

**VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2018 - Thèse n° 102

PARASITISME DU GIBIER D'ELEVAGE A PLUMES

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)

et soutenue publiquement le 7 décembre 2018
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

VAILLANT Geoffrey



**VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2018 - Thèse n° 102

PARASITISME DU GIBIER D'ELEVAGE A PLUMES

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)

et soutenue publiquement le 07/12/2018
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

Vaillant Geoffrey



Liste des Enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon (1er mars 2018)

Nom	Prénom	Département	Grade
ABITBOL	Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
ARCANGIOLI	Marie-Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
AYRAL	Florence	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BECKER	Claire	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BELLUCO	Sara	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENAMOU-SMITH	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENOIT	Etienne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BERNY	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BOULOCHER	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BOURDOISEAU	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
BOURGOIN	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BRUYERE	Pierre	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BUFF	Samuel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BURONFOSSE	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
CACHON	Thibaut	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CADORÉ	Jean-Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
CAROZZO	Claude	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CHABANNE	Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CHALVET-MONFRAY	Karine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DE BOYER DES ROCHES	Alice	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DEMONT	Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
DJELOUADJI	Zorée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
ESCRIOU	Catherine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
FRIKHA	Mohamed-Ridha	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GALIA	Wessam	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Stagiaire
GILLOT-FROMONT	Emmanuelle	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
GONTHIER	Alain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GRANCHER	Denis	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
GREZEL	Delphine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
HUGONNARD	Marine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
JANKOWIAK	Bernard	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Contractuel
JAUSSAUD	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
JEANNIN	Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Inspecteur en santé publique vétérinaire (ISPV)
JOSSON-SCHRAMME	Anne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences Contractuel
JUNOT	Stéphane	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
KODJO	Angeli	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
KRAFFT	Emilie	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
LAABERKI	Maria-Halima	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LAMBERT	Véronique	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LE GRAND	Dominique	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
LEBLOND	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LEDOUX	Dorothee	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Stagiaire
LEFEBVRE	Sébastien	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences Stagiaire
LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LEPAGE	Olivier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LOUZIER	Vanessa	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
MARCHAL	Thierry	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MATEOS	Stevana	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
MOISSONNIER	Pierre	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MOUNIER	Luc	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
PEPIN	Michel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
PIN	Didier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PONCE	Frédérique	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PORTIER	Karine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
POUZOT-NEVORET	Céline	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
PROUILLAC	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
REMY	Denise	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
RENE MARTELLET	Magalie	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
RIVES	Germain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Contractuel
ROGER	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
SABATIER	Philippe	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
SAWAYA	Serge	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
SCHRAMME	Michael	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
SERGENNET	Delphine	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
THIEBAULT	Jean-Jacques	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
THOMAS-CANCIAN	Aurélie	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
TORTEREAU	Antonin	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
VIGUIER	Eric	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
VIRIEUX-WATRELOT	Dorothee	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
ZENNER	Lionel	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur

Remerciements :

A Madame la Professeure Martine WALLON,

De la Faculté de médecine de Lyon, Claude Bernard Lyon 1

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse,
Sincères remerciements.

A Monsieur le Professeur Lionel ZENNER,

De Vetagro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,

Pour m'avoir proposé ce sujet et m'avoir apporté ses conseils,
durant la réalisation de ce travail,
Sincères remerciements.

A Madame la Professeure Dominique LEGRAND,

De Vetagro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,

Pour m'avoir fait l'honneur de participer à ce jury de thèse,
Sincères remerciements.

TABLE DES MATIERES

TABLE DES FIGURES.....	13
TABLE DES TABLEAUX.....	19
INTRODUCTION	21
PARTIE 1 : Présentation de la filière du gibier d'élevage en France	23
I. Présentation des animaux.....	23
II. Présentation de l'élevage du gibier à plumes	24
A. Introduction	24
B. Objectifs de l'élevage	25
C. Elevage des reproducteurs.....	26
D. Elevage des jeunes	27
PARTIE 2 : étude bibliographique des parasites du faisan et de la perdrix	31
I. Système digestif	31
A. Œsophage et jabot	31
1. <i>Eucoleus perforans</i>	31
2. <i>Eucoleus annulata</i>	32
3. <i>Eucoleus contorta</i>	36
4. <i>Capillaria uropapillata</i>	39
5. <i>Dispharynx nasuta</i>	39
6. <i>Gongylonema ingluvicola</i>	40
7. <i>Candida albicans</i>	42
B. Proventricule	44
1. <i>Dispharynx nasuta</i>	44
2. <i>Candida albicans</i>	45
C. Intestin grêle.....	45
1. Les nématodes.....	45
a) <i>Ascaridia galli</i>	46
b) <i>Capillaria caudinflata</i>	49
c) <i>Capillaria bursata</i>	50
d) <i>Capillaria obsignata</i>	50
2. Les cestodes.....	52
a) <i>Raillietina tetragona</i>	53

b) <i>Hymenolepis cantaniana</i>	54
c) <i>Hymenolepis carioca</i>	55
d) <i>Choanotaenia infundibulum</i>	56
3. Les protozoaires	57
a) <i>Tetratrichomonas gallinarum</i>	57
b) Les coccidies	59
i) Généralités sur les coccidies.....	59
ii) Coccidies de la perdrix.....	61
iii) Coccidies du faisan	67
D. Caecum.....	78
1. <i>Heterakis gallinarum</i>	78
2. <i>Heterakis isolonche</i>	81
3. <i>Capillaria phasianina</i>	83
4. <i>Capillaria anatis</i>	84
5. Différenciation des espèces de capillaires parasites du tube digestif.....	87
6. <i>Trichostrongylus tenuis</i>	88
7. <i>Brachylaemus commutatus</i>	90
8. <i>Subulura suctoria</i>	90
9. <i>Spironucleus meleagridis</i>	92
10. <i>Histomonas meleagridis</i>	97
11. <i>Tetratrichomonas gallinarum</i>	100
II. Parasite du sang	101
1. <i>Aegyptianella pullorum</i>	101
2. <i>Aegyptianella moshkovskii</i>	103
3. <i>Plasmodium gallinaceum</i>	104
III. Muscle	106
1. <i>Toxoplasma gondii</i>	106
IV. Appareil respiratoire	108
1. <i>Syngamus trachea</i>	109
2. <i>Aspergillus fumigatus</i>	113
V. Tissus conjonctifs	116
1. <i>Mesocestoides lineatus</i>	116
VI. Peau et plumage	118
A. Les poux.....	118

1.	Menacanthus stramineus.....	119
2.	Menopon gallinae.....	120
3.	Amysidea perdicis	123
4.	Goniocotes sp.....	124
5.	Goniodes gigas.....	125
6.	Lipeurus maculosus	126
7.	Cuclotogaster heterographus.....	128
8.	Lagopoecus colchicus	129
9.	Tableau récapitulatif des poux.....	130
B.	<i>Ceratophyllus gallinae</i>	131
C.	<i>Cimex columbarius</i>	132
D.	<i>Dermanyssus gallinae</i>	133
E.	<i>Ornithonyssus sylviarum</i>	136
F.	Les gales.....	138
1.	Epidermoptes sp.....	138
2.	Rivoltasia sp.....	140
3.	Syringophilus bipectinatus	141
4.	Cnemidocoptes laevis.....	143
5.	Knemidocoptes mutans.....	144
G.	<i>Thrombicula autumnalis</i>	145
H.	<i>Argas sp</i>	147
I.	<i>Candida albicans</i>	148
PARTIE 3 : Etude de terrain des parasitoses du gibier d'élevage à plumes		149
I.	Introduction.....	149
IV.	Matériel et méthode	149
A.	Date et lieu des prélèvements	149
B.	Envoi des ectoparasites :	150
C.	Envoi de prélèvement de fèces pour coproscopie.....	150
D.	Envoi de parasites entiers et d'organes	150
E.	Pour les coccidies	150
F.	Pour les parasites sanguins	151
G.	Modalités d'envoi.....	151
H.	Recherche/observation des parasites.....	151
III.	Résultats	152

A.	Etudes des prélèvements	152
1.	Chez la perdrix	152
a)	Parasites observés chez la perdrix	152
b)	Tailles des coccidies récoltées	153
2.	Chez le faisan	154
a)	Parasites observés chez le faisan	154
b)	Tailles des coccidies récoltées	155
B.	Etude des données Réanalyse	157
1.	Etude des cas de coccidioses	157
2.	Etudes des cas de flagelloses	158
3.	Comparaison des cas de protozooses par rapport aux autres cas de parasitisme	160
a)	En fonction du temps	160
b)	En fonction de l'âge des oiseaux	161
c)	Cas de parasitoses sur le total de la saison	162
d)	Cas parasitaires versus non parasitaires	164
IV.	Discussion	165
	CONCLUSION	169
	BIBLIOGRAPHIE	171

TABLE DES FIGURES

Figure 1: perdrix rouge (d'après www.oiseaux.net, [134])	23
Figure 2: perdrix grise (d'après www.oiseaux.net[134]).....	23
Figure 3: faisán commun, mâle à gauche, femelle à droite	24
Figure 4: cage surélevée du sol pour animaux reproducteurs.....	26
Figure 5: parcours au sol pour les animaux reproducteurs à droite et nid avec des œufs de faisán à gauche.	27
Figure 6: disposition typique d'un élevage de gibiers à plume dans le Lot-et-Garonne.....	28
Figure 7: unité de démarrage avec des faisans de 1 jours	29
Figure 8: volière dans un élevage de faisán	30
Figure 9: schéma récapitulatif des différentes étapes d'élevage du gibier à plumes.	30
Figure 10: extrémité antérieure de <i>Eucoleus annulata</i> d'après service de parasitologie Vetagro-sup	33
Figure 11: corps de <i>Eucoleus annulata</i> avec des œufs à l'intérieur d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	34
Figure 12: extrémité postérieure femelle de <i>Eucoleus annulata</i> d'après service de parasitologie Vetagro-sup	34
Figure 13: extrémité postérieure mâle de <i>Eucoleus annulata</i> d'après service de parasitologie de Vetagro-sup).....	35
Figure 14: <i>Eucoleus contorta</i> chez le faisán (service de parasitologie vetagro-sup)	37
Figure 15: extrémité postérieure femelle de <i>Eucoleus contorta</i>	37
Figure 16: extrémité postérieure mâle de <i>Eucoleus contorta</i>	38
Figure 17: extrémité antérieure de <i>Eucoleus contorta</i>	38
Figure 18: cycle évolutif de <i>Eucoleus contorta</i>	39
Figure 19: <i>Gongylonema ingluvicola</i> d'après Ransom, 1904 ; (1) extrémité antérieure d'une femelle, (2) extrémité postérieure d'un mâle	41
Figure 20: Candidose du jabot chez une perdrix rouge (photo: service autopsie Labovet Conseil, Les Herbiers).....	43
Figure 21: extrémité antérieure mâle de <i>Dispharynx spiralis</i> d'après Carreno, 2008	44
Figure 22: <i>Ascaridia galli</i> mâle (en haut) et femelle (en bas) chez une perdrix grise de 16 semaines..	46
Figure 23: extrémité postérieure femelle de <i>Ascaridia galli</i>	47
Figure 24: extrémité antérieure de <i>A. galli</i>	47
Figure 25: oeuf <i>Ascaridia galli</i>	47
Figure 26: extrémité postérieure mâles de <i>A. galli</i>	47
Figure 27: cycle parasitaire de <i>Ascaridia galli</i>	48
Figure 28: <i>Capillaria obsignata</i> d'après Madsen, 1945; (1) région de la vulve d'une femelle adulte; (2) œufs de <i>C. obsignata</i> ; (3) partie proximale de la spicule; (4) extrémité postérieure du mâle.....	51
Figure 29: cycle parasitaire de <i>C. obsignata</i>	52
Figure 30: <i>Raillietina tetragona</i> chez une perdrix rouge de 10 semaines.....	53
Figure 31: œuf de <i>Raillietina</i> sp d'après Thienpont et al., 2003	54
Figure 32: extrémité antérieure de <i>Choanotaenia infundibulum</i> d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	56
Figure 33: <i>Tetratrichomonas</i> en microscopie optique x1000	58

Figure 34: lésions hépatique (à gauche) et splénique (à droite) lié à <i>Tetratrichomonas gallinarum</i> , d'après Claudine Chardin, MCVET conseil 45270 Quiers-sur-Bézonde.....	58
Figure 35: schéma d'une coccidie du genre <i>Eimeria</i>	59
Figure 36: cycle des <i>Eimeria</i> chez le faisan et la perdrix	61
Figure 37: oocystes de <i>Eimeria caucasica</i> d'après Naciri et al, 2013	62
Figure 38: Ookyste de <i>E kofoidi</i> x1000	64
Figure 39: Ookyste de <i>Eimeria legionensis</i> x1000	65
Figure 40: schéma oocyste de <i>E colchici</i> d'après Taylor et al, 2016	68
Figure 41: Oocyste de <i>E colchici</i> x1000	68
Figure 42: Ookyste <i>E duodenalis</i> x1000	69
Figure 43: schéma oocyste de <i>E duodenalis</i> d'après Wacha (1973)	69
Figure 44: schéma de <i>E megalostmata</i> d'après Ormsbee (1939).....	71
Figure 45: <i>E. pacifica</i> x1000	72
Figure 46: schéma de <i>E. pacifica</i> d'après Wacha (1973)	72
Figure 48: schéma de <i>E phasiani</i> d'après Ormsbee, 1939.....	74
Figure 47: oocyste de <i>E phasiani</i> x1000	74
Figure 49: oocystes de <i>E phasiani</i> x400.....	75
Figure 50: oocyste de <i>Eimeria tetartooimia</i> d'après Wacha, 1973	76
Figure 51: extrémité antérieure de <i>H. gallinarum</i> , d'après service de parasitologie de Vetagro-sup .	78
Figure 52: extrémité postérieure mâle de <i>Heterakis gallinarum</i> , d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	79
Figure 53: <i>H gallinarum</i> mâle (à gauche) et femelle (à droite) d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	79
Figure 54: extrémité postérieure femelle de <i>H. gallinarum</i> d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	80
Figure 55: cycle de <i>Heterakis gallinarum</i>	81
Figure 56: <i>Capillaria phasianina</i> d'après Madsen, 1945 ; (1)(3) partie proximale du spicule ; (2)(4) extrémité distale mâle ; (5)(7) région vulvaire; (6) œufs	83
Figure 57: <i>Capillaria anatis</i> d'après Mettrick, 1959 ; (1) région vulvaire de femelle adulte; (2) œufs; (3) extrémité proximale du spicule; (4) extrémité distale du spicule.....	85
Figure 58: <i>Capillaria anatis</i> d'après Tamaru et.,al 2015, (1) extrémité postérieure mâle en vue ventrale ; (2) extrémité caudale mâle avec protrusion du spicule et de sa gaine; (4) épines sur la gaine du spicule ; (5) œuf avec surface rugueuse.....	86
Figure 59: extrémité postérieure de <i>Capillaria</i> sp mâle d'après Kellog et Prestwood, 1968 ; (1) <i>Capillaria phasianina</i> ; (2) <i>Capillaria caundinflata</i> ; (3) <i>Capillaria obsignata</i>	87
Figure 60: région vulvaire de <i>Capillaria</i> sp d'après Kellogg et Prestwood, 1968 ; (1) <i>Capillaria phasianina</i> ; (2) <i>Capillaria caundinflata</i> ; (3) <i>Capillaria obsignata</i>	88
Figure 61: cycle parasitaire de <i>Trichostrongylus tenuis</i>	89
Figure 62: <i>Brachylaemus</i> sp chez un perdreau d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.....	90
Figure 63: extrémité postérieure mâle de <i>Subulura</i> sp d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.	91
Figure 64: extrémité antérieure de <i>Subulura</i> sp d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.....	91
Figure 65: <i>Subulura</i> sp mâle à gauche et femelle à droite.....	91
Figure 66: oeufs de <i>Subulura</i> sp d'après Pinto et al., 2004.....	92

Figure 67: schéma de la forme trophozoïte (a) et de la forme kystique (b) de <i>Spironucleus meleagridis</i> d'après Wood et Smith, 2005 ; N : noyau ; CC : cytopharynx ; CS : cytostome ; RF : flagelle récurrent ; F : flagelle ; CW : paroi kystique.....	93
Figure 68: : distension caecale avec du liquide jaune à l'intérieur chez un faisan de 3 semaines.....	94
Figure 69: distension caecale avec du liquide jaune à l'intérieur chez un faisan de 3 semaines.....	94
Figure 70: lésions intestinales de <i>Spironucleus meleagridis</i> sur un faisan de 4 semaines	95
Figure 71: <i>Spironucleus meleagridis</i> au microscope optique x1000 sur un faisan de 4 semaines	96
Figure 72: cycle parasitaire de <i>Spironucleus meleagridis</i>	97
Figure 73: lésions hépatiques caractéristiques d'histomonose, en cocarde et en dépression, chez une perdrix rouge.....	98
Figure 74: lésions hépatiques caractéristiques d'histomonose, en cocarde et en dépression, en fin d'évolution, chez une perdrix rouge	98
Figure 75: lésions hépatiques caractéristiques d'histomonose, en cocarde et en dépression, chez une perdrix rouge.....	98
Figure 76: lésions caecales caséo-nécrotiques chez une perdrix rouge	98
Figure 77: lésions caecales caséo-nécrotiques chez une perdrix rouge	99
Figure 78: abattement, tête basse, plumage ébouriffée chez une perdrix de 4 semaines atteinte d'histomonose	99
Figure 79: cycle parasitaire de <i>Histomonas meleagridis</i>	100
Figure 80: différents stades évolutifs de <i>A. pullorum</i> d'après Castle et Christensen 1985	102
Figure 81: <i>Plasmodium gallinaceum</i> dans le sang d'un poulet, d'après Saiwichai et al., 2007 ; (N) : érythrocyte normal, (SZ) : schizontes, (TZ) : trophozoïtes	104
Figure 82: cycle parasitaire de <i>Plasmodium gallinaceum</i>	105
Figure 83: pseudo kystes à tachyzoïtes (flèches) et kyste à bradyzoïtes (pointe triangulaire) dans le cerveau d'un faisan d'après Dubey et al. 1994	107
Figure 84: <i>Syngamus trachea</i> adulte	109
Figure 85: <i>Syngamus trachea</i> observée dans une trachée d'oiseaux	110
Figure 86: extrémité antérieure de <i>Syngamus trachea</i>	110
Figure 87: extrémité antérieure femelle de <i>Syngamus trachea</i>	111
Figure 88 : extrémité antérieure de femelle de <i>Syngamus trachea</i>	111
Figure 89: extrémité postérieure de la femelle de <i>Syngamus trachea</i>	111
Figure 90: région d'attache entre le mâle et la femelle	112
Figure 91 : œuf de <i>Syngamus trachea</i> avec blastomères.....	112
Figure 92: cycle <i>Syngamus trachea</i>	113
Figure 93: aspergillose trachéale chez une perdrix grise (photo : service autopsie de Labovet conseil Les Herbiers).....	115
Figure 94: proglottis de <i>M. lineatus</i> d'après Service de parasitologie de Vetagro-sup	116
Figure 95: cycle de <i>Mesocostoides lineatus</i>	117
Figure 96: <i>Menacathus straimeus</i> femelle d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	119
Figure 97: <i>Menopon gallinae</i> femelle d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.....	121
Figure 98: <i>Menopon pallescens</i> femelle sur un faisan,.....	122
Figure 99: <i>Menopon pallescens</i> mâle sur un faisan,	122
Figure 100: <i>M. fulvomaculatum</i> chez un faisan, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup....	122
Figure 101: <i>Amyrsidea perdicis</i> d'après Denny 1842	123
Figure 102: <i>Goniocotes</i> sp femelle adulte d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	124

Figure 103: Goniocotes sp mâle adulte d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	125
Figure 104: Goniodes sp mâle chez un faisan, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.....	125
Figure 105: Goniodes sp femelle chez un faisan, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup. .	125
Figure 106: Liperus sp chez la galloperdrix rouge d'après service de parasitologie de Vetagro-sup .	127
Figure 107: Cuclotogaster sp femelle chez une perdrix d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.	128
Figure 108: tête de Ceratophyllus d'après Taylor et al.,2016	131
Figure 109: Cimex columbarius mâle à gauche et femelle à droite d'après Kassianoff, 1937.....	132
Figure 110: Dermanyssus gallinae d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	134
Figure 111: cycle de Dermanyssus gallinae.....	135
Figure 112: exemple de lésions cutanées chez l'homme lié aux dermanyssees d'après (Abdigoudarzi et al. 2015)	136
Figure 113: Ornithonyssus sylviarum adulte d'après Murillo et Mullens, 2017.....	137
Figure 114: localisation des différentes gales du gibier à plumes	138
Figure 115: Epidermoptes sp chez un faisan reproducteur x1000.....	139
Figure 116: larve hexapode de Epidermpotes sp chez un faisan reproducteur x1000.....	139
Figure 117: lésions de gale du cou dû à Epidermoptes sp avec aspect huileux du plumage chez une poule faisane	140
Figure 118: agents de gale de plumes (d'après Docteur vétérinaire Matthieu pinson, Labovet Conseil 85300 Challans).....	141
Figure 119: lésions folliculaires de gales de plumes, avec perte partielle des plumes (d'après Docteur vétérinaire Matthieu pinson, Labovet Conseil 85300 Challans)	142
Figure 120: lésions folliculaires de gales de plumes, avec perte partielle des plumes (d'après Docteur vétérinaire Matthieu pinson, Labovet Conseil 85300 Challans)	142
Figure 121: Cnemidocoptes laevis d'après Hirst 1922	143
Figure 122: Cnemidocoptes mutans femelle d'après Hirst 1922	144
Figure 123: Cnemidocoptes mutans femelle (en haut) et mâle (en bas) d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	145
Figure 124: larve de Trombicula automnalis d'après service de parasitologie de Vetagro-sup	146
Figure 125: cycle de Trombicula automnalis.....	147
Figure 126: larve de Argas persicus d'après Montasser, 2010.....	148
Figure 127: localisation des différents laboratoires du Réseau Cristal participant à l'étude	149
Figure 128: explication boîte à moustache	153
Figure 129: dimensions des oocystes de Eimeria legionensis et de Eimeria kofoidi.	153
Figure 130: dimension des sporocystes de Eimeria legionensis et de Eimeria kofoidi.	154
Figure 131: dimensions des oocytes de E. duodenalis, E. colchici et E. phasiani.....	156
Figure 132: dimensions des sporocytes de E. duodenalis, E. colchici et E. phasiani.....	156
Figure 133: nombre de cas de coccidiose en fonction de l'âge.....	157
Figure 134: coccidiose en fonction de l'avancé dans la saison d'élevage	158
Figure 135: cas de flagelloses en fonction de l'âge des oiseaux	158
Figure 136: cas de flagelloses en fonction du temps	159
Figure 137: cas de parasitologie en fonction des semaines.....	160
Figure 138: cas de parasitoses en fonction de l'âge des oiseaux.....	161
Figure 139: parasitologie de la perdrix rouge sur la saison 2018.....	162
Figure 140: cas de parasitologie du faisan pour la saison 2018.....	163

Figure 141: parasitologie de la perdrix grise pour la saison 2018.....	164
Figure 142: catégories lésionnelles retrouvées lors de l'autopsie de gibier à plumes pour la saison d'élevage 2018 ; A : proportion des différentes catégories ; B : cas parasitaire et non parasitaires pour chaque catégorie.	165

TABLE DES TABLEAUX

Tableau I: tableau récapitulatif des oocystes des coccidies de la perdrix.....	66
Tableau II: tableau récapitulatif des sporocystes des coccidies de la perdrix	66
Tableau III: tableau récapitulatif des sporocystes des coccidies de la perdrix	77
Tableau IV: tableau récapitulatif des sporocystes des coccidies du faisane.....	77
Tableau V: tableau récapitulatif des poux du faisane et de la perdrix	130
Tableau VI: A : parasites retrouvés chez la perdrix, classés par grand type ; B : détails de la répartition des coccidies.....	152
Tableau VII : A : parasites retrouvés sur le faisane classés par grand type ; B : détail de la répartition des coccidies.....	155

INTRODUCTION

Les populations de faisans et de perdrix sont en déclin dans les campagnes françaises depuis de nombreuses années. Ceci est notamment dû à la modification des paysages, la modernisation des pratiques agricoles, le développement de l'industrie, une urbanisation de plus en plus importante et une pression de chasse. Des pratiques d'élevage du gibier à plumes ont très fortement progressé à partir des années 60 afin de pallier ce déclin des populations de gibiers à plumes. Ainsi depuis plusieurs dizaines d'années des opérations de repeuplement ont lieu un peu partout sur le territoire. On assiste aussi à des lâchers d'oiseaux destinés au tir lors de saisons de chasse. Face à cette demande, une véritable filière d'élevage du gibier à plumes s'est organisée en France, avec des groupements d'éleveurs, des importations et exportations d'animaux, etc. Les particularités du mode d'élevage du gibier à plumes font que les animaux sont particulièrement exposés au risque parasitaire.

Dans le gibier à plumes regroupe la perdrix rouge, la perdrix grise et différentes espèces de faisans. Ce sont les trois animaux que l'on retrouve dans les élevages français de gibier à plumes. Pour ce travail, la caille et le canard colvert ne sont pas inclus dans le gibier à plumes car leur mode d'élevage est plus proche de celui de l'élevage industriel classique et différent de beaucoup de l'élevage des faisans et perdrix.

L'objectif de ce travail est de réaliser un recueil bibliographique des différents parasites du faisan et de la perdrix ; et de l'illustrer le plus possible avec des photos de parasites obtenues à partir de prélèvements réalisés en laboratoires d'autopsies et à partir de la collection de parasite du service de parasitologie de Vetagro-sup.

Dans une première partie nous présenterons rapidement la filière du gibier d'élevage à plumes. Puis dans une seconde partie nous verrons les différents parasites qu'il est possible de retrouver chez le faisan et la perdrix. Les parasites sont classés en fonction de leur localisation au sein de leur hôte. Nous commencerons par les parasites du tube digestif, puis les parasites de l'appareil respiratoire, ensuite les parasites musculaires et sanguins, et enfin les ectoparasites. Une troisième partie est consacrée à une étude de terrain menée sur une partie de la saison d'élevage de 2018. Les sources utilisées pour chaque partie sont indiquées entre crochets au début de celles-ci.

PARTIE 1 : Présentation de la filière du gibier d'élevage en France

I. Présentation des animaux

[78], [134], [139]

Faisan et perdrix appartiennent à l'ordre des Galliformes, à la famille des Phasianidés et à la sous-famille des Phasianinés.

Originaire d'Asie, le faisan commun (*Phasianus colchicus*) a été introduit en Europe dès l'antiquité, notamment par les romains. La perdrix rouge est originaire d'Afrique. Introduite au XVII^{ème} siècle en Europe, elle semble s'être bien adaptée aux zones tempérées. La perdrix grise est présente dans toute l'Europe, dont elle est originaire, de façon plus ou moins homogène, préférant les plaines, on ne la retrouve pas dans les massifs montagneux ou dans les forêts trop denses.

La perdrix rouge adulte de gabarit standard pèse environ 400-500 grammes pour une envergure de 50 cm environ. Le plumage des mâles et femelles est semblable. On note la présence d'une bande noire qui part du front, qui fait le tour des yeux et qui descend le long de la joue. Le reste de la joue et la gorge sont blancs. Le contour des yeux, les pattes et le bec sont rouges. Le plumage est globalement gris avec des marquages noirs, marrons et blancs sur les ailes et à la base du cou.

La perdrix grise possède un plumage globalement grisâtre, la face et le cou sont orangés, et on note des taches brunes sur les ailes. Le dimorphisme sexuel est peu marqué. Elle pèse environ 350-400 grammes à l'âge adulte. Son envergure est de 45-50cm environ.



Figure 2: perdrix grise (d'après www.oiseaux.net[134])



Figure 1: perdrix rouge (d'après www.oiseaux.net, [134])

Le plumage du faisan présente un dimorphisme sexuel marqué avec le plumage mâle qui présente une dominante rougeâtre à pourpre et le plumage du cou qui est bleuâtre, tandis que le plumage de la femelle est de couleur grisâtre. Le mâle standard pèse environ 1.5kg, sa longueur est de 80 cm environ et son envergure est de 70-90 cm. Une femelle standard pèse environ 1.2kg et sa longueur est de 60 cm environ.



Figure 3: faisan commun, mâle à gauche, femelle à droite

II. Présentation de l'élevage du gibier à plumes

[78], [139]

A. Introduction

L'élevage du gibier à plumes a commencé à se développer au milieu du 20^{ème} siècle à la suite des déclin des populations sauvages victimes de la modernisation de l'agriculture (évolution du machinisme, emplois massifs de produits phytosanitaires, suppression des haies, etc.), et d'une pression de chasse importante.

Il existe de nombreuses sous-espèces du faisan commun (*Phasianus colchicus*). Cependant on peut distinguer deux types de production de faisans. Avec d'abord la production de faisans communs de grande taille avec une quantité de chair relativement importante, ce sont des faisans souvent issus d'un rameau dit « américain » ou « polonais » par exemple. Le second type de production est celui de faisans de plus petite taille, plus vifs et plus adaptés au tir sportif ; ce sont souvent des faisans vénérés ou dorés.

En ce qui concerne la perdrix : la perdrix rouge (*Alectoris rufa*) est majoritairement présente dans les élevages de gibiers en France, la perdrix grise (*Perdix perdix*) étant plus difficile à élever.

Il existe deux types d'élevages :

- Les accoueurs – éleveurs qui font naître les poussins et élèvent des oiseaux.

Dans ce type d'élevage on trouve des animaux reproducteurs et des éclosiers. Une partie des œufs éclos seront garder pour faire des oiseaux destinés aux lâcher de chasse, une autre partie des oiseaux seront vendus à l'âge de 1 jour dans d'autre élevages, une partie des oiseaux peut être vendus un plus tard dans d'autres élevages, il s'agit alors de la vente d'oiseaux dit « démarrés ». C'est souvent dans ce genre d'élevage que l'on trouve les plus grosses installations et le plus de personnel.

- Les éleveurs purs qui achètent des poussins de un jour et les élèvent, parfois ils achètent aussi des oiseaux démarrés. Ils élèvent le gibier afin que celui-ci soit relâché pendant la saison de chasse.

Il existe très peu d'élevage accoueurs purs.

En général la taille des élevages varie de quelques centaines d'animaux pour les petits éleveurs indépendants à plusieurs dizaines de milliers d'oiseaux pour les plus gros groupements d'éleveurs.

B. Objectifs de l'élevage

La quasi-totalité de la production de gibier à plumes est destinée aux lâchers de chasse. Ainsi l'objectif des éleveurs est de produire soit :

- Des oiseaux adultes âgés de 20 semaines ou plus qui seront lâchés au début de la saison de chasse
- Des animaux adultes pour des lâchers plus tard dans la saison.
- Ou des jeunes oiseaux entre neuf et douze semaines environ destinés à être relâchés en milieu naturel dans l'été. Le but est qu'ils soient le mieux acclimatés possible à leur environnement avant la saison de chasse.

La saison de chasse de la perdrix et du faisan s'étend globalement du mois de septembre à la fin de l'année ou au début de l'année suivante en fonction des départements français. Une fois la saison de chasse terminée la quasi-totalité des oiseaux présents dans les élevages a été relâchée dans la nature. De plus l'élevage des oisillons ne commence qu'à partir du mois d'avril. Ainsi, une des particularités de la filière du gibier à plumes est l'absence d'oiseaux dans les élevages environ quatre mois par an en début d'année, seuls restent les oiseaux destinés

à la reproduction dans certains élevages. Ceci est lié au fait que l'on ne cherche pas à produire des oiseaux en dehors de la période de chasse.

C. Elevage des reproducteurs

A l'automne les éleveurs sélectionnent leurs futurs reproducteurs. Puis au début de l'année suivante les oiseaux sont mis en parquets de reproduction. L'objectif est d'avoir les premiers oisillons à partir du mois d'avril. Les derniers oisillons éclosent au mois de juin/juillet en fonction des élevages.

La sélection des reproducteurs se fait surtout sur des critères phénotypiques. Les animaux reproducteurs sont utilisés pour une saison, très rarement plusieurs. Ainsi, tous les ans les accoueurs-éleveurs conservent une partie des oiseaux qu'ils ont élevés pour la reproduction. Parfois pour apporter de la nouvelle génétique les éleveurs font venir, d'autres élevages de France ou de l'étranger, des oiseaux destinés à la reproduction. En attendant le début de la période de reproduction les animaux reproducteurs sont placés dans des volières. Ensuite pour la saison de reproduction ils sont placés dans des parquets reproducteurs. Il existe deux types de parquets pour la reproduction :

- Soit en cage surélevée, c'est le type de parquets le plus rencontré, les cages présentent un système de récupération des œufs. Pour les faisans le ratio est d'un mâle pour six à huit femelles et pour les perdrix le ratio est d'un mâle pour une femelle.
- Soit sur des parcours au sol avec plusieurs animaux mâles et femelles en conservant les mêmes ratios que précédemment. Ce type d'installation est très minoritaire par rapport à la précédente.



Figure 4: cage surélevée du sol pour animaux reproducteurs



Figure 5: parcours au sol pour les animaux reproducteurs à droite et nid avec des œufs de faisan à gauche.

D. Elevage des jeunes

L'incubation des œufs est de 24 jours pour le faisan et la perdrix. Les œufs sont en général placés dans des incubateurs pendant 21 jours, puis 3 jours en éclosoir. Lors de l'incubation les paramètres de température, d'hygrométrie et de ventilation sont contrôlés.

Les bâtiments d'élevage sont classiquement divisés en trois parties : la poussinière, la prévolière et la volière. On peut trouver un auvent dans la prévolière. Les trois installations sont juxtaposées dans la majorité des élevages.

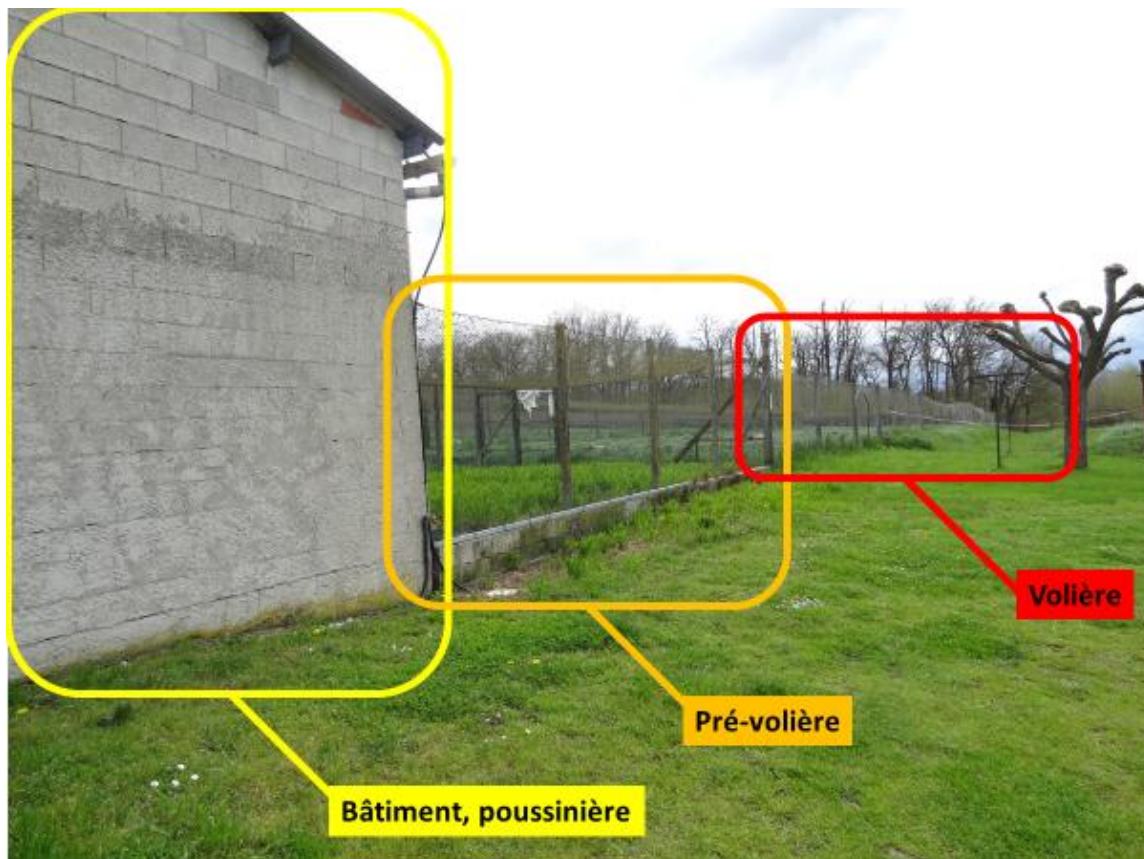


Figure 6: disposition typique d'un élevage de gibiers à plume dans le Lot-et-Garonne.

- La poussinière va permettre d'élever les oiseaux durant leurs premiers jours de vie. Le temps passer en poussinière est de 3 semaines environ pour les faisans et 4 semaines pour les perdrix. La poussinière permet de garder les poussins au chaud à l'abri des courants d'air. On trouve en générale une ou plusieurs unités de démarrage (cf figure 7) à l'intérieur des poussinières ; les poussins de 1 jours y sont placés dès leur arrivés dans l'élevage ; il s'agit classiquement d'une aire sphérique délimité par un carton, du grillage ou en bois souple avec au centre un radiant pour maintenir les oiseaux au chaud. Le fait de ne pas avoir d'angles permet d'éviter l'entassements et l'étouffements de oiseaux dans un coin, et une meilleure répartition de la chaleur. Les abreuvoirs et l'aliments sont disposés d'une façon bien spécifique dans les unités de démarrages. Le temps passé dans ces unités est appelé phase de démarrage. Au bout de quelques jours (une semaine en général) les unités de démarrage sont retirées et les oiseaux des différentes unités circulent librement dans le bâtiment, on entre alors dans une phase appelé premier âge. En général la poussinière comporte des trappes qui s'ouvrent sur une prévolière.

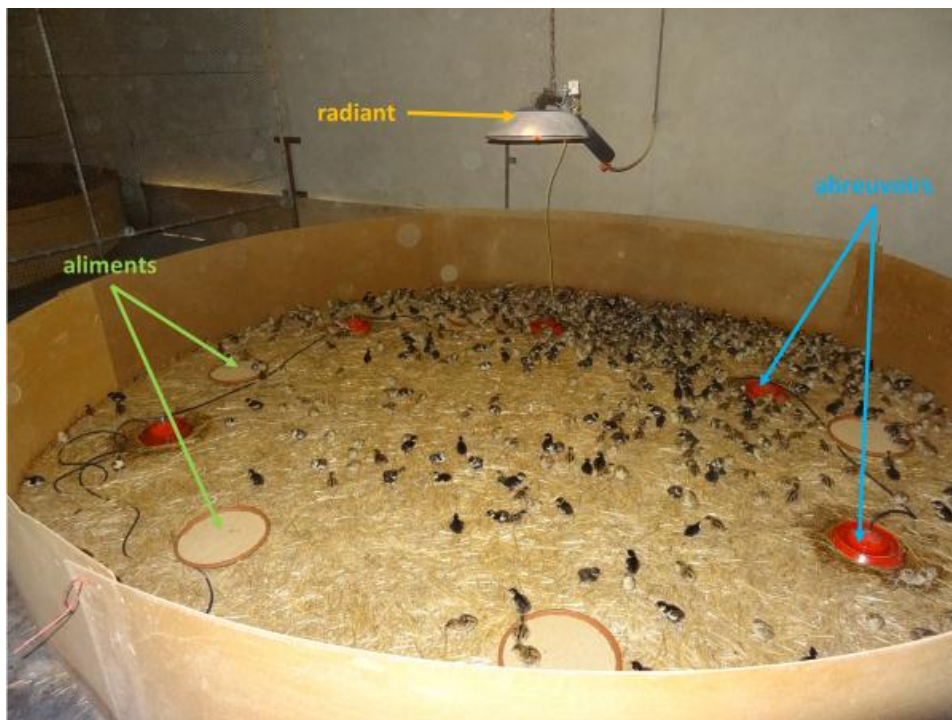


Figure 7: unité de démarrage avec des faisans de 1 jours

- Les oiseaux sont placés progressivement en prévolière à partir de l'âge de 3 semaines pour les faisans et 4 semaines pour les perdrix jusqu'à l'âge de 5 semaines pour les faisans et 10 semaines pour les perdrix. Le temps passer par les oiseaux en prévolière pendant cette période dépend de leur âge mais aussi des conditions météorologiques. Le sol de la prévolière est soit bétonné en partie ou en totalité, soit en terre battue, en sable, ou en gazon tondu court. Dans certains élevages de perdrix, le premier contact des oiseaux avec le milieu extérieur se fait d'abord sous un auvent entre 4 et 6 semaines avant de circuler totalement dans la prévolière.
- Les oiseaux sont ensuite placés en volière à partir de l'âge de 5 semaines pour les faisans et 10 semaines pour les perdrix : dans la volière on trouve des herbes hautes, des plantations avec du maïs ou des buissons, des cachettes, des abreuvoirs et des mangeoires. Une partie de la volière reste désherbé pour faciliter la circulation à l'intérieur de celle-ci. Le but des installations de la volière est d'avoir des oiseaux ayant un comportement proche de celui qu'ils auraient dans la nature. Dans certains élevages de faisan les oiseaux ont d'abord accès à une volière jeune entre 5 et 8 semaines puis à une volière adulte à partir de 8 semaines.

Le fait que les oiseaux soient élevés sur le sol, avec la végétation, a tendance à favoriser les maladies parasitaires, cependant il a aussi été démontré que le taux de survie dans la nature est meilleur si les oiseaux ont accès rapidement à un biotope proche de celui qu'ils rencontreront une fois lâchés.



Figure 8: volière dans un élevage de faisan

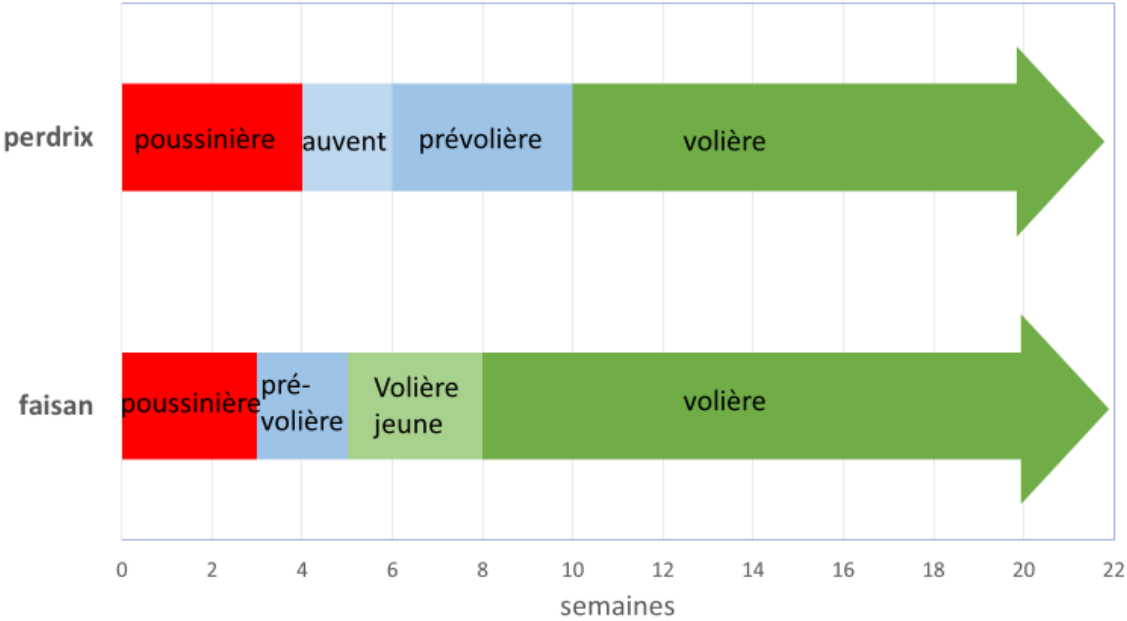


Figure 9: schéma récapitulatif des différentes étapes d'élevage du gibier à plumes.

PARTIE 2 : étude bibliographique des parasites du faisan et de la perdrix

Cette partie présente les différents parasites retrouvés chez le gibier à plumes. Les parasites sont classés en fonction de la partie de l'organisme dans laquelle ils sont observés. Tout d'abord nous verrons les parasites du tube digestif, puis les hémoparasites, les parasites musculaires, de l'appareil respiratoire, des tissus conjonctifs et enfin les ectoparasites. Pour chaque parasite nous verrons des éléments de taxonomie, leurs espèces cibles, la description du parasite, sa pathogénie, les signes cliniques, les lésions que l'on peut voir à l'autopsie, la répartition géographique, des éléments épidémiologiques et le cycle parasitaire. Les sources utilisées pour chaque partie sont indiquées entre crochets au début de celles-ci.

[32], [34], [73], [77], [95], [125], [163], [192], [193], [214], [236], [242], [258], [261]

I. Système digestif

[1], [29], [74], [143], [155], [188], [220], [241], [243], [252], [269], [271]

A. Œsophage et jabot

Au niveau de l'œsophage et du jabot on retrouve des nématodes du genre *Eucoleus sp*, *Capillaria sp*, *Dispharynx sp* et *Gongylonema sp*. On trouve aussi un parasite opportuniste avec *Candida albicans*.

1. *Eucoleus perforans*

[48], [144], [145], [161], [197], [267]

Aussi appelé *Capillaria perforans*

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Trichuroidea

Localisation dans l'organisme : fixé dans la muqueuse de l'œsophage et du jabot, rarement à la jonction du proventricule et de l'œsophage.

Espèces cibles : galliformes

Description : C'est un ver filiforme et blanchâtre. Les mâles mesurent entre 37 et 44 mm de long et jusqu'à 92 µm de large. Les femelles mesurent entre 50 et 86 mm de long et jusqu'à 177 µm de large. L'œsophage est relativement court, celui du mâle mesure entre 7.5 et 8.3 mm de long et celui de la femelle mesure entre 9.9 et 11.76 mm de long soit environ un septième de la longueur totale du corps. Au niveau de l'extrémité postérieure du parasite on trouve deux proéminences dorsolatérales qui viennent se toucher dorsalement. L'anus est situé dans la partie postérieure du parasite au centre exact du corps. La gaine des spicules mesure 11 à 12 µm de large. Les spicules mesurent entre 14 et 16 mm de long pour un 1 µm de largeur. Les spicules de *Eucoleus contorta* sont environ deux fois plus petites que ceux de *Eucoleus perforans*, ce qui permet de différencier les deux espèces. La vulve est située dans la partie antérieure du corps juste après la fin de l'œsophage, et se présente sous la forme d'une ouverture circulaire de 17 µm de diamètre. Les œufs mesurent (41-51) x (21-25) µm, sont de couleur jaunâtre, avec un bouchon à chaque pôle.

Répartition géographique : Europe, Amérique du Sud.

Cycle parasitaire : inconnu, probablement semblable à celui de *Eucoleus contorta*.

Signes cliniques : abattement, amaigrissement, diarrhée, mortalité.

Lésions : épaissement et congestion de la muqueuse du jabot et de l'œsophage, avec des petits nodules et des pétéchies sur la muqueuse. Ces lésions sont dues à une œsophagite chronique avec un processus inflammatoire diffus au niveau de la lamina propria, avec une infiltration leucocytaire.

2. *Eucoleus annulata*

[48], [62], [144], [145], [161], [195], [197], [259]

Aussi appelé *Capillaria annulata*

Embranchement : Nématelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Trichuroidea

Localisation dans l'organisme : fixé sur la muqueuse de l'œsophage et du jabot.

Espèces cibles : Poulet, dinde, oie, pintade, perdrix, faisan, caille, tétra, canard et autres oiseaux sauvages.

Hôte intermédiaire : ver de terre.

Description : ver fin, long et filamenteux, l'œsophage avec stichosome (= une colonne de cellule glandulaire associée à l'œsophage de certains nématodes, avec des fonctions de sécrétion et de stockage) occupe un tiers à la moitié du corps. Les mâles mesurent entre 10 et 25 mm de long et 52-74µm de large et les femelles entre 10 et 60mm de long et 52-74µm de large. On note la présence d'un renflement cuticulaire caractéristique juste en dessous de la tête, ce qui permet de le différencier de *Eucoleus contorta*. Les mâles ont un spicule long et étroit, avec une gaine de spicule épineuse, et possèdent souvent une structure boursière primitive. Les femelles contiennent des œufs qui sont de forme ovoïde avec un bouchon bipolaire, une coque épaisse et légèrement striée. Les œufs sont de couleur brunâtre et mesurent entre (55-65) x (24-28) µm.



Figure 10: extrémité antérieure de Eucoleus annulata d'après service de parasitologie Vetagro-sup



Figure 11: corps de Eucoleus annulata avec des œufs à l'intérieur d'après service de parasitologie de Vetagro-sup



Figure 12: extrémité postérieure femelle de Eucoleus annulata d'après service de parasitologie Vetagro-sup

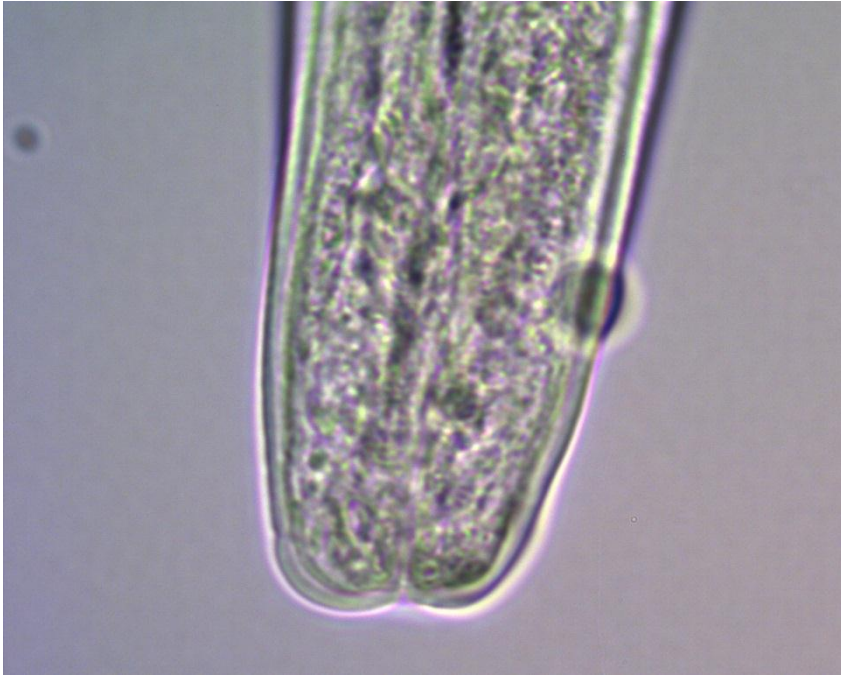


Figure 13: extrémité postérieure mâle de *Eucoleus annulata* d'après service de parasitologie de Vetagro-sup)

Pathogénie : L'extrémité antérieure du parasite est fixée dans la muqueuse digestive. Une infestation même légère peut entraîner une inflammation catarrhale et un épaissement de l'œsophage et du jabot, empêchant ainsi les oiseaux de déglutir. Une infestation importante peut entraîner un fort taux de mortalité. Les symptômes peuvent être présents avant de retrouver des œufs dans les fèces.

Signes cliniques : une infestation de moins de 100 vers entraîne une chute de ponte et des retards de croissance. Les infestations importantes provoquent une diminution de l'appétit de l'émaciation et de l'anémie. Les oiseaux tendent leur coup pour essayer de déglutir.

Répartition géographique : mondiale

Lésions : épaissement de la muqueuse du jabot. Lors de l'autopsie on remarque la présence de vers dans l'œsophage et le jabot. Il y a possibilité d'observer les parasites et les œufs par examen microscopique d'un raclage de la muqueuse.

Cycle : le cycle parasitaire est similaire à celui de *Eucoleus contorta*. L'œuf met entre 24 et 31 jours pour devenir infestant. Il y a besoin du ver de terre comme hôte intermédiaire dans le cycle.

Epidémiologie : les jeunes sont plus sensibles à l'infestation et les adultes ont un rôle de réservoir. L'épidémiologie repose sur l'ubiquité du ver de terre qui sert d'hôte intermédiaire.

3. *Eucoleus contorta*

[48], [99], [144], [145], [161], [198]

Aussi appelé *Capillaria contorta*

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Trichuroidea

Localisation dans l'organisme : fixé sur la muqueuse de l'œsophage et du jabot.

Espèces cibles : Poulet, dinde, canard, faisan, perdrix, caille, pintade, perruche, et autres oiseaux sauvages.

Hôte intermédiaire : ver de terre.

Description : c'est un ver filiforme et blanchâtre. Les mâles mesurent 8-17 mm de long et 60-70 µm de large. Les femelles mesurent entre 15 et 78 mm de long et 120-150 µm de large. Les mâles possèdent un spicule mince et transparent de 800 µm avec un manchon poilu. Les œufs sont de forme ovoïde avec des bouchons bipolaires et mesurent entre (48-65) x (21-28) µm. Les œufs ont une coquille brune épaisse avec une surface lisse et un contenu granulaire non segmenté.

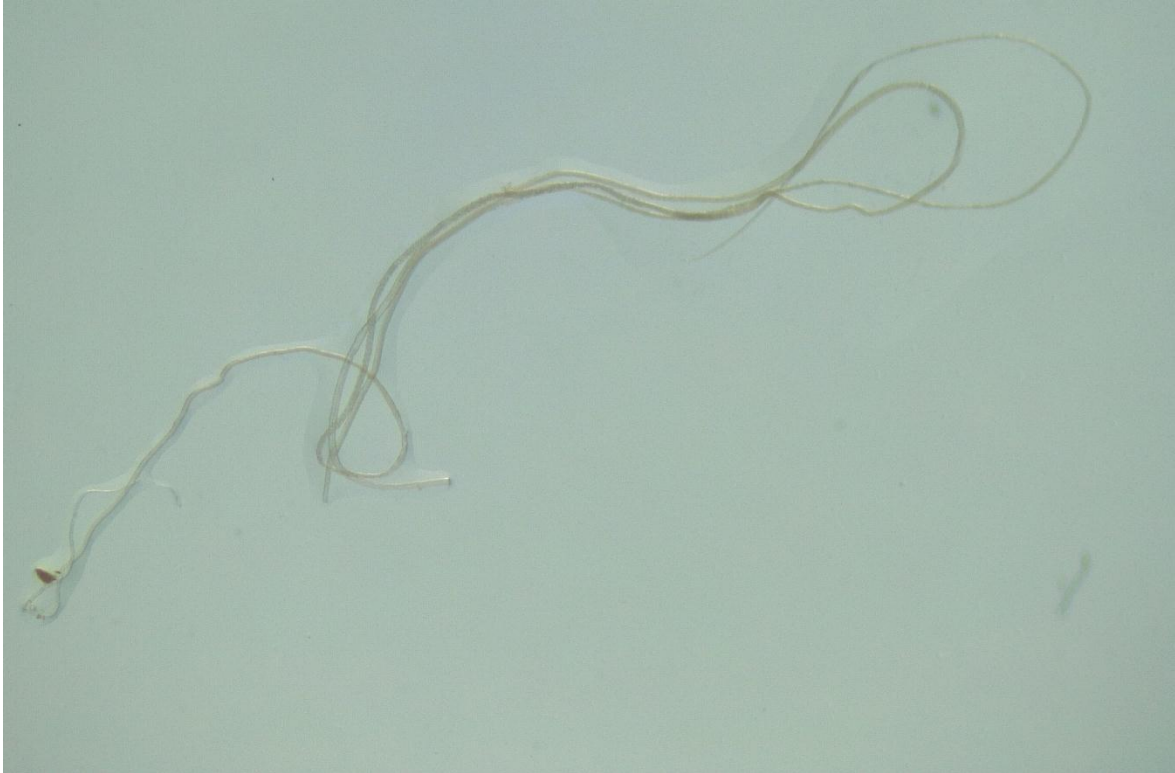


Figure 14: *Eucoleus contorta* chez le faisán (service de parasitologie vetagro-sup)



Figure 15: extrémité postérieure femelle de *Eucoleus contorta*

Pathogénie : Les vers provoquent une inflammation catarrhale du jabot plus ou moins importante en fonction de leur nombre. Le jabot ne joue plus son rôle d'organe de stockage.

Lésions : Les muqueuses du jabot et de l'œsophage sont épaissies et inflammatoires. Chez la perdrix on peut aussi avoir une dermatite croûteuse au niveau du bec avec des dépôts caséux sur le palais et dans le jabot (Pizzaro et al., 2000). Il est aussi possible d'avoir des dépôts de fibrine, des débris cellulaires et des surinfections bactériennes.

Signes cliniques : Une infestation légère est souvent asymptomatique, elle peut causer des retards de croissance et une diminution de la production d'œuf. Les infestations sévères peuvent être très pathogènes et provoquer anémie, faiblesse et émaciation. Les animaux atteints sont abattus, faibles et présentent des réticences à se déplacer. Ils présentent souvent une paralysie de l'œsophage et des difficultés pour déglutir. Ils s'alimentent moins ou sont anorexiques, la prise de boisson est aussi diminuée, par conséquent ils perdent du poids.

Répartition géographique : mondiale

Cycle : la période prépatente est de 1 à 2 mois.

Les œufs sont éliminés dans les fèces. La larve se développe dans l'œuf en 25 à 30 jours avec des conditions météorologiques favorables (température 28-32 °C, une hygrométrie proche de 100%, en condition aérobie). Elle devient ensuite infestante pour le ver de terre, qui est un hôte intermédiaire obligatoire. La larve va s'enkyster dans les muscles de celui-ci. Une fois le ver de terre ingéré par un faisan ou une perdrix la larve va se loger dans la paroi du jabot ou de l'œsophage.



Figure 16: extrémité postérieure mâle de *Eucoleus contorta*



Figure 17: extrémité antérieure de *Eucoleus contorta*

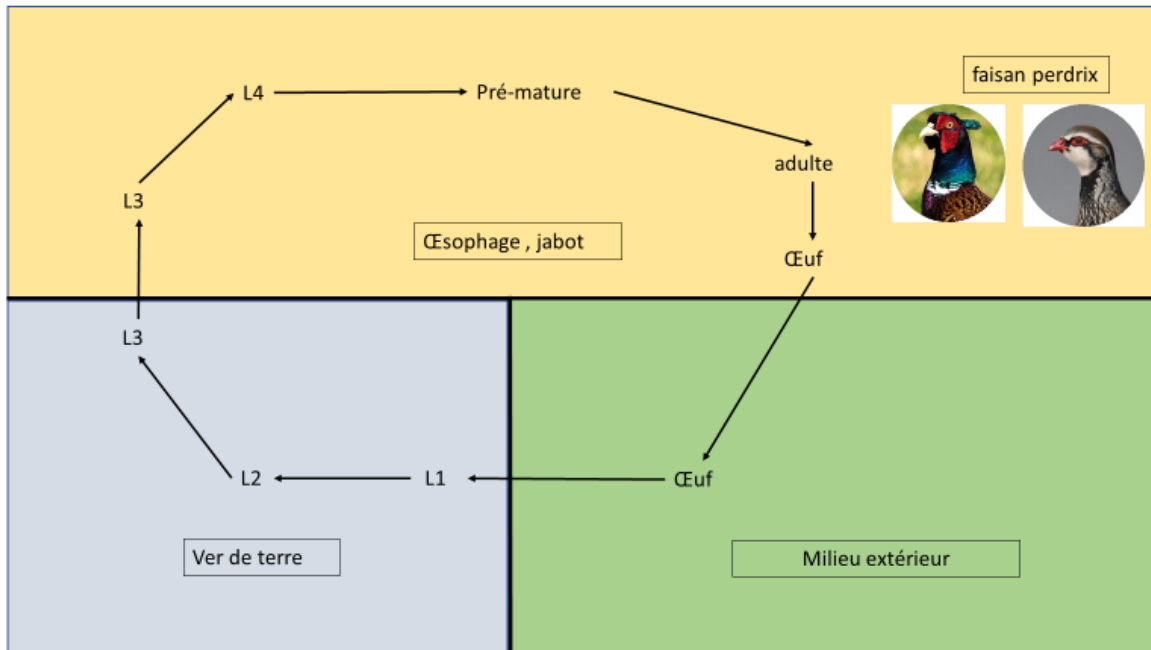


Figure 18: cycle évolutif de *Eucoleus contorta*

Epidémiologie : Les jeunes sont plus sensibles et les adultes servent de réservoir.

4. *Capillaria uropapillata*

[48], [144], [145]

Capillaria uropapillata est très proche de *Eucoleus contorta*, c'est aussi un ver long et filiforme, parasite de la muqueuse de l'œsophage et du jabot. Il diffère de *Eucoleus contorta* par la forme de sa vulve qui est plus en forme de fente et moins arrondie que celle de *Eucoleus contorta* ; et par la présence de petites papilles (plus petites que celles de *Eucoleus contorta*) sur l'extrémité postérieure. Le pouvoir pathogène de cette espèce n'est pas connu.

Répartition géographique : décrit au Brésil.

5. *Dispharynx nasuta*

Voir proventricule. (Partie 2, I. B.)

6. *Gongylonema ingluvicola*

[165], [196], [205]

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Spiruroidea

Localisation dans l'organisme : œsophage et jabot, et rarement le proventricule.

Espèces cibles : Poulet, dinde, faisan, perruche, et caille.

Hôtes intermédiaires : cafards (*Bletella germanica*) et scarabées (*Copris minutus*)

Description : ver long et mince blanchâtre à jaunâtre. Les mâles mesurent environ 18mm de long et 250 µm de large. Les femelles mesurent entre 32 et 45mm de long et 400 à 490µm de large. Sur la partie antérieure du corps on note une zone avec des dilatations cuticulaires rondes à ovales qui donnent un aspect de bouclier sur l'extrémité du parasite. Cette zone s'étend sur 575 à 680 µm chez le mâle et sur 1.3 à 2.6 mm chez la femelle. Une papille cervicale est située à environ 100 µm de l'extrémité distale du parasite chez le mâle, et environ 135 µm chez la femelle. 30 à 40 µm derrière cette papille, on note la présence d'une membrane latérale qui s'étend sur 200 à 600 µm. L'extrémité postérieure présente deux petits diverticules alaires fins et asymétriques, avec le gauche un peu plus long. Le spicule gauche est long et filiforme. Il mesure 17 à 19 mm de long quand il est pleinement étendu, c'est-à-dire autant que le corps, et 9µm de large. Le spicule droit mesure 100µm de long et 15µm de large. L'anus est situé à 165-215 µm de l'extrémité postérieure et la vulve à 2.5-3.3 mm de l'extrémité postérieure. Les œufs mesurent environ 50 x 36 µm, avec une coque de 4 µm de large.

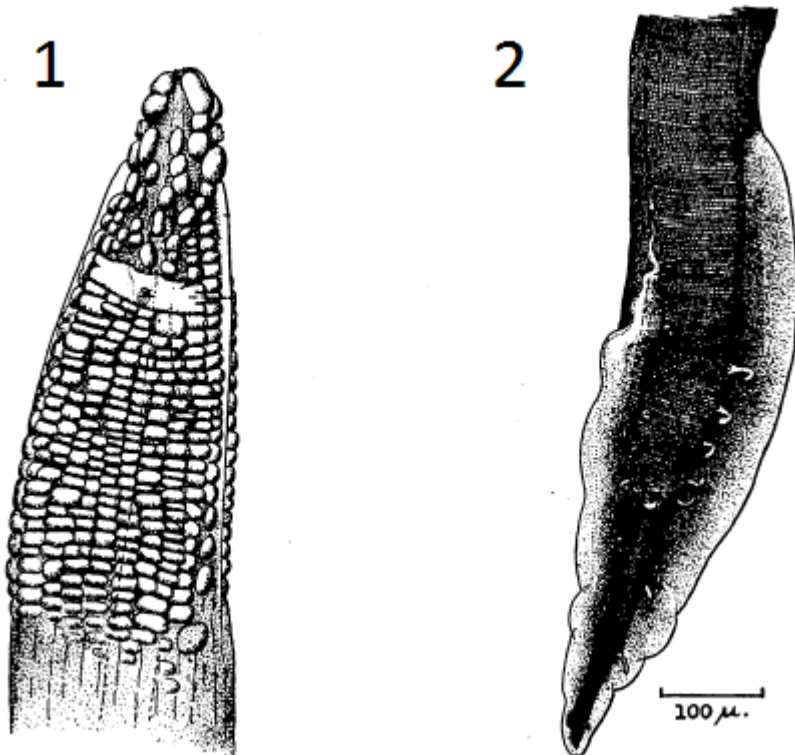


Figure 19: *Gonglyonema ingluvicola* d'après Ransom, 1904 ; (1) extrémité antérieure d'une femelle, (2) extrémité postérieure d'un mâle

Pathogénie : dépend du nombre de vers implantés dans la muqueuse. Le parasite est généralement peu pathogène.

Signes cliniques : Une infestation légère est souvent asymptomatique. Les infestations sévères peuvent provoquer des régurgitations.

Lésions : hypertrophie et cornification de l'épithélium du jabot en cas d'infestation massive.

Cycle : l'œuf contenant la larve de stade 1 est ingéré par l'insecte hôte intermédiaire. La larve mue deux fois chez l'insecte pour atteindre le stade 3 puis elle est ingérée en même temps que l'hôte intermédiaire. La période prépatente est de 25 jours.

Répartition géographique : Amérique du Nord, Asie, Afrique, Australie.

Diagnostic : souvent une découverte accidentelle lors d'examen post-mortem.

7. *Candida albicans*

[50], [238]

Règne : Fungi

Embranchement : Ascomycota

Classe : Saccharomycètes

Ordre : Saccharomycetales

Localisation dans l'organisme : muqueuse de la cavité buccale, du jabot, du proventricule, de l'œsophage.

Espèces cibles : parasite opportuniste de nombreux mammifères et oiseaux.

Description : chez les animaux (dont l'Homme) *Candida albicans* est retrouvé sous forme de levures libres issues du bourgeonnement d'une cellule conidiogène. Les levures sont ovoïdes et mesurent environ 2-3 µm de large et 8 µm de long. Parfois le champignon est retrouvé sous forme de mycélium chez les animaux. Lorsque l'on met le champignon en culture en milieu de Sabouraud+ actidone, des colonies de couleur blanche crème, lisses et brillantes, apparaissent en 24 à 48 heures

Pathogénie : *Candida* est normalement présent dans le tube digestif, les voies respiratoires et les organes génitaux externes d'une grande variété d'animaux dont l'Homme. Cependant s'il est retrouvé au niveau cutané, c'est qu'il est pathogène. C'est un parasite opportuniste qui va se développer à la faveur d'une brèche dans la barrière de protection (peau, muqueuse) de l'animal. La multiplication de la levure peut avoir lieu suite à une perturbation de la flore résidente de l'animal ou à la suite d'une immunodépression. La virulence de *Candida* est liée à sa capacité à adhérer aux cellules épithéliales, et à la sécrétion de lipases et de protéinases pour favoriser son extension. Ce sont les jeunes oiseaux qui sont le plus touchés par la candidose, surtout les perdreaux.

Signes cliniques : chez les jeunes : anorexie, stase du jabot voire de tout le tube digestif, plaques blanchâtres dans la cavité orale, régurgitation, perte de poids, ptyalisme, halitose, diarrhée. Chez les adultes les signes cliniques sont généralement moins sévères : perte de poids, abattement, plumage terne.

Lésions : à l'autopsie on trouve un matériel blanchâtre sous forme de lésions multifocales voire confluentes principalement au niveau du tube digestif et plus particulièrement du jabot. Les muqueuses peuvent être ulcérées.

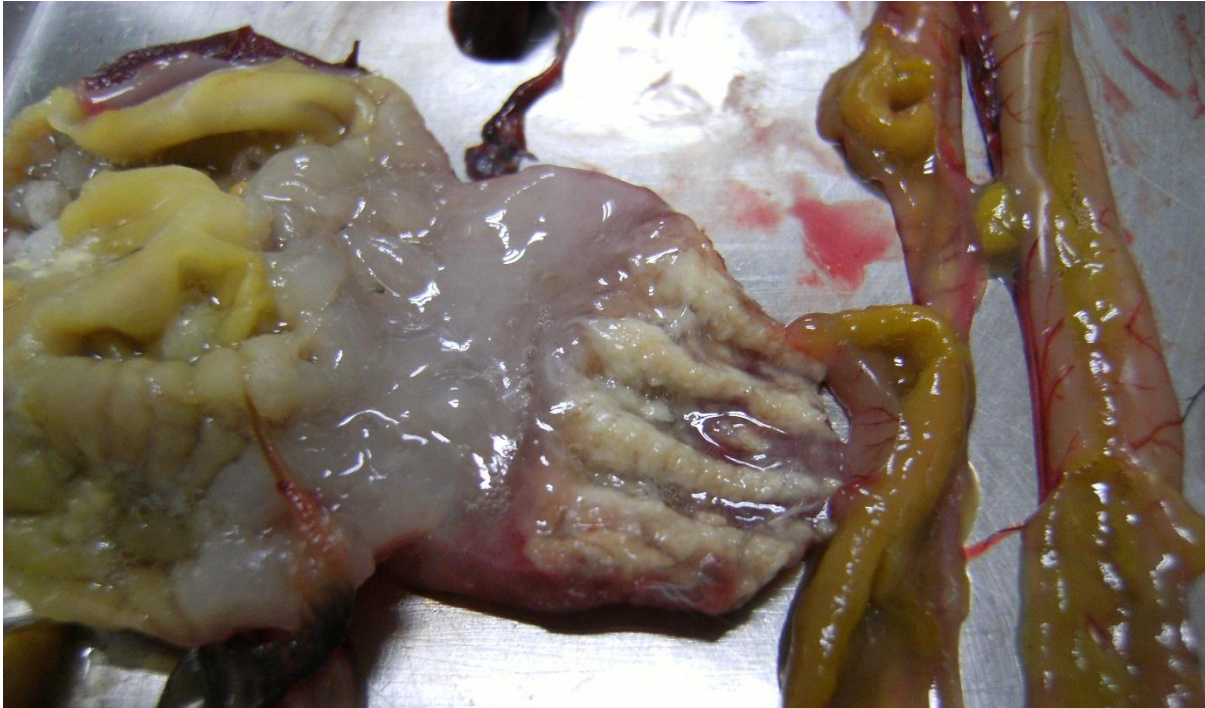


Figure 20: Candidose du jabot chez une perdrix rouge (photo: service autopsie Labovet Conseil, Les Herbiers)

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : se base sur les lésions à l'autopsie. Il est possible d'observer les levures en coloration de Gram. Pour confirmer le diagnostic on peut faire une étude histologique. Il est aussi possible de mettre le champignon en culture, mais la culture seule du champignon ne permet pas de conclure car celui-ci est normalement présent chez des sujets cliniquement sains.

Epidémiologie : la candidose est souvent le reflet de mauvaises conditions d'élevage (bâtiments sales, canalisations souillées, etc.). Elle peut se développer aussi à la suite d'un usage d'antibiotiques ayant créé un déséquilibre de la flore environnante.

B. Proventricule

Au niveau du proventricule il est possible de retrouver le nématode *Dispharynx nasuta* et le champignon *Candida albicans*.

1. *Dispharynx nasuta*

[86], [91], [114], [189], [196], [211], [224]

Aussi appelé *Dispharynx spiralis*, *Acuria spiralis*, *Acuria nascuta*

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Acuarioidea

Localisation dans l'organisme : œsophage, proventricule

Espèces cibles : Poulet, dinde, pigeon, pintade, faisan, perdrix, tétaras, et d'autres oiseaux.

Hôtes intermédiaires : plusieurs isopodes (crustacés aquatiques ou terrestres (=cloportes), sans carapace, aplatis dorso ventralement, avec des yeux sessiles, et des pattes très semblables entre elles) tel que le porcellion rude (=cloporte rugueux) *Porcellio scaber* et l'armadille vulgaire (=cloporte vulgaire) *Armadillidium vulgare*.

Description : Le corps est mince et enroulé, surtout la partie postérieure du mâle. On note la présence de 4 diverticules membranaires cutanés ondulés et repliés sur eux-mêmes, sans fusionner, qui mesurent 315 à 515µm de long chez le mâle et 0.900 à 1.06mm chez la femelle. Le mâle mesure entre 7 et 8.3 mm de long et 230 à 315 µm de large. L'anus est situé à environ 275 µm de l'extrémité postérieure. Le spicule gauche est long, mince et courbé, il mesure 400 µm de long. Le spicule droit est court et ovoïde, il mesure 150 µm de long. Les femelles mesurent entre 9 et 10.2 mm de long et 360 à 565 µm de large. L'anus est situé à 120µm de l'extrémité postérieure du parasite. La vulve est située à environ 2-2.5mm de l'extrémité postérieure du corps. Les œufs présentent une coque épaisse et mesurent (33-40) x (18-25) µm, et sont embryonnés lorsqu'ils sont émis dans l'environnement.

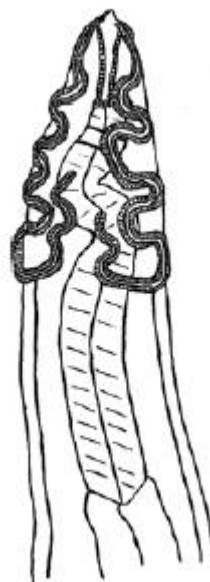


Figure 21: extrémité antérieure mâle de *Dispharynx spiralis* d'après Carreno, 2008

Pathogénie : Les infestations faibles entraînent une réaction inflammatoire nodulaire modérée de la muqueuse avec une production importante de mucus. Les infestations faibles sont souvent inapparentes. Les infestations majeures chez les jeunes peuvent entraîner émaciation, avec un appétit conservé voir augmenté, faiblesse, anémie et mortalité.

Répartition géographique : mondiale.

Diagnostic : Présence d'œufs à la coproscopie. Identification des vers adultes à l'examen post mortem.

Pathologie : en cas d'infestations sévères, les vers implantés dans la muqueuse du proventricule par leur partie antérieure entraînent la formation d'ulcères profonds et une hypertrophie de la muqueuse.

Cycle : les œufs infestants sont relargués dans le milieu extérieur avec les fèces, puis sont ingérés par l'hôte intermédiaire, chez lequel la larve se développe et devient infestante en 26 jours. Cet hôte intermédiaire et la larve infestante sont ensuite ingérés par l'oiseau. La période prépatente est de 27 jours.

2. *Candida albicans*

Voir œsophage et jabot. (Partie 2, I. A. 7.)

C. Intestin grêle

Dans l'intestins grêle du gibier à plume on va retrouver des nématodes, des cestodes, des coccidies, et un autre protozoaire.

[115]

1. *Les nématodes*

[94]

Les nématodes concernant l'intestins grêle (dudénum, jéjunum, iléon) sont *Acaridia galli* et des capillaires : *Capillaria caudinflata*, *Capillaria obsignata*, et *Capillaria bursata*.

a) *Ascaridia galli*

[9], [34], [47]

Embranchement : Nématelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Ascaridoidea

Localisation dans l'organisme : intestin grêle

Espèces cibles : Poulet, dinde, oie, pintade, et d'autres oiseaux sauvages galliformes.

Description : c'est le plus gros vers rond retrouvés chez les volailles, il est de couleur blanc-jaunâtre. Le mâle mesure entre 50 et 80 mm de longueur et 0.6 mm de largeur, la femelle mesure entre 70 et 120 mm de longueur et 1.5 mm de largeur. L'extrémité antérieure possède une bouche proéminente avec 3 lèvres. Le bord des lèvres est revêtu de denticules. La partie postérieure du mâle possède une ventouse pré-cloacale, avec une membrane cuticulaire (=caudal ala) de part et d'autre ; et portent 10 paires de papilles. L'œsophage est cylindrique sans bulbe. Les 2 spicules du mâle sont de longueur quasiment équivalente et mesurent environ 4mm de long. Chez la femelle la vulve est située dans la partie antérieur du corps. Les œufs sont brunâtres, de forme ovale et mesurent (75-90) x (45-50) μm . Leur coque est épaisse et lisse, avec 3 couches dont une plus importante que les autres. On trouve une seule grosse cellule de forme ovoïde à l'intérieur. Ils sont semblables à ceux d'*Heterakis gallinarum*.



Figure 22: *Ascaridia galli* mâle (en haut) et femelle (en bas) chez une perdrix grise de 16 semaines



Figure 23: extrémité postérieure femelle de *Ascaridia galli*



Figure 24: extrémité antérieure de *A. galli*



Figure 26: extrémité postérieure mâles de *A. galli*



Figure 25: oeuf *Ascaridia galli*

Pathogénie : habituellement peu pathogène, les effets d'une infestation sont principalement observés chez les jeunes de 1 à 2 mois. Des symptômes liés à une entérite catarrhale sont observés lorsque les larves pénètrent dans la muqueuse duodénale/intestinale. Lors d'une infestation très importante une entérite hémorragique peut être observée. Le parasite est généralement asymptomatique chez les adultes en cas d'infestation modérée, mais lors d'infestation importante il y a un risque d'occlusion intestinale qui entraîne la mort de l'animal. Les carences nutritionnelles prédisposent au développement de cette parasitose.

Signes cliniques : les oiseaux infestés massivement peuvent être anémiés, présenter une diarrhée intermittente, de l'anorexie puis de l'émaciation, accompagné d'une diminution de la ponte d'œufs.

Répartition géographique : mondiale

Diagnostique : les œufs sont retrouvés dans les fèces mais ils sont difficiles à distinguer de ceux d'*Heterakis gallinarum*. Lors de l'autopsie on note la présence de large vers blanchâtre dans l'intestin, et on peut aussi observer des larves au niveau de la muqueuse digestives et dans le contenu intestinal.

Lésions : Les larves incrustées provoquent de petites hémorragies multiples et une destruction importante de l'épithélium glandulaire, et la prolifération des cellules sécrétrices peuvent conduire à l'adhésion des microvillosités. Les adultes causent aussi occasionnellement des dommages à l'épithélium en provoquant la nécrose de la muqueuse.

Lors d'infestation chronique, on observe une diminution du tonus musculaire et une paroi intestinale flasque.

Cycle : les œufs sont relargués dans le milieu extérieur avec les fèces. Les œufs évoluent ensuite jusqu'à un troisième stade d'œuf larvé qui devient infestant au bout du 20ème jour. La larve 3 peut ensuite soit être ingérée par un vers de terre qui est un hôte paraténique, soit directement ingérée par l'hôte définitif. L'œuf larvé L3 éclos 10 jours après avoir été ingéré par son hôte définitif et la larve va s'enfoncer dans la muqueuse des cryptes duodénales. La larve se transforme ensuite en larve L4 puis en adulte pré-mature puis en adulte sans qu'il y ait de migration. Ensuite les adultes se reproduisent et les femelles matures pondent. La période prépatente est de 5 à 8 semaines.

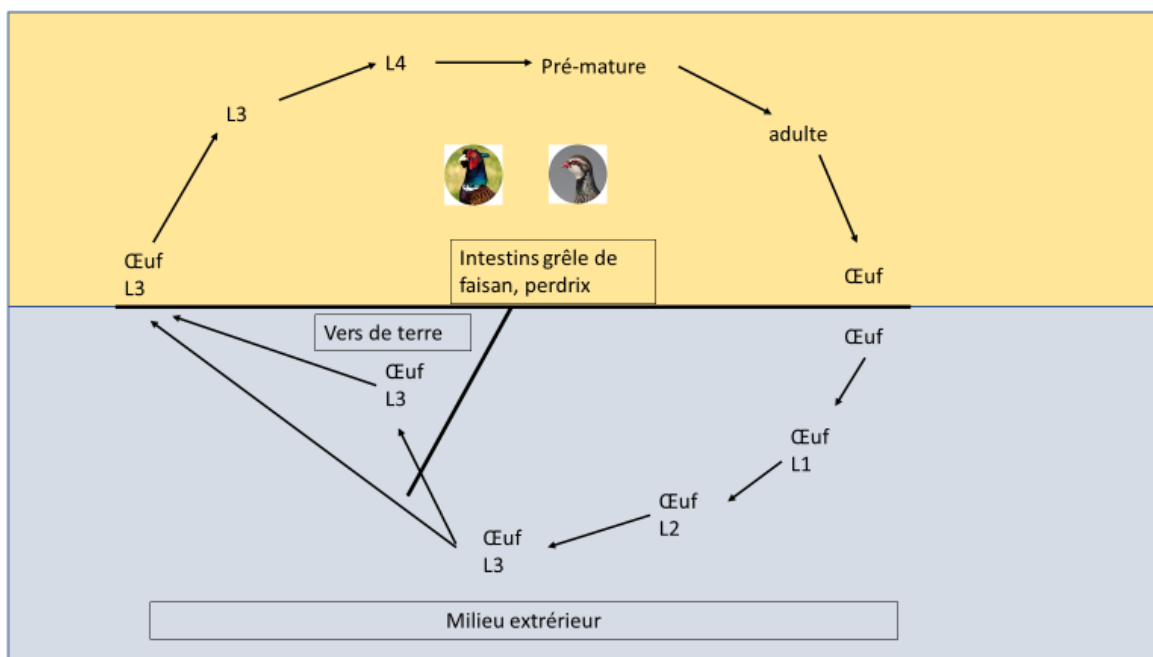


Figure 27: cycle parasitaire de *Ascaridia galli*

Epidémiologie : les adultes sont souvent porteurs asymptomatiques, la source de contamination se situe au niveau du sol où on y trouve des d'œufs libre et des vers de terre qui transportent les œufs.

b) *Capillaria caudinflata*

[36], [37], [99], [144], [145], [153], [161], [162], [255]

Aussi appelé *Aonchotheca caudinflata*, *Capillaria longicollis*, *Pterothominx caudinflata*

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Trichuroidea

Localisation dans l'organisme : fixé sur la muqueuse de l'intestin grêle, le plus fréquemment au niveau du duodénum.

Espèces cibles : Poulet, dinde, oie, pigeon, canard, pintade, tétra, perdrix faisane, caille, et autres oiseaux sauvages.

Hôte intermédiaire : vers de terre.

Description : Ce sont des vers minces et filiformes avec une partie antérieure comportant l'œsophage et une partie postérieure comportant les organes génitaux et les intestins. Leur cuticule est légèrement striée.

Les mâles mesurent entre 10.3 et 20.3 mm de long et environ 58µm de large. Au niveau de l'extrémité postérieure on trouve deux processus alaires caudaux et une membrane en forme de cœur. Les spicules sont fins et mesurent entre 0.85 et 1.7mm. La gaine de spicule n'est pas armée, mais présente de légères stries transverses.

Les femelles mesurent entre 15 et 25mm de long et environ 70µm de large. L'œsophage descend jusqu'à la moitié du corps environ.

Les femelles ont un appendice vulvaire saillant en forme d'entonnoir. La partie postérieure de la femelle est arrondie.

Les œufs sont de couleur jaunâtre à brunâtre et de forme ellipsoïde. Ils mesurent (50-65) x (21-23) µm et possèdent une coquille épaisse légèrement rugueuse. Ils possèdent des bouchons bipolaires transparents.

Pathogénie : la partie antérieure du parasite vient s'implanter dans la muqueuse de l'intestin grêle et entraîne une inflammation catarrhale lors de faible infestation, les infestations importantes peuvent entraîner une entérite hémorragique accompagnée de diarrhée sanguinolente.

Signes cliniques : En cas d'infestation importante les oiseaux sont anémiés et émaciés.

Répartition géographique : mondiale

Cycle : les œufs deviennent infestants au bout de 11 jours à température ambiante. Les vers de terre est un hôte intermédiaire obligatoire. La période prépatente est de 22-24 jours.

c) *Capillaria bursata*

[99], [144], [145], [153], [161]

Aussi appelé : *Pterothominx bursata*

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : trichuroidea

Localisation dans l'organisme : fixé dans la muqueuse de l'intestin grêle.

Espèces cibles : Poulet, dinde, canard, faisan, et oiseaux sauvages.

Hôte intermédiaire : ver de terre.

Description : Les mâles mesurent entre 6 et 12 mm de long et les femelles jusqu'à 25mm. Madsen, 1945 pense que *Capillaria bursata* et *Capillaria caudinflata* de font qu'un.

Cycle : les œufs deviennent infestants au bout de 8 à 15 jours en fonctions des conditions environnementales. Une fois ingéré par un vers de terre qui est un hôte intermédiaire obligatoire, la larve devient infestante au bout de 22-25 jours. La période prépatente est de 20-26 jours.

Répartition géographique : mondiale

d) *Capillaria obsignata*

[144], [145], [153], [161], [195], [197], [240], [254]

Aussi appelé *Baruscapillaria obsignata*, ou *Capillaria columbae*

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Trichuroidea

Localisation dans l'organisme : intestin grêle.

Espèces cibles : Pigeon, Poulet, dinde, faisan, oie, pintade, pigeon, caille, et autres oiseaux sauvages.

Hôte intermédiaire : aucun, contrairement aux autres capillaires du gibier à plumes.

Description : C'est un vers fin filiforme. L'œsophage se poursuit jusqu'à la moitié du corps environ.

Les mâles mesurent entre 7 et 12 mm de long et jusqu'à 51µm de large. Les spicules mesurent entre 1.1 et 1.5mm de long, elles ont une section ronde. Leur extrémité proximale est évasée et peut aller jusqu'à 22 µm de diamètre, puis la section des spicules se réduit rapidement à un diamètre de 6-8µm. L'extrémité distale des spicules est arrondie. La gaine des spicules n'est pas armée et présente de fines stries transverses.

Les femelles mesurent entre 10 et 18mm avec une largeur maximale de 68µm. La vulve est située environ 0.1mm après la fin de l'œsophage. La queue de la femelle se raccourcit postérieurement.

Les œufs de taille moyenne mesurent (48-50) x (24-28) micromètres, ils sont de forme ovoïde avec des bouchons bipolaires légèrement striés et possèdent des motifs ponctiformes sur la coque.

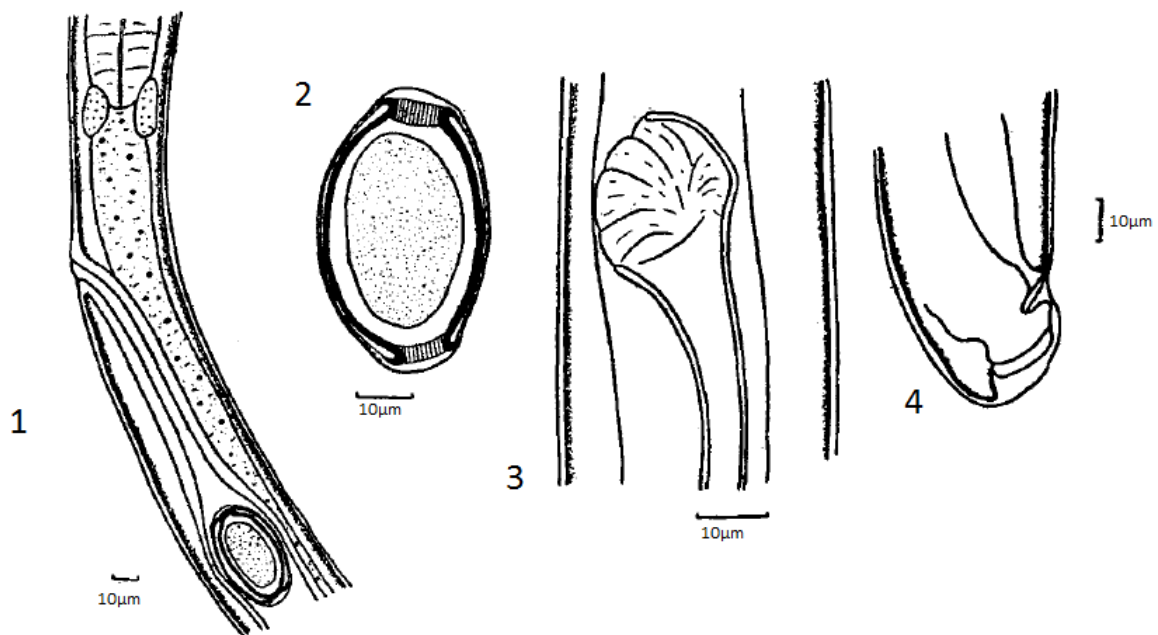


Figure 28: *Capillaria obsignata* d'après Madsen, 1945; (1) région de la vulve d'une femelle adulte; (2) œufs de *C. obsignata*; (3) partie proximale de la spicule; (4) extrémité postérieure du mâle

Pathogénie : surtout pathogène chez le poulet et pigeon, les faisans sont peu atteints. Ils peuvent présenter de la diarrhée, une perte de poids et de l'abattement.

Lésions : aucunes lésions macroscopiques chez les faisans adultes.

Répartition géographique : mondiale.

Epidémiologie : les oiseaux les plus jeunes sont plus sensible aux capillarioses tandis que les adultes sont porteurs asymptomatiques.

Cycle : la période prépatente est de 19 à 21 jours. *Capillaria obsignata* a un cycle de vie direct, il n'a pas besoin d'un hôte intermédiaire. Les œufs pondus par la femelle sont relargués dans le milieu extérieur avec les fèces. Le développement des œufs dans le milieu extérieur est très influencé par les conditions environnementales, notamment la température (pas de développement en dessous de 4°C et au-dessus de 37°C, avec un optimum de développement à 35°C), l'humidité et accès à l'oxygène. Lors de la phase exogène, on trouve trois différents stades larvaires, à chaque fois la larve reste dans l'œuf, sans éclore. L'œufs larvé L3 devient infestant en 6 à 8 jours. Une fois ingéré par l'hôte définitifs, la larve stade 3 éclos puis évolue en larve stade 4, en adulte prémature puis en adulte.

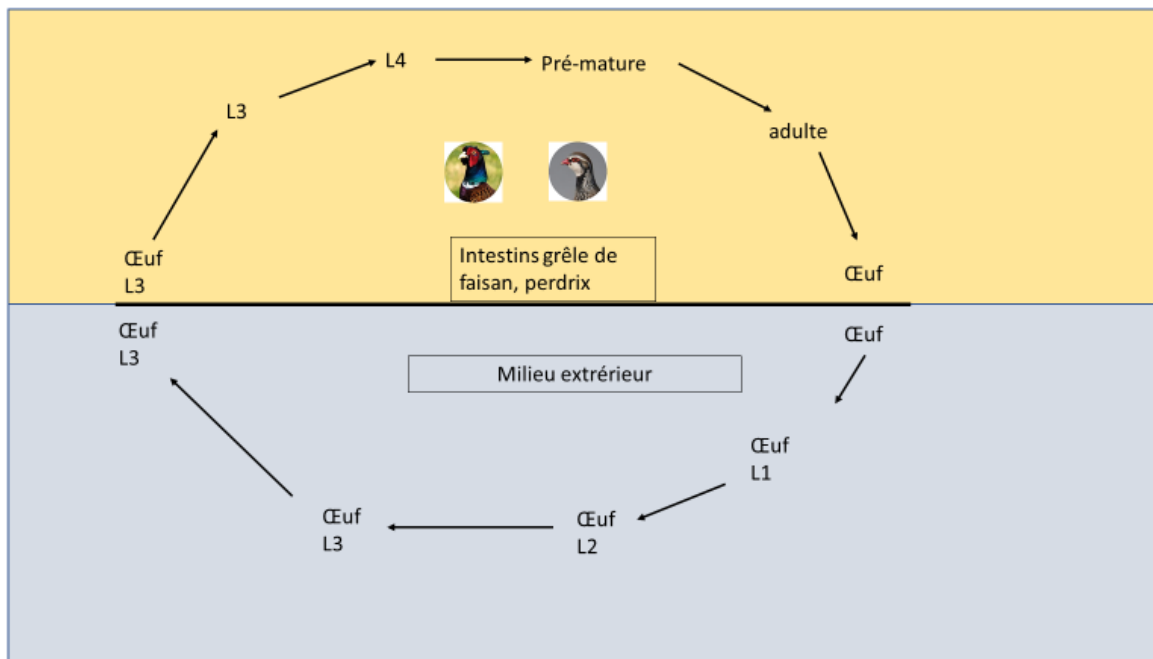


Figure 29: cycle parasitaire de *C. obsignata*

2. Les cestodes

[94], [107]

Les cestodes retrouvés chez le gibier à plume sont généralement peu pathogènes. Il s'agit notamment de *Raillietina sp.*, *Hymenolepis cantaniana*, *Hymenolepis carioca*, et *Choanotaenia infunfibulum*. Ils n'entraînent pas ou peu de signes cliniques et ne nécessitent pas forcément de traitement. Ils possèdent un insecte comme hôte intermédiaire, en agissant sur celui-ci il est possible de rompre le cycle.

a) *Raillietina tetragona*

[15], [26], [108], [131], [159], [175]

Embranchement : Plathelminthes

Classe : Cestoda

Famille : Davaineidae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle.

Espèces cibles : perdrix, poulet, pintade, pigeon.

Hôtes intermédiaires : fourmis (*Pheidole sp*, *Onthophagus sp* et *Tetramorium sp*) et mouches domestiques.

Description : ce cestode peut mesurer jusqu'à 25 cm de long. Il mesure environ 1 à 4 mm de large. Le scolex est de forme ovoïde, il présente 4 ventouses ovales, qui sont armés avec environ une dizaine de rangées de petits crochets. Le rostre présente des rangées de petits crochets disposés en cercle. Les segments ovigères matures contiennent entre 6 et 12 œufs ; il présente un pore génitale unilatérale qui est situé dans la partie postérieure du segment. Les œufs mesurent environ 50 x 25 µm.



Figure 30: *Raillietina tetragona* chez une perdrix rouge de 10 semaines

Pathogénie : le parasite peut provoquer des lésions d'entérite et provoquer la formation de nodule sur la paroi intestinale à l'endroit où le scolex est inséré. C'est un parasite globalement peu pathogène. On peut observer une perte de poids en cas d'infestation massive.

Répartition géographique : mondiale.

Diagnostique : soit par observation des proglottis dans les fèces, par détection des oncosphères à la coproscopie ou en observant directement le parasite dans le tube digestif lors de l'autopsie.

Cycle : c'est un cycle dixène. La période prépatente est d'environ trois semaines. L'embryon hexacanthé est relargué avec les proglottis dans le milieu extérieur. L'œuf est ensuite ingéré par une fourmi ou une mouche. Une larve cysticercoïde infestante se développe chez l'hôte intermédiaire, puis celui-ci est ingéré par l'oiseaux. La larve devient adulte dans le tube digestif de l'oiseaux. L'adulte se nourrit d'aliment digéré par son hôte.



Figure 31: œuf de *Raillietina sp* d'après Thienpont et al., 2003

D'autres espèces de *Raillietina sp* ont été décrites chez le gibier à plumes, il s'agit notamment de :

- *Raillietina Friedbergeri* chez le faisan (*Phasianus colchicus*)
- *Raillietina bolivari* chez la perdrix rouge (*Alectoris rufa*) (Calvete et al., 2003)

b) *Hymenolepis cantaniana*

[36], [98]

Embranchement : Plathelminthes

Classe : Cestoda

Famille : Hymenolepididae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle et plus particulièrement le duodénum.

Espèces cibles : Poulet, dinde, faisan, caille, et autres volailles.

Hôte intermédiaire : plusieurs espèces de scarabée (Scarabaeidae), dont *Atenius cognatus*, *Atenius stercorator*, *Choeridium histeroides*.

Description : ver plat segmenté qui peut mesurer jusqu'à 2.2 cm et 0.4-1 mm de large. Les vers présentent un scolex avec un rostre rétractile portant une couronne de crochet. Le scolex mesure 120 à 160 µm de diamètre. Le rostre est rudimentaire et les ventouses ne sont pas armées. Les pores génitaux sont unilatéraux, l'utérus est sacciforme. Les œufs sont sphériques et mesurent entre 45 et 60 µm de diamètre.

Répartition géographique : mondiale, surtout en Europe, Afrique et Etats-Unis.

Pathogénie : peu pathogène.

Diagnostique : observations des segments ovigères dans les fientes et du parasite dans l'intestins grêle à l'autopsie.

Cycle : la période prépatente est de 2 à 3 semaines. La larve se développe chez l'hôte intermédiaire en 15 à 30 jours. Les segments gravides sont rarement retrouvés dans le milieu extérieur, ils sont désintégrés avant qu'ils atteignent la fin du tube digestif et seuls les œufs sont relargués dans le milieu extérieur avec les fèces.

c) *Hymenolepis carioca*

[36], [118], [204]

Embranchement : Plathelminthes

Classe : Cestoda

Famille : Hymenolepididae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle.

Espèces cibles : poulet, faisan, perdrix, poulet, caille, dinde.

Hôte intermédiaire : coléoptères (scarabée et bousier) et mouche charbonneuse (*Stomoxys calcitrans*)

Description : c'est un vers fin et filiforme, aplati dorso-ventralement. Il mesure généralement entre 2 et 11 cm de long et environ 0.5 mm de large. Les proglottis les plus postérieurs sont plus large que ceux situés antérieurement, leur largeur varie ainsi entre 75 et 700 µm. Les proglottis sont au moins trois fois plus larges que long. Le rostre n'est pas armé. Le scolex possède des ventouses ovalaires avec un diamètre qui varie entre 70 et 100 µm, elles sont armées de petits crochets. Les pores génitaux sont unilatéraux et situé sur le côté droit au milieu de chaque segment.

Les œufs sont sphériques à ellipsoïdes et mesurent (36-70) x (36-80) µm et l'embryon hexacanthé à l'intérieur mesure (14-22) x (18-30) µm.

Pathogénie : peu pathogène des infestations massives peuvent entraîner de la diarrhée.

Répartition géographique : mondiale.

Diagnostique : observations des segments ovigères dans les fientes et du parasite dans l'intestin grêle à l'autopsie.

Cycle : Les proglottis contenant des œufs infestants sont relargués dans le milieu extérieur. La larve cysticercoïdes se développent chez l'insecte hôte intermédiaire, puis les oiseaux se contaminent en ingérant l'hôte intermédiaire.

d) *Choanotaenia infundibulum*

[15], [63], [96], [109], [206], [221]

Embranchement : Plathelminthes

Classe : Cestoda

Famille : Dilepididae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle.

Espèces cibles : poulet, dinde, faisan, perdrix, caille, francolin perlé, milan noir indien, outarde.

Hôtes intermédiaires : mouche domestique (*Musca domestica*), nombreuses espèces de coléoptères (dont *Aphodius sp*, *Calathus sp*, *Geotrupes sylvaticus*, *Cratacanthus dubius*, *Stenocellus*, *debilipes*, *Stenolophus conjunctus*, *Alphitohagus*, *Apocellus sphaericollis*, *Ataenius cognatus*, *Tribolium sp*, ...) et nombreuses espèces de sauterelles (dont *Dicromorpha viridis*, *Melanophus femurrubrum*)

Description : ce cestode peut mesurer jusqu'à 25 cm de long environ et 1.5-3 mm de large. Les segments ovigères de *Choanotaenia infundibulum* sont aplatis, blanchâtres, et trapézoïdes avec la base plus large que ce qui donne un aspect en dents de scie du ver, surtout au niveau des segments les plus postérieurs. Chaque segment possède un pore génital unilatéral dans la portion antérieure du segment, avec une alternance de côté d'un proglottis à l'autre. Ils sont capables de se mouvoir librement sur la surface des fientes fraîches lorsqu'ils sont relargués dans le milieu extérieur. Les scolex est triangulaire et pointu, le rostre est bien distinct et possède une rangée de 16 à 20 crochets. Les ventouses ne sont pas armées. Les œufs mesurent environ 65 x 40 µm et l'embryon



Figure 32: extrémité antérieure de *Choanotaenia infundibulum* d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

hexacante à l'intérieur mesure environ 32 x 23 µm.

Pathogénie : c'est un parasite peu pathogène ; les infestations massives peuvent provoquer une diminution du poids, un ralentissement de la croissance chez les jeunes, de l'abatement.

Répartition géographique : mondiale

Diagnostique : visualisation des vers segmentés dans l'intestin lors de l'autopsie, et des segments gravides dans les fientes.

Cycle : la période prépatente est de 14-20 jours.

Lorsque les fientes contenant des segments ovigères tombent sur un sol avec de la végétation, les segments sont capables de remonter sur des brins d'herbes en relâchant des œufs embryonnés derrière eux. Une fois en haut des brins d'herbes, les sauterelles peuvent ingérer les segments ovigères ou les œufs embryonnés sur l'herbe.

Lorsque les fientes avec les segments ovigères tombent sur un sol nu et sec, les segments bougent en bordure de la zone humide constituée par les fientes, et sur sol humide et nu les segments se retrouvent en dessous des fientes ; dans ces deux derniers cas l'ingestion des segments ou des œufs embryonnés est facilitée pour les coléoptères. Les segments sont plus actifs dans un environnement chaud et sec.

Chez l'hôte intermédiaire la larve cysticercoïde se forme en 15 à 50 jours en fonction des conditions environnementales.

L'hôte intermédiaire est ensuite ingéré par l'oiseau et le parasite se développe dans l'intestin grêle. Il se nourrit des aliments digérés par l'hôte.

3. Les protozoaires

Concernant les protozoaires dans l'intestin grêle on va retrouver un flagellé et des coccidies.

a) *Tetratrichomonas gallinarum*

[9], [75], [93], [113], [123], [130], [135], [149], [151], [191]

Embranchement : Parabasalia

Classe : Trichomonadea

Famille : Trichomonadidae

Localisation dans l'organisme : intestin, caeca, cloaque, et rarement : foie, poumons, bourse de Fabricius (Liebhart et al, 2014).

Espèces cibles : poulet, dinde, pintade, caille, faisan, perdrix

Description : *Tetratrichomonas gallinarum* possède quatre flagelles en position antérieure et un en position postérieure. Il existe de grandes variations de taille et de forme, ils peuvent mesurer entre 7 et 15µm de long et entre 3 et 9 µm de large. L'axostyle est long, pointu, et fin. Il y a une membrane ondulante sur toute la longueur du parasite. L'extrémité antérieure est munie d'un cytostome court et arrondi. Le noyau est rond à ovoïde et situé dans la partie antérieure du parasite. Le cytoplasme est clair avec quelques vacuoles. Il existe aussi une forme pseudo kystique plus arrondie, sans les flagelles, ni de véritable paroi kystique.

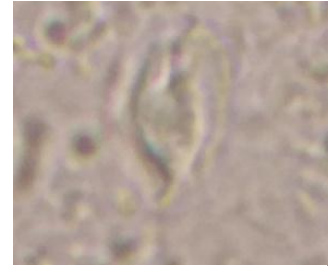


Figure 33: *Tetratrichomonas* en microscopie optique x1000

Pathogénie : peu pathogène, les jeunes sont plus sensibles, on peut parfois observer des lésions de typhlohépatite semblables à celles causées par *Histomonas* (Liebhart et al., 2014).

Signes cliniques : les signes cliniques sont souvent absents, on constate juste de la mortalité soudaine sur des sujets en bon état général. Les signes cliniques, lorsqu'ils sont visibles sont plutôt observés chez les jeunes, avec de la diarrhée, de l'émaciation, un plumage ébouriffé.

Lésions : chez les jeunes les caeca sont distendus avec un liquide jaune et mousseux, avec de multiples zones d'inflammation de la paroi caecale. Il est possible d'avoir des lésions au niveau du foie et de la rate avec des petites ponctuations jaunâtres compatibles avec des points de nécroses et de la formation de fibrine.



Figure 34: lésions hépatique (à gauche) et splénique (à droite) lié à *Tetratrichomonas gallinarum*, d'après Claudine Chardin, MCVET conseil 45270 Quiers-sur-Bézonde

Répartition géographique : mondiale.

Diagnostic : la technique la plus fréquemment employée est l'observation directe du parasite dans le contenu intestinal d'oiseau mort il y a très peu de temps en microscopie optique. Il est possible de faire un diagnostic par PCR (Polymerase Chain Reaction) ou hybridation in situ.

Cycle : le cycle est monoxène direct. Le parasite se multiplie par scission binaire. Dans le milieu extérieur le parasite survit quelques instants dans la litière, les aliments et l'eau de boisson souillée, ce qui est suffisant pour permettre la contamination des autres oiseaux.

Epidémiologie : la résistance du flagellé dans le milieu extérieur est très faible, même pour la forme pseudo kystique.

b) Les coccidies

[20], [45], [46], [70], [130], [263]

i) Généralités sur les coccidies

Les coccidies retrouvées chez le faisan et la perdrix appartiennent toutes au genre *Eimeria*. Chaque oocyste sporulé contient 4 sporocystes, renfermant chacun 2 sporozoïtes. Les oocystes sont le stade de développement des coccidies utilisé pour déterminer l'espèce sur des critères morphologiques, les différentes particularités d'un oocyste sont données dans le schéma ci-dessous :

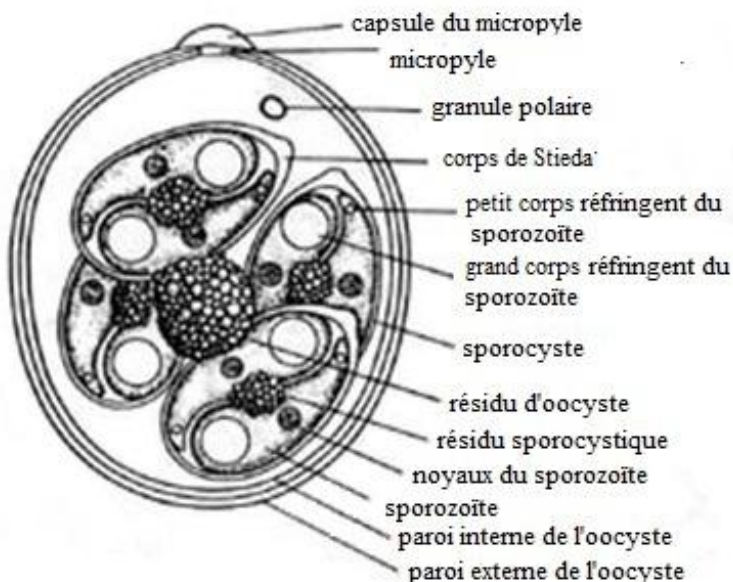


Figure 35: schéma d'une coccidie du genre *Eimeria*

Cycle parasitaire :

Le cycle évolutif des *Eimeria* est monoxène diphasique avec une phase endogène et une phase exogène.

Lors de la phase exogène aussi appelée phase de sporulation ou sporogonie, les oocystes non sporulés deviennent infestants en se transformant en oocystes sporulés contenant chacun 4 sporocystes, eux-mêmes renfermant chacun 2 sporozoïtes. La durée de cette phase peut varier en fonction des conditions de températures mais dure globalement entre 48 et 72 heures.

La phase endogène se divise en deux phases : une phase asexuée et une phase sexuée.

Lors de la phase asexuée appelée schizogonie, l'oocyste sporulé est ingéré par l'oiseau et libère les sporozoïtes qui évoluent en trophozoïtes qui pénètrent dans les cellules épithéliales de la muqueuse intestinale et qui donnent à leur tour chacun un schizonte de première génération. Ensuite les schizontes se divisent en de nombreux mérozoïtes qui donneront à leur tour des schizontes de deuxième génération puis de troisième génération.

Lors de la phase sexuée appelée gamétogonie, les mérozoïtes de troisième génération pénètrent dans les cellules épithéliales et donnent cette fois ci soit des microgamontes, soit des macrogamontes qui à leur tour deviennent respectivement soit des microgamètes (éléments mâles), soit des macrogamètes (éléments femelles). La fusion des deux gamètes produit un oocyste non sporulé qui est relargué dans le milieu extérieur avec les fientes.

La période prépatente comprend la mérogonie et une partie de la gamétogonie.

Localisation dans l'organisme : intestin grêle

Espèces cibles : perdrix bartavelles (*Alectoris graeca*), perdrix rouges (*Alectoris rufa*)

Description : les oocystes sont de forme ellipsoïdale et mesurent selon les auteurs :

- (25.2-36) x (14.4-21.6) μm , avec une moyenne de 32.7 x 19 μm (Yakimoff et Buewitsch, 1932).
- (26.0-33.5) x (16.7-23.3) μm avec une moyenne de 29.8 x 19.5 μm (Naciri et al., 2011).

Il n'y a pas de micropyle, ni de résidu d'oocyste. Les oocystes ont une double paroi de couleur jaune-bleu-vert. On note la présence d'un large granule qui n'est pas toujours en position polaire. Les sporocystes mesurent en moyenne 12.7 x 7.8 μm (Naciri et al., 2011), ils possèdent un corps de Stieda proéminent. Les résidus sporocystiques sont présents sous la forme de granules noirâtres intercalés entre les sporozoïtes.



Figure 37: oocystes de *Eimeria caucasica* d'après Naciri et al, 2013

Signes cliniques : la mortalité associée à *Eimeria caucasica* est faible. Les signes cliniques sont similaires à ceux de *Eimeria kofoidi*. Les fientes sont jaunâtres ou verdâtres. Chez les perdrix les plus atteintes, les fientes sont liquides, elles peuvent être teintées de sang et contenir du mucus et des fausses membranes.

Lésions : les lésions se trouvent principalement au niveau du duodénum et de l'iléon (même localisation que *Eimeria kofoidi*). On observe une duodénite mucoïde ainsi qu'une entérite catarrhale. La surface séreuse duodénale présente un aspect rosâtre à rougeâtre.

Répartition géographique : Europe de l'Est, Kazakhstan, France,

Cycle : la période prépatente est de 5 jours.

2° *Eimeria procera*

[87], [89], [209]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeriidae

Localisation dans l'organisme : inconnue

Espèce cible : perdrix grise (*Perdix perdix*)

Description : les oocystes sont de forme ellipsoïdale allongée et mesurent selon les auteurs :

- (22.8-30) x (11.5-17) μm avec une moyenne de (25.1 x 14.9) μm (Lizcano Herrera and Romero-Rodriguez, 1972)
- (25.78-28.13) x (14.06-15.24) μm (Goldova et al., 2000).

La paroi est double, il n'y a pas de micropyle. Il n'y a pas de résidu d'oocyste. Les sporozoïtes possèdent un corps réfringent large et un résidu de sporocystique, ils mesurent 9.6-12.8 x 4.3-5.9 μm (Goldova et al., 2000).

Répartition géographique : présence rapportée en Slovaquie et Espagne, sinon inconnue.

Signes cliniques : morbidité et mortalité élevées.

Lésions : on note un épaissement de la muqueuse caecale avec présence d'amas blanchâtre de sang coagulé dans les caeca, et une muqueuse intestinale hyperémisée et foncée.

Cycle : le temps de sporulation varie entre 18 et 24 heures à 25°C et 36 à 48h à 20°C. La période prépatente varie entre 4.5 et 5.5 jours. La schizogonie commence quelques heures après l'infestation par l'attachement et la pénétration des sporozoïtes dans les cellules épithéliales des cryptes caecales. La première génération de schizonte est observée 4 heures après le début de l'infestation. La première génération de schizonte est visible 12 heures post infection, la seconde génération de schizonte est visible dans les cryptes caecales 48 à 60h post infection. La troisième génération de schizonte est visible 84 heures post infection. Les premiers gamontes sont visibles 96h post infection. La gamétogonie commence 120h post infection et a principalement lieu dans les caeca, les premiers oocystes apparaissent 134 heures post infection. Le pic de production d'oocystes a lieu au 7^{ème} et 8^{ème} jour post infection. La période patente s'arrête au 11^{ème} jour post infection.

3° Eimeria koifoidi

[21], [71], [76], [79], [173], [174], [268]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeriidae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle.

Espèces cibles : perdrix grise (*Perdix perdix*), perdrix choukard (*Alectoris chukar*), perdrix bartavelle (*Alectoris graeca*), perdrix rouge (*Alectoris rufa*)

Description : les oocystes sont de forme ovoïde à arrondie et mesurent selon les auteurs :

- (16.2-25) x (14-20) μm avec une moyenne de 20 x 17.6 μm (Yakimoff et Matikaschwili, 1934)
- (14.0-21.4) x (12.0-19.5) μm avec une moyenne de 19.3 x 16.3 μm , (Naciri et al., 2011)
- (16-19) x (14-16) μm avec une moyenne de 17.44 x 14.91 μm (Bolognesi et al., 2006)
- (14.04-19.50) x (11.56-14.82) μm avec une moyenne de 17.6 x 13.26 μm (Fichi et al., 2017)

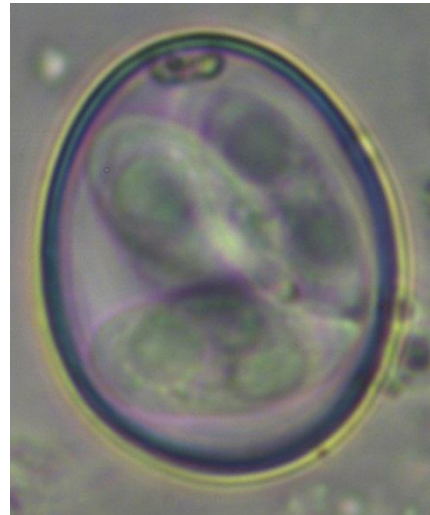


Figure 38: Oocyste de *E kofoidi* x1000

Les oocystes ont une double paroi lisse et fine de couleur brunâtre, avec la paroi externe plutôt jaunâtre et la paroi interne plutôt bleuâtre. Lorsque les oocystes sont non sporulés, on observe une masse granuleuse ronde de 10 μm de diamètre à l'intérieur. Aucun micropyle et aucun résidu d'oocyste ne sont présents. On note la présence d'un ou deux granules polaires. Les sporocystes, en forme d'amande à ovoïde, possèdent un petit corps de Stieda proéminent et un corps résiduel sporocystique. Ils mesurent selon les auteurs :

- (6.24-10.92) x (4.68-7.80) μm avec une moyenne de 8.46 x 6.00 μm (Fichi et al., 2017)
- 9.4 x 5.3 μm en moyenne (Naciri et al., 2011)
- 8.5 x 5.5 μm en moyenne (Bolognesi et al., 2006)

Répartition géographique : présence rapportée aux Etats-Unis, Royaume-Uni, Russie, Algérie, Italie, et Bulgarie, sinon inconnue.

Signes cliniques : les fientes sont jaunâtres ou verdâtres. Chez les perdrix les plus atteintes les fientes sont liquides, elles peuvent être teintées de sang et contenir du mucus et des fausses membranes.

Lésions : les lésions sont surtout observées au niveau du duodénum et du jéjunum, et s'étendent parfois jusque dans l'iléon. A la surface séreuse on peut voir apparaître des points ou stries blanches. La muqueuse intestinale est épaissie et œdématiée. A l'ouverture des intestins, on trouve un contenu mucoïde épais jaunâtre ou parfois vert fluo, il peut parfois y avoir aussi des fausses membranes. Dans l'iléon on peut trouver un contenu liquidien ou mucoïde verdâtre.

Cycle : la période prépatente est de 5 jours.

4° *Eimeria legionensis*

[21], [71], [76], [173], [174]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeridae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle

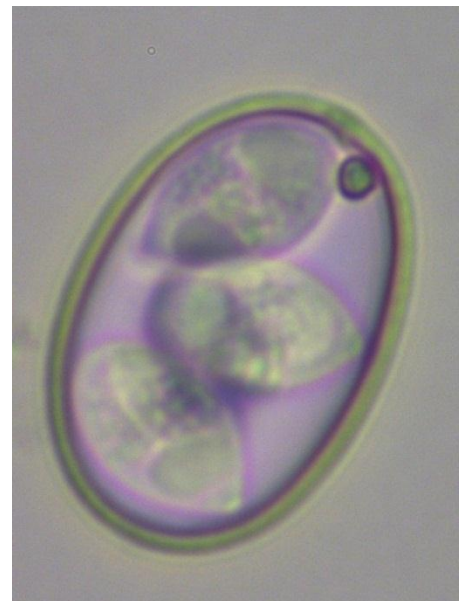
Espèces cibles : perdrix rouge (*Alectoris rufa*), la perdrix bartavelle (*Alectoris graeca*)

Description : les oocystes sont de forme elliptique quasi symétrique, et mesurent selon les auteurs:

- (18.6-26) x (13.0-16.7) μm avec une moyenne de 22.6 x 14.9 μm (Naciri et al, 2011)
- (18-24) x (12-16) μm avec une moyenne de 21.3 x 14.6 μm (Campillo et Pla Hernandez, 1966)
- (19-24) x (13-16) μm avec une moyenne de 21.97 x 15.34 μm (Bolognesi et al, 2006)
- (15.60-27.30) x (12.48-17.94) μm avec une moyenne de 22.58 x 15.12 μm (Fichi et al, 2017)

La double paroi des oocystes est lisse et fine, avec une paroi interne jaunâtre à brunâtre et une paroi externe plutôt bleuâtre à verdâtre. Ils possèdent un micropyle bien visible avec une petite ouverture autour ou en dessous de laquelle on trouve une ou deux granulations. Il n'y a pas de résidus d'oocytes. Les sporocystes sont en forme d'amande ils possèdent un petit corps de Stieda peu proéminent. On note la présence d'un petit résidu de sporocystes visibles entre les sporozoïtes. Ils mesurent selon les auteurs :

- 9.73 x 5.56 μm en moyenne (Bolognesi et al., 2006)
- (7.02-10.92) x (4.68-7.02) avec une moyenne de 9.95 x 6.31 μm (Fichi et al., 2017)



Répartition géographique : présence rapportée aux Etats-Unis, Royaume-Uni, Bulgarie, France, Espagne et Italie, sinon inconnue. *Figure 39: Oocyste de Eimeria legionensis x1000*

Diagnostic : lors de l'autopsie on peut observer des amas blanchâtres dans les intestins et les caeca. Au microscope on peut observer des gamontes dans les caeca après un raclage de leurs muqueuses. A la coproscopie, on peut observer de nombreux oocytes dans un exsudat blanc caséux.

Signes cliniques : présence de boudins caséux dans les fientes.

Lésions : Les lésions se retrouvent principalement au niveau des caeca. La muqueuse caecale présente des signes d'inflammation catarrhale, elle est épaissie et œdématiée, et elle est pâle et présente parfois un piqueté hémorragique. On trouve des exsudats caséux composés d'oocystes, de débris nécrotiques et de contenu alimentaire, dans la partie basse de l'intestin grêle et les caeca. Au niveau des caeca les cellules de la muqueuse et de la sous muqueuse sont envahies de manière extensive par les gamontes. La muqueuse caecale présente des signes d'inflammation catarrhale, elle est épaissie et œdématiée, et elle présente parfois un piqueté hémorragique.

Cycle : la période prépatente est de 5 jours.

5° Tableaux récapitulatifs

Tableau I: tableau récapitulatif des oocystes des coccidies de la perdrix

	Dimensions oocystes (µm)	Moyenne (µm)	Index de taille	Epaisseur de la paroi	Micropyle	Granule polaire	Résidu oocystique	Contour	Nombre de membranes	Forme
<i>Eimeria kofoidi</i>	(14-25) x (11.5-20)	18.6 x 15.5	1.2	1.3µm	Absent	1 ou 2	Absent	Lisse	2	Ovale /arrondi
<i>Eimeria legionensis</i>	(15.5-26) x (12.0-18.0)	22.1 x 15.0	1.47	1µm	Présent	1 ou 2	Absent	Lisse	2	Elliptique
<i>Eimeria procera</i>	(22.8-30) x (11.5-17.1)	25.1 x 14.9	1.68		Absent		Absent		2	Ellipsoïdale allongée
<i>Eimeria caucasica</i>	(25.2-36) x (14.4-23.3)	31.2 x 23.3	1.32		Absent	1 (pas toujours en position polaire)	Absent		2	Ellipsoïdale

Tableau II: tableau récapitulatif des sporocystes des coccidies de la perdrix

	Dimensions sporocystes (µm)	Moyenne (µm)	Index de taille	Corps Stieda	de	Résidu sporocystique
<i>Eimeria kofoidi</i>	(6.2-11) x (4.6-7.8)	8.8 x 5.6	1,57	Petit, proéminent		Présent
<i>Eimeria legionensis</i>	(7-11) x (4.6-7)	9.8 x 5.9	1,66	Petit, peu proéminent		Présent, difficile à voir
<i>Eimeria procera</i>	(9.6-12.8) x (4.3-12.8)					Présent
<i>Eimeria caucasica</i>		12.7 x 7.8	1,63	Proéminent		Présent

iii) Coccidies du faisan

[80], [213]

Les coccidies du faisan sont au nombre de six, il s'agit de *Eimeria duodenalis*, *Eimeria colchici*, *Eimeria megalostomata*, *Eimeria pacifica*, *Eimeria phasiani*, et *Eimeria tetartooimia*

1° *Eimeria colchici*

[88], [136], [180]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeriidae

Localisation dans l'organisme : caecum

Espèces cibles : faisan, peut aussi infester le dindon.

Hôte intermédiaire : ver de terre.

Lésions : points blancs sur les caeca et l'iléon. Hyperémie intestinale et entérite mucoïde.

Description : Les oocystes sont allongés, de forme ellipsoïdale avec un côté moins arrondi que l'autre, de couleur transparente, et mesurent (19-33.5) x (13-21) micromètres, avec une moyenne de 27.4 x 16.7 micromètres (Norton, 1967). La double paroi est de couleur claire et mesure environ 1.3µ d'épaisseur, elle est un peu moins épaisse à l'approche du micropyle. Ils possèdent un micropyle à peine visible. La plupart des oocystes possèdent un seul granule polaire parfois deux et rarement trois. Il n'y a pas de résidu d'oocyste.

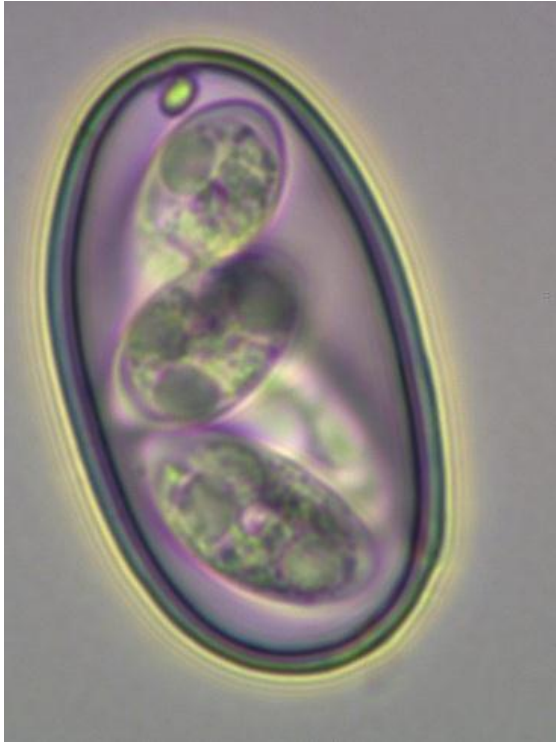


Figure 41: Oocyste de *E colchici* x1000

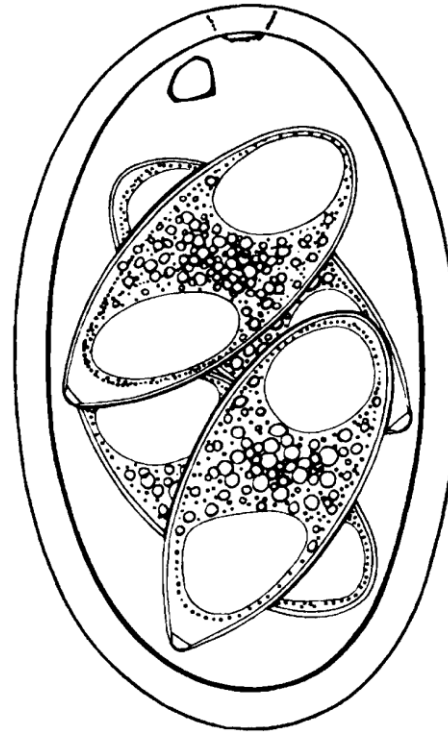


Figure 40: schéma oocyste de *E colchici* d'après Taylor et al, 2016

Les sporocystes sont de forme ellipsoïdale et mesurent (11.5-16.5) x (6-7.5) μm avec une moyenne de 14.6 x 6,6 μm (Norton, 1967). Ils possèdent un corps de Stieda proéminent. Les deux sporozoïtes sont disposés en tête à queue dans le sporocyste ; ils possèdent un grand corps réfringent. Le résidu sporocystique est volumineux et se présente sous forme de granulations dispersées dans le sporocyste.

Pathogénie : *Eimeria colchici* est très pathogène, elle entraîne amaigrissement et une mortalité élevée. Les premiers signes cliniques peuvent être observés 4 jours après le début de l'infestation et se manifestent par une dépression, de l'anorexie, et une perte de poids.

Signes cliniques : mortalité et morbidité élevées. Diarrhée avec exsudat caséux et souillures blanchâtres sur le bas ventre.

Répartition géographique : Etats unis et Europe.

Diagnostic : à l'autopsie on trouve des débris blanchâtres dans l'intestin grêle et les caeca. Lors de l'examen microscopique d'un raclage des caeca on observe des gamontes. A la coproscopie on observe les oocystes.

Cycle : la période prépatente est de 6 jours. C'est un cycle typique des coccidies. Les schizontes de première et deuxième génération sont retrouvés en profondeur dans les glandes épithéliales de l'intestin grêle. Les schizontes de troisième génération sont retrouvés dans les cryptes caecales. La gamétogonie a lieu au niveau de l'épithélium des caeca et du rectum. La sporulation dure deux jours. Les premiers mérozoïtes issus de la première génération de schizontes sont relargués dès 60 heures post infection.

Lésions : les schizontes de deuxième génération provoquent une entérite mucoïde et une hyperémie de l'intestin grêle. Les muqueuses caecales et intestinales sont épaissies. Dans les caeca et dans la portion inférieure de l'intestin grêle on trouve des exsudats caséux composés d'oocytes, de débris nécrotiques et alimentaires, et de leucocytes.

2° *Eimeria duodenalis*

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeriidae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle

Espèce cible : faisan

Description : les oocystes sont de forme subsphérique à légèrement ellipsoïdale. Leur double paroi est lisse et de couleur jaunâtre pour le feuillet externe et brunâtre à noirâtre pour le feuillet interne. Ils mesurent $(18.4-21.8) \times (16.3-19.7) \mu\text{m}$ avec une moyenne de $20.3 \times 18.1 \mu\text{m}$ (Wacha, 1973). Ils ne possèdent pas de micropyle ni de résidu d'oocyste.

Les sporocystes sont piriformes et mesurent $(11.6-13.6) \times (6.1-6.8) \mu\text{m}$ avec une moyenne de $12.6 \times 6.7 \mu\text{m}$ (Wacha, 1973). Ils possèdent un petit corps de Stieda et un sous corps de Stieda plus large. Le résidu sporocystique est de taille importante et consiste en un amas de granules homogènes qui masque en partie les sporozoïtes. Les sporozoïtes possèdent un grand corps réfringent à une extrémité et un petit corps réfringent que l'on peut parfois apercevoir à l'extrémité opposée du sporozoïte.

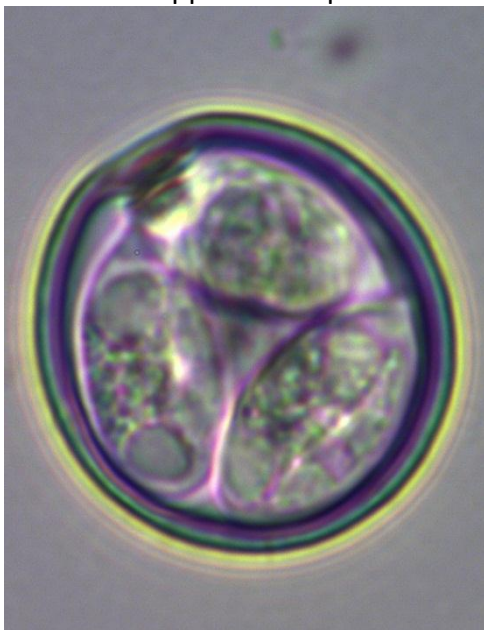


Figure 42: Oocyste *E duodenalis* x1000

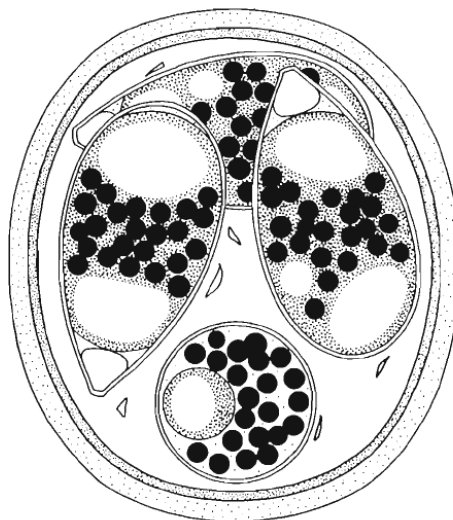


Figure 43: schéma oocyste de *E duodenalis* d'après Wacha (1973)

Pathogénie : *Eimeria duodenalis* entraîne une entérite mucoïde dans le duodénum et la partie supérieure de l'intestin grêle. L'infestation peut s'étendre dans tout l'intestin grêle dans les cas les plus graves. Il est fréquent qu'une même cellule épithéliale puisse être infestée plusieurs fois.

Signes cliniques : asymptomatiques en cas d'infestation légère, sinon diarrhée mucoïde.

Répartition géographique : Europe et Etats-Unis

Diagnostique : lors de l'autopsie on observe une entérite mucoïde dans le duodénum et la partie supérieure de l'intestin grêle. La réalisation d'un raclage de la muqueuse permet de mettre en évidence les oocystes.

Cycle : la période prépatente est de 4 jours. Les mérontes de première génération sont retrouvés dans les cellules épithéliales de la pointe des villosités duodénales. Les mérontes de deuxième et troisième génération apparaissent rapidement sur les mêmes sites et s'étendent le long de l'intestin. Les gamontes et les mérontes de troisième génération sont présents en même temps. La sporulation dure entre un et deux jours à température ambiante.

Lésions : à l'autopsie le duodénum et la partie supérieure de l'intestin grêle sont congestionnés et leur lumière contient un exsudat mucoïde rosâtre. Les caeca sont distendus par un liquide jaunâtre et spumeux.

Epidémiologie : la coccidiose survient le plus souvent chez les jeunes faisans qui sont élevés dans des conditions intensives.

3° *Eimeria megalostomata*

[183]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeriidae

Localisation dans l'organisme : site de prédilection inconnu

Espèce cible : faisan

Description : les oocystes sont ovoïdes de couleur jaunâtre à brunâtre et mesurent (21-29) x (16-22) μm avec une moyenne de 24 x 19 μm (Ormsbee, 1939). Leur contour est lisse. Ils possèdent une triple paroi épaisse de 2 μm environ avec un feuillet externe très fin et clair, un feuillet moyen épais jaunâtre à brunâtre et un feuillet interne fin et clair. Ils ont un micropyle bien visible. On note la présence d'un granule polaire sombre et irrégulier généralement situé

très proche du micropyle. Il n'y a pas de résidu d'oocystes. Les sporocystes possèdent un corps de Stieda.

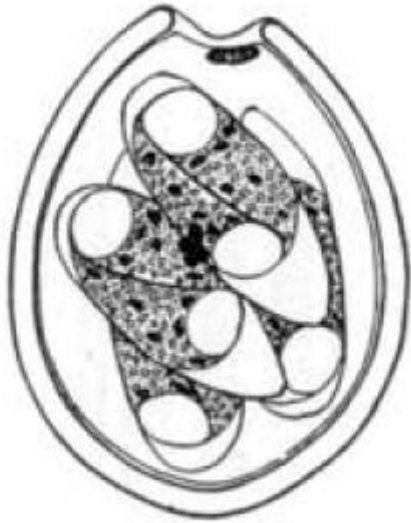


Figure 44: schéma de *E megalostmata* d'après Ormsbee (1939)

Pathogénie : pas d'information fiable, affection rare et a priori peu pathogène.

Signes cliniques : non décrits

Lésions : non décrites

Répartition géographique : Amérique du Nord, Royaume Uni, Kazakhstan

Diagnostique : à la coproscopie, on observe les oocystes, sinon on peut faire un raclage des intestins lors de l'autopsie.

Cycle : non décrit. Le temps de sporulation est de 48heures à 20°C.

Epidémiologie : l'importance de cette coccidiose est méconnue notamment à cause des prédateurs et charognards qui s'en prennent aux oiseaux affaiblis.

4° *Eimeria pacifica*

[183]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeriidae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle, caeca.

Espèce cible : faisan

Description : les oocystes sont de forme ovoïde et mesurent selon les auteurs :

- (17-26) x (14-20) μm avec une moyenne de 22 x 18 μm (Ormsbee, 1939)
- (19-23.1) x (15.6-19.0) avec une moyenne de 21.1 x 17.5 μm (Wacha, 1973)

La double paroi présente des stries en coupe longitudinale et mesure environ 1.4 μm d'épaisseur. Le feuillet externe apparaît jaunâtre à verdâtre. Le feuillet interne est plus sombre avec une couleur rougeâtre à brunâtre. Le micropyle est absent. Une à quatre granules sont présentes dans l'oocyste dont un granule polaire. Les sporocystes sont ellipsoïdes et mesurent (10.2-12.2) x (4.8-6.8) μm avec une moyenne de 10.9 x 6.1 μm (Wacha, 1973). Ils ne possèdent pas de sous corps de Stieda. Le résidu sporocystique consiste en un amas de granules homogènes et sombres qui occupe une grande partie du sporocyste. Les sporocystes possèdent aussi un grand corps réfringent.



Figure 45: *E. pacifica* x1000

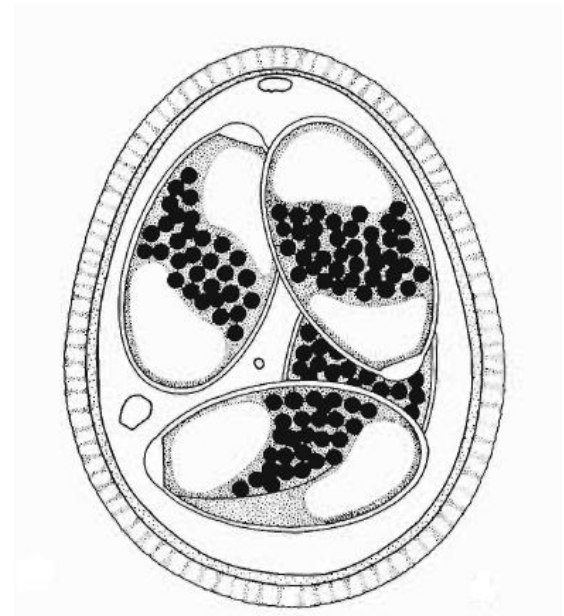


Figure 46: schéma de *E. pacifica* d'après Wacha (1973)

Pathogénie : l'infestation provoque une entérite mucoïde avec une morbidité importante et peu de mortalité.

Signes cliniques : diarrhée mucoïde

Répartition géographique : Amérique du Nord, Kazakhstan, Lituanie, France.

Diagnostique : à l'autopsie on observe une entérite mucoïde. On peut observer les oocystes au microscope après un raclage de la muqueuse de l'intestin grêle ou des caeca.

Cycle : typique des coccidioses. La schizogonie et la gamétogonie se déroulent dans les cellules épithéliales du duodénum et parfois des caeca.

5° *Eimeria phasiani*

[172], [183], [246], [247]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeriidae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle et gros intestin.

Espèce cible : faisan

Description : les oocystes sont de forme ellipsoïdale. Leur double paroi est de couleur jaunâtre à brunâtre et mesure environ 1.2µm d'épaisseur, leur surface est lisse et ils mesurent selon les auteurs :

- (20.1-30.9) x (13.4-20.5) µm avec une moyenne de 24.7 x 17.1µm (Trigg, 1967)
- (21-27) x (15-19) µm avec une moyenne de 25 x 17µm (Ormsbee, 1939)
- 23 x 15.9 µm en moyenne (Tyzzer, 1929) ;
- (18.8-29.2) x (16.7-18.8) µm avec une moyenne de 23.1 x 17.3µm (Musaev et al., 1996)
- 24.7 x 17.1µm en moyenne (Norton, 1976)
- (22.0-29.0) x (14.0-19.5) µm avec une moyenne de 21.1 x 16.8µm (Golemansky et Juvež, 1980)

Ils ne possèdent pas de micropyle ni de résidu d'oocyte. Ils possèdent entre un et trois granules polaires.

Les sporocystes sont piriformes et allongés, ils possèdent un gros corps de Stieda, ainsi qu'un grand corps réfringent du sporozoïte. Il n'y a pas de résidu sporocystique. Ils mesurent selon les auteurs :

- (12.9-15.9) x (5.6-7.4) µm avec une moyenne de 14.3 x 6.7µm (Trigg, 1967)
- (7-14) x (6-7) µm (Musaev et al., 1996)
- 14.3 x 6.3µm (Norton, 1976)
- (8-14) x (5.5-8) µm (Golemansky et Juvež, 1980)

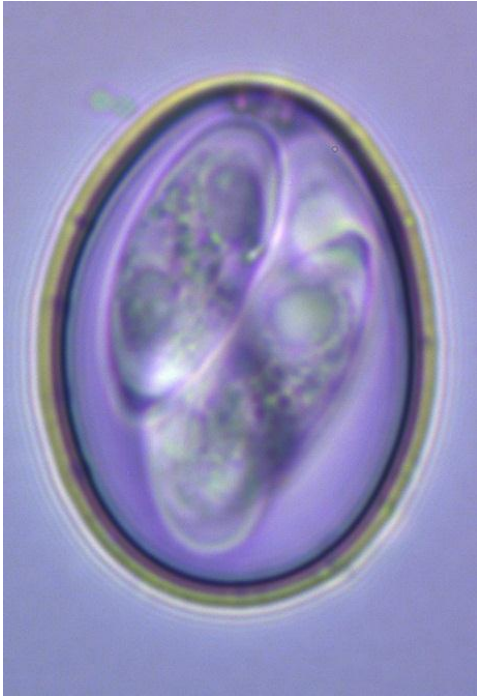


Figure 47: oocyste de *E phasiani* x1000

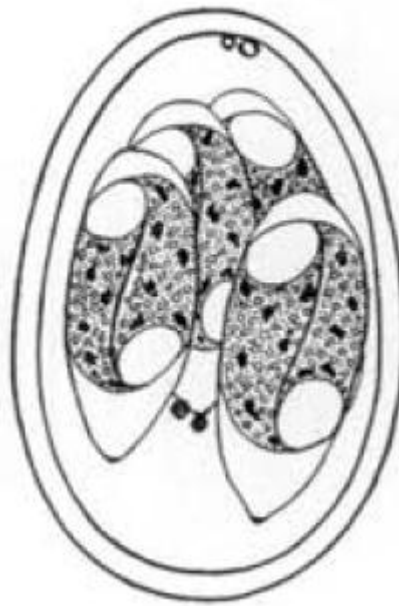


Figure 48: schéma de *E phasiani* d'après Orsabee, 1939

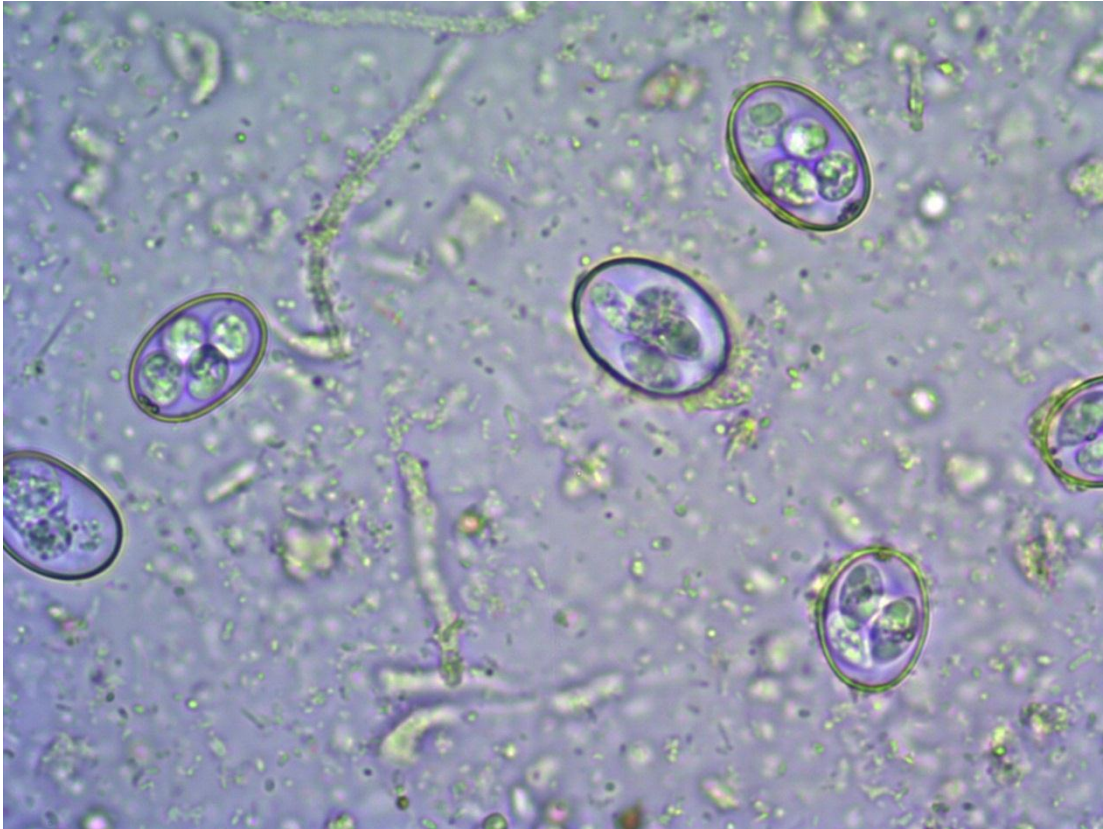


Figure 49: oocystes de *E. phasianii* x400

Pathogénie : le taux de mortalité peut atteindre 50% chez les jeunes faisans de 2-3 semaines.

Signes cliniques : l'infestation entraîne une anorexie, un abattement et une diminution de la prise de poids et dans les cas sévères de la diarrhée liquide mucoïde et légèrement sanguinolente.

Répartition géographique : Europe et Etats-Unis

Lésions : à l'autopsie on peut voir une entérite mucoïde, une hyperémie des intestins, avec des parois œdémateuses et épaissies et des pétéchies lors de fortes infestations. Les intestins contiennent un liquide séro- hémorragique avec des débris cellulaires. Les lésions sont retrouvées d'abord au niveau du duodénum et du haut du jéjunum, puis elles s'étendent dans la partie terminale de l'iléon et les caeca.

Cycle : la période prépatente est de 5 jours. La schizogonie et la gamétogonie se déroulent dans l'intestin grêle et l'infestation envahit progressivement tout l'intestin. Les mérozoites de première génération se développent dans les cellules épithéliales des glandes du duodénum ascendant et dans la partie supérieure de l'intestin grêle. Les mérozoites de deuxième génération se retrouvent surtout à la pointe des villosités de la partie supérieure de l'intestin grêle. Les mérozoites de troisième génération et les gamètes sont dispersés dans l'intestin grêle et sont situés plutôt à la pointe des villosités et dans la partie proximale des caeca. La sporulation dure deux jours.

6° *Eimeria tetartooimia*

[183], [253]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Famille : Eimeriidae

Localisation dans l'organisme : jéjunum, caecum.

Espèce cible : faisan

Description : les oocystes sont subsphériques et mesurent selon les auteurs :

- (17-20.4) x (15-18.4) μm avec une moyenne de 18.6 x 16.5 μm (Wacha, 1973)
- 15 x 18 μm (Ormsbee 1939)

Leur contour est lisse. La paroi a une épaisseur de 1.4 μm , elle présente un feuillet externe jaunâtre à brunâtre et un feuillet interne rougeâtre à brunâtre. Il n'y a pas de micropyle. On note la présence d'un granule polaire unique et sphérique dans la plupart des cas et parfois on trouve deux granules polaires. Il n'y a pas de résidu d'oocyste.

Les sporocystes sont elliptiques, ils possèdent un corps de Stieda et un sous corps de Stieda de taille environ équivalente. Ils possèdent un grand corps réfringent du sporozoïte et parfois un petit corps réfringent à l'extrémité opposée. Il n'y a pas de résidu sporocystique. Les sporocystes mesurent (9.5-11.6) x (4.8-6.1) μm avec une moyenne de 10.8 x 5.6 μm (Wacha, 1973).

Les sporocystes mesurent (9.5-11.6) x (4.8-6.1) μm avec une moyenne de 10.8 x 5.6 μm (Wacha, 1973).

Pathogénie : lorsqu'*Eimeria tetartooimia* est présente elle est souvent associée à *Eimeria phasiani* (Robert, 1972).

Signes cliniques : non décrits

Lésions : non décrites

Répartition géographique : présence rapportée aux Etats-Unis et en France.

Diagnostique : à la coproscopie, on observe les oocystes, sinon on peut faire un raclage des intestins lors de l'autopsie.

Cycle : la période prépatente est de 5 jours.

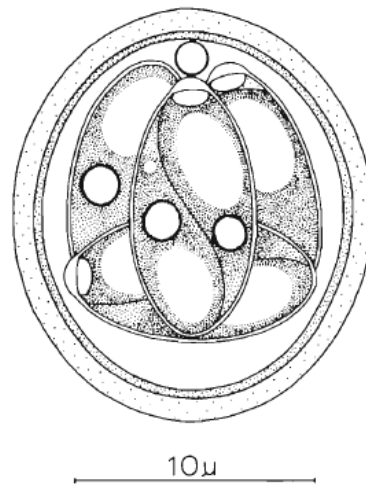


Figure 50: oocyste de *Eimeria tetartooimia* d'après Wacha, 1973

7° Tableaux récapitulatifs

Tableau III: tableau récapitulatif des sporocystes des coccidies de la perdrix

	Dimensions oocytes (µm)	Moyenne (µm)	Index de taille	Paroi	Micropyle	Granule polaire	Résidu oocystique	Nombre de membranes	Contour	Forme
<i>Eimeria colchici</i>	(19-33,5) x (13-21)	27,4 x 16,7	1,6	1,3µm, claire	Discret	1, parfois 2, rarement 3	Absent	2	Lisse	Ellipse, un peu asymétrique
<i>Eimeria duodenalis</i>	(18,4-21,8) x (16,3-19,7)	20,3 x 18,1	1,1	Jaunâtre brunâtre	Absent	Absent	Absent	2	Lisse	Subsphérique, légèrement elliptique
<i>Eimeria phasiani</i>	(20,1-31) x (13,4-20,5)	23,6 x 16,9	1,4	1,2µm, jaunâtre brunâtre	Absent	1 à 3	Absent	2	Lisse	Ellipsoïdale allongée
<i>Eimeria megalostomata</i>	(21-29) x (16-22)	24 x 19	1,3	2µm jaune brunâtre claire	Présent	1, sombre irrégulier	Absent	3	Lisse	Allongée
<i>Eimeria pacifica</i>	(17-26) x (14-20)	21,5 x 17,8	1,2	1,4µm stries, jaunâtre, brunâtre	Absent	1 à 4 dont un plus polaire	Absent	2		Ovoïde
<i>Eimeria tetartooimia</i>	(17-20,4) x (15,0-18,4)	18,6 x 16,5	1,1	1,4	Absent	1 parfois 2	Absent	2	Lisse	Ellipse

Tableau IV: tableau récapitulatif des sporocystes des coccidies du faisán

	Dimensions (µm)	Moyenne (µm)	Index de taille	Corps de Stieda	Résidu sporocystique
<i>Eimeria colchici</i>	(11,5-16,5) x (6-7,5)	14,6 x 6,6	2,2	Proéminent	Volumineux, granule dispersé
<i>Eimeria duodenalis</i>	(11,6-13,6) x (6,1-6,8)	12,6 x 6,7	1,9	Petit avec gros sous corp de Stieda	Amas, granules homogènes
<i>Eimeria phasiani</i>	(7-15,9) x (5,5-8)	14,3-6,7	2,1	Oui, gros	Absent
<i>Eimeria megalostomata</i>				Présent	
<i>Eimeria pacifica</i>	(10,2-12,2) x (4,8-6,8)	10,9 x 6,1	1,8	Absence de sous corp de Stieda	Amas de granules homogènes sombres
<i>Eimeria tetartooimia</i>	(9,5-11,6) x (4,8-6,1)	10,8 x 5,6	1,9	Présent avec sous corps de Stieda	Absent

D. Caecum

[47]

Au niveau des caeca on trouve des nématodes avec *Heterakis gallinarum*, *Heterakis isolonche*, *Capillaria phasianina*, *Capillaria anatis*, et *Trichostrongylus tenuis*. Ensuite il y a un trematode avec *Brachylaemus commutatus* et un cestode avec *Subulura suctorica*. Enfin on trouve aussi des protozoaires avec *Spironucleus meleagridis* et *Histomonas meleagridis*.

1. *Heterakis gallinarum*

[7], [9], [35], [59], [96], [140], [141], [152], [218], [245], [270]

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Ascaridoidea

Localisation dans l'organisme : caeca, rarement intestin grêle et gros intestin.

Espèces cibles : Poulet, dinde, pigeon, faisan, perdrix, téttras, caille, pintade, canard, oie, et d'autres galliformes sauvages.

Hôte intermédiaire : ver de terre.



Figure 51: extrémité antérieure de *H. gallinarum*, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

Description : c'est un ver blanchâtre, avec une extrémité postérieure allongée et pointue. Le mâle mesure 7-13mm de long et la femelle 10-15mm de long. L'œsophage possède un gros bulbe œsophagien et un appareil valvulaire. Chez le mâle, on note la présence d'une large ventouse pré cloacale circulaire entourée d'un anneau sclérifié, et d'une membrane cuticulaire proéminente (caudal alae), avec 12 paires de papilles caudales. Les spicules sont de longueur très inégale chez le mâle avec le gauche qui mesure entre 0.37 et 1.1mm de long et le droit entre 0.85 et 2.8mm. Les œufs, unicellulaires, sont ovoïdes et ont une coque épaisse et lisse avec des parois latérales presque parallèles ; leur dimension est de (65-80) x (35-46) µm. Ces œufs sont difficiles à différencier de ceux de *Ascaridia* sp.



Figure 52: extrémité postérieure mâle de *Heterakis gallinarum*, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup



Figure 53: *H. gallinarum* mâle (à gauche) et femelle (à droite) d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

Pathogénie : *Heterakis gallinarum* est le parasite le plus fréquemment retrouvé chez la volaille, il est souvent considéré comme étant asymptomatique, cependant des infestations importantes peuvent entraîner un épaissement de la muqueuse caecale. Son rôle pathogène le plus important est en tant que vecteur de *Histomonas meleagridis*, surtout chez la perdrix. Ce flagellé peut être transmis d'oiseau à oiseau via les œufs d'*Heterakis gallinarum* et par un ver de terre contenant la larve de *Heterakis gallinarum*.

Signes cliniques : habituellement *Heterakis gallinarum* ne provoque pas de signe clinique lorsqu'il est retrouvé seul.

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : souvent une découverte accidentelle soit par visualisation des vers à l'autopsie ou par observation des œufs à la coproscopie.

Lésions : au niveau des caeca, il est possible d'observer une inflammation marquée et un épaissement de la muqueuse caecale, avec des pétéchies. Il peut y avoir parfois formation de nodule dans la muqueuse, la sous-muqueuse, et la séreuse caecale en cas de forte infestation. Ces nodules peuvent être soit de nature inflammatoire (granulome), soit parfois de nature tumorale : léiomyome (Menezes et al., 2003)

Cycle : C'est un cycle monoxène, la période prépatente est de 24-30 jours. La phase exogène dure environ deux semaines. Les œufs sont relargués dans le milieu extérieur avec les fèces. Ils évoluent ensuite jusqu'à un troisième stade d'œuf larvé, cette phase exogène dure deux semaines environ si les conditions environnementales sont favorables (humidité 80%, température entre 19 et 34°C). Puis les œufs larvés L3 sont ingérés par l'hôte définitif, l'éclosion de l'œuf se produit dans la partie haute de l'intestin grêle puis la larve va s'enfoncer dans la muqueuse caecale pour poursuivre son développement jusqu'au stade adulte. Il est possible d'avoir un ver de terre en hôte paraténique qui ingère les œufs avant de se faire lui-même manger par les oiseaux.



Figure 54: extrémité postérieure femelle de H. gallinarum d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

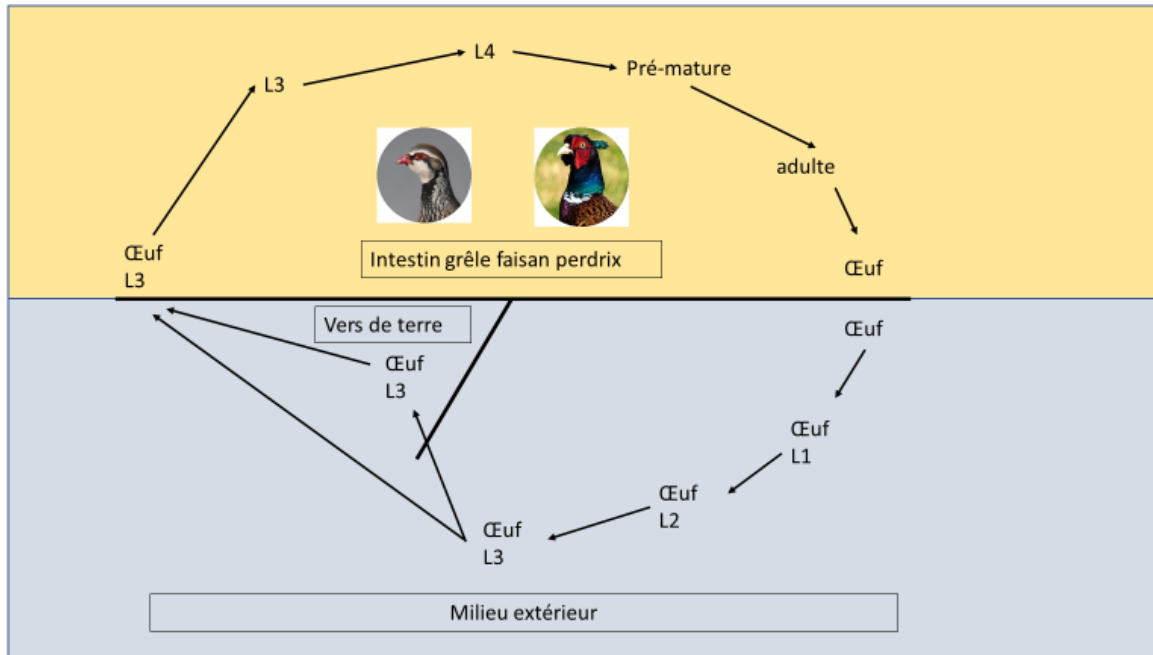


Figure 55: cycle de *Heterakis gallinarum*

Epidémiologie : *Heterakis gallinarum* est fréquemment retrouvé chez la volaille et est peu pathogène, mais il a un rôle majeur dans l'épidémiologie de l'histomonose. Les œufs larvés peuvent être porteurs d'*Histomonas meleagridis*. Ils peuvent persister dans le sol pendant 1 an, et un hôte paraténique tel que le ver de terre peut transmettre la maladie. De plus il semble que *Heterakis gallinarum* soit particulièrement prolifique chez le faisan (Lund et al. 1974).

2. *Heterakis isolonche*

[9], [27], [97], [152], [225]

Embranchement : Nématelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Ascaridoidea

Localisation dans l'organisme : caecum, rarement dans l'iléon et le colon

Espèces cibles : faisan, tétras, caille, canard, poulet.

Hôte intermédiaire : ver de terre.

Description : ver blanchâtre avec une extrémité postérieure pointue et allongée. On note la présence d'un bulbe œsophagien. La bouche est composée de trois petites lèvres. Le mâle mesure entre 7 et 13 mm de long et 380 à 480 µm de large. Les spicules sont de longueur égale ; ils mesurent entre 1.7 et 1.75 mm de long. *Heterakis isolonche* possède une large ventouse pré-cloacale circulaire de 130 à 150µm de diamètre qui est entourée par une membrane chitineuse. La femelle mesure entre 9 et 15 mm de long, et 425 à 470 µm de large. La vulve est située légèrement en avant du milieu du corps. L'œuf est ovoïde, avec une coque épaisse et lisse, il mesure (65-75) x (38-46) µm.

Pathogénie : *Heterakis isolonche* peut être à l'origine d'une typhlite verruqueuse chez le faisan. Il cause une inflammation sévère des caeca avec formation de nodules d'origine fibreuse ou granulomateuse en réaction aux larves ou aux adultes. Ces nodules sont situés principalement dans la sous-muqueuse caecale. Ils se projettent à la fois sur la face viscérale et la muqueuse des caeca. *Heterakis isolonche* entraîne une ulcération de la muqueuse et de la diarrhée et une émaciation progressive des animaux. Le taux de mortalité peut être élevé en cas d'infestation importante.

Signes cliniques : typhlite verruqueuse, diarrhée, émaciation, et mortalité.

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : observation des nodules dans les caeca contenant des vers adultes, et par observation des spicules au microscope.

Lésions : Les caeca présentent une inflammation et un épaissement de la muqueuse avec des nodules de 1 à 3mm de diamètre, fermes, pâles à grisâtres, et des pétéchies. A l'intérieur se trouve des larves enkystées, mais des adultes peuvent aussi être extraits des nodules caecaux. Chaque nodule présente une ouverture par laquelle les œufs sont expulsés dans la lumière caecale. La muqueuse qui recouvre les lésions est souvent atrophiée et infiltrée par des macrophages et des lymphocytes. Les cellules formant certains nodules sont des fibroblastes et certaines d'entre elles peuvent être de nature néoplasique (Callinan, 1987)

Epidémiologie : La maladie est plus fréquemment retrouvée chez les oiseaux élevés en enclos permanent.

Cycle : identique à celui de *Heterakis gallinarum*, excepté que certains adultes restent dans la sous-muqueuse. Les œufs larvés peuvent persister un an dans l'environnement. Les vers de terre qui sont des hôtes paraténiques peuvent aussi transmettre le parasite. La longévité des adultes est de 1 an environ.

3. *Capillaria phasianina*

[121], [153], [161], [197], [255]

Embranchement : Nématelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Trichuroidea

Description : les mâles mesurent entre 14,0 et 26.5mm de long avec une moyenne de 20.5mm. Les spicules mesurent entre 1.77 et 2.66mm avec une moyenne de 2.32mm. La partie proximale du spicule mesure entre 45 et 50 μm puis revient rapidement à un diamètre de 23 à 31 μm . Les spicules ont une section triangulaire, l'extrémité distale est arrondie. La gaine du spicule présente des reliefs grossièrement épineux.

Les femelles mesurent entre 20.9 et 37.3 mm de long avec une moyenne de 28.9mm. La vulve mesure 40 à 75 μm de diamètre. La distance entre la vulve et l'extrémité antérieure du parasite varie entre 6 et 12.5mm avec une moyenne de 8.9mm. On note la présence d'un appendice vulvaire tubulaire par lequel les œufs sont relargués. Les œufs mesurent (46-60) x (22-24) μm , ils sont allongés et présentent de bouchons bipolaires.

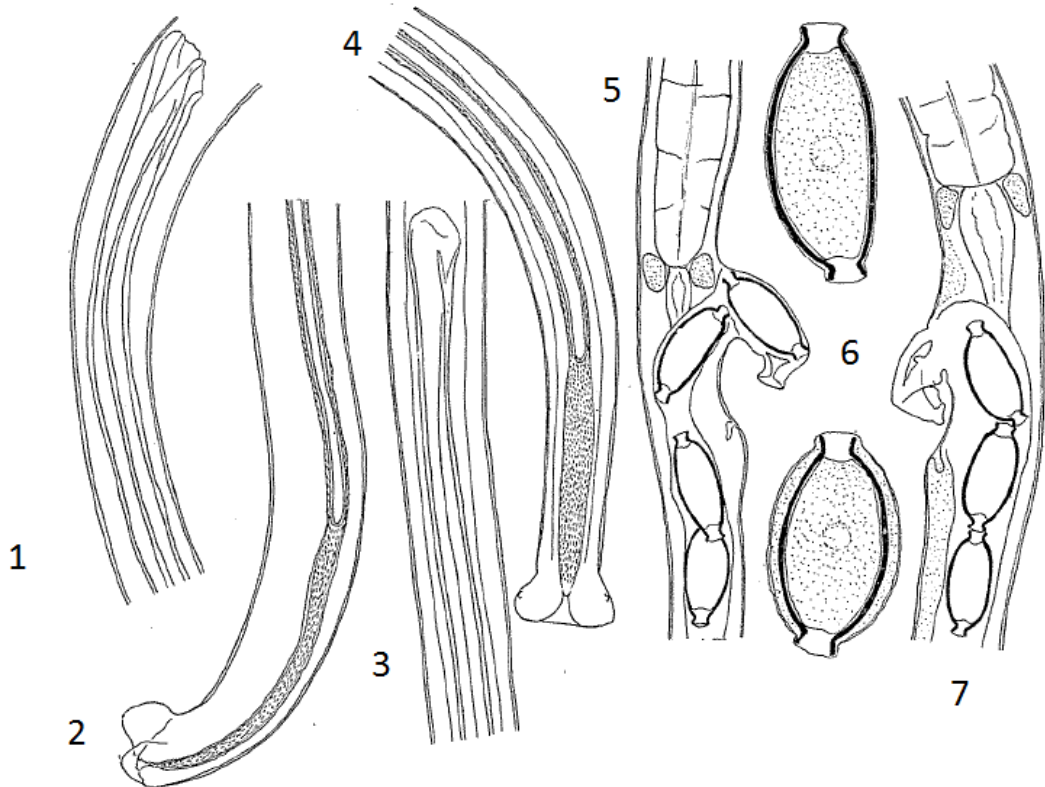


Figure 56: *Capillaria phasianina* d'après Madsen, 1945 ; (1)(3) partie proximale du spicule ; (2)(4) extrémité distale mâle ; (5)(7) région vulvaire; (6) œufs

Répartition géographique : mondiale.

Localisation dans l'organisme : caeca, parfois intestin grêle.

Espèces cibles : faisan, perdrix moins fréquemment

Lésions : pas de lésion macroscopique visible, en revanche au niveau microscopique on peut observer une typhlite chronique avec une infiltration leucocytaire.

4. *Capillaria anatis*

[153], [161], [240], [255]

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Trichuroidea

Localisation dans l'organisme : caeca

Espèces cibles : Poulet, dinde, faisan, perdrix, pigeon, canard, oie.

Hôte intermédiaire : ver de terre.

Description : c'est un ver blanchâtre et filiforme. Les mâles mesurent entre 6 et 12 mm de long et environ 54µm de large. Les mâles possèdent un spicule long et mince avec une extrémité distale arrondie. La gaine du spicule est armée de petites aiguilles. Le spicule a une section triangulaire. Le spicule a un diamètre de 20-22µm à son extrémité proximale et de 10µm à son extrémité distale, et il mesure entre 1.2 et 1.4mm. A l'extrémité postérieure du parasite on note la présence de deux petits diverticules latéraux arrondis juste à côté de l'anus.

Les femelles mesurent entre 7 et 15mm. La vulve des femelles est située à environ 40% de l'extrémité antérieure du parasite par rapport à la longueur totale du corps. Il n'y a pas d'appendice vulvaire. L'extrémité postérieure du corps est arrondie avec un anus en position subterminale.

Les œufs sont brunâtres et de forme ellipsoïde avec des bouchons bipolaires transparents, la coque est épaisse, striée et rugueuse. Ils mesurent environ (40-65) x (23-35) µm.

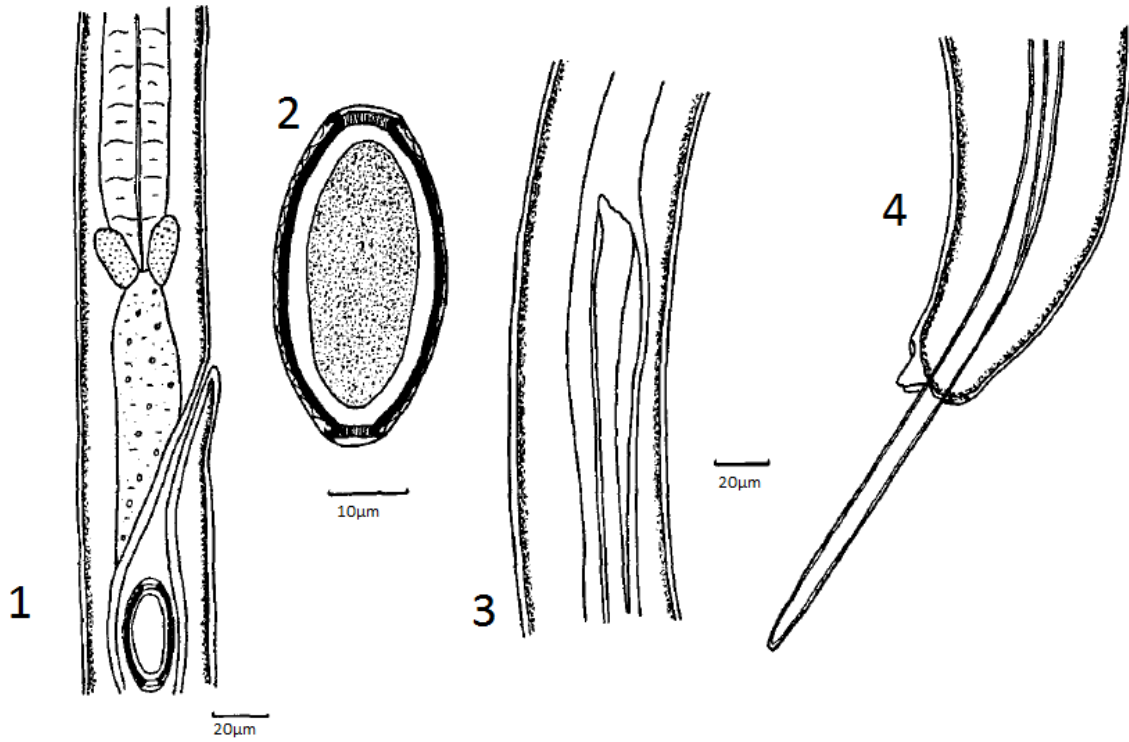


Figure 57: *Capillaria anatis* d'après Mettrick, 1959 ; (1) région vulvaire de femelle adulte; (2) œufs; (3) extrémité proximale du spicule; (4) extrémité distale du spicule.



Figure 58: *Capillaria anatis* d'après Tamaru et.,al 2015, (1) extrémité postérieure mâle en vue ventrale ; (2) extrémité caudale mâle avec protrusion du spicule et de sa gaine; (4) épines sur la gaine du spicule ; (5) œuf avec surface rugueuse.

Signes cliniques : faiblesse, émaciation, anémie.

Répartition géographique : mondiale.

Diagnostic : l'extrémité antérieure du ver vient s'implanter dans la muqueuse. Les infestations importantes peuvent entraîner une entérite hémorragique avec diarrhée sanguinolente. La paroi caecale est souvent épaissie.

Lésions : les oiseaux avec une infestation chronique présentent une paroi caecale épaissie et une exsudation catarrhale.

Cycle : les œufs sont relargués dans le milieu extérieur avec les fèces de l'animal. Au bout de 1 à 12 jours avec des conditions environnementales favorables, l'œuf contient une larve infestante qui peut être ingérée par le ver de terre, hôte intermédiaire obligatoire. La période prépatente est de 12 à 14 jours.

5. Différenciation des espèces de capillaires parasites du tube digestif

[121]

- L'appendice vulvaire de *Capillaria caudinflata* est plus aplati que celui de *Capillaria phasianina*, et *Capillaria obsignata* ne possède pas d'appendice vulvaire.
- Le *Capillaria Phasianina* mâle présente des processus alaires très petits comparés à ceux de *Capillaria caudinflata*, et le processus alaire de *Capillaria obsignata* forme un cercle à l'extrémité postérieure en vue dorsale.
- *Capillaria phasianina* est retrouvé principalement dans les caeca tandis que *Capillaria obsignata* et *Capillaria caudinflata* sont retrouvés dans l'intestin grêle.

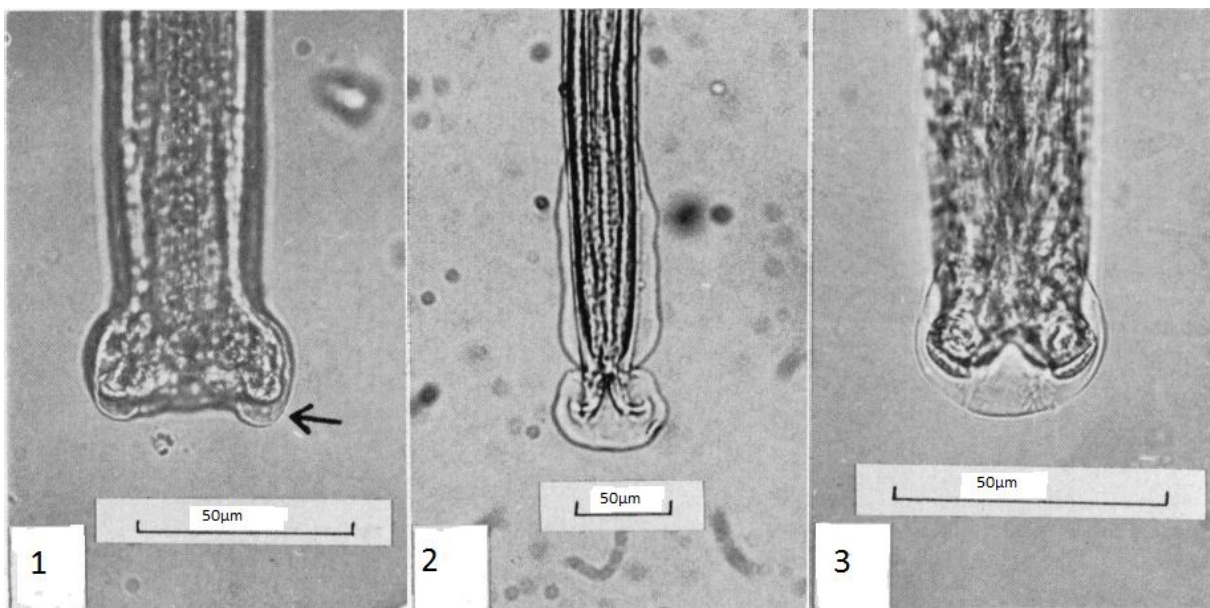


Figure 59: extrémité postérieure de *Capillaria* sp mâle d'après Kellog et Prestwood, 1968 ; (1) *Capillaria phasianina*; (2) *Capillaria caudinflata*; (3) *Capillaria obsignata*

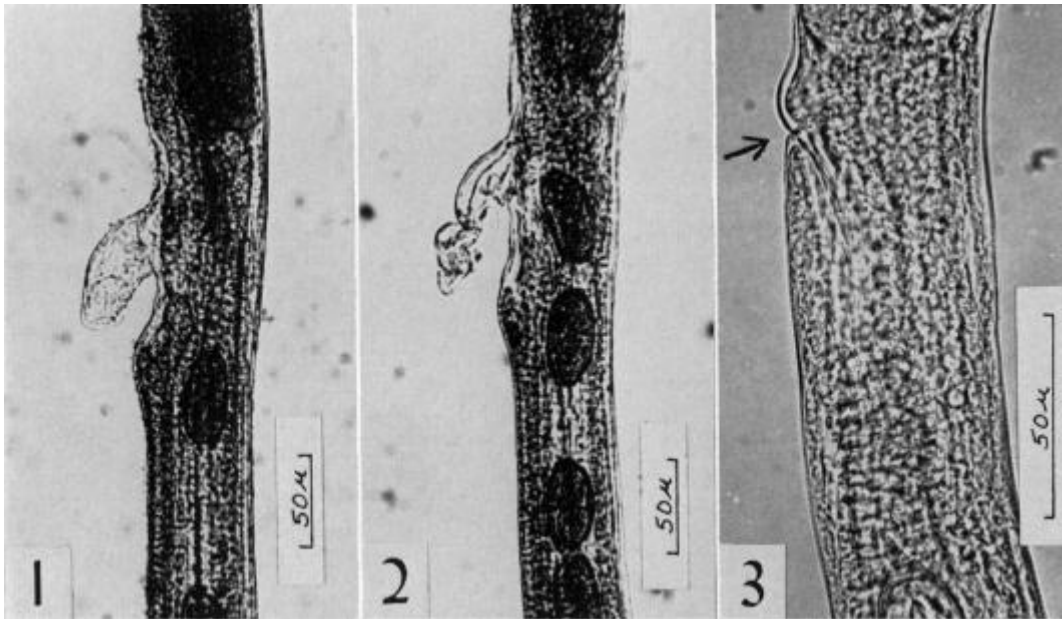


Figure 60: région vulvaire de *Capillaria* sp d'après Kellogg et Prestwood,1968 ; (1) *Capillaria phasianina* ; (2) *Capillaria caudiflata* ; (3) *Capillaria obsignata*

6. *Trichostrongylus tenuis*

[36], [42], [43], [44], [49], [201]

Embranchement : Nématelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Trichostrongyloidea

Localisation dans l'organisme : caeca principalement, parfois intestin grêle.

Espèces cibles : parasite ayant une importance majeure chez le Lagopède d'Ecosse, sinon présent chez : faisan, perdrix, tétras, poulet, oie, dinde, émeu, pintade.

Description : ver fin et petit. La tête porte trois petites lèvres. L'œsophage est long. Les adultes sont dépourvus de capsule buccale. Les mâles mesurent entre 5 et 6.5mm de long. Les spicules sont courts, trapus et incurvés, quasiment symétriques, ils mesurent environ 112µm de long. La base des spicules est élargie. Les mâles possèdent une bourse copulatrice bien développée, et un gubernaculum (=partie sclérifiée et dure de la paroi de l'appareil génital, qui guide la sortie du spicule pendant la copulation) bien distinct, en forme de citron, qui mesure environ 63µm de long.

Les femelles mesurent entre 6.5 et 9mm. L'appareil vulvaire est situé dans la partie postérieure du corps, elle est entourée par un anneau chitineux proéminent.

Les œufs sont de forme ovoïde avec les bords latéraux quasiment parallèles et possèdent un contenu granuleux ; ils sont de couleur blanchâtre ; ils mesurent (65-75) x (35-42) µm.

Signes cliniques : diarrhée avec mucus et traces de sang, diminution de la prise alimentaire, anémie, émaciation, toxémie, mortalité.

Répartition géographique : Europe, Asie, Amérique du Nord.

Lésions : il est possible d'observer des parasites adultes lors de l'autopsie. La majorité des vers se situent sur la surface de la muqueuse et une petite proportion a pénétré dans la muqueuse. On observe une typhlite hémorragique aiguë avec épaissement et inflammation des parois caecales, la muqueuse est recouverte de couches de mucus avec des traces de sang, de petites hémorragies sont parfois présentes.

Cycle : la période prépatente est de 10 jours. Le cycle est monoxène direct. Il n'y a pas d'hôte paraténique ou intermédiaire obligatoire. Les œufs sont relargués dans le milieu extérieur avec les fèces. Les œufs éclosent en 36 à 48h, une larve infestante de stade 3 est formée en 8 à 16 jours ; elle se forme dans l'exuvie de la larve stade 2. Les larves présentent une grande résistance au froid, elles peuvent survivre 4 mois à -3°C, mais elles ne sont pas très résistantes à la sécheresse. Une fois ingérée, soit la larve stade 3 évolue en larve stade 4, soit elle rentre en hypobiose avant de reprendre son développement lorsque les conditions seront favorables à la survie des larves dans le milieu extérieur.

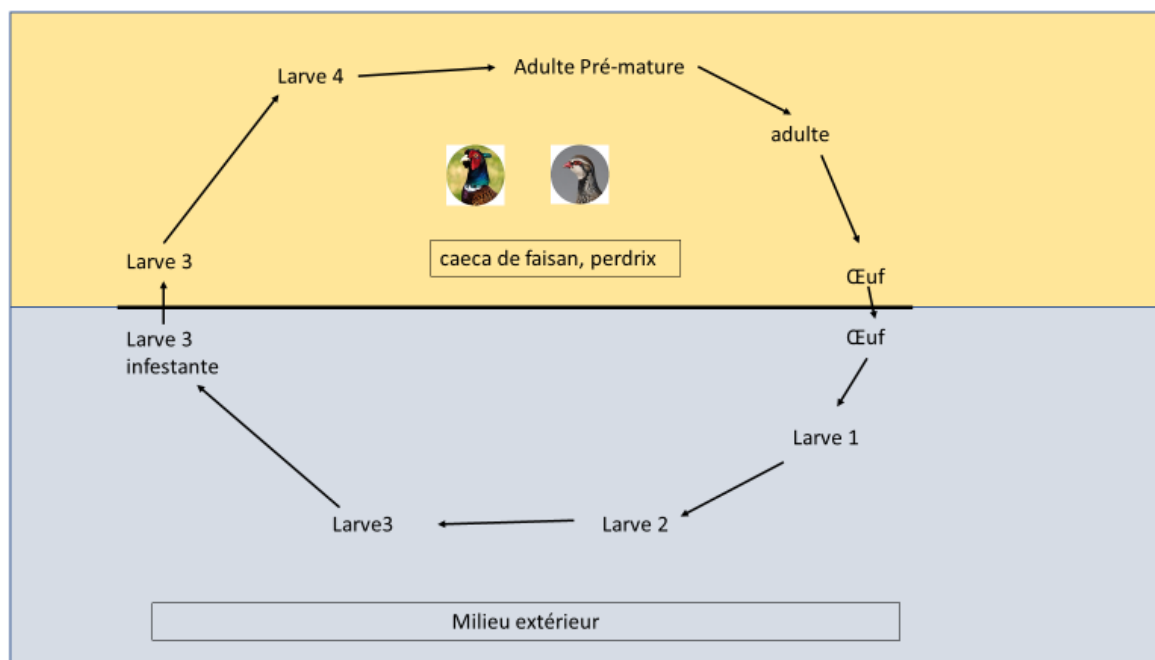


Figure 61: cycle parasitaire de *Trichostrongylus tenuis*

Epidémiologie : des densités élevées d'animaux peuvent entraîner l'accumulation de larves infectieuses, ce qui peut entraîner des taux de morbidité et mortalité élevées.

7. *Brachylaemus commutatus*

[132]

Aussi appelé *Postharmostomum gallinarum*

Embranchement : Plathelminthes

Classe : Trematodes

Famille : Brachylaemidae

Localisation dans l'organisme : caeca

Espèces cibles : Poulet, dinde, pigeon, faisan

Hôte intermédiaire : escargot terrestre

Description : ver plat non segmentés qui mesurent 4 à 7 mm de longueur et 1 à 2 mm de largeur. Les œufs mesurent environ 30 x 15µm.



Figure 62: *Brachylaemus* sp chez un perdreau d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.

Répartition géographique : Afrique, Asie, Europe du Sud

8. *Subulura suctoria*

[3], [11], [12], [13], [14]

Aussi appelé *Subulura brumpti*, *Subulura differens*, *Alloodapa suctoria*.

Embranchement : Némathelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Subuluroidea

Localisation dans l'organisme : caeca.

Espèces cibles : Poulet, pintade, dinde, oie, caille, faisan, perdrix, canard, colombe, tétaras.

Hôtes intermédiaires : cafard, scarabée, perce-oreilles

Description : petit nématode dont le corps est blanchâtre à jaunâtre. L'extrémité antérieure est incurvée dorsalement. On note la présence d'une capsule buccale de petite taille, composée de 6 lèvres, avec 3 dents à sa base. L'œsophage se dilate progressivement dans sa partie postérieure, puis se termine par un bulbe bien démarqué du reste de l'œsophage par une nette constriction. L'extrémité postérieure possède une large membrane cuticulaire qui se termine en pointe chez les deux sexes.

Les mâles mesurent entre 7 et 14 mm de longueur et entre 0.2 et 0.4 mm de largeur. Sur la portion antérieure on note la présence d'alaes latérales qui s'étendent jusqu'au niveau du bulbe œsophagien. L'extrémité postérieure est incurvée ventralement. On note la présence d'une ventouse pré cloacale allongée entourée de fibres musculaires dont le diamètre est de 170-220 μ m. Les spicules sont courts et fins, ils mesurent 1.22-1.5mm de long.

Les femelles mesurent entre 7 et 19 mm de longueur, et entre 0.25 et 0.6 mm de largeur. Le corps de femelle n'est pas incurvé. La vulve de la femelle se situe environ au milieu du corps. Les œufs possèdent une coque fine et lisse, ils mesurent (52-86) x (41-76) μ m, ils sont embryonnés lorsqu'ils sont relargués dans le milieu extérieur.



Figure 63: extrémité postérieure mâle de *Subulura* sp d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.

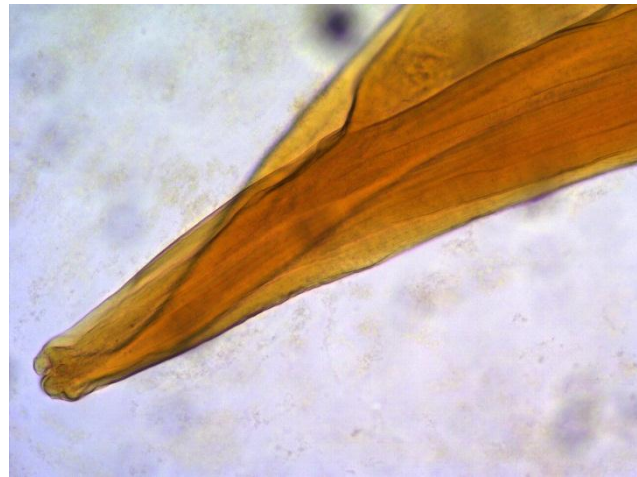


Figure 64: extrémité antérieure de *Subulura* sp d'après service de parasitologie de Vetagro-sup



Figure 65: *Subulura* sp mâle à gauche et femelle à droite.

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : observation des adultes dans le caecum lors de l'autopsie, observation des œufs à la coproscopie.

Cycle : la période prépatente est de 6 semaines environ. Les œufs sont émis dans l'environnement et sont directement infestants pour l'hôte intermédiaire. Chez ce dernier une larve de stade 1 éclos et évolue jusqu'à une larve de stade 3 infestante en 12 à 16 jours. Un fois l'hôte intermédiaire ingéré par l'oiseau, la larve évolue au stade 4 puis devient adulte.



Figure 66: œufs de *Subulura sp* d'après Pinto et al., 2004

Pathogénie : peu pathogène, généralement asymptomatique.

9. *Spironucleus meleagridis*

[113], [130], [137], [138], [149], [191], [232], [266]

Aussi appelé *Hexamita meleagridis*

Embranchement : Fornicata

Classe : Trepanondea

Famille : Hexamitidae

Localisation dans l'organisme : caeca, intestin grêle

Espèces cibles : dinde, canard, faisan, caille, perdrix.

Description : *Spironucleus meleagridis* existe sous deux formes : une forme mobile appelée trophozoïte et une forme kystique non mobile. Le trophozoïte possède 4 paires de flagelles symétriques, deux d'entre elles émergent dans la partie antérieure, une dans la partie antéro-latérale et une dans la partie postérieure du flagellé. Les flagelles sont repliés le long du corps. Le parasite mesure entre 5.5 et 12µm de long et entre 1 et 6 µm de large et présente un aspect symétrique. Les flagelles mesurent environ deux fois la longueur du corps. Le noyau est de forme triangulaire. On note la présence de deux tubes cytopharyngés qui traversent le corps en diagonale depuis les cytostomes, situés caudo-latéralement, jusqu'au noyau.

La forme kystique mesure 4.5-7µm de long et 3.5-5.5µm de large, elle possède une paroi transparente de 0.3µm d'épaisseur environ. La plupart des kystes possèdent un ou deux noyaux situés à un pôle, parfois on trouve trois ou quatre noyaux. On distingue la présence des deux tubes cytopharyngés chez le kyste.

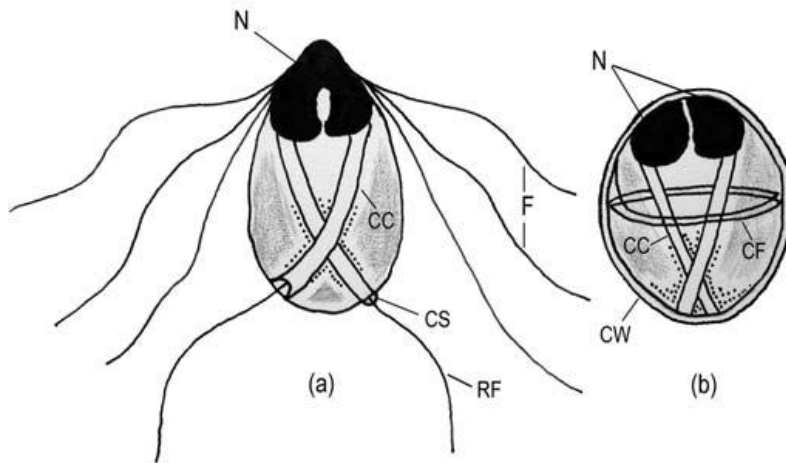


Figure 67: schéma de la forme trophozoïte (a) et de la forme kystique (b) de *Spironucleus meleagridis* d'après Wood et Smith, 2005 ; N : noyau ; CC : cytopharynx ; CS : cytostome ; RF : flagelle récurrent ; F : flagelle ; CW : paroi kystique.

Pathogénie : ce sont les jeunes oiseaux qui sont le plus touchés, les adultes sont moins sensibles.

Signes cliniques : diarrhée liquide et mousseuse de couleur jaunâtre, amaigrissement, hypothermie, plumage ébouriffé, faiblesse, mortalité.

Lésions : on note la présence d'une entérite catarrhale avec inflammation et congestion de l'intestin grêle surtout au niveau du duodénum et du jéjunum. On trouve du mucus aqueux et mousseux dans l'intestin. Chez le gibier d'élevage il est fréquent de trouver aussi des caeca dilatés par un contenu liquidien jaune.



Figure 69: distension caecale avec du liquide jaune à l'intérieur chez un faisan de 3 semaines.



Figure 68: : distension caecale avec du liquide jaune à l'intérieur chez un faisan de 3 semaines.



Figure 70: lésions intestinales de *Spironucleus meleagridis* sur un faisan de 4 semaines

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : la méthode la plus fréquemment utilisée est l'observation directe du parasite en microscopie optique. L'observation du parasite est plus facile lorsque celui-ci est vivant et mobile, pour cela il faut étudier le contenu intestinal de l'oiseau quelques minutes après l'euthanasie. En cas de délai d'attente trop long après la mort de l'animal, le parasite meurt et son observation devient plus compliquée. Il faut le différencier de *Tetratrichomonas gallinarum*, ce dernier est de plus grande taille et se déplace moins rapidement. Il est aussi possible de mettre en évidence le parasite avec une coloration de Giemsa.

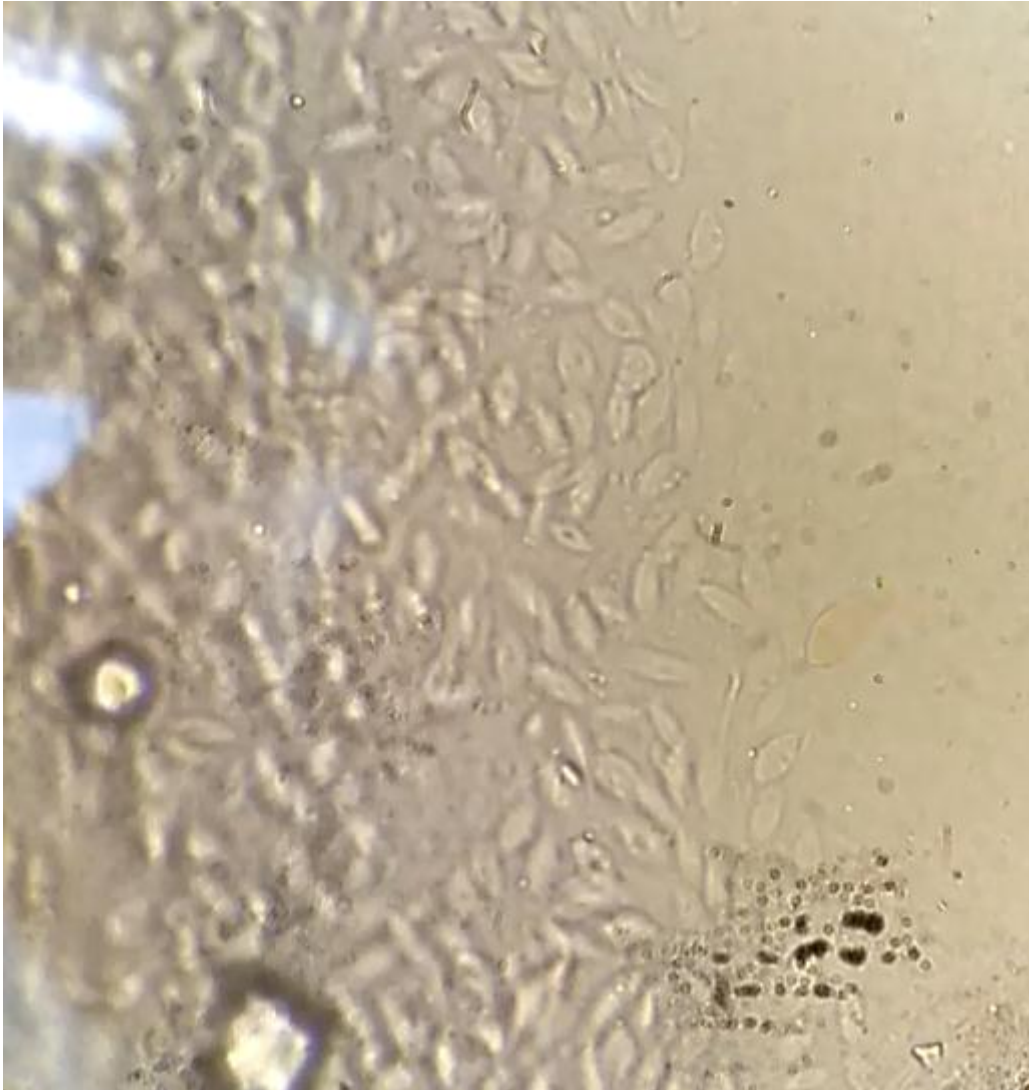


Figure 71: *Spironucleus meleagridis* au microscope optique x1000 sur un faisan de 4 semaines

Cycle : la forme kystique, lorsqu'elle est relarguée dans le milieu extérieur avec les fèces, est entourée de mucus, ce qui permet d'augmenter sa résistance dans le milieu extérieur. Une fois la forme kystique ingérée par un hôte, elle est capable de se diviser par scission binaire, et à tout moment elle peut se transformer en forme mobile flagellée. Le flagellé est aussi capable de se diviser par scission. Puis il y a de nouveau enkystement du flagellé.

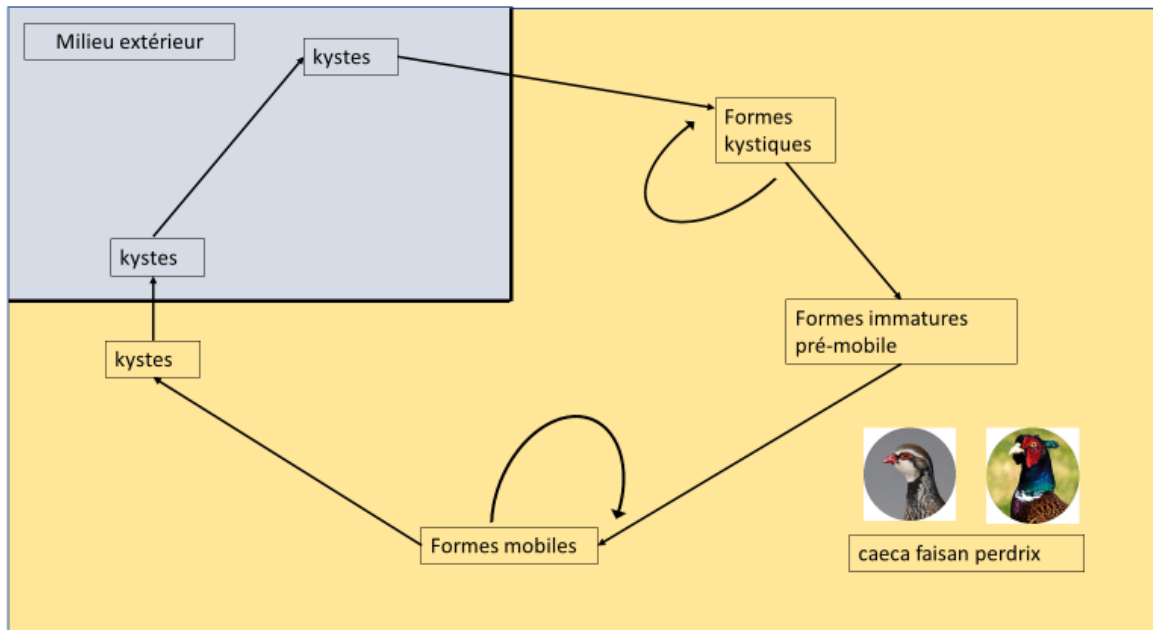


Figure 72: cycle parasitaire de *Spironucleus meleagridis*

Epidémiologie : le parasite est transmis par la nourriture et l'eau contaminée. Les adultes sont la principale source de contamination des jeunes. Des températures chaudes et une densité de populations élevées sont des facteurs favorisant l'extension de la maladie.

10. *Histomonas meleagridis*

[93], [101], [130], [140], [141], [149], [150], [249], [250], [273], [274], [275]

Embranchement : Parabasalia

Classe : Trichomonadae

Famille : Dientamoebidae

Localisation dans l'organisme : foie et caeca

Espèces cibles : dinde, faisan, perdrix, poulet (moins sensibles)

Description : il existe deux formes principales en fonction de la localisation du protozoaire. La forme flagellée se retrouve dans la lumière des caeca. Le parasite se présente sous forme d'un organisme rond à ovale qui mesure 6 à 20 μm de diamètre, possédant des pseudopodes courts, on note la présence d'un flagelle et de vacuoles digestives. La forme amiboïde (=forme tissulaire) qui est retrouvée dans le foie est semblable à la précédente mais sans les vacuoles ni le flagelle. Il existe aussi deux autres formes : une forme pré kystique sphérique de 10 μm de diamètre environ et une forme kystique plus petite, avec une double membrane de 4-6 μm de diamètre (Zaragatzki et al., 2010). Cependant ces deux dernières formes sont obtenues en culture et on ne sait pas très bien quel est leur rôle *in vivo*.

Lésions : les parasites sont très difficiles à observer, en général on observe seulement les lésions caractéristiques de l'histomonose lors de l'autopsie. Les lésions débutantes consistent en de petits ulcères dans les caeca. Ces ulcères s'élargissent rapidement et envahissent toute la muqueuse. Dans les caeca, lors de lésions plus avancées, on trouve un contenu caséo-nécrotique caractéristique, ferme et jaunâtre ; les caeca sont hypertrophiés et bosselés. Il est possible qu'un caecum soit percé et qu'il y ait des lésions de péritonite. Au niveau du foie on trouve des lésions nécrotiques en forme de cocardes caractéristiques en début d'évolution. En fin d'évolution le foie est déformé de couleur pâle avec un aspect nécrotique.

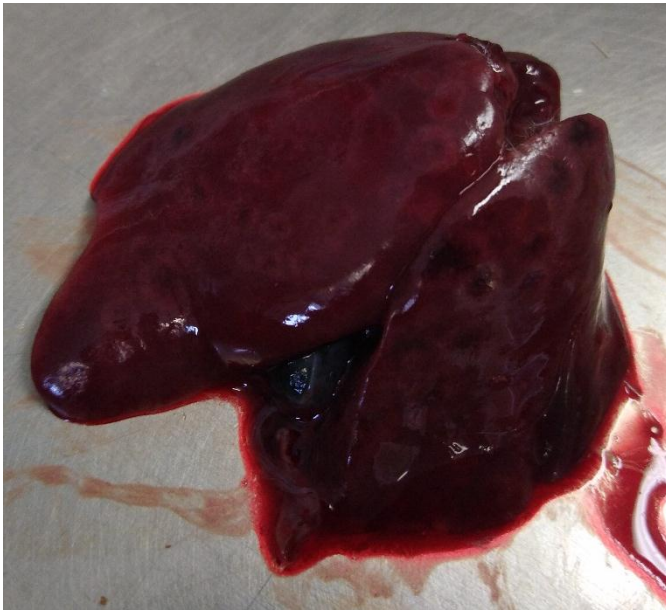


Figure 73: lésions hépatiques caractéristiques d'histomonose, en cocarde et en dépression, chez une perdrix rouge



Figure 75: lésions hépatiques caractéristiques d'histomonose, en cocarde et en dépression, chez une perdrix rouge



Figure 76: lésions caecales caséo-nécrotiques chez une perdrix rouge



Figure 74: lésions hépatiques caractéristiques d'histomonose, en cocarde et en dépression, en fin d'évolution, chez une perdrix rouge



Figure 77: lésions caecales caséo-nécrotiques chez une perdrix rouge

Signes cliniques : diarrhée, anorexie, abattement, tête basse, plumage ébouriffé somnolence, mortalité importante.



Figure 78: abatement, tête basse, plumage ébouriffée chez une perdrix de 4 semaines atteinte d'histomonose

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : se base principalement sur les lésions et la mortalité élevée qui peut atteindre 100%. Il est possible de mettre le parasite en culture, l'observation directe au microscope lors de l'autopsie est compliquée. Il est possible aussi de faire une analyse histologique du foie et du caecum.

Cycle : le cycle est lié à celui de *Heterakis gallinarum*. La transmission du parasite s'effectue via les œufs de *Heterakis gallinarum*, qui sont très résistants et qui permettent ainsi la conservation d'*Histomonas meleagridis* dans le milieu extérieur. L'oiseau ingère les œufs infestants du nématode comprenant des *Histomonas meleagridis*, l'œuf continue de protéger le protozoaire au niveau des premières voies digestives puis *Histomonas meleagridis* est libéré au niveau des caeca ou il peut se multiplier par

bipartition simple. Depuis les caeca, *Histomonas meleagridis* peut traverser la paroi caecale et migrer vers le foie par voie sanguine ou il devient pathogène. Le ver de terre peut jouer le rôle d'hôte paraténique comme dans le cycle de *Heterakis gallinarum*. Dans les caeca *Histomonas*

meleagridis est au contact de *Heterakis gallinarum* et peut pénétrer dans la bouche de celui-ci et rejoindre ensuite les organes génitaux de la femelle notamment, avant de se retrouver dans les œufs. Les formes flagellée et pseudokystique rejetées dans le milieu extérieur avec les fientes ne survivent pas longtemps, ainsi le risque de transmission directe est faible. Chez *Heterakis gallinarum*, le protozoaire est retrouvé dans la paroi intestinale, dans les œufs et les larves du nématode. Les formes parasitaires de *Histomonas meleagridis* dans le nématode sont semblables à celles des oiseaux mais en plus petit : 3 à 4 µm de diamètre (Hess et al., 2015).

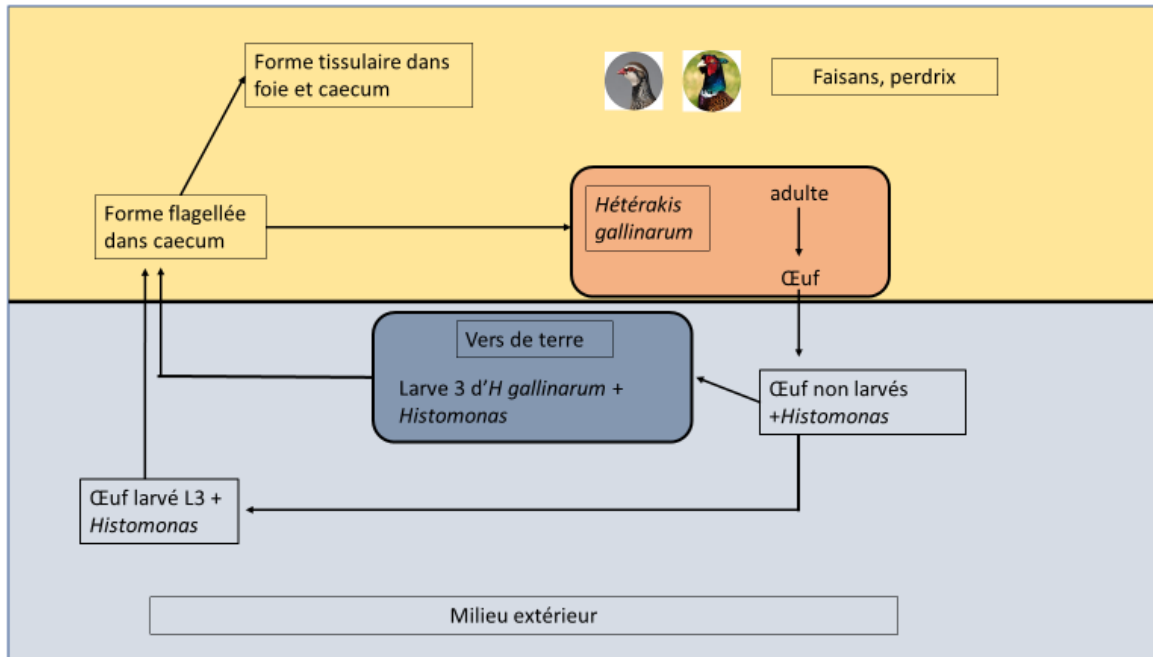


Figure 79: cycle parasitaire de *Histomonas meleagridis*

Epidémiologie : *Histomonas meleagridis* peut survivre jusqu'à deux ans dans les œufs d'*Heterakis gallinarum* ou dans une larve du nématode chez le ver de terre. Le poulet peu sensible à l'histomonose peut jouer un rôle dans la transmission de la maladie à d'autres volailles.

11. *Tetratrichomonas gallinarum*

Voir intestin grêle (Partie 2 I. B. 3. a)

II. Parasite du sang

[202], [210], [217]

Au niveau du sang on retrouve trois bactéries qui sont considérées comme étant des hémoparasites par plusieurs auteurs.

1. *Aegyptianella pullorum*

[18], [30], [92], [129], [212]

Règne : Bacteria

Embranchement : Proteobacteria

Classe : Alphaproteobacteria

Ordre : Rickettsiales

Famille : Anaplasmataceae

Localisation dans l'organisme : sang (érythrocyte)

Espèces cibles : poulet, dinde, oie, canard, faisan, perdrix, caille, colombe, canari, autruche.

Vecteur : *Argas persicus*

Description : *Aegyptianella pullorum* est retrouvé dans les érythrocytes sous formes d'inclusions endo-cytoplasmiques mesurant 0.3 à 0.8 μm de diamètre appelé corps initiaux ou trophozoïtes. Chaque corps initial est amené à grossir et à contenir jusqu'à 26 nouveaux corps initiaux après division.

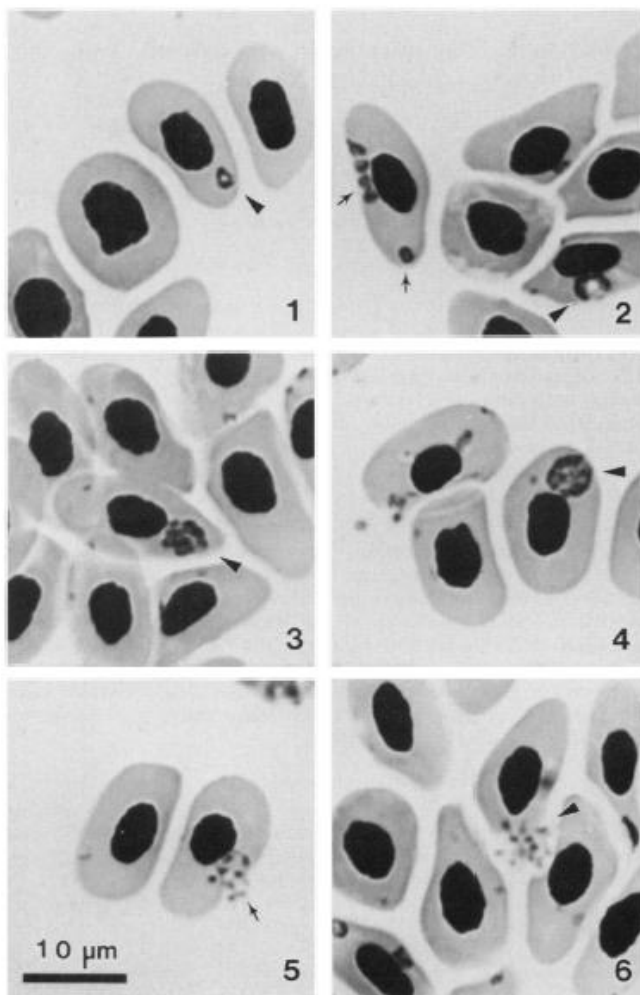


Figure 80: différents stades évolutifs de *A. pullorum* d'après Castle et Christensen 1985

Pathogénie : les érythrocytes sont infectés par endocytose. La cellule infectée relargue le parasite par exocytose. Les dommages causés par le parasite sont dus à la lyse des cellules hôtes lors de la libération des parasites.

Signes cliniques : d'apparition aigüe, on observe un abattement, de la faiblesse, de la diarrhée et de la mortalité.

Lésions : lésions d'anémie avec des tissus pâles, splénomégalie, hépatomégalie.

Répartition géographique : régions tropicales et subtropicales, dont le pourtour méditerranéen.

Diagnostic : se base sur la clinique et le frottis sanguin avec coloration de giemsa.

Cycle : le parasite est transmis par la tique *Argas persicus*, qui joue un rôle de vecteur. Le parasite se développe dans les intestins puis les glandes salivaires de la tique, quel que soit le stade d'évolution de la tique (larve, nymphe, adulte). La transmission transovariale chez la tique est rare. Lors de son repas sanguin la tique transmet *Aegyptianella pullorum* qui rentre dans un érythrocyte. Il est possible que plusieurs rickettsies pénètrent à l'intérieur d'un même érythrocyte. Il y a ensuite multiplication du parasite par scission binaire jusqu'à ce qu'il y ait

un nombre relativement important de corps initiaux dans l'érythrocyte. Il y a ensuite rupture de la membrane érythrocytaire et relargage des microorganismes qui vont envahir d'autres érythrocytes.

Epidémiologie : L'infestation est transmise par la tique *Argas persicus*. Les oiseaux infectés restent infestants pour les tiques pendant au moins 18 mois. Lorsqu'une tique saine pique un oiseau infecté elle se contamine en 5 minutes. Des oiseaux cliniquement sains après un épisode de la maladie peuvent encore être contaminants pour les tiques et rester porteur du parasite. Ce sont les oiseaux sains introduits dans un élevage où le parasite est déjà présent qui sont les plus sensibles, il peut y avoir un pic de mortalité en quelques jours.

2. *Aegyptianella moshkovskii*

[129]

Règne : Bacteria

Embranchement : Proteobacteria

Classe : Alphaproteobacteria

Ordre : Rickettsiales

Famille : Anaplasmataceae

Localisation dans l'organisme : sang (érythrocyte)

Espèces cibles : poulet, dinde, faisan, oiseaux sauvages.

Vecteur : *Argas persicus*

Description : Il existe deux formes : la forme intra-érythrocytaire et la forme extra-érythrocytaire. Cette dernière qui est observée dans les leucocytes, les monocytes et dans le plasma. Pour la forme intra-érythrocytaire, des corps initiaux aussi appelés trophozoïtes sont présents dans les érythrocytes, ils sont de petite taille (0.2-0.6 µm de diamètre). Ils peuvent grossir jusqu'à devenir des corps, mesurant 2.1 x 1.4 µm environ, de forme ovale à arrondie, et comprenant entre 4 et 6 inclusions, avant de se diviser.

Pathogénie : la forme intra-érythrocytaire entraîne une anémie sévère, de l'ictère, et de la mortalité. La période d'incubation est de 12 à 15 jours.

Signes cliniques : Anorexie, abattement, diarrhée, hyperthermie, plumes ébouriffées.

Répartition géographique : Afrique, Inde, Asie du Sud-Est, Egypte, Russie, Europe de l'Est.

Diagnostic : observation du micro-organisme sur un frottis sanguin avec une coloration de Giemsa.

Lésions : anémie, ictère, foie et rate de taille augmentée, les reins sont de couleur jaune-verte, pétéchies sur les séreuses.

Cycle : idem *Aegyptianella pullorum*

Epidémiologie : Une spirochétose est souvent associée. Les deux agents pathogènes sont transmis par la tique *Argas persicus*.

3. *Plasmodium gallinaceum*

[4], [9], [110], [112], [187], [216], [219], [272]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Aconoidasida

Famille : Plasmodiidae

Sous genre : Haemamoeba

Localisation dans l'organisme : érythrocytes, thrombocytes, leucocytes, cellules endothéliales.

Espèces cibles : poulets, pintades, canari, pingouins, mainates, autres galliformes, autres ansériformes, colombiformes, faucons, passereaux (peu sensibles).

Vecteurs : moustiques du genre *Culex sp* et *Aedes sp*, et parfois *Anopheles sp*.

Description : Dans l'érythrocyte, le trophozoïte est de forme ronde et contient une large vacuole qui pousse le cytoplasme de la cellule en périphérie. Le nucléus est situé à l'un des pôles. Les gamétocytes et les mérontes de *Plasmodium gallinaceum* peuvent être ronds, ovales ou de forme plus irrégulière. Le noyau du globule rouge parasité est rarement expulsé au moment de l'infestation, mais il peut être repoussé par *Plasmodium*. Il y a en moyenne entre 16 et 20 mérozoïtes dans un méronte.

Figure 81: Plasmodium gallinaceum dans le sang d'un poulet, d'après Saiwichai et al., 2007 ; (N) : érythrocyte normal, (SZ) : schizontes, (TZ) : trophozoïtes

Pathogénie : *Plasmodium gallinaceum* peut être hautement pathogénique notamment chez des oiseaux sains qui sont introduits en milieu infecté. La destruction des érythrocytes par les mérontes est responsable de l'anémie.

Signes cliniques : dépression, anorexie, dyspnée, léthargie, signes d'anémie (hémolytique), diarrhée, parésie, paralysie, leucocytose, lymphocytose, hémoglobinurie, mortalité.

Lésions : la carcasse de l'animal est pâle du fait de l'anémie. Les organes internes apparaissent (surtout foie, rate, cerveau, et poumons) plus foncés du fait du dépôt de pigment sanguin. On note une splénomégalie, une hépatomégalie, et des hémorragies.

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : observation directe du parasite sur un frottis sanguin avec une coloration de Giemsa. Au microscope on observe des mérontes qui renferment des mérozoïtes et des gamétocytes, avec le noyau de l'érythrocyte qui est déplacé.

Cycle : la sporogonie a lieu chez le moustique qui va injecter les sporozoïtes chez l'oiseau lors de son repas de sang. Dans les heures qui suivent les sporozoïtes se développent en schizontes avec des mérozoïtes à l'intérieur. Les mérozoïtes matures pénètrent ensuite dans les érythrocytes et se développent en trophozoïtes. Ces derniers sont de petite taille et de forme ronde à elliptique, ils présentent une grosse vacuole qui repousse le noyau du parasite au pôle opposé. Les trophozoïtes se développent ensuite en schizontes puis il y a lyse de la cellule sanguine avec relargage des schizontes qui vont pouvoir aller infecter de nouvelles cellules.

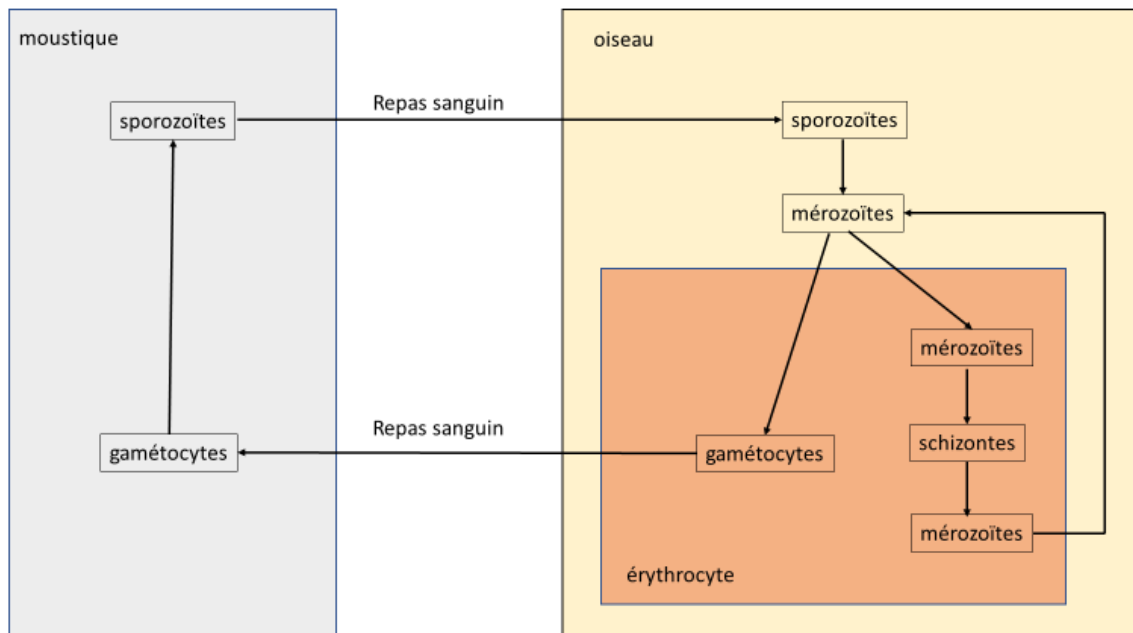


Figure 82: cycle parasitaire de *Plasmodium gallinaceum*

III. Muscle

1. *Toxoplasma gondii*

[60], [61], [147], [226], [229], [230]

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Ordre : Eucoccidiorida

Sous-ordre : Eimeriorina

Famille : Sarcocystidae

Genre : Toxoplasma

Espèces cibles : chats et autres félidés

Hôtes intermédiaires : de nombreux mammifères et oiseaux

Localisation dans l'organisme : dans de nombreux organes chez l'hôte intermédiaire.

Description : chez l'hôte définitif (chat) on trouve le parasite sous forme de schizontes, gamontes et oocystes. Les oocystes mesurent environ 11 x 13µm. Chez les hôtes intermédiaires, dont la volaille, on retrouve le parasite sous la forme de pseudo kyste à tachyzoïtes et de kyste à bradyzoïtes. Les kystes peuvent mesurer jusqu'à 100µm de diamètre.

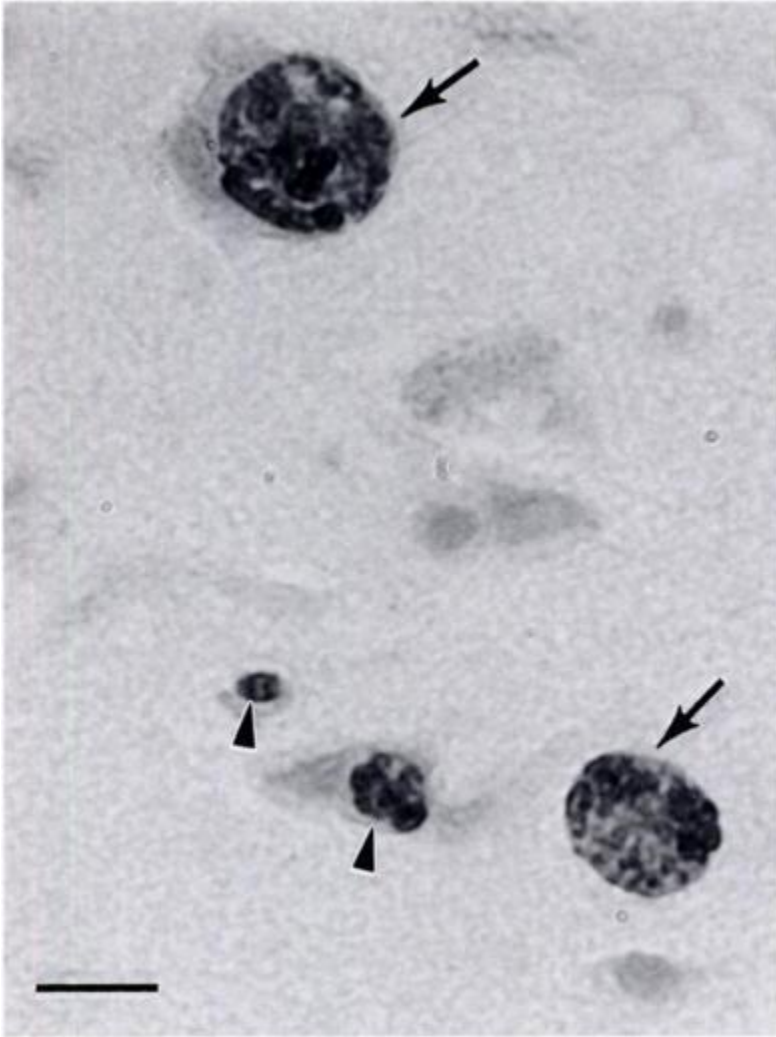


Figure 83: pseudo kystes à tachyzoïtes (flèches) et kyste à bradyzoïtes (pointe triangulaire) dans le cerveau d'un faisan d'après Dubey et al. 1994

Signes cliniques : Chez le faisan, il y a très peu de signes cliniques et un taux de mortalité faible. Chez la perdrix, la mortalité est plus élevée, il est possible d'observer des signes d'entérite.

Lésions : entérite, lésions inflammatoires au niveau du cerveau, du cœur et des poumons, lésions focales de myosite, nécrose splénique, splénomégalie, lésions hépatiques nécrotiques focales, congestion et œdème pulmonaire (Dubey et al., 1994) (Martinez-Carrasco et al., 2005).

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : difficile, recours à la PCR ou l'immunohistochimie.

Cycle : il existe 4 types de cycle possible :

- Un cycle long entre le chat et son hôte intermédiaire
- Un cycle court entre le chat et le milieu extérieur
- Un cycle d'hôte intermédiaire à hôte intermédiaire
- Un cycle en la mère et son fœtus

Le cycle long est le cycle principalement rencontré. C'est un cycle dixène. Des oocystes contenant 8 sporozoïtes sont relargués dans le milieu extérieur avec les fèces du chat. L'hôte intermédiaire se contamine en ingérant des oocystes sporulés. Les sporozoïtes passent ensuite rapidement la barrière intestinale et sont disséminés par voie sanguine dans l'organisme. Il y a ensuite, chez l'hôte intermédiaire, formation de pseudo kystes à tachyzoïtes dans de nombreuses parties du corps (poumons, muscles, cœur, etc.). Il y a alors multiplication asexuée du parasite jusqu'à la rupture de la cellule qui libère de nouveaux tachyzoïtes qui vont infecter d'autres cellules. Ensuite les pseudo kystes peuvent évoluer en kystes à bradyzoïtes que l'on retrouve à l'intérieur des cellules des muscles, de l'encéphale, du globe oculaire, etc. Lors d'un repas carné, le chat se contamine en ingérant des kystes à bradyzoïtes qui vont devenir des mérozoïtes puis des gamétocytes et qui formeront ensuite de nouveaux oocystes à sporozoïtes.

Un chat peut aussi se contaminer en ingérant des oocystes dans le milieu extérieur provenant d'un autre chat, c'est le cycle court, monoxène.

Un hôte intermédiaire peut se contaminer en ingérant des kystes à bradyzoïtes provenant de tissus d'un autre hôte intermédiaire. Les sporozoïtes vont être libérés dans l'intestin, le parasite va se multiplier et former de nouveaux kystes chez le nouvel hôte intermédiaire.

Il existe aussi une toxoplasmose congénitale, avec une transmission de la mère au fœtus pendant la gestation. Ce type de contamination peut survenir chez les hôtes intermédiaires, dont l'homme. Cette contamination est possible lorsque la mère se contamine pour la première fois pendant la grossesse. Le passage des kystes toxoplasmiques au fœtus peut avoir des conséquences graves : malformation etc.

Epidémiologie : les muscles représentent la principale voie de contamination. Attention, ce parasite est zoonotique, il peut être responsable de décès chez les personnes immunodéprimées, notamment celles atteintes du SIDA. Un chat ne peut faire qu'une seule toxoplasmose dans sa vie. Il arrive un moment où le système immunitaire de l'hôte parvient à stopper l'infestation, et seuls les kystes à bradyzoïtes survivent.

Le faisan et la perdrix sont relativement résistants à la toxoplasmose par rapport à d'autres mammifères (moutons etc.). Cependant le faisan semble moins sensible à la toxoplasmose que d'autres oiseaux (canard, oie, poulet, dinde, pintade) (Smitch et al., 1965) ; et la perdrix semble plus sensible à la toxoplasmose que certains autres oiseaux (pintade, dinde, poulet) (Sedlak et al., 2000).

IV. Appareil respiratoire

Les parasites de l'appareil respiratoire sont le nématode *Syngamus trachea* et le champignon *Aspergillus sp.*

1. *Syngamus trachea*

[7], [9], [36], [81], [82], [83], [84], [90], [119], [188]

Embranchement : Nématelminthes

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Super famille : Strongyloidea

Localisation dans l'organisme : trachée et poumons

Espèces cibles : Poulet, faisan, perdrix, pintade, pigeon, dinde, oiseaux sauvages tels que corbeau, pie, étourneau, merle.

Description : Le mâle et la femelle forment un « Y », ils sont en accouplement permanent. Le mâle forme la petite branche du « Y » et mesure entre 2 et 6mm, la femelle forme la grande branche du « Y » et mesure entre 10 et 50mm. La taille du parasite est corrélée à la densité du parasitaire : plus la densité parasitaire est élevée plus les vers sont de petites tailles. Cet effet de corrélation de la taille du parasite à la densité parasitaire est visible dès 4 syngames par oiseau chez le faisan. De même les syngames auront une taille moyenne plus petite si la trachée présente des nodules d'hyperplasie, (Gethings et al., 2016). Le mâle est fixé par son extrémité postérieure dans la muqueuse de la trachée. Ce sont des vers hématophages à tous les stades, d'où leur couleur rouge vif. Le mâle vient s'attacher au niveau de la vulve au premier tiers de la partie antérieure du corps de la femelle grâce à deux spicules longs et pointus situés à son extrémité postérieure. On note la présence d'une large capsule buccale, en forme de cupule avec un dizaine de petites dents pointues à la base, et avec une bordure antérieure épaissie et divisée en 6 rameaux. Les œufs sont de forme ellipsoïdale et mesurent (70-100) x (43-46) μm . Ils ont une coque épaisse et possèdent un opercule à chaque extrémité. A l'intérieur on trouve une morula qui est constitué de 8 à 16 blastomères.



Figure 84: *Syngamus trachea* adulte



Figure 85: Syngamus trachea observée dans une trachée d'oiseaux



Figure 86: extrémité antérieure de Syngamus trachea



Figure 87: extrémité antérieure femelle de *Syngamus trachea*



Figure 88 : extrémité antérieure de femelle de *Syngamus trachea*

Pathogénie : Les jeunes sont plus sensibles aux syngamoses. Les infestations majeures provoquent de l'emphysème, œdème et entraîne une pneumonie et la mort de l'animal. En cas d'infestation moins importante, les vers entraînent une trachéite hémorragique, avec une surproduction de mucus qui peut entraîner une obstruction partielle des voies respiratoires et des difficultés respiratoires.

Signes cliniques : abattement, toux, dyspnée, détresse respiratoire, asphyxie, gaspe, et mort. Anémie et émaciation en cas d'infestation moins importante.

Répartition géographique : mondiale



Figure 89: extrémité postérieure de la femelle de *Syngamus trachea*

Diagnostic : détresse respiratoire, œufs retrouvés à la coproscopie, présence de mucus en quantité importante et de vers rouge fixés dans la trachée à l'autopsie.

Cycle : La période prépatente est de 15-20 jours. Les œufs sont pondus par les adultes et accompagnent le mucus qui remonte de la trachée pour être dégluti puis émis dans le milieu extérieur via les fèces. Le développement de la larve est favorisé par une température de 25°C environ, la présence d'oxygène et l'humidité. La larve se développe jusqu' au stade 3 dans l'œuf et devient infestante en 10 à 15 jours. La larve 3 est ensuite ingérée

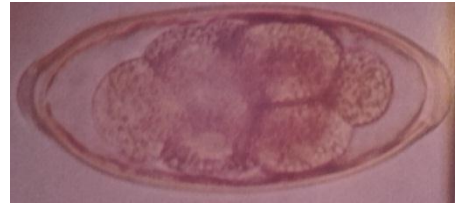


Figure 91 : œuf de *Syngamus trachea* avec blastomères

par l'oiseaux soit lorsqu'elle est encore dans l'œuf ou sous forme libre dans l'environnement (faible résistance), ou via un hôte paraténique chez qui elle peut persister plusieurs années. L'hôte paraténique peut être le vers de terre *Eisenia foetida* (« vers du fumier »), ou un mollusque (limace, escargot), ou un arthropode (mouche, scolopendre). La larve 3 migre par voie sanguine du tube digestif jusque dans les alvéoles en passant par le foie et le cœur. Dans les alvéoles pulmonaires les larves évoluent au stade 4 qui

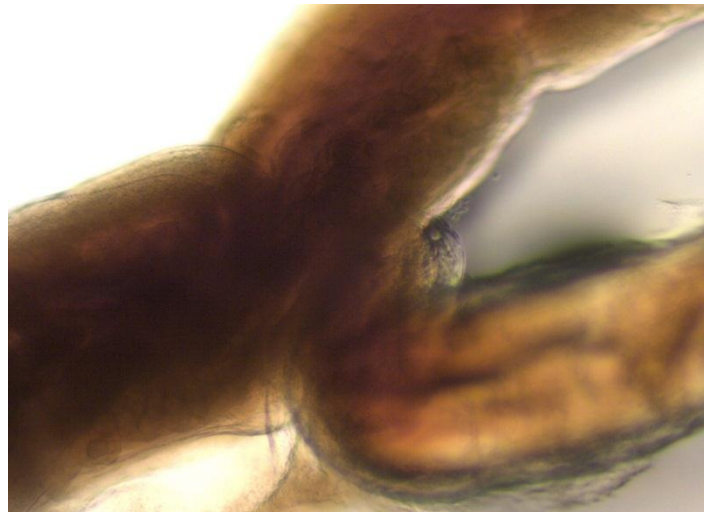


Figure 90: région d'attache entre le mâle et la femelle

remontent dans les bronches ou elle muent en adulte pré-matures. Puis les adultes pré-matures remonte ensuite dans la trachée et atteigne leur maturité au bout de 10 à 12 jours.

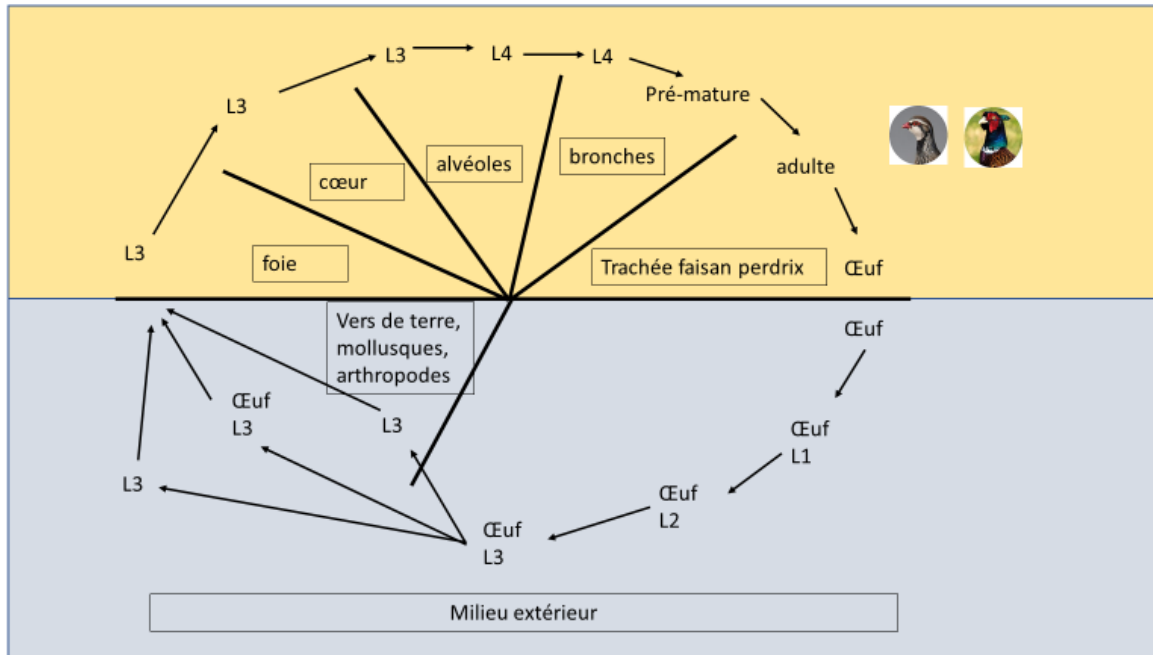


Figure 92: cycle *Syngamus trachea*

Epidémiologie : Les œufs peuvent persister jusqu'à 9 mois dans l'environnement. Les L3 peuvent persister jusqu'à 4 ans dans un hôte paraténique qui joue un rôle épidémiologique important dans les élevages avec des parcours extérieurs. La contamination d'un élevage peut se faire par l'émission de fèces par des oiseaux sauvages (corbeaux merles, pies, étourneaux), qui contaminent l'élevage et les hôtes paraténique présents. Les syngamoses sont plus fréquentes en été lorsque les vers de terre sont actifs. Passé l'âge de 2-3 mois les oiseaux deviennent plus résistant à l'infestation. Il existe une immunité partielle lors de ré-infestation. Dans les élevages, le placement des nourrisseurs, abreuvoirs, la nature du sol (température, humidité), la durée d'utilisation du parc/volière, et la densité d'oiseau influencent fortement l'épidémiologie (Gethings et al., 2015). *Syngamus trachea* infeste rarement des ansériformes.

2. *Aspergillus fumigatus*

[10], [22], [72], [133], [181], [186], [260],

Règne : Fungi

Embranchement : Ascomycota

Classe : Eurotiomycètes

Ordre : Eurotiales

Famille : Trichocomaceae

Localisation dans l'organisme : différents organes peuvent être atteints, mais principalement l'arbre respiratoire.

Espèces cibles : oiseaux et mammifères dont l'Homme.

Description : c'est un champignon filamenteux à mycélium cloisonné.

- Dans les tissus profonds, le champignon se présente sous la forme de filaments septés de calibre régulier et à ramifications régulières dichotomiques (= en forme de « Y »).
- Au niveau des tissus aérés, on observe la formation de têtes aspergillaires avec des phialoconidies qui prennent l'aspect de lésions exsudatives verdâtres macroscopiquement (aussi appelée « gazon mycélien »).
- En culture on observe une croissance de type moisissure de couleur verdâtre à noirâtre.

Pathogénie : *Aspergillus fumigatus* est un parasite facultatif. C'est un parasite saprophyte. Les oiseaux se contaminent en ingérant les moisissures, ou par voie respiratoire. Dans les élevages, les moisissures se trouvent principalement dans la litière (surtout la litière à base de paille), ou dans les aliments. Les oiseaux très jeunes (dans les 10 premiers jours de vie) sont les plus sensibles, la morbidité et la mortalité peuvent être élevées. L'issue est généralement fatale en 24 à 48h.

Dans les élevages de reproducteur au sol, il y a possibilité que l'œuf soit contaminé au sol, ce qui peut entraîner la mort de l'embryon ou les oisillons meurt à l'éclosion.

Chez les adultes, la morbidité et la mortalité sont très faible.

Signes cliniques : lors de forme aiguë on observe : abattement, dyspnée, diarrhée, mortalité chez des oisillons. Il existe une forme d'aspergillose chronique avec des signes respiratoires, de la diarrhée, parfois de la périostite, plus rarement une atteinte de la moelle épinière avec de la paralysie des membres (Barnett et al., 2011). Il est possible d'observer des convulsions en fin d'évolution.

Chez les adultes on observe de l'hyperthermie (jusqu'à 43°C), des difficultés respiratoires, de la diarrhée, parfois des boiteries, puis l'animal finit par devenir cachectique. La mort survient en 8 à 10 jours, parfois lors de forme chronique avec des signes cliniques atténués la mort survient au bout d'un à deux mois environ.

Répartition géographique : mondiale

Lésions : Il est possible de trouver des lésions nodulaires blanchâtre de 2 à 10 mm de diamètre sur l'ensemble de la carcasse (cavité abdominale, reins, ...), cependant on trouve ce genre de lésions principalement au niveau de l'appareil respiratoire. Le poumon peut prendre un aspect dit « pseudo tuberculeux ». Lors d'atteinte osseuse, les os sont déformés avec des lésions de périostite.

Il est possible aussi de trouver des lésions exsudatives verdâtre principalement au niveau des sacs aériens. Lors d'aspergillose généralisée on peut observer des pétéchies et des hémorragies sur l'ensemble de la carcasse.



Figure 93: aspergillose trachéale chez une perdrix grise (photo : service autopsie de Labovet conseil Les Herbiers)

Diagnostic : difficile à établir en ante-mortem. En microscopie optique on peut observer les filaments mycéliens après un raclage des nodules blanchâtres. Sinon il est possible aussi de réaliser une culture du champignon avec un milieu de Sabouraud.

Pronostic : sombre surtout chez les oisillons

Cycle : le champignon se réplique de manière asexuée chez l'animal et dans le milieu extérieur. Dans le milieu extérieur et en culture sous certaines conditions le champignon peut se reproduire de façon sexuée. La reproduction sexuée est rare.

Epidémiologie : chez les oiseaux, d'autres espèces de champignons peuvent être responsables d'aspergillose comme *Aspergillus flavus*, *Aspergillus nidulans*, *Aspergillus niger* et *Aspergillus terreus*. Cependant *Aspergillus fumigatus* est de loin l'espèce la plus fréquemment rencontrée.

V. Tissus conjonctifs

1. *Mesocestoides lineatus*

[146], [154]

Aussi appelé *Dithyridium variable*, *Tetrathyridium bailetti*, *Tetrathyridium elongatum*

Embranchement : Plathelminthes

Classe : Cestoda

Famille : Mesocestoididae

Localisation dans l'organisme : intestin grêle chez l'hôte définitif. Cavité abdominale, tissus sous conjonctifs, foie, poumons chez le deuxième hôte intermédiaire (dont faisan, perdrix).

Hôtes définitifs : Chien, chat, renard, vison et autres carnivores sauvages.

Hôtes intermédiaires :

- Hôte intermédiaire 1 : arthropodes : coléoptères et acariens oribates.
- Hôte intermédiaire 2 : vertébrés : oiseaux, amphibiens, reptiles, petits mammifères : chien, renard, chat, rongeur, ...

Description : le cestode adulte mesure entre 0.3 et 2.5m de long avec une largeur maximale de 3mm. Le scolex est inerme, il possède quatre ventouses ovales. Le strobile est fin et étroit. Les segments ovigères matures sont plus long que large (4-6 x 3 mm), ils contiennent les organes reproducteurs mâles et femelles. Chaque segment ovigère possède un pore génital qui s'ouvre dans la partie médio-ventrale du segment. L'ovaire et les glandes vitellogènes sont bilobés. Chaque segment ovigère comprend de nombreux testicules. Lors de leur maturation les œufs passent de l'utérus à un organe parutérin visible de 400 à 600 µm de diamètre qui est une poche à paroi épaisse remplie d'œufs, sombre, ovoïde en région sub-médiane du segment.

Les œufs mesurent (40-60) x (35-45) µm, ils sont de forme subsphérique, ils possèdent un embryon hexacanche (= oncosphères), et leur paroi est mince et lisse.

Chez le deuxième hôte intermédiaire le parasite est sous la forme d'une larve cysticercoïde. On peut distinguer le scolex avec les quatre ventouses dans la partie antérieure de la larve. La larve mesure environ 1mm de diamètre.



Figure 94: proglottis de *M.lineatus* d'après Service de parasitologie de Vetagro-sup

Pathogénie : L'adulte se fixe à la paroi intestinale des hôtes définitifs (chien, chat, renard) par son scolex. C'est un parasite chymivore, il est faiblement pathogène, il exerce une action irritative modérée, son action spoliatrice est négligeable. Il est souvent associé à d'autres parasites plus pathogènes. Chez les hôtes intermédiaires, la larve est peu ou pas pathogène.

Signes cliniques : pas de signe clinique apparent, l'infestation est subclinique chez les hôtes définitifs et intermédiaires.

Répartition géographique : Europe, Asie, Amérique du Nord.

Lésions : pas de lésion macroscopique visible.

Cycle : La période prépatente est de 3 semaines. Le cycle est trixène. L'hôte définitif émet des segments ovigères dans ses fèces. Les segments ovigères sont lysés dans le milieu extérieur et les œufs sont libérés. Le premier hôte intermédiaire ingère les œufs. A l'intérieur de celui-ci se développe une larve cysticercoïde. Ensuite le second hôte intermédiaire ingère le premier. Chez ce deuxième hôte intermédiaire, une larve appelée *Tétrathyridium sp* ou *dithyridium sp* se développe dans la cavité abdominale, ou dans les tissus sous conjonctifs ; et y reste encapsulée. Enfin l'hôte définitif ingère le second hôte intermédiaire et il y a un développement direct du parasite dans l'intestin grêle du carnivore.

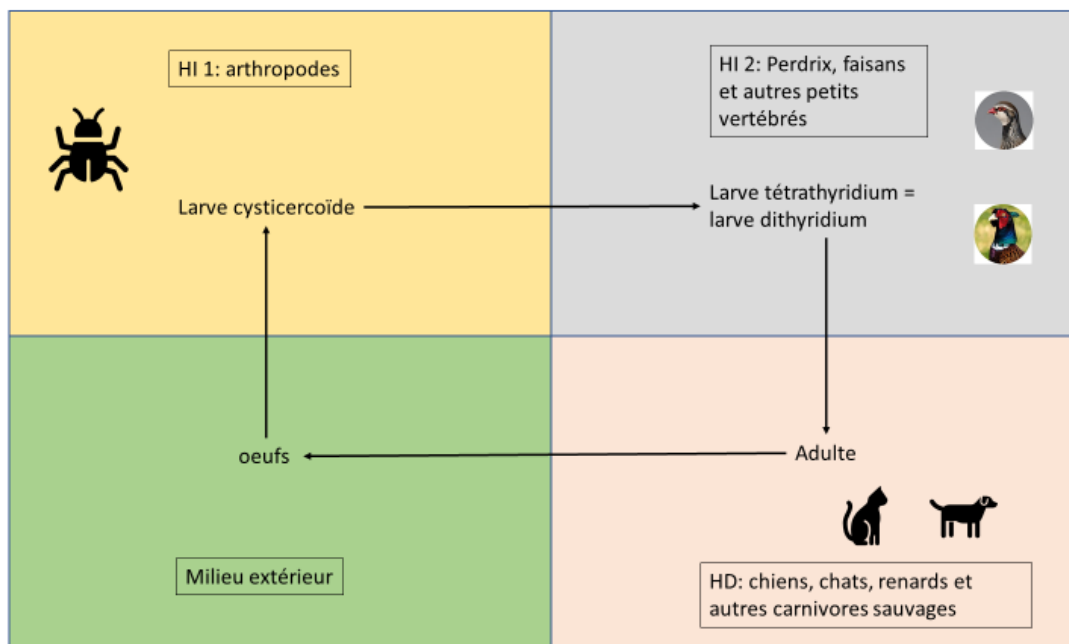


Figure 95: cycle de *Mesocostoides lineatus*

VI. Peau et plumage

[54], [58], [124], [126], [156], [190], [200], [256]

Au niveau des plumes et de la peau on retrouve plusieurs grands groupes de parasites externes. On rencontre tout d'abord des insectes représentés par de nombreux genres de poux, des puces (*Ceratophyllus sp*) et des punaises (*Cimex sp*). Ensuite on peut rencontrer des acariens représentés par *Dermanyssus gallinae*, *Ornithonyssus sylviarum*, plusieurs agents de gale, des aoûtats (larve de *Trombicula autumnalis*), des tiques (*Argas sp*). Enfin il est possible d'avoir le champignon *Candida albicans* au niveau cutané.

A. Les poux

[5], [6], [19], [23], [38], [39], [40], [52], [66], [69], [100], [106], [111], [158], [164], [177], [184], [194], [199], [203], [207], [208], [227], [228], [235], [239], [248]

Les poux évoqués ci-dessous appartiennent tous à l'ordre des Phtiraptères. On distingue deux sous-ordres :

- Les Anoploures : ces sont des poux hématophages, leur tête est plus étroite que leur thorax. Ils possèdent des pièces buccales de type piqueur.
- Les Mallophages : ce sont des poux broyeurs, non hématophages ; ce sont ceux que l'on retrouve principalement chez le faisan et la perdrix. Ils se nourrissent de débris cutanés grâce à leurs pièces buccales de type broyeur.

Les mallophages retrouvés chez le gibier à plumes sont : *Menacanthus sp*, *Amyrsidea sp*, *Goniocotes sp*, *Goniodes sp*, *Lagopoecus sp*, et *Menopon sp*.

1. *Menacanthus stramineus*

[16], [24], [28], [53], [85], [167], [237]

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Phthiraptera

Sous ordre : Amblycera

Famille : Menoponidae

Localisation dans l'organisme : plumes et surface de la peau.

Espèces cibles : Poulet, faisan, caille, canari, pintade, paon.

Description : le mâle mesure environ 2.8mm de long et la femelle 3.3mm de long. Le corps est allongé et jaunâtre. L'extrémité postérieure est arrondie. La tête est de forme triangulaire et armée de deux processus épineux. Les palpes maxillaires sont formés de quatre segments. Les antennes sont en forme de massue et principalement cachées sous la tête. L'abdomen présente deux rangées de soies dorsales sur chaque segment. Les trois paires de pattes sont courtes, et les tarses sont munis d'une paire de griffes. Les œufs présentent des filaments caractéristiques sur la partie antérieure de la coque et l'opercule. Ils sont déposés à la base des plumes. Ils mesurent (380-490) x (810-920) µm (Stockdale, 1964). Les deux premiers stades nymphaux ne possèdent qu'une rangée de soie et le troisième stade nymphal possède deux rangées de soies comme les adultes.



Figure 96: *Menacanthus stramineus* femelle d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

Pathogénie : *Menacanthus stramineus* est très pathogène, et peut aller jusqu'à entraîner la mort de l'animal infesté. Il pond ses œufs en grappes à la base des plumes. Les nymphes et les adultes vivent dans les plumes et à la surface de la peau où ils se nourrissent de débris cellulaires. L'infestation provoque une irritation sévère, de l'inflammation au niveau de la peau, plus particulièrement au niveau du bas ventre et chez les jeunes au niveau de la tête et de la gorge. *Menacanthus stramineus* n'est pas hématophage en temps normal mais en broyant la peau avec ses pièces buccales il peut faire saigner l'animal et ingérer le sang. Les oiseaux sont abattus et n'assimilent pas bien leurs aliments, ce qui entraîne une diminution du poids et peut entraîner la mort.

Répartition géographique : mondiale

Cycle : le cycle a lieu entièrement sur l'hôte. Les œufs pondus par la femelle éclosent en 5 à 6 jours dans les conditions optimales (température de 35°C et 95% d'humidité (Stockdale 1964)). Les stades nymphaux, au nombre de trois, durent trois jours chacun environ. Les adultes peuvent vivre jusqu'à 30 jours.

Epidémiologie : *Menacanthus stramineus* est transmis par contact direct entre oiseaux. La maladie est plutôt retrouvée chez des oiseaux élevés en cage. Le parasite est retrouvé au niveau du bas ventre, du poitrail et des cuisses, lors d'infestation importante sous les ailes et parfois d'autres parties du corps. *Menacanthus stramineus* peut être porteur du virus de l'encéphalite de l'Est, mais il n'est pas considéré comme un vecteur important.

2. *Menopon gallinae*

[28], [67], [222]

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Phthiraptera

Sous ordre : Amblycera

Famille : Menoponidae

Localisation dans l'organisme : sur les plumes principalement, rarement sur la peau.

Espèces cibles : Poulet, dinde, canard, pintade, faisan.

Description : petits poux jaunâtres qui mesurent environ 2mm de long avec le mâle un peu plus court que la femelle. La tête a une forme plutôt triangulaire avec la partie antérieure arrondie. Les antennes et les palpes sont de petite taille. Les antennes possèdent quatre segments. Les angulations temporales sont arrondies. Le thorax est aussi long que la tête. Le ptérothorax est court et épais. L'abdomen est ovalaire. Chez la femelle, il est effilé et comporte un amas de soies dans sa portion postérieure ; tandis qu'il est plus arrondi chez les mâles. Sur la face dorsale du parasite, on trouve de nombreuses soies de petite à moyenne taille. Les pattes possèdent aussi de nombreuses soies. Le tibia est plus long que le fémur.

La nymphe de stade 1 est allongée et de couleur blanchâtre. Elle mesure environ 0.8-0.84mm de long et 0.3-0.36mm de large. La tête est globalement triangulaire avec l'extrémité antérieure arrondie.

L'abdomen est de forme ovalaire avec une largeur maximale atteinte au niveau du quatrième segment, la longueur des différents segments abdominaux est quasiment égale.

La nymphe de stade 2 est aussi allongée et est de couleur jaune pâle. Elle mesure entre 0.91 et 0.95mm de long et 0.4-0.46mm de large. L'abdomen est allongé et elliptique avec une largeur maximale atteinte au niveau du quatrième segment. Les différents segments abdominaux sont de longueurs inégales.

La nymphe de stade 3 est de couleur jaunâtre, elle possède des zones plus sombre, brunâtre, situées latéralement sur le thorax et l'abdomen. Elle est globalement plus foncée que la nymphe de stade 2. Elle mesure environ 1.5-1.55mm de long et 0.60-0.64mm de large. L'abdomen est allongé et elliptique avec une largeur maximale atteinte au niveau du troisième segment.



Figure 97: *Menopon gallinae* femelle d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

Pathogénie : ce pou est peu pathogène. Il vit principalement sur les plumes et se nourrit de barbes de plumes. Il n'est pas retrouvé chez les jeunes car leur plumage n'est souvent pas suffisamment développé. Le parasite est retrouvé principalement au niveau des cuisses et du poitrail.

Epidémiologie : Sa survie dans le milieu extérieur est faible, mais cependant plus longue que celle des autres poux retrouvés sur la volaille.

Répartition géographique : mondiale

Cycle : les œufs sont déposés à la base des plumes. Le cycle a lieu entièrement sur l'hôte. Il y a trois stades nymphaux.

D'autres espèces du genre *Menopon* ont été décrites chez le gibier à plumes :

- *Menopon pallescens* a été retrouvé chez le faisan (*Phasianus colchicus*), la perdrix rouge (*Alectoris rufa*) et la perdrix grise (*Perdix perdix*). Il se distingue par un thorax de même longueur que la tête environ. Le thorax est bordé de soies. Au niveau de l'abdomen le quatrième segment est court et arrondi.
- *Menopon fulvomaculatum* a été retrouvé chez le faisan (*Phasianus colchicus*). Il se distingue par un thorax un peu plus court que la tête, il présente deux soies et une petite épine sur son prothorax ; ainsi qu'une soie et deux petites épines sur son méthathorax.



Figure 99: *Menopon pallescens* mâle sur un faisan, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup



Figure 98: *Menopon pallescens* femelle sur un faisan, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup



Figure 100: *M. fulvomaculatum* chez un faisan, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

3. *Amyrsidea perdicis*

[9], [68], [90], [223]

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Phthiraptera

Sous ordre : Amblycera

Famille : Menoponidae

Espèce cible : perdrix

Description : le parasite est jaunâtre. Le prothorax est un tout petit peu moins large que la tête et de forme subelliptique. Les pattes sont longues et fines. L'abdomen est large et ovalaire, arrondi postérieurement. Le mâle mesure 1.97-2.22 mm de long et la femelle, plus grande, mesure 2.04-2.58mm de long. La tête est large de forme semi-lunaire et mesure 0.5-0.65 mm de large pour le mâle et 0.62-0.70 mm pour la femelle. La largeur du prothorax est de 0.43-0.53mm pour le mâle et 0.43-0.54 mm pour la femelle. Dans la partie médiale de chaque segment abdominal on trouve une série de soies dirigée en arrière et sur la partie latérale on trouve un groupe de petites soies dirigé en avant et en arrière



Figure 101: *Amyrsidea perdicis* d'après Denny 1842

Pathogénie : L'infestation provoque une irritation sévère et de l'inflammation au niveau de la peau.

Répartition géographique : Europe, Amérique du Nord, Afrique.

Cycle : le cycle a lieu entièrement sur l'hôte. Une fois que les œufs ont éclos, le parasite doit passer par trois stades nymphaux avant de devenir adulte.

4. *Goniocotes* sp

[28], [90]

Classe : Insecta

Ordre : Phthiraptera

Sous-ordre : Ischnocera

Famille : Philopteridae

Espèces cibles : poulet, faisan

Description : le corps est large et aplati, de couleur jaune pâle. Le parasite mesure entre 0.7 et 1.5mm de long avec la femelle plus grande que le mâle, c'est le plus petit pou rencontré chez les volailles. La tête est large, trapézoïdale avec sa partie antérieure arrondie. Les antennes sont composées de cinq articles, celles de la femelle sont légèrement plus courtes que celles du mâle. Deux longues soies partent au niveau des angles temporaux. Le prothorax est petit et étroit. Le dernier segment de l'abdomen est arrondi. Au niveau médian de l'abdomen, il y a une rangée de soies de part et d'autre de la ligne médiane chez la femelle et une paire de soies de part et d'autre de la ligne médiane chez le mâle. La troisième paire de pattes est deux fois plus petite que la première paire. On note la présence d'une paire de griffes au niveau du tarse sur chaque patte.



Figure 102: *Goniocotes* sp femelle adulte d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

Pathogénie : le parasite est principalement retrouvé au niveau du dos, de l'abdomen et vers le cloaque. C'est un parasite peu pathogène. En cas d'infestation massive on peut avoir des oiseaux fatigués, une diminution du gain de poids, un plumage altéré, voire une anémie.

Répartition géographique : mondiale

D'autres espèces du genre *Goniocotes* ont été répertoriées sur le gibier à plumes avec :

- *Goniocotes microthorax* chez la perdrix choukar (*Alectoris chukar*), la perdrix bartavelle (*Alectoris graeca*), et la perdrix grise (*Perdix perdix*).



- *Goniocotes alatus* chez la perdrix choukar (*Alectoris chukar*)
- *Goniocotes pusillus* chez la perdrix choukar (*Alectoris chukar*)
- *Goniocotes obscurus* chez la perdrix rouge (*Alectoris rufa*)
- *Goniocotes simillimus* chez la perdrix grise (*Perdix perdix*)
- *Goniocotes chysocephalus* chez le faisan de colchide (*Phasianus colchicus*)
- *Goniocotes reticulatus* chez le faisan versicolore (*Phasianus versicolor*)

Figure 103: *Goniocotes* sp mâle adulte d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

5. *Goniodes gigas*

[15], [262]

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Phthiraptera

Sous ordre : Ischnocera

Famille : Philopteridae

Localisation dans l'organisme : peau et plumes.

Espèces cibles : poulet, faisan, pintade.

Description : c'est un pou large et brunâtre de grande taille, qui mesure 3 à 4 mm pour les mâles et 5 mm pour les femelles. La tête est large, avec des angulations temporales marquées portant 3 soies chacune. La tête comporte deux grosses soies, qui se projettent de chaque côté de la surface dorsale. Les antennes sont formées de 5 segments, les antennes du mâle sont légèrement plus grandes. Chaque tarse est muni d'une paire de griffes. Le prothorax est de petite taille avec des angles lissés. Le métathorax est aussi large que la tête avec des bordures latérales arrondies. L'abdomen est large ovale et aplati, surtout chez le mâle. Sur la face dorsale au niveau médian on trouve de nombreuses soies. Le dernier segment abdominal forme une protubérance chez le mâle et est arrondi chez la femelle.

Répartition géographique : mondiale mais plus souvent rencontré en régions tropicales.



Figure 104: *Goniodes* sp mâle chez un faisan, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup



Figure 105: *Goniodes* sp femelle chez un faisan, d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.

Pathogénie : le parasite est peu pathogène et est retrouvé principalement au niveau du dos, du poitrail et de l'abdomen.

Cycle : un cycle complet s'effectue sur l'hôte et dure un mois environ. La femelle pond des œufs qui éclosent en 4 à 7 jours. Il y a trois stades nymphaux qui se déroulent en 2 à 3 semaines, avant de donner l'adulte. Les mâles peuvent vivre jusqu'à 19 jours et les femelles jusqu'à 24 jours.

Le cycle s'effectue entièrement sur l'hôte. L'adulte et la nymphe se nourrissent de débris cellulaires provenant de la plume. La durée de vie d'un adulte est d'environ un mois. Les œufs sont blanchâtres, operculés et collés sur les plumes. Ils sont visibles à l'œil nu.

D'autres espèces du genre *Gonoides* ont été décrites chez le gibier à plumes avec :

- *Gonoides dispar* chez la perdrix rouge (*Alectoris rufa*), la perdrix bartavelle (*Alectoris graeca*), la perdrix choukar (*Alectoris chukar*) et la perdrix grise (*Perdix perdix*)
- *Gonoides truncatus* chez la perdrix rouge (*Alectoris rufa*)
- *Gonoides flaviceps* chez la perdrix rouge (*Alectoris rufa*)
- *Gonoides breviantennatus* chez la perdrix choukar (*Alectoris chukar*)
- *Gonoides graeca* chez la perdrix bartavelle (*Alectoris graeca*)
- *Gonoides cypricus* chez la perdrix choukar (*Alectoris chukar*)
- *Gonoides colchici* chez le faisan (*Phasianus colchicus*)
- *Gonoides capitatus* chez le faisan (*Phasianus colchicus*)

6. *Lipeurus maculosus*

[9], [15], [16], [90], [264], [265]

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Phthiraptera

Sous ordre : Ischnocera

Famille : Philopteridae

Espèces cibles : faisan, perdrix

Description : le corps est allongé. La tête est arrondie dans sa portion antérieure, elle est plus longue que large, les angulations temporales sont arrondies. Chez le mâle, en région temporale, on note une zone de diminution de la largeur de la tête par rapport à la largeur de la tête au niveau des antennes ; tandis que chez la femelle la largeur de la tête en région temporale est plus importante que celle au niveau des antennes. Les antennes ont 5 articles. Chez le mâle le premier article est plus long que tous les autres réunis ; les antennes de la femelle sont filiformes. Le prothorax est environ deux fois moins long que le ptérothorax. Il n'y a pas de soies sur la partie latérale du prothorax. La suture entre le mésothorax et le métathorax pour former le ptérothorax est visible. L'abdomen est allongé, celui du mâle est moins large que celui de la femelle. On note la présence de quelques soies sur la partie latérale de l'abdomen. Le dernier segment abdominal de la femelle est légèrement bilobé et plus arrondi que celui du mâle. Chez le mâle on trouve un groupe de soies sur la partie ventrale du huitième segment abdominal. Les pattes I sont trois fois plus petites que les pattes III. L'extrémité des pattes est munie d'une paire de griffes.



Figure 106: *Lipeurus sp* chez la galloperdrix rouge d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

Pathogénie : peu pathogène. Lors d'infestation massive on peut observer une baisse de l'état général.

Cycle : se déroule sur l'hôte. Les œufs sont pondus en 4 à 7 jours. Il y a trois stades nymphaux avant de devenir adulte. Le cycle dure environ 1 mois.

Une autre espèce du genre *Lipeurus* a été observée chez le faisan (*Phasianus colchicus*), il s'agit de *Lipeurus caponis*.

7. *Cuclotogaster heterographus*

[15], [28]

Classe : Insecta

Ordre : Phthiraptera

Sous-ordre : Ischnocera

Famille : Philopteridae

Localisation dans l'organisme : sur la tête à proximité de la peau, parfois dans le cou.

Espèce cible : perdrix, faisan, poulet, et autres volailles.

Description : Le corps est ovalaire plus ou moins allongé et de couleur grisâtre à jaunâtre. Il mesure environ 2.5mm de long. La tête est plus longue que large, elle est arrondie antérieurement. Les antennes possèdent cinq articles ; elles sont très différentes entre les deux sexes : chez les mâles le premier article des antennes est long et large, le troisième article possède un appendice, tandis que chez la femelle les antennes sont filiformes. Il y a trois longues soies qui partent de la surface dorsale de la tête. L'abdomen de la femelle est allongé tandis que celui du mâle est plus large et plus arrondi. Les pattes I sont trois fois plus petites que les pattes III.

La nymphe de stade 1 mesure 0.98-1.22 mm de long et 0.35-0.41 mm de large, elle est jaunâtre semi-transparente, ses segments abdominaux ne sont pas bien identifiables. Les pièces buccales sont déjà bien développées. Elles possèdent de longues soies latéralement sur l'abdomen. La nymphe de stade 2 mesurent 1.36-1.56mm de long et 0.44-0.49mm de large. La nymphe de stade 3 mesure 2.05-2.26mm de long et 0.68-0.88 mm de large. Ses segments abdominaux sont bien démarqués. Les différents stades nymphaux sont de plus en plus sclérotinisés.



Figure 107: *Cuclotogaster* sp femelle chez une perdrix d'après service de parasitologie de Vetagro-sup.

Pathogénie : surtout pathogène pour les jeunes oiseaux, ces poux se nourrissent de débris tissulaires. Ils entraînent une détérioration du plumage, de l'affaiblissement, une perte de poids. Parfois on peut observer de la mortalité.

Cycle : les œufs sont déposés sur les plumes. Ils éclosent en 4 à 5 jours et donne une nymphe de couleur claire. Il y a trois stades nymphaux, le premier dure entre 6 et 14 jours, le second entre 8 et 14 jours et le troisième entre 11 et 14 jours. Ensuite le dernier stade nymphal mue rapidement en adulte. La larve devient adulte en 20 à 40 jours.

Répartition géographique : mondiale

Epidémiologie : retrouvé surtout chez les jeunes, puis quand leur plumage est bien développé le niveau d'infestation diminue. Ensuite chez des oiseaux plus âgés le nombre de parasites peut réaugmenter. La transmission est directe entre oiseaux.

Une autre espèce du genre *Cuclotogaster* a été décrite, il s'agit de :

- *Cuclotogaster obscurior* : chez la perdrix rouge (*Alectoris rufa*) et chez la perdrix bartavelle (*Alectoris graeca*)
- *Cuclotogaster heterogrammivus* chez la perdrix grise (*Perdix Perdix*)

8. *Lagopoecus colchicus*

[8], [64], [65]

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Phthiraptera

Sous ordre : Ischnocera

Famille : Philopteridae

Espèce cibles : faisan

Description : la longueur du corps est de 1.4-1.7mm environ. La tête est petite et large, arrondie antérieurement et mesure (0.45-0.53) x (0.40-0.48) mm. Les angulations temporales sont arrondies, avec trois petites soies et une longue soie qui en partent. Les antennes possèdent 5 articles et sont filiformes. Le prothorax est petit et mince avec une soie de chaque côté, dans sa portion postérieure. L'abdomen est ovale et large, celui du mâle est un peu plus petit que celui de la femelle. L'abdomen possède des zones brunâtres latéralement. Sur le plan médian, on trouve 8 soies par segment et on trouve aussi une soie latéralement.

Répartition géographique : Amérique du Nord, Afrique.

Cycle : il y a trois stades nymphaux. Les larves sont similaires à l'adulte mais en plus petit. La nymphe 1 mesure entre 0.77 et 0.95mm. La nymphe 2 mesure 0.98-1.15mm et la nymphe 3 mesure 1.13-1.48mm.

Une autre espèce du genre *Lagopoecus* a été décrite chez le faisan (*Phasianus colchicus*), il s'agit de *Lagopoecus waterstoni*.

9. Tableau récapitulatif des poux

Tableau V: tableau récapitulatif des poux du faisans et de la perdrix

Famille	Poux	Longueur	Tête	Corps	Pattes
Menoponidae	Menacanthus	Mâle : 2.8 mm Femelle : 3.3 mm	Triangulaire	Allongé, jaunâtre	Courtes, griffes tarsales
	Menopon	2 mm	Triangulaire, partie antérieure arrondie	Ovale, jaunâtre	Possèdent de nombreuses soies
	Amyrsidea	Mâle : 1.97-2.22mm Femelle : 2.04-2.58 mm	Large, semi lunaire	Jaunâtre, abdomen large et ovale	Longues et fines
Philopteridae	Goniocotes	0.7-1.5 mm, femelle plus grande que mâle	Tête large trapézoïdale	Jaune pâle, large et aplati	Pattes III 2 fois plus petites que pattes I, griffes tarsales
	Goniodes	Mâle : 3-4 mm Femelle : 5 mm	Large	Large, brunâtre	Griffes tarsales
	Lipeurus		Plus longue que large	Allongé	Pattes III 3 fois plus petites que pattes I
	Cuclotogaster	2.5 mm	Plus longue que large, arrondie antérieurement	Grisâtre, jaunâtre, ovale/allongé	Pattes III 3 fois plus petites que pattes I
	Lagopoecus	1.4 - 1.7mm	Petite, large	Ovale, large	

B. Ceratophyllus gallinae

Appelé communément « Puce des volailles »

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Siphonaptera

Famille : Ceratophyllidae

Localisation dans l'organisme : peau

Espèces cibles : volaille, oiseaux sauvages, mammifères (chien, chat, Homme).

Description : la puce est aplatie latéro-latéralement, elle n'a pas d'aile, elle possède trois paires de pattes, sa troisième paire est très développée et est spécialisée dans le saut. Le parasite mesure environ 2.5mm de long. Les pièces buccales sont de type piqueur. Il n'y a pas de fosse d'antennes. Les yeux sont présents. Présence d'un peigne sur le prothorax (=cténidie pronotale) avec 24 épines ou plus, il n'y a pas de cténidie général. Le thorax est bien développé. Il y a une rangée latérale de quatre à six poils sur la face médiale du fémur, il n'y a pas de poils sur la partie basale des pattes.

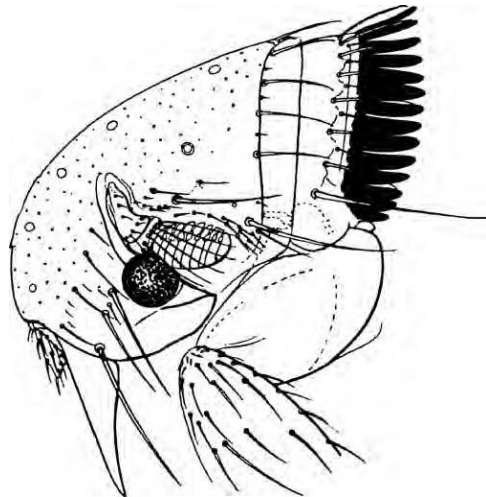


Figure 108: tête de *Ceratophyllus* d'après Taylor et al., 2016

Pathogénie : irritation au niveau des zones piquées, abattement, baisse de performance et anémie avec une peau pâle en cas d'infestation importante. Une dermatite allergique peut être observée dans certains cas. Il est possible d'observer des lésions d'irritation sur l'Homme, les personnes travaillant au contact des oiseaux sont plus à risque d'être piquées.

Répartition géographique : mondiale.

Diagnostic : par visualisation des adultes sur les oiseaux. Il est difficile d'observer les œufs et les larves.

Cycle : Il y a trois stades larvaires et un stade nymphal. Les formes immatures sont résistantes dans l'environnement. A l'approche de l'hiver, la nymphe se réfugie dans un endroit chaud comme un nid d'oiseau par exemple et s'enferme dans un cocon qui la protège pendant l'hiver, puis au printemps l'adulte sort du cocon. L'adulte quitte le nid de l'oiseau après un délai de quelques jours et se met en quête d'un hôte. Les adultes se nourrissent de sang, puis les œufs sont pondus sur l'hôte avant de tomber au sol.

Epidémiologie : En dehors de leur hôte elle se cache dans des endroits sombres, souvent le nid des oiseaux. Ce sont des parasites temporaires. Ils sont capables de survivre hors de l'hôte par conséquent la transmission peut se faire à partir du milieu extérieur ou par contact direct. Chez les oiseaux sauvages, la période de reproduction de la puce est calée sur la saison de reproduction des oiseaux.

C. Cimex columbarius

[168]

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Hemiptera

Famille : Cimicidae

Localisation dans l'organisme : peau

Espèces cibles : oiseaux et des mammifères.

Description : le corps est ovale et aplati de couleur brunâtre. Les adultes mesurent environ 5-7mm (avant le repas de sang). La femelle est un peu plus large que le mâle. La première paire d'ailes est réduite à un balancier et la deuxième est absente.

Les deux antennes ont quatre segments, dont les trois derniers sont longs et fins. Les deux yeux composés sont placés de chaque côté de la tête, il n'y a pas d'ocelle. Le labium possède trois segments distincts et vient se replier sous la tête. L'abdomen

possède 11 segments, avec les segments 2 à 9 bien visibles dorsalement. Lors du repas de sang, le volume de l'abdomen augmente considérablement. Les spiracles (=trous) sont situés bilatéralement sur les segments 2 à 8.

Les nymphes sont plus petites que les adultes et leurs organes génitaux ne sont pas encore développés.

Les œufs sont de couleur blanchâtre, ils mesurent environ 1mm de long et ont une largeur maximale de 0.5mm.

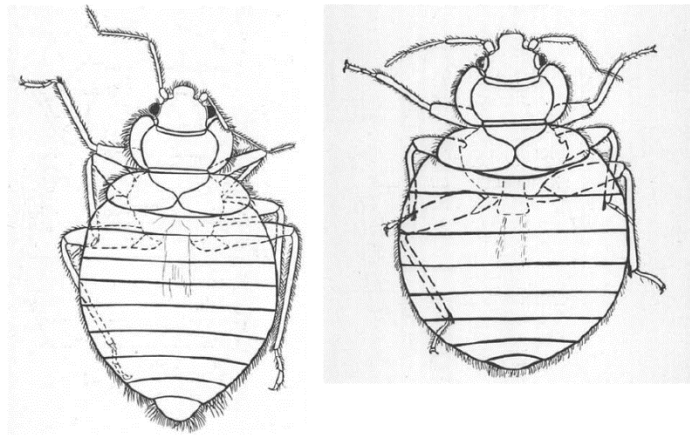


Figure 109: *Cimex columbarius* mâle à gauche et femelle à droite d'après Kassianoff, 1937

Pathogénie : *Cimex columbarius* est un parasite temporaire. Les adultes et les nymphes sont hématophages. Le principal problème est lié aux morsures qui entraînent des démangeaisons. On peut avoir des infections bactériennes secondaires à la suite du grattage lié au prurit.

Signes cliniques : irritation, chez les jeunes les pertes de sang chroniques peuvent aller jusqu'à entraîner la mort.

Répartition géographique : hémisphère Nord

Diagnostic : rarement retrouvées sur l'hôte, les punaises sont plus souvent observées dans l'environnement.

Lésions : Ces punaises sont hématophages. Leur pic d'activité a lieu la nuit surtout avant l'aube.

Cycle : les punaises se cachent dans des recoins pendant la journée (crevasses, fissures, etc.). Les œufs sont pondus sur une surface lisse. Ils sont pondus individuellement et fixés sur place grâce à du ciment. Les œufs sont fertilisés alors qu'ils sont toujours dans l'ovaire, et les embryons ont déjà entamés leur développement lorsque les œufs sont libérés dans l'environnement. Les œufs éclosent si la température extérieure est comprise entre 13 et 37°C. Ils leur faut environ 10-12 jours pour arriver à maturité si la température extérieure est de 22°C, contre 4-5 jours si elle est de 30-35°C. Les œufs peuvent survivre jusqu'à 3 mois à des températures proches de zéro. Il y a cinq stades juvéniles, qui ont besoin chacun de 1 ou 2 repas de sang pour passer au stade suivant. La durée du cycle dépend de la température ambiante, il faut environ 6-8 semaines à une nymphe pour devenir un adulte à 22°C et à 30°C la durée totale du cycle est de trois semaines environ.

D. Dermanyssus gallinae

[2], [55], [116], [166], [228], [234], [251], [257]

Appelé communément « pou rouge »

Embranchement : Arthropoda

Classe : Arachnida

Sous classe : Acari

Ordre : Mesostigmata

Sous ordre : Monogynaspida

Superfamille : Dermanyssoidea

Famille : Dermanyssidae

Localisation dans l'organisme : sur la peau

Espèces cibles : volaille et oiseaux sauvages, exceptionnellement retrouvé sur des mammifères dont l'Homme.

Description : les adultes mesurent environ 1 mm de long. Le corps est de forme ovalaire et de couleur rougeâtre après un repas de sang, sinon il est grisâtre. Les pattes sont longues et terminées par une ventouse et deux griffes. Elles sont regroupées dans la partie antérieure du corps. Le rostre est long et pointu. Les chélicères sont longues et fines. Les chélicères du mâle sont modifiées en organes copulateurs spécialisés dans le transfert des spermatozoïdes (= spermatodactyle). Le second segment des chélicères de la



Figure 110: *Dermanyssus gallinae* d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

femelle est beaucoup plus long que le premier. Le corps possède une plaque chitineuse dorsale avec des épaules proéminentes et des réticulations. On note la présence d'une plaque anale large, au moins aussi large que la plaque génitoventrale, en forme de trapèze chez la femelle. Il y a trois soies présentes sur la plaque anale du mâle et de la femelle. La plaque génitoventrale de la femelle possède deux pores et deux soies et sa partie postérieure est arrondie. La plaque sternale est beaucoup plus large que longue et possède deux paires de soies. Les tibias II, III et IV possèdent une soie antérolatérale. Le genou IV et le tibia IV possèdent chacun 2 soies antérodorsales et postérodorsales. Le tibia IV possède une soie postérolatérale. Le mâle a une petite ouverture génitale pré-sternale. Il est muni d'un bouclier ventral qui résulte de la fusion d'un bouclier sternal et de la plaque anale. La larve est hexapode et n'a pas d'organes génitaux. Les nymphes ont 4 paires de pattes, il n'y a pas d'ouverture génitale chez la nymphe femelle.

Pathogénie : Les oiseaux, piqués toutes les nuits, ont des démangeaisons, une croissance ralentie et deviennent nerveux. On peut observer du cannibalisme dans les élevages. Les oiseaux essaient de se piquer eux-mêmes et aussi leurs congénères à cause des démangeaisons.

Signes cliniques : le parasite est retrouvé sur l'animal principalement au niveau du dos, du cou et aux endroits où il y a des veines superficielles. Il est possible d'observer des signes d'anémie, notamment chez les jeunes, voire de la mortalité.

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : en journée on peut observer les lésions de dermatite sur les oiseaux. La nuit on peut apercevoir les parasites sur les animaux, et en déposant un drap blanc sur la litière on peut observer les parasites venant dessus.

Cycle : *Dermanyssus gallinae* est un parasite obligatoire hématophage intermittent, c'est-à-dire qu'il monte sur son hôte quelques minutes à quelques heures uniquement pour le repas de sang. Le cycle évolutif se déroule donc presque totalement à l'extérieur sauf pour le repas. Les repas ont lieu principalement à l'aube et au crépuscule, le parasite est surtout actif la nuit. Pendant la journée il reste caché dans la pénombre, il va se réfugier dans des crevasses, des nids, sous des cages de transports, etc.

La femelle pond ses œufs et les larves éclosent deux jours après. Dans les conditions optimales de température et d'humidité, les œufs éclosent au bout de 13 à 51 heures. Les larves passent au stade nymphe 1 (=protonympe) sans avoir besoin de se nourrir pendant 24h environ. La nymphe 1 prend un repas de sang sur l'hôte, durant la nuit en général, puis se transforme en nymphe 2 (=deutonympe) qui se nourrit aussi sur l'hôte avant de redescendre et de se transformer en adulte. L'adulte mange plusieurs fois sur l'hôte. L'accouplement a lieu hors de l'hôte et dure entre 14 et 60 minutes. Les jours suivants la femelle pond ses œufs et prend des repas de sang. Le cycle peut durer entre 5.5 et 17 jours en fonction des conditions environnementales (Sparagano et al. 2011)

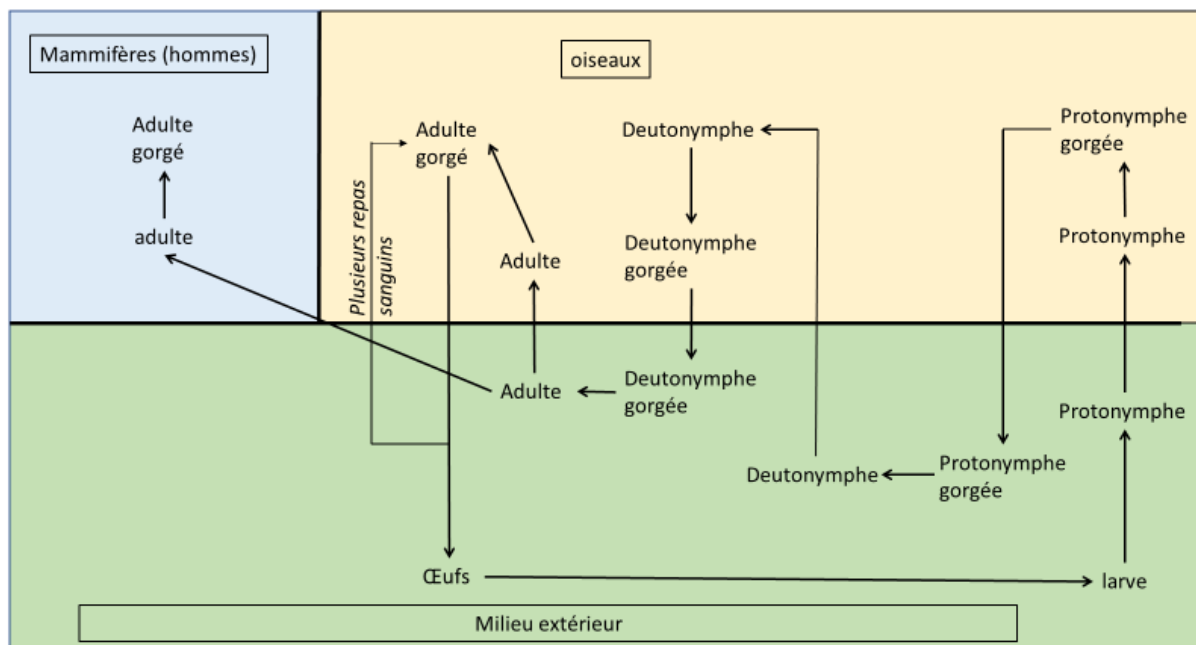


Figure 111: cycle de *Dermanyssus gallinae*

Epidémiologie : C'est un parasite fréquemment retrouvé chez la volaille. La population de parasites augmente en hiver et diminue pendant l'été. La présence de jeunes oiseaux peut stimuler la reproduction du parasite. *Dermanyssus gallinae* est transmis par contact direct entre oiseaux ou par contact indirect via le matériel d'élevage par exemple.

C'est un parasite qui peut résister plusieurs mois sans manger, mais si les conditions environnementales deviennent défavorables (froid par exemple), il peut être amené à piquer des mammifères (dont l'Homme). Chez l'homme, il provoque des démangeaisons, des cas de dermatite à dermanysse sont régulièrement rapportés dans le monde.

Les oiseaux vivants dans de vieux bâtiments sont les plus à risques d'être exposés.

Plusieurs agents de maladie vectorielle ont été détectés chez *Dermanyssus gallinae*, sans que leur transmission soit forcément prouvée pour tous, il s'agit notamment de *Erysipelothrix rhusopathiae*, *Salmonella gallinarum*, *Salmonella enteritidis*, *Listeria monocytogenes*, *Spirochaeta gallinarum*, *Borrelia anserina*, *Coxiella burnetii*, *Pasteurella multocida*, *Escherichia coli*, *Shigella sp*, *Staphylococcus sp*, l'encéphalite virale équine de l'Ouest, et de la maladie de Newcastle (Sparagano et al. 2011) (Valiente Moro et al. 2009).



Figure 112: exemple de lésions cutanées chez l'homme lié aux dermanysse d'après (Abdigoudarzi et al. 2015)

E. Ornithonyssus sylviarum

[25], [55], [117], [122], [128], [166], [167], [168], [170],

Embranchement : Arthropoda

Classe : Arachnida

Ordre : Mesostigmata

Famille : Macronyssidae

Localisation dans l'organisme : à la base des plumes

Espèces cibles : volaille et oiseaux sauvages.

Description : cet ectoparasite est de morphologie similaire à *Dermanyssus gallinae*. Le corps est grisâtre en temps normal et il devient rougeâtre après un repas de sang. La plaque dorsale recouvre les deux tiers de l'idiosoma, l'extrémité postérieure de la plaque dorsale de *Ornithonyssus sylviarum* est effilée tandis que celle de *Dermanyssus gallinae* est arrondie. Les adultes mesurent entre 0.6 et 1 mm de long et sont de manière générale un peu plus petit que *Dermanyssus gallinae*. La plaque anale de *Ornithonyssus sylviarum* est en forme de goutte d'eau tandis que celle de *Dermanyssus gallinae* est plus large et en forme de clé de voûte. Les chelicères de *Ornithonyssus sylviarum* sont allongées avec des doigts mobiles et des doigts fixes qui sont bien développés et distincts les uns des autres (Di Palma et al. 2012). On note la présence de soies en nombre beaucoup plus important sur le corps de *Ornithonyssus sylviarum* que sur celui de *Dermanyssus gallinae*.



Figure 113: *Ornithonyssus sylviarum* adulte d'après Murillo et Mullens, 2017

Les larves sont hexapodes et ne possèdent pas d'ouverture buccale. Les nymphes 1 (=protonympe) ont des pièces buccales bien développées et sont hématothrophes.

Pathogénie : les piqûres du parasite engendrent du stress chez les animaux, on observe une diminution de la ponte et de la qualité des œufs, des signes d'anémie. Tout comme *Dermanyssus gallinae*, *Ornithonyssus sylviarum* peut piquer des mammifères dont l'Homme. Les piqûres de ce dernier sont plus irritantes et peuvent aller jusqu'à entraîner de l'urticaire sévère.

Signes cliniques : plumage en mauvais état surtout au niveau du bas ventre, irritation, signes d'anémie, parfois mortalité dans les cas graves. Il est possible d'observer les œufs directement sur le plumage.

Répartition géographique : Amérique du Nord, Brésil, Chine, Australie, Europe.

Diagnostic : le plumage présente un aspect sale en raison de la présence voire de l'entassement sur l'hôte des parasites, œufs, fèces du parasite et des débris cutanés. On peut distinguer cliniquement *Ornithonyssus sylviarum* de *Dermanyssus gallinae* par le fait que *Ornithonyssus sylviarum* est présent sur le parasite en journée, ce qui est rarement le cas pour *Dermanyssus gallinae*.

Cycle : le cycle parasitaire est proche de celui de *Dermanyssus gallinae* mais avec tous les stades de développement qui ont lieu sur l'hôte. Il faut entre 5 et 12 jours pour réaliser un cycle. Les œufs sont préférentiellement pondus dans la région du bas ventre des oiseaux, car c'est ici que se trouve les meilleures conditions de développement pour le parasite (température plus basse et humidité plus importante que sous les plumes par exemple).

Epidémiologie : *Ornithonyssus sylviarum* peut survivre plusieurs mois dans l'environnement en l'absence d'un hôte. La transmission du parasite peut se faire par contact direct ou indirectement par le matériel d'élevage, par l'homme, ou en plaçant des animaux dans des endroits le parasite est présent (dans des crevasses, ...)

Ornithonyssus sylviarum peut être vecteur de l'encéphalite virale équine de l'Ouest (Chaberlain et Sikes, 1955).

F. Les gales

[57], [102], [116], [166], [231]

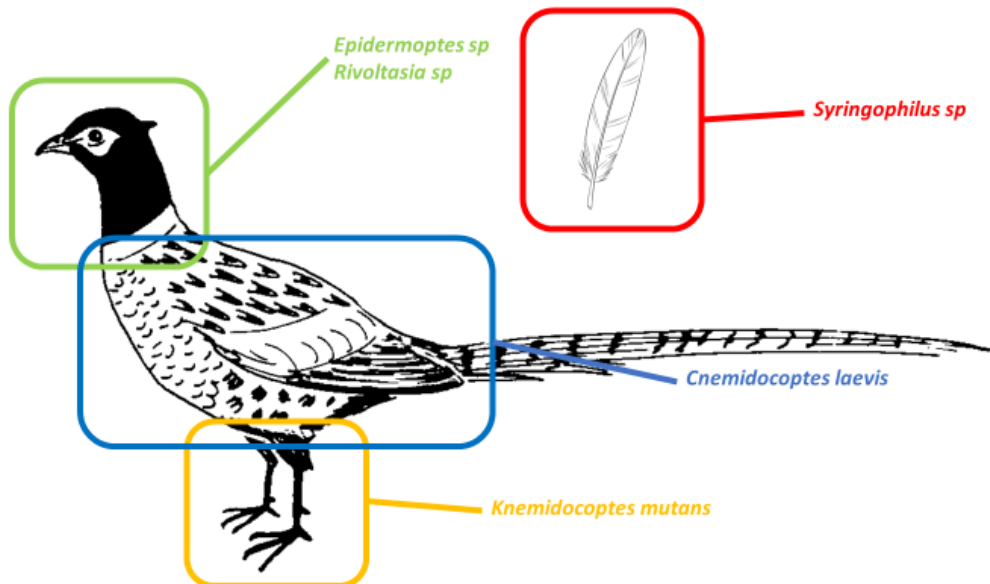


Figure 114: localisation des différentes gales du gibier à plumes

1. *Epidermoptes sp.*

[148], [157], [171], [182]

Appelé communément « gale du cou »

Embranchement : Arthropoda

Classe : Arachnida

Sous classe : Acari

Ordre : Astigmata

Famille : Epidermoptidae

Localisation dans l'organisme : tégument, au niveau du cou, à la surface de la peau.

Description : les principaux représentants de ce genre sont *Epidermoptes phasiani* et *Epidermoptes bilobatus* et *Epidermoptes alectoris*. Les adultes sont de très petite taille (environ 170-390µm). Le mâle est de forme globalement ovale tandis que la femelle tend plutôt vers une forme rectangulaire. Le corps est aplati. L'idiosoma possède une plaque dorsale sur sa partie antérieure de forme triangulaire et une autre sur sa partie postérieure. L'extrémité postérieure du mâle est bilobée, on y trouve deux petites ventouses copulatrices. Les 4 paires de pattes sont munies de ventouses.

La larve et la nymphe sont similaires à l'adulte mais avec seulement trois paires de pattes pour la larve. La nymphe possède 4 paires de pattes.

Signes cliniques : aspect huileux du plumage au niveau du cou.

Répartition géographique : inconnue, présent en France et aux Etats-Unis.

Diagnostic : raclage cutané en périphérie des lésions et observation du parasite en microscopie optique.



Figure 115: *Epidermoptes* sp chez un faisan reproducteur x1000

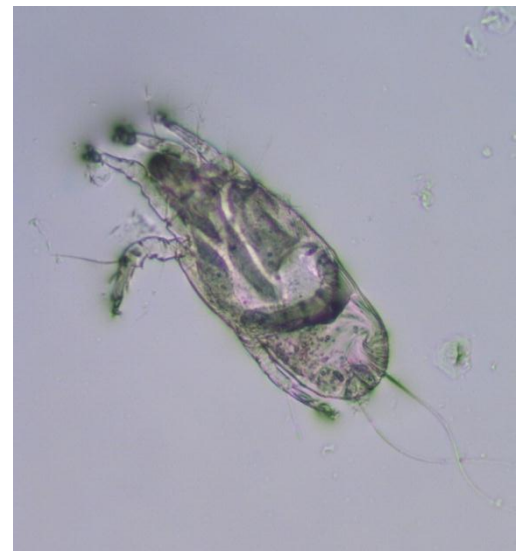


Figure 116: larve hexapode de *Epidermoptes* sp chez un faisan reproducteur x1000

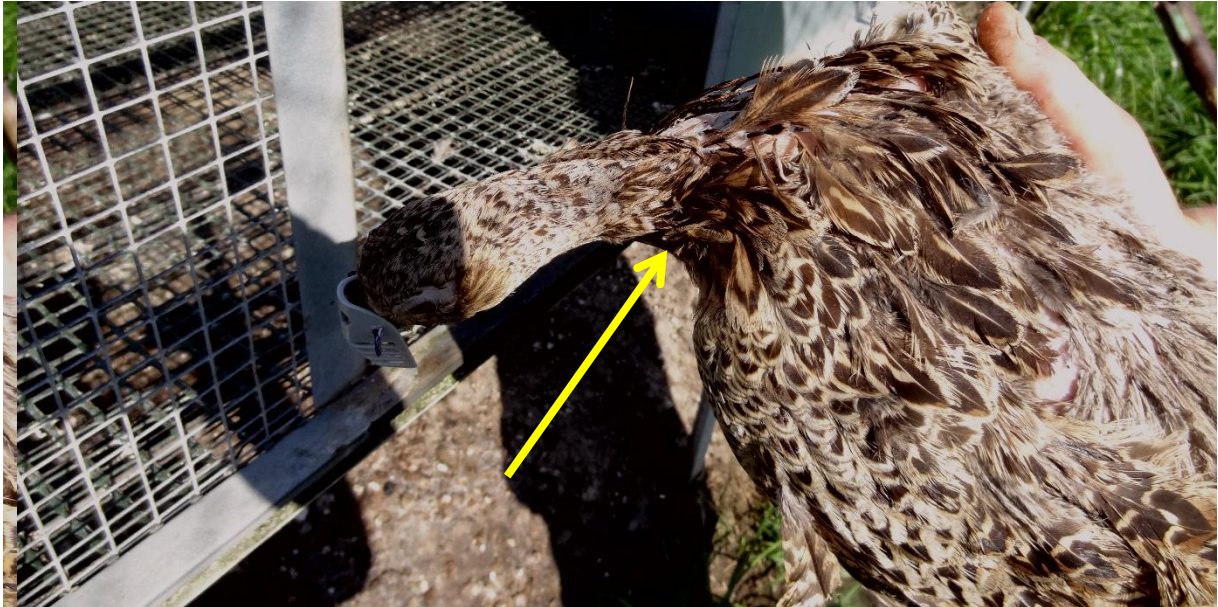


Figure 117: lésions de gale du cou dû à *Epidermoptes sp* avec aspect huileux du plumage chez une poule faisane

2. *Rivoltasia sp*

Autre agent de la gale du cou

Embranchement : Arthropoda

Classe : Arachnida

Sous classe : Acari

Ordre : Astigmata

Famille : Epidermoptidae

Localisation dans l'organisme : tête et cou

Espèces cibles : oiseaux

Description : Présence de griffes sur les fémurs III et IV. L'extrémité postérieure du mâle est bilobée.

Signes cliniques : le parasite est responsable de démangeaisons. Il peut avoir des plumes cassées et des pertes de plumes.

Répartition géographique : inconnue, présence rapportée en Australie et au Brésil.

3. *Syringophilus bipectinatus*

[182]

Agent de la gale des plumes

Embranchement : Arthropoda

Classe : Arachnida

Ordre : Acarida

Famille : Syringophilidae

Localisation dans l'organisme : à l'intérieur des tuyaux des plumes.

Espèces cibles : galliformes



Description : les adultes sont longilignes et mesurent environ 500 à 900 μm de long. Les mâles sont un peu plus petits que les femelles. On note la présence de quatre paires de pattes, deux paires en position antérieure et deux paires médio latérale. Les pattes sont courtes et trapues, elles possèdent un appareil chitineux en forme de peigne et une paire de griffes à chaque extrémité. La cuticule est fine avec de nombreuses soies surtout à l'extrémité postérieure, il n'y a pas de plaque de chitine protectrice. Les chélicères ont fusionné pour former un stylophore, appareil qui permet au parasite de percer la paroi des plumes.

Figure 118: agents de gale de plumes (d'après Docteur vétérinaire Matthieu pinson, Labovet Conseil 85300 Challans)

La larve ressemble à l'adulte mais possède trois paires de pattes et est plus petite.

La téléonymphe mâle est plus petite que le mâle adulte tandis que la téléonymphe femelle est un peu plus grande que la femelle adulte.

Pathogénie : *Syringophilus bipectinatus* perce la paroi de la plume avec son stylophore et se nourrit de liquide provenant des tissus du follicule environnant. Il entraîne des démangeaisons importantes et de l'irritation chez les oiseaux. Les oiseaux sont amenés à becqueter leurs plumes à causes des démangeaisons.

Signes cliniques : chute des plumes, altération des follicules des plumes.



Figure 119: lésions folliculaires de gales de plumes, avec perte partielle des plumes (d'après Docteur vétérinaire Matthieu pinson, Labovet Conseil 85300 Challans)

Répartition géographique : inconnue, présent en France

Diagnostic : oiseaux présentant des démangeaisons importantes avec perte partielle ou totale du plumage, et des follicules altérés, observation du parasite en microscopie optique.

Cycle : l'œuf éclos et donne une larve qui va évoluer en un premier stade nymphal (= protonymphe) et qui lui-même donnera un second stade nymphal (= télénymphe) avant de se transformer en adulte. Une fois que la femelle est entrée dans le calamus (= tige creuse) d'une plume, elle pond en deux à quatre jours. Les larves éclosent en douze à treize jours. Puis six jours plus tard, elles muent en protonymphes et encore six jours plus tard en télénymphe avant de devenir adultes. Une douzaine de jours après être devenues adultes les parasites se reproduisent.

Epidémiologie : parasite peu fréquent, à l'intérieur d'une plume, il y a environ cinq fois plus de femelles que de mâles. La nymphe ne peut pas percer les plumes mais, il est possible que les nymphes entrent dans le calamus d'une plume par un trou déjà formé par les adultes.



Figure 120: lésions folliculaires de gales de plumes, avec perte partielle des plumes (d'après Docteur vétérinaire Matthieu pinson, Labovet Conseil 85300 Challans)

4. *Cnemidoptes laevis*

Embranchement : Arthropoda

Classe : Arachnida

Sous classe : Acari

Ordre : Astigmata

Super famille : Trichuroidea

Famille : Knemidoptidae

Localisation dans l'organisme : plumage.

Espèces cibles : poulet, dinde, faisan, perdrix, oie.

Description : Le corps est circulaire avec des pattes courtes et trapues. Le rostre est court et trapu. La femelle mesure entre 310 et 350µm de long et entre 270 et 300µm de large. La face dorsale présente de fines striations transversales. On note la présence de deux griffes sur les tarsi. Les mâles sont plus petits et mesurent environ 170-180 µm de long et environ 120-130µm de large. Ils présentent deux ventouses copulatrices.

Pathogénie : les parties du corps les plus touchées sont la tête, le cou, le dos l'abdomen et la partie proximale des jambes des oiseaux. Les infestations majeures peuvent entraîner une émaciation voire la mort.

Signes cliniques : *Cnemidoptes laevis* vient s'implanter dans le rachis des plumes et entraîne une douleur et une irritation chez l'animal qui en vient à s'arracher les plumes. Les signes observés sont un prurit intense, de larges zones déplumées sur l'oiseau et des plumes cassées. Le parasite peut être observé dans le calamus (=tige creuse) de la plume, ce qui entraîne un épaissement de la peau et la formation de papules.

Lésions : l'enfouissement du parasite dans les plumes entraîne une hyperkératose, un épaissement et une desquamation de la peau. Des lésions prolifératives peuvent être observées au niveau des pattes jusqu'à la nécrose interdigitée dans certains cas.

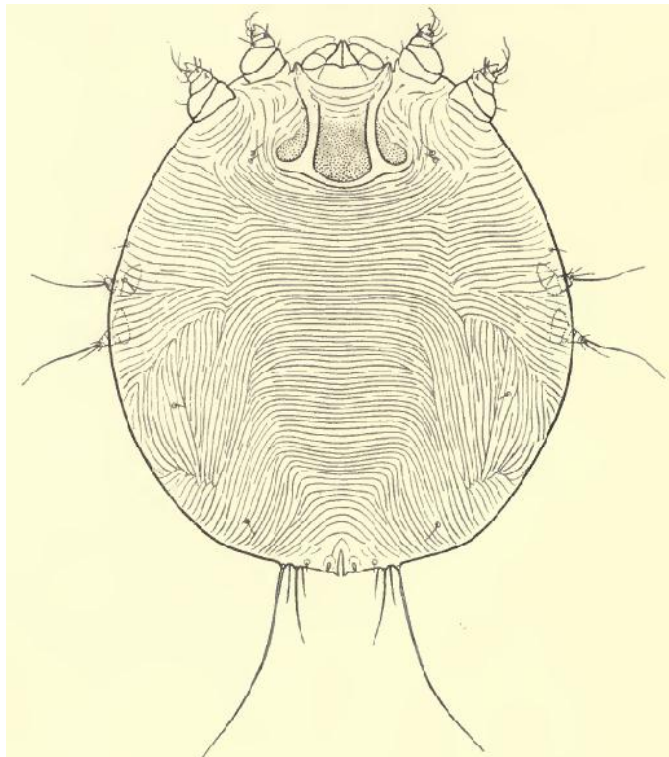


Figure 121: *Cnemidoptes laevis* d'après Hirst 1922

Répartition géographique : mondiale

Diagnostic : au niveau macroscopique, on observe une perte de plumes progressive et du prurit. Au niveau microscopique, le parasite peut être observé dans le rachis des plumes ou après un raclage cutané en marge des lésions.

Epidémiologie : C'est une parasitose très contagieuse. La transmission du parasite se fait par contact direct. Le pic de prévalence est généralement observé au printemps et en été.

5. *Knemidocoptes mutans*

[9], [56], [127], [178], [228]

Agent de la « gales des pattes »

Embranchement : Arthropoda

Classe : Arachida

Sous classe : Acari

Ordre : Astigmata

Famille : Kenemidocoptidae

Localisation dans l'organisme : sous les écailles des pattes.

Espèces cibles : poulet, dinde, faisan.

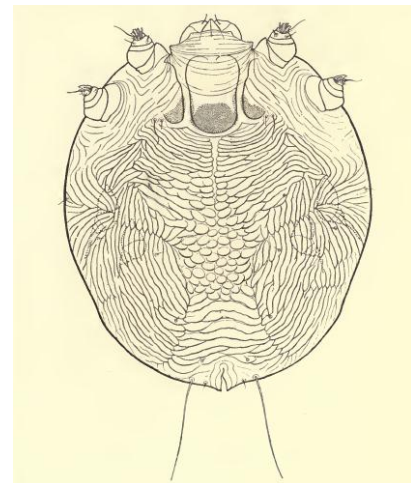


Figure 122: *Cnemidocoptes mutans* femelle d'après Hirst 1922

Description : Le corps est de forme globuleuse. Les femelles mesurent entre 350 et 450 µm de long, et les mâles mesurent jusqu'à 240 µm de long. Les pattes sont courtes et trapues, celles de la femelle sont plus courtes que celles du mâle. Les pattes du mâle possèdent des ventouses à leurs extrémités. Le premier épimère de chaque patte est libre, les tarsi I et II possèdent deux éperons chitineux. On note la présence de striations cuticulaires qui donnent un aspect écailleux sur le dos. Il y a très peu de soies sur le corps et elles sont très petites, on note cependant deux paires de soies un peu plus longues à l'extrémité postérieure du corps.

Pathogénie : le parasite creuse sous les écailles épidermiques des pattes, ce qui provoque de l'irritation, de l'inflammation et une hyperkératinisation des pattes. Il peut y avoir formation de vésicules et de croûtes. Le cou peut parfois être atteint.

Signes cliniques : prurit, boiterie, déformation de la patte, voire perte de doigt.

Répartition géographique : mondiale, principalement en Amérique du Nord, Europe et Afrique

Diagnostic : aspect caractéristique des pattes, on peut aussi observer le parasite au microscope.

Cycle : le cycle se déroule entièrement sur l'hôte.

Epidémiologie : cette affection est très contagieuse et est rencontrée plus fréquemment chez les oiseaux âgés. Les oiseaux sont infectés par contact direct avec les animaux malades ou indirectement par le sol contaminé ; par conséquent les oiseaux élevés au sol sont plus à risque d'être contaminés par le parasite.



Figure 123: *Cnemidocoptes mutans* femelle (en haut) et mâle (en bas) d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

G. Thrombicula automnalis

[116], [120]

Appelé communément : « aoutat », « rouget », « lepte d'automne »

Embranchement : Arthropodes

Sous embranchement : Chélicérates

Classe : Arachnida

Sous classe : Acari

Ordre : Prostigmata

Famille : Trombiculidae

Localisation dans l'organisme : les larves sont retrouvées en grappe sur les mammifères, le plus souvent sur les pattes des chiens, autour des parties génitales et des yeux des chats, sur la face des bovins et des chevaux et sur la tête des oiseaux.

Espèces cibles : mammifères dont chiens, chats, bovins, lapins et oiseaux.

Description : la larve est hexapode, de forme ovoïde, de couleur orangée à rouge, elle mesure environ 200 µm de long à jeun et 600 µm de long lorsqu'elle est gorgée de sang. Son corps est velu. Elle possède un rostre avec deux pédipalpes terminés en pince.

Les nymphes et les adultes ont un corps ovoïde resserré en son milieu (en huit), avec des stigmates apparents en position antérieure à la base des chélicères. Les adultes mesurent environ 1mm de long.



Pathogénie : les larves sont hématophages. Elles entraînent un prurit intense et de l'érythème.

Figure 124: larve de *Trombicula autumnalis* d'après service de parasitologie de Vetagro-sup

Signes cliniques : prurit, érythème, papule, excoriation de la peau.

Répartition géographique : Europe

Diagnostic : observation des larves fixées dans la peau sous forme de petites grappes orange. Observation directe de la larve au microscope.

Cycle : Un cycle requiert entre 50 et 70 jours. Il se déroule principalement en été.

Dans le milieu extérieur, les œufs sont pondus dans un milieu humide puis ils éclosent au bout d'une semaine environ et deviennent des larves. Les larves attendent qu'un hôte passe pour se fixer dessus ; puis elles prennent leur repas de sang. Les larves sont gorgées de sang en quelques jours. Puis elles descendent de leur hôte. Il y a ensuite trois stades nymphaux. Puis vient le stade adulte et l'accouplement. Il s'écoule entre 3 et 4 jours entre chaque stade.

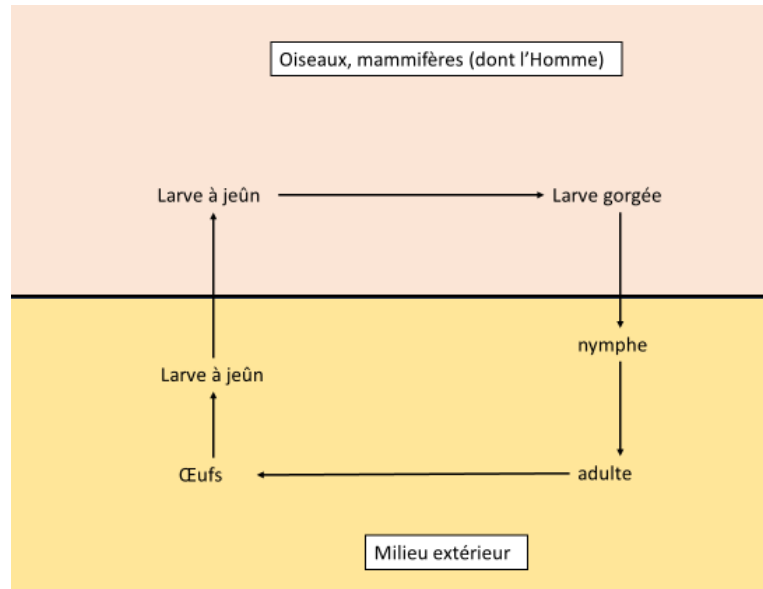


Figure 125: cycle de *Trombicula autumnalis*

Epidémiologie : seul le stade larvaire est ectoparasite. Les larves sont actives principalement lorsque les journées sont ensoleillées en été et en automne. Elles peuvent se fixer sur un grand nombre de mammifères, dont l'Homme et les oiseaux. *Trombicula autumnalis* préfère les terrains avec de l'herbe. Les lymphes et les adultes parasitent d'autres arthropodes. Les adultes sont nécrophages. Dans la plupart des cas la maladie est auto résolutive après la chute de la larve.

H. Argas sp

[17], [41], [51], [103], [104], [105], [160], [169], [176], [185], [215], [233]

Embranchement : Arthropoda

Classe : Arachnida

Ordre : Ixodida

Sous ordre : Ixodoidea

Famille : Argasidae

Localisation dans l'organisme : sur la peau

Espèces cibles : poulets, oiseaux sauvages, parfois mammifères dont l'Homme.

Description : les tiques du genre *Argas sp* sont des « tiques molles ». Les deux espèces à retenir chez le gibier à plumes sont *Argas persicus* et *Argas reflexus*. Le corps est fin, aplati et brunâtre lorsqu'il n'est pas gorgé de sang. Après le repas sanguin le corps est plus bombé et plus sombre. Il n'y a pas de bouclier dorsal. Le rostre est infère, les pièces buccales ne sont visibles que sur la partie ventrale du parasite. Les extrémités antérieures et postérieures sont arrondies, l'extrémité postérieure est plus large que l'extrémité antérieure. On note la présence d'une ligne de suture latérale à la jonction dorso ventrale du parasite. Les pédipalpes sont composés de quatre segments de longueurs égales. Il n'y a pas d'yeux. Les femelles mesurent entre 5 et 11mm de long et entre 3 et 7mm de large. Les mâles mesurent entre 5 et 8 mm de long et entre 3 et 5mm de large. *Argas persicus* est généralement un peu plus grande que *Argas reflexus*.

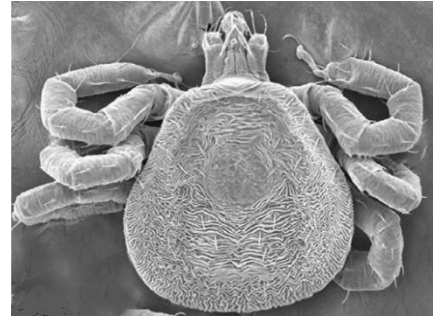


Figure 126: larve de *Argas persicus* d'après Montasser, 2010

Pathogénie : ce sont des parasites intermittents, hématophages. Le repas sanguin de l'adulte peut durer jusqu'à deux heures, et celui de la larve dure quelques jours. Les piqûres entraînent de l'irritation. L'oiseau peut être anémié. Lors de piqûres sur l'homme des réactions allergiques ont été observées.

Répartition géographique : mondiale, *A persicus* plutôt retrouvé en zones tropicales.

Cycle : les œufs sont pondus au sol par la femelle. Une fois éclos, la larve monte sur un hôte, elle y prend un repas de sang qui va durer plusieurs jours (environ 5). Une fois de nouveau au sol apparaît le premier stade nymphal. Il y a entre deux et quatre stades nymphaux. Les nymphes vont se nourrir plusieurs fois avant de muer, jusqu'à devenir adultes. Les adultes peuvent vivre plusieurs années, ils se nourrissent et pondent plusieurs fois.

Le parasite se nourrit essentiellement la nuit, pendant la journée il reste caché à proximité de ses hôtes dans des crevasses à l'abri de la lumière et au sec (dans du bois, de la roche...).

Les adultes sont très résistants au jeûne, ils peuvent passer plusieurs années sans se nourrir.

Epidémiologie : les tiques du genre *Argas* peuvent être porteuses de virus (Bunyaviridae) (Hoogstrall et al., 1979), de bactérie (*Borrelia anserina*). Elles jouent un rôle essentiel dans le cycle de l'hémoparasite *Aegyptianella pullorum*. *A pullorum* peut être transmis de l'adulte aux œufs de la tique.

I. *Candida albicans*

Voir jabot. (Partie 2 I. A. 7)

PARTIE 3 : Etude de terrain des parasitoses du gibier d'élevage à plumes

I. Introduction

Le parasitisme est une des pathologies importantes du gibier à plumes. Afin de mettre en avant les parasitoses majeures rencontrées dans les élevages français de faisans et de perdrix, une étude a été menée en partenariat avec le Réseau Cristal afin de compléter les données bibliographiques avec des informations obtenues sur le terrain. Le but était d'effectuer une étude de l'incidence des cas de parasitoses du gibier d'élevage à plumes sur une saison d'élevage. Des prélèvements ont été réalisés sur des animaux amenés pour autopsies dans différents sites du Réseau Cristal. Les données sur les causes d'autopsie du Réseau Cristal sur faisans et perdrix ont également été étudiées sur la période d'avril à octobre.

IV. Matériel et méthode

[31]

A. Date et lieu des prélèvements

L'étude est conduite sur la saison d'élevage 2018. Les prélèvements obtenus proviennent des oiseaux des élevages de gibiers à plumes situés dans la clientèle de différents sites du Réseau Cristal répartis dans la France. Les différents sites concernés par les prélèvements sont :

- SOCSA Elevage (31240 L'Union)
- SOCSA Elevage : (32300 Mirande)
- BIOVOL 47 (47150 Monflanquin)
- LABOVET CONSEIL (85500 Les Herbiers)
- LABOVET CONSEIL (85300 Challans)
- MC VET CONSEIL (45270 Quiers-sur-Bézonde)
- SUDELVET (26300 Bourg-de-Péage)



Figure 127: localisation des différents laboratoires du Réseau Cristal participant à l'étude

Les prélèvements ont eu lieu entre avril et septembre 2018. Le mois d'avril correspond au tout début de la saison d'élevage. A partir du mois de septembre la majeure partie de la saison d'élevage est passée. Une petite partie des prélèvements a été réalisée en élevage et la

majeure partie d'entre eux proviennent d'animaux amenés pour autopsies dans les différents sites du Réseau Cristal partenaires de l'étude. Un système d'envoi de prélèvements a été mis en place afin de pouvoir les étudier aux services de parasitologie de Vetagro-sup. Pour les envois, il a été décidé de se focaliser principalement sur les parasites digestifs, les ectoparasites et les parasites sanguins uniquement en cas de suspicion clinique. Les différentes modalités de prélèvements sont expliquées ci-dessous.

B. Envoi des ectoparasites :

Lors de la réception des animaux vivants malades, ceux-ci sont euthanasiés et placés immédiatement dans un sac poubelle de couleur claire avec un bout de coton imbibé de chloroforme. On laisse agir environ 10 minutes environ, puis on secoue l'oiseau pour faire tomber les parasites au fond du sac, enfin on récupère les ectoparasites dans un pot à prélèvement en s'aidant éventuellement d'un pinceau. Les ectoparasites récoltés sont placés dans un pot à prélèvement avec de l'alcool à 70 degrés.

C. Envoi de prélèvement de fèces pour coproscopie

Lors d'une autopsie une partie du contenu digestif est vidée dans des pots à prélèvements. Les prélèvements de fèces doivent être conservés au frais et acheminés assez rapidement pour éviter toute contamination et détérioration du prélèvement.

D. Envoi de parasites entiers et d'organes

Lorsque des parasites entiers (internes ou externes) ou des organes (jabot, intestin, trachée etc.) sont prélevés lors d'une autopsie, ceux-ci sont placés dans des pots à prélèvements avec de l'alcool à 70° afin de les conserver.

E. Pour les coccidies

Lors de coccidiose observée sur un sujet, du contenu digestif est prélevé et placé dans une solution de Bichromate de potassium à 2%. Les proportions sont d'un volume de contenu digestif pour cinq volumes de bichromate de potassium, ensuite l'échantillon est mis au réfrigérateur en attendant son envoi.

F. Pour les parasites sanguins

Lors de suspicion clinique de l'un de ces parasites, un frottis sanguin et un prélèvement de sang sur tube EDTA, sont réalisés. Après coloration du frottis on cherche à observer les hémoparasites en microscopie optique, le sang sur EDTA sert à réaliser une PCR si nécessaire. Pour *Plamodium sp*, les signes cliniques sont : léthargie, signes d'anémie, diarrhée, parésie, paralysie. Des signes neurologiques peuvent être observés consécutivement à l'obstruction de capillaires dans le cerveau par les mérontes extra érythrocytaires. Et les lésions associées sont : carcasses pâles du fait de l'anémie, les organes internes apparaissent (surtout foie, rate, cerveau et poumons) plus foncés du fait du dépôt de pigment sanguin. Au niveau des reins on peut observer une accumulation de pigment dans les macrophages, une dégénérescence graisseuse du parenchyme et parfois un dépôt de complexes immuns. Au niveau des poumons on peut avoir aussi une accumulation de pigments dans les macrophages et une obstruction des capillaires qui peut entraîner de l'œdème pulmonaire.

Pour *Aegyptianella sp* les signes cliniques sont : anorexie, abattement, diarrhée, hyperthermie, plumes ébouriffées. Une spirochétose est souvent associée. On peut aussi noter la présence de la tique *Argas persicus*, vecteur du parasite. Les lésions associées sont : anémie, ictère, foie et rate de taille augmentée, les reins sont de couleur jaune-verte, et on trouve des pétéchies sur les séreuses.

G. Modalités d'envoi

[179], [242]

Chaque prélèvement est accompagné d'une fiche commémorative, ou du rapport d'autopsie réalisé au laboratoire.

H. Recherche/observation des parasites

- Pour les ectoparasites : recherche visuelle directe, recherche microscopique.
- Pour les endoparasites : recherche visuelle directe lors de l'autopsie, étude des œufs par coproscopie et recherche microscopique.

Cas des coccidies : du contenu digestif est récupéré. Une partie de ce contenu est utilisé pour réaliser une coproscopie afin de vérifier la présence des coccidies et éventuellement d'œufs d'autres endoparasites. Sur le restant de contenu digestif recueilli, on réalise une flottaison au saccharose afin de séparer les coccidies. Les coccidies ainsi obtenues sont ensuite placées dans une solution de bichromate de potassium à 2% à température ambiante pendant 48-72 heures. Une fois sporulés, les oocystes sont observés et mesurés au microscope.

III. Résultats

A. Etudes des prélèvements

Au total 45 prélèvements ont été réalisés sur des perdrix (rouges et grises) et 10 sur des faisans.

1. Chez la perdrix

a) Parasites observés chez la perdrix

Des coccidies ont été retrouvées dans 34 prélèvements soit 79% des prélèvements, des syngames dans 2 prélèvements, des ectoparasites dans 1 prélèvement, des flagellés dans 9 prélèvements, des nématodes digestifs dans 7 prélèvements, des syngames dans 2 prélèvements, et des capillaires du jabot dans 2 prélèvements et des champignons dans 1 prélèvement.

Tableau VI: A : parasites retrouvés chez la perdrix, classés par grand type ; B : détails de la répartition des coccidies.

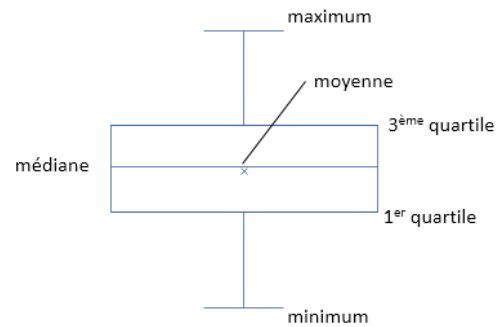
Parasites retrouvés	Nombre de prélèvements	%		Nombre de prélèvements	%	
Coccidies	34	79,1	B	Coccidie chez la perdrix rouges	33	97,1
Flagellés	9	20,9		Coccidie chez la perdrix grises	1	2,9
Nématodes digestifs	7	16,3		Présence de 1 seule espèce de coccidie (<i>Eimeria legionensis</i>)	6	17,6
Syngames	2	4,7		Présence de 2 espèces de coccidie (<i>Eimeria koifoidi</i> et <i>Eimeria legionensis</i>)	26	76,5
Capillaires du jabot	2	4,7		Présence de 3 espèces de coccidies (<i>Eimeria koifoidi</i> , <i>Eimeria legionensis</i> et <i>Eimeria caucasica</i>)	2	5,9
Aspergillose	1	2,3		Coccidie associée à d'autres parasites	7	20,6
Ectoparasites	1	2,3				
Nombre total de prélèvements	45					
				A		

Sur les prélèvements étudiés on constate que la coccidiose est la parasitose dominante avec environ 80% des prélèvements étudiés. De plus dans $\frac{3}{4}$ des cas il y a deux coccidies qui sont associées (*Eimeria legionensis* et *Eimeria Kofoidi*), parfois une seule (*Eimeria legionensis*) et plus rarement trois (*Eimeria legionensis*, *Eimeria Kofoidi*, et *Eimeria caucasica*). Dans 20% des cas les coccidies sont retrouvées avec un autre parasite (flagellé et ascaris principalement).

Les deux espèces de coccidies les plus fréquemment retrouvées sont *Eimeria legionensis* et *Eimeria kofoidi*.

b) Tailles des coccidies récoltées

Pour les deux espèces de coccidies les plus fréquemment retrouvées (*E. kofoidi* et *E. legionensis*) nous avons mesuré la longueur et la largeur des oocystes sporulés et des sporocystes, en microscopie optique avec un grossissement x1000. Ces mesures ont été déterminées à partir de 50 éléments parasites provenant de 34 prélèvements différents.



Pour chaque longueurs et largeurs la boîte à moustache donne le maximum et le minimum aux extrémités ; le premier et le troisième quartile et la médiane sont représentés par des barres horizontales ; la moyenne est représentée par une croix.

Figure 128: explication boîte à moustache

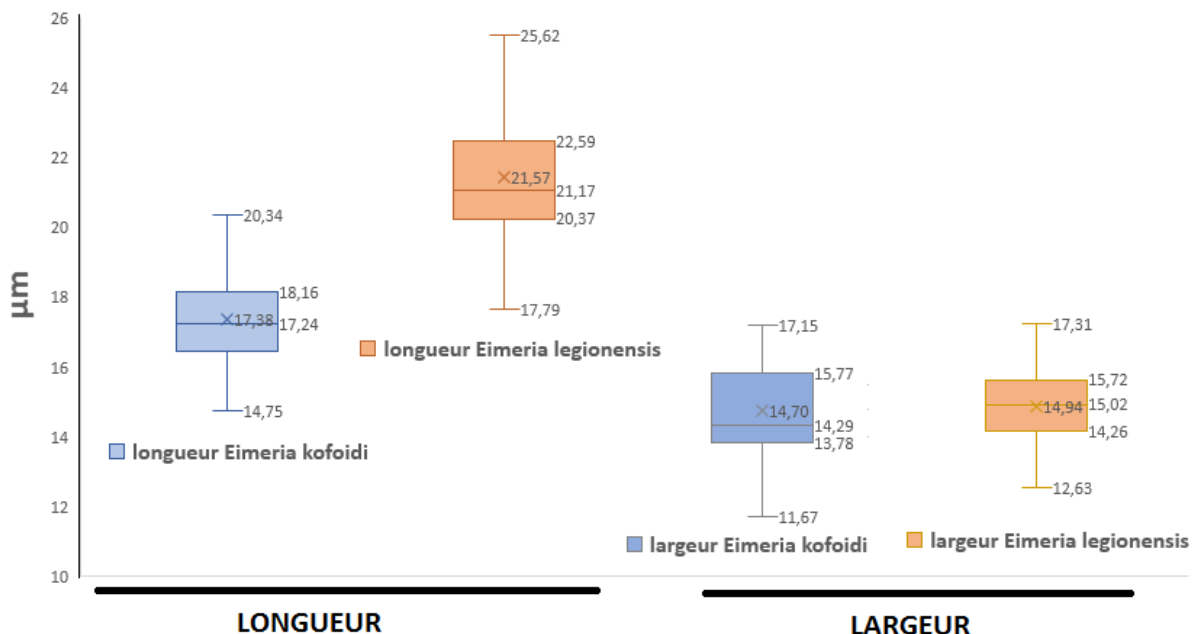


Figure 129: dimensions des oocystes de *Eimeria legionensis* et de *Eimeria kofoidi*.

Les oocystes de *Eimeria legionensis* observés au cours de cette étude mesurent (18-25) x (12-17) μm avec une moyenne de 21.6 x 14.7 μm . Les oocystes de *Eimeria kofoidi* observés au cours de cette étude mesurent (15-20) x (12-17) μm avec une moyenne de 17.4 x 14.9 μm .

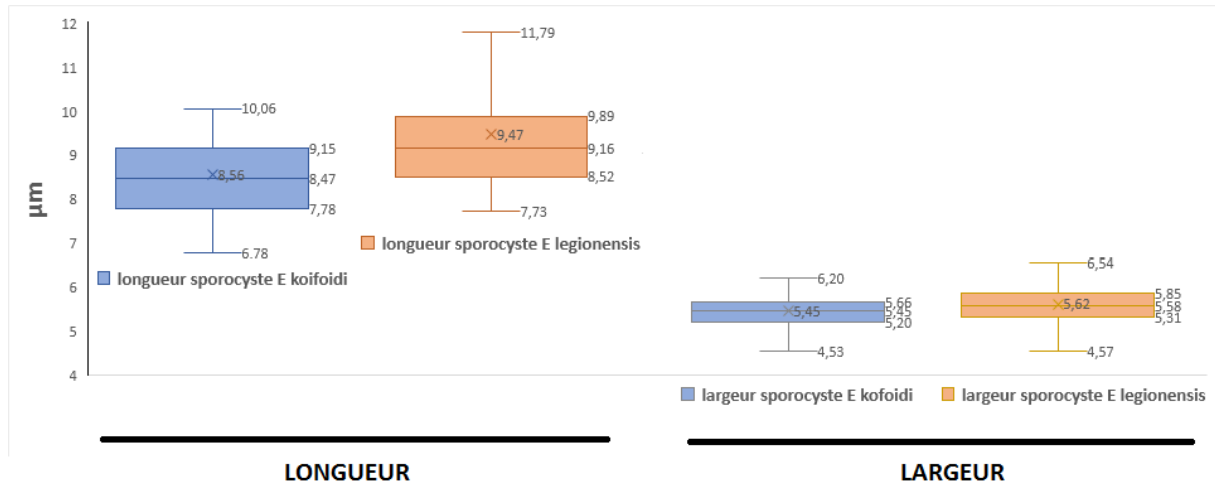


Figure 130: dimension des sporocystes de *Eimeria legionensis* et de *Eimeria kofoidi*.

Les sporocystes de *Eimeria kofoidi* observés au cours de cette étude mesurent (6.8-10.1) x (4.53-6.2) μm avec une moyenne de 8.56 x 5.45 μm . Les sporocystes de *Eimeria legionensis* observés au cours de cette étude mesurent (7.7-11.8) x (4.6-6.5) μm avec une moyenne de 9.47 x 5.62 μm .

2. Chez le faisan

a) Parasites observés chez le faisan

Sur les 13 prélèvements obtenus sur des faisans, on retrouve de la coccidiose dans 10 prélèvements. *Eimeria phasiani* est retrouvée seule une fois. *Eimeria duodenalis* et *Eimeria phasiani* sont retrouvées associées 4 fois. La triple association *Eimeria duodenalis*, *Eimeria phasiani* et *Eimeria colchici* est retrouvée 4 fois. *Eimeria duodenalis*, *Eimeria colchici* et *Eimeria pacifica* sont retrouvées une fois, de même pour la triple association *Eimeria duodenalis*, *Eimeria phasiani* et *Eimeria pacifica*. Dans les prélèvements restants on retrouve une association de flagellés (*Tetratrichomonas sp* et *Spironucleus sp*) et deux cas d'aspergillose.

Tableau VII : A : parasites retrouvés sur le faisan classés par grand type ; B : détail de la répartition des coccidies

Parasites retrouvés	Nombre de prélèvements	%	Association de coccidies retrouvées	%
Coccidies	10	77	E phasiani seule	10
Spironucleus sp	1	8	E phasiani, E duodenalis	40
Tetratrichomonas sp	1	8	E duodenalis, E phasiani, E pacifica	10
Aspergillose	2	16	E colchici, E duodenalis, E pacifica	10
Nombre total de prélèvements	13		E phasiani, E duodenalis, E phasiani	40

A **B**

Comme chez la perdrix on constate que la pathologie dominante est la coccidiose.

b) Tailles des coccidies récoltées

Pour les trois espèces de coccidies les plus fréquemment retrouvées (*E. duodenalis*, *E. phasiani* et *E. colchici*) nous avons mesuré la longueur et la largeur des oocystes sporulés et des sporocystes, en microscopie optique avec un grossissement x1000. Ces mesures ont été déterminées à partir de 50 éléments parasitaires provenant de 10 prélèvements différents.

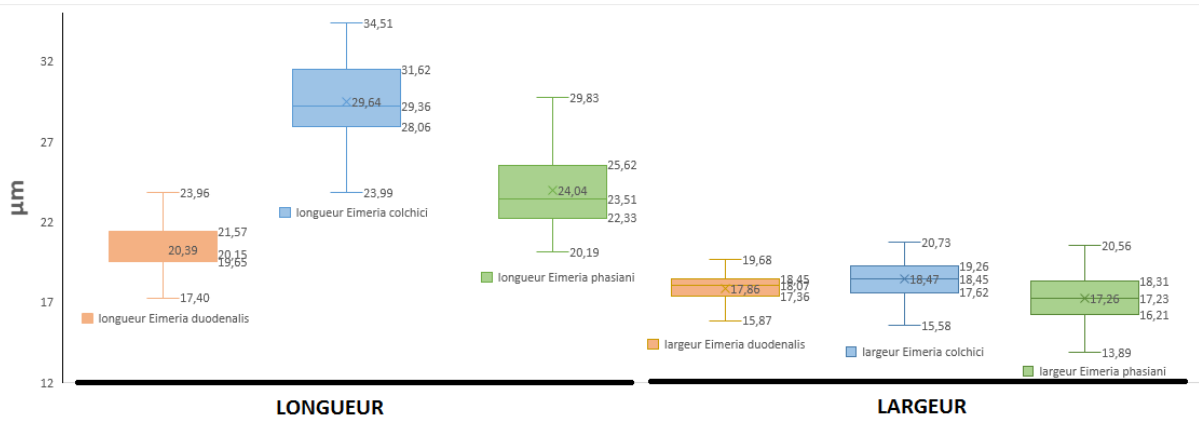


Figure 131: dimensions des oocystes de *E. duodenalis*, *E. colchici* et *E. phasiani*

Les oocystes de *Eimeria duodenalis* mesurent (17.4-24) x (15.9-19.7) µm avec une moyenne de 20.4 x 17.9 µm. Les oocystes de *Eimeria colchici* mesurent (24-34.5) x (15.6-20.7) µm avec une moyenne de 20.4 x 17.9 µm. Les oocystes de *Eimeria phasiani* mesurent (20.2-29.8) x (13.9-20.6) µm avec une moyenne de 24.0 x 17.3 µm.

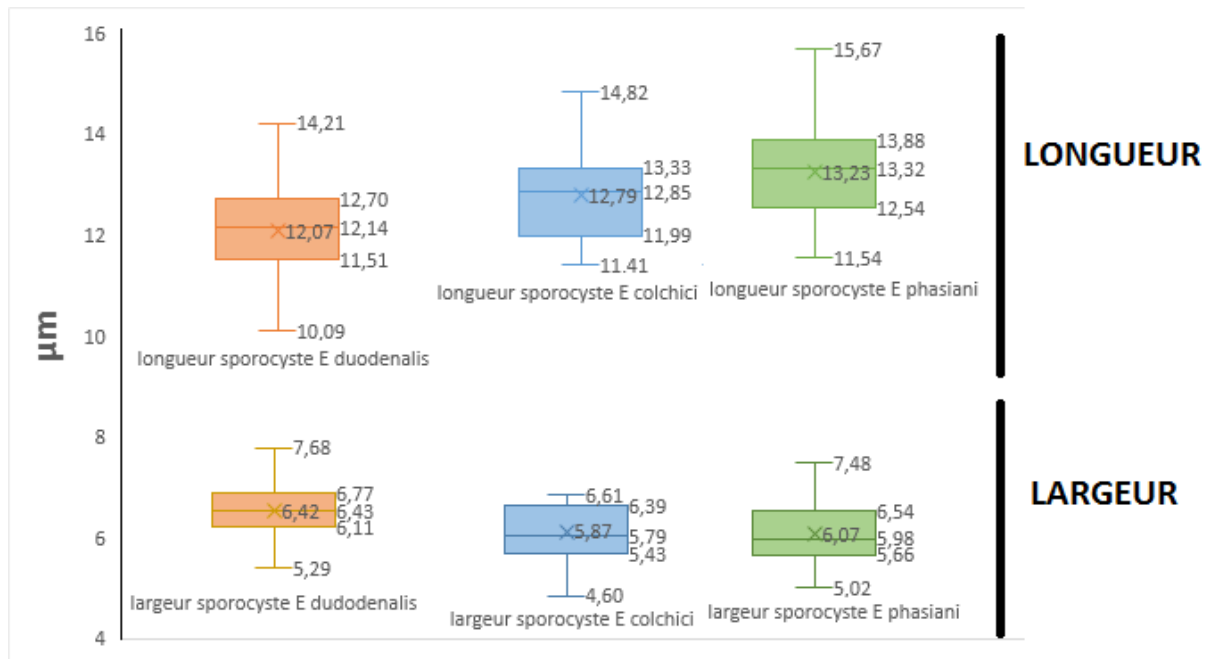


Figure 132: dimensions des sporocystes de *E. duodenalis*, *E. colchici* et *E. phasiani*

Les sporocystes de *E. duodenalis* mesurent (10.1-14.2) x (5.3-7.7) µm avec une moyenne de 6.42 x 12.7 µm. Les sporocystes de *E. colchici* mesurent (11.4-14.8) x (4.6-6.6) µm avec une

moyenne de 5.87 x 12.8 µm. Les sporocystes de *E. colchici* mesurent (11.5-15.7) x (5.0-7.5) µm avec une moyenne de 5.87 x 12.8 µm.

B. Etude des données Réanalyse

Pour la période d'avril à octobre les autopsies de gibiers réalisées au sein de plusieurs filiales du Réseau Cristal ont été compilées grâce au logiciel Réanalyse (logiciel informatique du Réseau Cristal). Les filiales concernées sont MCvet, Labovet et Filiavet. Au total 598 autopsies de gibiers à plumes ont été réalisées sur la période [avril 2018] – [octobre 2018].

1. Etude des cas de coccidioses

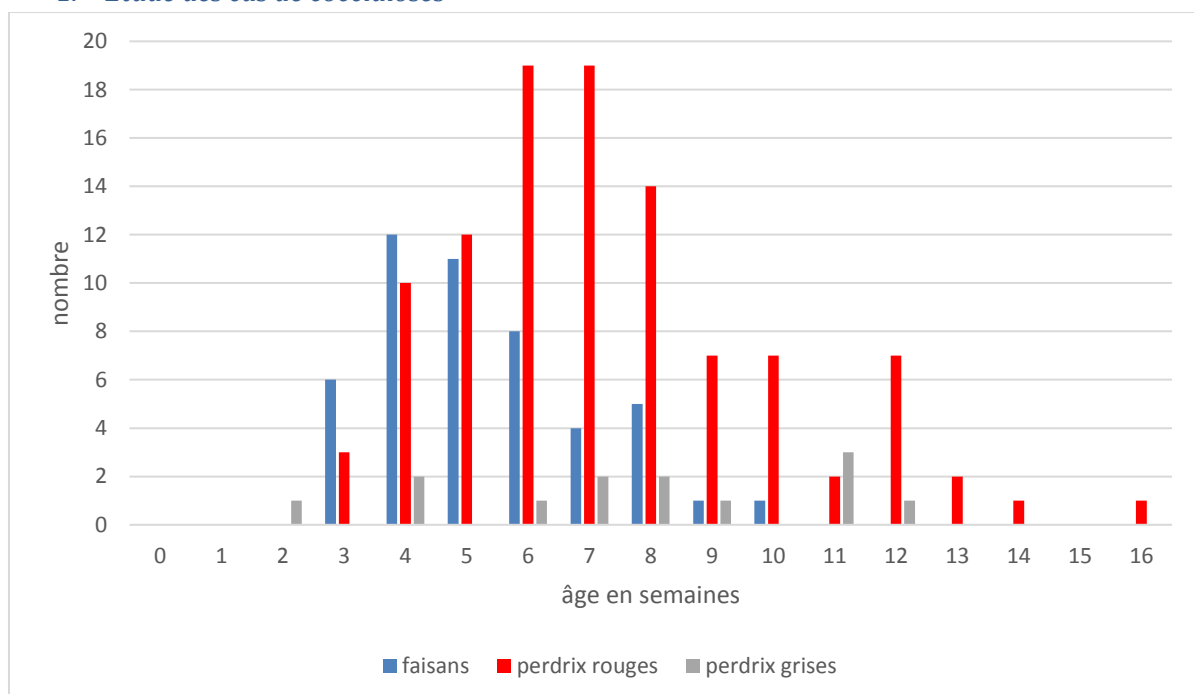


Figure 133: nombre de cas de coccidiose en fonction de l'âge

On constate, d'après la figure 135 ci-dessus que les cas de coccidioses chez les perdreaux rouges sont les plus nombreux sur les lots d'animaux âgés entre 4 et 8 semaines avec un pic à 6-7 semaines, alors que chez les faisans le pic épidémiologique est observé à 4-5 semaines avec de nombreux cas entre 3 et 8 semaines d'âge.

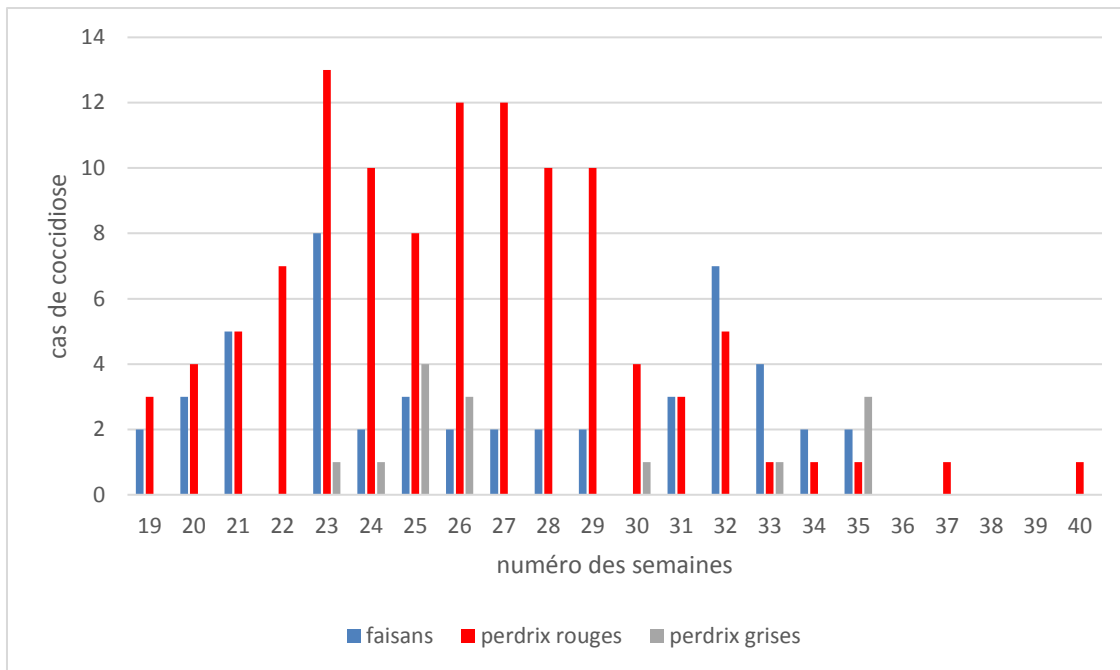


Figure 134: coccidiose en fonction de l'avancé dans la saison d'élevage

D'après la figure 136 ci-dessus, on constate que le nombre de cas de coccidioses augmente progressivement en début de saison et il rediminue surtout à partir du mois d'août. Les cas de coccidioses sont les plus nombreux entre la semaine 23 et la semaine 29, ce qui correspond au mois de juin et à la première quinzaine de juillet.

2. Etudes des cas de flagelloses

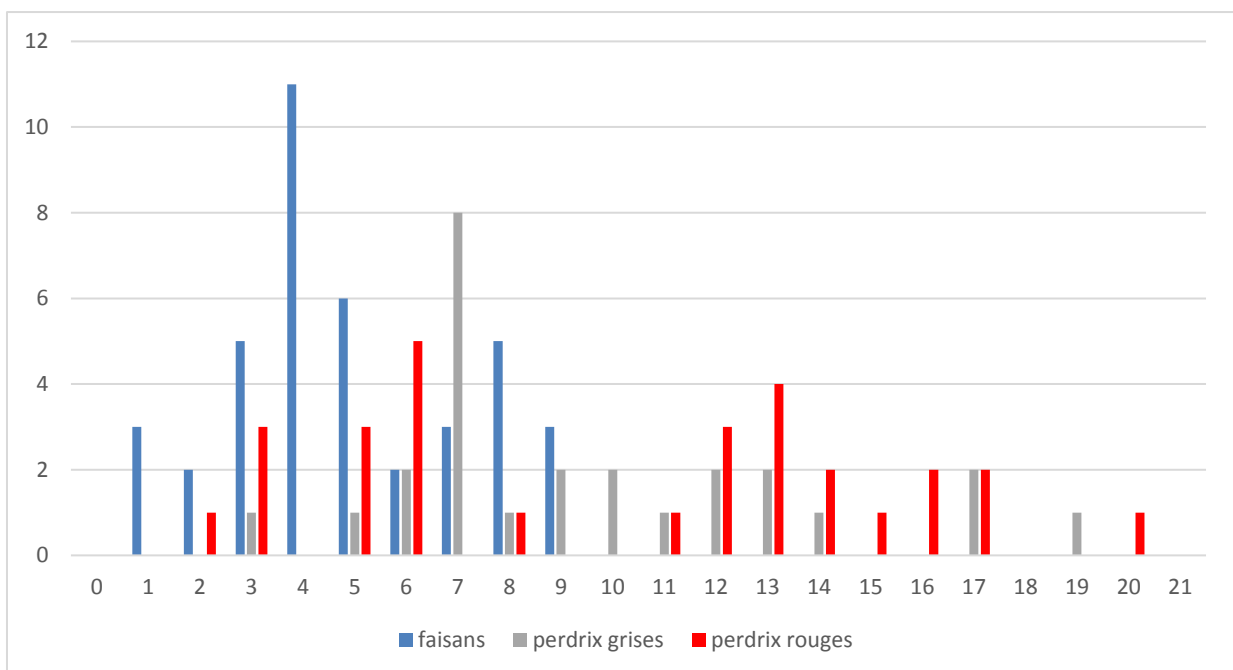


Figure 135: cas de flagelloses en fonction de l'âge des oiseaux

D'après la figure 137 ci-dessus, on constate que les oiseaux âgés de 3 à 9 semaines sont les plus atteints par un ou plusieurs flagellés (*Hexamita meleagridis*, *Spironucleus meleagridis*, *Tetratrichomonas gallinarum*). Le nombre de cas de flagelloses chez la perdrix grise est relativement important comparé aux faisans et perdrix rouges ; on observe un pic à 7 semaines d'âge.

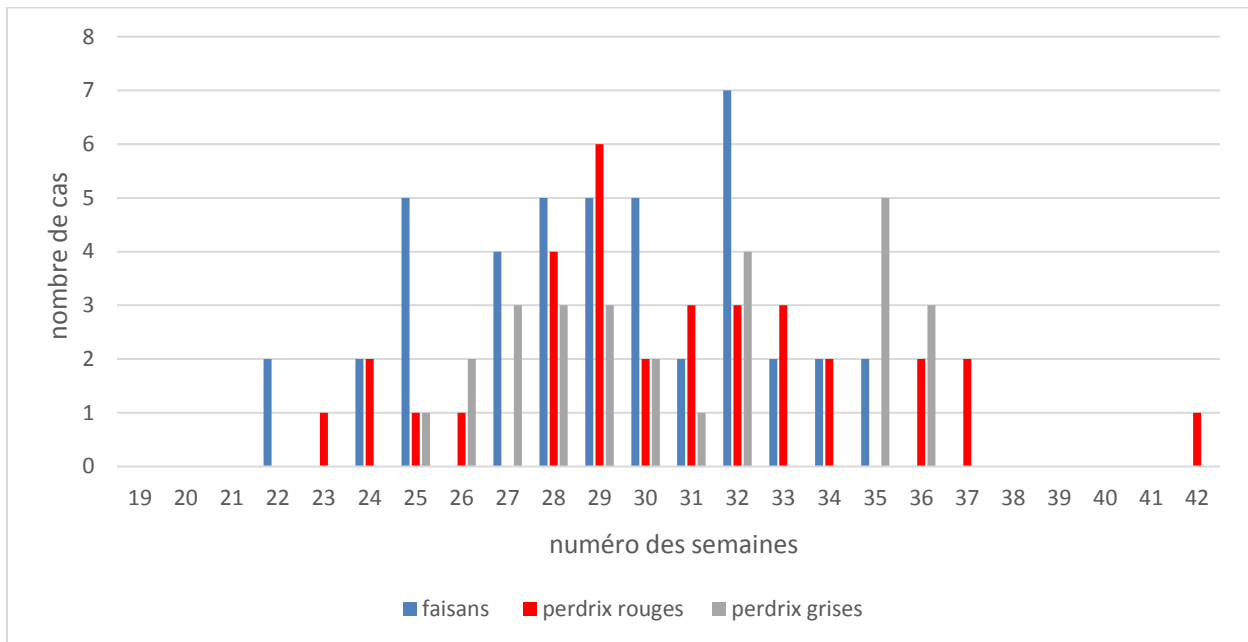


Figure 136: cas de flagelloses en fonction du temps

D'après la figure 138 ci-dessus, on constate que les cas de parasitisme dû à des flagellés sont peu nombreux en début de saison et qu'ils sont plus importants à partir de l'été. Enfin on note très peu de cas à partir de septembre.

3. Comparaison des cas de protozooses par rapport aux autres cas de parasitisme

a) En fonction du temps

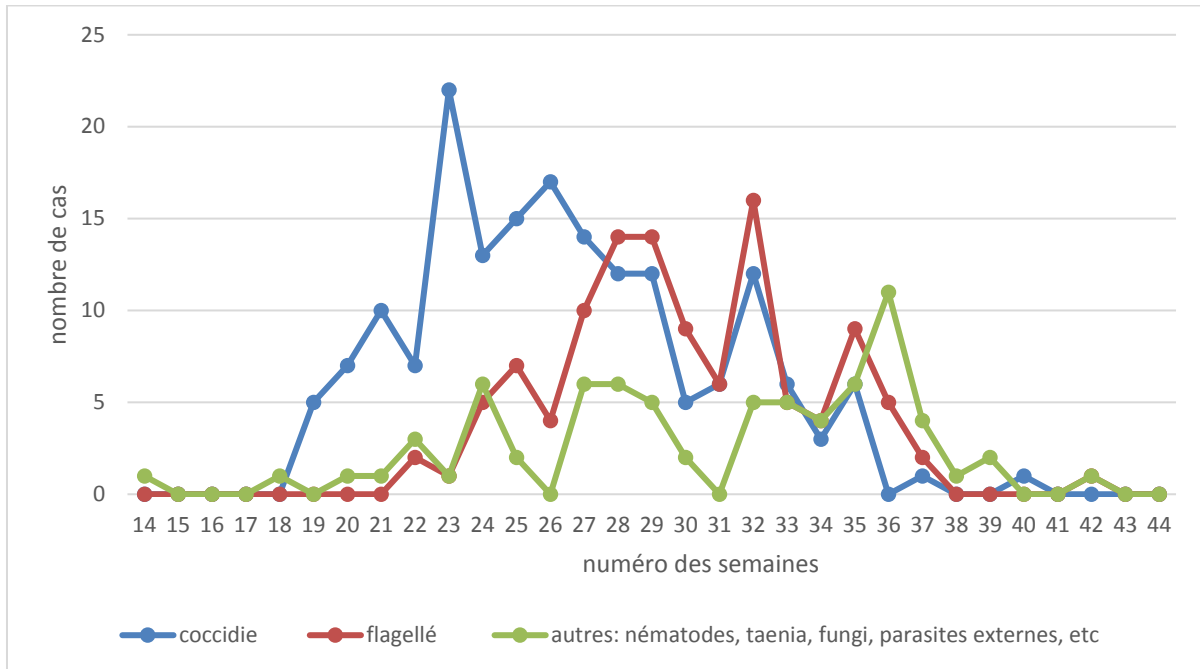


Figure 137: cas de parasitologie en fonction des semaines

On peut observer sur la figure 139 ci-dessus que les cas de coccidioses apparaissent en premier dans la saison et la coccidiose reste la pathologie principale tout au long de la période étudiée. Les cas de flagelloses apparaissent plus tard dans la saison (à partir de juin) ainsi que le reste des autres pathologies parasitaires (capillariose, ascaridiose, candidose, aspergillose, parasitisme externe, etc.). On constate qu'en juillet et août les cas de flagelloses sont les plus nombreux.

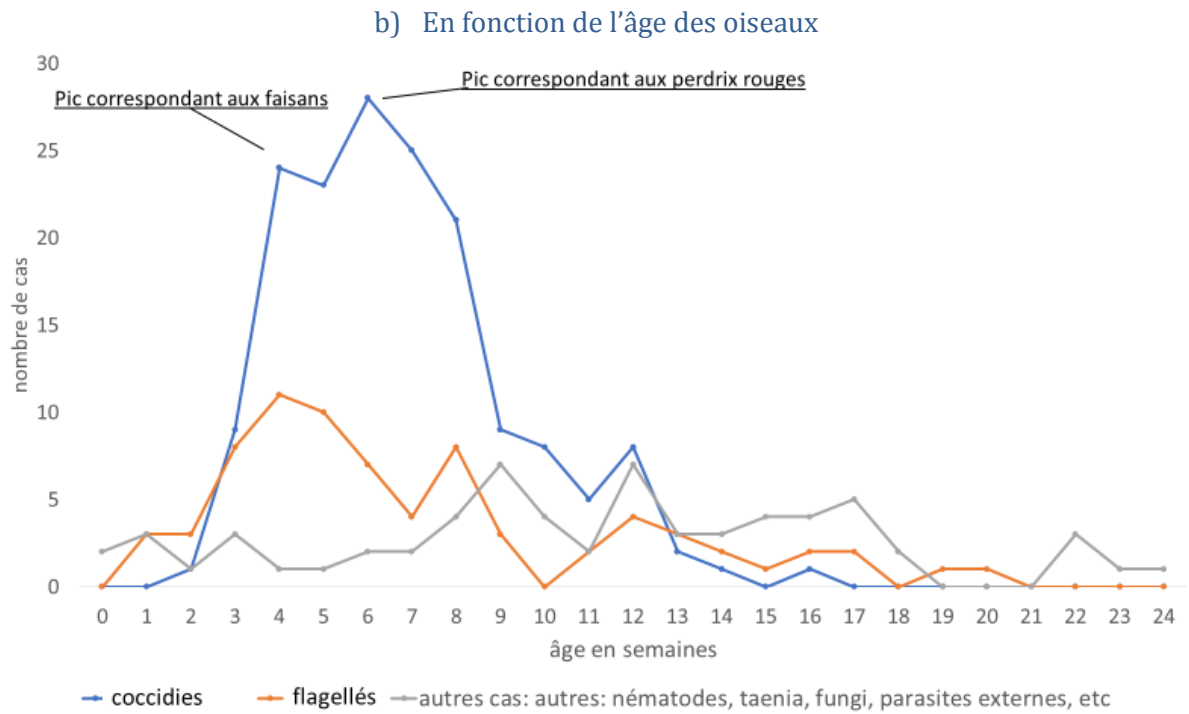


Figure 138: cas de parasitoses en fonction de l'âge des oiseaux

On constate sur la figure 140 ci-dessus que les cas de parasitisme ont surtout lieu chez les oiseaux jusqu'à l'âge de 18 semaines. Pour la coccidiose on retrouve un pic à 6-7 semaines correspondant aux perdrix rouges et un pic secondaire à 4-5 semaines correspondant aux faisans. On constate sur cette figure que la coccidiose est la pathologie parasitaire la plus importante loin devant les flagelloses et les autres cas de parasitisme (ascaridiose, parasitisme externe, syngamose, capillariose, etc.)

c) Cas de parasitoses sur le total de la saison

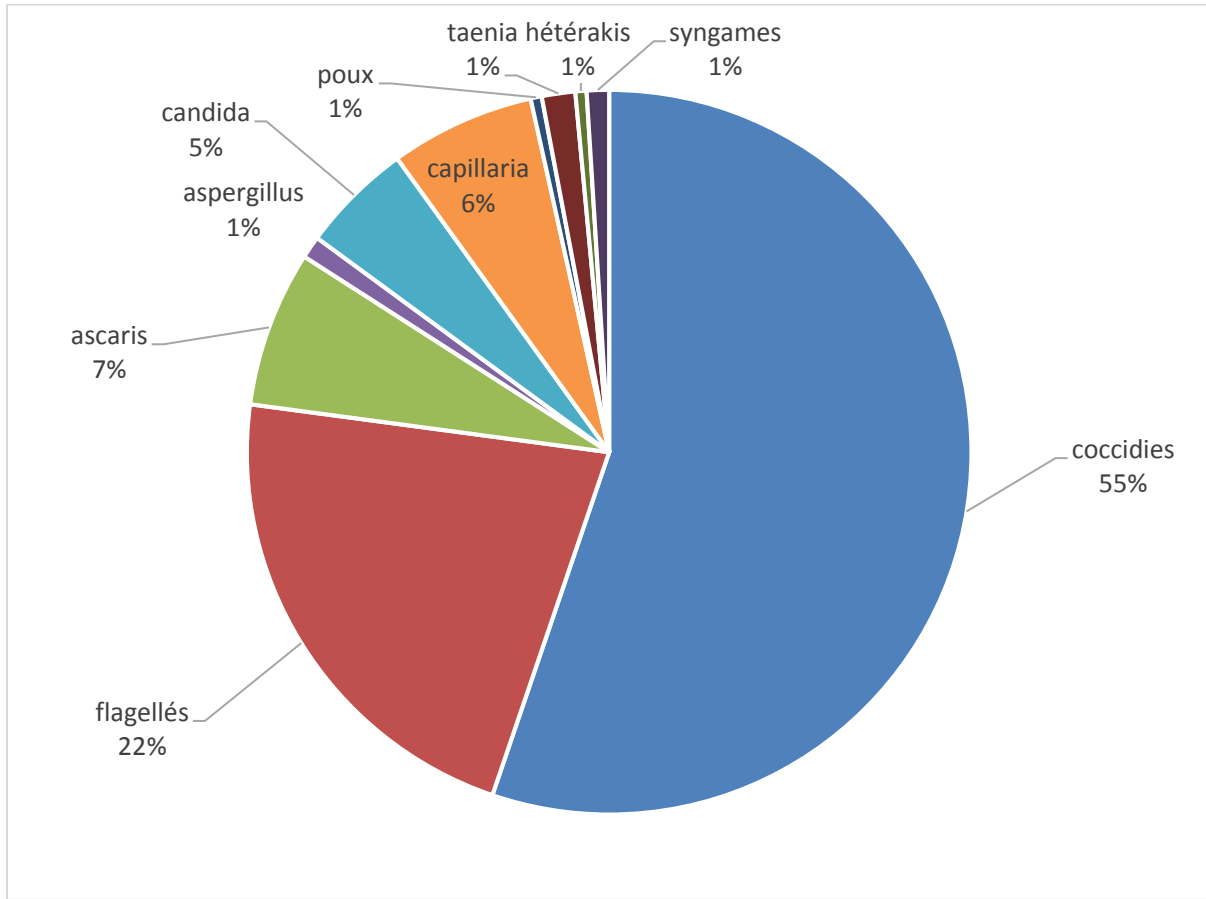


Figure 139: parasitologie de la perdrix rouge sur la saison 2018

Sur un total de 217 autopsies réalisées chez la perdrix rouges, on retrouve des parasites dans 133 d'entre elles soit environ 61 % des cas. La parasitose prédominante est la coccidiose, viennent ensuite les flagelloses, les nématodoses (capillarioses et ascaridioses), et les candidoses.

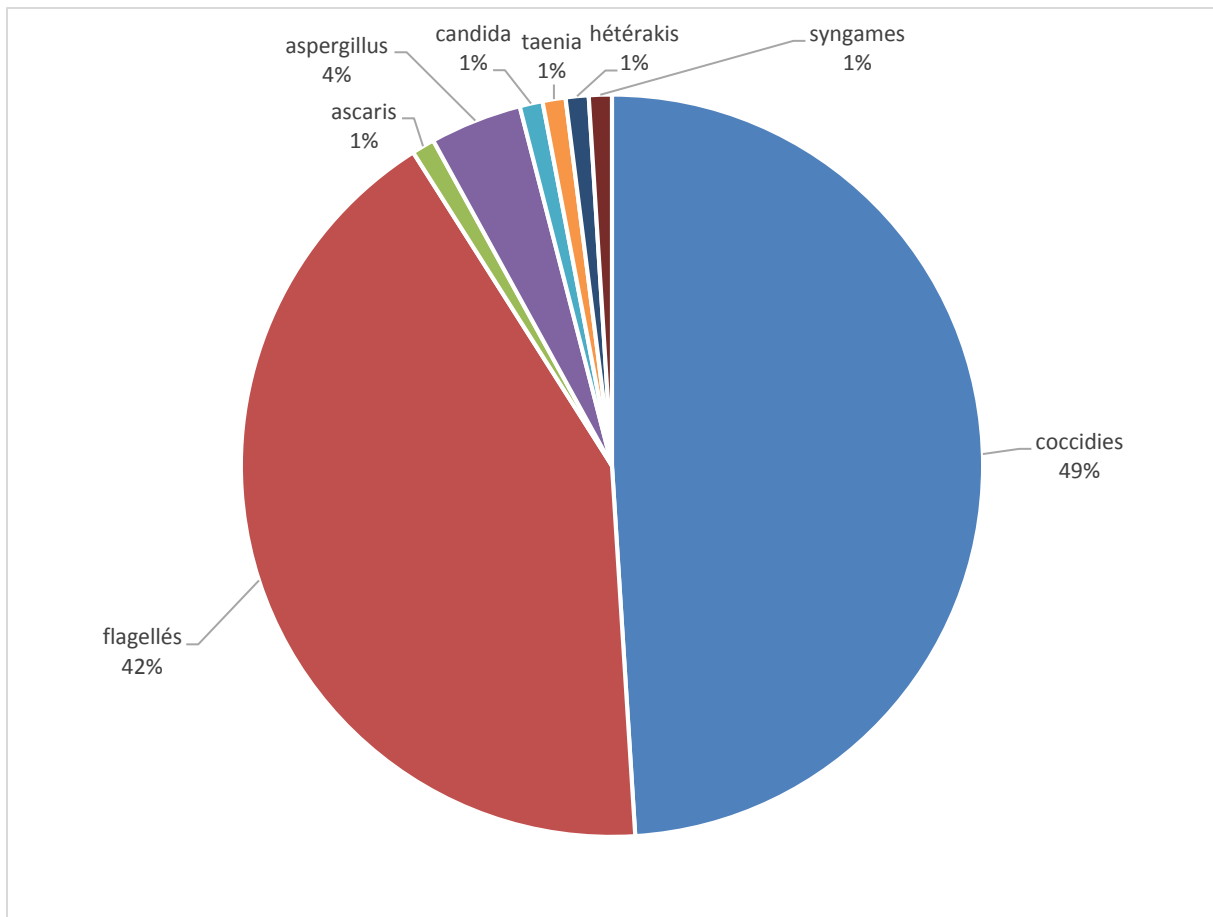


Figure 140: cas de parasitologie du faisan pour la saison 2018

Sur un total des 230 autopsies réalisées chez le faisan, on retrouve des parasites dans 74 d'entre elles soit environ 32% des cas. La pathologie dominante est aussi la coccidiose, suivit des flagelloses. Ainsi les protozoaires sont responsables de plus de 90% des affections parasitaires du faisan.

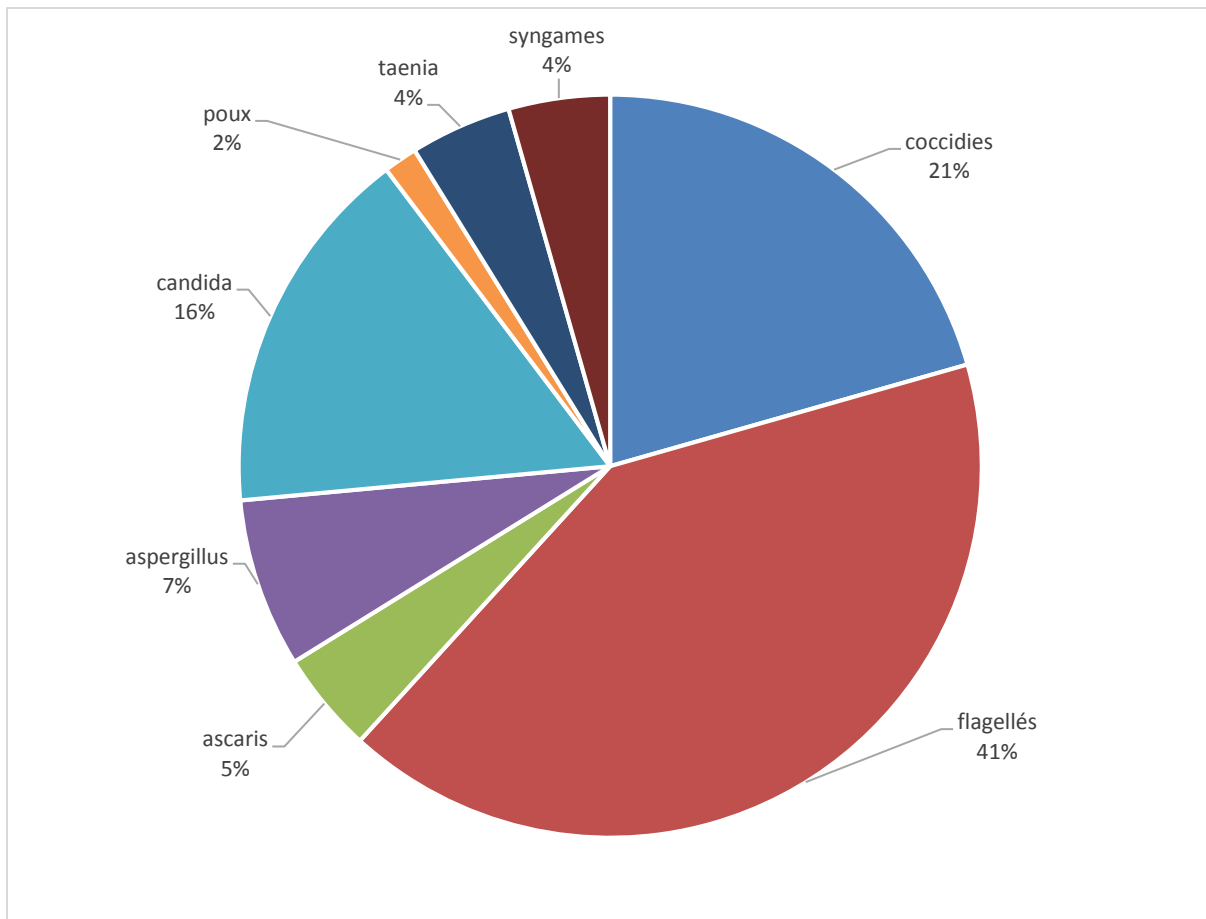


Figure 141: parasitologie de la perdrix grise pour la saison 2018

Sur un total de 151 autopsies réalisées chez la perdrix grises on retrouve des parasites dans 49 d’entre elles, soit environ 32% des cas. Contrairement aux faisans et aux perdrix rouges, chez les perdrix grises, les infestations parasitaires par des flagellés sont prédominantes. Les coccidioses viennent en deuxième. On note une proportion relativement importante de cas de candidose par rapport aux deux autres espèces.

d) Cas parasitaires versus non parasitaires

Entre mars et octobre 2018, 598 autopsies de gibiers à plumes ont été réalisées au sein des filiales Labovet, Filiavet et MCvet. Les principales lésions retrouvées ont été classées en douze grandes catégories. La figure 144 ci-dessous nous montre les proportions de ces catégories retrouvées lors de ces autopsies et pour chaque catégories les proportions d’atteinte parasitaire et non parasitaire.

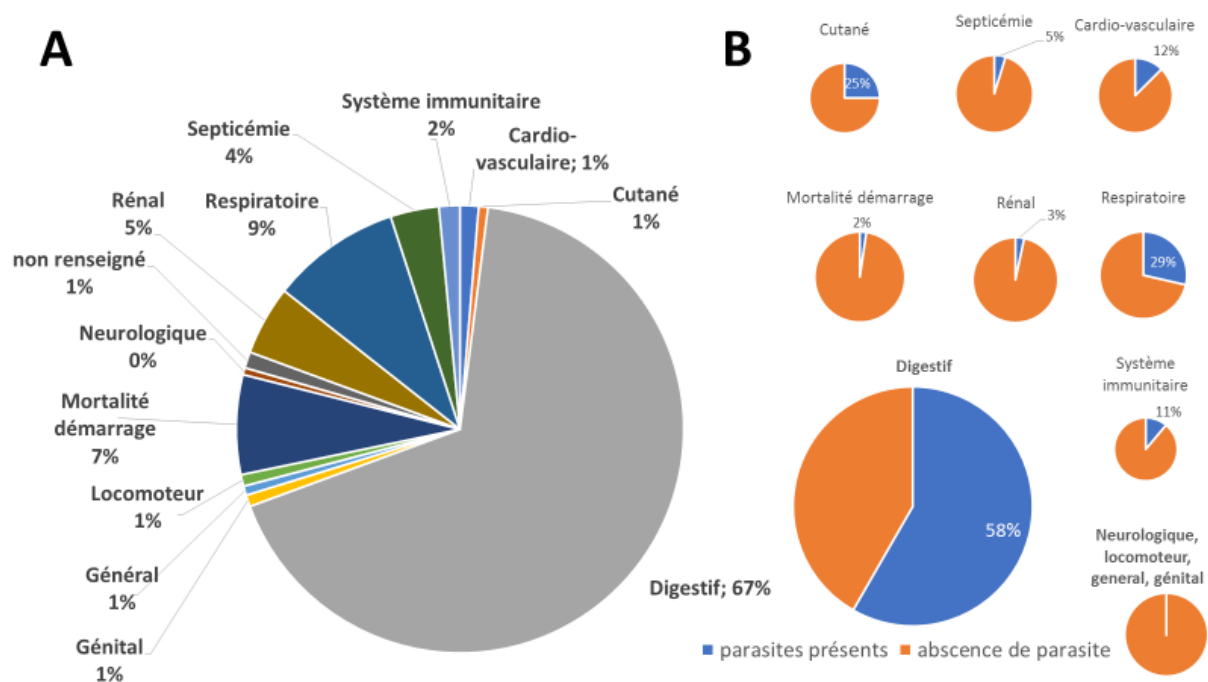


Figure 142: catégories lésionnelles retrouvées lors de l'autopsie de gibier à plumes pour la saison d'élevage 2018 ; A : proportion des différentes catégories ; B : cas parasitaire et non parasitaires pour chaque catégorie.

Sur un total de 598 autopsies, des parasites ont été retrouvés dans 256 d'entre elles soit environ 43% des autopsies de gibiers. On constate une importance majeure des atteintes digestives chez le gibier à plumes, viennent ensuite les atteintes respiratoires et la mortalité au démarrage. C'est aussi lors d'atteintes digestives que les parasites sont retrouvés en plus grande proportion (58% des cas).

IV. Discussion

Les résultats précédents prennent en compte uniquement les parasites retrouvés chez des animaux amenés pour autopsie dans les différents laboratoires. Ne sont pas pris en compte les autopsies réalisées en élevage. Ne sont pas pris en compte aussi les résultats de coproscopies de contrôle réalisées sur des animaux reproducteurs cliniquement sains présents dans les élevages lors de période sur le terrain courant avril ; sur lesquelles ont été mis en évidence des œufs d'*Heterakis sp.* Ainsi la prévalence de *Heterakis sp.* est peut-être sous-estimée dans cette étude, étant donné la faible pathogénicité de ce parasite, les infestations non cliniques ne sont pas détectées et les animaux non autopsiés.

La première période sur le terrain au mois d'avril correspond au tout début de la saison d'élevage, ainsi hormis quelques cas d'aspergillose, aucun autre parasite n'a été prélevés. En dehors des périodes sur le terrain, aucun prélèvement d'aspergillose n'a été réalisé, ainsi le nombre de cas d'aspergillose, notamment chez les jeunes, peut être sous-estimé dans cette étude.

Pour des raisons techniques les prélèvements se sont arrêtés au mois de septembre 2018, une grande partie de la saison d'élevage a été couverte. Cependant, en plus des animaux reproducteurs, il reste encore des animaux dans les élevages qui n'ont pas été relâchés dans la nature, ils les seront probablement d'ici le mois de décembre. Ces animaux sont, en fin de saison, d'un âge plus avancé et par conséquent un peu moins sensibles aux coccidioses et ils ont plutôt tendance à être atteints par plus de verminoses qu'en début de saison. Ceci peut expliquer en partie la proportion importante des cas de coccidioses dans les prélèvements réalisés.

La proportion importante de cas de coccidiose chez la perdrix rouge peut être en partie liée à la sensibilité de celle-ci aux coccidies mais aussi au fait que les coccidioses sont plus fréquentes chez les jeunes. Un autre facteur pouvant expliquer le nombre important de cas de coccidiose est l'ensemble des conditions climatiques rencontrées aux printemps de cette année.

Les dimensions des oocystes de coccidies mesurées avec les prélèvements sont similaires avec les dimensions obtenues dans la bibliographie. Lors de l'analyse des différentes espèces de coccidies on constate que l'âge des oiseaux n'est pas corrélé avec l'apparition d'une espèce de coccidie particulière.

Deux cas de parasitose externe ont été mis en évidence. Dans un premier prélèvement on retrouve sur une gale dû à *Epidermoptes sp*, et le second prélèvement n'a pas été pris en compte dans les résultats car il s'agit en fait d'acariens non parasites. Malgré le mode d'élevage au sol avec de la végétation, on constate que peu de cas de parasitisme externe ont été mis en évidence.

Le fait que beaucoup de prélèvements proviennent de Vendée peut s'expliquer par le fait que deux des laboratoires participants se situent dans cette zone et de plus c'est dans cette région que se concentre le plus d'élevages.

Que ce soit dans les prélèvements réalisés ou avec les données du Réseau Cristal sur les autopsies de gibier, on retrouve la coccidiose en tant que pathologie parasitaire dominante. Cependant chez la perdrix grise les flagelloses sont encore plus importantes que la coccidiose. Le nombre important de flagelloses chez la perdrix grise est dû à un nombre important de cas d'histomonose, la perdrix grise étant particulièrement sensible à cette maladie.

Les trois flagelloses (hexamitiase, trichomonose et histomonose) sont regroupées en un seul groupe de parasitose dans cette étude car lors des autopsies la distinction entre les trois n'est pas toujours précisée et le rapport d'autopsie indique « entérite à protozoaires flagellés ».

On constate que c'est chez les faisans âgés de 3 à 8 semaines et chez les perdrix de 4 à 12 semaines, que les cas de parasitisme sont les plus importants. Ces tranches d'âge correspondent aux périodes où les animaux sont en prévolière, ainsi il semble que le passage en prévolière est une période à risque vis-à-vis des infestations parasitaires.

Lors de l'étude des données Réanalyse, le fait de retrouver des parasites en grandes proportions au niveau digestif peut s'expliquer par la dominance des cas de coccidiose.

D'après les résultats ci-dessus la perdrix rouge semble plus sensible au parasitisme que le faisan et la perdrix grise. Une des hypothèses avancées par certains auteurs est que la perdrix rouge est une espèce non autochtone et par conséquent moins bien adaptée aux climats tempérés et plus sensible aux maladies que ses autres congénères.

CONCLUSION

Le parasitisme occupe une place importante dans la pathologie de l'élevage du gibier à plumes.

Les différents parasites retrouvés chez le faisan et la perdrix sont présentés dans une première partie bibliographique. Il existe une large variété d'espèces pouvant atteindre de nombreux organes chez leur hôte. Les parasites retrouvés se situent principalement au niveau du système digestif ; ils peuvent infester toutes les portions de celui-ci : œsophage, jabot, proventricule, foie, intestin et caecum. Le tube digestif peut abriter des nématodes, des trématodes, des cestodes, des champignons et des protozoaires (coccidies, flagellés). Les parasites cutanés sont constitués d'une grande variété d'espèces de poux, de puces, de tiques, de champignons, de punaises et d'acariens. Quelques parasites sont également présents dans les muscles, l'appareil respiratoire et le sang.

Une étude de terrain, menée en partenariat avec le Réseau Cristal et coordonnée par le Dr Chatenet, a permis de recueillir des prélèvements de parasites lors d'autopsies de gibiers à plumes afin de les étudier et de les identifier. Il ressort de cette enquête que le parasitisme du faisan et de la perdrix est largement dominé par les coccidies, puis les flagellés, et les nématodes (capillaires et syngames notamment). Malgré les conditions d'élevage, peu de parasitoses externes ont été observées. Aucun parasite sanguin ou musculaire n'a été mis en évidence.

Le gibier d'élevage constitue une filière à part entière avec ses propres objectifs et particularités d'élevage. Il existe encore de nombreux axes de recherche sur le parasitisme du gibier à plumes, et en particulier sa gestion. Ainsi, ce travail de thèse fait un point bibliographique sur les parasites du faisan et de la perdrix, et également un point sur les principaux parasites retrouvés en élevage. Il pourra servir de base à d'autres travaux plus spécifiques vis-à-vis par exemple de la gestion des infestations parasitaires, tel le suivi de décontamination et la maîtrise du risque parasitaire en élevage, mais également sur des études plus fondamentales concernant la biologie de ces parasites.

BIBLIOGRAPHIE

- [1] ABDELQADER, A., GAULY, M., WOLLNY, C.B.A. et ABO-SHEHADA, M.N., 2008. Prevalence and burden of gastrointestinal helminthes among local chickens, in northern Jordan. In : *Preventive Veterinary Medicine*. juin 2008. Vol. 85, p. 17-22. DOI 10.1016/j.prevetmed.2008.01.009.
- [2] ABDIGOUDARZI, M., MIRAFZALI, M. S. et BELGHEISZADEH, H., 2014. Case Report Human Infestation with *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) in a Family Referred with Pruritus and Skin Lesions. In : *Journal of Arthropod-Borne Diseases*. 2014. p. 5.
- [3] ABDOU, A.H. et SELIM, M.K., 1957. On the life-cycle of *Subulura suctoria*, a caecal nematode of poultry in egypt. In : *Zeitschrift für Parasitenkunde* [en ligne]. 1957. Vol. 18, n° 1. [Consulté le 23 octobre 2018]. DOI 10.1007/BF00259023. Disponible à l'adresse : <http://link.springer.com/10.1007/BF00259023>.
- [4] AIKAWA, M., 1971. Parasitological review. Plasmodium: the fine structure of malarial parasites. In : *Experimental Parasitology*. octobre 1971. Vol. 30, p. 284-320.
- [5] AKSIN, N. et ONCEL, T., 2011. The Presence of Chewing Lice (Insecta: Phthiraptera) Species on Wild Grey Partridge (*Perdix perdix canescens*). In : *Journal of Animal and Veterinary Advances*, Vol. 10, pp. 1660-1662.
- [6] ANSARI, M., A., R., 1955. Synoptic table for the determination of Mallophaga infesting the domestic fowl (*Gallus gallus domesticus*). In : *Indian Journal of Entomology*, Vol. 17, pp. 245-270.
- [7] APHA avian expert group, Animal and Plant Health Agency. *Common disease of gamebirds in Great Britain* [en ligne]. Disponible à l'adresse : <http://apha.defra.gov.uk/documents/surveillance/diseases/gamebirds-common-diseases.pdf> [consulté le 15 septembre 2018].
- [8] ARNOLD, Don C., 2008. The Pheasant Group of the Genus *Lagopoecus* (Phthiraptera: Ischnocera: Philopterae). In : *Journal of the Kansas Entomological Society*. 2008. Vol. 81, n° 2, p. 153-160.
- [9] ASHRAF, S., JAVID, A., ASHRAF, M., AKRAM, M., ALTAF, M., IRFANH.,1962ANON., 2015. Studies on parasitic prevalence in ring necked pheasants (*Phasianus colchicus*) in captivity. In: *The Journal of Animal & Plant Sciences*, Vol 25, Special Issue, p. 359-364.
- [10] BARNETT, J., BOOTH, P., ARROW, M., GARCIA-RUEDA, C. et IRVINE, R. M., 2011. Spinal aspergillosis in pheasants. In : *Veterinary Record*. 22 octobre 2011. Vol. 169, n° 17, p. 449-450. DOI 10.1136/vr.d6805.
- [11] BARUS, V. et BLAZEK, K., 1970. Studies on the nematode *Subulura suctoria* III. development in the definitive host. In : *Folia Parasitologica*, Vol. 17, pp. 141-151.

- [12] BARUS, V., 1969. Studies on the nematode *Subulura suctoria* I. Morphological and metrical variability. In : *Folia Parasitologica*, Vol. 16, Issue 4, pp. 303-310.
- [13] BARUS, V., 1970. Studies on the nematode *Subulura suctoria* II. Development in the intermediate host. In : *Folia Parasitologica*, Vol. 17 No. 1, pp. 49-59.
- [14] BARUS, V., 1970. Studies on the nematode *Subulura suctoria* IV intermediate host. In : *Folia Parasitologica*, Vol. 17, pp. 191-199.
- [15] BAUD'HUIN, B., 2003. Les parasites de la caille des blés (*Coturnix coturnix*). Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 118 p.
- [16] BEDFORD, G., A., H., 1930. New genera and species of Mallophaga from South African hosts. In : *16th Report of the Director of Veterinary Services and Animal Industry*, Union of South Africa, pp. 153-173.
- [17] BERENGER, J-M et PAROLA, P. 2017. Arthropod Vectors of Medical Importance. In : *Infectious Diseases* [en ligne]. S.l. : Elsevier. p. 104-112.e1. [Consulté le 23 octobre 2018]. ISBN 978-0-7020-6285-8. Disponible à l'adresse : <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9780702062858000125>.
- [18] BIRD, R G et GARNHAM, P C C, 1969. *Aegyptianella pullorum* Garpano 1928 - fine structure and taxonomy. In: *Parasitology*, Vol. 59, p. 745-752.
- [19] BISHOPP, F., C. et WOOD, H., P., 1917. *Mites and lice on poultry*. Washington : Government Printing Office, 27p.
- [20] BOISSIEU, C. et GUERIN J.-L., 2007. AVICampus. *Les coccidioses aviaires* [en ligne]. Disponible à l'adresse : <http://www.avicampus.fr/PDF/PDFpathologie/coccidioses.pdf> [consulté le 5 juin 2018].
- [21] BOLOGNESI, Pier Giorgio, GALUPPI, Roberta, CATELLI, Elena, CECCHINATO, Mattia, FRASNELLI, Matteo, RAFFINI, Elisabetta, MARZADORI, Fausto et TAMPIERI, Maria Paola, 2006a. Outbreak of *Eimeria kofoidi* and *E. legionensis* coccidiosis in red-legged partridges (*Alectoris rufa*). In : *Italian Journal of Animal Science*. Janvier 2006. Vol. 5, n° 3, p. 318-320. DOI 10.4081/ijas.2006.318.
- [22] BORAL, H., METIN, B., DÖĞEN, A., SEYEDMOUSAVI, S. et ILKIT, M., 2018. Overview of selected virulence attributes in *Aspergillus fumigatus*, *Candida albicans*, *Cryptococcus neoformans*, *Trichophyton rubrum*, and *Exophiala dermatitidis*. In : *Fungal Genetics and Biology*. février 2018. Vol. 111, p. 92-107. DOI 10.1016/j.fgb.2017.10.008.
- [23] BOUVIER, G., 1963. *Contribution à l'étude des mallophages des oiseaux sauvages de la Suisse plus spécialement de la Suisse occidentale*. Lausanne : Imprimerie la Concorde.
- [24] BROWN, N. Sandra, 1970. Distribution of *Menacanthus stramineus* in Relation to Chickens' Surface Temperatures. In : *The Journal of Parasitology*. Décembre 1970. Vol. 56, p. 1205. DOI 10.2307/3277568.

- [25] BRUNEAU, A, DERNBURG, A, CHAUVE, C et ZENNER, L, 2002. First report of the northern fowl mite *Ornithonyssus sylviarum* in France. In: *Veterinary Records* p. 413-414.
- [26] BUTBOONCHOO, P, WONGSAWAD, C, ROJANAPAIBUL, A. et CHAI, J-Y, 2016. Morphology and Molecular Phylogeny of *Raillietina* spp. (Cestoda: Cyclophyllidea: Davaineidae) from Domestic Chickens in Thailand. In : *The Korean Journal of Parasitology*. 31 décembre 2016. Vol. 54, p. 777-786. DOI 10.3347/kjp.2016.54.6.777.
- [27] CALLINAN, R B, 1987. Nodular typhlitis in pheasants caused by *Heterakis isolonche*. In : *Australian Veterinary Journal*. février 1987. Vol. 64, p. 58-59. DOI 10.1111/j.1751-0813.1987.tb16131.x.
- [28] CALVETE, C., ESTRADA, R., LUCIENTES, J. et ESTRADA, A., 2003. Ectoparasite ticks and chewing lice of red-legged partridge, *Alectoris rufa*, in Spain. In : *Medical and Veterinary Entomology*. mars 2003. Vol. 17, n° 1, p. 33-37. DOI 10.1046/j.1365-2915.2003.00402.x.
- [29] CALVETE, C., ESTRADA, R., LUCIENTES, J., ESTRADA, A. et TELLETXEIA, I., 2003. Correlates of Helminth community in the Red-legged partridge (*Alectoris Rufa*) in Spain. In : *Journal of Parasitology*. juin 2003. Vol. 89, p. 445-451. DOI 10.1645/0022-3395(2003)089[0445:COHCIT]2.0.CO;2.
- [30] CASTLE, Marc D. et CHRISTENSEN, Bruce M., 1985. Isolation and Identification of *Aegyptianella pullorum* (Rickettsiales, Anaplasmataceae) in Wild Turkeys from North America. In : *Avian Diseases*. avril 1985. Vol. 29, p. 437. DOI 10.2307/1590505.
- [31] CHABROL, P, 2011. L'autopsie des volailles In : *Proceeding des journées nationales GTV – Nantes 2011*. p. 364-365.
- [32] CHATENET, X., 2014. *Les maladies du gibier à plumes*. Editions France Agricole, 2014, 271 p.
- [33] CHENG, T., C., 1986a. *General parasitology*. 2nd ed. Orlando : Academic Press College Division.
- [34] CHENG, T, C., 1986b. Nemata: the roundworms adenophorean nematodes. In : *General Parasitology* [en ligne]. S.l. : Elsevier. p. 465-500. [Consulté le 23 octobre 2018]. Disponible à l'adresse : <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9780121707552500182>.
- [35] CLAPHAM, P, A., 1933. On the Life-History of *Heterakis gallinæ*. In : *Journal of Helminthology*. mars 1933. Vol. 11, p. 67. DOI 10.1017/S0022149X0000170X.
- [36] CLAPHAM, P, A., 1935. Some Helminth Parasites from Partridges and other English Birds. In : *Journal of Helminthology*. juillet 1935. Vol. 13, p. 139. DOI 10.1017/S0022149X00003412.
- [37] CLAPHAM, Phyllis A., 1949. On *Capillaria cadovulvata*, pathogenic to *Perdix perdix*. In : *Journal of Helminthology*. juin 1949. Vol. 23, p. 69. DOI 10.1017/S0022149X00032387.

- [38] CLAY, T., 1937. Species of Mallophaga occurring on Gallinaceous hosts. In : *Journal of Zoology*, Vol B108, pp. 109-204.
- [39] CLAY, T., 1939. Genera and species of Mallophaga occurring on gallinaceous host part II Gonoides. In: *Proceedings of the Zoological Society of London*, 1940, Vol: 110, 120p.
- [40] CLAYTON, D., H., ADAMS, R., J. et BUSH, S, E., 2009. Phthiraptera, the Chewing Lice. In : ATKINSON, C., T., THOMAS, N., J. et HUNTER, D., B., : *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK : Wiley-Blackwell. p. 513-526.
- [41] CLIFFORD, C., M., HOOGSTRAAL, H., ROSHDY, M., A., WASSEF, H., Y., KEIRANS, J., E. et CORWIN, M., D., 1983. Observations on the Subgenus *Argas* (Ixodoidea: Argasidae: Argas). 18. Haller's Organ Roof and Anterior Pit Setae. In : *The Journal of Parasitology*. octobre 1983. Vol. 69, p. 967. DOI 10.2307/3281066.
- [42] CONNAN, R.M. et WISE, D.R., 1993a. Development and survival at low temperature of the free living stages of *Trichostrongylus tenuis*. In: *Research in Veterinary Science*. juillet 1993. Vol. 55, p. 20-24. DOI 10.1016/0034-5288(93)90028-E.
- [43] CONNAN, R.M. et WISE, D.R., 1993b. Hypobiosis of *Trichostrongylus tenuis* in experimentally infected grey partridges. In: *Research in Veterinary Science*. mars 1993. Vol. 54, p. 259-260. DOI 10.1016/0034-5288(93)90069-R.
- [44] CONNAN, R.M. et WISE, D.R., 1994. Further studies on the development and survival at low temperatures of the free-living stages of *Trichostrongylus tenuis*. In: *Research in Veterinary Science*. Septembre 1994. Vol. 57, p. 215-219. DOI 10.1016/0034-5288(94)90060-4.
- [45] CORCUFF, Charles, 1928. Recherches sur la spécificité parasitaire des coccidies. In : *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1928. Vol. 6, p. 404-418. DOI 10.1051/parasite/1928064404.
- [46] CORRAND, L. et GUERIR, J.-L., 2010. AVICampus. *Les coccidioses aviaires* [en ligne]. Disponible à l'adresse : <http://www.avicampus.fr/PDF/PDFpathologie/coccidioses2.pdf> [consulté le 5 juin 2018].
- [47] CRAM, E., B., 1927. *Birds parasites of the nematode suborders Strongylata, Ascaridata, and Spirura*. Washington: United States Government Printing Office, 465p.
- [48] CRAM, E., B., 1936. *Species of capillaria parasitic in the upper digestive tract of birds* [en ligne]. Disponible à l'adresse : <http://krishikosh.egranth.ac.in/bitstream/1/2031001/1/196.pdf> [consulté le 13 juillet 2018].
- [49] CRAM, E., B. et CUVILLIER, E., 1934. Observations on *Trichostrongylus tenuis* Infestation in Domestic and Game Birds in the United States¹. In: *Parasitology*. août 1934. Vol. 26, p. 340. DOI 10.1017/S0031182000023659.

- [50] DADAR, M., TIWARI, R., KARTHIK, K., CHAKRABORTY, S., SHAHALI, Y. et DHAMA, K., 2018. *Candida albicans* - Biology, molecular characterization, pathogenicity, and advances in diagnosis and control – An update. In: *Microbial Pathogenesis*. Avril 2018. Vol. 117, p. 128-138. DOI 10.1016/j.micpath.2018.02.028.
- [51] DAUTEL, H., SCHEURER, S. et KAHL, O., 1999. The pigeon tick (*Argas reflexus*): its biology, ecology, and epidemiological aspects. In: *Zentralblatt für Bakteriologie*. décembre 1999. Vol. 289, p. 745-753. DOI 10.1016/S0934-8840(99)80049-8.
- [52] DENNY, H., 1842. *Monographia anoplurorum Britanniae or An essay on the British species of parasitic insects belonging to the order of Anoplura of Leach, with the modern divisions of the general according to the views of Leach, Nitzsch, and Burmeister, with highly magnified figures of each species*. London : H. G. Bohn, 262p.
- [53] DEVANEY, J. A., 1976. Effects of the Chicken Body Louse, *Menacanthus stramineus*, on Caged Layers. In: *Poultry Science*. 1 janvier 1976. Vol. 55, p. 430-435. DOI 10.3382/ps.0550430.
- [54] DEVANEY, J. A., 1978. A Survey of Poultry Ectoparasite Problems and Their Research in the United States. In: *Poultry Science*. 1 septembre 1978. Vol. 57, n° 5, p. 1217-1220. DOI 10.3382/ps.0571217.
- [55] DI PALMA, A., GIANGASPERO, A., CAFIERO, M. et GERMINARA, G., S., 2012. A gallery of the key characters to ease identification of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Gamasida: Dermanyssidae) and allow differentiation from *Ornithonyssus sylviarum* (Acari: Gamasida: Macronyssidae). In: *Parasites & Vectors*. 2012. Vol. 5, n° 1, p. 104. DOI 10.1186/1756-3305-5-104.
- [56] DODD, K., 1972. The identity of *Knemidokoptes laevis* (railliet, 1885) (acari : knemidokoptidae). In: *Acarologia*. Vol.14, p. 675-680.
- [57] DOMROW, R., 1992. Acari Astigmata (excluding Feather Mites) parasitic on Australian vertebrates: an annotated checklist, keys and bibliography. In: *Invertebrate Systematics*. 1992. Vol. 6, p. 1459. DOI 10.1071/IT9921459.
- [58] DOSTER, G., L., WILSON, N., KELLOGG, F., E., 1980. Ectoparasites collected from bobwhite quail in the southeastern united states. In: *Journal of Wildlife diseases*, octobre 1980, Vol. 16, p. 515-520.
- [59] DRAYCOTT, R. A. H., PARISH, D. M. B., WOODBURN, M. I. A. et CARROLL, J. P., 2000. Spring survey of the parasite *Heterakis gallinarum* in wild-living pheasants in Britain. In: *Veterinary Record*. 26 août 2000. Vol. 147, p. 245-246. DOI 10.1136/vr.147.9.245.
- [60] DUBEY, J. P., RUFF, M. D., WILKINS, G. C., SHEN, S. K. et KWOK, O. C. H., 1994. Experimental toxoplasmosis in pheasants (*Phasianus colchicus*). In: *Journal of Wildlife Diseases*. janvier 1994. Vol. 30, p. 40-45. DOI 10.7589/0090-3558-30.1.40.

- [61] DUBEY, J., P., LINDAY, D., S., SPEER, C., A., 1998. *Structure of T gondii tachyzoites, bradyzoites, and sporozoites and biology and development of tissue cyst.pdf*. In: *Clinical Microbiology Review*, April 1998, Vol. 11, p.267-299.
- [62] EDGAR, S. A., 1949. *Capillaria annulata* (Molin, 1858) from the Mucosa of the Mouth of the Domestic Fowl, *Gallus domesticus* (Linn.). In: *The Journal of Parasitology*. avril 1949. Vol. 35, p. 218. DOI 10.2307/3273134.
- [63] ELOWNI, E. E. et ELBIHARI, Sabir, 1979. Natural and experimental infection of the beetle, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) with *Choanotaenia infundibulum* and other chicken tapeworms. In : *Veterinary Science Communications*. janvier 1979. Vol. 3, p. 171-173. DOI 10.1007/BF02268965.
- [64] EMERSON, K. C., 1949. Three New Species of Mallophaga. In : *Journal of the Kansas Entomological Society*. 1949. Vol. 22, p. 75-78.
- [65] EMERSON, K. C., 1950. The Genus *Lagopoecus* (Phlopteridae: Mallophaga) in North America. In: *Journal of the Kansas Entomological Society*. 1950. Vol. 23, n° 3, p. 97-101.
- [66] EMERSON, K. C., 1951. A List of Mallophaga from Gallinaceous Birds of North America. In: *The Journal of Wildlife Management*. avril 1951. Vol. 15, p. 193. DOI 10.2307/3796608.
- [67] EMERSON, K.C., 1954. A review of the genus *Menopon* Nitzsch, 1818 (Mallophaga). In : *Annals and Magazine of Natural History*. mars 1954. Vol. 7, p. 225-232. DOI 10.1080/00222935408651720
- [68] EMERSON, K., C., 1961. Designation of lectotype of *Amyrsidea megalosoma* (Overgaard 1943). In: *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, Vol. 63, p. 66-67.
- [69] EMERSON, K., C., PRICE, R., D., 1981. A host parasite list of the mallophaga on mammals. In: *Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America*. Vol 12, No 1, 73p.
- [70] FANATICO, A., 2006. Parasite Management for Natural and Organic Poultry: Coccidiosis. ATTRA | National Sustainable Agriculture Information Service. 12p.
- [71] FICHI, G., ROSSI, G. et PERRUCCI, S., 2017. *Eimeria Legionensis* and *Eimeria kofoidi* (Apicomplexa: Eimeriidae) Infection and Associated Lesions in Naturally Infected Red-Legged Partridges (*Alectoris rufa*). In: *American Journal of Animal and Veterinary Sciences*. Avril 2017. Vol. 12, p. 201-209. DOI 10.3844/ajavsp.2017.201.209.
- [72] FISCHER, D. et LIERZ, M., 2015. Diagnostic Procedures and Available Techniques for the Diagnosis of Aspergillosis in Birds. In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. juillet 2015. Vol. 24, p. 283-295. DOI 10.1053/j.jepm.2015.06.016.
- [73] FLYNN, R., J., BAKER, D., G., FLYNN, R., J., 2007. *Flynn's parasites of laboratory animals*. 2nd ed. Ames, Iowa : Blackwell Pub, 813p.

- [74] FORONDA, P., FORONDA, P., CASANOVA, J.C., FIGUERUELO, E., ABREU, N. et FELIU, C., 2005. The helminth fauna of the barbary partridge (*Alectoris Barbara*) in Tenerife, Canary Islands. In: *Journal of Helminthology*. 1 juin 2005. Vol. 79, p. 133-138. DOI 10.1079/JOH2005277.
- [75] FRIEDHOFF, K., T., et KUHNIGK, C., 1991. Experimental infections in chickens with *Chilomastix gallinarum*, *Tetratrichomonas gallinarum*, and *Tritrichomonas eberthi*. In : *Parasitology Research*. Vol. 77, p. 329-334.
- [76] FULLER, A. L., GERHOLD, R. W. et MCDOUGALD, L. R., 2011. Immunization of Chukar Partridges Against *Coccidia* (*Eimeria kofoidi* and *Eimeria legionensis*) with Low Doses of Live Oocysts. In: *Avian Diseases*. Septembre 2011. Vol. 55, p. 346-349. DOI 10.1637/9581-101810-Reg.1.
- [77] GAGNEPAIN, J., *Parasites et parasitisme du faisán*. Thèse de Doctorat Vétérinaire (Maisons-Alfort), 1958, 58 p.
- [78] GAVARD-GONGALLUD, N. ; VILLATE, D., *L'élevage du gibier à plumes. Elevage - pathologie - habitat - populations*. Editions France Agricole, 2000, 255 p.
- [79] GERHOLD, R., W., FULLER, A., L. et MCDOUGALD, L., R., 2016. Coccidiosis in the Chukar Partridge (*Alectoris chukar*): A Survey of Coccidiosis Outbreaks and a Test of Anticoccidial Drugs Against *Eimeria kofoidi*. In: *Avian Diseases*. Décembre 2016. Vol. 60, n° 4, p. 752-757. DOI 10.1637/11388-020816-Reg.
- [80] GERHOLD, R., W., WILLIAMS, S. M., FULLER, A. L. et MCDOUGALD, L. R., 2010. An Unusual Case of Coccidiosis in Laboratory-Reared Pheasants Resulting from a Breach in Biosecurity. In: *Avian Diseases*. septembre 2010. Vol. 54, n° 3, p. 1112-1114. DOI 10.1637/9354-040210-Case.1.
- [81] GETTINGS, O., J., SAGE, R.B et LEATHER, S.R, 2015a. Spatial distribution of infectious stages of the nematode *Syngamus trachea* within pheasant (*Phasianus colchicus*) release pens on estates in the South West of England: Potential density dependence? In : *Veterinary Parasitology*. septembre 2015. Vol. 212, p. 267-274. DOI 10.1016/j.vetpar.2015.07.016.
- [82] GETTINGS, O.J., SAGE, R.B. et LEATHER, S.R., 2015b. Spatio-temporal factors influencing the occurrence of *Syngamus trachea* within release pens in the South West of England. In : *Veterinary Parasitology*. janvier 2015. Vol. 207, p. 64-71. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.11.018.
- [83] GETTINGS, O. J., SAGE, R. B. et LEATHER, S. R., 2016. Density-dependent regulation of fecundity in *Syngamus trachea* infrapopulations in semi-naturally occurring ring-necked pheasants (*Phasianus colchicus*) and wild Carrion Crows (*Corvus corone*). In : *Parasitology*. mai 2016. Vol. 143, n° 06, p. 716-722. DOI 10.1017/S0031182016000135.

- [84] GETHINGS, O.J., SAGE, R.B., MORGAN, E.R. et LEATHER, S.R., 2016. Body condition is negatively associated with infection with *Syngamus trachea* in the ring-necked pheasant (*Phasianus colchicus*). In: *Veterinary Parasitology*. Septembre 2016. Vol. 228, p. 1-5. DOI 10.1016/j.vetpar.2016.08.007.
- [85] GLESS, E., E., et RAUN, E., S., 1959. Effects of Chicken Body Louse Infestation on Egg Production1. In: *Journal of Economic Entomology*. 1 avril 1959. Vol. 52, p. 358-359. DOI 10.1093/jee/52.2.358.
- [86] GOBLE, Frans C. et KUTZ, H. L., 1945. The Genus *Dispharynx* (Nematoda: Acuariidae) in Galliform and Passeriform Birds. In : *The Journal of Parasitology*. octobre 1945. Vol. 31, p. 323. DOI 10.2307/3273088.
- [87] GOLDOVÁ, M, LETKOVÁ, V et CSIZSMÁROVÁ, G, 2000. Life cycle of *Eimeria procera* in experimentally infected grey partridges (*Perdix perdix*). In : *Veterinary Parasitology*. juillet 2000. Vol. 90, p. 255-263. DOI 10.1016/S0304-4017(00)00247-8.
- [88] GOLDOVÁ, M, PISTL, J, LETKOVÁ, V, CSIZSMÁROVÁ, G, REVAJOVÁ, V, LOÓSZOVÁ, A et LEVKUT, M, 2000a. Cellular immunological responses of pheasant during endogenous development of *Eimeria colchici*. In : *Parasitology International*. août 2000. Vol. 49, p. 147-154. DOI 10.1016/S1383-5769(00)00043-X.
- [89] GOLDOVA, M., LETKOVA, V., CSIZSMAROVA, G. et KOLODZIEYSKI, L., 1996. Ultrastructural study of developmental stages of *Eimeria procera* in Partridges (*Perdix perdix*). In : *The Journal of protozoology research*, Vol. 6, p52-59.
- [90] GOLDOVÁ, M., PALUŠ, V., LETKOVÁ, V., KOČIŠOVÁ, A., ČURLÍK, J. et MOJŽIŠOVÁ, J., 2006. Parasitoses in pheasants (*Phasianus colchicus*) in confined systems. In : *Veterinary archives*. 2006. Vol. 76, p. 84-89.
- [91] GORNATTI CHURRIA, C., D., SPINSANTI, E., ORIGLIA, J., MARCANTONI, H., PÍSCOPO, M., LOYOLA, M., H. et PETRUCELLI, M., 2011. *Dispharynx nasuta* (Nematoda: Acuariidae) Infection Causing Proventricular Lesions and Death in Three Captive Rosellas (Psittaciformes: Psittacidae). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. mars 2011. Vol. 42, p. 164-165. DOI 10.1638/2010-0143.1.
- [92] GOTHE, R., 1967. Zur Entwicklung von *Aegyptianella pullorum* Carpano, 1928, in der Lederzecke *Argas (Persicargas) persicus* (OKEN, 1818) und Übertragung. In : *Zeitschrift für Parasitenkunde*. Vol. 29, p. 103-118.
- [93] GRABENSTEINER, E. et HESS, M., 2006. PCR for the identification and differentiation of *Histomonas meleagridis*, *Tetratrichomonas gallinarum* and *Blastocystis* spp. In : *Veterinary Parasitology*. décembre 2006. Vol. 142, p. 223-230. DOI 10.1016/j.vetpar.2006.07.011.
- [94] GRAHAM, R., TORREY, J., P., MIZELLE, J. D. et MICHAEL, V., M., 1937. Internal parasite of poultry and common intermediate hosts with directions for parasite eradication and control. In : *Circular 469, Illinois Agricultural Experiment Station*, 50p.

- [95] GREENACRE, C., B. et MORISHITA T., Y., 2015. *Backyard Poultry Medicine and Surgery. A guide for veterinary practionner*. Ed Wiley, 367 p.
- [96] GREINER, E., C., 1972. Parasites of Nebraska pheasants. In : *Journal of Wildlife Diseases*. juillet 1972. Vol. 8, n° 3, p. 203-206. DOI 10.7589/0090-3558-8.3.203.
- [97] GRINER, L. A., MIGAKI, G., PENNER, L. R. et MCKEE, A. E., 1977. Heterakidosis and Nodular Granulomas Caused by *Heterakis isolonche* in the Ceca of Gallinaceous Birds. In : *Veterinary Pathology*. novembre 1977. Vol. 14, p. 582-590. DOI 10.1177/030098587701400605.
- [98] GUBERLET, John E., 1919. On the Life History of the Chicken Cestode, *Hymenolepis carioca* (Magalhaes). In : *The Journal of Parasitology*. septembre 1919. Vol. 6, p. 35. DOI 10.2307/3271013.
- [99] GURLER, A., T., BOLUKBAS, C., S., PEKMEZCI, G., Z., UMUR, S. et ACICI, M., 2013. Helminths of Pheasant (*Phasianus colchicus*) Detected by Necropsy and Faecal Examination in Samsun, Turkey. In : *Turkish Journal of Parasitology*. 25 janvier 2013. Vol. 36, p. 222-227. DOI 10.5152/tpd.2012.54.
- [100] HARRISON, Launcelot., 1916. *The genera and species of Mallophaga* / [en ligne]. London :: Cambridge University Press. [Consulté le 4 octobre 2018]. Disponible à l'adresse : <http://www.biodiversitylibrary.org/bibliography/102856>.
- [101] HESS, M., LIEBHART, D., BILIC, I., et GANAS, P., 2015. *Histomonas meleagridis*—New insights into an old pathogen. In : *Veterinary Parasitology*. février 2015. Vol. 208, p. 67-76. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.12.018.
- [102] HIRST, S., 1922. *Mites Injurious to Domestic Animals (With an Appendix on the Acarine Disease of Hive Bees)*. London: Order of the Trustees of the British Museum, 107p.
- [103] HOOGSTRAAL, H., 1985. Argasid and nuttalliellid ticks as parasites and vectors. In : *Advances in Parasitology*. 1985. Vol. 24, p. 135-238.
- [104] HOOGSTRAAL, H., et KOHLS, G., M., 1960. Observations on the Subgenus Argas (Ixodoidea, Argasidae, Argas) 1. Study of *A. Reflexus Reflexus* (Fabricius, 1794), the European Bird Argasid. In : *Annals of the Entomological Society of America*. 1 septembre 1960. Vol. 53, n° 5, p. 611-618. DOI 10.1093/aesa/53.5.611.
- [105] HOOGSTRAAL, H., CLIFFORD, C., M., KEIRANS, J., E. et WASSEF, H., Y., 1979. Recent developments in biomedical knowledge of argas ticks (ixodoidea: argasidae). In : *Recent Advances in Acarology* [en ligne]. S.l. : Elsevier. p. 269-278. [Consulté le 23 octobre 2018]. ISBN 978-0-12-592202-9. Disponible à l'adresse : <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9780125922029500409>.
- [106] HOPKINS, G., H., E., 1950. Stray notes on Mallophaga. In : *Annals and Magazine of Natural History*, Ser. 12, Vol. 3, p. 230-242.

- [107] HORSFALL, M. W., 1938. Meal Beetles as Intermediate Hosts of Poultry Tapeworms. In : *Poultry Science*. 1 janvier 1938. Vol. 17, p. 8-11. DOI 10.3382/ps.0170008.
- [108] HORSFALL, M., W., 1938. Observations on the Life History of *Raillietina echinobothrida* and of *R. tetragona* (Cestoda). In : *The Journal of Parasitology*. octobre 1938. Vol. 24, p. 409. DOI 10.2307/3272117.
- [109] HORSFALL, M., W. et JONES, M., F., 1937. The Life History of *Choanotaenia infundibulum*, a Cestode Parasitic in Chickens. In : *The Journal of Parasitology*. octobre 1937. Vol. 23, p. 435. DOI 10.2307/3272390.
- [110] HUFF, C. G., 1960. The Morphology and Behavior of Living Exoerythrocytic Stages of *Plasmodium gallinaceum* and *P. fallax* and Their Host Cells. In : *The Journal of Cell Biology*. 1 février 1960. Vol. 7, p. 93-102. DOI 10.1083/jcb.7.1.93.
- [111] HUGON, A., 2015. *Réalisation d'une clef de détermination des espèces de poux présentes sur la poule domestique Gallus gallus domesticus*. Thèse d'exercice vétérinaire. Lyon : Université Claude Bernard Lyon 1, 256p.
- [112] HUME, J., C., C., HAMILTON, H., LEE, K., L. et LEHMANN, T., 2011. Susceptibility of *Anopheles stephensi* to *Plasmodium gallinaceum*: A Trait of the Mosquito, the Parasite, and the Environment. In : FLEISCHER, Robert C. (éd.), *plos one*. juin 2011. Vol. 6, p. e20156. DOI 10.1371/journal.pone.0020156.
- [113] HUSSAIN, A. Z., 2001. Morphometric evaluation of the small intestines and caeca of pheasants infected with *Hexamita* and *Trichomonas* species. In: *Veterinary Record*. 14 avril 2001. Vol. 148, p. 484-485. DOI 10.1136/vr.148.15.484.
- [114] HWANG, J., C., TOLGAY, N., SHALKOP, W. T. et JAQUETTE, D. S., 1961. Case Report: *Dispharynx nasuta* Causing Severe Proventriculitis in Pigeons. In : *Avian Diseases*. février 1961. Vol. 5, p. 60. DOI 10.2307/1587660.
- [115] IDOUHAR-SAAD, H, SMAI, A, AISSI, M, ZENIA, S et DOUMANDJI, S, 2012. Infestations par le genre *Eimeria* et quelques nématodes des perdrix d'élevage (*Alectoris barbara* et *Alectoris chukar*) en Algérie. In : *Revue de Médecine Vétérinaire*. 2012. p. 187-193.
- [116] DANIEL, M., ROSICKÝ, B., 1973. *Proceedings of the 3rd International Congress of Acarology held in Prague (Czechoslovakia), August 31-September 6, 1971* [en ligne]. [Consulté le 23 octobre 2018]. Disponible à l'adresse : <http://dx.doi.org/10.1007/978-94-010-2709-0>.
- [117] JANSSON, D. S., OTMAN, F., LUNDQVIST, L., HÖGLUND, J., ENGSTRÖM, A. et CHIRICO, J., 2014. Northern fowl mite (*Ornithonyssus sylviarum*) in Sweden. In : *Medical and Veterinary Entomology*. Décembre 2014. Vol. 28, p. 443-446. DOI 10.1111/mve.12053.
- [118] JONES, M. F., 1928. Preliminary note on the life history of *Hymenolepis carioca*. In : *Science*. 23 novembre 1928. Vol. 68, p. 512-513. DOI 10.1126/science.68.1769.512.

- [119] KANAREK, G., ZALEŚNY, G., SITKO, J. et RZAŁD, I., 2016. Taxonomic status of *Syngamus nematodes* parasitizing passeriform hosts from Central Europe: Morphological, morphometric and molecular identification. In : *Parasitology International*. Octobre 2016. Vol. 65, n° 5, p. 447-454. DOI 10.1016/j.parint.2016.06.010.
- [120] KEAY, G., 1937. The Ecology of the Harvest Mite (*Trombicula autumnalis*) in the British Isles. In : *The Journal of Animal Ecology*. mai 1937. Vol. 6, p. 23. DOI 10.2307/1056.
- [121] KELLOGG, F. E. et PRESTWOOD, Annie K., 1968. Case Report and Differentiating Characteristics of *Capillaria phasianina* from Pen-Raised Pheasants of Maryland. In : *Avian Diseases*. août 1968. Vol. 12, p. 518. DOI 10.2307/1588167.
- [122] KELLS, S. A. et SURGEONER, G. A., 1997. Sources of Northern Fowl Mite (*Ornithonyssus sylviarum*) Infestation in Ontario Egg Production Facilities. In : *The Journal of Applied Poultry Research*. 1 juin 1997. Vol. 6, p. 221-228. DOI 10.1093/japr/6.2.221.
- [123] KEMP, R. L. et REID, W. M., 1965. Pathogenicity Studies on *Trichomonas gallinarum* in Domestic Poultry. In : *Poultry Science*. 1 janvier 1965. Vol. 44, p. 215-221. DOI 10.3382/ps.0440215.
- [124] KENZA, Z. et MENOUAR, S., 2014. *Identification des ectoparasites chez le Pigeon biset columba livia dans la ville d'Oum-El-Bouaghi*. Thèse. Oum El Bouaghi : Université Oum El Bouaghi, 54p.
- [125] KEYMER, I., F., ROSE, J., H., BEESLEY, W., N., DAVIES S., F., M., ANON., 1962. A Survey and Review of Parasitic Disease of Wild and Game Birds in Great Britain. In : *The veterinary record*, Vol 74, p. 887-894.
- [126] KHATTAK, R., M., ALI, S., JAHANGIR, M., KHAN, M., N., RASUL, A., et IQBAL, F., 2012. Prevalence of Ectoparasites in Wild and Domesticated Grey (*Francolinus pondicerianus*) and Black Partridges (*Francolinus francolinus*) from Khyber Pakhtoonkhwa Province of Pakistan. In : *Pakistan Journal of Zoology*, Vol.55, p. 1239-1244.
- [127] KIRMSE, Peter, 1966. Cnemidocoptic Mite Infestations in Wild Birds. In : *Bulletin of the Wildlife Disease Association*. 1 octobre 1966. Vol. 2, p. 86-99. DOI 10.7589/0090-3558-2.4.86.
- [128] KNEE, W., et PROCTOR, H., 2007. Host Records for *Ornithonyssus sylviarum* (Mesostigmata: Macronyssidae) from Birds of North America (Canada, United States, and Mexico). In : *journal of medical entomology*. 2007. Vol. 44, p. 5.
- [129] KREIER, J.P. et GOTHE, R., 1976. Aegyptianellosis, eperythrozoonosis, grahamellosis and haemobartonellosis. In : *Veterinary Parasitology*. septembre 1976. Vol. 2, p. 83-95. DOI 10.1016/0304-4017(76)90055-8.
- [130] KREIER, J., P., 1993. *Parasitic protozoa*. Vol. 4, 2. ed. San Diego, California. Academic Press.

- [131] KUNDU, S. et LYNDEM, L.M., 2013. In vitro screening for cestocidal activity of three species of Cassia plants against the tapeworm *Raillietina tetragona*. In : *Journal of Helminthology*. juin 2013. Vol. 87, p. 154-159. DOI 10.1017/S0022149X12000156.
- [132] LAL, M., B., 1937. Studies on the trematode parasites of birds. In : *Proceedings of the Indian Academy of Sciences - Section B*. 1 février 1937. Vol. 5, p. 33-44. DOI 10.1007/BF03048177.
- [133] LEISHANGTHEM, G D, SINGH, N D, BRAR, R S et BANGA, H S, 2015. Aspergillosis in Avian Species: A Review. In : *Journal of poultry science and technology* . 2015. Vol. 3, p.1-14.
- [134] Les oiseaux. In : [en ligne]. [Consulté le 4 octobre 2018]. Disponible à l'adresse : <http://www.oiseaux.net/>.
- [135] LIEBHART, D., NEALE, S., GARCIA-RUEDA, C., WOOD, A. M., BILIC, I., WERNSDORF, P., JASKULSKA, B. et HESS, M., 2014. A single strain of *Tetratrichomonas gallinarum* causes fatal typhlohepatitis in red-legged partridges (*Alectoris rufa*) to be distinguished from histomonosis. In : *Avian Pathology*. 3 septembre 2014. Vol. 43, p. 473-480. DOI 10.1080/03079457.2014.959435.
- [136] LIOU, C-T., WANG, J-S., et OOI, H-K., 2002. effect of ozone treatment on *Eimeria colchici* oocysts. In : *Journal of Parasitology*. février 2002. Vol. 88, p. 159-162. DOI 10.1645/0022-3395(2002)088[0159:EOOTOE]2.0.CO;2.
- [137] LLOYD, S. et GIBSON, J.S., 2006. Haematology and biochemistry in healthy young pheasants and red-legged partridges and effects of spironucleosis on these parameters. In : *Avian Pathology*. août 2006. Vol. 35, p. 335-340. DOI 10.1080/03079450600821794.
- [138] LLOYD, S., IRVINE, K. L., EVES, S. M. et GIBSON, J. S., 2005. Fluid absorption in the small intestine of healthy game birds and those infected with *Spironucleus* spp. In : *Avian Pathology*. juin 2005. Vol. 34, n° 3, p. 252-257. DOI 10.1080/03079450500112179.
- [139] LUCAS, A., 1963. *La perdrix. Son élevage. Ses maladies*. Crépin-Leblond et Cie, 1963, 209 p.
- [140] LUND, E., E. et CHUTE, A., M., 1972. The Ring-Necked Pheasant (*Phasianus colchicus torquatus*) as a Host for *Heterakis gallinarum* and *Histomonas meleagridis*. In : *American Midland Naturalist*. janvier 1972. Vol. 87, p. 1. DOI 10.2307/2423877.
- [141] LUND, E. E. et CHUTE, A., M., 1974. The reproductive potential of *Heterakis gallinarum* in various species of galliform birds: implications for survival of *H. gallinarum* and *Histomonas meleagridis* to recent times. In : *International Journal for Parasitology*. octobre 1974. Vol. 4, n° 5, p. 455-461.
- [142] LYAKHOVA, O. M. et KOTTI, B. C., 2011. Chewing lice (Mallophaga: Insecta) of birds in the Central Ciscaucasia. In : *Entomological Review*. juin 2011. Vol. 91, p. 367-376. DOI 10.1134/S0013873811030122.

- [143] MADSEN, H., 1941. The Occurrence of Helminths and Coccidia in Partridges and Pheasants in Denmark. In : *The Journal of Parasitology*. février 1941. Vol. 27, p. 29. DOI 10.2307/3272883.
- [144] MADSEN, H., 1945. *The species of Capillaria (Nematodes, Trichinelloidea) parasitic in the digestive tract of Danish gallinaceous and anatine game birds, with a revised list of species of Capillaria in birds*. Copenhagen : J.H. Schultz Ltd. Publisher, 112p.
- [145] MADSEN, Holger, 1951. Notes on the Species of Capillaria Zeder, 1800 Known from Gallinaceous Birds. In : *The Journal of Parasitology*. juin 1951. Vol. 37, p. 257. DOI 10.2307/3273197.
- [146] MANIOS, N., PAPAZHARIADOU, M., FRYDAS, S., PAPAGEORGIOU, N., TSACHALIDIS, E. et GEORGOPOULOU, J., 2002. *Tetrathyridium* as a mortality factor of rock partridge (*Alectoris graeca graeca*) in Central Greece. In : *Zeitschrift für Jagdwissenschaft*. décembre 2002. Vol. 48, p. 378-382. DOI 10.1007/BF02192431.
- [147] MARTÍNEZ-CARRASCO, C., BERNABÉ, A., ORTIZ, J.M. et ALONSO, F.D., 2005. Experimental toxoplasmosis in red-legged partridges (*Alectoris rufa*) fed *Toxoplasma gondii* oocysts. In : *Veterinary Parasitology*. juin 2005. Vol. 130, n° 1-2, p. 55-60. DOI 10.1016/j.vetpar.2005.03.003.
- [148] MCDANIEL, B. et PARIKH, G. C., 1969. A New Species of *Epidermoptes* from a South Dakota Pheasant (Acarina: Epidermoptidae). In : *Journal of the Kansas Entomological Society*. 1969. Vol. 42, n° 1, p. 34-38.
- [149] MCDUGALD, L. R., 1998. Intestinal protozoa important to poultry. In : *Poultry Science*. août 1998. Vol. 77, p. 1156-1158. DOI 10.1093/ps/77.8.1156.
- [150] MCDUGALD, L. R., 2005. Blackhead Disease (Histomoniasis) in Poultry: A Critical Review. In : *Avian Diseases*. décembre 2005. Vol. 49, p. 462-476. DOI 10.1637/7420-081005R.1.
- [151] MCDOWELL, S., 1953. A morphological and taxonomic study of the caecal protozoa of the common fowl, *Gallus gallus* L. In : *Journal of Morphology*. mars 1953. Vol. 92, p. 337-399. DOI 10.1002/jmor.1050920206.
- [152] MENEZES, R., C., TORTELLY, R., GOMES, D., C., et PINTO, R., M., 2003. Nodular typhlitis associated with the nematodes *Heterakis gallinarum* and *Heterakis isolonche* in pheasants: frequency and pathology with evidence of neoplasia. In : *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. décembre 2003. Vol. 98, p. 1011-1016. DOI 10.1590/S0074-02762003000800005.
- [153] METTRICK, D.F., 1959. On the nematode genus *Capillaria* in British Birds. In : *Annals and Magazine of Natural History*. février 1959. Vol. 2, p. 65-84. DOI 10.1080/00222935908651029

- [154] MILLÁN, J., GORTAZAR, C. et CASANOVA, J. C., 2003. First occurrence of *Mesocestoides* sp. in a bird, the red-legged partridge, *Alectoris rufa*, in Spain. In : *Parasitology Research*. mai 2003. Vol. 90, p. 80-81. DOI 10.1007/s00436-002-0822-1.
- [155] MILLÁN, J., GORTAZAR, C. et VILLAFUERTE, R., 2004. A comparison of the helminth faunas of wild and farm-reared red-legged partridge. In : *Journal of Wildlife Management*. juillet 2004. Vol. 68, p. 701-707. DOI 10.2193/0022-541X(2004)068[0701:ACOTHF]2.0.CO;2.
- [156] MILLAN, J., GORTAZAR, C., MARTAN-MATEO, M., P., et VILLAFUERTE, R., 2004. Comparative survey of the ectoparasite fauna of wild and farm-reared red-legged partridges (*Alectoris rufa*), with an ecological study in wild populations. In : *Parasitology Research*. 1 mai 2004. Vol. 93, p. 79-85. DOI 10.1007/s00436-004-1113-9.
- [157] MIRONOV, S., V., BOCHKOV, A., V. et FAIN, A., 2005. Phylogeny and evolution of parasitism in feather mites of the families Epidermoptidae and Dermationidae (Acari: Analgoidea). In : *Zoologischer Anzeiger - A Journal of Comparative Zoology*. mars 2005. Vol. 243, p. 155-179. DOI 10.1016/j.jcz.2004.10.001.
- [158] MODRZEJEWSKA, M., et ZŁOTORZYCKA, J., 1987. Studies on morphology of nymphs of selected Amblycera and Ischnocera (Mallophaga). In : *Polskie Pismo Entomologiczne*. 1987. Vol. 57, p. 657-672.
- [159] MOHAMMED, O. B., HUSSEIN, H. S. et ELOWNI, E. E., 1988. The ant, *Pachycondyla sennaarensis* (Mayr) as an intermediate host for the poultry cestode, *Raillietina tetragona* (Molin). In : *Veterinary Research Communications*. 1988. Vol. 12, p. 325-327. DOI 10.1007/BF00343251.
- [160] MONTASSER, A., A., 2010. The fowl tick, *Argas* (*Persicargas*) *persicus* (Ixodoidea: Argasidae): Description of the egg and redescription of the larva by Scanning Electron Microscopy. In : *Experimental and Applied Acarology*. décembre 2010. Vol. 52, p. 343-361. DOI 10.1007/s10493-010-9377-5.
- [161] MORAVEC, F., PROKOPIC, J. et SHLIKAS, A. V., 1987. The biology of nematodes of the family Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936. In : *Folia Parasitologica*. 1987. Vol. 34, n° 1, p. 39-56.
- [162] MOREHOUSE, N., F., 1942. *Life cycle of Capillaria caudinflata, a nematode parasite of the common fowl*. Iowa State University Capstones, Theses and Dissertations, 140p.
- [163] MORISHITA, T., Y., 2015. Galliformes. In : *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8*. Elsevier. p. 143-155.
- [164] MOUCHET, J., et MOREL, P., 1957. Contribution à l'Étude des Mallophages de France. In : *Bulletin de la Société Entomologique de France*, Vol. 62, p. 153-159.

- [165] MUKARATIRWA, S., PILLAY, E. et MUNSAMMY, K., 2010. Experimental infection of selected arthropods with spirurid nematodes *Spirocerca lupi* Railliet & Henry, 1911 and *Gongylonema ingluvicola* Molin, 1857. In : *Journal of Helminthology*. décembre 2010. Vol. 84, p. 369-374. DOI 10.1017/S0022149X10000039.
- [166] MULLEN, G., R., 2002. Acari. In : *Medical and veterinary entomology*. p. 449-516.
- [167] MULLENS, B., A., CHEN, B. L. et OWEN, J. P., 2010. Beak condition and cage density determine abundance and spatial distribution of northern fowl mites, *Ornithonyssus sylviarum*, and chicken body lice, *Menacanthus stramineus*, on caged laying hens. In : *Poultry Science*. 1 décembre 2010. Vol. 89, p. 2565-2572. DOI 10.3382/ps.2010-00955.
- [168] MULLENS, B., A. et MURILLO, A., C., 2017. Parasites in Laying Hen Housing Systems. In : *Egg Innovations and Strategies for Improvements* Elsevier. p. 597-606.
- [169] MUÑOZ-LEAL, S., VENZAL, J., M., NAVA, S., REYES, M., MARTINS, T., F., LEITE, R., C., VILELA, V., L., R., BENATTI, H., R., RÍOS-ROSAS, D., BARROS-BATTESTI, D., M., GONZÁLEZ-ACUÑA, D., et LABRUNA, M., B., 2018. The geographic distribution of *Argas (Persicargas) miniatus* and *Argas (Persicargas) persicus* (Acari: Argasidae) in America, with morphological and molecular diagnoses from Brazil, Chile and Cuba. In : *Ticks and Tick-borne Diseases*. janvier 2018. Vol. 9, p. 44-56. DOI 10.1016/j.ttbdis.2017.10.009.
- [170] MURILLO, A., C., et MULLENS, B., A., 2017. A review of the biology, ecology, and control of the northern fowl mite, *Ornithonyssus sylviarum* (Acari: Macronyssidae). In : *Veterinary Parasitology*. novembre 2017. Vol. 246, p. 30-37. DOI 10.1016/j.vetpar.2017.09.002.
- [171] MURRAY, M. D., 1959. The attachment of eggs of a mite *Epidermoptes bilobatus* to the skin of its host. In : *Parasitology*. novembre 1959. Vol. 49, p. 372. DOI 10.1017/S0031182000026913.
- [172] MUSAEV, M., GAIBOVA, G., ISMAILOVA, G., ALIEVA, F. et ISKENDEROVA, N., 1996. The Coccidia of the Gallinaceous Birds in Azerbaijan. In : *Turkish journal of veterinary and animal sciences*. Vol.22, p. 409-413.
- [173] NACIRI, M, REPERANT, J-M., FORT, G., CRESPIAN, J., DUPERRAY, J. et BENZONI, G., 2013. Coccidiose du perdreau. In : *Dixièmes Journées de la Recherche Avicole et Palmipèdes à Foie Gras, La Rochelle, du 26 au 28 mars 2013*. p. 298-302.
- [174] NACIRI, M., REPÉRANT, J. M., FORT, G., CRESPIAN, J., DUPERRAY, J. et BENZONI, G., 2011. *Eimeria* involved in a case of coccidiosis in farmed red-legged partridges (*Alectoris rufa*) in France: oocyst isolation and gross lesion description after experimental infection. In : *Avian Pathology*. octobre 2011. Vol. 40, p. 515-524. DOI 10.1080/03079457.2011.606798.
- [175] NADAKAL, A., M., JOHN, K., O., MURALEEDHARAN, K. et MOHANDAS, A., 1970. Resistance Potential of Certain Breeds of Domestic Fowl Exposed to *Raillietina tetragona* Infections. I. Contribution to the Biology of *Raillietina tetragona* (Molin, 1858). In : *Proceedings of the helminthological society of Washington* . 1970. Vol. 37, p. 141-143.

- [176] NAVA, S., VENZAL, J., M., GONZÁLEZ-ACUÑA, D., MARTINS, T., F., et GUGLIELMONE, A., A., 2017. Genera and Species of Argasidae. In : *Ticks of the Southern Cone of America* [en ligne]. S.l. : Elsevier. p. 269-321. [Consulté le 23 octobre 2018]. ISBN 978-0-12-811075-1. Disponible à l'adresse : <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9780128110751000030>.
- [177] NAZ, S., RIZVI, S., A., et AKHTER, M., A., 2011. Records of chewing lice (phthiraptera) on different birds of phasianidae (galliformes) from sindh-pakistan. In : *Pakistan Journal of Entomology*. Vol. 26, No 2, p. 153-156.
- [178] NEVIN, F. Reese, 1935. Anatomy of *Cnemidocoptes Mutans* (R. and L.), the Scaly-Leg Mite of Poultry. In : *Annals of the Entomological Society of America*. 1 septembre 1935. Vol. 28, p. 338-367. DOI 10.1093/aesa/28.3.338.
- [179] NICOLLET, P., 2013.- L'emballage et le transport des échantillons prélevés lors d'avortements. In : *Bulletin des GTV, Hors-Série 2013*, p. 48-51.
- [180] NORTON, C. C., 1967. *Eimeria colchici* sp. nov. (Protozoa: Eimeriidae), the Cause of Cecal Coccidiosis in English Covert Pheasants. In : *The Journal of Protozoology*. Novembre 1967. Vol. 14, p. 772-781. DOI 10.1111/j.1550-7408.1967.tb02077.x.
- [181] NOWACZEWSKI, S., STUPER, K., SZABLEWSKI, T. et KONTECKA, H., 2011. Microscopic fungi in eggs of ring-necked pheasants kept in aviaries. In : *Poultry Science*. 1 novembre 2011. Vol. 90, p. 2467-2470. DOI 10.3382/ps.2011-01563.
- [182] OIE, Organisation Mondiale de la Santé animale. Mange. In : *OIE Terrestrial Manual 2016*, Chap. 2. 9. 7., 12p.
- [183] ORMSBEE, Richard A., 1939. Field studies on coccidiosis in the ring-neck pheasants of eastern Washington. In : *Parasitology*. septembre 1939. Vol. 31, p. 389. DOI 10.1017/S0031182000012877.
- [184] OVERGAARD, C., 1933. Mallophaga from gallinaceous bird. In: *Entomology medical*, Vol 23, p 1-17.
- [185] PANTALEONI, R.A., BARATTI, M., BARRACO, L., CONTINI, C., COSSU, C.S., FILIPPELLI, M.T., LORU, L. et ROMANO, M., 2010. *Argas (Persicargas) persicus* (Oken, 1818) (Ixodida: Argasidae) in Sicily with considerations about its Italian and West-Mediterranean distribution. In : *Parasite*. décembre 2010. Vol. 17, p. 349-355. DOI 10.1051/parasite/2010174349.
- [186] PARKER, C. D., 2011. Aspergillosis in gamebirds and ducks. In : *Veterinary Record*. 3 Décembre 2011. Vol. 169, p. 613-614. DOI 10.1136/vr.d7781.
- [187] PAULMAN, A., et MCALLISTER, M., M., 2005. *Plasmodium gallinaceum*: clinical progression, recovery, and resistance to disease in chickens infected via mosquito bite. In : *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. Vol. 73, p. 1104-1107.

- [188] PAVLOVIC, I., JAKIC-DIMIC, D., KULISIC, Z. et FLORESTEAN, I., 2003. Most frequent nematode parasites of artificially raised pheasants (*Phasianus colchicus*) and measures for their control. In : *Acta veterinaria*. 2003. Vol. 53, n° 5-6, p. 393-398. DOI 10.2298/AVB0306393P.
- [189] PAVLOVIĆ, I., FLORISTEAN, I., FLORISTEAN, V., IVANOVIĆ, S., KULIŠIĆ, Z., ILIĆ, Ž. et JOVIČIĆ, D., 2014. the first detection of *Acuaria spinosa* in pheasants. In : *Slovenian Veterinary Research*. Vol. 51, p. 5-10.
- [190] PAYNE, W., R., OATES, D., W. et DAPPEN, G., E., 1990. Ectoparasites of Ring-necked Pheasants in Nebraska. In : *Journal of Wildlife Diseases*. juillet 1990. Vol. 26, p. 407-409. DOI 10.7589/0090-3558-26.3.407.
- [191] PENNYCOTT, T. W., 1998. Carriage of trichomonads, Hexamita species and Blastocystis species by adult pheasants. In : *Veterinary Record*. 1 août 1998. Vol. 143, p. 142-143. DOI 10.1136/vr.143.5.142.
- [192] PENNYCOTT, T., 2009. Diseases of game birds. In : *Poultry Diseases*, Ed Saunders, chapter 45, p 560-570.
- [193] PERMIN, A., et HANSEN, J., W., 1998. *Epidemiology, diagnosis, and control of poultry parasites*. Rome : Food and Agriculture Organization of the United Nations. FAO animal health manual, no. 4.
- [194] Phthiraptera.info. In : [en ligne]. [Consulté le 4 octobre 2018]. Disponible à l'adresse : <http://phthiraptera.info/>.
- [195] PINTO, R., M., BRENER, B., TORTELLY, R., MENEZES, R., C., et MUNIZ-PEREIRA, L., C., 2008. Capillariid nematodes in Brazilian turkeys, *Meleagris gallopavo* (Galliformes, Phasianidae): pathology induced by *Baruscapillaria obsignata* and *Eucoleus annulatus* (Trichinelloidea, Capillariidae). In : *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 30 avril 2008. Vol. 103, p. 295-297. DOI 10.1590/S0074-02762008005000017.
- [196] PINTO, R., M., MENEZES, R., C., et GOMES, D., C., 2004. First report of five nematode species in *Phasianus colchicus* Linnaeus (Aves, Galliformes, Phasianidae) in Brazil. In : *Revista Brasileira de Zoologia*. décembre 2004. Vol. 21, p. 961-970. DOI 10.1590/S0101-81752004000400034.
- [197] PINTO, R., M., TORTELLY, R., MENEZES, R., C., et GOMES, D., C., 2004. Trichurid nematodes in ring-necked pheasants from backyard flocks of the State of Rio de Janeiro, Brazil: frequency and pathology. In : *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. novembre 2004. Vol. 99, p. 721-726. DOI 10.1590/S0074-02762004000700010.
- [198] PIZARRO, M, VILLEGAS, P, RODRIGUEZ, A, GONZALEZ, M et FLORES, J, M., 2000. *Capillaria contorta* parasitism in red-legged partridge under farm conditions in Spain: histopathology of the upper digestive system. In : *World's Poultry Science Journal*. juin 2000. Vol. 56, p. 159-166. DOI 10.1079/WPS20000013.

- [199] PRELEZOV, P., N., et KOINARSKI, V., T., 2006. Species variety and population structure of mallophaga (insecta: phthiraptera) on chickens in the region of Stara Zagora. In : *Bulgarian Journal of Veterinary Medicine*, Vol. 9, 193-200.
- [200] PROCTOR, H., et OWENS, I., 2000. Mites and birds: diversity, parasitism and coevolution. In : *Trends in Ecology & Evolution*. septembre 2000. Vol. 15, p. 358-364. DOI 10.1016/S0169-5347(00)01924-8.
- [201] PURDY, D., AEBISCHER, N. J. et DAVIS, C., 2012. Comparison of single and split-dose flubendazole treatment for the nematode parasite *Trichostrongylus tenuis* in experimentally infected grey partridges *Perdix perdix*. In : *Parasitology*. novembre 2012. Vol. 139, p. 1780-1783. DOI 10.1017/S0031182012001138.
- [202] RAE, M., 1995. Hemoprotozoa of Caged and Aviary Birds. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol. 4, p. 131-137.
- [203] RAGEAU, J., 1956. *Les arthropodes parasites de l'homme et des animaux domestiques dans les territoires français du Pacifique*. Office de la recherche scientifique et technique outre-mer institut français d'oceanie, 58p.
- [204] RANSOM, B., H., 1902. On *Hymenolepis carioca* (Magalhaes) and *H. megalops* (Nitzsch) with Remarks on the Classification of the Group. In : *Transactions of the American Microscopical Society*. mai 1902. Vol. 23, p. 151. DOI 10.2307/3220942.
- [205] RANSOM B., H., 1904. A new nematode (*Gongylonema ingluvicola*) parasitic in the crop of chickens. In : *United States department of Agriculture. Bureau of Animal Industry-Circular 64*. November 1904.
- [206] REID, W. M. et ACKERT, J., E., 1937. The Cysticercoid of *Choanotaenia infundibulum* (Bloch) and the House Fly as Its Host. In : *Transactions of the American Microscopical Society*. janvier 1937. Vol. 56, p. 99. DOI 10.2307/3222727.
- [207] REKASI, J., 1993. Bird lice (mallophaga) parasiting the birds of Hungary. In : *Aquila*, Vol. 100, p. 71-93.
- [208] RÉKÁSI, J., KISS, J., B., et SÁNDOR, A., D., 2017. Chewing lice (Phthiraptera: Amblycera, Ischnocera) recorded from birds in the Danube Delta Biosphere Reserve: a literature review with new data. In : *Aquila*, Vol. 124, p. 7-33.
- [209] REVAJOVA, V., LOOSZOVA, A., GOLDOVA, M., ZIBRIN, M., HERICH, R., LEVKUT, M., 2006. Morphological study of partridge *Eimeria procera* development in the foreign host leghorn chicks *Gallus gallus*. In : *The Journal of Protozoology Research*, Vol.16, p. 26-32.
- [210] RICHARDSON, U., F. et KENDALL, S., B., 1957. *Veterinary protozoology*. London : Oliver and Boyd, 260p.

- [211] RICKARD, L., G., 1985. Proventricular lesions associated with natural and experimental infections of *Dispharynx nasuta* (Nematoda: Acuariidae). In : *Canadian Journal of Zoology*. novembre 1985. Vol. 63, p. 2663-2668. DOI 10.1139/z85-398.
- [212] RIKIHISA, Y., ZHANG, C. et CHRISTENSEN, B. M., 2003. Molecular Characterization of *Aegyptianella pullorum* (Rickettsiales, Anaplasmataceae). In : *Journal of Clinical Microbiology*. 1 novembre 2003. Vol. 41, p. 5294-5297. DOI 10.1128/JCM.41.11.5294-5297.2003.
- [213] ROBERT, G., 1972. *Coccidiose et coccidie du faisan*. Thèse de Doctorat Vétérinaire (Maisons-Alfort), 1972, 50 p.
- [214] ROBIN, E., M., S., 2012. *Pathologie des oiseaux de chasse au vol en France*. Thèse d'exercice vétérinaire. Paris : Faculté de Médecine de Créteil, 233p.
- [215] ROBINSON, L. E. et DAVIDSON, J., 1913. The Anatomy of *Argas persicus* (Oken 1818). In : *Parasitology*. octobre 1913. Vol. 6, p. 217. DOI 10.1017/S0031182000003073.
- [216] ROSENBERG, R., KOONTZ, L., C., ALSTON, K., et FRIEOMAN, F., K., 1984. *Plasmodium gallinaceum*: Erythrocyte factor essential for zygote infection of *Aedes aegypti*. In : *Experimental Parasitology*. Avril 1984. Vol. 57, p. 158-164. DOI 10.1016/0014-4894(84)90075-4.
- [217] SABUNI, A., Z, 2009. *Prevalence, intensity and pathology of ecto and haemoparasites infections in indigenous chickens in eastern province of Kenya*. Thèse de master en science en parasitologie vétérinaire appliquée. Nairobi : Université de Nairobi, 132p.
- [218] SAGE, R. B., WOODBURN, M. I. A., DAVIS, C. et AEBISCHER, N. J., 2002. The effect of an experimental infection of the nematode *Heterakis gallinarum* on hand-reared grey partridges *Perdix perdix*. In : *Parasitology*. mai 2002. Vol. 124. DOI 10.1017/S0031182002001403.
- [219] SAIWICHAI, T., HARNYUTTANAKORN, P., et NITHIUTHAI, S., 2007. A Simple Method for Isolation of *Plasmodium gallinaceum* from Infected Chicken Red Blood Cells. In : . 2007. Vol. 30, p. 6.
- [220] SANTILLI, F., et BAGLIACCA, M., 2012. Occurrence of eggs and oocysts of intestinal parasites of pheasant (*Phasianus colchicus*) in droppings collected in differently managed protected areas of Tuscany (Italy). In : *European Journal of Wildlife Research*. février 2012. Vol. 58, p. 369-372. DOI 10.1007/s10344-011-0552-8.
- [221] SAWADA, I., 1970. On the fowl cestode, *Choanotaenia infundibulum*, from Brazil. In : *Bull. Nara Univ. Educ.* 1970. Vol. 19, p. 81-82.
- [222] SAXENA, A., SINGH, S. et KUMAR, A., 1998. Description of life history stages of poultry shaft louse, *Menopon gallinae* (Phthiraptera: Amblycera, Menoponidae). In : *Rudolstädter Naturhistorische Schriften*. 1998. Vol. 9, p. 81-85.

- [223] SCHARF, William C. et PRICE, Roger D., 1983. Review of the Amyrsidea in the Subgenus Argimenopon (Mallophaga: Menoponidae)1. In : *Annals of the Entomological Society of America*. 15 mai 1983. Vol. 76, p. 441-451. DOI 10.1093/aesa/76.3.441.
- [224] SCHULMAN, F., Y., MONTALI, R., J. et CITINO, S., B., 1992. Pathology, Diagnosis, and Treatment of *Synhimantus nasuta* Infection in African Jacanas (*Actophilornis africana*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1992. Vol. 23, p. 313-317.
- [225] SCHWARTZ, B., 1925. Intestinal nodules in chickens due to heterakid larvae. In: *The Philippines Journal of Science*. Vol. 28, p.1-11.
- [226] SEDLÁK, K., LITERÁK, I., VITULA, F. et BENÁK, J., 2000. High susceptibility of partridges (*Perdix perdix*) to toxoplasmosis compared with other gallinaceous birds. In : *Avian Pathology*. Décembre 2000. Vol. 29, p. 563-569. DOI 10.1080/03079450020016805.
- [227] SEGUY E., (1944). Mallophages. In : Editions Paul Lechevalier, Paris, *Insectes ectoparasites (Mallophages, Anoploures, Siphonaptères)*. Faune de France, 43, 684 p.
- [228] SHANTA, I., BEGUM, N., ANISUZZAMAN, A., BARI, A., et KARIM, M., 2008. Prevalence and Clinico-Pathological Effects of Ectoparasites in Backyard Poultry. In : *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine*. Vol. 4, n° 1. DOI 10.3329/bjvm.v4i1.1520.
- [229] SIMITCH, T., PETROVITCH, Z., BORDJOCHKI, A., SAVIN, Z. et MIKOVITCH, Z., 1965. Infection du Faisan *Phasianus colchicus* per os avec *Toxoplasma gondii*. In : *Académie vétérinaire de France, Bulletin 1965*, p. 115-118.
- [230] SIMPSON, A., G., B. et CEPICKA, I., 2009. Protists. In : SCHAECHTER, M. (éd) *Encyclopedia of microbiology*, Third edition, Vol. 1, p. 545-557.
- [231] SKIRACKI, M., et BOCHKOV, A., 2012. A review of prostigmata (Acariformes: Trombidiformes) permanently associated with birds. In: *Acarina*, Vol. 20, p 67-107.
- [232] SLAVIN, D. et WILSON, J. E., 1960. A Fuller Conception of the Life Cycle of *Hexamita Meleagridis*. In : *Poultry Science*. Novembre 1960. Vol. 39, p. 1559-1576. DOI 10.3382/ps.0391559.
- [233] SONENSHINE, Daniel E., 2009. Ticks. In : *Encyclopedia of Insects* [en ligne]. S.l. : Elsevier. p. 1003-1011. [Consulté le 3 novembre 2018]. Disponible à l'adresse : <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9780123741448002642>.
- [234] SPARAGANO, O.A.E. et GIANGASPERO, A., 2011. Parasitism in egg production systems: the role of the red mite (*Dermanyssus gallinae*). In : *Improving the Safety and Quality of Eggs and Egg Products* [en ligne]. S.l. : Elsevier. p. 394-414. [Consulté le 23 octobre 2018]. Disponible à l'adresse : <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9781845697549500176>.
- [235] SPENCER, G., J., 1956. Further records of Mallophaga from british columbia birds. In: *Proceedings of the Entomological Society of British Colombia*, February 1957, Vol.53, p 3-10.

- [236] STADLER, C., K. et CARPENTER, James., W., 1996. Parasites of backyard game birds. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. avril 1996. Vol. 5, p. 85-96. DOI 10.1016/S1055-937X(96)80021-1.
- [237] STOCKDALE, H., J. et RAUN, E., S., 1965. Biology of the Chicken Body Louse, *Menacanthus stramineus*. In : *Annals of the Entomological Society of America*. Novembre 1965. Vol. 58, p. 802-805. DOI 10.1093/aesa/58.6.802.
- [238] SUDBERY, P., GOW, N., et BERMAN, J., 2004. The distinct morphogenic states of *Candida albicans*. In : *Trends in Microbiology*. Juillet 2004. Vol. 12, p. 317-324. DOI 10.1016/j.tim.2004.05.008.
- [239] SYCHRA, O., 2012. Chewing lice (Phthiraptera: Amblycera, Ischnocera) from chukars (*Alectoris chukar*) from a pheasant farm in Jinacovice (CzechRepublic). In : *Veterinárni Medicína*. 28 mars 2012. Vol. 50, p. 213-218. DOI 10.17221/5617-VETMED.
- [240] TAMARU, M., YAMAKI, S., JIMENEZ, L., A. et SATO, H., 2015. Morphological and molecular genetic characterization of three *Capillaria* spp. (*Capillaria anatis*, *Capillaria pudendotecta*, and *Capillaria madseni*) and *Baruscapillaria obsignata* (Nematoda: Trichuridae: Capillariinae) in avians. In : *Parasitology Research*. novembre 2015. Vol. 114, n° 11, p. 4011-4022. DOI 10.1007/s00436-015-4629-2.
- [241] TANVEER, S., AHAD, S., et CHISHTI, M., Z., 2015. Morphological characterization of nematodes of the genera *Capillaria*, *Acuaria*, *Amidostomum*, *Streptocara*, *Heterakis*, and *Ascaridia* isolated from intestine and gizzard of domestic birds from different regions of the temperate Kashmir valley. In : *Journal of Parasitic Diseases*. Décembre 2015. Vol. 39, p. 745-760. DOI 10.1007/s12639-013-0401-7.
- [242] TARTON, S., et VINATIER, A., 2018. Le transport des échantillons biologiques. *INSERM*. 8p.
- [243] TAYLOR, M., A., COOP, R., L. et WALL, R., L., 2016. *Veterinary Parasitology*, Ed 4, Wiley Blackwell
- [244] THIENPONT, D, ROCHETTE, F et VANPARIJS, O F J, 2003. *Diagnosing helminthiasis by coprological examination*. Janssen Animal Health, Thirrd edition, 109p.
- [245] TOMPKINS, D. M., GREENMAN, J. V., ROBERTSON, P. A. et HUDSON, P. J., 2000. The role of shared parasites in the exclusion of wildlife hosts: *Heterakis gallinarum* in the ring-necked pheasant and the grey partridge: Apparent competition mediated via shared parasites. In : *Journal of Animal Ecology*. septembre 2000. Vol. 69, p. 829-840. DOI 10.1046/j.1365-2656.2000.00439.x.
- [246] TRIGG, P. I., 1967a. *Eimeria phasiani* Tyzzer, 1929 a coccidium from the pheasant (*Phasianus colchicus*) I. The life cycle. In : *Parasitology*. février 1967. Vol. 57, p. 135. DOI 10.1017/S0031182000071948.

- [247] TRIGG, P. I., 1967b. *Eimeria phasiani* Tyzzer, 1929 a coccidium from the pheasant (*Phasianus colchicus*). II. Pathogenicity and drug action. In : *Parasitology*. février 1967. Vol. 57, p. 147. DOI 10.1017/S003118200007195X.
- [248] TRIVEDI, M. C., RAWAT, B. S. et SAXENA, A. K., 1991. The distribution of lice (Phthiraptera) on poultry (*Gallus domesticus*). In : *International Journal for Parasitology*. 1 avril 1991. Vol. 21, p. 247-249. DOI 10.1016/0020-7519(91)90016-Z.
- [249] TYZZER, E., E., 1920. The Flagellate Character and Reclassification of the Parasite Producing « Blackhead » in Turkeys: *Histomonas meleagridis* (Smith). In : *The Journal of Parasitology*. mars 1920. Vol. 6, p. 124. DOI 10.2307/3271065.
- [250] TYZZER, E., E., 1934. Studies on Histomoniasis, or « Blackhead » Infection, in the Chicken and the Turkey. In : *Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences*. 1934. Vol. 69, p. 189. DOI 10.2307/20023041.
- [251] VALIENTE MORO, C., DE LUNA, C. J., TOD, A., GUY, J., H., SPARAGANO, O., A., E., et ZENNER, L., 2009. The poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*): a potential vector of pathogenic agents. In : *Experimental and Applied Acarology*. juin 2009. Vol. 48, p. 93-104. DOI 10.1007/s10493-009-9248-0.
- [252] VASSILIADES, G., 1970. Nématodes parasites d'Oiseaux malgaches. In : *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1970. Vol. 45, p. 47-88. DOI 10.1051/parasite/1970451047.
- [253] WACHA, R., S., 1973. The Sporulated Oocysts of *Eimeria tetartooimia* sp. n., and *E. duodenalis* and *E. pacifica* (Protozoa:Eimeriidae) Redescribed, from the Ring-necked Pheasant, *Phasianus colchicus*. In : *Proceedings of the helminthological society of washington*, Vol. 40, january 1973, p. 56-58.
- [254] WAKELIN, D., 1965. Experimental Studies on the Biology of *Capillaria obsignata* Madsen, 1945, a Nematode Parasite of the Domestic Fowl. In : *Journal of Helminthology*. décembre 1965. Vol. 39, p. 399. DOI 10.1017/S0022149X00020800.
- [255] WAKELIN, D., 1967. Nematodes of the Genus *Capillaria* Zeder, 1800, from the Collection of the London School of Hygiene and Tropical Medicine. 1. Capillariids from exotic avian hosts. In : *Journal of Helminthology*. juin 1967. Vol. 41, p. 257. DOI 10.1017/S0022149X00021647.
- [256] WALL, R., et SHEARER, D., 1997. *Veterinary entomology: arthropod ectoparasites of veterinary importance*. 1st ed. London; New York: Chapman & Hall.
- [257] WANGRAWA, W., G., J., 2010. *Effets des ectoparasites sur la productivité de la volaille en élevage traditionnel*. Mémoire de fin de cycle, Université polytechnique de Bobo-Dioulasso. 81p.

- [258] WATSON, J., M., 1965. *Introduction to parasitology*. William Heinemann medical books London. 189p.
- [259] WEHR, E. E. et EDGAR, S. A., 1949. *Capillaria annulata* (Molin, 1858) from the mucosa of the mouth of the domestic fowl, *Gallus domesticus* (Linn.). In : *The Journal of Parasitology*. avril 1949. Vol. 35, p. 218.
- [260] WELCHMAN, D., 2008. Diseases in young pheasants. In : *In Practice*, march 2008, Vol. 30, p. 144-149.
- [261] WERNERY, U., 2016. Infectious Diseases. In: SEMOUR, J. (éd), *Avian Medicine*. Abu Dhabi : Elsevier. pp. 434-521.
- [262] WILLIAMS, R. T., 1971. In vitro studies on the environmental biology of *Goniodes colchici* (Denny) (Mallophaga: Isochnocera). 3. The effects of temperature and humidity on the uptake of water vapour. In : *The Journal of Experimental Biology*. octobre 1971. Vol. 55, p. 553-568.
- [263] WILLIAMS, R.B., 1978. Notes on some coccidia of peafowl, pheasants and chickens. In : *Veterinary Parasitology*. juin 1978. Vol. 4, p. 193-197. DOI 10.1016/0304-4017(78)90011-0.
- [264] WILSON, F. H., 1934. The Life-Cycle and Bionomics of *Lipeurus heterographus* Nitzsch. In : *The Journal of Parasitology*. septembre 1934. Vol. 20, p. 304. DOI 10.2307/3272194.
- [265] WILSON, F. H., 1939. The Life-Cycle and Bionomics of *Lipeurus Caponis* (Linn.). In : *Annals of the Entomological Society of America*. Juin 1939. Vol. 32, p. 318-320. DOI 10.1093/aesa/32.2.318.
- [266] WOOD, A. M. et SMITH, H. V., 2005. Spironucleosis (Hexamitiasis, Hexamitosis) in the Ring-Necked Pheasant (*Phasianus colchicus*): Detection of Cysts and Description of *Spironucleus meleagridis* in Stained Smears. In : *Avian Diseases*. Mars 2005. Vol. 49, p. 138-143. DOI 10.1637/7250-080204R.
- [267] YABSLEY, M., J., 2009. Capillarid Nematodes. In : ATKINSON, C., T., THOMAS, N., J. et HUNTER, D., B., (éd.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* [en ligne]. Oxford, UK : Wiley-Blackwell. p. 463-497. [Consulté le 23 octobre 2018]. Disponible à l'adresse : <http://doi.wiley.com/10.1002/9780813804620.ch27>.
- [268] YAKIMOFF, W. L. et MATIKASCHWILI, I. L., 1936. Coccidiosis of the Grey and Stone Partridge. In : *Parasitology*. Janvier 1936. Vol. 28, p. 146. DOI 10.1017/S0031182000022320.
- [269] YOSHINO, T., UEMURA, J., ENDOH, D., KANEKO, M., OSA, Y. et ASAKAWA, M., 2009. Parasitic nematodes of anseriform birds in Hokkaido, Japan. In : *Helminthologia*. 1 juin 2009. Vol. 46, p. 117-122. DOI 10.2478/s11687-009-0023-x.

- [270] YOSHINO, T., ONUMA, M., NAGAMINE, T., INABA, M., KAWASHIMA, T., MURATA, K., KAWAKAMI, K., KUWANA, T., et ASAKAWA, M., 2008. First record of the genus *Heterakis* (Nematoda: Heterakidae) obtained from two scarce avian species, Japanese rock ptarmigan (*Lagopus mutus japonicus*) and Okinawa rails (*Gallirallus okinawae*). In : *Japanese Journal of Nematology*. 2008. Vol. 38, p. 4.
- [271] YOUSFI, F., 2012. *Contribution à l'étude des helminthes parasites du tube digestif du poulet local, (Gallus gallus domesticus, Linnaeus 1958), dans la région d'Oran*. Mémoire de Master en Parasitologie. Oran : Université d'Oran, 154p.
- [272] YURAYART, N., KAEWTHAMASORN, M., et TIAWSIRISUP, S., 2017. Vector competence of *Aedes albopictus* (Skuse) and *Aedes aegypti* (Linnaeus) for *Plasmodium gallinaceum* infection and transmission. In : *Veterinary Parasitology*. juillet 2017. Vol. 241, p. 20-25. DOI 10.1016/j.vetpar.2017.05.002.
- [273] ZARAGATZKI, E., HESS, M., GRABENSTEINER, E., ABDEL-GHAFFAR, F., AL-RASHEID, K. A., S., et MEHLHORN, H., 2010. Light and transmission electron microscopic studies on the encystation of *Histomonas meleagridis*. In : *Parasitology Research*. mars 2010. Vol. 106, n° 4, p. 977-983. DOI 10.1007/s00436-010-1777-2.
- [274] ZARAGATZKI, E., MEHLHORN, H., ABDEL-GHAFFAR, F., RASHEID, K. A., S., GRABENSTEINER, E., et HESS, M., 2010. Experiments to produce cysts in cultures of *Histomonas meleagridis*—the agent of histomonosis in poultry. In : *Parasitology Research*. mars 2010. Vol. 106, n° 4, p. 1005-1007. DOI 10.1007/s00436-010-1776-3.
- [275] ZENNER, L., 2005. Données actuelles sur l'infection à *Histomonas meleagridis* chez les volailles. In : *Bulletin de l'académie vétérinaire de France*. Vol. 158 p. 161-166.

VAILLANT Geoffrey

PARASITISME DU GIBIER D'ELEVAGE A PLUMES

Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, 7 décembre 2018

RESUME :

Ce travail de thèse présente dans une première partie la filière du gibier d'élevage à plumes.

La seconde partie est constituée d'une étude bibliographique sur les parasites du faisán et de la perdrix, celle-ci est notamment illustrée avec des photos provenant de prélèvements réalisés au cours de la saison d'élevage 2018, de base de données du Réseau Cristal, et de la collection de parasite du service de parasitologie de Vetagro-sup. Les parasites retrouvés se situent principalement au niveau du système digestif, celui-ci peut abriter des nématodes, des trématodes, des cestodes, des champignons et des protozoaires. Les parasites cutanés sont constitués d'une grande variété d'espèces de poux, de puces, de tiques, de champignons, de punaises et d'acariens. Quelques parasites sont également présents dans les muscles, l'appareil respiratoire et le sang.

La troisième partie est consacrée à une étude de terrain qui montre que le parasitisme du gibier à plumes est largement dominé par les coccidies, puis les flagellés, et les nématodes (capillaires et syngames notamment). Malgré les conditions d'élevage, peu de parasitoses externes ont été observées. Aucun parasite sanguin ou musculaire n'a été mis en évidence.

MOTS CLES :

- Parasites
- Faisans
- Perdrix

JURY :

Président :	Madame la Professeure Martine WALLON
1er Assesseur :	Monsieur le Professeur Lionel ZENNER
2ème Assesseur :	Madame la Professeure Dominique LEGRAND

DATE DE SOUTENANCE : 7 décembre 2018