquences de la rareté ou de l'absence de *Gyraulus* sp. et *B. globosus* dans nos sites.

Distribution des mollusques : seul *B. forskalii* a été retrouvé dans les trois sites suivis. Il intervient dans la transmission de la paramphistomose qui est présente toute l'année avec une prévalence moyenne de 46,89 %. Les autres mollusques sont retrouvés dans la plupart des cas dans un seul site. La distribution des mollusques peut être liée aux caractéristiques écologiques du milieu. Certains auteurs Odei (1961) ; Birgi & Graber (1969) ; Diaw (1980, 1988) et Sellin *et al.* (1980) ont également constaté lors de leur étude, une distribution différente des mollusques au niveau des différents points d'eau. D'après Diaw *et al.* (1991), la végétation développée au niveau des points d'eau constitue un facteur favorisant pour les mollusques. Shiff (1967) pense que certains facteurs tels que les variations de températures et/ou la crue périodique du fleuve sont probablement à l'origine de l'évolution des populations de mollusques (distribution et abondance).

Densité des mollusques : la densité moyenne des mollusques est peu importante. Elle peut être liée au petit nombre de sites que nous avons visités. La densité moyenne de *B. truncatus* (14,67) est la plus importante, puis suivent *B. pfeifferi* (6,93) et *B. forskalii* (1,27). *B. umbilicatus* et *L. natalensis* ont respectivement des densités de 0,27 et 0,2. *B. senegalensis* récolté uniquement dans le site de Wendou Yolorou (remplacé par Mayo

Djida Mariétou) qui a été visité deux fois seulement, a une densité de 4,53. Au cours de ces deux périodes (fin de saison sèche et début de saison des pluies), nous avons noté une quasi absence de mollusques dans les différents sites.

La présence de *Bulinus umblicatus* est très sporadique, avec une densité très faible. D'après Diaw (1984), avant 1983, *B. umblicatus* n'avait jamais été identifié au Sénégal. Mendahl Barth avait noté sa présence en Mauritanie et au Mali. C'est seulement en 1984, que Diaw (1984), durant ses prospections malacologiques, a récolté pour la première fois des *B. umblicatus* dans différentes localités du Sénégal (Kolda, Matam et Tambacounda). Cette faible densité est également confirmée par d'autres études de Diaw & Vassiliades (1987) et Diaw *et al.* (1988b), qui n'ont récolté que quelques spécimens de *B. umblicatus* dans la zone de Kolda.

Malgré sa présence dans les trois sites, *Bulinus forskalii* a une densité faible. Diaw & Vassiliades (1987) constatent également que *B. forskalii* a une répartition étendue dans les points d'eau de Kolda. Par contre, dans le Delta du Sénégal et le lac de Guiers, Diaw (1980) remarque que *B. forskalii* a une répartition limitée, et est faiblement représenté (6,19 %). Il est souvent rencontré dans les eaux chargées d'ordures et de débris, disparaît à certains endroits au moment de l'assèchement (avril, mai, juin). Diaw (1980), détermine également une certaine variation de la densité et, montre qu'il existe une corrélation entre la densité de population et les précipitations.

Bulinus truncatus et *Biomphalaria pfeifferi* ont les densités les plus élevées. Ils sont rencontrés tous les deux dans le site de Kambané, mais *B. pfeifferi* n'a été trouvé qu'une seule fois dans le site de Mayo Manguo Saré Boïdo. D'autres auteurs ont trouvé des densités plus élevées. Diaw (1980), dans le lac de Guiers, a récolté 4 035 pulmonés avec une forte dominance de *B. truncatus* (86,74 %), *B. pfeifferi* ne représente que 0,49 %. Diaw *et al.* (1998b) lors de prospections malacologiques au niveau de différents points d'abreuvement dans le lac de Guiers, ont récolté à nouveau de nombreux mollusques parmi lesquels *B. pfeifferi* avec une densité de 86. Cette nouvelle situation épidémiologique des *B. pfeifferi* est une des premières conséquences de la mise en service des barrages au nord du Sénégal, créant des conditions écologiques favorables au développement des mollusques. Par contre, Diaw & Vassiliades (1987) et Diaw *et al.* (1988b) ont trouvé que *B. globosus* était à Kolda,

l'espèce la plus fréquente. Elle était rencontrée dans presque toutes les stations et en grand nombre.

Pour *B. truncatus*, les densités les plus élevées sont observées aux mois d'octobre et de novembre de la première année. Pendant la saison sèche froide, le nombre de mollusques a diminué et s'est stabilisé. D'avril à septembre, la densité est quasi nulle. La population de *B. truncatus* s'est reconstituée à partir du mois d'octobre de la deuxième année. Les mêmes observations sont faites avec *B. pfeifferii*, mais les densités sont inférieures à celles de *B. truncatus*. L'évolution de ces deux populations de mollusques peut être gouvernée par un certain nombre de facteurs parmi lesquels : la capacité de résistance des mollusques à l'assèchement, l'évaporation et surtout la pluviométrie.

La quantité d'eau et la durée d'assèchement des points d'eau dépendent des pluies et sont donc des éléments qui gouvernent l'existence et la survie des mollusques. Nous avons constaté que c'est durant la seconde moitié de la saison des pluies, que la population de mollusques atteint son maximum. Le point d'eau de Kambané s'est asséché sur une période très courte (avril et mai). Cependant, les populations de mollusques se sont renouvelées après les premières pluies, ce qui laisse supposer qu'elles ont résisté à l'assèchement. Les *B. truncatus* et *B. pfeifferii* adultes récoltés en septembre ont donc traversé une période d'assèchement. Ce phénomène de résistance à la sécheresse est également décrit par certains auteurs et est bien connu chez les mollusques africains. En Gambie, Smithers (1978), visite trois points d'eau, 10 jours après leur remise en eau et récolte un grand nombre de mollusques et surtout de grande taille. Il conclut qu'ils ne peuvent pas être introduits en si peu de temps, et proviennent donc de la boue ayant résisté à l'assèchement. Des études expérimentales ont prouvé cette résistance à l'assèchement des points d'eau (Diaw *et al.* 1988c, 1989).

Lymnaea natalensis avec une densité très faible (0,2) n'a été observé qu'une seule fois dans le site de Mayo Manguo Djida Mariétou. Cette faible densité est liée à la prévalence de la fasciolose (2,23 %). Cette maladie sévit également de façon très sporadique. D'après Diaw *et al.* (1988b), *L. natalensis* reste inféodé aux points d'eau permanents. Dans certains sites à Kolda, ils ont trouvé une forte densité de populations de *L. natalensis*, contrairement à nos résultats. Egalement, dans le lac de Guiers, Diaw *et al.* (1998b), ont récolté de nombreux mollusques dont *L. natalensis* était majoritaire avec une densité de 146.

Dans l'ensemble, les densités que nous avons obtenues sont faibles. Ces résultats peuvent être liés à plusieurs facteurs parmi lesquels :

- le nombre de sites suivis peu important,
- la pression exercée par la population humaine sur ces points d'eau (bains, lessives, cultures maraîchères, pêche, transport),
- les crues qui peuvent contribuer à la dispersion des mollusques et à la destruction des gîtes de pontes.

Infestation des mollusques : tous les mollusques vivants récoltés et testés ont été négatifs à l'infestation par les Paramphistomoidea, bien que certains soient hôtes intermédiaires potentiels de paramphistomose. Cependant, des cas de paramphistomose ont été diagnostiqués dans la zone étudiée. Nos résultats sont identiques à ceux de Diaw (1988), qui après avoir testé tous les bulins récoltés à Richard-Toll, constate qu'ils sont négatifs, alors que des cas de schistosomose et de paramphistomose sont signalés.

Parmi les mollusques, seul *Biomphalaria pfeifferi* était trouvé infesté naturellement à 23 % par des furcocercaires de *Schistosoma mansoni* responsables de la bilharziose humaine. Ces infestations sont enregistrées aux mois de septembre et d'octobre. Ces mois correspondent à des périodes de grandes eaux et de fortes fréquentations humaines et animales. D'après Diaw *et al.* (1988b), c'est dans le département de Kolda que les bilharzioses atteignent les taux les plus élevés, car les conditions écologiques sont très favorables et les principaux points d'eau sont très fréquentés par les populations locales. A Richard-Toll (nord du Sénégal), le taux d'infestation de *B. pfeifferi* est de 44,36 %, mais il varie de 9 à 64 % d'un quartier à l'autre (Diaw *et al.* 1991).

Les résultats obtenus lors des enquêtes parasitologiques ne concordent pas avec ceux du suivi malacologique. Les trématodoses sont signalées dans la zone, alors que les mollusques récoltés ne sont pas infestés. Nous pensons que l'origine des animaux et leurs lieux d'abreuvement pourraient en être la cause. Pour confirmer cette hypothèse, il faudra mener d'autres études mettant en relation l'origine et le lieu d'abreuvement des animaux avec leur statut parasitaire et celui des mollusques. Il faudra également augmenter les sites de prospection pour avoir une grande couverture des zones de pâture des animaux avec les risques d'infestation.

Par contre, des cas d'infestation naturelle de mollusques ont été signalés à Kolda par Diaw *et al.* (1988b) : *B. globosus* : 1,53 % (*Schistosoma bovis*), *B. forskalii* : 0,33 % (*S. bovis*), *B. forskalii*: 0,8 % (*Paramphistomum* sp), *L. natalensis*: 0,9 % (*Fasciola gigantica*) et *Gyraulus costulatus* : 0,43 % (*Caromyerius spatiosus*). L'étude de l'infestation naturelle des bulins du Sénégal a révélé un faible taux d'infestation des cinq espèces du genre *Bulinus* (*B. senegalensis*, *B. forskalii*, *B. truncatus*, *B. globosus* et *B. umbilicatus*) pour les trois espèces de schistosomes (*S. haematobium*, *S. curassoni* et *S. bovis*) (Diaw *et al.* 1988a). Dans le lac de Guiers, la situation après la mise en service des barrages a révélé une infestation globale de 15 % des lymnées par *F. gigantica*, et 25 % des *B. truncatus* étaient porteurs de cercaires de paramphistomes identifiées comme *Paramphistomum phillerouxi* (Diaw *et al.* 1998b).

CHAPITRE IV

Le quatrième chapitre décrit le cycle expérimental de développement de *Paramphistomum microbothrium* Fischoeder, 1901 (Paramphistomidae).

Introduction

Les trématodes ont un cycle biologique qui nécessite le passage obligatoire par un hôte intermédiaire, un mollusque gastéropode pulmoné d'eau douce. L'hôte définitif est un ruminant. Le maintien du cycle dans une région est liée à la présence simultanée dans l'eau, ou à son voisinage, de végétation, de mollusques et du bétail contaminé.

Les cycles biologiques de certains Paramphistomoidea ont été décrits. En Afrique, celui de *Paramphistomum microbothrium* a été décrit par Dinnik & Dinnik (1954), celui de *Paramphistomum togolense* par Albaret *et al.* (1978), celui de *Cotylophoron cotylophorum* par Durie (1949) et Bennett (1936) et celui de *Carmyerius exoporus* par Dinnik & Dinnik (1960).

Dans la présente étude, nous décrivons le cycle expérimental de *P. microbothrium*. L'hôte intermédiaire expérimental utilisé est *Bulinus forskalii* qui n'a jamais été signalé comme hôte intermédiaire de *P. microbothrium*.

1. Matériels et méthodes

Cette étude a été faite à partir de mollusques sains, c'est-à-dire indemnes de toutes infestations. Les différentes étapes du cycle sont les suivantes.

1.1. Récolte des œufs de *Paramphistomum microbothrium* et obtention des miracidiums

Les parasites adultes vivants, récoltés sur la muqueuse stomacale des bovins, ont été mis dans des boîtes de Petri contenant de l'eau distillée. Après la ponte, nous avons retiré les parasites, puis incubé les œufs à l'obscurité pendant deux semaines. Afin d'éviter une éventuelle prolifération de protistes, qui pourraient nuire au développement des œufs ou entraîner leur mort, nous avons renouvelé l'eau deux fois par semaine. A partir du 15^{ème} jour, les observations ont été quotidiennes. Et lorsque les œufs ont été embryonnés, nous avons exposé la boîte de Petri à la lumière artificielle afin de favoriser la sortie des miracidiums.

1.2. Infestation des mollusques et obtention des cercaires et métacercaires

Dans un pilulier, nous avons mis en contact un mollusque avec deux à trois miracidiums, sous la lumière pendant deux heures. Après infestation, nous avons regroupé les mollusques d'une même espèce dans un bac d'élevage contenant de l'eau distillée et de la salade séchée. Nous avons d'abord testé individuellement les mollusques à partir de la troisième semaine, puis déterminé le taux de réussite et le taux d'infestation réel. Les mollusques positifs ont émis des cercaires qui se sont transformées rapidement en métacercaires. Nous avons récupéré ces dernières pour l'infestation des animaux et les avons conservées à 4 °C pour leur maturation dans des boîtes contenant de l'eau distillée.

1.3. Infestation des bovins et suivi

Nous avons utilisé quatre taurins ndama (deux génisses et deux taurillons) ayant une moyenne d'âge de 30 mois. Ces animaux ont été déparasités et vaccinés contre les principales maladies endémiques (pasteurellose, charbon et péripneumonie contagieuse bovine). Trois semaines après ces traitements, nous avons infesté ces animaux avec une dose de 500 métacercaires par animal.

Le premier animal a été infesté avec des métacercaires à 2 semaines de maturation, le second à 3 semaines, le troisième à 4 semaines et le dernier avec des métacercaires à 5 semaines de maturation.

Nous avons suivi ces animaux. Après un mois, des prélèvements de fèces ont été réalisés et répétés toutes les deux semaines. Les animaux ont été également pesés mensuellement. Ces animaux ont été conduits la journée au pâturage dans des parcelles d'*Andropogon gayanus* clôturées et contrôlées. Le soir, ces animaux ont été abreuvés à l'étable.

2. Résultats

2.1. Obtention des miracidiums

Après deux heures d'exposition à la température du laboratoire, les parasites vivants (*Paramphistomum microbothrium*) ont pondu une grande quantité d'œufs dans des boîtes de

Petri. Les œufs pondus ne sont pas embryonnés. A partir du 15^{ème} jour d'incubation, les miracidiums, visibles à l'intérieur de l'œuf, commencent à bouger. Ils éclosent pour la plupart au 19^{ème} jour.

2.2. Taux d'infestation des mollusques

Soixante quinze *Bulinus forskalii* sains ayant une moyenne d'âge de 45 jours environ, ont été infestés chacun par deux ou trois miracidiums. Avant les tests, 24 mollusques sont morts et 25 au cours des tests. Le taux de réussite de l'infestation est de 50,98 % et le taux d'infestation réel 35,29 % (Tableau 26).

Tableau 26 : Tableau récapitulatif de l'évolution de l'infestation expérimentale des mollusques

	Mollusques infestés	Mollusques morts avant test	Mollusques testés	Mollusques morts après test	Mollusques positifs		Mollusques négatifs	
					Mollusques vivants	Mollusques morts	Mollusques vivants	Mollusques morts
Nombre	75	24	51	25	18	8	8	17
					26		25	
Taux de réussite de l'infestation (%)					50,98			
Taux d'infestation réel (%)					35,29			

Les mollusques vivants positifs ont continué à produire des cercaires pendant une période de cinq semaines, mais le nombre de cercaires émises a diminué progressivement jusqu'à atteindre zéro avant la 6^{ème} semaine.

2.3. Obtention des cercaires et métacercaires

Les cercaires émises par les mollusques sont très mobiles. Elles ont un corps globuleux et une queue effilée à son extrémité postérieure (Figure 67). L'observation du corps au microscope photonique est rendue difficile par la présence de pigments. On y distingue néanmoins deux petites taches oculaires.

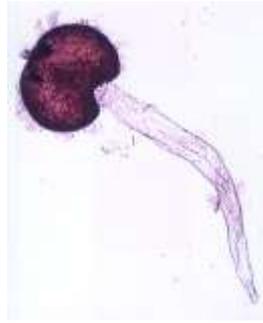


Figure 67 : Morphologie d'une cercaire de *Paramphistomum microbothrium*

Après avoir nagé pendant une demi-heure environ, les cercaires s'enkystent rapidement et se fixent sur les supports utilisés. Ces supports peuvent être soit une matière plastique recouvrant la boîte de Petri, soit de la salade (Figure 68). La matière plastique facilite l'extraction des métacercaires. À l'œil nu, elles sont très petites et de couleur noire très caractéristique.

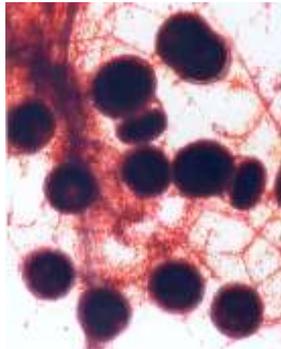


Figure 68 : Métacercaires de *Paramphistomum microbothrium* fixées sur la salade

2.4. Maturation des métacercaires et suivi de l'infestation des animaux

2.4.1. Maturation des métacercaires

Les métacercaires enkystées sont détachées de la matière plastique ou de la salade et mises dans des boîtes contenant de l'eau distillée. L'ensemble est stocké à 4 °C pour leur maturation. Elles sont gardées pendant 2, 3, 4 et 5 semaines avant d'être utilisées pour l'infestation expérimentale des bovins.

2.4.2. Suivi de l'infestation des bovins

2.4.2.1. Evolution pondérale

Le tableau 27 montre l'évolution pondérale mensuelle des animaux pendant la période d'infestation et le gain moyen quotidien (GMQ).

Tableau 27 : Évolution pondérale et GMQ des quatre bovins infestés expérimentalement

N° Animal	N° 25044	N°13504	N°25078	25048
Périodes de pesées				
Poids à l'infestation (Kg)	84	81	89	83
Janvier				
Février	89	83	91	84
Mars	86	71	85	77
Avril	88	77	95	78
Mai	86	77	83	81
Juin	85	80	83	77
Juillet	103	97	95	85
Poids à l'abattage (Kg)	103	97	97	96
Juillet				
GMQ (gr)	79,70	68,70	34,35	69,63

GMQ = Gain Moyen Quotidien

Le témoin a eu un GMQ de 69,36 gr. Les résultats des analyses statistiques montrent qu'il n'y a pas de différence significative entre les animaux infestés d'une part, et entre ces derniers et le témoin d'autre part.

2.4.2.2. Evolution de la coprologie

Aucun œuf de *Paramphistomum* n'a été trouvé dans les matières fécales. La prévalence de la paramphistomose à partir du diagnostic coprologique a été nulle. Seuls des œufs de strongles ont été trouvés dans les matières fécales de ces animaux.

2.4.2.3. Sacrifice des bovins et récolte de paramphistomes adultes

Les animaux infestés ont été sacrifiés. Le tableau 28 indique la durée de l'infestation, le nombre de paramphistomes récoltés dans le rumen et le taux de réussite.

Tableau 28 : Taux de réussite de l'infestation expérimentale en fonction de la durée de maturation des métacercaires

	N° 25044	N°13504	N°25078	N°25048
Durée de maturation des métacercaires	2 semaines	3 semaines	4 semaines	5 semaines
Nombre de jours d'infestation	198	194	190	188
Nombre de paramphistomes	313	345	419	282
Taux de réussite (%)	62,6	69	83,8	56,4

Les paramphistomes prélevés dans le rumen de ces différents animaux ont sensiblement la même taille et ont été identifiés à *P. microbothrium*.

2.4.2.4. Observation des rumens

Les rumens des quatre animaux infestés expérimentalement avec la même dose de métacercaires (500), mais à des stades de maturation différentes n'ont pas présenté macroscopiquement de lésions pathologiques évidentes.

2.5. Reproductibilité du cycle

Les paramphistomes récupérés du rumen des bovins infestés expérimentalement sont mis dans des boîtes de Petri contenant de l'eau distillée pendant deux heures. A l'observation à la loupe, un nombre important d'œufs sont pondus par ces paramphistomes. Les œufs sont incubés à l'obscurité à la température du laboratoire. Au bout de 20 jours, des miracidiums sont libérés sous l'effet de la lumière. Ces miracidiums pourraient être utilisés pour infester d'autres mollusques (*Bulinus forskalii*) pour la reproductibilité du cycle.

3. Discussions

Obtention des miracidiums

Les œufs de *Paramphistomum microbothrium* éclosent pour la plupart au 19^{ème} jour pour donner des miracidiums. D'autres études sur les Paramphistomoidea ont donné des durées d'éclosion plus ou moins égales. Grétilat (1959) a incubé des œufs de *Carmyerius dollfusi*, il obtient les miracidiums entre 15 et 18 jours à 29-30 °C. Dinnik & Dinnik (1960) ont obtenu expérimentalement des miracidiums de *Carmyerius exoporus* au bout de 15 jours. Albaret *et al.* (1978), étudiant le cycle biologique de *Paramphistomum togolense*, ont obtenu des miracidiums 9 à 12 jours après la ponte. Quant à Sey (1979), il a obtenu des miracidiums de *P. daubneyi* après 12 à 15 jours d'incubation à 27 °C.

Ces différences ne sont pas très grandes, elles peuvent probablement être liées à l'espèce et aux conditions expérimentales, en particulier la température. Les miracidiums très actifs, nagent à la recherche du mollusque hôte intermédiaire.

Taux d'infestation expérimentale et émission des cercaires

L'hôte intermédiaire expérimental utilisé est *Bulinus forskalii*. Il est hôte intermédiaire naturel de *Paramphistomum phillerouxi*, *Schistosomosa bovis* et *Gastrodiscus aegyptiacus*. Albaret *et al.* (1978) ont décrit *P. togolense*, obtenu sous sa forme adulte à partir de mouton infesté expérimentalement par des métacercaires issues de cercaires émises par *Bulinus forskalii* naturellement parasités.

P. microbothrium est transmis naturellement par *Bulinus truncatus*. Expérimentalement, nous avons infesté *Bulinus forskalii* avec des miracidiums de *P. microbothrium*. Les *B. forskalii*, qui n'ont jamais été signalés comme hôte intermédiaire de *P. microbothrium* ont émis des cercaires. Le taux de réussite de l'infestation est de 50,98 %, et le taux d'infestation réel de 35,29 %. *B. forskalii* peut donc être considéré comme un bon hôte intermédiaire expérimental de *P. microbothrium*.

Nos résultats diffèrent de ceux obtenus par Dinnik (1965) qui a vu ses essais d'infestation expérimentale de *B. forskalii* avec des miracidiums de *P. microbothrium*, s'avérer négatifs. D'autres auteurs ont également mené des essais d'infestation expérimentale de mollusques jamais signalés comme hébergeant des cercaires d'un trématode considéré.

Prod'hon *et al.* (1968), à Madagascar, ont réalisé des infestations expérimentales à partir de cercaires émises par *Bulinus liratus*, qui n'a jamais été signalé comme hôte intermédiaire de *P. microbothrium*.

D'après Grétilat (1960b), dans des circonstances particulières, *Bulinus liratus* peut être également hôte intermédiaire accidentel de *Carmyerius dollfusi*.

En France, Abrous *et al.* (1999) ont soumis huit espèces de mollusques à des infestations expérimentales avec *P. daubneyi* afin de déterminer si elles interviennent comme hôtes intermédiaires dans le cycle évolutif du trématode. Les mollusques positifs ont les taux d'infestation suivants: *Aplexa hypnorum* (1,6 %), *Lymnaea fuscus* (6,1 %), *Lymnaea palustris* (14,8 %) et *Lymnaea stagnalis* (11,5 %). Les quatre autres (*Lymnaea ovata*, *Lymnaea peregra*, *Physa acuta* et *Planorbis spirorbis*) ont été négatifs à l'infestation. Les auteurs concluent que plusieurs espèces de mollusques peuvent présenter une infestation immature ou mature avec *P. daubneyi* et cette aptitude varie selon l'espèce et la population étudiée. Cette variabilité peut s'expliquer par une fréquence variable de rencontre entre le parasite et le mollusque dans le milieu naturel.

Biomphalaria pfeifferi qui est reconnu hôte intermédiaire de *Schistosoma mansoni*, a émis des cercaires lors d'une infestation expérimentale avec des miracidiums de *Paramphistomum sukari*, réalisée par Dinnik (1964) au Kenya.

Quant à Kechemir (1988), il a obtenu un taux d'infestation de 36 % en réalisant l'infestation expérimentale d'un d'hôte intermédiaire naturel (miracidiums de *P. microbothrium* et *Bulinus truncatus*). Ce taux est sensiblement égal à celui que nous avons obtenu en infestant *Bulinus forskalii*, qui n'a jamais été signalé comme hôte intermédiaire de *P. microbothrium*.

Lors de notre infestation expérimentale, les *B. forskalii* ont commencé à émettre des cercaires à partir de la quatrième semaine (28 jours après infestation). L'émission de cercaires a duré cinq semaines.

Kechemir (1988) a observé le début de l'émission des cercaires à partir du 36^{ème} jour après infestation, donc une semaine de plus par rapport à nos résultats. Cette différence peut être fonction des conditions extérieures, température, etc. En revanche, d'autres infestations expérimentales ont donné des durées sensiblement égales.

Albaret *et al.* (1978) ont obtenu les premières cercaires, 26 jours après l'infestation de *B. forskalii* avec des miracidiums de *P. togolense*.

Sey (1979), afin de déterminer l'apparition des premières cercaires, a disséqué régulièrement des *Lymnaea truncatula*. Au 27^{ème} jour après infestation, les mollusques disséqués, hébergeaient des cercaires mûres de *P. daubneyi*.

Maturation des métacercaires, infestation et sacrifice des animaux

Les cercaires s'enkystent très rapidement en métacercaires, qui sont conservées à 4 °C pour leur maturation. Les infestations expérimentales des bovins à deux, trois, quatre et cinq semaines de maturation des métacercaires, ont donné respectivement des taux de réussite de 62,6 %, 69 %, 83,8 % et 56,4 %. Tous les parasites récoltés après sacrifice des quatre bovins, identifiés à *Paramphistomum microbothrium*, étaient adultes et avaient sensiblement la même taille. Nous pouvons dire qu'à partir de deux semaines, les métacercaires sont déjà matures, et aptes à être utilisées pour l'infestation.

Le taux de réussite est proportionnel à l'âge de maturation des métacercaires jusqu'à quatre semaines. A la cinquième semaine, le nombre de parasites adultes obtenus a considérablement diminué par rapport à celui de la semaine précédente. La quatrième semaine peut être considérée comme âge de référence pour la maturation des métacercaires permettant d'obtenir un bon taux de réussite. Ces résultats méritent d'être confirmés et les infestations multipliées afin de voir les résultats avec des métacercaires de moins de deux semaines et au delà de cinq semaines de maturation.

Les taux de réussite que nous avons obtenus sont supérieurs à ceux d'autres auteurs. Seul Grétilat (1960b) a obtenu un taux de réussite de 70,83 % en infestant un jeune veau avec des métacercaires de *Caromyerius dollfusi*, mais ne donne pas l'âge de maturation des métacercaires. Arfaa (1962) a eu un taux de réussite de 10,87 % en infestant un jeune agneau avec des métacercaires de *P. microbothrium* qui ont mûri pendant 20 jours. Albaret *et al.* (1978) ont obtenu un taux de 30,67 % en infestant un mouton avec des métacercaires à cinq semaines de maturation. Sey (1979) a obtenu un taux de réussite de 35,7 % en infestant une chèvre avec des métacercaires de *P. daubneyi* à deux semaines de maturation.

Ces différences pourraient être liées à l'espèce de parasite et au type d'hôte définitif, mais surtout à l'âge de maturation des métacercaires. Cette hypothèse devra être confirmée avec un dispositif plus grand avec plus d'animaux répartis dans différents lots, et avec des stades différents de maturation des métacercaires.

Suivi de l'infestation des animaux

- Evolution de la coprologie

La coprologie réalisée sur les animaux infestés a été négative pendant toute la durée de l'expérience. Aucun œuf de *P. microbothrium* n'a été retrouvé dans les matières fécales. Seuls étaient présents des œufs de strongles. Alors que les autopsies effectuées six mois après infestation, ont montré la présence de parasites adultes dans le rumen des animaux. Ces parasites mis dans des boîtes de Petri contenant de l'eau distillée ont pondu des œufs. Ce qui pose le problème de fiabilité du diagnostic coprologique de la paramphistomose ?

En revanche, des infestations expérimentales réalisées par certains auteurs ont décelé à différentes périodes, des œufs dans les matières fécales des hôtes définitifs. Sey (1979) a constaté que les premiers œufs étaient trouvés entre les 12^{ème} et 13^{ème} semaine après infestation d'une chèvre avec des métacercaires de *P. daubneyi*. Grétilat (1960b) découvre 75 jours après le début de l'infestation expérimentale, des œufs de *Carmyerius dollfusi* dans les fèces d'un veau. Albaret *et al.* (1978) observent dans les fèces d'un mouton, cinq mois et demi après infestation avec des métacercaires de *P. togolense*, des œufs de ce trématode.

- Evolution pondérale

Sur l'ensemble du suivi, le poids des animaux infestés a augmenté. Ils ont eu un GMQ variant entre 34,5 gr et 69,63 gr. L'animal avec le taux de réussite d'infestation expérimentale le plus élevé a eu le plus petit GMQ. Mais les résultats statistiques ont montré que cette différence n'est pas significative.

Cette augmentation du poids des animaux peut être due à la dose utilisée (500 métacercaires) qui n'est pas importante, par rapport à ce qui se passe naturellement. Au niveau des points d'abreuvement, les animaux sont infestés par des milliers de métacercaires et, à l'abattage, un nombre très important de parasites adultes se trouvent dans leur rumen. Et cette forte infestation est capable de diminuer les performances de production, contrairement à ce que nous avons observé.

Le Roux (1930) en Afrique du sud, a étudié une affection parasitaire des moutons due à la présence dans l'intestin grêle de nombreuses formes immatures de *Cotylophoron cotylophorum*. Il observe un amaigrissement progressif aboutissant généralement à la mort.

CHAPITRE V

Ce dernier chapitre étudie l'ultrastructure de la spermiogenèse et du spermatozoïde de cinq Paramphistomoidea :

- *Paramphistomum microbothrium* (Paramphistomidae)
- *Cotylophoron cotylophorum* (Paramphistomidae)
- *Carmyerius parvipapillatus* (Gastrothylacidae)
- *Carmyerius exoporus* (Gastrothylacidae)
- *Carmyerius endopapillatus* (Gastrothylacidae).

Introduction

Chez les Paramphistomoidea, l'étude de l'ultrastructure de la spermiogenèse et du spermatozoïde est presque vierge. Seul *Ceylonocotyle scoliocoelium* a été étudié en microscopie électronique (Li & Wang 1997). La spermiogenèse et le spermatozoïde de cette espèce ont été décrits de façon très partielle. Les auteurs n'ont pas donné assez d'informations et d'illustrations pour permettre une bonne interprétation des résultats obtenus. Pour eux la spermiogenèse chez *C. scoliocoelium* est identique à celle des autres trématodes. La seule différence est que les éléments externes du corps intercentriolaire de *C. scoliocoelium* se présentent sous la forme d'une rangée de granules, et non d'une bande continue comme chez la plupart des trématodes.

Dans le présent travail, nous décrivons l'ultrastructure de la spermiogenèse et du spermatozoïde de cinq Paramphistomoidea.

1. Matériels et méthodes

Les échantillons de cinq paramphistomes (*Paramphistomum microbothrium*, *Cotylophoron cotylophorum*, *Carmyerius parvipapillatus*, *Carmyerius exoporus* et *Carmyerius endopapillatus*) ont été prélevés dans le rumen de bovins ndama (*Bos taurus*). Les parasites adultes récoltés vivants, ont été fixés à froid (4 °C) dans du glutaraldéhyde à 2,5 % dans du tampon cacodylate de sodium 0,1 M à pH 7,2, puis conservés dans le fixateur. Les échantillons ont ensuite été rincés dans du tampon cacodylate de sodium 0,1 M à pH 7,2 pendant une nuit avant d'être postfixés une heure par le tétr oxyde d'osmium à 1 % dans le même tampon. Les échantillons ont ensuite été déshydratés par passages successifs dans des bains d'éthanol à 70°, 95° et 100° puis dans l'oxyde de propylène. L'inclusion a été faite dans l'Epon. La polymérisation a été réalisée à 60 °C pendant 48 heures. Des coupes ultrafines (70 à 90 nm d'épaisseur) ont été effectuées par l'Ultramicrotome LKB 8800 A. Les coupes ont ensuite été déposées sur des grilles de cuivre et contrastées par l'Acétate d'Uranyle et le Citrate de Plomb (Reynolds 1963). Les coupes ont été observées avec un microscope électronique à transmission (Hitachi H 600) à 75 Kv au laboratoire « Parasites et Ecosystèmes Méditerranéens » de l'Université de Corse.

2. Résultats

2.1. *Paramphistomum microbothrium*

2.1.1. La spermiogenèse (Figure 69)

La jeune spermatide présente un grand noyau central entouré de cytoplasme contenant des mitochondries. Le début de la spermiogenèse est marqué par la formation d'une zone de différenciation délimitée par des membranes arquées (b, d). En coupe transversale, cette zone montre une section presque circulaire. La jeune spermatide possède, entre le noyau et la zone de différenciation, deux centrioles séparés par un corps intercentriolaire (a) et associés à deux racines striées (c, d). Le développement de cette zone de différenciation est marqué par la formation d'une expansion cytoplasmique médiane qui s'accroît en même temps que les microtubules corticaux qui tapissent l'intérieur de sa membrane plasmique.

Le corps intercentriolaire est localisé entre les deux centrioles (e). Sa surface est toujours plus importante que celle des centrioles. Il s'étend donc entre les deux racines striées (d). Il présente une organisation parfaitement symétrique. De part et d'autre d'une fine bande centrale opaque aux électrons, se succèdent trois bandes sombres plus épaisses séparées par des espaces clairs. Les deux bandes sombres externes sont composées d'une rangée de granules (d, e).

En coupe longitudinale, les racines striées apparaissent très longues avec une forme triangulaire (d). Elles peuvent atteindre 3,7 µm de long.

Chaque centriole donne naissance à un flagelle. Les deux flagelles s'accroissent en direction opposée (a, b, c) avant de subir une rotation de 90°, pour devenir parallèles à l'expansion cytoplasmique médiane (d).

Le noyau et la mitochondrie vont commencer leur migration en pénétrant dans l'expansion cytoplasmique médiane (b, d). Puis les flagelles vont fusionner avec cette dernière de façon proximo-distale (g).

Les coupes transversales de l'expansion cytoplasmique médiane montrent, avant et après la fusion des flagelles, quatre zones d'attachement (f, g) et deux champs distincts de microtubules corticaux. Le champ le plus proche du noyau correspond au champ ventral (f). Le champ dans lequel se trouve la mitochondrie correspond au champ dorsal (h).

A la fin de la spermiogenèse, le noyau termine sa migration lorsqu'il atteint l'extrémité distale de la spermatide, mais la mitochondrie arrête sa migration lorsqu'elle atteint la région moyenne de la zone de différenciation. De ce fait, suivant le niveau de coupe, dans les spermatides âgées, on observe la présence ou l'absence d'une mitochondrie, deux axonèmes, une membrane plasmique tapissée intérieurement par des microtubules corticaux et un noyau à chromatine claire (h, i). La spermatide âgée se détache ensuite du cytoplasme résiduel par un processus d'étranglement des membranes arquées.

Nous avons schématisé les principales étapes de la spermiogenèse de *P. microbothrium* sur la figure 70 (A - D)

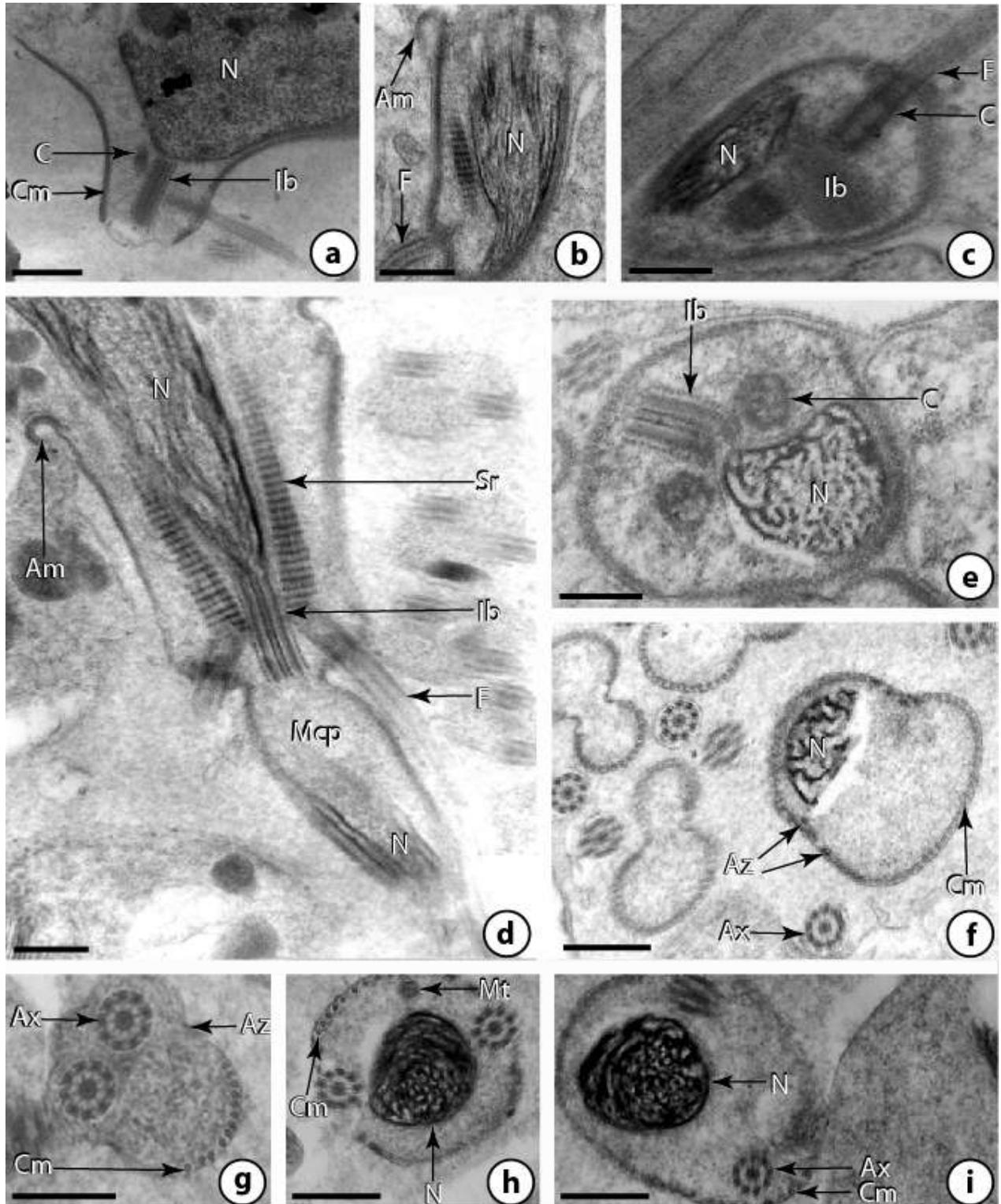


Figure 69 : Spermio-genèse de *Paramphistomum microbothrium* (MET) : a. Etape initiale montrant une zone de différenciation avec la formation d'un flagelle libre (barre = 0,4 µm). b. Coupe longitudinale de la zone de différenciation montrant la rotation flagellaire et la migration du noyau (barre = 0,4 µm). c. Coupe transversale de la zone de différenciation montrant le corps intercentriolaire entre les deux centrioles (barre = 0,4 µm). d. Coupe longitudinale de la zone de la différenciation au moment de la rotation flagellaire. Le noyau commence sa migration dans le processus cytoplasmique médian. Les racines striées, le corps intercentriolaire et les membranes arquées délimitant la zone de différenciation sont visibles (barre = 0,4 µm). e. Coupe transversale de la spermatide montrant les deux racines striées, le noyau et le corps intercentriolaire (barre = 0,4 µm). f. Coupe transversale montrant un matériel dense qui indique les futures zones d'attachement et les microtubules corticaux avant la fusion flagellaire (barre = 0,4 µm). g. Coupe transversale de la spermatide après la fusion flagellaire dans une zone non atteinte par la mitochondrie pendant sa migration (barre = 0,4 µm). h. Coupe transversale de la spermatide après la fusion flagellaire dans une zone montrant la mitochondrie et le noyau (barre = 0,4 µm). i. Coupe transversale de la spermatide âgée montrant le noyau et les deux flagelles après fusion (barre = 0,4 µm).

Abréviations : Am – membranes arquées, Ax – axonème, Az – zones d'attachement, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sr – racines striées

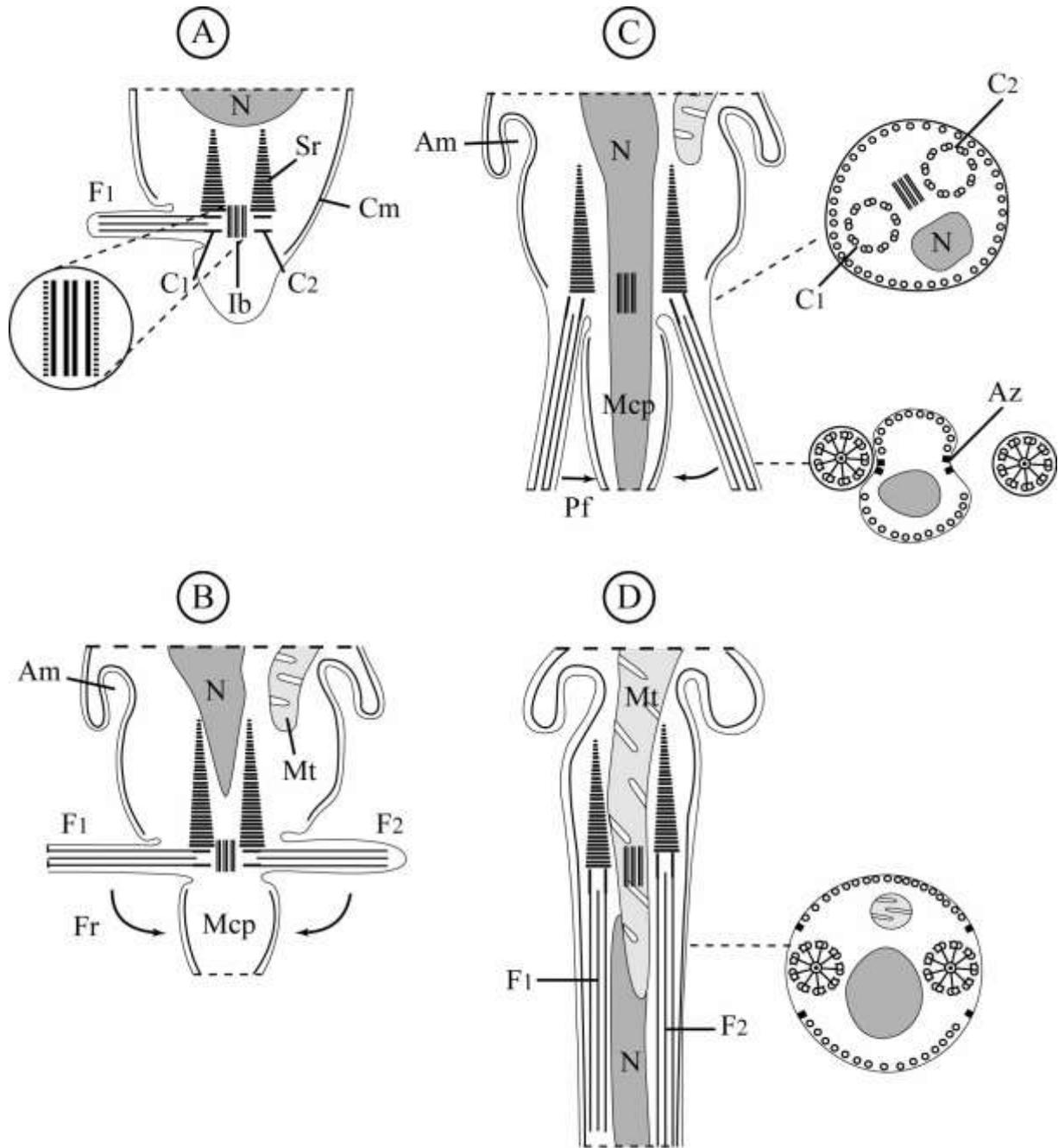


Figure 70 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogenèse de *Paramphistomum microbothrium*. **A.** Début de la spermiogenèse avec formation du premier flagelle. **B.** Début de la formation du deuxième flagelle. **C.** Rotation des deux flagelles. **D.** Fusion des deux flagelles avec l'expansion cytoplasmique médiane.

Abréviations : Am – membranes arquées, Az – zones d'attachement, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Fr – rotation des flagelles, Ib – corps intercentriolaire, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pf – fusion proximodistale des flagelles, Sr – racines striées

2.1.2. Le spermatozoïde (Figure 71)

Nous avons pu distinguer six régions qui sont de l'avant vers l'arrière :

- Région I (a, b, c)

C'est l'extrémité antérieure du spermatozoïde. Elle montre deux axonèmes de type 9 + « 1 » et une expansion latérale sur laquelle se trouve un corps épineux (spinelike body). Les doublets possèdent des bras bien visibles. La partie la plus antérieure du spermatozoïde présente un seul axonème. Le deuxième axonème apparaît ensuite, suivi de l'expansion latérale. Des microtubules corticaux sont visibles sur toute la surface interne de la membrane plasmique qui présente également des ornements externes.

- Région II (d)

Elle est caractérisée par la disparition des ornements externes et l'absence de mitochondrie. Les coupes transversales montrent deux axonèmes et des microtubules corticaux dorsaux dont le nombre varie entre 8 et 10, et ventraux (13 et 16). On observe également à ce niveau une asymétrie bilatérale nette.

- Région III (e)

Elle est caractérisée par la présence d'une mitochondrie entre les deux axonèmes. A la fin de cette région, les microtubules corticaux commencent à s'interrompre progressivement.

- Région IV (f)

Elle débute avec la présence du noyau dans le champ ventral. Les deux axonèmes sont toujours séparés par la mitochondrie qui indique le champ dorsal. Les microtubules corticaux sont encore présents, mais en nombre réduit.

- Région V (g)

Elle est caractérisée par l'absence de mitochondrie. Le noyau a une section plus importante que dans les autres régions. Les microtubules corticaux, peu nombreux, sont toujours visibles sur la surface interne de la membrane plasmique.

- Région VI (h)

Cette région correspond à l'extrémité postérieure du spermatozoïde. Un des axonèmes a disparu. Elle renferme le noyau et un axonème. Les microtubules corticaux sont présents mais en nombre très réduit. Le deuxième axonème à son tour se désorganise puis disparaît. A l'extrémité postérieure du spermatozoïde ne persistent que le noyau et quelques rares microtubules.

Nous avons schématisé les six régions du spermatozoïde mûr sur la figure 72 (I – VI).

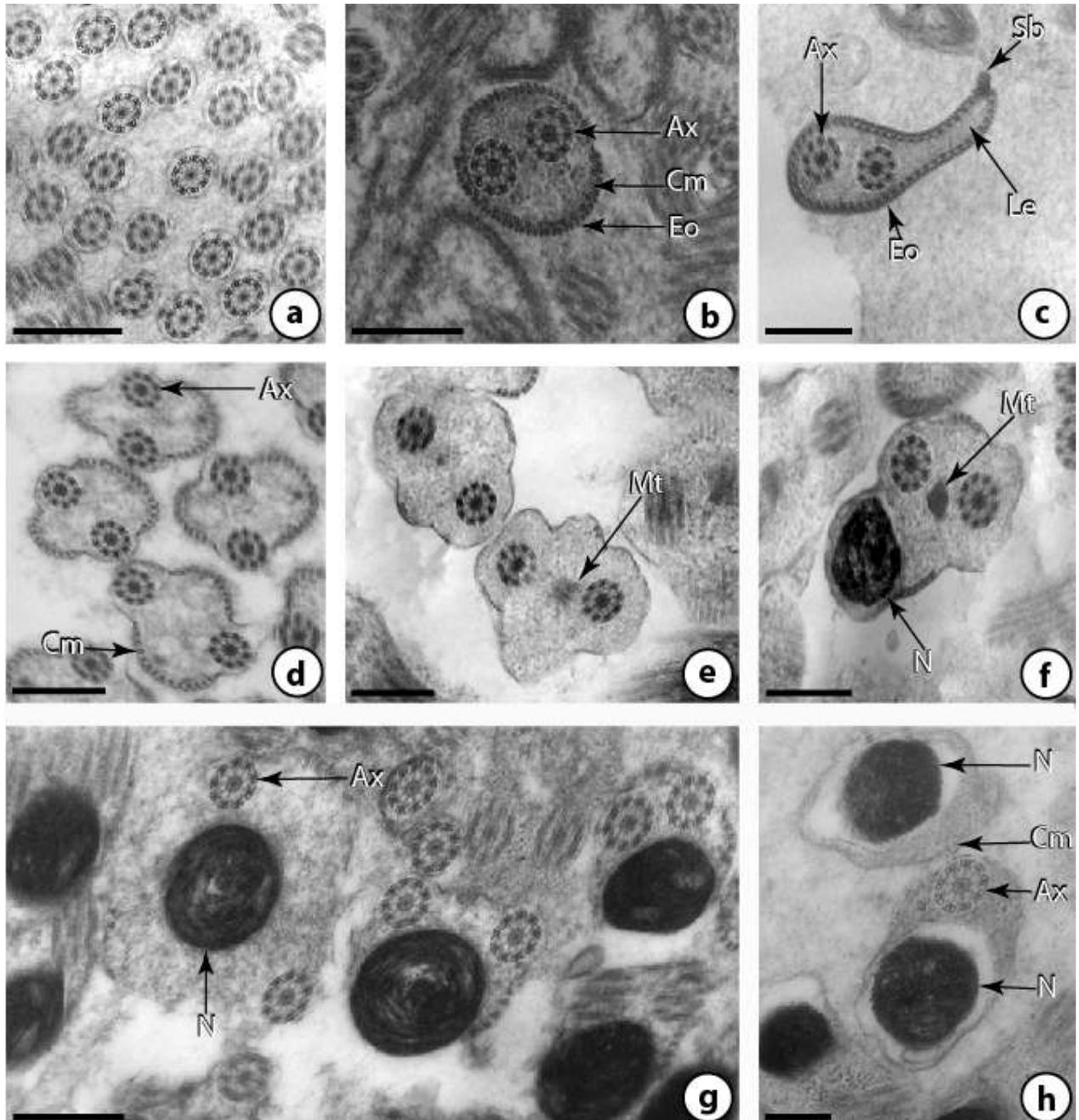


Figure 71 : Spermatozoïde mûr de *Paramphistomum microbothrium* (MET) : **a.** Coupe transversale de l'extrémité antérieure du spermatozoïde montrant un axonème entouré par la membrane plasmique. On note l'absence de microtubules corticaux à ce niveau (barre = 0,4 μ m). **b.** Coupe transversale de la région I montrant 2 axonèmes, de nombreux microtubules corticaux et une ornementation externe (barre = 0,4 μ m). **c.** Coupe transversale de la région I montrant l'expansion dorsolaterale du cytoplasme et un « spinelike body » (barre = 0,4 μ m). **d.** Coupe transversale de la région II montrant la disparition des ornementations externes et de l'expansion dorsolaterale contenant le « spinelike body » (barre = 0,4 μ m). **e.** Coupe transversale de la région III montrant la présence de la mitochondrie et la réduction du nombre de microtubules corticaux (barre = 0,4 μ m). **f.** Coupe transversale de la région IV montrant le noyau et la mitochondrie (barre = 0,4 μ m). **g.** Coupe transversale de la région V montrant une coupe plus significative du noyau par rapport aux autres régions (barre = 0,4 μ m). **h.** Coupe transversale de la région postérieure du spermatozoïde contenant un axonème et un noyau, et de la partie la plus postérieure montrant un noyau entouré par une membrane plasmique avec quelques rares microtubules corticaux (barre = 0,2 μ m).

Abréviations : Ax – axonème, Cm – microtubules corticaux, Eo – ornementations externes, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sb – spinelike body.

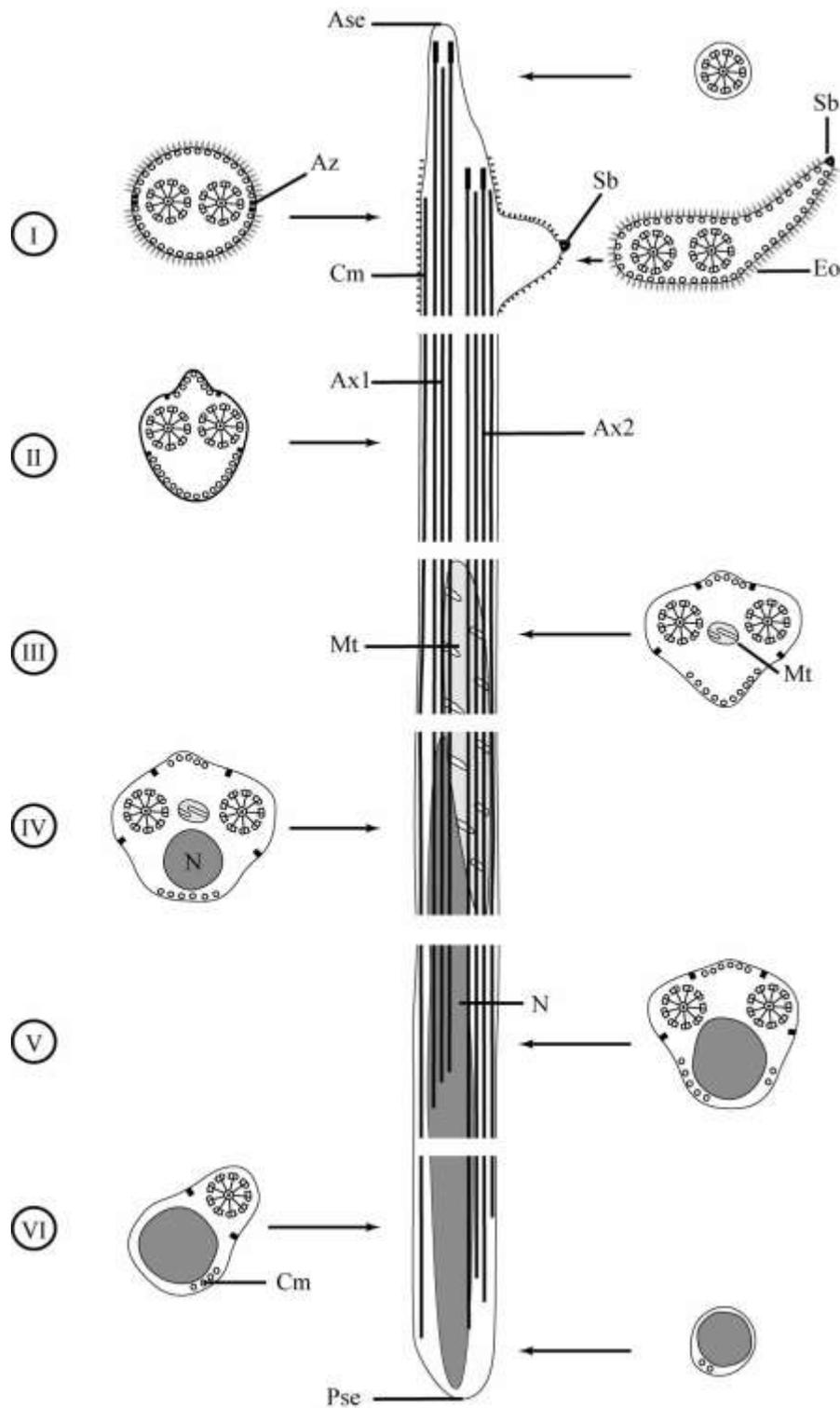


Figure 72 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure des six régions successives (I - VI) du spermatozoïde mûr de *Paramphistomum microbothrium*

Abréviations : Ase – extrémité antérieure du spermatozoïde, Ax – axonème, Az – zones d'attachement, Cm – microtubules corticaux, Eo – ornements externes, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pse – extrémité postérieure du spermatozoïde, Sb – spinelike body.

2.2. *Cotylophoron cotylophorum*

2.2.1. La spermiogenèse (Figure 73)

La spermiogenèse de *C. cotylophorum* débute par la formation d'une zone de différenciation dans la jeune spermatide. Cette zone où va se dérouler l'essentiel de la spermiogenèse est délimitée par des membranes arquées et entourée par des microtubules corticaux. La jeune spermatide présente un grand noyau central entouré de cytoplasme contenant des mitochondries (a).

En coupe transversale, cette zone montre une section presque circulaire. La jeune spermatide possède un noyau, deux centrioles situés dans le même plan (b), séparés par le corps intercentriolaire (c) et associés à deux racines striées (d).

Le développement de cette zone de différenciation est marqué par la formation d'une expansion cytoplasmique médiane qui s'accroît en même temps que les microtubules corticaux qui tapissent l'intérieur de sa membrane plasmique (d).

Le corps intercentriolaire présente un plan de symétrie. Il apparaît en coupe transversale composé de trois bandes sombres séparées par des bandes claires de part et d'autre d'une fine bande centrale opaque aux électrons. Les deux bandes sombres externes sont composées chacune d'une rangée de granules (b, e).

En coupe longitudinale, les racines striées ont une forme triangulaire (f).

Les deux centrioles donnent l'un après l'autre et en sens opposé, naissance à un flagelle (e). Les flagelles subissent une rotation de 90° pour devenir parallèles à l'expansion cytoplasmique médiane (f).

Le noyau et les mitochondries vont commencer leur migration en pénétrant dans l'expansion cytoplasmique médiane (d, f). Les coupes transversales de l'expansion cytoplasmique montrent avant la fusion des flagelles, quatre zones d'attachement et deux champs de microtubules corticaux (g). Les flagelles vont fusionner l'un après l'autre avec l'expansion cytoplasmique médiane. Cette fusion se fait de façon proximo-distale. Après la fusion, les deux flagelles deviennent parallèles à l'intérieur de l'expansion cytoplasmique médiane (h).

A la fin de la spermiogenèse, le noyau termine sa migration lorsqu'il atteint l'extrémité distale de la spermatide, mais la mitochondrie arrête sa migration lorsqu'elle atteint la région moyenne de la zone de différenciation. Suivant le niveau de coupe, dans les spermatides âgées, on observe deux axonèmes, une membrane plasmique tapissée intérieurement par des microtubules corticaux et la présence ou l'absence de la mitochondrie et du noyau à chromatine claire (i, j, k). La spermatide âgée se détache ensuite du cytoplasme résiduel par un processus d'étranglement des membranes arquées.

Nous avons schématisé les principales étapes de la spermiogenèse de *C. cotylophorum* sur la figure 74 (A – E)

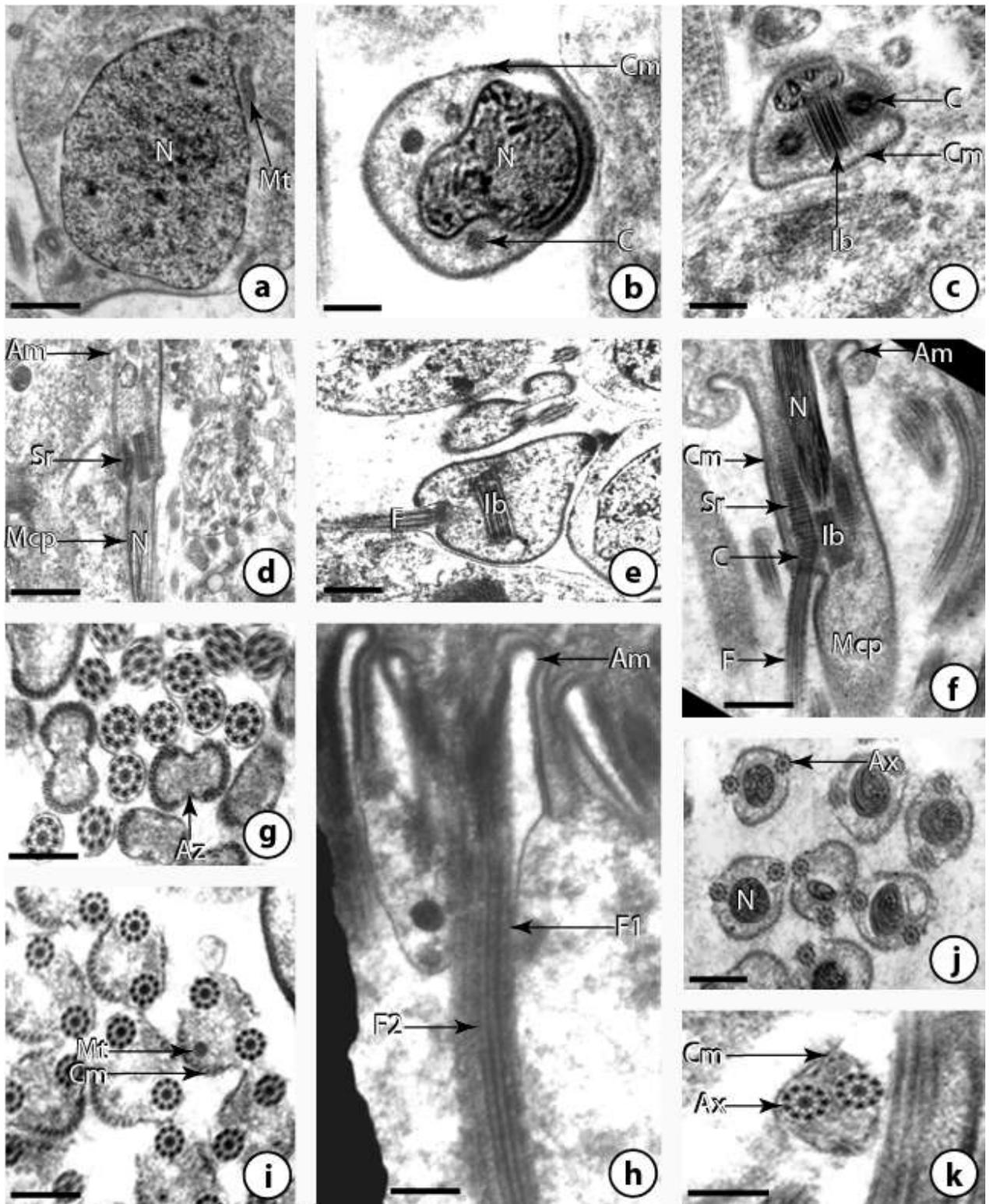


Figure 73 : Spermiogenèse de *Cotylophoron cotylophorum* (MET) : a. Etape initiale de la spermiogenèse montrant la zone de différenciation avec un énorme noyau, les mitochondries, le corps intercentriolaire et les centrioles, le tout entouré par une membrane plasmique tapissée de microtubules corticaux (barre = 0,8 µm). b. Coupe transversale de la zone de différenciation montrant le noyau et les centrioles (barre = 0,4 µm). c. Coupe transversale de la zone de différenciation montrant le noyau et le corps intercentriolaire situé entre les deux centrioles (barre = 0,5 µm). d. Coupe longitudinale de la zone de différenciation montrant le noyau qui a migré dans l'expansion cytoplasmique médiane (barre = 1 µm). e. Coupe transversale de la spermatide montrant un centriole qui donne naissance à un flagelle faisant un angle de 90° (barre = 0,5 µm). f. Coupe longitudinale de la zone de différenciation montrant la rotation flagellaire et la migration du noyau (barre = 0,8 µm). g. Coupe transversale montrant un matériel dense qui indique les futures zones d'attachement et les microtubules corticaux avant la fusion des flagelles (barre = 0,4 µm). h. Coupe longitudinale montrant les deux flagelles après fusion et qui deviennent parallèles (barre = 1 µm). i. Coupe transversale de la spermatide montrant la mitochondrie, les deux axonèmes et les microtubules corticaux (barre = 0,4 µm). j. Coupe transversale de la spermatide montrant le noyau, les deux axonèmes et les microtubules corticaux (barre = 0,5 µm). k. Coupe transversale de la spermatide âgée montrant les deux axonèmes et les microtubules corticaux (barre = 0,4 µm).
Abréviations : Am – membranes arquées, Ax – axonème, Az – zones d'attachement, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Ib – corps intercentriolaire, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sr – racines striées

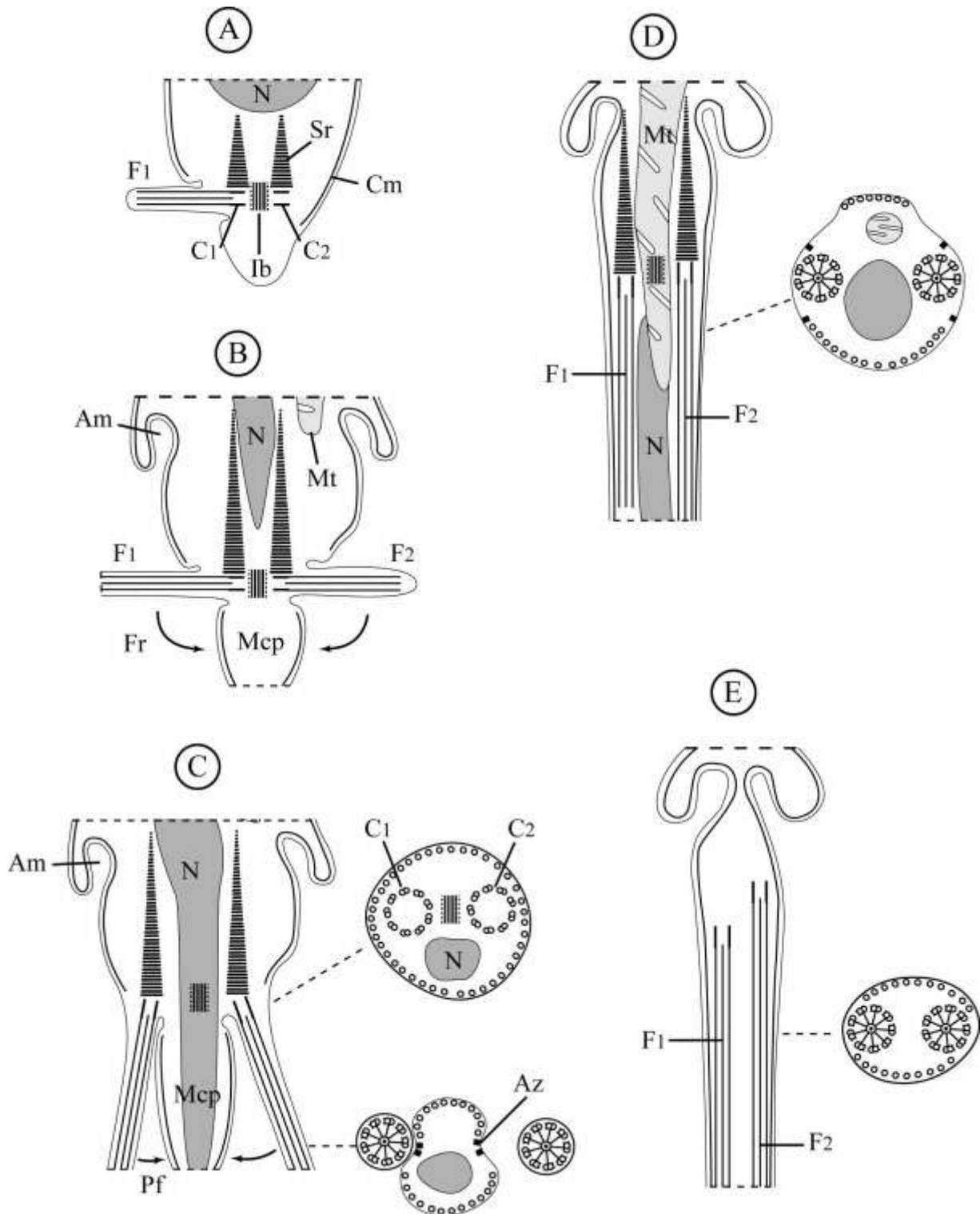


Figure 74 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogenèse de *Cotylophoron cotylophorum*. A. Début de la spermiogenèse avec formation du premier flagelle. B. Début de la formation du deuxième flagelle. C. Rotation des deux flagelles. D. Fusion des deux flagelles avec l'expansion cytoplasmique médiane. E. Fin de la spermiogenèse par l'étranglement au niveau des membranes arquées.
Abréviations : Am – membranes arquées, Az – zones d'attachement, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Fr – rotation des flagelles, Ib – corps intercentriolaire, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pf – fusion proximo-distale des flagelles, Sr – racines striées.

2.2.2. Le spermatozoïde (Figure 75)

L'étude ultrastructurale du spermatozoïde de *C. cotylophorum* nous a permis de distinguer six régions de l'extrémité antérieure vers l'extrémité postérieure.

- Région I (a, b, c, d)

C'est l'extrémité antérieure du spermatozoïde. Elle montre deux axonèmes de type 9 + « 1 » et une expansion latérale présentant un « spinelike body ». Les doublets possèdent des bras bien visibles. La partie la plus antérieure du spermatozoïde présente un seul axonème. Le deuxième axonème apparaît ensuite, suivi de l'expansion latérale. Des microtubules corticaux tapissent la surface interne de la membrane plasmique à partir de l'apparition du deuxième axonème. La membrane plasmique ne présente des ornements externes que sur son champ ventral.

- Région II (e)

Les coupes transversales de cette région montrent deux axonèmes et deux champs distincts de microtubules corticaux l'un dorsal (petit) et l'autre ventral (plus grand). Des ornements externes de la membrane plasmique sont encore présentes, mais uniquement sur le champ ventral du gamète.

- Région III (f)

Elle est caractérisée par la présence d'une mitochondrie entre les deux axonèmes et la diminution du nombre de microtubules corticaux. Les ornements externes du champ ventral ont disparu.

- Région IV (g)

L'apparition du noyau dans le champ ventral caractérise cette région. Les deux axonèmes sont toujours séparés par la mitochondrie qui indique le champ dorsal. Les microtubules corticaux sont encore présents, mais en nombre réduit.

- Région V (h, i)

Elle est caractérisée par l'absence de mitochondrie. Le noyau a une section plus importante. Les microtubules corticaux, peu nombreux, sont toujours visibles sur la surface interne de la membrane plasmique. La désorganisation et la disparition du premier axonème marquent la fin de cette région.

- Région VI (j, k)

Cette région correspond à l'extrémité postérieure du spermatozoïde. Le deuxième axonème à son tour disparaît. A la fin du spermatozoïde, nous n'observons plus que le noyau entouré par une membrane plasmique, mais présentant une petite expansion latérale dans laquelle persistent encore un ou deux microtubules corticaux.

Nous avons schématisé les six régions du spermatozoïde mûr sur la figure 76 (I – VI).

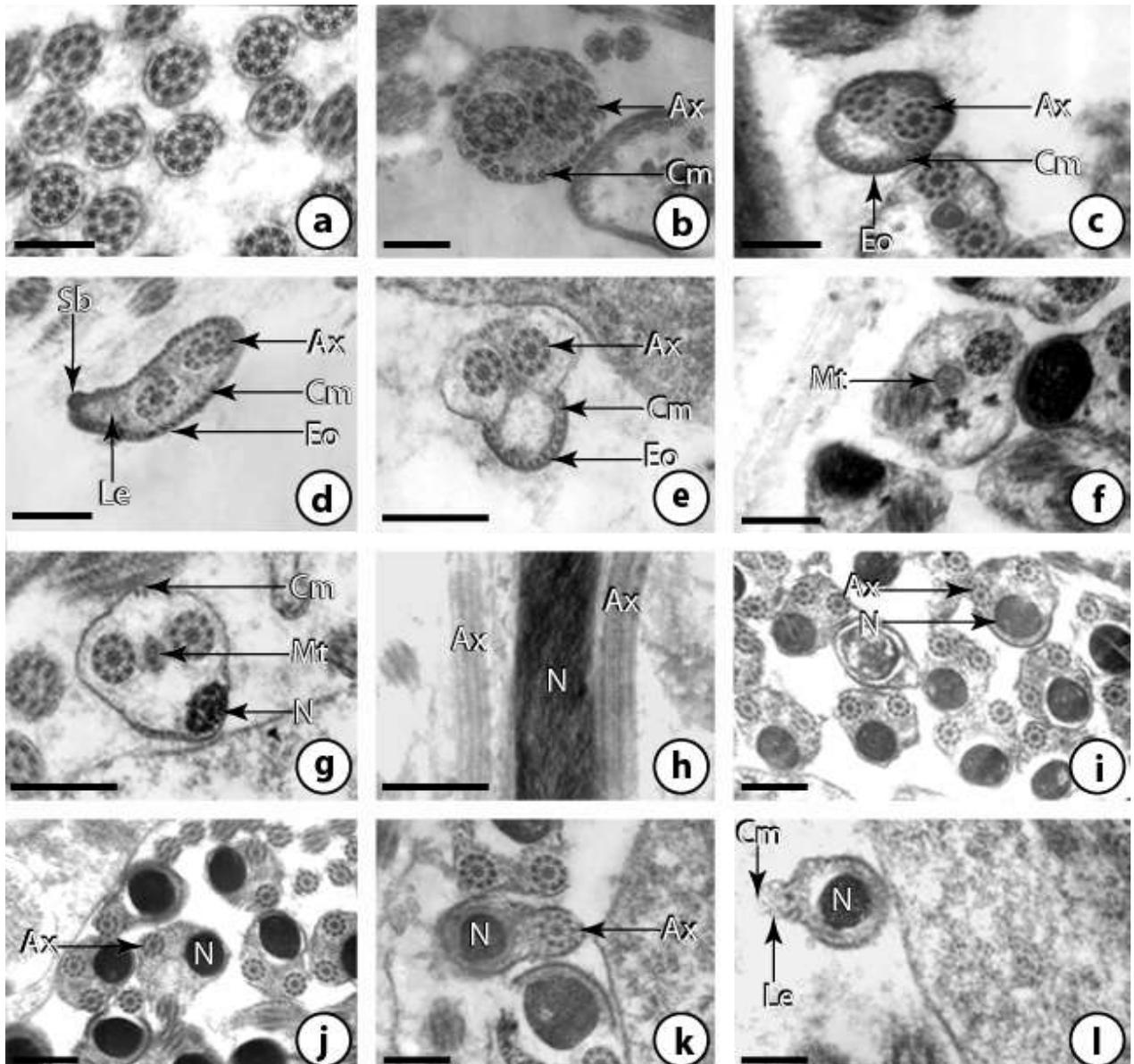


Figure 75 : Spermatozoïde mûr de *Cotylophoron cotylophorum* (MET) : a. Coupe transversale de l'extrémité antérieure du spermatozoïde montrant 1 axonème entouré par la membrane de plasmique (barre = 0,4 μm). b. Coupe transversale de la région I montrant 2 axonèmes, et une membrane plasmique tapissée de nombreux microtubules corticaux (barre = 0,2 μm). c. Coupe transversale de la région I montrant 2 axonèmes, et une membrane plasmique tapissée de nombreux microtubules corticaux. La partie ventrale présente des ornements externes (barre = 0,4 μm). d. Coupe transversale de la région I montrant l'expansion latérale munie d'un « spinelike body ». La membrane plasmique est tapissée intérieurement par des microtubules corticaux et extérieurement par des ornements, sauf sur une partie de la face dorsale (barre = 0,4 μm). e. Coupe transversale de la région II montrant les deux axonèmes et les microtubules corticaux. Le champ ventral présente des ornements externes (barre = 0,4 μm). f. Coupe transversale de la région III montrant les deux axonèmes, les microtubules corticaux et l'apparition de la mitochondrie (barre = 0,4 μm). g. Coupe transversale de la région IV montrant les microtubules corticaux, les deux axonèmes, la mitochondrie et le noyau (barre = 0,4 μm). h. Coupe longitudinale de la région V montrant les deux flagelles et le noyau (barre = 0,4 μm). i. Coupe transversale de la région V montrant la disparition de la mitochondrie. On n'observe que le noyau et les deux axonèmes (barre = 0,5 μm). j. Coupe transversale de la région VI montrant un axonème qui commence à disparaître. (barre = 0,5 μm). k. Coupe transversale de la région VI montrant un axonème et un noyau (barre = 0,5 μm). l. Coupe transversale de la partie la plus postérieure de la région VI montrant un noyau entouré par une membrane plasmique munie d'une petite expansion latérale et quelques microtubules corticaux (barre = 0,5 μm).

Abréviations : Ax – axonème, Cm – microtubules corticaux, Eo – ornements externes, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sb – spinelike body.

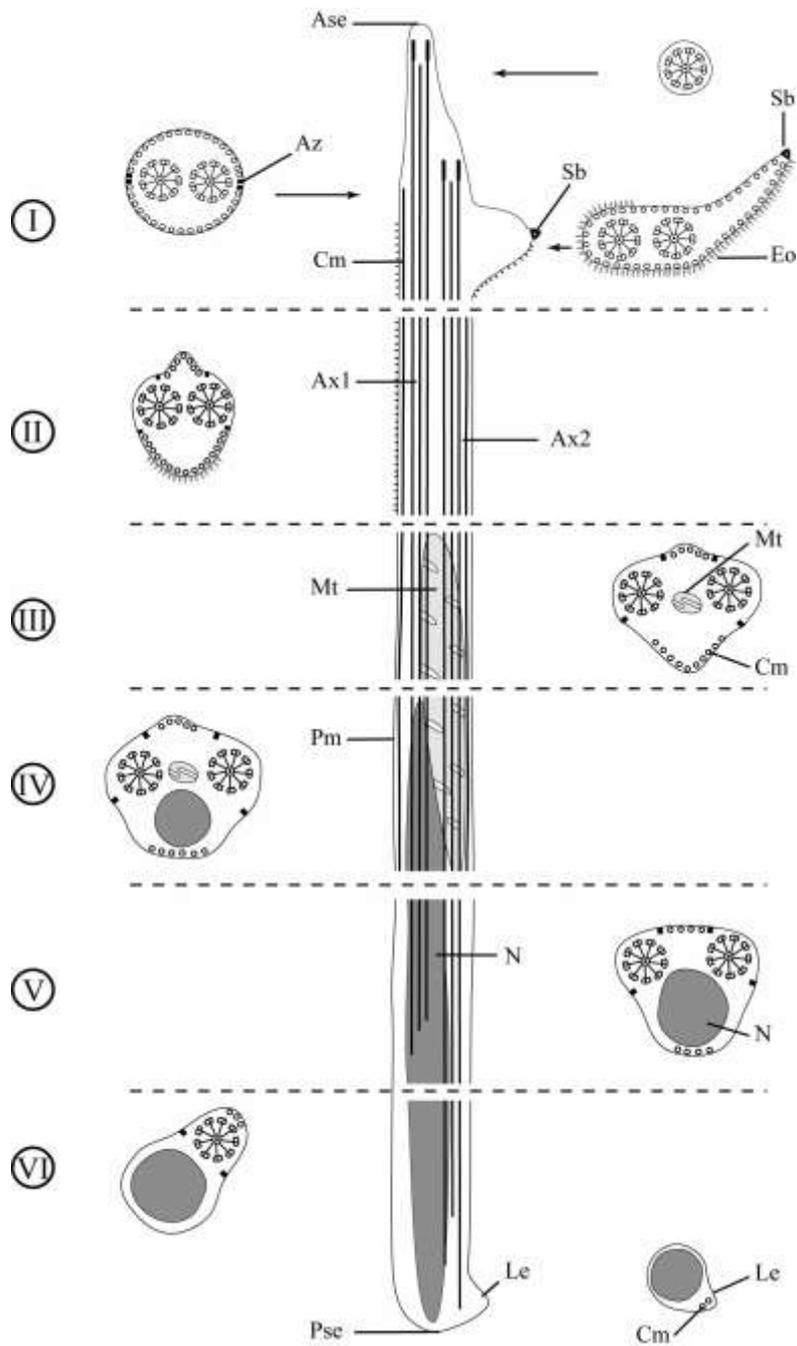


Figure 76 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure des six régions successives (I – VI) du spermatozoïde mûr de *Cotylophoron cotylophorum*

Abréviations : Ase – extrémité antérieure du spermatozoïde, Ax – axonème, Az – zones d'attachement, Cm – microtubules corticaux, Eo – ornements externes, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pm – membrane plasmique, Pse – extrémité postérieure du spermatozoïde, Sb – spinelike body.

2.3. *Carmyerius parvipapillatus*

2.3.1. La spermiogenèse (Figures 77, 78)

La spermiogenèse de *C. parvipapillatus* débute par la formation, dans la jeune spermatide, d'une zone de différenciation (a). Cette zone, où va se dérouler l'essentiel de la spermiogenèse, (c, d) est délimitée par des membranes arquées et entourée de microtubules corticaux. Elle contient deux centrioles réunis par un corps intercentriolaire et associées à deux racines striées (d). Le développement de cette zone de différenciation est marqué par la formation d'une expansion cytoplasmique médiane, qui s'accroît en même temps que les microtubules corticaux qui tapissent l'intérieur de sa membrane plasmique (c, d) et dans laquelle s'étendent le noyau et des mitochondries (b, e).

Le corps intercentriolaire présente un plan de symétrie. Il apparaît en coupe transversale composé de trois bandes sombres séparées par des bandes claires de part et d'autre d'une fine bande centrale opaque aux électrons. Les deux bandes sombres externes sont composées chacune d'une rangée de granules (d, e, f, g, h).

En coupe longitudinale, les racines striées ont une forme triangulaire et une longueur moyenne d'environ 2,9 μm (d).

Les deux centrioles donnent, l'un après l'autre et en sens opposé, naissance à un flagelle (c, d, g, h). Les flagelles subissent ensuite une rotation de 90° pour devenir parallèles à l'expansion cytoplasmique médiane (d).

Le noyau puis les mitochondries migrent dans cette expansion cytoplasmique médiane (d).

Des coupes transversales de la spermatide à différents niveaux montrent des structures différentes. Certaines montrent le noyau et le corps intercentriolaire qui peut présenter de part et d'autre soit deux racines striées (e), soit deux centrioles (f). D'autres mettent en évidence l'apparition successive des flagelles (g) et leurs directions opposées avant la rotation de 90° (h).

Les coupes transversales de l'expansion cytoplasmique médiane montrent, avant la fusion des flagelles, quatre zones d'attachement (i) et deux champs distincts de microtubules corticaux. Le champ le plus proche du noyau est considéré comme ventral (j). Les flagelles subissent une rotation de 90° avant de fusionner l'un après l'autre (k) avec l'expansion cytoplasmique médiane. Cette fusion est proximo-distale et intervient au niveau des quatre zones d'attachement. Après la fusion, les deux flagelles deviennent parallèles à l'intérieur de

l'expansion cytoplasmique (l). Suivant le niveau de coupe dans les spermatides âgées, on observe deux axonèmes et une membrane plasmique tapissée de microtubules, la présence ou l'absence de mitochondrie et la présence ou l'absence d'un noyau de grande section car la chromatine n'a pas encore terminé sa condensation (m, n, o). A la fin de la migration du noyau et des mitochondries, avant que la spermatide âgée ne se détache du cytoplasme résiduel il apparaît vers l'avant du gamète un corps latéral en forme d'épine (p).

Nous avons schématisé les principales étapes de la spermiogenèse de *C. parvipapillatus* sur la figure 79 (A – E).

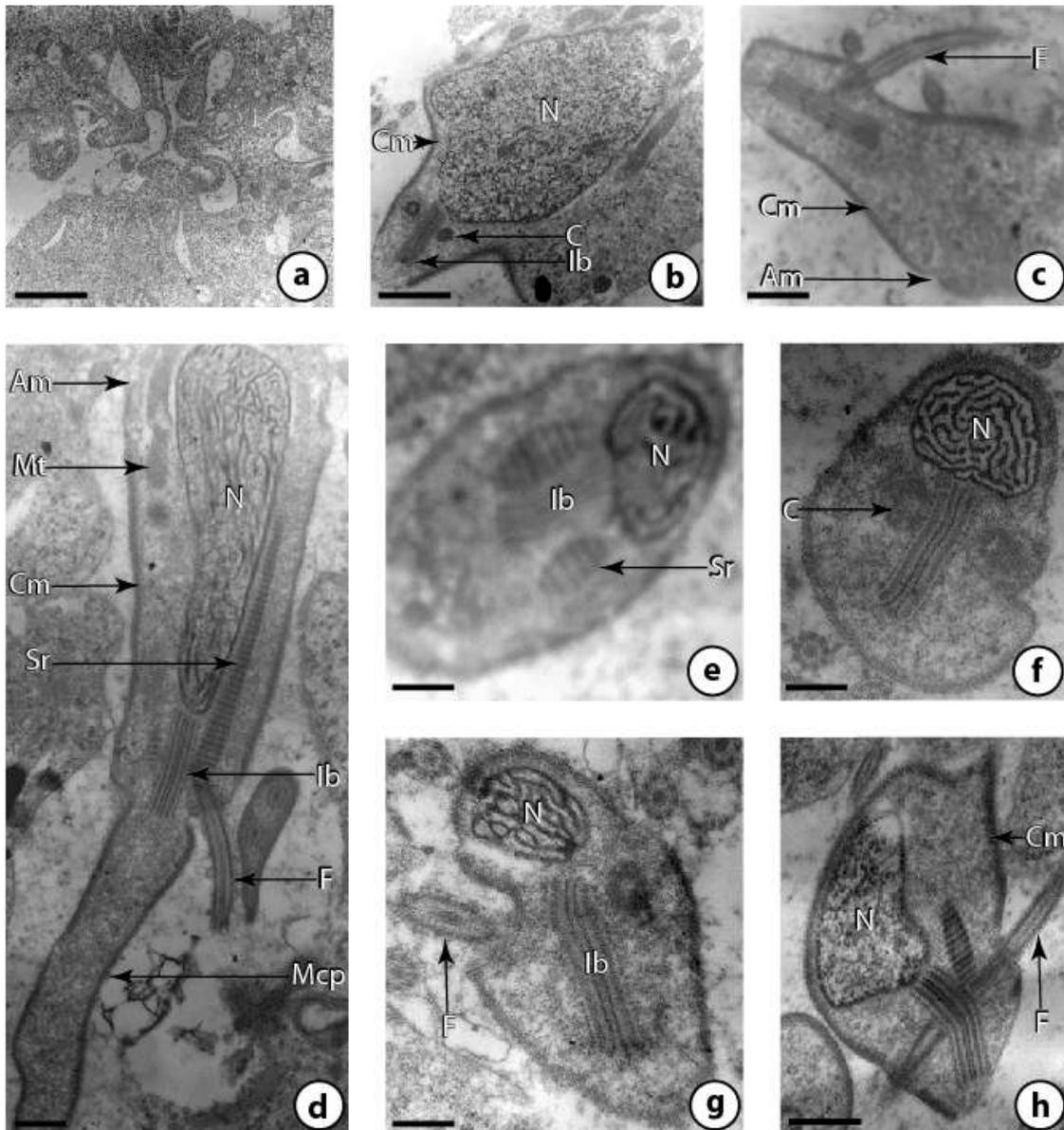


Figure 77 : Spermiogenèse de *Carmyerius parvipapillatus* (MET) : **a.** Etape initiale de la spermiogenèse montrant la zone de différenciation (barre = 2 μm). **b.** Zone de différenciation montrant le corps intercentriolaire, les deux centrioles, un énorme noyau et des mitochondries, entourés par une membrane plasmique tapissée de microtubules corticaux (barre = 0,8 μm). **c.** Coupe montrant un centriole qui donne naissance à un flagelle (barre = 0,6 μm). **d.** Coupe longitudinale de la zone de différenciation au moment de la rotation flagellaire. Le noyau commence sa migration dans l'expansion cytoplasmique médiane. Les racines striées, le corps intercentriolaire sont présents, de même que les membranes arquées qui délimitent cette zone (barre = 0,6 μm). **e.** Coupe transversale de la spermatide montrant le corps intercentriolaire, les deux racines striées et le noyau (barre = 0,6 μm). **f.** Coupe transversale de la spermatide montrant le corps intercentriolaire, les deux centrioles et le noyau (barre = 0,6 μm). **g.** Premier centriole qui donne naissance à un flagelle (barre = 0,6 μm). **h.** Second centriole donnant naissance au deuxième flagelle (barre = 0,8 μm).

Abréviations : Am – membrane arquée, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Ib – corps intercentriolaire, Mt – mitochondrie, N – noyau, Mcp – processus cytoplasmique médian, Sr – racines striées.

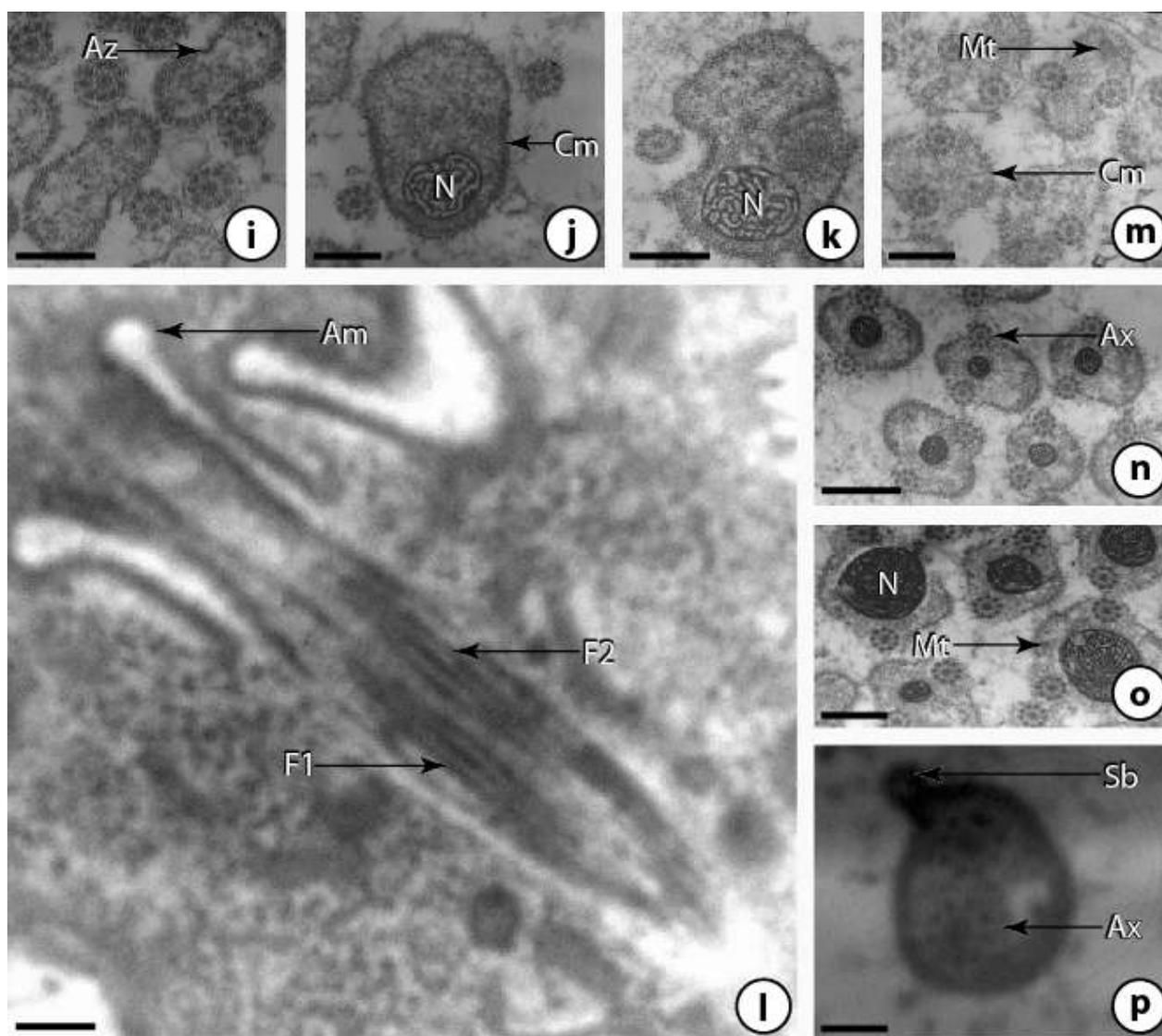


Figure 78 : Spermiogenèse de *Carmyerius parvipapillatus* (MET) : **i.** Coupe transversale montrant un matériel dense qui indique les futures zones d'attachement et les microtubules corticaux avant la fusion des flagelles (barre = 0,6 μm). **j.** Coupe transversale montrant le noyau dans l'expansion cytoplasmique avant la fusion des flagelles (barre = 0,6 μm). **k.** Coupe transversale montrant le début de fusion du premier flagelle avec l'expansion cytoplasmique médiane (barre = 0,6 μm). **l.** Coupe longitudinale montrant les deux flagelles après fusion et qui deviennent parallèles (barre = 0,8 μm). **m.** Coupe transversale de la spermatide après la fusion des flagelles (barre = 0,6 μm). **n.** Coupe transversale de la spermatide âgée montrant le noyau et les deux flagelles entourés par une membrane plasmique tapissée de microtubules corticaux (barre = 0,8 μm). **o.** Coupe transversale de la spermatide âgée montrant le noyau qui a augmenté de volume, la mitochondrie et les deux flagelles entourés par une membrane plasmique tapissée de microtubules corticaux (barre = 0,6 μm). **p.** Coupe transversale de la spermatide âgée présentant un spinelike body (barre = 0,4 μm).

Abréviations : Am – membrane arquée, Ax – axonème, Az – zone d'attachement, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sb – spinelike body.

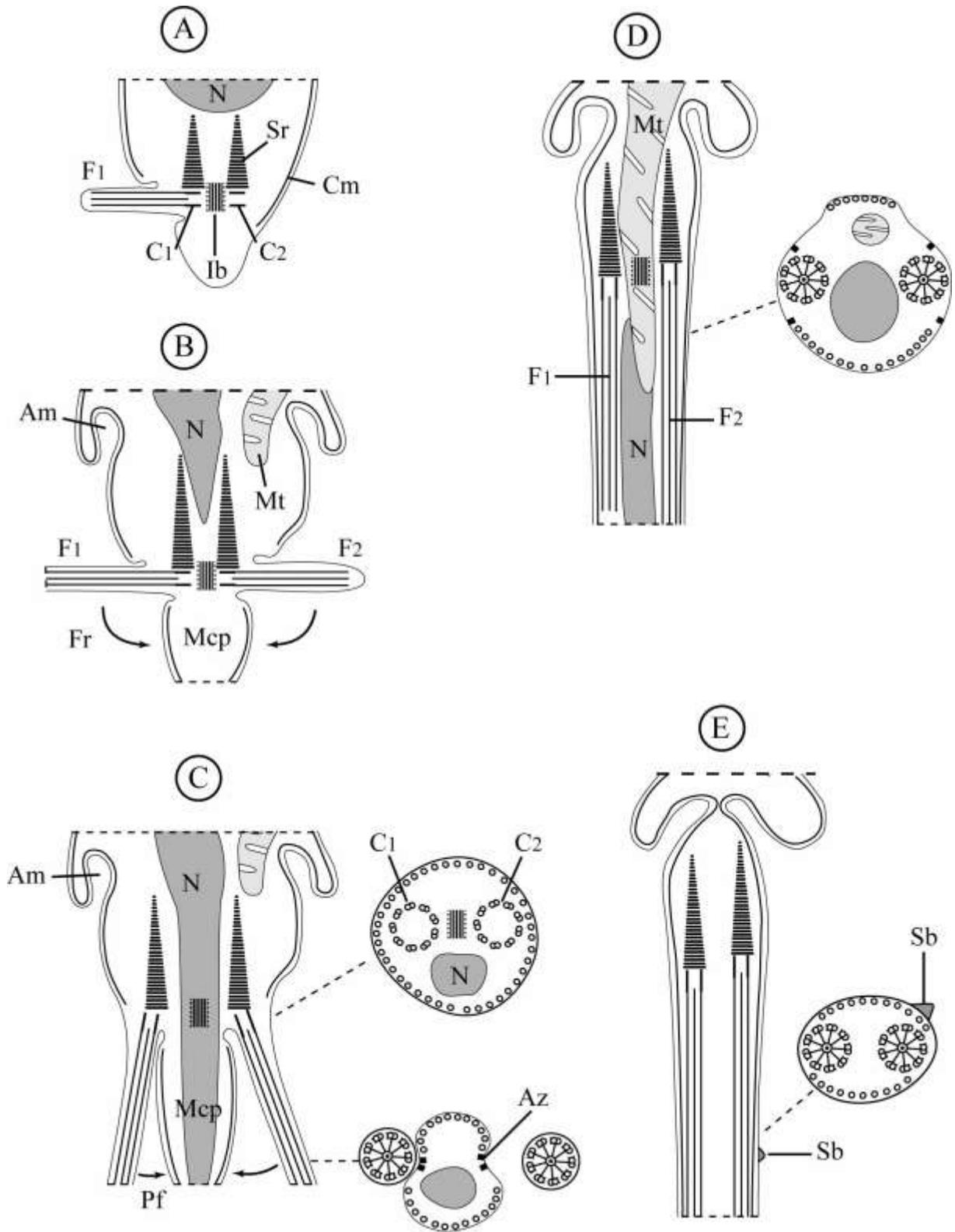


Figure 79 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogénèse de *Carmyerius parvipapillatus*. A. Début de la spermiogénèse avec formation du premier flagelle. B. Début de la formation du deuxième flagelle. C. Rotation des deux flagelles. D. Fusion des deux flagelles avec l'expansion cytoplasmique médiane. E. Fin de la spermiogénèse par l'étranglement au niveau des membranes arquées.

Abréviations : Am – membranes arquées, Az – zones d'attachement, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Fr – rotation des flagelles, Ib – corps intercentriolaire, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pf – fusion proximodistale des flagelles, Sb – spinelike body, Sr – racines striées.

2.3.2. Le spermatozoïde (Figures 80, 81)

L'étude ultrastructurale du spermatozoïde de *C. parvipapillatus*, nous a permis de distinguer six régions de l'extrémité antérieure vers l'extrémité postérieure du gamète.

- Région I (a, b, c, d)

Cette première région du spermatozoïde de *C. parvipapillatus* correspond à l'extrémité antérieure. Elle montre deux axonèmes de type 9 + « 1 » et une expansion latérale présentant un ou deux « spinelike bodies ». La partie la plus antérieure est caractérisée par la présence d'un seul axonème. Des microtubules corticaux tapissent la surface interne de la membrane plasmique à partir de l'apparition du deuxième axonème.

- Région II (e)

Les coupes transversales de cette région montrent deux axonèmes et deux champs de microtubules corticaux l'un dorsal (petit) et l'autre ventral (plus grand). A ce niveau, il n'y a plus de « spinelike bodies ».

- Région III (f)

Elle est caractérisée par l'apparition de la mitochondrie et la diminution du nombre de microtubules corticaux.

- Région IV (h, i)

L'apparition du noyau dans le champ ventral caractérise cette région. Les deux axonèmes sont toujours séparés par la mitochondrie qui indique le champ dorsal. Les microtubules corticaux sont toujours présents, mais en nombre réduit. Un déplacement latéral du noyau est fréquemment observé.

- Région V (j)

Elle contient le noyau et les deux axonèmes, mais elle est dépourvue de mitochondrie et de microtubules corticaux. La désorganisation et la disparition du premier axonème marquent la fin de cette région.

- Région VI (k, l)

Cette zone correspond à l'extrémité postérieure du spermatozoïde. Le deuxième axonème à son tour disparaît. A la fin de cette région, nous n'observons plus que le noyau entouré par une membrane dépourvue de microtubules, mais présentant une petite expansion latérale.

Nous avons schématisé les six régions du spermatozoïde sur la figure 82 (I – VI).

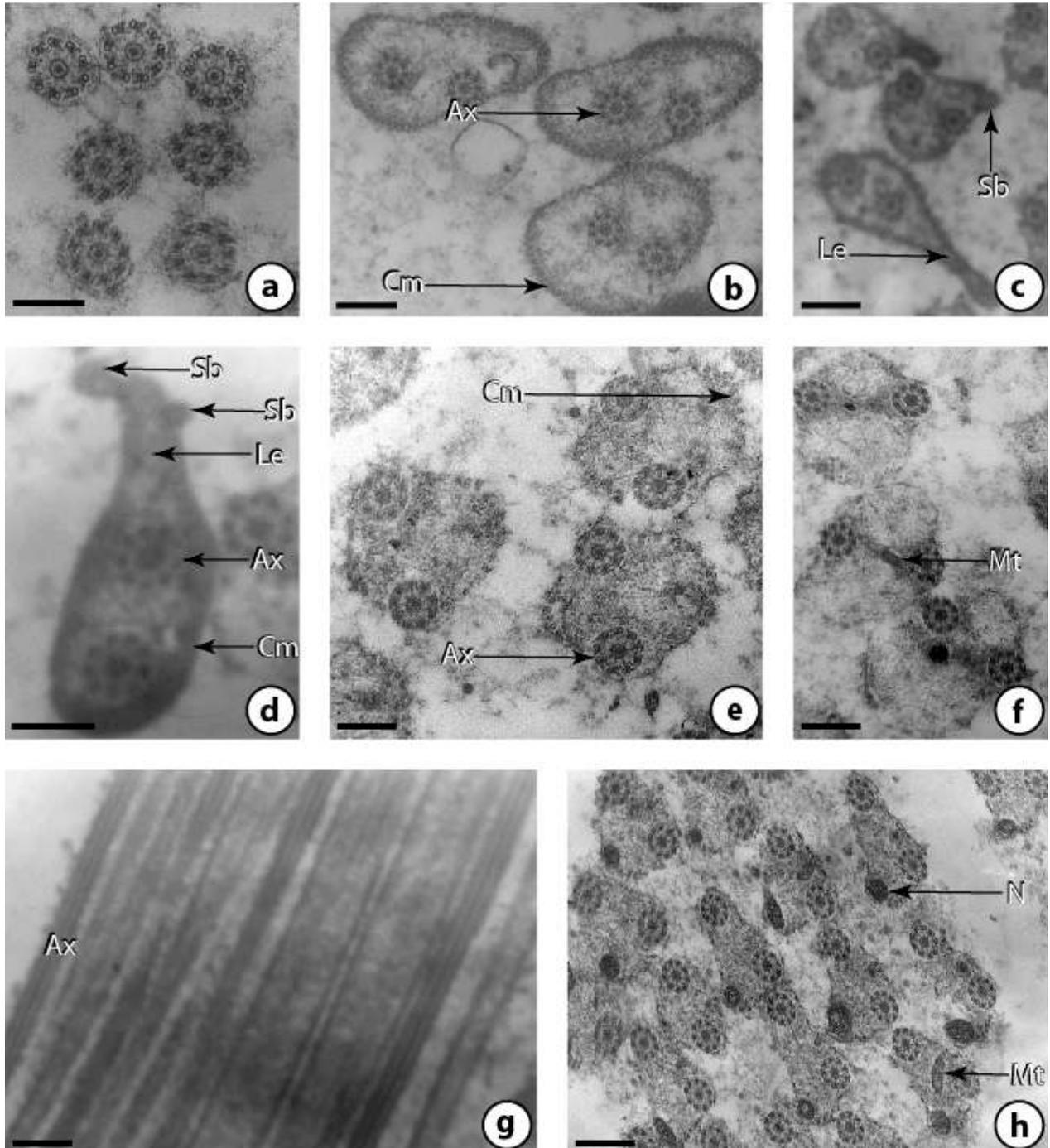


Figure 80 : Spermatozoïde mûr de *Carmyerius parvipapillatus* (MET) : **a.** Coupe transversale de l'extrémité antérieure du spermatozoïde montrant 1 axonème entouré par la membrane de plasmique (barre = 0,4 μm). **b.** Coupe transversale de la région I montrant 2 axonèmes, et une membrane plasmique tapissée de nombreux microtubules corticaux (barre = 0,6 μm). **c.** Coupe transversale de la région I montrant l'expansion latérale munie d'un « spinelike body » (barre = 0,5 μm). **d.** Coupe transversale de la région I montrant l'expansion latérale munie d'un deuxième spinelike body (barre = 0,4 μm). **e.** Coupe transversale de la région II (barre = 0,5 μm). **f.** Coupe transversale de la région III montrant les microtubules corticaux et l'apparition de la mitochondrie (barre = 0,6 μm). **g.** Coupe longitudinale de la région II montrant les axonèmes (barre = 0,4 μm). **h.** Coupe transversale de la région IV montrant les deux axonèmes, la mitochondrie et le noyau (barre = 0,5 μm).
Abréviations : Ax – axonème, Cm – microtubules corticaux, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sb – spinelike body.

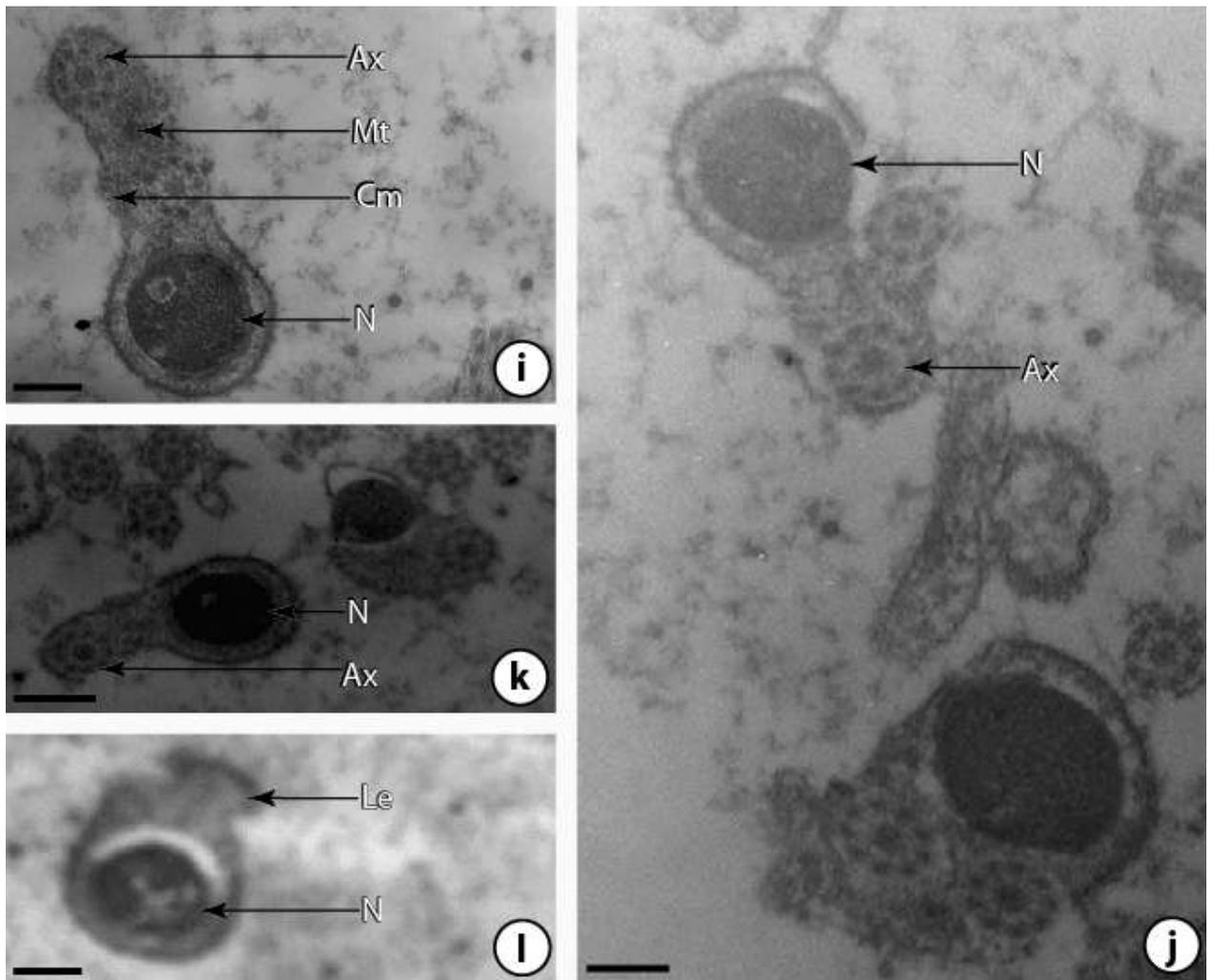


Figure 81 : Spermatozoïde mûr de *Carmyrius parvipapillatus* (MET) : **i.** Coupe transversale de la région IV montrant un déplacement latéral du noyau (barre = 0,4 μm). **j.** Coupe transversale de la région V montrant la disparition de la mitochondrie (barre = 0,8 μm). **k.** Coupe transversale de la région postérieure (région VI) montrant un axonème qui commence à disparaître (barre = 0,8 μm). **l.** Coupe transversale de l'extrémité postérieure de la région VI montrant un noyau entouré par une membrane plasmique munie d'une expansion latérale (barre = 0,5 μm).

Abréviations : Ax – axonème, Cm – microtubules corticaux, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau.

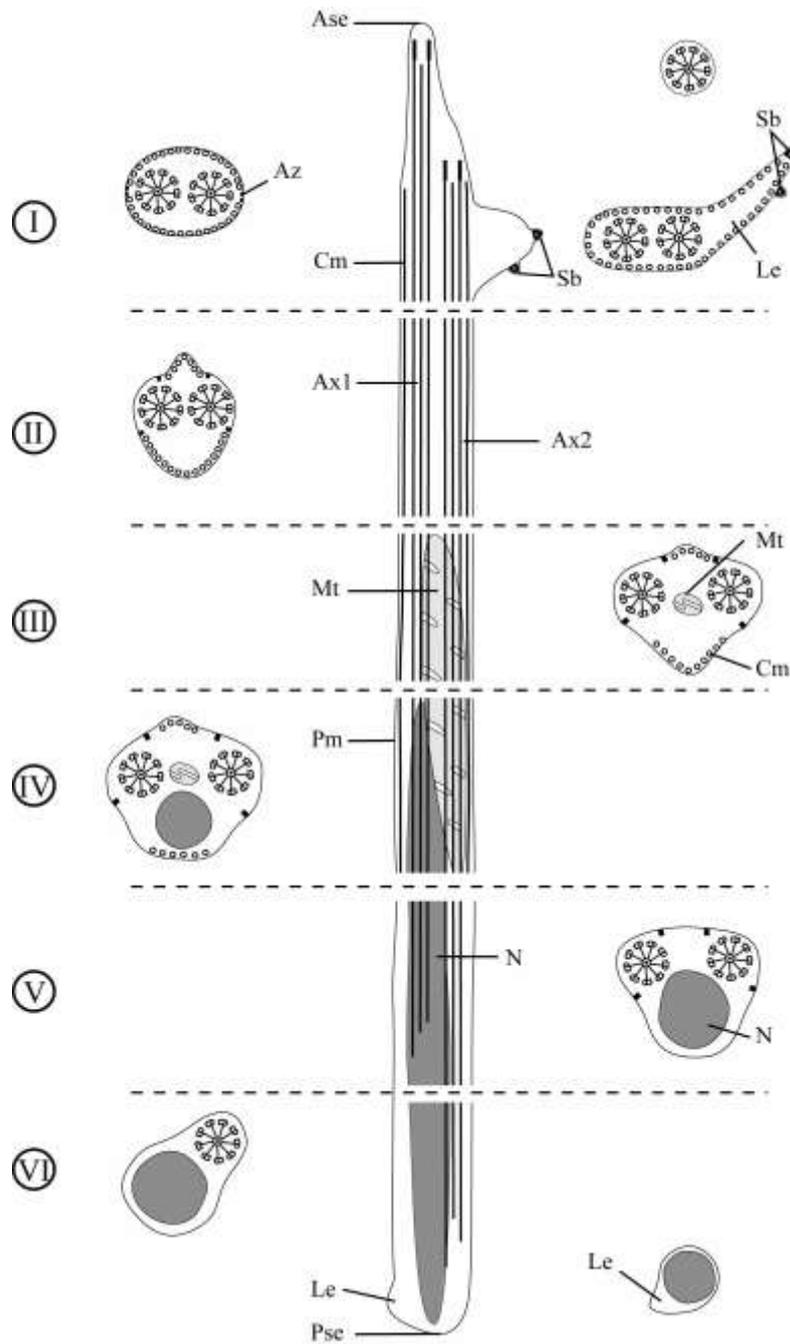


Figure 82 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure des six régions successives (I - VI) du spermatozoïde mûr de *Carmyerius parvipapillatus*.

Abréviations : Ase - extrémité antérieure du spermatozoïde, Ax - axonème, Az - zones d'attachement, Cm - microtubules corticaux, Le - expansion latérale, Mt - mitochondrie, N - noyau, Pm - membrane plasmique, Pse - extrémité postérieure du spermatozoïde, Sb - spinelike body.

2.4. *Carmyerius exoporus*

2.4.1. La spermiogénèse (Figures 83, 84)

La spermiogénèse de *C. exoporus* débute par la formation, dans la jeune spermatide, d'une zone de différenciation (a). Ce jeune gamète présente un grand noyau central entouré de cytoplasme contenant des mitochondries (b). Le développement de la zone de différenciation s'accompagne de la formation de microtubules corticaux, de deux centrioles associés à deux racines striées et d'un corps intercentriolaire (c). Des membranes arquées délimitent cette zone de différenciation (c). Le développement de cette zone est également marqué par la formation d'une expansion cytoplasmique médiane qui s'accroît en même temps que les microtubules corticaux qui tapissent l'intérieur de la membrane plasmique (c, d).

Le corps intercentriolaire apparaît en coupe transversale composé de sept bandes opaques aux électrons séparées par des espaces clairs (e, f, g, h). On observe une symétrie du corps intercentriolaire. Les deux bandes sombres externes sont composées chacune d'une rangée de granules (f, g, h).

Les racines striées apparaissent allongées avec une forme triangulaire (c, d). Les deux centrioles sont situés dans le même plan (c, f). Chaque centriole, l'un après l'autre, donne naissance à un flagelle (c). Les flagelles s'accroissent en direction opposée (h), puis subissent une rotation de 90°, pour devenir parallèles à l'expansion cytoplasmique médiane (c, d).

Le noyau puis les mitochondries vont migrer dans cette expansion cytoplasmique médiane (d).

Des coupes transversales de la spermatide à différents niveaux montrent des structures différentes. Certaines montrent le noyau et le corps intercentriolaire qui peut présenter de part et d'autre soit deux racines striées (e), soit deux centrioles (f). D'autres mettent en évidence l'apparition successive des flagelles (g) et leurs directions opposées (h) avant la rotation.

Avant la fusion des flagelles, l'expansion cytoplasmique, en coupe transversale, montre quatre zones d'attachement et deux champs distincts de microtubules (i). Les flagelles fusionnent l'un après l'autre avec l'expansion cytoplasmique médiane (j). Cette fusion est proximo-distale et s'effectue au niveau des zones d'attachement. Après la fusion, les flagelles deviennent parallèles à l'intérieur de l'expansion cytoplasmique médiane (k).

Suivant le niveau de coupe dans les spermatides âgées, on observe deux axonèmes et une membrane plasmique tapissée de microtubules, la présence ou l'absence d'un noyau (l, m). A la fin de la migration du noyau et des mitochondries, la spermatide âgée se détache du cytoplasme résiduel, par un processus d'étranglement des membranes arquées.

Nous avons schématisé les principales étapes de la spermiogenèse de *C. exoporus* sur la figure 85 (A – E).

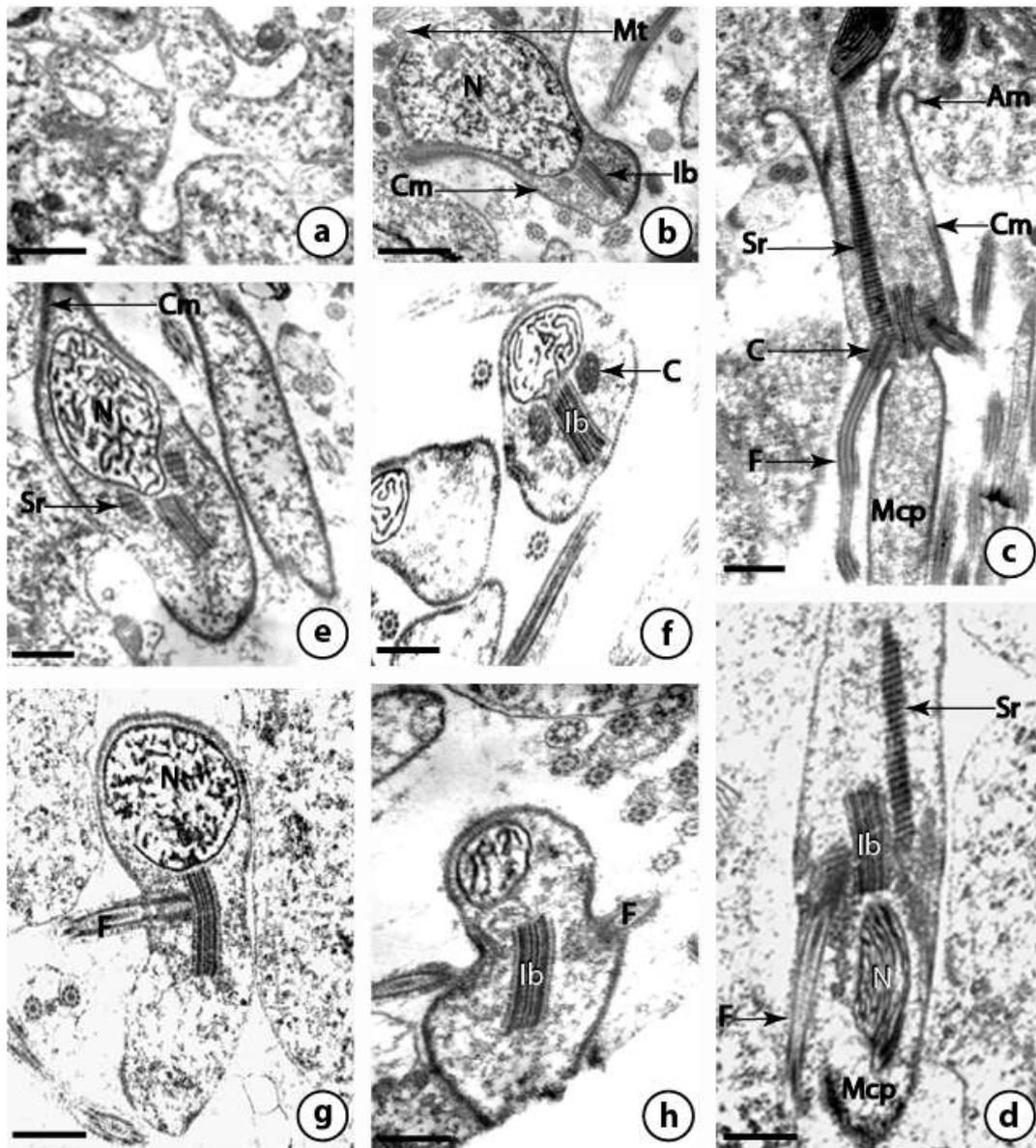


Figure 83 : Spermiogenèse de *Carmyrius exoporus* (MET) : a. Etape initiale de la spermiogenèse montrant la zone de différenciation (barre = 0,8 μm). b. Zone de différenciation montrant un énorme noyau et des mitochondries entourés par une membrane plasmique tapissée de microtubules corticaux (barre = 0,8 μm). c. Coupe longitudinale de la zone de différenciation après la rotation flagellaire. Le noyau commence sa migration dans l'expansion cytoplasmique médiane. Les racines striées, le corps intercentriolaire sont présents, de même que les membranes arquées qui délimitent cette zone (barre = 1 μm). d. Coupe longitudinale de la zone de différenciation montrant le noyau qui a déjà migré dans l'expansion cytoplasmique médiane (barre = 1 μm). e. Coupe transversale de la spermatide montrant le corps intercentriolaire, les deux racines striées et le noyau (barre = 0,6 μm). f. Coupe transversale de la spermatide montrant le corps intercentriolaire entre les deux centrioles et le noyau (barre = 0,6 μm). g. Premier centriole qui donne naissance à un flagelle qui fait un angle de 90° (barre = 1 μm). h. Second centriole donnant naissance au deuxième flagelle (barre = 0,6 μm).
Abréviations : Am – membrane arquée, Ax – axonème, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Ib – corps intercentriolaire, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sr – racines striées.

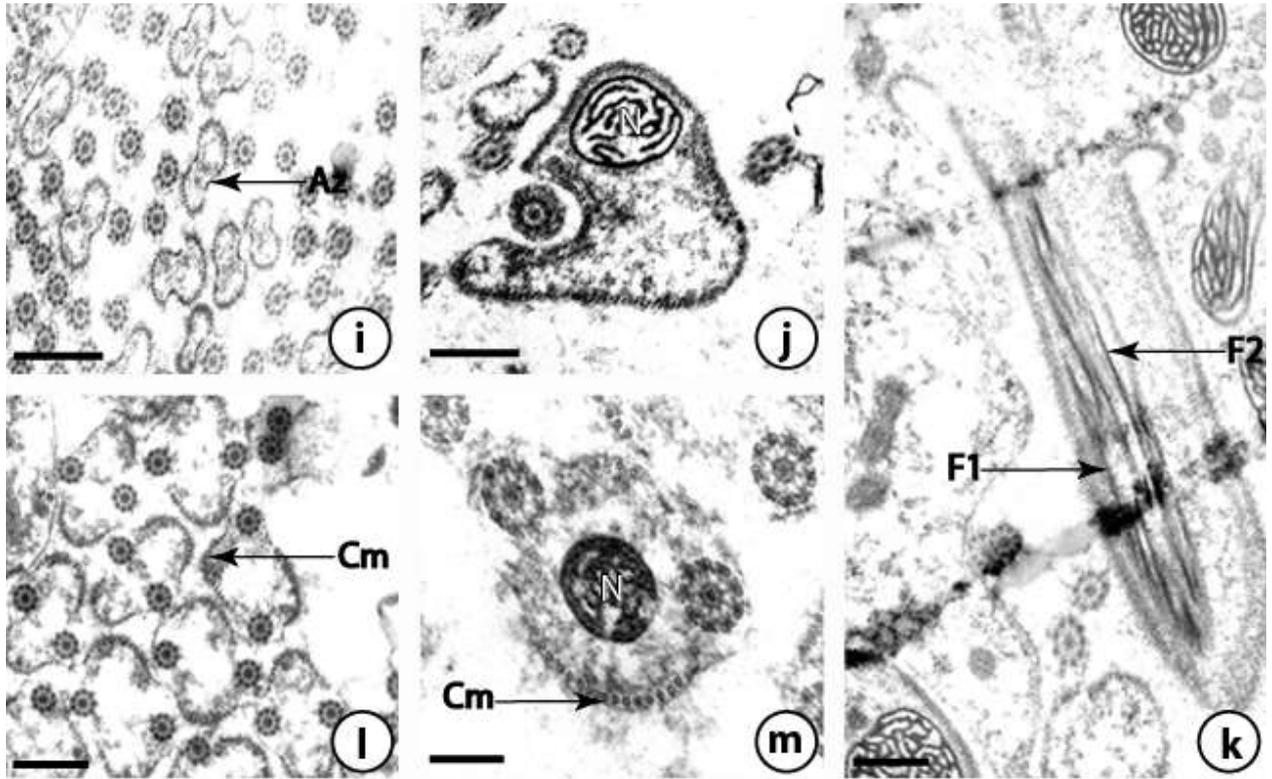


Figure 84 : Spermiogenèse de *Carmyrius exoporus* (MET) : **i.** Coupe transversale montrant un matériel dense qui indique les futures zones d'attachement et les microtubules corticaux avant la fusion des flagelles (barre = 0,6 μm). **j.** Coupe transversale montrant le début de fusion du premier flagelle avec l'expansion cytoplasmique médiane (barre = 0,6 μm). **k.** Coupe longitudinale montrant les deux flagelles après fusion et qui deviennent parallèles (barre = 0,6 μm). **l.** Coupe transversale de la spermatide après la fusion des flagelles (barre = 0,6 μm). **m.** Coupe transversale de la spermatide âgée montrant le noyau et les deux flagelles entourés par une membrane plasmique tapissée de microtubules corticaux (barre = 0,2 μm).

Abréviations : Az – zone d'attachement, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, N – noyau.

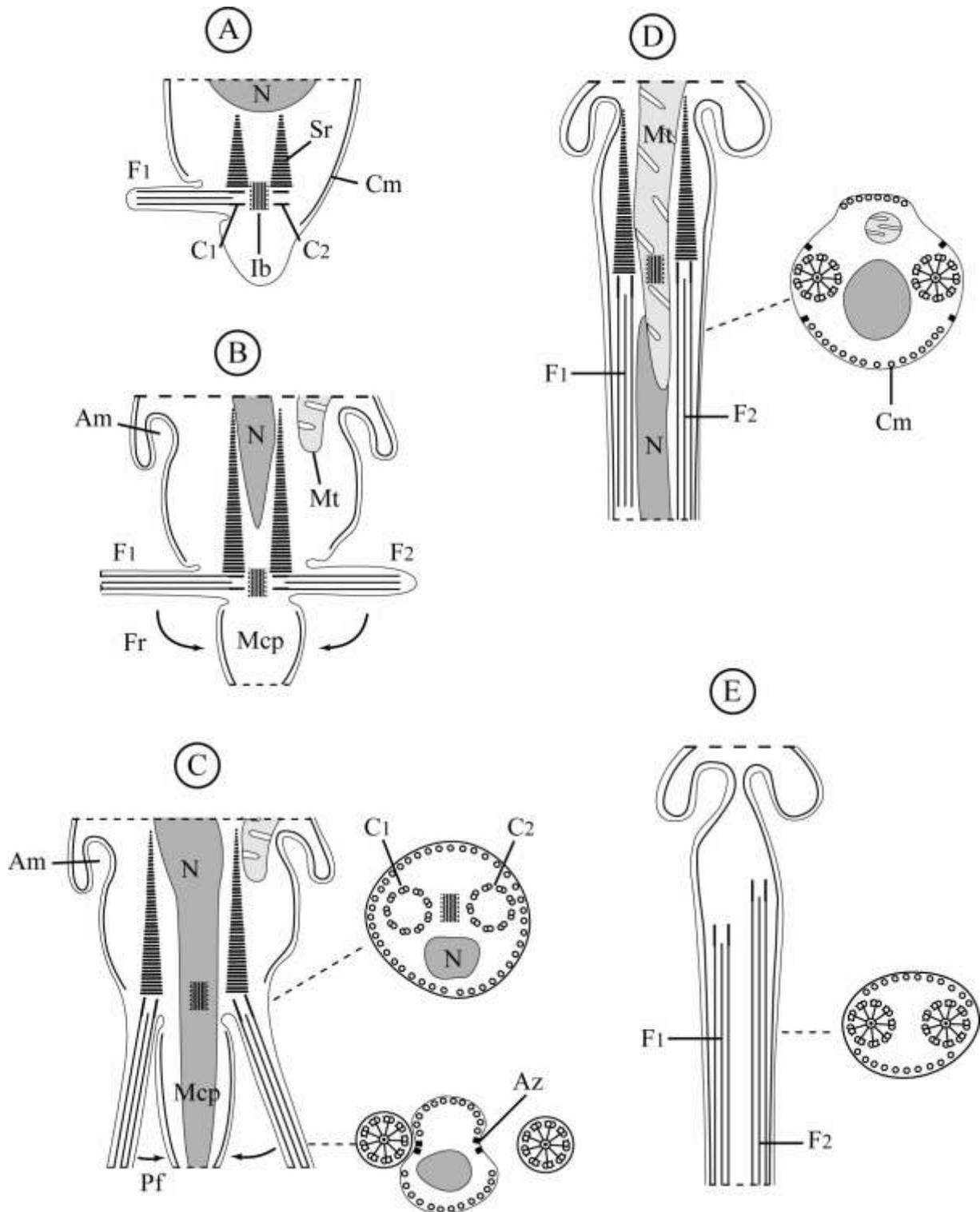


Figure 85 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogenèse de *Carmyerius exoporus*. A. Début de la spermiogenèse avec formation du premier flagelle. B. Début de la formation du deuxième flagelle. C. Rotation des deux flagelles. D. Fusion des deux flagelles avec l'expansion cytoplasmique médiane. E. Fin de la spermiogenèse par l'étranglement au niveau des membranes arquées.

Abréviations : Am – membranes arquées, Az – zones d'attachement, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Fr – rotation des flagelles, Ib – corps intercentriolaire, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pf – fusion proximodistale des flagelles, Sr – racines striées.

2.4.2. Le spermatozoïde (Figure 86)

L'étude ultrastructurale du spermatozoïde de *Carmyrius exoporus* nous a permis de différencier six régions successives.

- Région I (a, b, c)

Cette zone correspond à l'extrémité antérieure du spermatozoïde. Elle se distingue par la présence de deux axonèmes de type 9 + « 1 » et une expansion latérale se prolongeant par un fin filament muni d'un « spinelike body » à son extrémité. La partie la plus antérieure est caractérisée par la présence d'un seul axonème. Des microtubules corticaux tapissent la surface interne de la membrane plasmique à partir du début du second axonème.

- Région II (d, e)

Cette région montre deux axonèmes et deux champs de microtubules corticaux l'un dorsal (petit) et l'autre ventral (plus grand).

- Région III (f)

Elle est caractérisée par la présence de la mitochondrie. Elle contient toujours les deux axonèmes et les deux champs de microtubules corticaux.

- Région IV (g)

Elle est caractérisée par l'apparition du noyau dans le champ ventral. Les deux axonèmes sont toujours séparés par la mitochondrie qui indique le champ dorsal. Le nombre de microtubules corticaux diminue.

- Région V (h)

Cette région contient le noyau et les deux axonèmes, mais elle est dépourvue de mitochondrie et ne présente plus que quelques rares microtubules corticaux.

- Région VI (i, j, k, l)

C'est la région postérieure du spermatozoïde mûr. La désorganisation et la disparition du premier axonème marquent le début de cette région. Le deuxième axonème à son tour disparaît. Dans la partie la plus postérieure du spermatozoïde, ne persiste que le noyau entouré par une membrane dépourvue de microtubules, mais présentant une petite expansion latérale.

Nous avons schématisé les six régions du spermatozoïde mûr sur la figure 87 (I – VI).

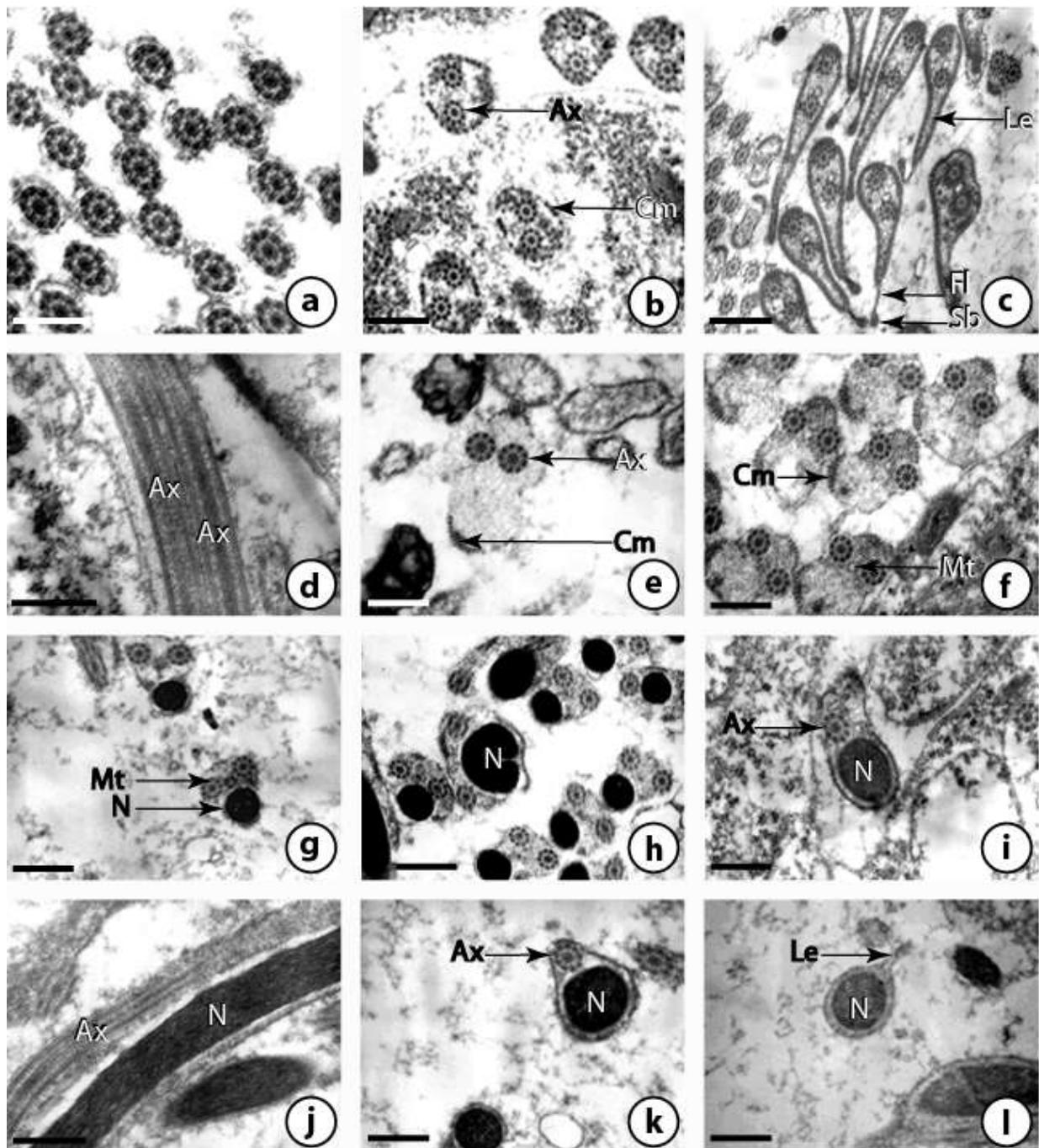


Figure 86 : Spermatozoïde mûr de *Carmyrius exopus* (MET) : a. Coupe transversale de l'extrémité antérieure du spermatozoïde montrant 1 axonème entouré par la membrane de plasmique (barre = 0,4 μm). b. Coupe transversale de la région I montrant 2 axonèmes, et une membrane plasmique tapissée de nombreux microtubules corticaux (barre = 0,5 μm). c. Coupe transversale de la région I montrant l'expansion latérale munie d'un filament avec à son extrémité un spinelike body (barre = 0,6 μm). d. Coupe longitudinale de la région II montrant les deux axonèmes (barre = 0,4 μm). e. Coupe transversale de la région II (barre = 0,4 μm). f. Coupe transversale de la région III montrant les microtubules corticaux et l'apparition de la mitochondrie (barre = 0,4 μm). g. Coupe transversale de la région IV montrant les deux axonèmes, la mitochondrie et le noyau (barre = 0,5 μm). h. Coupe transversale de la région V montrant la disparition de la mitochondrie et un volume plus important du noyau (barre = 0,5 μm). i. Coupe transversale de la région postérieure (région VI) montrant un axonème qui commence à disparaître (barre = 0,4 μm). j. Coupe longitudinale de la région VI montrant un axonème et un noyau (barre = 0,4 μm). k. Coupe transversale de la région VI montrant un axonème et un noyau (barre = 0,5 μm). l. Coupe transversale de l'extrémité postérieure de la région VI montrant un noyau entouré par une membrane plasmique munie d'une petite expansion latérale (barre = 0,4 μm).
Abréviations : Ax – axonème, Cm – microtubules corticaux, Fl – fin filament, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sb – spinelike body.

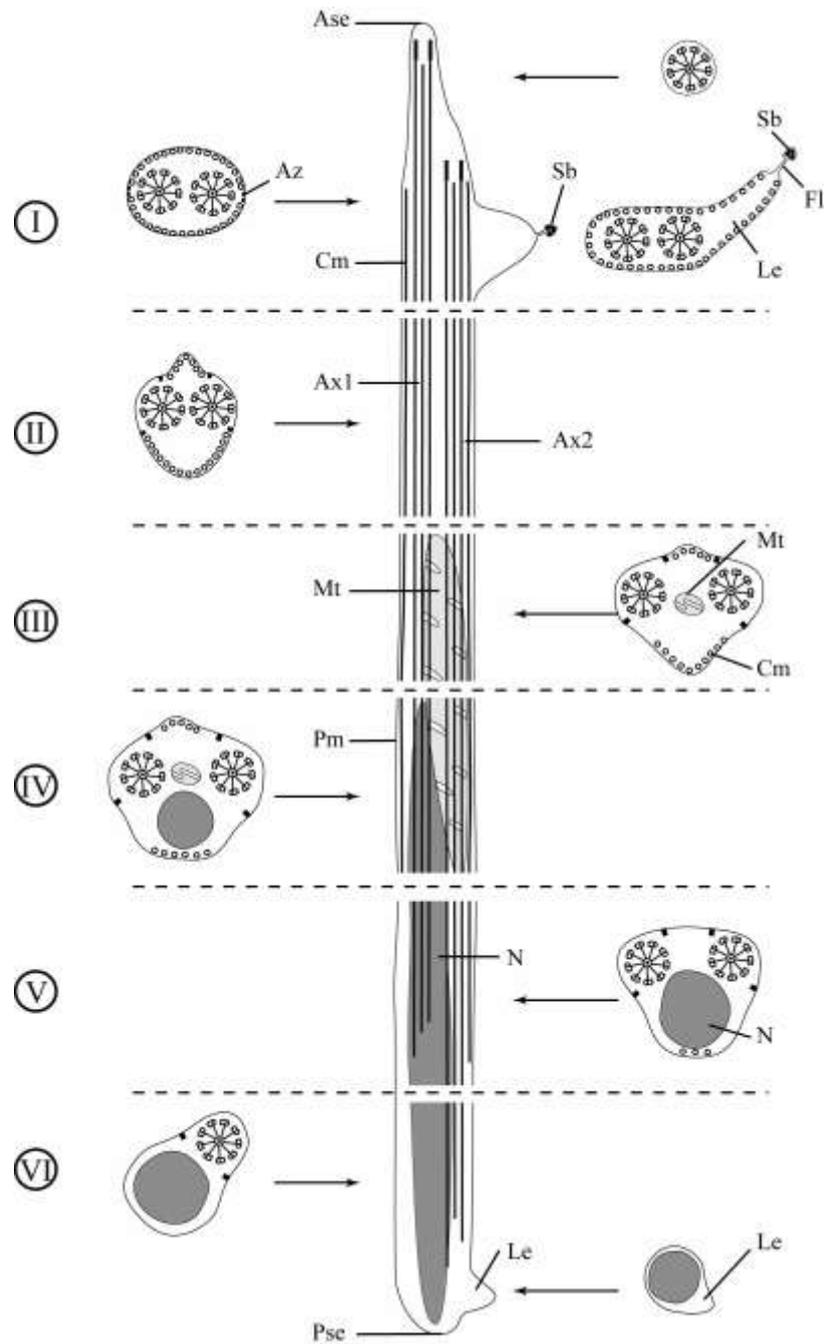


Figure 87 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure des six régions successives (I - VI) du spermatozoïde mûr de *Carmyerius exoporus*.

Abréviations : Ase – extrémité antérieure du spermatozoïde, Ax – axonème, Az – zones d'attachement, Cm – microtubules corticaux, Fl – fin filament, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pm – membrane plasmique, Pse – extrémité postérieure du spermatozoïde, Sb – spinelike body.

2.5. *Carmyerius endopapillatus*

2.5.1. La spermiogenèse (Figure 88)

La spermiogenèse de *Carmyerius endopapillatus* débute par la formation d'une zone de différenciation où va se dérouler l'essentiel de la spermiogenèse. La jeune spermatide présente un grand noyau central entouré de cytoplasme contenant des mitochondries, deux centrioles et un corps intercentriolaire (a). Ce dernier, situé entre les deux centrioles, est composé de sept bandes sombres aux électrons séparées par des espaces clairs. Un plan de symétrie du corps intercentriolaire est observé. De part et d'autre d'une fine bande sombre centrale se succèdent trois bandes épaisses (a). Les deux bandes sombres externes sont composées chacune d'une rangée de granules.

Les racines striées apparaissent allongées et ont une forme triangulaire (c, d). Les centrioles sont situés dans le même plan, ils forment entre eux un angle de 180° (b). Les deux centrioles donnent naissance chacun à un flagelle. Ces derniers s'accroissent extérieurement en direction opposée (c).

Le développement de la zone de différenciation s'accompagne également de la formation d'une expansion cytoplasmique médiane, qui s'accroît en même temps que les microtubules corticaux qui tapissent l'intérieur de sa membrane plasmique (d). Le noyau et les mitochondries vont commencer leur migration dans cette expansion cytoplasmique médiane (d).

Des coupes transversales de la spermatide à différents niveaux montrent des structures différentes avant la fusion des flagelles avec l'expansion cytoplasmique médiane (e, f).

Les flagelles subissent une rotation de 90° , en devenant parallèles à l'expansion cytoplasmique médiane, puis fusionnent de façon proximo-distale avec cette dernière (d, g). La fusion s'effectue au niveau des zones d'attachement (e). Ces dernières vont déterminer l'apparition de deux champs de microtubules corticaux, l'un dorsal (petit) et l'autre ventral (plus grand). Dans la spermatide âgée, on observe deux axonèmes, une membrane plasmique tapissée intérieurement par des microtubules corticaux et un noyau à chromatine claire (h). La spermatide âgée se détache ensuite du cytoplasme résiduel par un processus d'étranglement.

Nous avons schématisé les principales étapes de la spermiogenèse de *C. endopapillatus* sur la figure 89 (A – E).

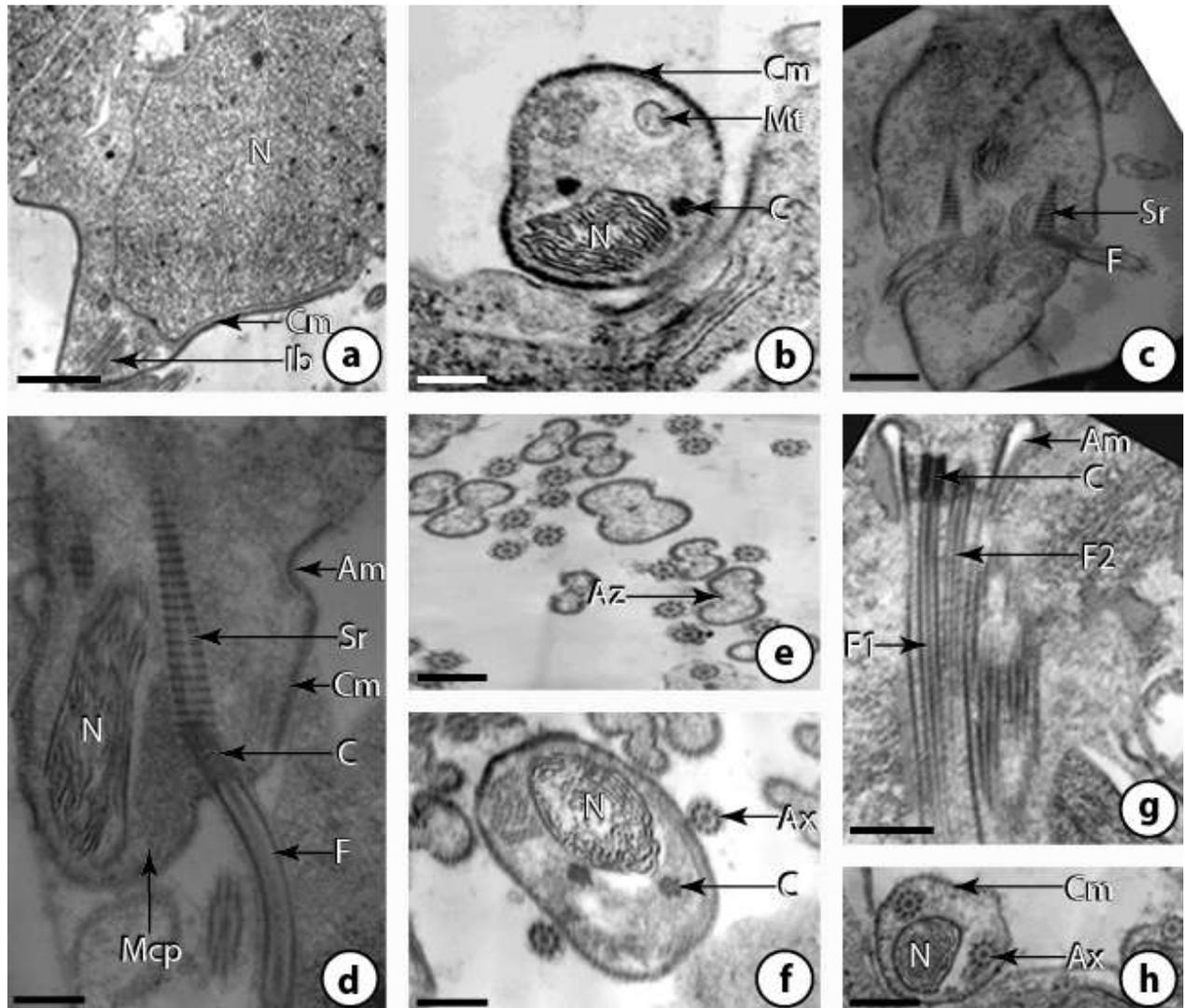


Figure 88 : Spermiation de *Carmyerius endopapillatus* (MET) : **a.** Etape initiale de la spermiation montrant la zone de différenciation avec un énorme noyau, le corps intercentriolaire et les centrioles. Le tout entouré par une membrane plasmique tapissée de microtubules corticaux (barre = 0,8 μm). **b.** Coupe transversale de la zone de différenciation montrant la mitochondrie, le noyau et les centrioles (barre = 0,5 μm). **c.** Coupe longitudinale de la zone de différenciation montrant les deux centrioles donnant chacun un flagelle (barre = 0,5 μm). **d.** Coupe longitudinale de la zone de différenciation montrant la rotation flagellaire et la migration du noyau dans l'expansion cytoplasmique médiane (barre = 0,6 μm). **e.** Coupe transversale montrant un matériel dense qui indique les futures zones d'attachement et les microtubules corticaux avant la fusion des flagelles (barre = 0,5 μm). **f.** Coupe transversale montrant le noyau, les deux centrioles et les microtubules corticaux avant la fusion des flagelles (barre = 0,6 μm). **g.** Coupe longitudinale montrant les deux flagelles après fusion et qui deviennent parallèles (barre = 0,8 μm). **h.** Coupe transversale de la spermatide âgée montrant le noyau et les deux axonèmes après fusion (barre = 0,6 μm).

Abbréviations : Am – membrane arquée, Ax – axonème, Az – zone d'attachement, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Ib – corps intercentriolaire, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sr – racines striées.

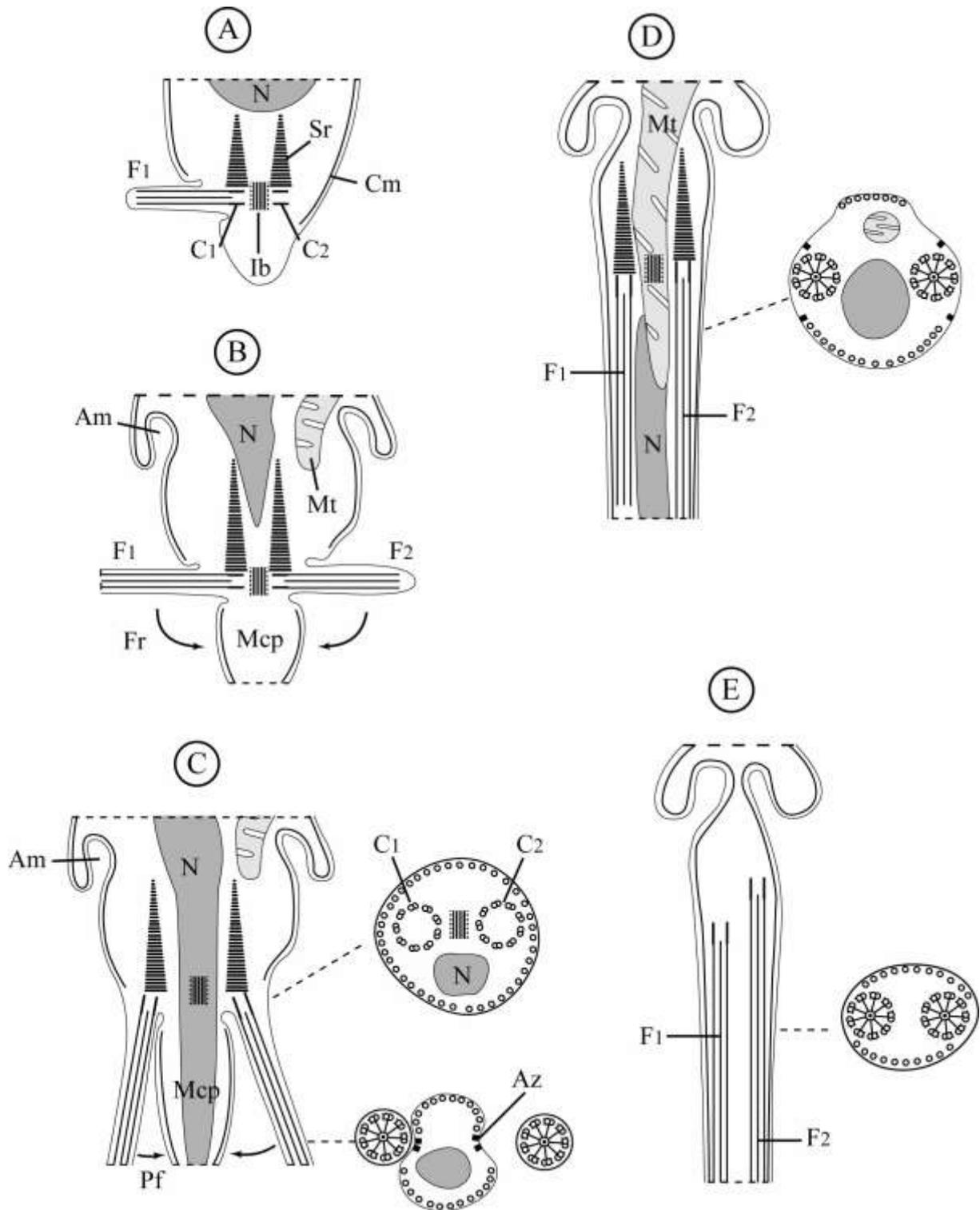


Figure 89 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogénèse de *Carmyerius endopapillatus*. A. Début de la spermiogénèse avec formation du premier flagelle. B. Début de la formation du deuxième flagelle. C. Rotation des deux flagelles. D. Fusion des deux flagelles avec l'expansion cytoplasmique médiane. E. Fin de la spermiogénèse par l'étranglement au niveau des membranes arquées.

Abréviations : Am – membranes arquées, Az – zones d'attachement, C – centriole, Cm – microtubules corticaux, F – flagelle, Fr – rotation des flagelles, Ib – corps intercentriolaire, Mcp – processus cytoplasmique médian, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pf – fusion proximodistale des flagelles, Sr – racines striées.

2.5.2. Le spermatozoïde (Figure 90)

L'étude ultrastructurale du spermatozoïde de *Carmyerius endopapillatus*, nous a permis de différencier six régions successives.

- Région I (a, b, c)

Cette zone correspond à l'extrémité antérieure du spermatozoïde. Elle montre deux axonèmes de type 9 + « 1 » et une expansion latérale présentant à son extrémité un « spinelike body ». La partie la plus antérieure est caractérisée par la présence d'un seul axonème. Les microtubules corticaux qui tapissent la surface interne de la membrane apparaissent en même temps que le deuxième axonème. Cette membrane présente également des ornements externes au moment où apparaît l'expansion latérale.

- Région II (d, e)

Cette région montre deux axonèmes et les zones d'attachement qui délimitent deux champs de dimension différente. On observe un champ dorsal plus petit avec 10 microtubules corticaux et un champ ventral plus grand avec 17 microtubules corticaux.

- Région III (f)

Cette région est caractérisée par la présence d'une mitochondrie dans le champ dorsal. Elle contient toujours les deux axonèmes et des microtubules corticaux.

- Région IV (g)

Le noyau apparaît au niveau de cette région dans le champ ventral. Les microtubules sont toujours présents mais en nombre réduit.

- Région V (h)

L'absence de la mitochondrie caractérise cette région. On n'observe que les deux axonèmes et le noyau. Les microtubules corticaux ont maintenant totalement disparu. La désorganisation et la disparition du premier axonème marquent la fin de cette région.

- Région VI (i, j, k)

C'est l'extrémité postérieure du spermatozoïde. Le deuxième axonème disparaît à son tour. L'extrémité distale de cette région montre un noyau entouré par une membrane plasmique dépourvue de microtubules, mais présentant une petite expansion latérale.

Nous avons schématisé les six régions du spermatozoïde mûr sur la figure 91 (I – VI).

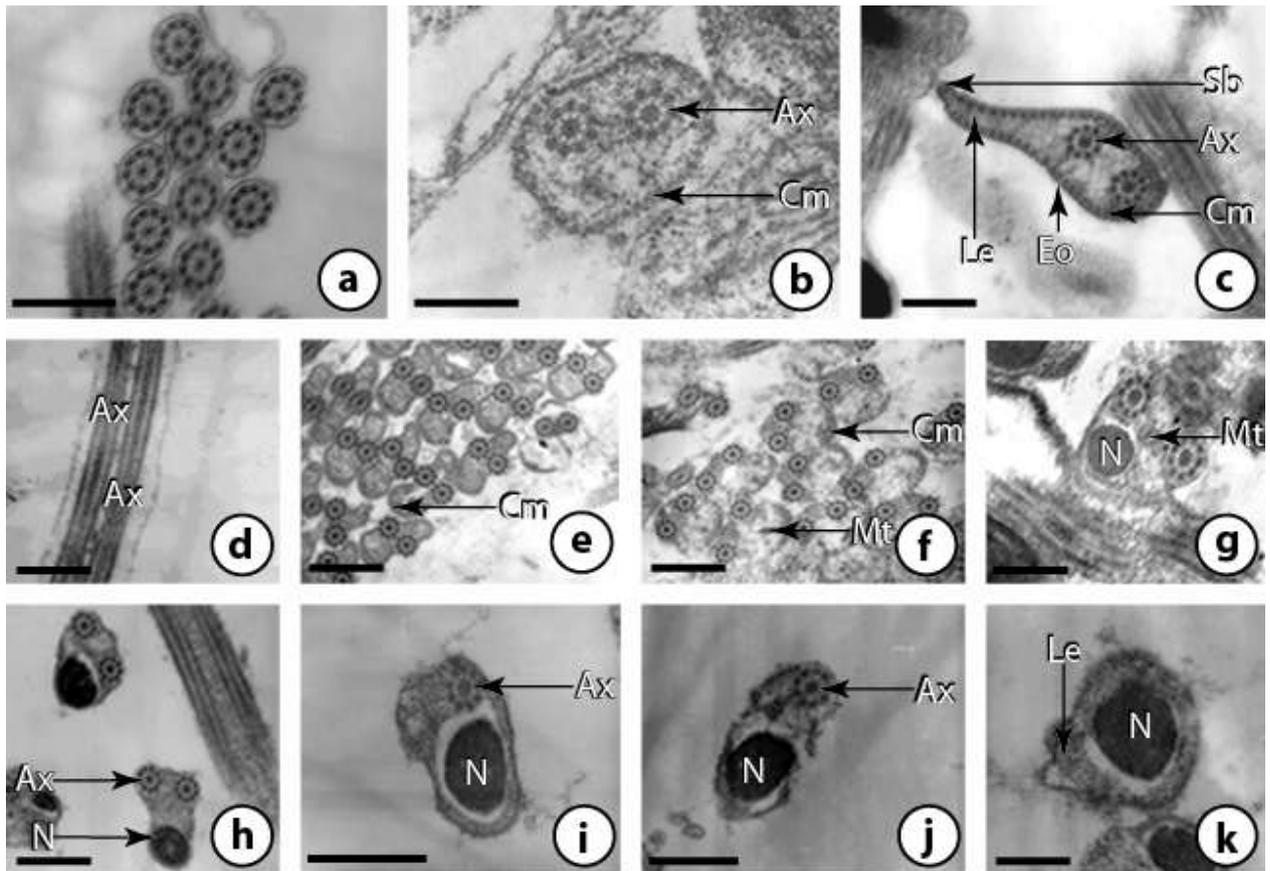


Figure 90 : Spermatozoïde mûr de *Carmyrius endopapillatus* (MET) : **a.** Coupe transversale de l'extrémité antérieure du spermatozoïde montrant 1 axonème entouré par la membrane de plasmique (barre = 0,4 μm). **b.** Coupe transversale de la région I montrant 2 axonèmes, et une membrane plasmique tapissée de nombreux microtubules corticaux (barre = 0,4 μm). **c.** Coupe transversale de la région I montrant l'expansion latérale munie d'un spinelike body. La membrane plasmique est tapissée intérieurement par des microtubules corticaux et extérieurement par des ornements (barre = 0,4 μm). **d.** Coupe longitudinale de la région II montrant les deux axonèmes (barre = 0,4 μm). **e.** Coupe transversale de la région II (barre = 0,5 μm). **f.** Coupe transversale de la région III montrant les microtubules corticaux et l'apparition de la mitochondrie (barre = 0,5 μm). **g.** Coupe transversale de la région IV montrant les deux axonèmes, la mitochondrie et le noyau (barre = 0,4 μm). **h.** Coupe transversale de la région V montrant la disparition de la mitochondrie. On n'observe que le noyau et les deux axonèmes (barre = 0,5 μm). **i.** Coupe transversale de la région postérieure (région VI) montrant un axonème qui commence à disparaître (barre = 0,4 μm). **j.** Coupe transversale de la région VI montrant un axonème et un noyau (barre = 0,4 μm). **k.** Coupe transversale de l'extrémité postérieure de la région VI montrant un noyau entouré par une membrane plasmique munie d'une petite expansion latérale (barre = 0,2 μm).

Abréviations : Ax – axonème, Cm – microtubules corticaux, Eo – ornements externes, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau, Sb – spinelike body.

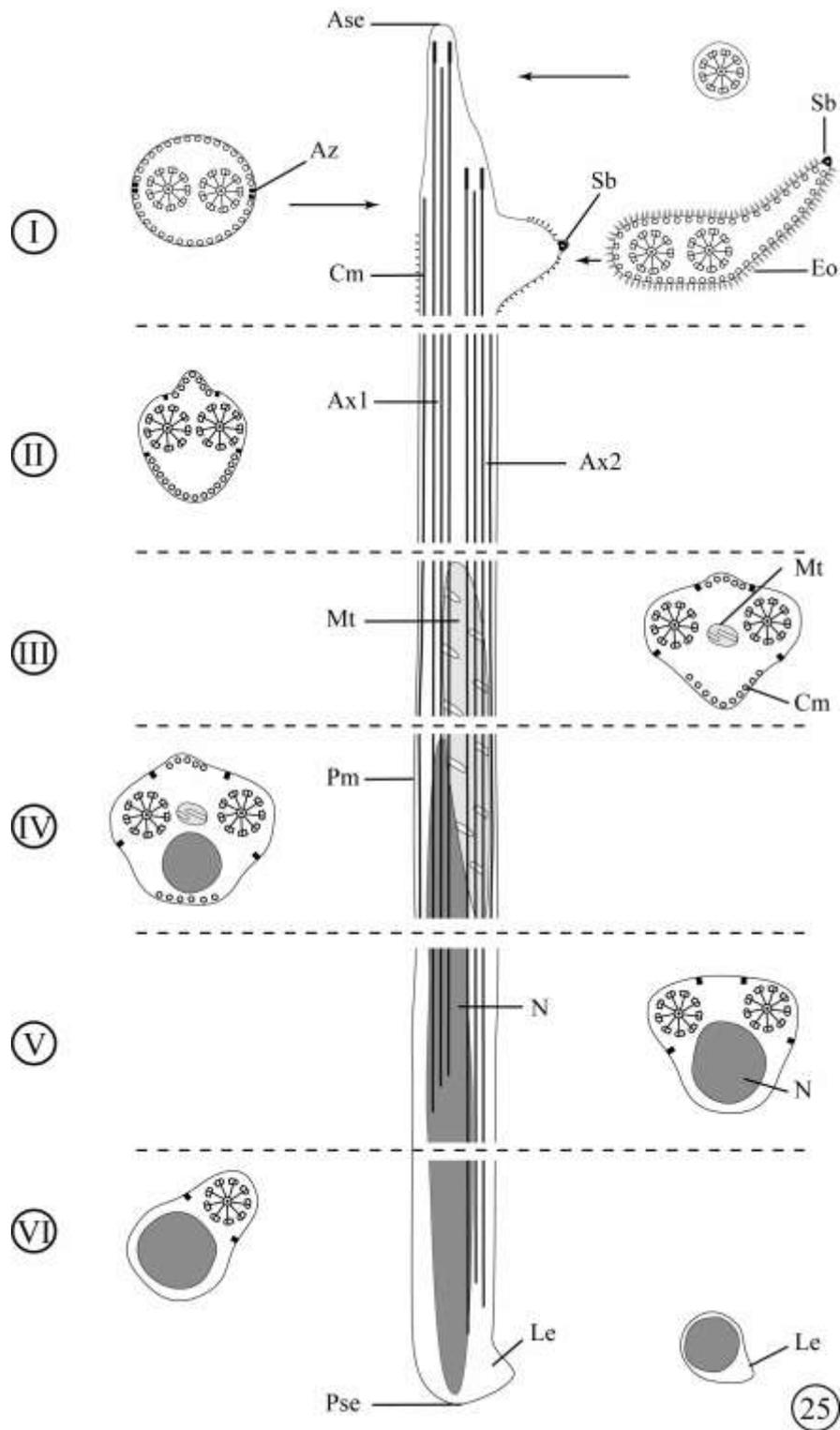


Figure 91 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure des six régions successives (I -VI) du spermatozoïde mûr de *Carmyerius endopapillatus*

Abréviations : Ase – extrémité antérieure du spermatozoïde, Ax – axonème, Az – zones d'attachement, Cm – microtubules corticaux, Eo – ornementations externes, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N – noyau, Pm – membrane plasmique, Pse – extrémité postérieure du spermatozoïde, Sb – spinelike body.

3. Discussions

L'ultrastructure de la spermiogenèse et du spermatozoïde est décrite chez cinq espèces de digènes : *Paramphistomum microbothrium* et *Cotylophoron cotylophorum* (Paramphistomidae), *Carmyerius endopapillatus*, *Carmyerius exoporus* et *Carmyerius parvipapillatus* (Gastrothylacidae).

La spermiogenèse

Le processus général de la spermiogenèse chez *P. microbothrium*, *C. cotylophorum*, *C. parvipapillatus*, *C. exoporus* et *C. endopapillatus* est semblable à celui décrit chez de nombreux autres digènes (Burton 1972 ; Rees 1979 ; Daddow & Jamieson 1983 ; Erwin & Halton 1983 ; Gracenea *et al.* 1997 ; Iomini & Justine 1997 ; Iomini *et al.* 1997 ; Li & Wang 1997 ; Miquel *et al.* 2000 ; Baptista-Farias *et al.* 2001 ; Levron *et al.* 2003, 2004a,b,c ; Ndiaye *et al.* 2003a,b, 2004).

Au début de la spermiogenèse de ces cinq espèces, des zones de différenciation émergent au centre des spermatides, puis se forment une expansion cytoplasmique médiane et deux flagelles. Ces flagelles élaborés à partir des centrioles, deviennent parallèles à l'expansion cytoplasmique en subissant une rotation de 90°. Cette rotation a déjà été observée chez la plupart des digènes étudiés (Tableau 29). Toutefois, certains trématodes présentent une particularité en subissant une rotation flagellaire de 120° avant de fusionner avec l'expansion cytoplasmique médiane. Il s'agit de : *Helicometra fasciata* (Levron *et al.* 2003) et *Fasciola hepatica* (Ndiaye *et al.* 2003a). Simultanément à cette rotation, le noyau et les mitochondries migrent vers l'expansion cytoplasmique médiane.

La fusion des flagelles avec l'expansion cytoplasmique médiane est proximo-distale. Ce phénomène a régulièrement été observé chez les trématodes étudiés (Cifrian *et al.* 1993 ; Miquel *et al.* 2000 ; Ndiaye *et al.* 2002, 2003b ; Levron *et al.* 2003, 2004a,b,c). La fusion des membranes plasmiques commence au niveau de la masse cytoplasmique et se termine à l'extrémité distale de la spermatide âgée.

Chez nos cinq Paramphistomoidea, les coupes transversales de la spermatide montrent que la fusion a lieu au niveau des zones d'attachement, qui sont au nombre de quatre, et sont toujours visibles après la fusion. Le même mécanisme de fusion a déjà été décrit chez d'autres

digènes à savoir : un Haploporidae *Saccocoeloides godoyi* (Baptista-Farias *et al.* 2001) ; un Plagiorchioidea *H. medioplexus* (Burton 1972) ; deux Microphallidae *Maritrema linguilla* (Hendow & James 1988) et *Microphalus primas* (Castilho & Barandela 1990) ; un Didymozoidae *Gonapodasmius* (Justine & Mattei 1982a) ; deux Opecoelidae *Helicometra fasciata* (Levron *et al.* 2003) et *Opecoeloides furcatus* (Miquel *et al.* 2000) ; un Brachylaimidae *Scaphiostomum palaearticum* (Ndiaye *et al.* 2002) ; un Notocotylidae *Notocotylus neyrai* (Ndiaye *et al.* 2003b) ; un Fasciolidae *Fasciola hepatica* (Ndiaye *et al.* 2003a) et un Dicrocoeliidae *Corriga vitta* (Robinson & Halton 1982).

D'autres éléments comme le corps intercentriolaire et les racines striées sont caractéristiques de la zone de différenciation. D'après Burton (1972), chacun de ces deux éléments joue un rôle dans la spermiogénèse. Les racines striées auraient pour but de stabiliser les flagelles pendant leur fusion avec l'expansion cytoplasmique médiane ; les corps intercentriolaires serviraient de réserve de matériaux pour la polymérisation des microtubules. Le corps intercentriolaire de ces Paramphistomoidea est situé entre les deux centrioles et les deux racines striées. Il est formé de sept bandes opaques aux électrons. Une telle structure a également été observée chez d'autres digènes : *Postorchigenes gymnesicus* (Gracenea *et al.* 1997), *Brachylaima* sp (Gracenea *et al.* 2000), *H. fasciata* (Levron *et al.* 2003), *Poracanthium furcatum* (Levron *et al.* 2004b), *C. vitta* (Robinson & Halton 1982). Cependant, chez nos cinq espèces, les bandes externes du corps intercentriolaire sont différentes car elles sont composées d'une rangée de granules, et non d'une bande continue comme dans la plupart des trématodes. Un corps intercentriolaire du même type n'a pour l'instant été observé que chez *Ceylonocotyle scoliocoelium* (Li & Wang 1997), qui est également un Paramphistomoidea. Chez d'autres trématodes, le corps intercentriolaire est composé de neuf bandes denses. Il s'agit de : *M. primas* (Castilho & Barandela 1990), *Monorchis parvus* (Levron *et al.* 2004c) et *Cryptocotyle lingua* (Rees 1979).

Les racines striées des deux Paramphistomidae (*P. microbothrium* et *C. cotylophorum*) ont une largeur maximale à leur base en coupe transversale, comme chez la plupart des digènes. Leurs racines striées sont longues et dépassent même les limites des membranes arquées. Ce phénomène est rare mais a néanmoins déjà été observé chez *F. gigantea* (Ndiaye *et al.* 2001). Généralement, la longueur des racines striées ne dépasse pas la limite des membranes arquées. C'est le cas des trois Gastrothylacidae (*C. parvipapillatus*, *C. exoporus* et *C. endopapillatus*). Ce phénomène est également observé chez *F. hepatica* (Ndiaye *et al.* 2003a) et *C. vitta* (Robinson & Halton 1982).

L'absence de racines striées et de corps intercentriolaire n'a été signalée que chez *Gonapodasmius* sp. par Justine & Mattei (1982a) qui mentionnent que cette absence n'affecte pas les phénomènes de la spermiogenèse décrits par Burton (1972). Comme chez les autres trématodes, les racines striées et le corps intercentriolaire dégèrent à la fin de la spermiogenèse. Ils ne sont plus observés dans le spermatozoïde mature (Burton 1972 ; Rees 1979 ; Erwin & Halton 1983 ; Justine 1995 ; Ndiaye *et al.* 2002).

La structure de la spermatide âgée chez *P. microbothrium*, *C. cotylophorum*, *C. exoporus* et *C. endopapillatus*, ne présente pas d'ornementations externes comme c'est le cas chez la plupart des digènes étudiés, ni de « spinelike body ». Par contre, la membrane de la spermatide âgée de *C. parvipapillatus*, ne présente également pas d'ornementations externes, mais a un « spinelike body », comme c'est le cas chez *Echinostoma caproni* (Iomini & Justine 1997) et *F. gigantea* (Ndiaye *et al.* 2004).

Nous constatons qu'en général, la spermiogenèse de ces Paramphistomoidea suit un processus homogène, avec cependant des variations sur certaines structures.

Le spermatozoïde

Les spermatozoïdes de *P. microbothrium*, *C. cotylophorum*, *C. parvipapillatus*, *C. exoporus* et *C. endopapillatus* présentent des caractéristiques ultrastructurales similaires à celles décrites chez la plupart des digènes. Le spermatozoïde est constitué de deux axonèmes de type 9 + « 1 » caractéristiques des Trepaxonemata (Ehlers 1984), d'un noyau, d'une ou deux mitochondries et de microtubules corticaux (Burton 1972 ; Jamieson & Daddow 1982 ; Stitt & Fairweather 1990 ; Iomini & Justine 1997 ; Levron *et al.* 2003, 2004b,c ; Ndiaye *et al.* 2003a,b). A côté du type 9 + « 1 », existent quelques exemples de type 9 + « 0 ». C'est le cas des schistosomes : *Schistosoma bovis* (Justine & Mattei 1981) ; *S. mansoni* (Kitajima *et al.* 1976) ; *S. curassoni*, *S. rodhaini*, *S. intercalatum*, *S. bovis*, *S. margrebowiei* et *S. mansoni* (Justine *et al.* 1993) ; et des Didymozoïdes *Didymozoon* sp. (Justine & Mattei 1983 ; Justine & Mattei 1984a).

En dépit de ce schéma classique des spermatozoïdes des digènes, l'ultrastructure de *P. microbothrium*, *C. cotylophorum*, *C. parvipapillatus*, *C. exoporus* et *C. endopapillatus* présente chacune certaines particularités.

L'extrémité antérieure des spermatozoïdes de *P. microbothrium*, *C. cotylophorum* et *C. endopapillatus* est caractérisée par la présence d'ornementations externes qui tapissent la membrane plasmique. Mais chez *C. cotylophorum*, les ornementations externes sont présentes uniquement sur son champ ventral. Chez *C. endopapillatus*, les ornementations ne sont localisées qu'à l'endroit où apparaît l'expansion latérale.

En revanche, l'extrémité antérieure des spermatozoïdes de *C. exopus* et *C. parvipapillatus* ne présente pas d'ornementations externes qui tapissent la membrane plasmique. Cette absence est également signalée chez *P. furcatum* (Levron *et al.* 2004b) et *H. fasciata* (Levron *et al.* 2003).

La présence d'ornementations externes est décrite dans le spermatozoïde de nombreux digènes : *Bucephaloides gracilescens* et *Pseudorhipidocotyle elpichthys* (Bucephalidae) (Daddow & Jamieson 1983 ; Tang *et al.* 1998), *P. gymnesicus* (Lecithoendriidae) (Gracenea *et al.* 1997), *E. caproni* (Echinostomatidae) (Iomini & Justine 1997), *Neochasmus* sp. (Cryptogonimidae) (Jamieson & Daddow 1982), *Aphalloides coelomicola* (Opisthorchiidae) (Justine 1995), *Proctoeces maculatus* (Fellodistomidae) (Justine 1995), *Gonapodasmius* sp. (Didymozoidae) (Justine & Mattei 1982a), *Haematoloechus* sp. (Haematoloechidae) (Justine & Mattei 1982b), *O. furcatus* (Opecoelidae) (Miquel *et al.* 2000), *S. palaearticum* (Brachylaimidae) (Ndiaye *et al.* 2002), *N. neyrai* (Notocotylidae) (Ndiaye *et al.* 2003b), *F. gigantea* (Fasciolidae) (Ndiaye *et al.* 2001), *Paragonimus ohirai* (Paragonimidae) (Orido 1988).

La localisation de ces ornementations est variable le long du spermatozoïde, mais elles apparaissent toujours en même temps que les microtubules corticaux. Selon Justine & Mattei (1982b), le rôle de ces ornementations est inconnu, mais ils supposent qu'elles interviennent dans la fusion des membranes spermatiques et ovulaires lors de la fécondation.

La partie antérieure du spermatozoïde de ces cinq Paramphistomoidea présente une expansion latérale. Cette expansion a déjà été décrite chez d'autres digènes (Tableau 29).

La caractéristique essentielle de l'extrémité antérieure du spermatozoïde de ces cinq digènes est la présence d'un corps en forme d'épine « spinelike body ». Ces corps en forme d'épine ont été décrits pour la première fois par Miquel *et al.* (2000) chez *O. furcatus*. D'autres études récentes ont montré l'existence de ces corps en forme d'épine chez *N. neyrai* (Ndiaye *et al.* 2003b), *P. furcatum* (Levron *et al.* 2004b), *F. gigantea* (Ndiaye *et al.* 2004). Mais chez *N. neyrai*, *P. furcatum* et *F. gigantea*, les corps en forme d'épine ne se situent pas sur l'expansion latérale ou sur son prolongement et ont une position différente par rapport aux

espèces que nous avons étudiées. A notre connaissance, la présence de corps épineux sur l'expansion latérale ou sur son prolongement n'a jamais été observée auparavant et ce caractère représente une particularité des Paramphistomoidea étudiés.

Chez *P. microbothrium*, *C. cotylophorum* et *C. endopapillatus*, l'expansion latérale porte à son extrémité un « spinelike body ». La position du corps épineux de ces trois digènes est identique à celle de *C. parvipapillatus* qui peut en posséder un deuxième sur une autre partie de l'expansion latérale. La particularité de *C. exoporus* est la présence à la fin de l'expansion latérale d'un fin filament muni d'un « spinelike body » à son extrémité.

Selon Burton (1972), les zones d'attachement dans les spermatozoïdes mûrs marquent l'emplacement de la surface de fusion des flagelles avec l'expansion cytoplasmique médiane. Dans notre étude, en coupes transversales, quatre points de fusion sont visibles dans le spermatozoïde de ces trématodes, comme dans la plupart des autres espèces de digènes (Tableau 29).

La région II du spermatozoïde de *C. cotylophorum* présente une particularité par rapport aux autres Paramphistomoidea. Elle est caractérisée par la présence toujours, des ornements externes, uniquement sur la membrane plasmique du champ ventral.

Les spermatozoïdes de *P. microbothrium*, *C. cotylophoron*, *C. parvipapillatus*, *C. exoporus* et *C. endopapillatus* ne contiennent qu'une seule mitochondrie. C'est également le cas chez de nombreux digènes (Tableau 29). Chez d'autres, il a été signalé la présence de deux mitochondries, une située au même niveau que les ornements, l'autre dans la partie postérieure au niveau du noyau. Il s'agit de *Neochasmus* sp. (Daddow & Jamieson 1983), *Maritrema linguilla* (Hendow & James 1988), *Postorchigenes gymnesicus* (Gracenea *et al.* 1997), *Monorchis parvus* (Levron *et al.* 2004c), *Poracanthium furcatum* (Levron *et al.* 2004b), *Notocotylus neyrai* (Ndiaye *et al.* 2003b), *Paragonimus ohirai* (Orido 1988) et *Fasciola hepatica* (Ndiaye *et al.* 2003a).

Au niveau de la région IV du spermatozoïde de *C. parvipapillatus*, un déplacement latéral du noyau semble avoir lieu entraînant la disposition des deux axonèmes, du noyau et de la mitochondrie dans un même plan. Ce phénomène d'alignement dans un même plan a été également signalé chez *M. parvus* Levron *et al.* (2004c). Mais chez cette espèce, la mitochondrie se trouve en position centrale et le noyau occupe la place laissée libre par

l'interruption du premier flagelle. Ces trois éléments, disposés dans un même plan, apparaissent alors alignés en coupe transversale.

L'extrémité postérieure du spermatozoïde de *C. parvipapillatus*, *C. exoporus* et *C. endopapillatus* (Gastrothylacidae) ne contient que le noyau entouré par une membrane plasmique dépourvue de microtubules corticaux, mais présentant une petite expansion latérale. Une extrémité postérieure présentant une expansion latérale n'avait été trouvée que chez *Bucephaloïdes gracilenscens* (Erwin & Halton 1983). Mais chez cette espèce, l'extrémité postérieure contient en plus un axonème et cette expansion est pourvue de microtubules. En revanche, chez *P. microbothrium* et *C. cotylophorum* (Paramphistomidae), l'extrémité postérieure du spermatozoïde contient également un noyau, mais en plus, des microtubules corticaux en nombre réduit. L'extrémité postérieure de *C. cotylophorum* présente également une petite expansion latérale. Une extrémité postérieure du même type, que celui de *P. microbothrium*, mais dépourvue de microtubules corticaux, n'a été retrouvée que chez *F. gigantea* (Ndiaye *et al.* 2004). Chez les autres digènes, la structure de l'extrémité postérieure se présente de manière différente (Tableau 29).

Le spermatozoïde de ces Paramphistomoidea a un aspect général sensiblement identique, divisé en six parties. Toutefois, les spermatozoïdes présentent des caractéristiques ultrastructurales spécifiques au niveau de leurs extrémités antérieure et postérieure.

Tableau 29 : Quelques caractères ultrastructuraux du spermatozoïde de quelques Digènes

Familles et espèces de Digènes	Rf	Fl	Le	Eo	Sb	Mt	Pse	Références
Brachylaimidae								
<i>Brachylaimus aequans</i>	+		-	-	-	1		Zdarska <i>et al.</i> 1991
<i>Scaphiostomum palaearticum</i>	90°	4	+	+	-	1	1F	Ndiaye <i>et al.</i> 2002
Bucephalidae								
<i>Bucephaloides gracilescens</i>	90°		-	+	-	1	1F	Erwin & Halton 1983
<i>Pseudorhipidocotyle elpichthys</i>			-	+	-	1		Tang <i>et al.</i> 1998
Cryptogonimidae								
<i>Neochasmus sp.</i>	90°	4	-	+	-	2	1F	Daddow & Jamieson 1983 ; Jamieson & Daddow 1983
Dicrocoeliidae								
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	90°	2	-	-	-	1	1F	Morseth 1969 ; Cifrian <i>et al.</i> 1993
<i>Dicrocoelium chinensis</i>			-	-	-	1		Tang 1996 ; Tang & Li 1996
<i>Corrigia vitta</i>	90°	4	-	-	-	1	1F	Robinson & Halton 1982
Didymozoidae								
<i>Didymozoon sp.</i>			-	-	-	1		Justine & Mattei 1982a ; Justine & Mattei 1984a
<i>Gonapodasmius sp.</i>		2	-	+	-	1		Justine & Mattei 1982a ; Justine & Mattei 1984b
<i>Didymocystis wedli</i>			-	-	-	1		Pamplona-Basilio <i>et al.</i> 2001
Diplostomatidae								
<i>Pharyngostomoides procyonis</i>	90°		-	-	-			Grant <i>et al.</i> 1976
Echinostomatidae								
<i>Echinostoma caproni</i>		4	+	-	-	1	N+1F	Justine 1995 ; Iomini & Justine 1997
Fasciolidae								
<i>Fasciola hepatica</i>	120°		+	-	+	2	1F	Stitt & Fairweather 1990 ; Ndiaye <i>et al.</i> 2003a
<i>Fasciola gigantica</i>	90°	4	+	+	+	1	N	Ndiaye <i>et al.</i> 2004
Felodistomidae								
<i>Proctoeces maculatus</i>		4	-	+	-	1		Justine 1995
Haematoloechidae								
<i>Haematoloechus medioplexus</i>	90°	4	+	+	-	1		Burton 1972 ; Justine 1995
Haploporidae								
<i>Saccocoeloides godoyi</i>	90°	2	-	-	-	1		Baptista-Farias <i>et al.</i> 2001
Heterophyidae								
<i>Cryptocotyle lingua</i>	90°	4	-	-	-	1	1F	Rees 1979
Lecithodendriidae								
<i>Postorchigenes gymnesicus</i>	90°	4	-	+	-	2	1F+G	Gracenea <i>et al.</i> 1997
<i>Ganeo tigrum</i>			-	-	-	1	1F	Sharma & Rai 1995
Monorchhiidae								
<i>Monorchis parvus</i>	120°		-	+	-	2	N+D	Levron <i>et al.</i> 2004c
Mesocoeliidae								
<i>Mesocoelium monas</i>			-	-	-	1	N	Iomini <i>et al.</i> 1997
Microphallidae								
<i>Maritrema linguilla</i>	90°	4	-	-	-	1	1F	Hendow & James 1988
Notocotylidae								
<i>Notocotylus neyrai</i>	90°	4	-	+	-	2	1F	Ndiaye <i>et al.</i> 2003b
Opecoelidae								
<i>Helicometra fasciata</i>	120°	4	+	-	-	1	G	Levron <i>et al.</i> 2003
<i>Opecoeloides furcatus</i>	90°	4	-	+	+	1	G	Miquel <i>et al.</i> 2000
<i>Porcanthium furcatum</i>	90°		+	+	+	2	G	Levron <i>et al.</i> 2004b
Opisthorchiidae								
<i>Aphalloides coelomicola</i>			-	+	-	1		Justine 1995
Paragonimidae								
<i>Paragonimus miyazakii</i>			-	-	-	1		Sato <i>et al.</i> 1967
<i>Paragonimus pulmonalis</i>			-	-	-			Fujino & Ishii 1982
<i>Paragonimus westermani</i>			-	-	-			Fujino & Ishii 1982
<i>Paragonimus ohirai</i>		4	-	+	+	2	1F	Fujino <i>et al.</i> 1977 ; Orido 1988 ; Hirai & Tada 1991
Paramphistomidae								
<i>Ceylonocotyle scoliocoelium</i>			-	-	-			Li & Wang 1997
<i>Paramphistomum microbothrium</i>	90°	4	+	+	+	1	N+Cm	Présente étude
<i>Cotylophoron cotylophorum</i>	90°	4	+	+	+	1	N+Le+Cm	Présente étude
Gastrothylacidae								
<i>Carmyerius parvipapillatus</i>	90°	4	+	-	+	1	N+Le	Présente étude
<i>Carmyerius exoporus</i>	90°	4	+	-	+	1	N+Le	Présente étude
<i>Carmyerius endopapillatus</i>	90°	4	+	+	+	1	N+Le	Présente étude

Cm – Microtubules corticaux, D – doublets périphériques des axonèmes, Eo – ornements externes, F - flagelle, Fl – lignes de fusion, G – granules de glycogène, Le – expansion latérale, Mt – mitochondrie, N - noyau, Pse – extrémité postérieure du spermatozoïde, Rf – rotation des flagelles, Sb – spinelike body, les signes + et - indiquent respectivement la présence et l'absence du caractère indiqué.

CONCLUSION GENERALE

Nous avons mené l'étude des Paramphistomoidea (Paramphistomidae et Gastrothylacidae) dans la région sud du Sénégal (Kolda). En fonction des objectifs fixés, des enquêtes parasitologiques et malacologiques ont d'abord été effectuées, puis des analyses de laboratoire ont été réalisées. A travers cette étude, nous tirons les conclusions suivantes.

Dans la famille des Paramphistomidae, le bétail est parasité par : *Paramphistomum microbothrium*, *Paramphistomum daubneyi*, *Cotylophoron cotylophorum*, *Cotylophoron macrosphinctris* et *Cotylophoron fülleborni*. Chez les Gastrothylacidae, cinq espèces : *Carmyerius parvipapillatus*, *Carmyerius chabaudi*, *Carmyerius exoporus*, *Carmyerius endopapillatus* et *Carmyerius marchandi* n. sp., sont présentes. Cette étude a permis de mettre à jour la liste des Paramphistomoidea du rumen présents au Sénégal. Parmi les dix espèces recensées, trois (*P. microbothrium*, *C. cotylophorum* et *C. exoporus*) ont été déjà signalées au Sénégal. Les sept autres sont identifiées pour la première fois, parmi lesquelles une espèce nouvelle *Carmyerius marchandi* n. sp.

Chez les bovins, la paramphistomose est endémique, alors que la gastrothylose est sporadique, avec respectivement une prévalence moyenne de 46,89 % et de 3,32 %. La paramphistomose au sens large (paramphistomose et gastrothylose) a une prévalence moyenne de 48,42 % à partir du diagnostic *post-mortem* (diagnostic des parasites adultes), tandis que le diagnostic *ante-mortem* (diagnostic coprologique) a une prévalence moyenne nettement inférieure 2,36 %. Ces résultats sont confirmés par la valeur du $\chi^2 = 6,28$ et du coefficient de contingence = 0,13, montrant un faible lien statistique entre la présence de parasites adultes et l'émission d'œufs dans les matières fécales. Le diagnostic coprologique ne reflète pas l'existence endémique de cette maladie, d'où le problème de sa fiabilité. Les trématodoses associées : dicrocoeliose, fasciolose et schistosomose sévissent de façon sporadique avec de faibles prévalences. Suivant la trématodose associée avec la paramphistomose, le coefficient de corrélation de Pearson est variable.

Chez les petits ruminants, la prévalence moyenne de la paramphistomose est de 2,69 % et 1,43 % respectivement chez les ovins et les caprins. Aucun cas de gastrothylose n'a été diagnostiqué. Les trématodoses associées ont également des taux d'infestation très faibles, et parfois même nuls.

Les Paramphistomoidea adultes provoquent des lésions dans le rumen, micro-habitat définitif. Ces lésions non mortelles mais endémiques, handicapent la majorité des troupeaux. Elles sont plus ou moins importantes selon le nombre de parasite et la famille en cause.

Six espèces de mollusques : *Bulinus senegalensis*, *Bulinus truncatus*, *Bulinus forskalii*, *Bulinus umbilicatus*, *Biomphalaria pfeifferi* et *Lymnaea natalensis*, sont différemment distribuées dans les points d'eau étudiés. *B. truncatus* est la plus représentée avec une densité moyenne de 14,67. Les prospections malacologiques ont montré une quasi absence de mollusques pendant la saison sèche chaude et au début de la saison des pluies. Les fortes populations de mollusques sont obtenues en milieu de saison des pluies. Les points d'eau temporaires se repeuplent de mollusques adultes après les premières pluies, grâce à la capacité de résistance à l'assèchement de ces gastéropodes pulmonés.

La réalisation au laboratoire du cycle expérimental de développement de *P. microbothrium* a mis en évidence un bon hôte intermédiaire expérimental *B. forskalii* avec un taux de réussite de 50,98 % et un taux d'infestation réel de 35,29 %. *B. forskalii* n'a auparavant jamais été signalé comme hôte intermédiaire de *P. microbothrium*. L'infestation expérimentale de jeunes taurins ndama a donné des taux de réussite proportionnels à l'âge de maturation des métacercaires jusqu'à quatre semaines. Le taux de réussite le plus élevé est obtenu avec des métacercaires de quatre semaines de maturation à 4 °C.

L'ultrastructure de la spermiogenèse et du spermatozoïde des Paramphistomoidea apparaît comme un bon outil et devraient permettre à terme de compléter et de préciser leur taxonomie qui reste difficile et sujette à controverse.

Au terme de cette étude, nous recommandons d'abord des stratégies de lutte permettant d'interrompre le cycle biologique des trématodes, ensuite dégageons des perspectives de recherche.

RECOMMENDATIONS

L'aspect économique de la paramphistomose est souvent sous estimé. Contre la paramphistomose, il n'y a pas de vaccin empêchant la contamination par les métacercaires. La seule prophylaxie consiste à interrompre le cycle. Ces trématodes ont un cycle biologique complexe, nécessitant la présence obligatoire d'un mollusque d'eau douce (hôte intermédiaire). Ainsi, nous proposons trois actions pour lutter contre la paramphistomose :

- une action sur les mollusques hôtes intermédiaires,
- une sur les Bovidae hôtes définitifs,
- et une dernière sur la conduite des troupeaux et leur système d'abreuvement.

Actions sur les mollusques hôtes intermédiaires

Un facteur clé pour réduire la transmission des trématodoses, est le contrôle des gastéropodes d'eau douce. Leur destruction peut entraîner une interruption de la chaîne de transmission.

Au XX^e siècle, la lutte contre les trématodoses a souvent consisté en tentatives de destruction des mollusques, par introduction de molluscicides dans l'eau. La destruction des mollusques est un problème qui dépasse largement le cadre de la paramphistomose puisqu'il évoque toute la lutte contre les vecteurs de trématodoses animales et humaines (bilharziose). Une lutte commune se justifie du fait que ces parasitoses peuvent exister sur un même animal. Les points d'eau sont fréquentés par l'homme et l'animal, et ce sont souvent les mêmes mollusques qui interviennent dans ces affections dues aux trématodes. Cependant, on a vu les inconvénients et limites de cette méthode. En matière de prophylaxie, il est difficile d'intervenir sur les mollusques. Car, les points d'eau sont nombreux et très étendus. De plus, beaucoup de molluscicides utilisés sont toxiques pour les poissons qui représentent, pour les populations humaines, une source de protéines animales importantes. Le seul molluscicide recommandé par l'OMS est le Bayluscide (également toxique pour les poissons).

La lutte biologique par introduction d'espèces animales se nourrissant de mollusques, a montré aussi, ses inconvénients.

Nous proposons les périodes où les interventions sont efficaces à condition d'avoir des produits non toxiques.

- Une action en saison sèche froide pour éliminer la population de mollusques restante. Cette dernière aura tendance à l'approche de la saison sèche chaude à s'enfoncer dans la boue et attendre la période favorable pour repeupler le site.
- Une destruction des mollusques en début de saison des pluies, pour éliminer la population qui a résisté à l'assèchement des points d'eau temporaires. Car ce phénomène de résistance très fréquent dans nos régions a une conséquence primordiale dans l'épidémiologie de ces trématodoses.
- Une dernière action en fin de saison des pluies, où la population de mollusques est la plus importante.

L'espoir est permis avec des plantes molluscicides, car certains essais en laboratoire (Vassiliades & Diaw 1980), et dans les conditions naturelles (Vassiliades & Diaw 1982) ont donné avec *Ambrosia maritima* des résultats prometteurs. Cependant, compte tenu des grandes quantités d'*Ambrosia* nécessaires, son utilisation ne peut être envisagée, pour le moment, que pour l'assainissement de petits points d'eau.

Actions sur les Bovidae hôtes définitifs

Il s'agit de traiter les animaux parasités. Comme il faut détruire non seulement les Paramphistomoidea, mais encore les autres trématodes, il importe d'utiliser des médicaments polyvalents. Nous recommandons trois séries d'intervention.

- Le premier déparasitage est réalisé en saison sèche chaude, période à laquelle, nous avons obtenu une prévalence qui augmentait progressivement. Il est destiné à éliminer la population de parasites adultes résiduelle qui assure la pérennité de l'infestation.
- Le second qui peut être facultatif est réalisé en début de saison des pluies pour éliminer les parasites résiduels (renforcement du premier).

- Le troisième déparasitage a lieu en fin de saison des pluies. Cette troisième action permet d'éliminer les parasites adultes et les formes immatures.

Actions sur la conduite des troupeaux et leur système d'abreuvement

Une connaissance des mouvements du bétail est nécessaire (les points d'eau fréquentés et les différentes périodes) pour établir un calendrier de prévention. Il s'agit là, d'éviter toute recontamination des troupeaux et une contamination des points d'eau.

L'utilisation de puits pour l'abreuvement du bétail s'accompagne d'une absence de paramphistomose et autres trématodoses. Au Sénégal, la création d'abreuvoirs indemnes de mollusques et surélevés empêchant le bétail de s'immerger et d'y déféquer, pourrait être une solution simple et efficace, pour interrompre les cycles naturels des trématodes.

Egalement, une meilleure gestion des points d'eau avec une surveillance malacologique et parasitologique peut améliorer la situation et diminuer les risques de trématodoses. Les populations pastorales devraient être aussi sensibilisées, informées et éduquées sur les risques de trématodoses animales et humaines au niveau des points d'eau.

PERSPECTIVES

Les résultats obtenus sur l'étude des Paramphistomoidea dont certains sont préliminaires, permettent de dégager de nombreuses perspectives.

- Poursuivre l'inventaire et la détermination des différentes espèces de Paramphistomoidea chez les bovins, au niveau d'autres zones agroécologiques comme le bassin du fleuve sénégal, et les abattoirs de Dakar avec un plus grand nombre d'animaux et une plus grande variété d'origine des animaux.
- Etudier les différentes espèces de Paramphistomoidea, parasites des petits ruminants.
- Poursuivre l'étude sur l'évaluation de la prévalence des trématodoses chez le bétail et élucider leur distribution et leur variation.
- Tester l'utilisation de la technique ELISA pour le diagnostic de la paramphistomose. Car, pour diagnostiquer ces trématodoses, la technique coproscopique est la plus utilisée. Malheureusement, les œufs sont décelables en deux ou trois mois, voire plus, après l'infestation des animaux, et parfois ils ne sont même pas retrouvés dans les matières fécales. La technique ELISA a été proposée car elle a donné de bons résultats sur le diagnostic de certaines trématodoses. C'est le cas de la fasciolose. Diaw *et al.* (1994), ont montré que les analyses coprologiques classiques sont négatives jusqu'à la 14^{ème} semaine, l'analyse immunologique par le test ELISA permet de trouver les premiers anticorps anti-*Fasciola gigantica* dès la 4^{ème} semaine après l'infestation. Pour la schistosomose, l'ELISA a permis de détecter les premiers anticorps anti-*Schistosoma* dès la 6^{ème} semaine après l'infestation par *S. bovis* et dès la 9^{ème} semaine par *S. curassoni*, alors que les analyses coprologiques classiques ont été négatives jusqu'à la 8^{ème} semaine après infestation par *S. bovis* et la 10^{ème} semaine par *S. curassoni* (Diaw *et al.* 1998a).
- Réactualiser l'inventaire, la distribution et le rôle épidémiologique des mollusques dans la transmission des trématodoses, en tenant compte des modifications environnementales (barrages, aménagements hydroagricoles, bassins de rétention).

- Faire une surveillance malacologique.
- Poursuivre l'étude des cycles expérimentaux de développement des Paramphistomoidea, afin de confirmer ou infirmer le seuil de référence de maturation des métacercaires pour avoir un bon taux de réussite.
- Poursuivre l'étude sur l'ultrastructure de la spermiogenèse et du spermatozoïde des autres Paramphistomoidea.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références Bibliographiques

- Abrous M., Dreyfuss G. & Rondelaud D. (1999).** L'aptitude de huit espèces de mollusques aquatiques à assurer le développement larvaire de *Paramphistomum daubneyi* Dinnik lors d'une infestation monospécifique ou d'une co-infestation avec *Fasciola hepatica* Linné. *Revue Médecine Vétérinaire*. **150** : 727-732.
- Albaret J.L., Bayssade-Dufour C., Diaw O.T., Vassiliades G., Sey O. & Gruner L. (1981).** Disposition des organites argyrophiles superficiels du miracidium et de la cercaire de *Paramphistomum phillerouxi* Dinnik, 1961 (Trematoda, Paramphistomidae). *Annales de Parasitologie*. **56** : 147-154.
- Albaret J.L., Bayssade-Dufour C., Guilhon J., Kulo S.D. & Picot H. (1978).** Cycle biologique de *Paramphistomum togolense* n.sp (Trematoda, Paramphistomidae). *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. **53** : 495-510.
- Albaret J.L., Picot H., Diaw O.T., Bayssade-Dufour C., Vassiliades G., Adamson M., Luffeau G. & Chabaud A.G. (1984).** Schistosomes à éperon terminal du Sénégal. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. **59** : 527-528.
- Alzieu J.P., Bergeaud J.P. & Dorchies P. (1999).** Essai de traitement de la paramphistomose bovine par l'oxyclosamide. *Revue Médecine Vétérinaire*. **150** : 715-718.
- Ankers P., Fofana S. & Biaye A. (1991).** Les dominantes du parasitisme helminthique chez les bovins, ovins, caprins en Guinée Maritime, République de Guinée. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. **50** : 111-116.
- Arfaa F. (1962).** A study on *Paramphistomum microbothrium* in Khuzistan S.W. Iran. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. **37** : 549-555.
- Asanji M.F. (1989).** Paramphistomiasis of cattle in Sierra Leone and seasonal fluctuations in its prevalence. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa*. **37** : 327-331.
- Assogba M.N. & Youssao A.K.I. (2001).** Epidémiologie de la fasciolose à *Fasciola gigantica* (Cobbold, 1985), de la dicrocoeliose et de la paramphistomose bovine au Bénin. *Annales de Médecine Vétérinaire*. **145** : 260-268.
- Baldrey F.S.H. (1906).** Some problems in sheep diseases. *Journal of Tropical Veterinary Science*. **1**: 388-397.
- Baptista-Farias M.F.D., Kohn A. & Cohen S.C. (2001).** Ultrastructure of spermatogenesis and sperm development in *Saccocoelioides godoyi* Kohn & Froes, 1986 (Digenea, Haploporidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. **96** : 61-70.

- Bennett H.J. (1936).** The life history of *Cotylophoron cotylophorum*, a trematod from ruminants. *Biological Monographs, Urbana*. **14** : 1-119.
- Bhalerao G.D. (1937).** Studies on the helminths of India. Trematoda - IV. *Journal of Helminthology*. **15** : 97-124.
- Bida S.A. & Schillhorn Van Veen T.J. (1977).** Enteric paramphistomiasis in Yankasa sheep. *Tropical Animal Health and Production*. **9** : 21-23.
- Birgi E. & Graber M. (1969).** Mollusques pulmonés d'eau douce basommatophores, vecteurs au Tchad d'affections parasitaires du bétail; leur élevage au laboratoire. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. **22** : 393-408.
- B.O.A.D. (1984).** Etude préalable du projet de développement intégré de Bonconto (Casamance) en République du Sénégal - Zone test de Mballoconda. Agroprogress Kien Baum International GmbH. 48 pp.
- Boudet G. (1970).** Pâturages naturels de Haute et Moyenne Casamance (République du Sénégal). Etude agrostologique. IEMVT. 127 pp.
- Brown S.D. (1980).** Fresh water snails of Africa and their medical importance. London, Taylor and Francis Ltd. 47pp.
- Burton P.R. (1972).** Fine structure of the reproductive system of a frog lung fluke. III. The spermatozoon and its differentiation. *Journal of Parasitology*. **58** : 68-83.
- Bussiéras J. & Chermette R. (1988).** Abrégé de parasitologie vétérinaire. In: Rosset R, ed. *Helminthologie. Informations Techniques des Services Vétérinaires*. Paris: Fascicule III. 104-107.
- Casset I. (1989).** Enquête sur la paramphistomose bovine : recherche des parasites en abattoir. *Revue Médecine Vétérinaire*. **140** : 925-927.
- Castilho F. & Barandela T. (1990).** Ultrastructural study on the spermiogenesis and spermatozoon of the metacercariae of *Microphallus primas* (Digenea), a parasite of *Carcinus maenas*. *Molecular Reproduction and Development*. **25** : 140-146.
- Cheruiot H.K. & Wamac L.W. (1988).** Incidence of paramphistomiasis in Kenya. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa*. **36** : 55-57.
- Cifrian B., Garcia-Corrales P. & Martinez-Alos S. (1993).** Ultrastructural study of the spermatogenesis and mature spermatozoa of *Dicrocoelium dendriticum* (Plathelminthes, Digenea). *Parasitology Research*. **79** : 204-212.
- Coskun S.K. (1988).** Incidence and prevalence of *Paramphistomum* in ruminants. *Doga, Turk Veterinerlik ve Hayvancilik*. **12** : 168-179.

- Daddow L.Y.M. & Jamieson B.G.M. (1983).** An ultrastructural study of spermiogenesis in *Neochasmus* sp. (Cryptogonimidae : Digenea : Trematoda). *Australian Journal of Zoology*. **31** : 1-14.
- Dawes B. (1936).** On a collection of Paramphistomidae from Malaya, with revision of the genera *Paramphistomum* Fischöeder, 1901, and *Gastrothylax* Poirier, 1883. *Parasitology*. **28** : 330-354.
- Degueurce F., Abrous M., Dreyfuss G., Rondelaud D. & Gevrey J. (1999).** *Paramphistomum daubneyi* and *Fasciola hepatica* : prevalence of natural or experimental infections in four species of freshwater snails in eastern France. *Journal of Helminthology*. **73** : 197-202.
- Diaw O.T. (1980).** Trématodoses dans le Delta du Sénégal et le lac de Guiers. I. Etude de la répartition des mollusques d'eau douce. *Bulletin de l'IFAN*. **42** : 709-722.
- Diaw O.T. (1982).** La dicrocoeliose bovine à *Dicrocoelium hospes* (Looss 1907) au Sénégal. *Afrique Médicale*. **21** : 227-230.
- Diaw O.T. (1984).** Présence de *Bulinus umbilicatus* Mandahl Barth 1973, au Sénégal et son rôle épidémiologique. Société Ouest Africaine de Parasitologie. Lettre circulaire n° 1 : 7.
- Diaw O.T. (1985).** Les impacts des barrages de Diama et de Manantali sur les maladies animales. Dakar, Institut Sénégalais de Recherches Agricoles (Laboratoire National de l'Elevage et de Recherches Vétérinaires). 9 pp.
- Diaw O.T. (1987).** Epidémiologie des trématodoses du bétail au Sénégal. Dakar, Institut Sénégalais de Recherches Agricoles (Laboratoire National de l'Elevage et de Recherches Vétérinaires). 14 pp.
- Diaw O.T. (1988).** Rôle épidémiologique des mollusques dans la transmission des trématodoses humaines et animales du Sénégal. *Cahiers d'Information*. **2 (3)** : 13 pp.
- Diaw O.T., Picot H., Albaret J.L., Bayssade-Dufour C. & Vassiliades G. (1988a).** Rôle épidémiologique des mollusques du genre *Bulinus* dans la transmission des schistosomoses animales et humaines. *Revue Sénégalaise des Recherches Agricoles et Halieutiques*. **1** : 74-78.
- Diaw O.T., Samnaliev P., Pino L.A., Bayssade-Dufour C., Albaret J.L. & Vassiliades G. (1983).** Structures argyrophiles des formes larvaires de deux souches de *Paramphistomum microbothrium* : l'un parasite d'*Isodora guernei* et *Ovis aries*, l'autre parasite d'*Isodora truncata* et *Bos taurus*. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. **58** : 455-465.

- Diaw O.T., Seye M. & Sarr Y. (1988b).** Epidémiologie des trématodoses du bétail dans la région de Kolda, Casamance (Sénégal). *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **41** : 257-264.
- Diaw O.T., Seye M. & Sarr Y. (1988c).** Résistance à la sécheresse de mollusques du genre *Bulinus* vecteurs de trématodoses humaines et animales au Sénégal. I. Essais en laboratoire. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **41** : 289-291.
- Diaw O.T., Seye M. & Sarr Y. (1989).** Résistance à la sécheresse de mollusques du genre *Bulinus* vecteurs de trématodoses humaines et animales. II. Etude dans les conditions naturelles en zone nord-soudanienne. Ecologie et résistance à la sécheresse de *Bulinus umbilicatus* et *B. senegalensis*. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **42** : 177-187.
- Diaw O.T., Seye M., Seye M.M., Ndiaye T., Kaboret Y., Dieng K. & Sarr Y. (1998a).** Diagnostic expérimental (ELISA) de la schistosomose ovine au Sénégal. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **51** : 321-325.
- Diaw O.T., Seye M.M., Seye M., Sarr Y. & Vassiliades G. (1994).** L'immunodiagnostic de la fasciolose à *Fasciola gigantica* par la technique ELISA au Sénégal. Observations préliminaires chez deux agneaux. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **47** : 291-294.
- Diaw O.T. & Vassiliades G. (1987).** Epidémiologie des schistosomoses du bétail au Sénégal. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **40** : 265-274.
- Diaw O.T., Vassiliades G., Seye M. & Sarr Y. (1991).** Epidémiologie de la biliarziose intestinale à *Schistosoma mansoni* à Richard-Toll (Delta du fleuve Sénégal). Etude malacologique. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique.* **84** : 174-183.
- Diaw O.T., Vassiliades G., Thiongane Y., Seye M., Sarr Y. & Diouf A. (1998b).** Extension des trématodoses du bétail après la construction des barrages dans le bassin du fleuve Sénégal. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **51** : 113-120.
- Dinnik J.A. (1961).** *Paramphistomum phillerouxi* sp. nov. (Trematoda: Paramphistomatidae) and its development in *Bulinus forskalii*. *Journal of Helminthology.* **35** : 69-90.
- Dinnik J.A. (1962a).** The growth of *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder to maturity and its longevity in cattle. *Bulletin of Epizootic Diseases of Africa.* **10** : 27-31.
- Dinnik J.A. (1962b).** *Paramphistomum daubneyi* sp. nov. from cattle and its snail host in the Kenya Highlands. *Parasitology.* **52** : 143-151.

- Dinnik J.A. (1964).** *Paramphistomum sukumum* sp.nov. and other stomach flukes from in the Sukumaland area of the lake Region, Tanganyika. *Parasitology*. **54** : 201-209.
- Dinnik J.A. (1965).** The snails hosts of certain Paramphistomidae and Gastrothylacidae (Trematoda) discovered by the Late Dr. P.L. Leroux in Africa. *Journal of Helminthology*. **39** : 141-150.
- Dinnik J.A. & Dinnik N.N. (1954).** The life cycle of *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder, 1901 (Trematoda, Paramphistomidae). *Parasitology*. **44** : 225-299.
- Dinnik J.A. & Dinnik N.N. (1960).** Development of *Carmyerius exoporus* Maplestone (Trematoda : Gastrothylacidae) in a snail host. *Parasitology*. **50** : 469-480.
- Dollfus R.P. (1962).** Variations intraspécifiques chez un *Carmyerius* (Trematoda Gastrothylacidae) parasite de buffle du Congo Belge. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. **37** : 108-120.
- Dollfus R.P. (1963).** Hôtes et lieux de récolte de quelques trématodes digénétiques de vertébrés de la collection du musée royal de l'Afrique Centrale. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines*. **68** : 323-357.
- Dorchies P. (1989).** Les Paramphistomidés : leur apparente extension en France et les difficultés pratiques d'identification en coproscopie. *Revue Médecine Vétérinaire*. **140** : 573-577.
- Dorchies P., Bergeaud J.P., Duranton C., Prévot F. & Tessier P. (1998).** Extension de la paramphistomose bovine en France : résultats d'une enquête coproscopique sur 465 bovins dans treize départements. *Revue Médecine Vétérinaire*. **149** : 1029-1032.
- Durie P.H. (1949).** A preliminary note on the life cycle of *Paramphistomum cotylophorum* (Fiscoeder 1901) and *P. cervi* (Schrank, 1970) (Trematode : Paramphistomatidae). *Australian Veterinary Journal*. **25** : 209.
- Dutt S.C. (1978).** Paramphistomes of bovines with description of *Gastrothylax indicus* n. sp. *Indian Journal of Parasitology*. **2** : 39-41.
- Eduardo S.L. (1980a).** *Bilatorchis papillogenitalis* n.g., n.sp. (Paramphistomidae : Orthocoeliinae), a parasite of the red lechwe (*Kobus leche* Gray, 1850) from Zambia. *Parasitology*. **1** : 141-149.
- Eduardo S.L. (1980b).** *Orthocoelium indonesiense*, a new species of amphistome from ruminants in Indonesia. *Systematic Parasitology*. **1** : 203-210.
- Eduardo S.L. (1982a).** The taxonomy of the family Paramphistomidae Fiscoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. I. General considerations. *Systematic Parasitology*. **4** : 7-57.

- Eduardo S.L. (1982b).** The taxonomy of the family Paramphistomidae Fiscoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. II. Revision of the genus *Paramphistomum* Fiscoeder, 1901. *Systematic Parasitology*. **4** : 189-238.
- Ehlers U. (1984).** Phylogenetisches system der Plathelminthes. *Verhandlungen des Naturwissenschaftlichen Verein in Hamburg (NF)*. **27** : 291-294.
- Erwin B.E. & Halton D.W. (1983).** Fine structural observations on spermatogenesis in a progenetic trematode, *Bucephaloides gracilescens*. *International Journal for Parasitology*. **13** : 413-426.
- Fall A. (1987).** Les systèmes d'élevage en Haute Casamance : caractérisation, performances et contraintes. *Mémoire de Titularisation*. Dakar : ISRA, DRPSA. 109 pp.
- F.A.O. (1994).** Maladies des animaux domestiques provoquées par les douves. Rome: Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture. 49 pp.
- Faust E.C. (1920).** Notes on the trematodes from Philippines. *Philippine Journal of Science*. **17** : 627-631.
- Fiscoeder F. (1901a).** Die Paramphistomiden der Säugethiere. *Zoologischer Anzeiger*. **24** : 365-375.
- Fiscoeder F. (1901b).** Die paramphistomidien der Säugethiere. *Zoologischer Jahrbuecher Abteilung fuer Systematik*. **17** : 485-660.
- Fiscoeder F. (1902).** Die Paramphistomiden der Säugethiere. *Inaugural-Dissertation, Königsberg im Preussen*. 59 pp.
- Fiscoeder F. (1903).** Die paramphistomiden der Säugethiere. *Zoologischer Jahrbuecher Abteilung fuer Systematik*. **17** : 367-375.
- Fonteneau M. (1979).** La paramphistomose bovine en expansion dans l'Ouest de la France. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*. **52** : 225.
- Fujino T. & Ishii Y. (1982).** Ultrastructural studies on spermatogenesis in a parthenogenetic type of *Paragonimus westermani* (Kerbert 1878) proposed as *P. pulmonalis* (Baelz 1880). *Journal of Parasitology*. **68** : 433-441.
- Fujino T., Ishii Y. & Mori T. (1977).** Ultrastructural studies on the spermatozoa and spermatogenesis in *Paragonimus* and *Eurytrema* (Trematoda : Digenea). *Japanese Journal of Parasitology*. **26** : 240-255.
- Fukui T. (1929).** Studies on Japanese amphistomatous parasites, with revision of the group. *Japanese Journal of Zoology, Transactions and Abstracts*. **2** : 219-351.

- Gentile R., Goffredo G. & Sobrero L. (1977).** *Cotylophoron cotylophorum* in Italia. *Acta Medica Veterinaria*. **23** : 291-297.
- Golvan Y.J., Chabaud A.G. & Grétilat S. 1957.** *Carmyrius dollfusi* n. sp. (Trematoda, Gastrothylacidae), parasite des bovidés à Madagascar. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. **32** : 56-70.
- Graber M. (1969).** Helminthiases parasites de certains animaux domestiques et sauvages du Tchad. *Bulletin of Epizootic Diseases in Africa*. **17** : 403-428.
- Graber M. (1975).** Les trématodoses hépatiques et gastriques des zébus d'Afrique Centrale. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. **28** : 311-314.
- Graber M., Chauve C. & Fonteneau M. (1980).** Existence en France de *Paramphistomum daubneyi* (Dinnik, 1962). *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*. 265-271.
- Graber M., Doutre M., Finelle P., Keravec J., Ducroz G. & Mokotaingar G. (1964).** Les helminthes de quelques Artiodactyles sauvages appartenant aux familles des Bovidés et des Suidés. Ces animaux sont-ils en République du Tchad et en R.C.A. des réservoirs de parasites pour les animaux domestiques vivant à leur contact ? *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. **33** : 377-420.
- Graber M. & Thal J. (1980).** Paramphistomatoidae (Trematoda) de divers ruminants sauvages du Tchad, du Nord Cameroun et de la République Centrafricaine. *Bulletin de l'IFAN*. **42** : 261-279.
- Gracenea M., Ferrer J. & Gonzalez-Moreno O. (2000).** The spermatogenesis and the spermatozoon in *Brachylaima* sp. (Digenea) : ultrastructural study. *Acta Parasitologica*. **45** : 169.
- Gracenea M., Ferrer J.R., Gonzalez-Moreno O. & Trullols M. (1997).** Ultrastructural study of spermatogenesis and the spermatozoon in *Postorchigenes gymnesicus* (Trematoda, Lecithodendriidae). *Journal of Morphology*. **234** : 223-232.
- Grant W.C., Harkema R. & Muse K.E. (1976).** Ultrastructure of *Pharyngostomoides procyonis* Harkema 1942 (Diplostomatidae). I. Observations on the male reproductive system. *Journal of Parasitology*. **62** : 39-49.
- Grétilat S. (1957).** Note préliminaire sur la gastrothylose de jeunes zébus à Madagascar. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. **10** : 221-230.
- Grétilat S. (1958).** Maintien du genre *Bothriophoron* Stiles et Goldberger, 1910, et valeur de l'espèce *Paramphistomum bothriophoron* (Braun, 1892) Fiscoeder, 1901 (Trematoda, Paramphistomatidae) parasite du reticulum du zébu malgache. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. **33** : 240-253.

- Grétilat S. (1959).** Recherche sur le cycle évolutif de *Carmyerius dollfusi* Golvavn, Chabaud et Grétilat 1957 (Trematoda, Gastrothylacidae) à Madagascar. *Comptes rendus des séances de l'Académie des Sciences, Paris.* **248** : 1873-1875.
- Grétilat S. (1960a).** Amphistomes (Trématodes) des ruminants domestiques de la République du Tchad. Description d'un Gastrothylacidae nouveau *Carmyerius graberi* n. sp. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée.* **35** : 509-527.
- Grétilat S. (1960b).** Cycle évolutif de *Carmyerius dollfusi* Golvan, Chabaud et Grétilat, 1957. Premières recherches. Formes larvaires et hôtes intermédiaires. Epidémiologie de la gastrothylose bovine à Madagascar. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée.* **36** : 45-64.
- Grétilat S. (1962).** *Carmyerius papillatus* n. sp. et *Carmyerius parvipapillatus* n. sp. (Trematoda, Gastrothylacidae), parasites des réservoirs gastriques de l'antiloppe *Kobus defassa* RÜPP. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée.* **37** : 121-139.
- Grétilat S. (1963).** Contribution à l'étude de l'épidémiologie des bilharzioses humaines et animales en Haute Casamance (Sénégal) et en Mauritanie. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **16** : 323-334.
- Grétilat S. (1964a).** Sur quelques Paramphistomatoïdes (Trematoda) d'une collection du Musée royal de l'Afrique Centrale. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines.* **69** : 351-368.
- Grétilat S. (1964b).** Valeur taxonomique des caractères morphologiques et anatomiques du pore génital chez les Trématodes du genre *Carmyerius* (Gastrothylacidae). *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **17** : 421-428.
- Grétilat S. (1966).** Notes et remarques au sujet d'une collection de trématodes du Musée Royal de l'Afrique Centrale. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines.* **73** : 166-185.
- Guilhon J. & Prionzeau T. (1945).** La paramphistomose bovine en France. *Recueil de Médecine Vétérinaire.* **121** : 225.
- Gupta N.K. (1951).** On the morphology of *Paramphistomum bathycotyle* Fiscoeder (1901) a common amphistome in the bile ducts of Indian bovines. *Research Bulletin of the East Panjab University, Zoology.* **150** : 175-178.
- Gupta N.K. & Dutta T. (1967).** On *Gastrothylax crumenifer* - a common poched amphistomid parasit of ruminants in India. *Research Bulletin (Sciences) Panjab University.* **18** : 369-377.

- Gupta N.K. & Gupta P. (1970).** *Cochinocotyle bovini* n.gen., n.sp. (Family Paramphistomidae: Subfamily Paramphistominae) from cattle at Ernakulum (South India). *Research Bulletin of the East Panjab University, New series.* **21** : 323-327.
- Hendow H.T. & James B.L. (1988).** Ultrastructure of spermatozoon and spermatogenesis in *Maritrema linguilla* (Digenea : Microphallidae). *International Journal for Parasitology.* **18** : 53-63.
- Hiekal F. & Hilali M. (1993).** Scanning electron microscopy of the tegument of *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder, 1901 and *Cotylophoron cotylophorum* (Fiscoeder 1901) in Egypt. *Arab Gulf Journal Scientific Research.* **11** : 105-113.
- Hirai H. & Tada I. (1991).** Morphological features of spermatozoa of *Paragonimus ohirai* (Trematoda : Platyhelminthes) examined by a silver nitrate staining technique. *Parasitology.* **103** : 103-110.
- Horak I.G. (1967).** Host-parasite relationships of *Paramphistomum microbothrium*, Fiscoeder, 1901, in experimentally infested ruminants with particular reference to sheep. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research.* **34** : 451-540.
- Horak I.G. (1971).** Paramphistomiasis of domestic ruminants. *Advances in Parasitology.* **9** : 33-72.
- Iomini C. & Justine J.L. (1997).** Spermiogenesis and spermatozoon of *Echinostoma caproni* (Platyhelminthes, Digenea) : transmission and scanning electron microscopy, and tubulin immunocytochemistry. *Tissue & Cell.* **29** : 107-118.
- Iomini C., Mollaret I., Albaret J.L. & Justine J.L. (1997).** Spermatozoon and spermiogenesis in *Mesocoelium monas* (Platyhelminthes : Digenea) : ultrastructure and epifluorescence microscopy of labelling of tubulin and nucleus. *Folia Parasitologica.* **44** : 26-32.
- I.R.S.V. (2003).** Rapport annuel. Kolda, Sénégal: Ministère déléguée à l'Elevage. 46 pp.
- Jamieson B.G.M. & Daddow L.M. (1982).** The ultrastructure of the spermatozoon of *Neochasmus* sp. (Cryptogonimidae, Digenea, Trematoda) and its phylogenetic significance. *International Journal for Parasitology.* **12** : 547-559.
- Jamieson B.G.M. & Daddow L.Y.M. (1983).** An ultrastructural study of spermiogenesis in *Neochasmus* sp. (Cryptogonimidae : Digenea : Trematoda). *Australian Journal of Zoology.* **31** : 1-14.
- Justine J.L. (1995).** Spermatozoal ultrastructure and phylogeny in the parasitic Platyhelminthes. *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle.* **166** : 55-86.

- Justine J.L., Jamieson B.G.M. & Southgate V.R. (1993).** Homogeneity of sperm ultrastructure in six species of Schistosomes (Digenea, Platyhelminthes). *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. **68** : 185-187.
- Justine J.L. & Mattei X. (1981).** Etude ultrastructurale du flagelle spermatique des schistosomes (Trematoda : Digenea). *Journal of Ultrastructure Research*. **76** : 89-95.
- Justine J.L. & Mattei X. (1982a).** Etude ultrastructurale de la spermiogénèse et du spermatozoïde d'un plathelminthe : *Gonapodasmius* (Trematoda : Didymozoidae). *Journal of Ultrastructure Research*. **79** : 350-365.
- Justine J.L. & Mattei X. (1982b).** Réinvestigation de l'ultrastructure du spermatozoïde d'*Haematoloechus* (Trematoda : Haematoloechidae). *Journal of Ultrastructure Research*. **81** : 322-332.
- Justine J.L. & Mattei X. (1983).** A spermatozoon with two 9 + 0 axonemes in a parasitic flatworm, *Didymozoon* (Digenea : Didymozoidae). *Journal of Submicroscopic Cytology*. **15** : 1101-1105.
- Justine J.L. & Mattei X. (1984a).** Atypical spermiogenesis in a parasitic flatworm, *Didymozoon* (Trematoda : Digenea : Didymozoidae). *Journal of Ultrastructure Research*. **87** : 106-111.
- Justine J.L. & Mattei X. (1984b).** Ultrastructural observations on the spermatozoon, oocyte and fertilization process in *Gonapodasmius*, a gonochoristic trematode (Trematoda : Digenea : Didymozoidae). *Acta Zoologica*. **65** : 171-177.
- Kechemir N. (1988).** Description et cycle de *Paramphistomum microbothrium* Fischoeder, 1901, (Trematoda, Paramphistomidae) en Algérie. *Archives de l'Institut Pasteur d'Algérie*. **56** : 147-159.
- Kitajima E.W., Paraense W.L. & Correa L.R. (1976).** The fine structure of *Schistosoma mansoni* sperm (Trematoda : Digenea). *Journal of Parasitology*. **62** : 215-221.
- Kotlàn S. (1958).** Zur Kenntnis der Paramphistomiden Ungarns. *Acta veterinaria Hungarica*. **8** : 93-104.
- Kotrlà B., Prokopic J. & Vishnyakov J. (1974).** Contribution to the morphology and distribution of *Paramphistomum microbothrium* Fischoeder, 1901 in cattle and sheep in the Balkans. *Folia parasitologica*. **21** : 215-218.
- Lafaye E. & Mage C. (1976).** Valeur de la coproscopie parasitaire dans le dépistage de la fasciolose bovine. Congrès International sur les maladies du bétail. Paris. 1105-1112.

- Le Roux P.L. (1930).** A preliminary communication on the life cycle of *Cotylophoron cotylophorum* and its pathogenicity for sheep and cattle. *16 th. Report of the Director of Veterinary Services and Animal Industry Union of South Africa.* 243-249.
- Leiper R.T. (1910).** The entozoa of the *hippopotamus*. *Proceedings of the Zoological Society of London.* **1** : 233-251.
- Levron C., Ternengo S. & Marchand B. (2003).** Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Helicometra fasciata* (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Labrus merula* (Pisces, Teleostei). *Acta Parasitologica* **48** : 255-264.
- Levron C., Ternengo S. & Marchand B. (2004a).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Diphtherostomum brusinae* (Digenea, Zoogonidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). *Parasitology Research.* **94** : 147-154.
- Levron C., Ternengo S. & Marchand B. (2004b).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Poracanthium furcatum* (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Mullus surmuletus* (Pisces, Teleostei). *Acta Parasitologica.* **49** : 190-200.
- Levron C., Ternengo S. & Marchand B. (2004c).** Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Monorchis parvus* (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). *Parasitology Research.* **93** : 102-110.
- Li M.M. & Wang X.Y. (1997).** Spermatogenesis and ultrastructure of the metaphase chromosomes in *Ceylonocotyle scoliocoelium* (Digenea : Paramphistomidae). *Acta Zoologica Sinica.* **43** : 1-9.
- Losson B., Cassart D. & Mignon B. (1998).** Infestation par *Paramphistomum* sp. chez les bovins: description d'un premier cas en Belgique. *Annales de Médecine Vétérinaire.* **142** : 341-344.
- Mage C. & Dorchies P. (1998).** Paramphistomose des bovins : étude des relations coproscopie-populations parasitaires. *Revue Médecine Vétérinaire.* **149** : 927-929.
- Mage C., Mauran A. & Moisset M. (1995).** Contrôle de l'infestation de la grande douve des bovins : une organisation et une application en fermes. *Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires.* **2** : 11-17.
- Mandal Barth G. (1973).** A field guide of African freshwater snails. 1. West african species (Senegal, Nigeria). WHO snails Identification Center, Danish Bilharziosis Laboratory, 29 pp.
- Manna A.K., Pramanik S. & Mukherjee G.S. (1994).** Incidence of paramphistomiasis in West Bengal. *Indian Journal Animal Health.* **33** : 87-89.

- Maplestone P.A. (1923).** A revision of the Amphistomata of mammals. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*. **17** : 113-212.
- Marchand B. (1994).** Les animaux parasites : Biologie et systématique. Nouvelles Editions Africaines du Sénégal ed: ISBN 2 - 7236 - 1095 - 0. 294 pp.
- Martoja R. & Martoja-Pierson M. (1967).** Initiation aux techniques de l'histologie animale. Masson et C^{ie} ed. Paris. 339 pp.
- Maukherjee R.P. & Chauhan B.S. (1965).** Studies on the trematode fauna of India. - Part V. *Journal of the Zoological Society of India*. **17** : 150-225.
- Miquel J., Nourrisson C. & Marchand B. (2000).** Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Opecoeloides furcatus* (Trematoda, Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Mullus barbatus* (Pisces, Teleostei). *Parasitology Research*. **86** : 301-310.
- Morseth D.J. (1969).** Spermtail finestructure of *Ecinococcus granulosis* and *Dicrocoelium dendriticum*. *Experimental Parasitology*. **24** : 47-53.
- M.S./D.S. (1999).** Guide de surveillance malacologique et de lutte contre les mollusques hôtes intermédiaires des bilharzioses (Manuel de formation destiné au personnel des districts sanitaires). Dakar : Ministère de la Santé / Direction de la Santé / Service National des Grandes Endémies. 62 pp.
- Näsmark K.E. (1937a).** A revision of the family Paramphistomidae. *Zoologiska Bidrag fran Uppsala*. **16** : 301-365.
- Näsmark K.E. (1937b).** A revision of the Trematode family Paramphistomidae. *Inaugural Dissertation Zoologiska Bidrag fran Uppsala*. **16** : 301-566.
- Ndiaye P.I., Miquel J., Ba C.T., Feliu C. & Marchand B. 2002.** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Scaphiostomum palaearticum* Mas-Coma, Esteban et Valero, 1986 (Trematoda, Digenea, Brachylaimidae). *Acta Parasitologica*. **47** : 259-271.
- Ndiaye P.I., Miquel J., Ba C.T. & Marchand B. (2001).** Desarrollo espermatico en *Fasciola gigantica* Cobbold, 1856 (Digenea, Fasciolidae) : estudio ultraestructural. *Acta Parasitologica Portuguesa*. **8** : 17.
- Ndiaye P.I., Miquel J., Ba C.T. & Marchand B. (2004).** Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of the liver fluke *Fasciola gigantica* Cobbold, 1856 (Digenea, Fasciolidae), a parasite of cattle in Senegal. *Journal of Parasitology*. **90** : 30-40.
- Ndiaye P.I., Miquel J., Fons R. & Marchand B. (2003a).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of the liver fluke *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758 (Digenea, Fasciolidae) : Transmission and scanning electron microscopy, and tubulin immunocytochemistry. *Acta Parasitologica*. **48** : 182-194.

- Ndiaye P.I., Miquel J. & Marchand B. (2003b).** Ultrastructure of spermiogenesis and spermatozoa of *Notocotylus neyrai* Gonzalez Castro, 1945 (Digenea, Notocotylidae) intestinal parasite of *Microtus agrestis* (Rodents : Arvicolidae) in Spain. *Invertebrate Reproduction and Development*. **42** : 105-115.
- Nwosu C.O., Ogunrinade A.F. & Fagbemi B.O. (1996).** Prevalence and seasonal changes in the gastro-intestinal helminths of Nigerian goats. *Journal of Helminthology*. **70** : 329-333.
- Odei M.A. (1961).** A review of the distribution and snails hosts of bilharziosis in West Africa. Part. II - French Guinea, Ivory Coast, Senegal, Togo and Dahomey, Niger, Upper Volta and Sudan. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. **64** : 64-68.
- Ogunrinade A.F. & Adetunji J. (1983).** Failure of a bovine strain of *Paramphistomum microbothrium* to survive in the rumen of sheep. *Research in Veterinary Science*. **34** : 119-120.
- Orido Y. (1988).** Ultrastructure of spermatozoa of the lung fluke, *Paragonimus ohirai* (Trematoda : Troglotrematidae), in the seminal receptacle. *Journal of Morphology*. **196** : 333-343.
- Pamplona-Basilio M.C., Baptista-Farias M.F.D. & Kohn A. (2001).** Spermatogenesis and spermiogenesis in *Didymocystis wedli* Ariola, 1902 (Didymozoidae, Digenea). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. **96** : 1153-1159.
- Parent R. & Alogninouwa T. (1984).** Amélioration de la productivité de l'élevage en zone tropicale. Traitement systématique des vaches gestantes à l'Ivermectine dans le mois précédent la mise bas. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. **37** : 272-276.
- P.F.R.K. (1990).** Plan d'aménagement forestier de la zone d'intervention du PFRK. Kolda : Ministère du développement rural et de l'hydraulique / Direction des eaux, forêts, chasses et de la conservation des sols. 361 pp.
- Poisson H. & Buck G. (1931).** Helminthiase et anaplasmose chez le boeuf. Tananarive: Laboratoire du Service Vétérinaire de Madagascar. 143 pp.
- Postal J.M. (1984).** Les paramphistomoses gastroduodénales des ruminants. Faculté de Médecine Vétérinaire de Créteil. Paris : Ecole Nationale Vétérinaire. 125 pp.
- Price E.W. & McIntosh A. (1944).** Paramphistomes of North American domestic ruminants. *Journal of Parasitology*. **30** : 9.

- Prod'hon J., Richard J., Brygoo E.R. & Daynes P. (1968).** Présence de *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder 1901 à Madagascar. *Archives de l'Institut Pasteur de Madagascar*. **37** : 27-30.
- Railliet A. (1924).** Les heminthes des animaux domestiques et de l'homme en Indochine (1^{ère} partie). *Bulletin de la Société Zoologique de France*. **49** : 589-608.
- Rees F.G. (1979).** The ultrastructure of the spermatozoon and spermiogenesis in *Cryptocotyle lingua* (Digenea : Heterophyidae). *International Journal for Parasitology*. **9** : 405-419.
- Reinhardt S. (1969).** Zur Entwicklung, Anatomie und Histologie von *Paramphistomum microbothrium* (Trematoda, Digenea). *Inaugural Dissertation, Bonn*. 104pp.
- Reynolds E.S. (1963).** The use of lead citrate at high pH as an electron-opaque stain in electron microscopy. *Journal of Cell Biology*. **17** : 208-212.
- Robinson R.D. & Halton D.W. (1982).** Fine structural observations on spermatogenesis in *Corriga vitta* (Trematoda : Dicrocoeliidae). *Zeitschrift für Parasitenkunde*. **68** : 53-72.
- Rolfe P.F., Boray J.C. & Collins G.H. (1994).** Pathology of infection with *Paramphistomum ichikawai* in sheep. *International Journal for Parasitology*. **24** : 995-1004.
- Sato M., Oh M. & Sakoda K. (1967).** Electron microscopic study of spermatogenesis in the lung fluke (*Paragonimus miyazakii*). *Zeitschrift für Zellforschung*. **77** : 232-243.
- Schad G.A., Kuntz R.E., Antenson R.K. & Webster G.F. (1964).** Amphistomes (Trematoda) from domestic ruminants in North Borneo (Malaysia). *Canadian Journal of Zoology*. **42** : 1037-1040.
- Sellin B., Simonkovich E. & Roux J. (1980).** Etude de la répartition des mollusques hôtes intermédiaires des schistosomoses en Afrique de l'Ouest. Premiers résultats. *Médecine tropicale*. **40** : 31-39.
- Sey O. (1974).** On the species of *Paramphistomum* of cattle and sheep in Hungary. *Acta Veterinaria Academiae Scientiarum Hungaricae*. **24** : 19-37.
- Sey O. (1979).** Life-cycle and geographical distribution of *Paramphistomum daubneyi* Dinnik, 1962 (Trematoda : Paramphistomata). *Acta Veterinaria Academiae Scientiarum Hungaricae*. **27** : 115-130.
- Sey O. (1983).** Revision of the family Gastrothylacidae Stiles and Goldberger, 1910 (Trematoda : Paramphistomata). *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae*. **30** : 223-252.

- Sey O. & Graber M. (1979a).** *Cotylophoron macrosphinctris* sp. n. (Trematoda: Paramphistomata) from the African buffalo, *Bubalus (Syncerus) caffer* Sparrman. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée.* **45** : 297-302.
- Sey O. & Graber M. (1979b).** Examination of amphistomes (Trematoda : Paramphistomidae) of some African mammals. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.* **32** : 161-167.
- Sharma P.N. & Rai N. (1995).** Ultrastructural study on spermatogenesis in *Ganeo tigrinum*, an intestinal trematode of *Rana tigrina*. *Journal of Helminthology.* **69** : 77-84.
- Shiff C.J. (1967).** The influence of temperature on the intrinsic rate of natural increase of fresh water snail *Biomphalaria pfeifferi*. *Archiv für Hydrobiologie.* **62** : 429-438.
- Silvestre A., Sauvé C. & Cabaret J. (2000).** Caprine *Paramphistomum daubneyi* (Trematoda) infection in Europe. *Veterinary Record.* **146** : 674-675.
- Skrjabin K.I. (1949).** Les trématodes de l'animal et de l'homme. Les *Paramphistomata* Skrjabin et Schultz 1937. *Akad Nauk SSSR.* **3** : 7-308.
- Smithers S.R. (1978).** On the ecology of schistosome vectors in the Gambia, with evidence of their role in transmission. *Transaction of the Royal Society of Tropical Medicine Hygiene.* **50** : 354-365.
- Stiles C.W. & Goldberger J. (1910).** A study of the anatomy of *Watsonius* (n.g.) *watsoni* of man and of nineteen allied species of mammalian Trematode worms of the superfamily Paramphistomoidea. *Hygienic Laboratory Bulletin.* **60** : 1-259.
- Stitt A.W. & Fairweather I. (1990).** Spermatogenesis and the fine structure of the mature spermatozoon of the liver fluke, *Fasciola hepatica* (Trematoda : Digenea). *Parasitology.* **101** : 395-407.
- Stunkard H.W. (1925).** The present status of the Amphistome problem. *Parasitology.* **17** : 137-148.
- Stunkard H.W. (1929).** The parasitic worms collected by the American Museum of Natural History Expedition to the Belgian Congo, 1909-1914, Part I - Trematoda. *Bulletin of the American Museum of Natural History.* **58** : 233-289.
- Szmidt-Adjidé M., Abrous M., Adjidé C.C., Dreyfuss G., Lecompte A., Cabaret J. & Rondelaud D. (2000).** Prevalence of *Paramphistomum daubneyi* infection in cattle in central France. *Veterinary Parasitology.* **87** : 133-138.
- Szmidt-Adjidé M., Addide C.C., Rondelaud D., Dreyfuss L.G. & Mage C. (1996).** L'état des connaissances sur *Fasciola hepatica* et *Paramphistomum daubneyi*. *Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires.* **4** : 529-554.

- Tandon R.S. (1973).** Studies on crowding effect on *Gastrothylax crumenifer* and *Fischoederius elongatus*, the common amphistome parasites of ruminants, observed under natural conditions. *Research Bulletin of the Meguro Parasitological Museum*. **7** : 12-14.
- Tandon V. & Maitra S.C. (1981).** Stereoscan observations on the surface topography of *Gastrothylax crumenifer* (Creplin, 1847) Poirier, 1883 and *Paramphistomum epiclitum* Fischoeder, 1904 (Trematoda: Digenae). *Journal of Helminthology*. **55** : 231-237.
- Tang J., Wang W. & Wang G. (1998).** Studies on ultrastructures of spermatogenesis and sperm in *Pseudorhipidocotyle elpichthys*. *Acta Hydrobiologica Sinica*. **22** : 168-174.
- Tang J.Y. (1996).** Ultrastructural studies on sperm of *Dicrocoelium chinensis* (Trematoda : Digenae). *Acta Zoologica Sinica*. **42** : 341-348.
- Tang J.Y. & Li M.M. (1996).** Ultrastructural studies on spermatogenesis of *Dicrocoelium chinensis* (Trematoda: Digenae). *Acta Zoologica Sinica*. **42** : 225-230.
- Tinar R., Coskun S.Z., Dogan H., Demir S. & Akyol C.V. (1992).** Prevalence of paramphistome species in ruminants in the southern Marmara region. *Doga, Turk Veterinerlik ve Hayvancilik*. **16** : 187-197.
- Travassos L. (1934).** Synope dos Paramphistomoidea. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. **29** : 19-178.
- Van Strydonck D. (1970).** Contribution à l'étude de l'anatomie, de la morphologie et de la systématique des Paramphistomidae africains (Plathelminthes : Trematoda). *Musée Royal de l'Afrique Centrale - Tervuren, Belgique. Annales - Sciences Zoologiques*. **8** : 1-56.
- Vassiliades G. & Diaw O.T. (1980).** Action molluscicide d'une souche sénégalaise d'*Ambrosia maritima*. Essais en laboratoire. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. **33** : 401-406.
- Vassiliades G. & Diaw O.T. (1982).** Action molluscicide d'*Ambrosia maritima*. II. Essai dans les conditions naturelles. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. **35** : 179-182.
- Velázquez-Maldonado J.J. (1976).** Estudo taxônomico dos trématodeos paramfistomiformes do rùmen de bovinos do Estado do Rio Grande do Sul - Brasil. *Fundação Cargill, São Paulo*. 86 pp.
- Wang X. (1979).** Systematic studies on amphistomatous trematodes from China. II. Paramphistomidae : Paramphistominae and Gastrothylacinae, with notes on new species. *Acta Zootaxomica Sinica*. **4** : 327-338.

- Willey C.H. (1941).** The life history and binomics of trematode, *Zygocotyle lunata* (Paramphistomidae). *Zoologica*. **26** : 65-88.
- Willmott S. (1950).** On the species of *Paramphistomum* Fiscoeder, 1901 occurring in Britain and Ireland with notes on some materials from the Netherlands and France. *Journal of Helminthology*. **24** : 155-170.
- Yamaguti S. (1939).** Studies on the helminth fauna of Japan Part 27. Trematodes of mammals. II. *Japanese Journal of Medical Science : Bacteriology and Parasitology*. **1** : 131-151.
- Yamaguti S. (1958).** Systema Helminthum. Vol. I, Digenetic trematodes of vertebrates. Interscience Publishers, New York & London, Parts I, 1-979 ; Part II, 980-1 573.
- Yamaguti S. (1971).** Synopsis of Digenetic Trematodes of vertebrates. *Keigaku Publishing Co. Tokyo* **1, 2** : 1 074 pp.
- Zadura J. (1960).** *Paramphistomum cervi* (Schrank, 1790) as the cause of a serious disease in stags (*Cervus elaphus*). *Acta Parasitologica Polonica*. **8** : 354-350.
- Zdarska Z., Soboleva T.N., Sterba J. & Valkounova J. (1991).** Ultrastructure of the male reproductive system of the trematode *Brachylaimus aequans*. *Folia Parasitologica*. **38** : 33-37.

Sites internet visités

- www.paru.cas.cz/helminti/Digenea.html
- www.rvc.ac.uk/.../Paramphistomum.htm
- www.gouv.sn
- <http://www.paru.cas.cz/helminti/Digenea/fasciolahepaticafgigantica01.jpg>
- <http://www.puk.ac.za/lifesc/zol/zol121/images/schisto1.gif>
- <http://www.icampus.ucl.ac.be/SBIM2520/document/genemol/BIAN/dicrocoelium2.jpg>
- http://shell.kwansei.ac.jp/~shell/pic_book/img42/r004118.jpg
- <http://www.ne.jp/asahi/dexter/sinister/gallery/family/Bulinidae.html>
- http://www.tanganyika-cichlids.com/Faune/Bulinus_forskalii_Ehrenberg1831.JPG
- www.members.aol.com/mkohl2/Planorbidae.html
- www.ne.jp/.../gallery/family/Bulinidae.html
- http://www.tanganyika-cichlids.com/Faune/Biomphalaria_pfeifferi_01.jpg
- http://www.tanganyika-cichlids.com/Faune/Gyraulus_costulatus_04.jpg
- www.shell.kwansei.ac.jp/.../data46/r004509.html

TABLES

Liste des Figures

- Figure 1 : Localisation de la zone d'étude.
- Figure 2: Réseau hydrographique de la région de Kolda.
- Figure 3 : *Paramphistomum* sp. (vers entiers).
- Figure 4 : *Paramphistomum* sp. (coupe sagittale).
- Figure 5 : Œuf de paramphistome.
- Figure 6 : Cycle biologique des paramphistomes.
- Figure 7 : *Fasciola hepatica* et *F. gigantica* (vers entiers).
- Figure 8 : *Schistosoma* sp. (mâle et femelle : vers entiers).
- Figure 9 : *Dicrocoelium lanceolatum* (ver entier).
- Figure 10 : *Biomphalaria pfeifferi* Krauss, 1848.
- Figure 11 : *Gyraulus costulatus* Krauss, 1848.
- Figure 12: *Bulinus forskalii* Ehrenberg, 1831.
- Figure 13 : *Bulinus globosus* Morelet, 1866.
- Figure 14 : *Bulinus senegalensis* Muller, 1781.
- Figure 15 : *Bulinus truncatus* Audouin, 1827.
- Figure 16 : *Bulinus umbilicatus* Mandalh-Barth, 1973.
- Figure 17 : *Lymnaea natalensis* Krauss, 1848.
- Figure 18 : *Paramphistomum microbothrium* (vers entiers).
- Figure 19 : *Paramphistomum microbothrium* (Microscope photonique).
- Figure 20 : *Paramphistomum daubneyi* (vers entiers).
- Figure 21 : *Paramphistomum daubneyi* (Microscope photonique).
- Figure 22 : *Paramphistomum daubneyi* (MEB).
- Figure 23 : *Cotylophoron cotylophorum* (vers entiers).
- Figure 24 : *Cotylophoron cotylophorum* (Microscope photonique).
- Figure 25 : *Cotylophoron cotylophorum* (MEB).
- Figure 26 : *Cotylophoron macrosphinctris* (vers entiers).
- Figure 27 : *Cotylophoron macrosphinctris* (Microscope photonique).
- Figure 28 : *Cotylophoron fülleborni* (vers entiers).
- Figure 29 : *Cotylophoron fülleborni* (Microscope photonique).
- Figure 30 : *Cotylophoron fülleborni* (MEB).
- Figure 31 : *Carmyerius parvipapillatus* (vers entiers).

Figure 32 : *Carmyerius parvipapillatus* (Microscope photonique).

Figure 33 : *Carmyerius parvipapillatus* (MEB).

Figure 34 : *Carmyerius chabaudi* (vers entiers).

Figure 35 : *Carmyerius chabaudi* (Microscope photonique).

Figure 36 : *Carmyerius chabaudi* (MEB).

Figure 37 : *Carmyerius exoporus* (vers entiers)

Figure 38 : *Carmyerius exoporus* (Microscope photonique).

Figure 39 : *Carmyerius exoporus* (MEB).

Figure 40 : *Carmyerius endopapillatus* (vers entiers).

Figure 41 : *Carmyerius endopapillatus* (Microscope photonique).

Figure 42 : *Carmyerius endopapillatus* (MEB).

Figure 43 : *Carmyerius marchandi* n. sp. (vers entiers).

Figure 44 : *Carmyerius marchandi* n. sp. (Microscope photonique).

Figure 45 : *Carmyerius marchandi* n. sp. (Microscope photonique).

Figure 46 : Evolution de la prévalence moyenne mensuelle de la paramphistomose chez les bovins au cours des trois années d'étude.

Figure 47 : Evolution de la prévalence moyenne mensuelle de la gastrothylose chez les bovins au cours des trois années d'étude.

Figure 48 : Evolution de la prévalence moyenne mensuelle d'infestation des bovins par des Paramphistomoidea au cours des trois années d'étude.

Figure 49 : Rumen sain coupé en tranches frontales.

Figure 50 : Coupe transversale de la structure d'un rumen sain.

Figure 51 : Structure histologique d'un rumen sain.

Figure 52 : Rumen coupé en tranches parasité par des Paramphistomoidea.

Figure 53 : Coupe transversale de la structure d'un rumen parasité par des Paramphistomidae

Figure 54 : Structure histopathologique d'un rumen parasité par des Paramphistomidae.

Figure 55 : Coupe transversale de la structure d'un rumen parasité par des Gastrothylacidae.

Figure 56 : Structure histopathologique d'un rumen parasité par des Gastrothylacidae.

Figure 57 : Lavage des mollusques

Figure 58 : Mollusques récupérés après lavage

Figure 59 : Site de Kambané (Saré Sara).

Figure 60 : Site de Mayo Manguo (Saré Boïdo).

Figure 61 : Site de Mayo Djida Mariétou.

Figure 62 : Evolution de la densité moyenne de population de mollusques sur l'ensemble des trois sites.

Figure 63 : Evolution de la densité moyenne de population de mollusques dans le site de Mayo Manguo Djida Mariétou.

Figure 64 : Evolution de la densité de population de mollusques dans le site de Kambané.

Figure 65 : Evolution de la densité de population de mollusques dans le site de Mayo Manguo de Saré Boïdo.

Figure 66 : Evolution de l'infestation naturelle des *Biomphalaria pfeifferi* dans le site de Kambané.

Figure 67 : Morphologie d'une cercaire de *Paramphistomum microbothrium*.

Figure 68 : Métacercaires de *Paramphistomum microbothrium* fixées sur la salade.

Figure 69 : Spermiogenèse de *Paramphistomum microbothrium* (MET).

Figure 70 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogenèse de *Paramphistomum microbothrium*.

Figure 71 : Spermatozoïde mûr de *Paramphistomum microbothrium* (MET).

Figure 72 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de *Paramphistomum microbothrium*.

Figure 73 : Spermiogenèse de *Cotylophoron cotylophorum* (MET).

Figure 74 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogenèse de *Cotylophoron cotylophorum*.

Figure 75 : Spermatozoïde mûr de *Cotylophoron cotylophorum* (MET).

Figure 76 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de *Cotylophoron cotylophorum*.

Figure 77 : Spermiogenèse de *Carmyerius parvipapillatus* (MET).

Figure 78 : Spermiogenèse de *Carmyerius parvipapillatus* (MET).

Figure 79 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogenèse de *Carmyerius parvipapillatus*.

Figure 80 : Spermatozoïde mûr de *Carmyerius parvipapillatus* (MET).

Figure 81 : Spermatozoïde mûr de *Carmyerius parvipapillatus* (MET).

Figure 82 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de *Carmyerius parvipapillatus*.

Figure 83 : Spermiogenèse de *Carmyerius exoporus* (MET).

Figure 84 : Spermiogenèse de *Carmyerius exoporus* (MET).

Figure 85 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogenèse de *Carmyerius exoporus*.

Figure 86 : Spermatozoïde mûr de *Carmyerius exoporus* (MET).

Figure 87 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de *Carmyerius exoporus*.

Figure 88 : Spermiogenèse de *Carmyerius endopapillatus* (MET).

Figure 89 : Schéma montrant les principales étapes de la spermiogenèse de *Carmyerius endopapillatus*.

Figure 90 : Spermatozoïde mûr de *Carmyerius endopapillatus* (MET).

Figure 91 : Schéma montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de *Carmyerius endopapillatus*.

Liste des Tableaux

- Tableau 1 : Différentes étapes de la systématique des Paramphistomoidea.
- Tableau 2 : Prévalences mensuelles (%) de la paramphistomose chez les bovins.
- Tableau 3 : Prévalences (%) de la paramphistomose en fonction de la saison chez les bovins.
- Tableau 4 : Prévalence moyenne saisonnière de la paramphistomose chez les bovins au cours des trois années d'étude.
- Tableau 5 : Prévalences mensuelles (%) de la gastrothylose chez les bovins.
- Tableau 6 : Prévalences saisonnières de la gastrothylose chez les bovins.
- Tableau 7 : Prévalence moyenne saisonnière de la gastrothylose chez les bovins au cours des trois années d'étude.
- Tableau 8 : Prévalence mensuelle d'infestation des bovins par des Paramphistomoidea au cours de trois années d'étude.
- Tableau 9 : Prévalence de la paramphistomose au sens large en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années.
- Tableau 10 : Prévalence moyenne de la paramphistomose au sens large. en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années d'étude.
- Tableau 11 : Prévalences (%) moyennes mensuelles de la dicrocoeliose, fasciolose et schistosomose chez les bovins au cours des trois années d'étude.
- Tableau 12 : Prévalences (%) moyennes de la dicrocoeliose, fasciolose et schistosomose en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années d'étude.
- Tableau 13 : Prévalences (%) moyennes mensuelles de la dicrocoeliose chez les bovins au cours des trois années d'étude.
- Tableau 14 : Prévalences (%) moyennes de la dicrocoeliose en fonction de la saison chez les bovins au cours des trois années d'étude.
- Tableau 15 : Coefficients de corrélation de Pearson entre paramphistomose et trématodoses associées chez les bovins.
- Tableau 16 : Evolution des prévalences de trématodoses à Richard-Toll, Ross-Béthio et Mbane
- Tableau 17 : Prévalences moyennes mensuelles (%) de la paramphistomose chez les petits ruminants au cours des trois années d'étude.
- Tableau 18 : Prévalences moyennes (%) de la paramphistomose en fonction de la saison chez les petits ruminants au cours des trois années d'étude.

Tableau 19 : Prévalences moyennes mensuelles (%) de la dicrocoeliose chez les petits ruminants au cours des trois années d'étude.

Tableau 20 : Prévalences moyennes (%) de la dicrocoeliose en fonction de la saison chez les petits ruminants au cours des trois années d'étude.

Tableau 21 : Densité (nombre/homme/heure) des populations de mollusques au niveau des points d'eau

Tableau 22 : Variations des données écologiques et climatologiques du site Mayo Djida Mariétou

Tableau 23 : Variations des données écologiques et climatologiques du site de Kambané.

Tableau 24 : Variations des données écologiques et climatologiques du site de Mayo Manguo Saré Boïdo.

Tableau 25 : Taux d'infestation naturelle des mollusques récoltés.

Tableau 26 : Tableau récapitulatif de l'évolution de l'infestation expérimentale des mollusques.

Tableau 27 : Évolution pondérale et GMQ des quatre bovins infestés expérimentalement.

Tableau 28 : Taux de réussite de l'infestation expérimentale en fonction de la durée maturation des métacercaires.

Tableau 29 : Quelques caractères ultrastructuraux du spermatozoïde de quelques Digènes.

Liste des Sigles

BOAD : Banque Ouest Africaine de Développement

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

IRSV : Inspection Régionale des Services Vétérinaires

ISRA: Institut Sénégalais de Recherches Agricoles

MS/DS : Ministère de la Santé / Direction de la Santé

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

PFRK : Projet de Foresterie Rurale de Kolda

PSAOP: Programme des Services Agricoles et d'Appui aux Organisations des Producteurs

RESUME

Au Sénégal, dans la région de Kolda, nous avons mené une étude épidémiologique et ultrastructurale sur les Paramphistomoidea parasites des bovins (*Bos taurus*). Ce travail nous a permis d'identifier dix espèces appartenant à deux familles : Paramphistomidae et Gastrothylacidae. Sept espèces sont signalées pour la première fois au Sénégal (*Paramphistomum daubneyi*, *Cotylophoron fülleborni*, *Cotylophoron macrosphinctris*, *Carmyerius chabaudi*, *Carmyerius endopapillatus*, *Carmyerius parvipapillatus*) dont une espèce nouvelle : *Carmyerius marchandi* n. sp. Les trois autres (*Paramphistomum microbothrium*, *Cotylophoron cotylophorum* et *Carmyerius exoporus*) avaient déjà été signalées au Sénégal.

Chez les bovins, la paramphistomose diagnostiquée à partir des parasites adultes a une prévalence moyenne de 48,42 %, très largement supérieure à celle déterminée à partir des œufs émis dans les fèces (2,36 %). Il existe donc un faible lien entre la présence des parasites adultes et l'émission d'œufs ($\chi^2 = 6,28$, coefficient de contingence = 0,13). Les trématodose associées (dicrocoeliose, fasciolose et schistosomose) ont des prévalences faibles. Chez les petits ruminants, la paramphistomose est sporadique avec une prévalence moyenne de 2,69 % et 1,43 % respectivement chez les ovins et les caprins.

Dans le rumen, micro-habitat définitif, les Paramphistomoidea adultes provoquent des lésions plus ou moins importantes selon la famille.

Six espèces de mollusques (*Bulinus forskalii*, *Bulinus senegalensis*, *Bulinus truncatus*, *Bulinus umbilicatus*, *Biomphalaria pfeifferi* et *Lymnaea natalensis*) hôtes intermédiaires potentiels des trématodes ont été rencontrées et étudiées. Aucun de ces gastéropodes pulmonés n'a été trouvé naturellement infesté par des cercaires de Paramphistomoidea. En revanche, 23 % des *Biomphalaria pfeifferi* ont été trouvés naturellement infestés par des furcocercaires de *Schistosoma mansoni*.

La réalisation expérimentale du cycle biologique de *Paramphistomum microbothrium* nous a permis de mettre en évidence un bon hôte intermédiaire expérimental (*Bulinus forskalii*) avec un taux de réussite de 50,98 % et un taux d'infestation réel de 35,29 %. L'infestation expérimentale de jeunes bovins avec différents stades de maturation des métacercaires a montré des taux de réussite proportionnels à l'âge des métacercaires avec un optimum à quatre semaines.

De plus nous avons réalisé une étude ultrastructurale de la spermiogenèse et du spermatozoïde de cinq Paramphistomoidea. Ce qui nous a permis de mettre en évidence des caractéristiques ultrastructurales propres à chaque espèce. Ce travail apparaît comme un bon outil phylogénétique et devrait permettre à terme de préciser une taxonomie des Paramphistomoidea.

Enfin, nous recommandons des stratégies de lutte pour interrompre le cycle biologique des trématodes.

Mots clés : Sénégal, Kolda, Epidémiologie, Ultrastructure, Parasite, *Bos taurus*, Paramphistomoidea, Trématodes, Gastéropodes pulmonés, Spermiogenèse, Spermatozoïde

SUMMARY

An epidemiologic and ultrastructural study on Paramphistomoidea parasites of bovine (*Bos taurus*) was carried in Senegal, in the area of Kolda. This research allowed us to identify ten species of two families : Paramphistomidae and Gastrothylacidae. Seven species have been reported for the first time in Senegal (*Paramphistomum daubneyi*, *Cotylophoron fülleborni*, *Cotylophoron macrosphinctris*, *Carmyerius chabaudi*, *Carmyerius endopapillatus*, *Carmyerius parvipapillatus*) and among these, one new has been discovered : *Carmyerius marchandi* n. sp. The three others (*Paramphistomum microbothrium*, *Cotylophoron cotylophorum* and *Carmyerius exoporus*) had already been found in Senegal.

In the bovines, the paramphistomosis diagnosed in mature parasites has an average prevalence of 48.42 %, more higher than the 2.36 % of prevalence obtained from eggs emitted in the feces. This result shows a low relation between the presence of the mature parasites and the eggs emission ($\chi^2 = 6.28$, contingency coefficient = 0.13). The associated trematodosis (dicrocoeliosis, fasciolosis and schistosomosis) have low prevalences. In the small ruminants, the paramphistomosis is sporadic with an average prevalence of 2.69 % on sheep and 1.43 % on goats.

Paramphistomoidea adults, depending on family, cause more or less important lesions in the rumen, the final microhabitat of these parasites.

Six mollusc species (*Bulinus forskalii*, *Bulinus senegalensis*, *Bulinus truncatus*, *Bulinus umbilicatus*, *Biomphalaria pfeifferi* and *Lymnaea natalensis*) potential intermediate hosts of the trematodes, have been identified and studied. None of these pulmonate gastropods has been naturally infested by Paramphistomoidea cercaria. However, 23 % of *Biomphalaria pfeifferi* have been naturally infested by furcocercaria of *Schistosoma mansoni*.

The experimental study of the biological cycle of *Paramphistomum microbothrium* allowed us to highlight a good experimental intermediate host (*Bulinus forskalii*) with a rate of success of 50.98 % of and a real percentage of infestation of 35.29 % . The experimental infestation of young bovines, at different stages of maturation of the metacercaria, indicated percentages of success proportional to the age of the metacercaria with an optimum at four weeks.

We carried out also an ultrastructural study of the spermiogenesis and spermatozoon of five Paramphistomoidea, which allowed us to show ultrastructural characteristics to each species. The work appears a like good phylogenetic tool and should contribute in futures studies to specify the taxonomy of Paramphistomoidea.

Lastly, we propose struggle strategies in order to stop the cycles of the trematodes.

Key-words : Senegal, Kolda, Epidemiology, Ultrastructural, Parasite, *Bos taurus*, Paramphistomoidea, Trematodes, Pulmonate gastropods, Spermiogenesis, Spermatozoon