

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE-ALGER

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة - الجزائر-

PROJET DE FIN D'ETUDES

EN VUE DE L'OBTENTION

DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE

THEME

*Parasitisme intestinal chez les oiseaux de la faune
sauvage en captivité au niveau des parcs
zoologiques d'Alger : d'El-Hamma et de Ben-
Aknoun*

Présenté par: SLAMANI Halima

TEGGAR Amira

ZIANE Ibtissem

Soutenu le: 13/06/2015

Le jury :

Président:	KHELEF. D	Professeur. ENSV
Promoteur:	AIT-LOUDHIA. K	Maitre de Conférences A. ENSV
Examineur:	BOUZID. R	Maitre de Conférences A. ENSV
Examineur:	MESSAÏ. CR	Maitre-Assistant B. ENSV

Année universitaire: 2014/2015

REMERCIEMENTS

Avant tout, nous louons et remercions Dieu tout puissant de nous avoir accordé la force, le courage, la patience et les moyens afin de pouvoir accomplir ce travail.

Au terme de ce travail réalisé en vue de l'obtention du Diplôme d'Etudes Supérieures.

Nous tenons exprimer nos sincères remerciements à l'égard de Melle AIT OUDIA Khatima Maitre de Conférences A. ENSV d'Alger, qui proposé et dirigé ce travail. Elle nous a guidé avec de précieux conseils et de multiples suggestions. Leurs critiques fructueuses ont été, pour nous, une source d'enrichissement, leurs aides ainsi que leur disponibilité nous a permis d'avancer dans le travail et de finaliser cette étude.

A monsieur le Professeur KHELLEF.D de l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger qui nous a fait L'honneur d'accepter la présidence de Notre jury de thèse.

Hommages respectueux,

Nos vifs remerciements vont également aux membres de jury qui ont bien voulu consacrer leur précieux temps pour examiner ce travail Mr. BOUZID.R maitre de conférences A. ENSV et Mr.MESSAÏ. CR maitre-assistant B. ENSV

Nous tenons également à exprimer nos profondes gratitude à tous les vétérinaires participants pour leur contribution efficace, Dr .KOUCHANE Nezha et Dr. BENYAHYA Neila de parc zoologique d'El-Hamma et les vétérinaires de Ben-Aknoun.

Au technicien du service de parasitologie de l'école nationale supérieure vétérinaire Mr. Ahmed RACHID SAADI, Pour leur accueil et leur disponibilité.

A monsieur SEHAYME Yacine, et BENFODILE Karima, tous nos remerciement pour le temps consacré, les conseils avisés et votre aide.

Ainsi, nous tenons à exprimer notre gratitude et nos sincères remerciements à tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à l'élaboration de ce mémoire.

Sincères Remerciements de Amira, Halima et Ibtissem

Dédicaces

À toi maman

Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu mérites pour tous les sacrifices que tu n'as cessé de me donner depuis ma naissance, durant mon enfance et même à l'âge adulte, Tu as fait plus qu'une mère puisse faire pour que je suis le bon chemin dans ma vie et mes études.

Je Te dédie Ce travail en témoignage de Mon profond amour. Puisse Dieu, le tout puissant, Te préserver ET t'accorder santé, longue vie ET de Bonheur.

À toi Mon frère

Je dédie ce travail à Mon adorable frère Lotfi, les mots ne suffisent guère pour exprimer l'attachement, l'amour ET l'affection que je Porte pour toi. Que dieu le puissant Te guérisse, je t'aime Lotfi. et sans oublier ma demi sœur Marwa ET Mon demi-frère Abdou, je vous aime aussi

À toi tantan

Je dédie Ce travail à toi Mon beau papa, j'espère que tu porteras que du bonheur, la paix et la joie à ma mère. Et merci bien pour ton soutien.

À ma grand-mère

Que dieu la garde pour nous.

Aux membres de famille

Je dédie Ce travaille à Mon seul oncle Abd el-kader et Baba Lazreg

Ames chères

Surtout à

Ma cousine Hayette, Amel et son mari Amine et leur enfants Lina, Adel et Rahil.

Fetouha, Fadhila, Hassiba, Soria et son mari Miloud et leur minous Imad et Hadil. À Naima et son mari Mohamed et leur petit SidAmed.

À mes cousins

Sid Ahmed et sa femme Fatima ET leur petites Inasso ET Bobo, Yassine, Djamel ET SA femme Naima, Samir et Hamza. À Mohamed ET Alilou, aussi Mohiédine, Hakim ET son petit Poussin Kayan et Kamel.

À tous mes Amis

Surtout mon ange Mina « miyayou » merci pour tous les moments agréables qu'on a passé ensemble, à toi mon médicament Halima « Hololo », Ibtissem et Meriem, merci beaucoup pour les beaux souvenirs pendant cinq ans, que dieu ne nous sépara jamais. Sans oublier mes Amis de lycée Wafaa, Besma, Lili. A douidi et roudi « siham »

A mes Amis de l'ENSV Surtout Khadidja batbouta, Hichem, Mustafa, et surtout Melle BENFODIL Karima.Etc.

À toute la famille LAZEREGUE

AMIRA

DEDICACE

Je dédie ce mémoire à :

Ma très chère mère, affable, honorable, aimable, qui a œuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, sa prière et sa bénédiction qui m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études, reçois à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.

Mon adorable père, qui peut être fier et trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans la vie. Puisse Dieu faire en sorte que ce travail porte son fruit ; Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien permanent venu de toi.

Mes aimables sœurs **Fatima** et **Warda** et leurs époux

Mes sœurs **Sousou** et son amie **Ghanos, Amoun, Kira** qui n'ont cessé d'être pour moi des exemples de persévérance, de courage et de générosité.

Ma très chère sœur **Noupi**, en témoignage de l'attachement, de l'amour et de l'affection que je porte pour toi. Malgré la distance, tu es toujours dans mon cœur. Je te souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité. Je t'exprime à travers ce travail mes sentiments d'amour.

Mes chers frères **Mohamed** et son épouse **Fouzia**, **M'hamed** et son épouse **Sarah**, **Miloud** et son épouse **Adjila** et mon adorable **Omar** et son épouse **Nadjet**.

Mes adorables neveux et nièces que je pourrais tous citer : **Mino, Fatima, Hadji, Djilali, Nedjet, Rahimo, Alouche** et **Hayou**.

Mes tantes, oncles, cousins et cousines.

A tous les membres de ma famille **SLAMANI**, petits et grands.

A mes très chères copines **Mirouch, Samsoum** et **Mimi**. Je ne peux trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, vous êtes pour moi des sœurs sur qui je peux compter. En témoignage de l'amitié qui nous uni et des souvenirs de tous les moments que nous avons passé ensemble, je vous dédie ce travail et je vous souhaite une vie pleine de santé, de bonheur et d'amour.

Mes amis de l'E.N.S.V qui n'ont cessé de m'encourager : **Khadouj Batbouta, Hicho, Mustafa, Lobna, Hayat, Hoda...** et surtout **BENFODIL Karima**.

Mes amis de lycée **Ilyasse, Boudiaf** et **Sedaouia**. Sans oublier mes amis de la résidence universitaire : **Dida, Nassima, Assou, Birou, Souhila, Douidi** et **Roudi**.

A tous ce qui m'a aidé de près ou de loin.

Halima



DEDICACE

*En premier lieu hamd 'Allah, de m'avoir aidé tout au long de ces années d'étude,
et de m'avoir permis d'en arriver à ce jour inoubliable.*

*Je tiens avant tout à remercier mon très cher père et la meilleure femme dans le
monde ma mère qui ont toujours été là pour moi et qui m'ont transmis la vie,
l'amour, le courage à faire ces études.*

*A ma petite sœur Fatima et mes frères : Brahim, Billal et Mohamed,
à toute ma famille surtout ma tante Houria et son mari pour son présence à mes
cotés.*

*Un grand merci du fond du cœur à mes copines Haloma, Mira, Meryoma,
qu'elles sont ma deuxième famille pour tous les moments qui resteront gravés
dans ma mémoire.*

*Je tiens à présenter mes remerciements à ma très adorable promotrice Mlle Ait-
Oudhia Khatima pour son aide.*

*À tous ceux qui m'ont aidé à réaliser ce travail de l'extérieur de l'école : Mlle
Nezha Dr vétérinaire du parc zoologique d'El-Hamma*

Et de l'intérieur Zami Ahmed le technicien de l'laboratoire, Yacine,

Karima Benfodil Et

Moh S3

*À mes copines, tous mes amis de ma promotion surtout du groupe nefs merci pour
les deux ans de clinique pleine de très beaux souvenirs.*

Ibtissem



RESUME

Résumé :

Le parasitisme est un phénomène assez fréquent chez les oiseaux en captivité, pouvant entraîner des troubles plus ou moins graves. Tel que les maladies parasitaires qui se présentent souvent comme des affections à symptômes non spécifiques. Notre travail a consisté en l'étude des parasites intestinaux chez les oiseaux de la faune sauvage en captivité. Les aspects relatifs à la biologie des principaux parasites intestinaux étudiés, sont abordés dans une première partie, suivie d'une partie expérimentale. Les résultats d'une enquête réalisée en Avril-mai 2015 auprès des parcs zoologiques d'El-Hamma et de Ben-Aknoun de la région d'Alger, sur la base de prélèvements collectifs de fientes et leurs analyses par la méthode coprologique : la Flottaison, ont été décrits. La captivité limite l'infestation aux parasites monoxènes mais rend les hôtes sauvages d'avantages sensibles. Notre étude montre l'efficacité des plans de prophylaxie mis en place.

Mots Clés : Oiseau ; faune sauvage ; parasitisme intestinal ; coproscopie ; parc zoologique.

Abstract

The parasitism is a frequent phenomenon in animals in captivity, which can result in more or less serious disorders. Such as parasitic diseases which are often manifested as ailments with non-specific symptoms. Our work is about the study of intestinal parasites in birds of the wild animals in captivity. The aspects relating to the biology of the major intestinal parasites studied are addressed in a first part which relates to the bibliographic study. Then, we present, in the experimental part, the results of a survey conducted in April-May 2015 from zoological parks of El-Hamma and Ben-Aknoun in the region of Algiers, on the basis of collective levies of manure and their analyzes by the coprological method: the waterline. The captivity limits the infestation by monoxene parasites, but makes wild hosts sensitive. Our study shows the effectiveness of prophylaxis plans.

Key words: bird; world life; intestinal parasitism; coproscopy; zoological park

ملخص:

التطفل، ظاهرة شائعة إلى حد ما عند الحيوانات في الأسر، حيث يمكن أن يسبب اضطرابات قد تكون أقل أو أكثر خطورة، مثل الأمراض الطفيلية التي غالبا ما تظهر دون أعراض محددة. يتمثل عملنا في دراسة الطفيليات المعوية لدى الطيور البرية في الاسر. الجوانب المتعلقة ببيولوجيا الطفيليات المعوية الرئيسية التي تمت دراستها، تمت مناقشتها في الجزء الأول في دراسة مكتوبة ثم عرضنا في الجزء التجريبي، نتائج دراسة استقصائية أجريت في أبريل-مايو 2015 بين حدائق الحيوان في الحامة ومنطقة بن عكنون في الجزائر العاصمة، على أساسها جمعنا و حللنا عينات من البراز بواسطة التعويم. تواجد الحيوانات بالأسر يحد من الإصابة بالطفيليات، لكن تبقى الحيوانات معرضة لهذه الأخيرة. على الرغم من ذلك، كشفت دراستنا أن مخطط الوقاية المعمول به في حدائق الحيوان كان فعال .

المفتاح: عصفور، الحياة البرية، الطفيليات المعوية، حديقة الحيوان

LISTE DES ABREVIATIONS

% : pourcentage

ENSV : Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire

gr : gramme

I.N.S.Q : Institut Nationale de Santé Publique du Québec

kg : kilogramme

mg : milligramme

ml : millilitre

O.M.S : Organisation Mondiale de la Santé

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1: Taxinomie d' <i>Eimeria</i> (Duszyski, Upton, Couch. 2000).	30
Tableau 2: Les espèces de <i>Cryptosporidium</i> décrites chez certains oiseaux « dinde et poulet ». 35	
Tableau 3: taxinomie et classification de <i>Cryptosporidium sp.</i> Établie par (O'DONGHUE., 1995) basée sur la classification proposée par (LEVINE N.D., 1984).	36
Tableau 4: Taxinomie et classification de <i>Histomonas meleagridis</i> . (XAVIER R., 2004).....	42
Tableau 5: Les oiseaux pensionnaires du parc zoologique du Jardin d'Essai d'El-Hamma :.....	50
Tableau 6: Les oiseaux pensionnaires du parc zoologique de Ben-Aknoun.	51
Tableau 7: Caractéristiques des antiparasites les plus utilisés au niveau des parcs zoologiques d'El-Hamma et de Ben-Aknoun.	54
Tableau 8 : Distribution des prélèvements réalisés.....	55
Tableau 9: Résultats des prélèvements réalisés par la technique de flottaison trouvés chez les oiseaux étudiés dans les deux parcs.....	62

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Cycle des cestodes (exemple : <i>Hymenolepis sp</i> et <i>Raillietina sp</i>) (J.L.GUERIN ET AL., 2011).....	12
Figure 2: Cycle de développement d' <i>Ascaridia columbae</i> chez les pigeons (SCHRAG L., 1986). ...	18
Figure 3: Aspect morphologique des œufs et vers d' <i>Hétérakis</i> . (JEAN-LUC G. ET AL., 2011) ..	21
Figure 4: Cycle de développement des capillaires chez les pigeons. (SCHRAG L., 1986).....	23
Figure 5: Classification des sporozoaires parasites de l'intestin (et du rein) des volailles. (J.L.GUERIN ET AL., 2011).....	30
Figure 6: Le cycle des coccidies.....	31
Figure 7: Cycle évolutif d'une Eimeria.....	33
Figure 8: Cycle évolutif du <i>Cryptosporidium sp</i> (FAYER ET AL., 1990).....	36
Figure 9: Différentes formes de Trichomonas rencontrées dans l'intestin des oiseaux (J.L.GUERIN ET AL., 2011).....	40
Figure 10: Cycle évolutif d' <i>Histomonas meleagridis</i> (ZENNER L. ET AL., 2005).	43
Figure 11: Aliment de Dindon (Photos personnelles).	53
Figure 12: La récolte de fiente (Photos personnelles).....	56
Figure 13: matériels utilisés (Photo personnelle).	57
Figure 14: Versement des selles.....	58
Figure 15: Homogénéisation des selles.....	59
Figure 16: Rajout de la solution dense.....	59
Figure 17: Homogénéisation du mélange	59
Figure 18: Filtrage du mélange à travers un tamis.....	59
Figure 19: Filtrer bien le mélange.....	59
Figure 20: Remplissage des tubes pour former un ménisque convexe.....	59
Figure 21: Pose des lamelles sur les bords des tubes.	60
Figure 22: Pose des lamelles sur des lames (après 20 mn).	60
Figure 23: Poser les lames sur le microscope.....	60
Figure 24: Observation des lames sous le microscope (Gx10, Gx40).....	60
Figure 25: Photo de cacatoès du parc zoologique d'El-Hamma	63
Figure 26: Œuf de Cryptosporidie (Photo personnelle).....	63
Figure 27: photo de l'Aigle de Bonelli du parc zoologique de Ben-Aknoun.....	64
Figure 28: Œuf de coccidies (Photo personnelle).	64

Figure 29: photo du Paon Bleu du parc zoologique de Ben-Aknoun.	64
Figure 30: Œuf de Strongyloide (photo personnelle)	64
Figure 31: Larve de Strongyloide (photo personnelle)	65

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1 : Tableaux de classification. (Encarta, 2009).....	77
Annexe 2: Alimentation des canaris, colombidés et cailles.....	78
Annexe 3: Alimentation des petits oiseaux « L ».....	79
Annexe 4: Alimentation des oiseaux de la grande volière, canards et porc-épic.....	81
Annexe 5: L'identification morphologique des sporozoaires. (I.N.S.Q. 2014).	82
Annexe 6 : Clé d'identification des parasites (l'O.M.S.1994).	83



TABLE DES MATIERES

REMERCIEMENTS
DEDICACES
RESUME
LISTE DES ABREVIATIONS
LISTE DES TABLEAUX
LISTE DES FIGURES
TABLE DES MATIERES

PAGE

INTRODUCTION01

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Présentation des oiseaux de la faune sauvage

I.1. Définition d'un oiseau03
I.2. Caractéristiques et comportement.....03
I.3. Origine et classifications.....04
I.4. Captivité des animaux sauvages et le Rôle du parc zoologique.....05
I.5. Faune sauvage en Algérie.....07
I.6. Épidémiologie surveillance de la faune sauvage.....07

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

II.1. Introduction sur les parasites intestinaux des oiseaux.....09
II.2. Critères retenus pour le choix des parasites.....09
II.3. Descriptif des principaux parasites intestinaux des oiseaux.....10
II.3.1. Les helminthes.....10
II.3.1.1. Les plathelminthes..... 10
II.3.1.2. Les némathelminthes.....16
II.3.2. Les protozoaires.....29
II.4. Maladies parasitaires et climat..... 45

PARTIE EXPERIMENTALE

<i>I. OBJECTIF</i>	47
<i>II. SITES DE L'ETUDE</i>	47
II.1. Critères de sélection du parc.....	47
II.2. Présentation du site d'étude	48
II.2.1. Historique et création.....	48
II.2.2. Localisation et climat.....	48
II.2.3. Rôle et missions du site d'étude.....	49
II.2.4. Pensionnaires.....	49
<i>III. MATERIELS ET METHODES</i>	50
III.1. Population animale.....	50
III.2. Hygiène.....	52
III.3. Alimentation.....	52
III.4. Vermifugation.....	53
III.5. Réalisation des prélèvements	55
III.6. Analyse coproscopique.....	56
III.6.1. Examen macroscopique des selles.....	56
III.6.1. Examen microscopique des selles.....	56
III.7. Identification des parasites.....	60
<i>IV. RESULTATS</i>	60
<i>V. DISCUSSION</i>	65
<i>CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS</i>	69
<i>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</i>	70
<i>ANNEXE</i>	76



INTRODUCTION

INTRODUCTION

La faune sauvage fait partie, selon Kidmo (1989), du patrimoine national au même titre que les forêts et les rivières. Chaque pays doit donc protéger sa faune.

Elle est une ressource naturelle renouvelable et représente pour l'Homme une source d'intérêts très diversifiés (alimentaire, économique, culturelle, touristique, scientifique et médicinal).

La faune sauvage et l'Homme vivent en contact étroit depuis l'aube de l'humanité.

Des progrès remarquables ont été effectués en matière de soins et de gestion des animaux sauvages.

Les oiseaux ont une très grande importance dans la faune sauvage. Entre l'Homme et les oiseaux du monde, existe un tissu de relations complexes qui rejaillissent depuis toujours sur la culture orale et sur les expressions de l'être humain, quel qu'il soit.

C'est d'abord, une histoire d'habitude de vie et d'environnement sonore.

Depuis longtemps, les oiseaux, jouent pour l'Homme un rôle économique : élevage de volailles, chasse..., et social : utilisées comme messages ou comme aliments.

Comme ils peuvent être porteurs, de maladies transmissibles à l'Homme (voir le paragraphe « Maladies aviaires »). Les oiseaux peuvent entraîner également des allergies liées en particulier aux plumes. Il convient donc de définir les facteurs limitant ou favorisant l'apparition des maladies infectieuses ou parasitaires.

Le parasitisme est une très bonne illustration de ces pratiques : ayant éventuellement des conséquences fatales, il peut être aussi très bien maîtrisé par une bonne gestion prophylactique alliant recherché des parasites par coproscopie ou lors d'autopsies et/ou traitement.

Vue du danger que représente la faune sauvage envers l'Homme et les animaux domestiques nous nous sommes intéressés à l'étude des maladies infectieuses qui touchent les oiseaux et qui ont pour agent causal des parasites.

C'est la raison pour laquelle, nous avons voulu connaître l'état actuel de ce problème dans les parcs zoologiques d'El-Hamma et de Ben-Aknoun afin d'aider efficacement les oiseaux, et pour bien identifier les parasites intestinaux les plus souvent rencontrés et les particularités de leur transmission, ainsi que d'évaluer l'efficacité de cette méthode de gestion.

Dans la première partie de cette thèse, nous nous sommes donc intéressés particulièrement à l'étude bibliographique de principaux parasites intestinaux qui touchent les oiseaux, et qui représentent surtout un véritable problème de santé publique.

Dans une deuxième partie de notre travail, nous allons exposer avec plus de précisions les résultats d'une enquête sanitaire concernant les principaux parasites, réalisée par examen coproscopique, effectuée dans les élevages des oiseaux présents au niveau des parcs zoologiques d'El-Hamma et de Ben-Aknoun, afin de rechercher et d'identifier ces parasites.



PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE



Chapitre I : Présentation des oiseaux de la faune sauvage

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Présentation des oiseaux de la faune sauvage

I.1. Définition d'un oiseau :

Les Oiseaux (du latin populaire *aucellus*, diminutif du latin *avis*, oiseau) sont des animaux vertébrés tétrapodes ailés, bipèdes, ovipares, à sang chaud (c'est-à-dire que leur température interne reste constante quelle que soit la température extérieure), à respiration pulmonaire en principe dotés de plumes, à la tête munie d'un bec. S'il existe près de 20 000 espèces d'oiseaux, très différentes tant par leur écologie que par leurs comportements, chacune d'elles présente un ensemble commun de caractéristiques évidentes permettant de les regrouper.

I.2. Caractéristiques et comportement

II.2.1. Caractéristiques générales des oiseaux

Les oiseaux sont provenus il y a environ 150 millions d'années. On suppose que leurs ancêtres étaient des menus dinosaures insectivores qui marchaient dressés sur leurs membres postérieurs. La preuve que les oiseaux proviennent des reptiles c'est l'oiseau fossile archéoptéryx, aussi bien que certains traits communs dans la structure. La peau des oiseaux est sèche. Ils se reproduisent par des œufs, riches en substances nutritives et bien protégés de l'extérieur. Les oiseaux contemporains habitent le globe terrestre tout entier – des forêts équatoriales aux pôles.

"Les phénomènes biologiques les plus remarquables chez les oiseaux, outre le vol, sont : les parades, la construction du nid, la couvaison, l'élevage des jeunes, le chant, les migrations annuelles, la mue et surtout l'adaptation des diverses espèces aux biotopes les plus variés : forêts, rivages, marais, montagnes, etc...". (DICTIONNAIRE ENCYCLOPEDIQUE LAROUSSE)

On a décrit plus de 20000 espèces d'oiseaux, répartis en trois groupes : oiseaux Coureurs, oiseaux Nageurs et oiseaux Volants.

II.2.2. Comportement

Les sens : Chez les oiseaux, l'olfaction est considérée comme peu performante, voire absente. Bien que les oiseaux n'aient pas de pavillon auriculaire, leur ouïe est développée, surtout chez certaines espèces comme les Strigidae. Cependant l'absence de pavillon les oblige à effectuer des rotations de la tête pour percevoir les sons provenant de différentes directions.

Les papilles gustatives se trouvent peu sur le fond de la langue et dans la gorge, mais d'autres mécanismes pourraient être mis d'œuvre pour le goût. Ainsi le sens du toucher

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Présentation des oiseaux de la faune sauvage

(notamment au niveau du bec), pour beaucoup d'oiseaux, semble intervenir lors de la recherche de nourriture.

Un des sens les plus mystérieux est la détection du champ magnétique terrestre par un organe situé dans le bec ou près des yeux.

Les déplacements : La plupart des oiseaux sont capables de voler, c'est-à-dire de se déplacer dans les airs. On estime que tous les ancêtres des oiseaux modernes étaient capables de voler.

Il existe plusieurs techniques de vol, la forme des ailes témoigne du type de vol auquel. Chaque espèce est adaptée, l'étude de la longueur des os du bras permet même d'être plus précis. Certaines espèces comme les Spheniscidae (dont les manchots), les petits pingouins, les puffins et les cincles « volent » sous l'eau pour s'y déplacer.

Les autres oiseaux coureurs disposent en général d'os de pattes plus robustes et une absence de bréchet. Une étude attentive du squelette permet de savoir si un oiseau peut voler ou pas ; ces connaissances sont utilisées pour l'étude des fossiles d'espèces disparues.

1.3. ORIGINE ET CLASSIFICATION

1.3.1. Origine

Les dépôts fossiles ne nous fournissent que très peu d'informations sur l'origine des oiseaux. Car non seulement le squelette d'un oiseau est fragile mais nombre de ses os sont creux et donc très friables. En outre, les oiseaux terrestres meurent rarement là où leurs restes auraient pu s'enfouir dans les couches sédimentaires qui recèlent des fossiles. Il est probable aussi que bon nombre d'oiseaux préhistoriques ont été la proie d'autres animaux carnivores. On estime qu'entre 1,5 et 2 millions d'espèces ont vu le jour depuis le plus ancien oiseau connu, Archéoptéryx. Les spécimens recueillis ne permettent guère de prouver l'existence de plus de 12 000 de ces espèces. (DAMIEN T., 2003).

Il a existé plusieurs théories quant à l'apparition des oiseaux. La plus communément admise fait des oiseaux les descendants de petits dinosaures théropodes. Une autre les présente comme descendants de « reptiles » du Permien, les Thecodontia (taxon considéré aujourd'hui comme désuet car paraphylétique). L'antithèse la plus sérieuse est une différenciation très précoce des oiseaux, les excluant des dinosaures.

1.3.2. Classification

La taxonomie de l'oiseau est faite selon leur apparence physique en se fondant sur leur taille, leur morphologie et la couleur de leur plumage. Certains oiseaux sont classés dans une même espèce n'avaient aucun lien entre eux, alors que d'autres étaient écartés de l'espèce à laquelle ils auraient dû s'apparenter. Le système de classification des oiseaux est devenu très sophistiqué. (DAMIEN T., 2003)

On connaît vingt milles espèces d'oiseaux, formant une classe et vingt-cinq ordres principaux. L'ordre des passériformes compte à lui seul près de la moitié du nombre total des espèces. Les oiseaux aux pattes palmées (anciens palmipèdes) forment six ordres, les oiseaux aux longues pattes (anciens échassiers) en forment trois. (STEPHANE R., 2007).

Règne: Animalia, Embranchement: Chordata, S /Embranchement: Vertebrata,

Super classe: Tetrapodes, Classe: Aves, S/Classe: Archaeornithae et Neognathae

Super ordre: Dinosauria, Paleognathae, Neognathae

Ordre: Saurishia, S/Ordre: Theropodas.

1.4. Captivité des animaux sauvages et le Rôle du parc zoologique

La captivité est un moyen qui aide à sauver les animaux et permettre d'étudier leur biologie. Pour certains, il s'agit d'un véritable emprisonnement, cruel et immoral (CONWAY W.G., 1969). Comme est une source de souffrance incontestable, en effet, c'est à leur environnement naturel que les animaux sauvages sont le mieux adaptés. Néanmoins, pour d'autres, il s'agit d'une bénédiction pour les individus captifs, car ils échappent aux dangers de la vie sauvage mais aussi aux conditions climatiques les plus extrêmes (HUTCHINS M. ET AL., 2003). La meilleure preuve en est la longévité des individus captifs qui est plus grande que celle de leurs congénères vivant en liberté.

Cependant, il se peut que dans certains cas des animaux sauvages (qui sont menacés de disparition) peuvent être capturés et gardés en captivité tels que les ménageries ou les parcs zoologiques à des fins scientifiques ou éducatives. Toutefois ils doivent disposer d'une autorisation et fournir des conditions favorables pour garder ces espèces fauniques (FOWLER M.E., 1996).

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Présentation des oiseaux de la faune sauvage

La plupart des animaux sauvages détenus en parc zoologique sont nés en captivité sur place ou dans d'autres établissements zoologiques. La majorité des zoos participent désormais à des programmes d'élevage, conduisant à des échanges rationnels de spécimens ; un certain nombre d'espèces gardées, plus rares que d'autres, (HUTCHINS M. ET AL., 1991).

Les parcs zoologiques un rôle de plus en plus important dans la conservation

Avant l'apparition des parcs zoologiques modernes, entre le XVIème et le XVIIIème siècle, on note le développement des ménageries bourgeoises. Le but de ces ménageries est la détention d'espèces rapportées des pays lointains. Vers la fin du XVIIIème, début du XIXème, les ménageries privées commencent à s'ouvrir à un public plus large.

Au XXème siècle, on note le développement des zoos dits « modernes », dans lesquels les animaux sont présentés en solitaire, en couple ou en troupes selon leurs besoins biologiques. Ces zoos ne se bornent plus à présenter des espèces au public, mais essayent par le développement de la pédagogie, de sensibiliser le visiteur aux atteintes environnementales et à la sauvegarde des espèces menacées.

Un rôle important dans la conservation ex-situ

A l'heure actuelle, les zoos présentent une multitude d'espèces différentes et l'élevage de ces espèces est considéré comme une partie intégrante de la conservation. Depuis la mise en place de la Convention de Washington, les prélèvements d'animaux dans la nature sont totalement interdits et sont critiqués par la plupart des parcs zoologiques. Les animaux présentés en captivité n'ont pas de souci déontologique, plus aucune valeur marchande et sont échangés, donnés ou prêtés par les parcs zoologiques. Ces transferts d'animaux sont fortement réfléchis et ont pour but de conserver une diversité et une variabilité génétique de chaque espèce captive.

De ce fait, les parcs zoologiques détiennent à l'heure actuelle, des individus qui pourront être utilisés pour renforcer les populations captives en cas de déclin important et de disparition d'espèces. C'est ainsi qu'on a noté le développement de programmes de réintroduction dans la nature.

En conséquence, Les parcs zoologiques ont un rôle dans la protection des espèces, outre sa fonction récréative c'est un lieu privilégié pour faire connaître, aimer, et respecter les animaux. De plus le zoo constitue un réservoir génétique qui permet de sauver des espèces menacées de disparition dans leur milieu naturel. La reproduction d'espèces rares y est contrôlée par des instances scientifiques internationales, il est parfois possible d'aller jusqu'à la réintroduction dans la nature d'espèces élevées en captivité.

Comme il contribue d'une part, à renforcer les données scientifiques sur les animaux sauvages, et d'autre part, le parc zoologique aide les vétérinaires à créer ou améliorer des

traitements ou des protocoles médicamenteux destinés aux animaux sauvages, comme dans le cas de l'anesthésie qui permet de déplacer des espèces menacées vers des enclos ou réserves, ou encore vers des parcs animaliers (HUTCHINS M. Et AL., 2003).

1.5. Faune sauvage en Algérie

Une faune est un ouvrage zoologique donnant la description des animaux d'un pays, d'une région ou d'un milieu déterminé (Ex : Faune de l'Algérie). La notion est parfois ramenée à une liste des espèces animales. (WIKI., 2015).

La faune algérienne traverse aujourd'hui une phase de régression caractérisée par des déséquilibres importants .Outre les animaux déjà disparus, de nombreux autres se trouvent menacés ou en voie de disparition alors que certaines espèces sont exagérément prolifiques.

Cette situation est due à l'apparition de plusieurs facteurs défavorables au maintien et au développement de cette richesse biologique, dont les plus notables sont caractérisés par l'absence d'un encadrement juridique en adéquation avec la nature et la spécificité de ce patrimoine et d'une stratégie de développement et de préservation du gibier et de la faune sauvage en général.

Les différentes étages bioclimatiques (saharien, Aride, Semi-aride, subhumide et humide) de l'Algérie recèle une faune sauvage très variée que l'on peut différencier en espèces animales non domestiques dont la préservation à l'état naturel et leur multiplication sont d'intérêt national et celles qui ont un caractère cynégétique ou gibier qui font l'objet d'une exploitation.

Les espèces cynégétiques font l'objet de textes de loi et d'application en vue de leur exploitation par l'exercice de la chasse ou pour leur préservation lorsqu'elles sont menacées ou en voie de disparition. Elles concernent notamment : Les oiseaux, les mammifèresetc.

De nombreuses actions ont été mise en œuvre pour assurer la préservation et le développement de la faune. A cet effet un inventaire cynégétique a été réalisé dans le pays qui a permis l'avènement de l'aménagement cynégétique et la création de nombreuses réserves naturelles, de chasse et de centres cynégétiques.

1.6. Epidémiosurveillance de la faune sauvage

L'épidémiosurveillance est un système rapide et fiable, capable d'alerter sur la survenue d'un problème de santé et/ou d'en préciser les éléments et l'évolution (DABIS F. ET AL., 1992).

Les maladies qui touchent les spécimens sauvages ont des conséquences parfois graves notamment sur l'économie (ARTOIS M. ET AL., 2001) et sur la santé publique, puisque elles peuvent avoir un impact sur les animaux domestiques et sur la santé humaine (VALLAR., 2008).

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Présentation des oiseaux de la faune sauvage

La majorité de ces épidémies sont des zoonoses (60,3 %), et parmi celles-ci, 71,8 % proviennent de la faune sauvage (JONES K. ET AL., 2008).

Les objectifs l'épidémiosurveillance sont de 4 types (TOMA B. ET AL., 2001) :

- ✓ Détecter l'apparition d'une maladie exotique ou nouvelle, dans une région donnée, en vue d'entreprendre une lutte précoce,
- ✓ Permettre l'établissement d'une hiérarchie de l'importance (médicale, économique, etc.) de diverses maladies sévissant sur une même population, afin d'aider à définir les priorités d'action,
- ✓ Déterminer l'importance réelle d'une maladie (incidence, prévalence, pertes économiques) et l'évolution de la situation, afin d'aider à la décision d'entreprendre, de modifier ou de poursuivre une lutte appropriée,
- ✓ Evaluer les résultats d'un plan de lutte, en suivant la décroissance d'une maladie.

Ainsi une surveillance sanitaire des différentes populations, notamment de la faune sauvage, est importante pour déceler au plus vite la présence d'une maladie infectieuse ou d'une zoonose et prendre rapidement les mesures appropriées.

❖ Relation faune sauvage – faune domestique – homme

Les interactions entre l'homme, les animaux domestiques et les animaux sauvages sont courantes et peuvent entraîner la propagation d'agents pathogènes entre les espèces. Dans le cas de transmission de micro parasites de la faune domestique à la faune sauvage les répercussions sur la faune sauvage seront dramatiques.

Beaucoup de maladies émergentes humaines sont dues à l'exposition aux agents pathogènes zoonotiques. La faune sauvage peut créer des réservoirs de maladies zoonotiques d'où peuvent émerger des agents jusque à l'inconnu. La transmission à l'homme peut se faire à partir du réservoir animal primaire ou, indirectement par l'intermédiaire secondaire ou tertiaire.



Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

II.1. Introduction sur les parasites intestinaux des oiseaux

Les populations animales qui vivent à l'état sauvage sont régulées par plusieurs facteurs complexes, biotiques et abiotiques. Les parasites représentent un de ces facteurs biotiques.

Des théories sur les relations hôte-parasite émergent aujourd'hui à la faveur du très beau modèle expérimental que représente l'hôte « oiseau », BUSH A.P *ET AL.*, 1990 ayant montré que les oiseaux figuraient parmi les hôtes les plus parasités. L'impact du parasite sur la santé, la dynamique démographique et sur le comportement de l'hôte oiseau motive actuellement la plupart des travaux menés conjointement par les biologistes, les parasitologues et les ornithologues. Les études portant sur le système « hôte-parasite » tentent de faire la synthèse des théories actuelles, des concepts théoriques et des observations de base. (SOPHIE L. D.Q., 2012).

VAN BENEDEN., 1878 définit ainsi le parasite : « Le parasite est celui qui fait profession de vivre aux dépens de son voisin, et dont toute l'industrie consiste à l'exploiter avec économie, sans mettre sa vie en danger. C'est un pauvre qui a besoin de secours pour ne pas mourir sur la voie publique, mais qui pratique le précepte de ne pas tuer la poule pour avoir les œufs. On voit qu'il se distingue essentiellement du commensal qui est simplement un compagnon de table. Le carnassier tue sa proie pour s'en repaître ; le parasite ne la tue pas, il profite au contraire de tous les avantages dont jouit l'hôte auquel il s'impose ».

On peut retrouver chez les oiseaux en captivité deux principaux types de parasites : les parasites internes et les parasites externes. Les parasites externes vivent quant à eux directement sur la peau ou les plumes de l'oiseau. Les parasites internes vivent directement dans l'animal. Souvent, il s'agit de parasites intestinaux, ce qui nous intéresse, mais il existe également des parasites sanguins ou sous-cutanés.

II.2. Critères retenus pour le choix des parasites

Le parasitisme interne des oiseaux est un phénomène assez fréquent, pouvant entraîner un certain nombre de troubles plus ou moins graves, allant des désordres digestifs aux retards de croissance en passant par la maigreur et l'atteinte du plumage et du système nerveux. Les contaminations humaines sont possibles, et sont parfois lourdes de conséquences. Le mode de contamination se fait en général par ingestion du parasite sous forme d'œufs ou de larves présents dans l'environnement ou l'alimentation.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

Les principaux parasites rencontrés sont des cestodes, des nématodes (*hétérakides, ascaris, capillaires.....etc.*), et des sporozoaires (coccidies, trichomonas....etc.). Les symptômes sont déterminés par la présence des parasites que l'on retrouve dans les excréments ou en régurgitation. Parfois même, on peut distinguer un grouillement intestinal en cas d'infestation massive (M.J.M. ROQUET & M.E. BLANCHOT, 1979).

L'examen des selles d'un individu permet d'établir le diagnostic puisque l'on y retrouve leur forme de dissémination : œuf, larve. Contrairement aux examens sérologiques qui ne permettent pas forcément d'affirmer le diagnostic de façon certaine à l'exception de certaines parasitoses telles que la bilharziose (NOZAIS J.P., 1996).

De plus, la difficulté d'accès aux parasites de l'appareil digestif supérieur (bouche, œsophage et estomac) nous a orienté à se limiter à l'étude des parasites intestinaux uniquement.

La captivité des oiseaux dans les parcs zoologiques affaiblit leur système immunitaire, ce qui les rend plus sensibles aux parasites et par conséquent aux infections parasitaires. Le surpeuplement, l'hygiène et l'alimentation sont également des facteurs clés dans le développement des endoparasites chez les animaux du zoo (MALAN ET AL., 1997). La raison pour laquelle on a focalisé notre étude sur les oiseaux vivants en captivité pour faciliter d'accès et faute de moyen.

Enfin, les parasites choisis répondaient à l'un ou plusieurs des critères suivants :

- Parasite agent de zoonose,
- Parasite ayant un pouvoir pathogène marqué pour l'oiseau,
- Parasite ayant une forte prévalence.

II.3. Descriptif des principaux parasites intestinaux des oiseaux

Les parasites internes, spécifiquement les parasites digestives infestants les oiseaux, sont des protozoaires (organismes microscopiques unicellulaires) ou des vers (helminthes).

II.3.1. Les Helminthes

Les Helminthes sont des organismes appelés communément les vers. D'après ANONYME., 1999, les Helminthoses digestives sont dues à la présence ou au développement de Némathelminthes et des Plathelminthes dans la paroi et dans la lumière de l'intestin.

II.3.1.1. Les Plathelminthes

Appelés vers plats, les Plathelminthes regroupent des parasites hermaphrodites à l'exception des schistosomes. Les Plathelminthes se subdivisent en deux classes: la Classe des Trématodes et la Classe des Cestodes.

Les Trématodes sont des vers plats à corps non segmenté, alors que les Cestodes sont des vers plats à corps segmentés.

II.3.1.1.1. Trématodes

Les oiseaux sont susceptibles d'héberger les trématodes les plus variés, qui passent par divers hôtes intermédiaires (annélides, crustacés, insectes) dans les stades larvaires avant de gagner l'intestin des oiseaux au stade adulte. (J.L.GUERIN ET AL, 2011).

Les trématodes ont un cycle de vie indirect et sont rarement transmis en captivité. Ils sont souvent transmis par des escargots d'où la faible incidence en captivité.

❖ **Brachylaimidés** (JOYEUX & FOLEY., 1930), (FOUZIA YOUSFI., 2012)

Morphologie

Le corps est allongé (rarement ovale ou sub-globulaire), couvert ou non de fines épines. Les ventouses bien qu'assez développées, sont cependant de taille petite par rapport à celle du corps. Elles se localisent généralement dans la partie antérieure du corps. Le tube digestif comporte un pré-pharynx et un pharynx musculaire. L'œsophage est très court ou absent. Les cæcums sont longs et se terminent généralement près de l'extrémité postérieure. Les gonades se situent postérieurement en se disposant en tandem ou en triangle obtus avec l'ovaire situé entre les testicules. La poche du cirre est antérieure ou près du testicule antérieur. Le pore génital est ventral, médian ou sub-médian, antérieur ou situé près du testicule antérieur ou entre les testicules. Les glandes vitellogènes se répartissent latéralement avec une extension variable. Les branches ascendantes et descendantes de l'utérus s'enroulent dans le domaine inter-caecal en position antérieure par rapport aux gonades et peuvent dépasser ou non la ventouse ventrale (POJMAVSKA T., 2002).

Cycle de développement

Le cycle biologique est hétéroxène avec l'intervention de deux hôtes intermédiaires qui sont des mollusques terrestres d'espèces différentes. L'éclosion des œufs se produit dans l'intestin du premier hôte intermédiaire et donne un miracidium. Les sporocystes filles sont ramifiées. Les cercaires munies d'une queue rudimentaire et trapue, quittent cet hôte et pénètrent dans le second. A l'intérieur de celui-ci, les méta-cercaires vivent dans le rein ou dans le péricarde (POJMAVSKA T., 2002).

Pathogénie

Le rôle pathogène de ces vers est fonction des espèces et de leur localisation spécifique.

❖ ***Rossicotrema donicum*** : (SKRJABIN., 1919)

Mesurant environ 1mm sur 400 μ , ce petit trématode parasite l'intestin grêle d'oiseaux et de certains Mammifères piscivores. En effet, il compte comme second hôte intermédiaire des poissons cyprinidés et percidés.

D'après NEVEU M. & LEMAIRE., 1936, chez l'hôte définitif, le vers ne semble jamais pénétrer dans la muqueuse intestinale, ce qui explique son rôle pathogène insignifiant.

II.3.1.1.2. Cestodes

Les cestodes ou ténias sont des vers plats, segmentés en anneaux, fixés à la paroi intestinale par un organe particulier, le scolex, sorte de tête avec un rostre parfois rétractile, armé de crochets ou de ventouses, parfois des deux (Figure 01).

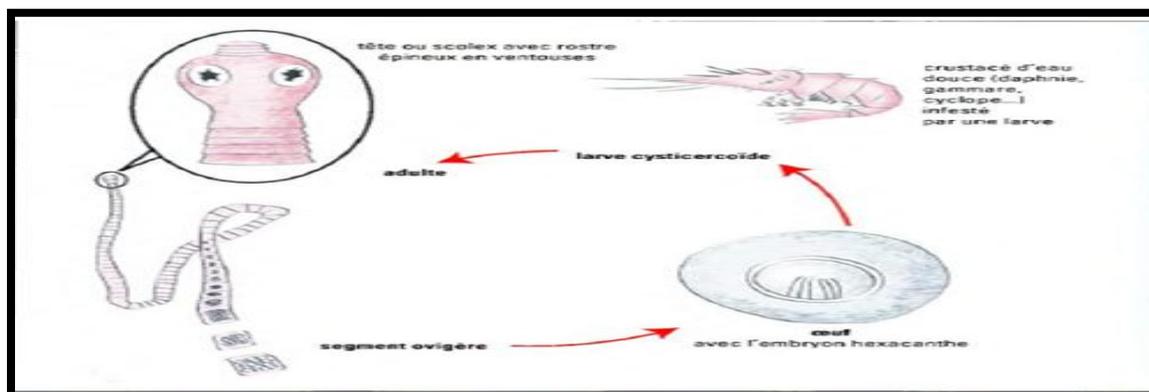


Figure 1: Cycle des cestodes (exemple : *Hymenolepis sp* et *Raillietina sp*) (J.L.GUERIN ET AL., 2011).

Les œufs sont produits par les anneaux terminaux qui se détachent. Ils sont, chez les oiseaux, de petite à moyenne taille (de quelques centimètres à quelques dizaines de centimètres).

La maladie provoquée par ces parasites, *le téniasis*, est aujourd'hui beaucoup plus rare que par le passé car les oiseaux ont moins accès à des parcours extérieurs abritant des proies susceptibles d'être des hôtes intermédiaires de ténias.

Le *téniasis* du pigeon est rare et accidentel car il consomme peu d'animaux (mollusques, crustacés, insectes). Les *ténias* sont répartis en plusieurs familles, dont trois parasitent essentiellement les oiseaux:

- Les Hyménolépididés ;
- Les Davaineidés ;
- Les Fimbriariinés.

❖ **Hyménolépидidés**

Morphologie

Ce sont des ténias de petite taille (de quelques millimètres à quelques centimètres) caractérisés par un scolex à rostre rétractile armé d'une seule couronne de crochets falciformes, fourchus ou en aiguillons de rosier, et de ventouses arrondies, dépourvues d'épines. Les anneaux (segments) sont nettement plus larges que longs et renferment en général 1 à 4 testicules et un ovaire qui se situe transversalement, en avant ou au même niveau que les testicules. Les pores génitaux sont marginaux et unilatéraux. L'utérus est sacciforme, souvent lobé, rarement réticulé ou résolu en capsules ovifères. Les œufs sont entourés par trois enveloppes et renferment un embryophore non strié (EUZEBY J., 1966).

Cycle de développement

La localisation préférée de ces parasites est la partie antérieure ou moyenne de l'intestin grêle (EUZEBY J., 1966) ; les segments gravides sont éliminés par voie anale. Leur cycle biologique est indirect, l'évolution des larves a lieu chez un arthropode, un annélide ou un mollusque. La poule s'infeste en ingérant l'hôte intermédiaire porteur des cysticercoïdes.

Pathogénie

Les cestodes provoqués par cette famille sont peu sévères, l'atteinte est souvent asymptomatique sauf en cas d'infestation massive qui se traduit par des diarrhées (EUZEBY J., 1966 ; ROBERT C., 1993).

➤ **Genre *Hymenolepis***

Ce sont des ténias très graciles de quelques millimètres à quelques dizaines de centimètres de long. L'hôte intermédiaire est, pour la plupart, un crustacé d'eau douce ou un crustacé isopode terrestre (cloporte), rarement un annélide (sangsue, lombric et autres vers de terre) ou un mollusque (terrestre ou aquatique), souvent un insecte.

Chez les gallinacés

Les Hyménolépидidés des gallinacés sont de petite à moyenne taille (de quelques millimètres à quelques centimètres). Chaque anneau ovigère (contenant les œufs) ne produit que trois ou quatre œufs. Il en existe de très nombreuses espèces. Parmi celles-ci, peuvent être cités :

- ***Hymenolepis carioca*** : c'est un ténia de 3 à 8 cm de long qui peut se rencontrer par milliers dans le même hôte. L'hôte intermédiaire nécessaire est un insecte coprophage.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

Les poulets peuvent ainsi se contaminer en consommant des larves ou des adultes de ténérions et des asticots ;

- *Hymenolepis cantariana* : ce ténia de 4 à 20 mm de long n'est pas très dangereux. Une infestation massive se traduit par un mauvais état général et de la diarrhée.

Chez les palmipèdes

Deux espèces d'*Hymenolepis* sont surtout rencontrées chez les palmipèdes :

- *Hymenolepis collaris* : ce ténia de 5 à 15 cm de long vit à l'état adulte dans l'intestin grêle des oies et des canards. L'hôte intermédiaire est un crustacé d'eau douce ;
- *Hymenolepis anatina* : ce ténia de 7 à 30 cm de long parasite essentiellement l'intestin grêle des canards. L'hôte intermédiaire est un crustacé d'eau douce. Son rôle pathogène est discret. Il peut toutefois être à l'origine d'échecs de gavage de canards fermiers.

➤ Genre *Drepanidoteia*

Les ténias de ce genre mesurent de 3 à 12 cm de long sur 5 à 10 mm de large. Ils sont munis d'un très petit scolex globuleux rétractile, pourvu d'un rostre cylindrique à 8 crochets. Les derniers anneaux sont plus étroits que ceux du centre, ce qui leur donne une forme caractéristique en fer de lance.

La larve cysticercoïde se développe chez des crustacés copépodes d'eau douce (cyclope). Cette parasitose affecte bien sûr les oiseaux aquatiques.

Les palmipèdes ayant accès à un plan d'eau douce sont susceptibles d'héberger ce genre de ténia, avec des conséquences surtout à type de baisse de performance de gavage.

❖ *Davainidés*

Morphologie

Les espèces de cette famille sont de taille petite (4-6mm) ou moyenne (15-30 mm). Le scolex porte 4 ventouses souvent épineuses et un rostre armé de 2 à 3 cercles de crochets en forme de marteau. Les segments mûrs renferment des organes génitaux non dédoublés et les pores génitaux peuvent être aspects selon les espèces :

- Persistant et sacciforme,
- Remplacé par un organe parutérin,
- Résolu en capsules ovifères.

Les œufs sont entourés par 3 membranes et renferment un embryophore mince. Cette famille comporte 2 genres de ténias qui parasitent nos volailles domestiques :

- Le genre *Davainia*,

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

- Le genre *Raillietina*.

Ces deux genres regroupent les espèces les plus répandues chez le poulet : celui-ci est divisé en sous-genres :

- *Raillietina* : pores génitaux unilatéraux.
- *Skjabinia* : pores génitaux irrégulièrement alternés (EUZEBY J., 1966).

➤ ***Davainia proglottina***

C'est un ténia souvent rencontré chez les gallinacés. Il mesure jusqu'à 1 cm de long et ne présente de façon caractéristique que 4 kg anneaux. L'hôte intermédiaire est un mollusque. Le scolex fiché dans la muqueuse intestinale provoque des petits nodules durs et blanchâtres : entérite nodulaire casé nécrotique.

➤ **Genre *Raillietina***

Ce genre comporte les plus grands ténias des oiseaux. Les hôtes intermédiaires sont des insectes (scarabée, mouche, fourmi). Ils provoquent des lésions d'entérite nodulaire. Ce sont des trouvailles d'autopsie courantes, chez la poule pondeuse notamment.

Cycle de développement

Les Davaineidés occupent les différentes portions de l'intestin grêle. Le cycle biologique est dixène. Les segments gravides sont éliminés avec les déjections, le stade larvaire (cysticercoïde) est hébergé par l'hôte intermédiaire qui peut être un insecte ou un mollusque terrestre. L'infestation du poulet se fait par voie orale par ingestion de l'hôte intermédiaire.

Pathogénie

Cette famille regroupe les espèces les plus pathogènes parmi les cestodes parasites du poulet (URQUHART G.M. ET AL. 1996 ; MONNING H.O., 1950 ; EUZEBY J., 1966) mais la symptomatologie n'est pas spécifique et dépend de l'état de nutrition, de l'âge et des conditions générales du poulet (MONNING H.O., 1950). L'évolution est fonction de l'intensité de l'infestation : baisse de l'état général, amaigrissement et diminution de la ponte (EUZEBY J., 1966).

Ces signes sont accompagnés parfois d'une hypoglycémie et d'une anémie hypochrome.

Les lésions occasionnées sont caractérisées par :

- ✓ Une entérite chronique catarrhale avec un épaissement de la paroi intestinale et un mucus abondant,
- ✓ Une entérite traumatique d'apparence aiguë avec des congestions et des hémorragies,
- ✓ Une entérite chronique pseudo-tuberculeuse.

Ces parasites peuvent déterminer aussi des troubles nerveux telles qu'une incoordination motrice, une démarche anormale et une parésie voire une paralysie des pattes (WETZEL R., 1957 ; EYNARD L., 1956).

❖ ***Fimbriariinés***

Ces ténias se rencontrent chez les palmipèdes et provoquent un amaigrissement proportionnel à l'infestation parasitaire.

Fimbriaria fasciolaris est un ténia de 5 à 50 cm de long sur 0,7 à 5 mm de large. Son rostre est invaginable et possède 10 à 12 crochets. L'hôte intermédiaire est un crustacé copépode d'eau douce. Un ré enkystement dans les mollusques aquatiques est possible.

II.3.1.2. Les Némathelminthes

Vers cylindriques, non segmentés, tube digestif complet et les sexes sont séparés. Leur cycle est soit homoxène ou hétéroxène. Les espèces de parasites étudiés, au nombre de 07, sont :

II.3.1.2.1. Hétérakidés

Morphologie

Cette famille comporte des individus de taille moyenne (4-10 cm) ou petite (5-6mm). Le corps est de calibre uniforme, la bouche possède trois lèvres distinctes mais mal différenciées ou totalement absentes chez les *Subuluriné*s. Le stoma est court et plus ou moins distinct. Chez les *Hétérakiné*s et les *Subuluriné*s, l'œsophage est pourvu d'un bulbe postérieur renfermant un appareil valvulaire, chez *Ascaridiné*s le bulbe est absent.

Le male possède deux spicules et une ventouse pré-cloacale, souvent entourée par un anneau chitineux. Le développement des ailes caudales varie selon les groupes. La femelle a une queue courte et conique ou allongée et légèrement effilée ; la vulve est située vers le milieu du corps (EUZEBY J., 1963 ; MONNIG H.O., 1950).

Cycle de développement

Les *Ascaridiné*s vivent dans la lumière de l'intestin grêle de leur hôte et les *Hétérakiné*s et les *Subuluriné*s dans celle du gros intestin. Ils se nourrissent du contenu intestinal ou de débris de la paroi intestinale.

Les œufs pondus sont rejetés dans le milieu extérieur où ils s'embryonnent. Ils sont ensuite ingérés par l'hôte définitif chez les *Hétérakiné*s et les *Ascaridiné*s et par un hôte intermédiaire chez les *Subuluriné*s, un arthropode coprophage qui héberge les trois premiers stades larvaires (EUZEBY J., 1963).

Les larves de certaines espèces d'*Ascaridiné*s s'enforcent dans la muqueuse intestinale avant d'atteindre le stade adulte.

➤ **Ascarididins**

Les *Ascaridia* sont les plus grands nématodes des oiseaux d'où la survenue de complications mécaniques et traumatiques et de perturbations métaboliques.

Etiologie

Dans le genre *Ascaris* (famille des ascaridae), on dénombre plusieurs espèces parasites du tube digestif des oiseaux. Ces vers mesurent environ 4cm de longueur. *Ascaridia galli*, *Ascaridia columbae* peuvent, de façon exceptionnelle, parasiter des pousseurs, voire des psittacidés, mis au contact avec des volailles ou des pigeons. Chez les psittacidés, et plus particulièrement chez les perruches australiennes, on trouve *Ascaridia platyceri* et *Ascaridia hermaphrodita*.

❖ ***Ascaridia columbae*** (XAVIER M., 2005)

L'ascaridiose chez le pigeon est due à un unique nématode dénommé *Ascaridia columbae*.

Classification et morphologie

On peut classer cette espèce de la façon suivante (BUSSIERAS J. & CHERMETTE R., 1995) :

- **Règne : Métazoaires** ; êtres pluricellulaires eucaryotes.
- **Embranchement : Nématodes** ; helminthes cylindriques, non segmentés, pseudo-coelomates.
- **Classe : Secernentea** : nématodes possédant des phasmides et un appareil excréteur développé.
- **Ordre : Ascaridida** possède une bouche trilabée.
- **Famille : Hétérakidés** présence d'une ventouse précloacale chez le mâle.
- **Genre : *Ascaridia*** parasites de grande taille de l'intestin grêle à œsophage cylindrique et au cycle homoxène.
- **Espèce : *Ascaridia columbae*.**

Ce parasite se présente sous la forme d'un ver rond blanchâtre faiblement translucide, aminci à ses extrémités, possédant deux ailes latérales à l'extrémité antérieure, une bouche à trois lèvres égales et un pli cuticulaire derrière les lèvres ventrales. Le mâle mesure de 15 à 70 mm de longueur sur 1 mm de largeur, tandis que la femelle mesure de 20 à 30 mm de long sur environ 1,5 mm de large (NEVEU M. & LEMAIRE., 1936).

Les œufs sont ellipsoïdes, de couleur brunâtre et de dimensions très variables (de 65 à 90 µm X 40 à 50 µm).

Cycle de développement

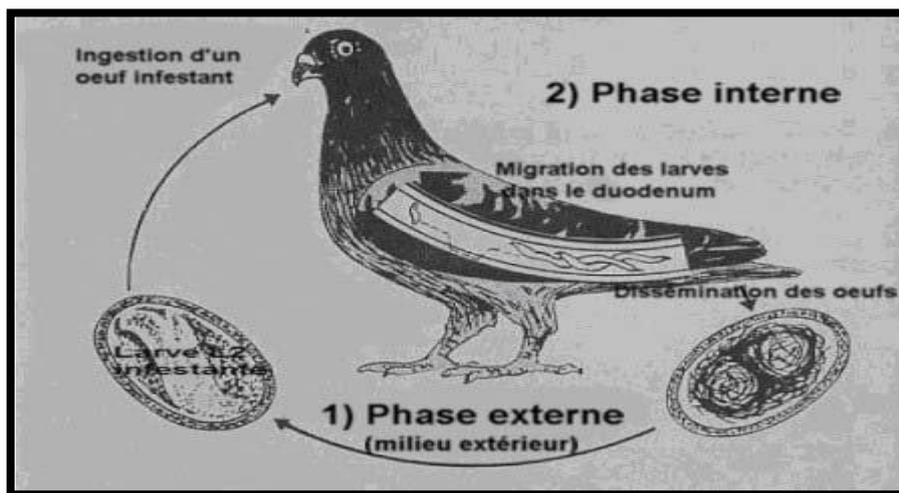


Figure 2: Cycle de développement d'*Ascaridia columbae* chez les pigeons (SCHRAG L., 1986).

Le cycle de ce parasite est direct et se divise en deux phases.

1) Une phase externe qui consiste au développement des œufs rejetés avec les fèces. Ce développement s'effectue, dans les meilleures conditions, à la température de 30 à 33°C et dans un milieu dont le degré d'hygrométrie est au moins égal à 80%. Il se forme alors dans l'œuf, une larve qui, après avoir subi une mue, devient infestante : l'élément infestant est donc la larve L2. Celle-ci n'écloît pas et reste contenue dans l'œuf. Cet élément se forme en 8 à 10 jours lorsque sont réunies les conditions favorables.

2) Une phase interne, commençant avec l'absorption de l'œuf infestant par un pigeon. L'éclosion est préparée par le broyage mécanique que subit l'œuf dans le gésier, mais n'est complète qu'après action des sucs digestifs (pepsine et trypsine). L'éclosion est très précoce et intervient une demi-heure après l'infestation dans le duodénum. Les larves demeurent pendant 8 jours dans la lumière de l'intestin, puis s'enfoncent dans la muqueuse, où elles vont persister durant une dizaine de jours. Vers le 18ème jour qui suit l'infestation, les larves réintègrent la lumière digestive, où elles accomplissent les mues successives qui les amèneront au stade adulte. Les œufs apparaissent dans les excréments de l'hôte environ 35 à 40 jours après l'infestation.

Epidémiologie

✓ **Sources de parasites**

Etant donné que le cycle du parasite est direct, la contagion par les *Ascaridia* peut se produire uniquement par l'absorption d'œufs embryonnés provenant de pigeons infestés malades ou porteurs.

✓ **Résistance des parasites**

- Chez l'animal

Les helminthes adultes semblent vivre en général jusqu'à 6 mois à 1 an chez l'animal.

- Dans le milieu extérieur

Les œufs d'*Ascaridia* sont assez résistants, de l'ordre de 3 à 8 mois en milieu ombragé et humide. Par contre, la chaleur (>40°C) et l'exposition au soleil les tuent rapidement. Il en est de même pour le froid, qui détruit les œufs en moins de 24 heures à -4 °C et en 1 mois à 0°C.

✓ **Mode d'infestation**

L'infestation peut uniquement se produire par l'absorption d'œufs. Les aliments souillés par les fientes et l'eau de boisson sont les principales sources d'infestation. En picorant de la terre, du sable, de petites pierres et de l'herbe, une infestation est également possible. Les œufs se développant sans besoin d'hôte intermédiaire, il est possible que le pigeon soit infecté par ses propres fientes. Les *Ascaridia* peuvent être transmis par des pigeons étrangers infestés.

✓ **Réceptivité**

- **Espèce** : *Ascaridia columbae* est un parasite de tous les Colombidés domestiques et sauvages.
- **Age** : l'ascaridiose touche préférentiellement les jeunes pigeons. La sensibilité des jeunes est maximale jusqu'au troisième mois de vie, ensuite elle diminue.
- **Maladies intercurrentes** : la sensibilité des jeunes est plus grande lorsqu'une infection coccidienne couve au sein du pigeonnier.
- **Sexe** : Il a été montré expérimentalement que l'infestation de poulets âgés de 15 jours par *Ascaridia* permet un meilleur développement chez les mâles que chez les femelles (BUSSIERAS J., CHERMETTE R. 1995).
- **Alimentation** : Il a été démontré chez la poule que la résistance à l'infestation est influencée par la qualité de la ration. Une ration alimentaire riche en vitamines du groupe B et en vitamines A, ou qui comporte des protéines animales, augmente la résistance de l'animal. En revanche, une déficience en vitamines favorise l'infestation. (VINDEVOGEL H ET AL., 1987)

Symptômes

Le malade s'amaigrit, manque d'appétit, régurgite parfois, émet des selles molles, mal digérées, reste prostré, somnole et présente, dans certains cas, des troubles du système nerveux central. Plusieurs centaines d'ascaris avaient provoqué une occlusion totale, du duodénum essentiellement. (JEAN-PIERRE A., 2005)

Lésions

La maigreur du pigeon peut devenir extrême (fonte des pectoraux) ; les muscles sont amincis et décolorés. L'intestin est irrégulièrement bosselé, dur et, à la palpation, on sent les *Ascaridia* en paquets plus ou moins volumineux. Après incision de l'intestin, on voit les helminthes dirigés selon l'axe de l'intestin, tassés les uns contre les autres. Ils sont présents dans tout l'intestin grêle mais ils remontent parfois jusque dans le jabot et la partie thoracique de l'œsophage. La muqueuse intestinale est distendue en plusieurs endroits et recouverte d'un exsudat épais ; elle est ramollie, tuméfiée et elle présente de nombreuses taches ecchymotiques punctiformes et plus rarement de petites ulcérations.

Pathogénie

- Action mécanique et irritative lors de la pénétration des larves dans la muqueuse de la paroi intestinale.
- Action spoliatrice des helminthes.
- Action toxique par les substances protéiques contenues dans le liquide de la cavité générale des helminthes.

Diagnostic

Recherche des œufs, dans les excréments, par la technique de flottaison, observation directe des vers dans les selles, ou lors d'autopsie, au niveau de l'intestin grêle.

▪ **Diagnostic Différentiel**

Il est à faire avec la « Maladie de la Dilatation du Pro ventricule» (MDP), la maladie de Pacheco, la présence d'un corps étranger, le saturnisme....

Pronostic

Le pronostic de cette helminthose est assez grave.

Prophylaxie

Il faut, en particulier pour les oiseaux élevés en volière extérieure, rompre le cycle parasitaire, en évitant le contact avec la terre et donc, avec les vers de terre. Il est bon par ailleurs, de vermifuger correctement et de façon préventive, les oiseaux vivant en volières extérieures, environ 2 fois par an (chaque vermifugation se réalisant en deux administrations, séparées de 15 à 21 jours) et de traiter tout nouvel arrivant, quelques jours avant son introduction dans son nouvel habitat

❖ **Hétérakinés**

Les *hétérakidoses* des volailles ont une grande importance en médecine vétérinaire, elles sont dues à des espèces des genres *Ascaridia*, *Heterakis*, *Subulura*, qui sont respectivement les agents d'ascaridiose, d'hétérakidoses et de subulurose (EUZEBY J., 1963).

L'hétérakidose est une affection parasitaire du cæcum des volailles domestiques (excepté les colombidés qui sont dépourvus de cæcum), provoquée par un petit ver nématode blanchâtre ayant une bouche à 3 petites lèvres. (JEAN-LUC G. ET AL., 2011)

Cycle du développement

Le mâle mesure 10 à 18 mm de long alors que la femelle atteint 16 à 23 mm. Sa queue est très pointue. Les œufs ovales ressemblent à ceux d'*Ascaridia* (JEAN-LUC G. ET AL., 2011)

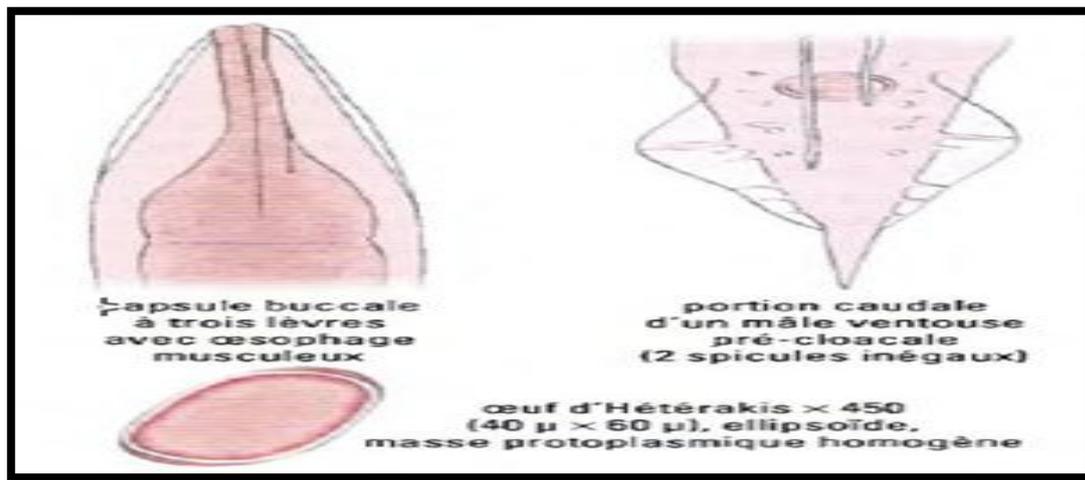


Figure 3: Aspect morphologique des œufs et vers d'*Hétérakis*. (JEAN-LUC G. ET AL., 2011)

Les migrations larvaires sont limitées à la paroi cæcale (comme *Ascaridia* dans l'intestin). La période pré patente dure environ 1 mois. Les larves infestantes survivent longtemps dans le milieu extérieur. Elles peuvent s'enkyster dans les cavités anatomiques des vers de terre, qui les propagent. Les vers adultes vivent dans la lumière cæcale, dont ils perturbent le métabolisme (altération de la synthèse des vitamines du groupe B). Ils y sont présents parfois massivement, surtout chez les jeunes oiseaux. (JEAN-LUC G. ET AL., 2011)

Symptômes

Les manifestations cliniques de l'hétérakidose sont peu marquées, sauf en cas d'infestations sévères où on peut observer des troubles digestifs (diarrhée verdâtre) et une cachexie. Les agents de cette affection peuvent avoir un rôle pathogène plus important en assurant la dissémination de *Histomonas meleagridis*, protozoaire flagellé responsable de l'histomonose. Celle-ci provoque une

typhlo-hépatite très grave chez le dindon, rarement chez le poulet, la perdrix et la caillen.(EUZEBY J., 1963)

II.3.1.2.2. Capillaires

Diverses espèces de capillaires parasitent avec plus ou moins de gravité le tube digestif des oiseaux.

Etiologies

Capillaria caudinflata, *Capillaria contorta*, *Capillaria annulata* (famille des Capillariidae) sont responsables de cette maladies. Ces vers ont un aspect filiforme ; ils vivent dans l'intestin grêle des oiseaux. On peut cependant les trouver dans la cavité buccale et le jabot.

❖ Capillaires du pigeon (XAVIER M., 2005)

Chez le pigeon, le parasite le plus souvent responsable de capillariose est *Capillaria obsignata* encore appelé *Capillaria columbae* ; néanmoins d'autres espèces de capillaires sont aussi retrouvées à savoir *Capillaria contorta* et *Capillaria caudinflata*.

Classification et morphologie

On peut classer ces espèces de la façon suivante : (BUSSIERAS J., CHERMETTE R., 1995)

- **Règne** : Métazoaires ; êtres pluricellulaires eucaryotes.
- **Embranchement** : **Nématodes** ; helminthes cylindriques, non segmentés, pseudo-coelomates.
- **Classe** : **Adenophorea** : nématodes ne possédant pas de phasmidés et un appareil excréteur réduit.
- **Ordre** : *Trichinellida* ; ont une partie antérieure du corps rétrécie et un œsophage réduit à un tube capillaire.
- **Famille** : **Capillariidés** ; *Trichinellida* au corps divisé en 2 parties, la partie postérieure étant plus longue et légèrement plus large que la partie œsophagienne.
- **Genre** : les capillaires appartiennent à trois genres différents :
 - **Baruscapillaria** pour ***Baruscapillaria obsignata*** (Appelé couramment *Capillaria obsignata* ou *Capillaria columbae*) ; absence d'ailes caudales et présence d'une bourse membraneuse à l'extrémité postérieure chez le mâle.
 - **Aonchotheca** pour ***Aonchotheca caudinflata*** (Appelé aussi *Capillaria caudinflata*) ; absence d'ailes caudales et de bourse membraneuse à l'extrémité postérieure chez le mâle.

- **Eucoleus** pour **Eucoleus contortus** (Appelé aussi *Capillaria contortus*) ; parasites de la trachée ou de l'œsophage chez les Mammifères et les oiseaux.

Les capillaires sont des helminthes ronds aussi fins que des cheveux qui peuvent mesurer environ 26 mm de long et avoir un diamètre de 0,8mm. Les mâles sont de plus petite taille (7 à 13mm de long pour les mâles contre 10 à 18 mm pour les femelles). Ces parasites vivent accrochés à la muqueuse intestinale.

Il faut avoir recours au microscope pour observer les œufs (45µm X 25µm) qui possèdent deux bouchons polaires.

Cycle de développement

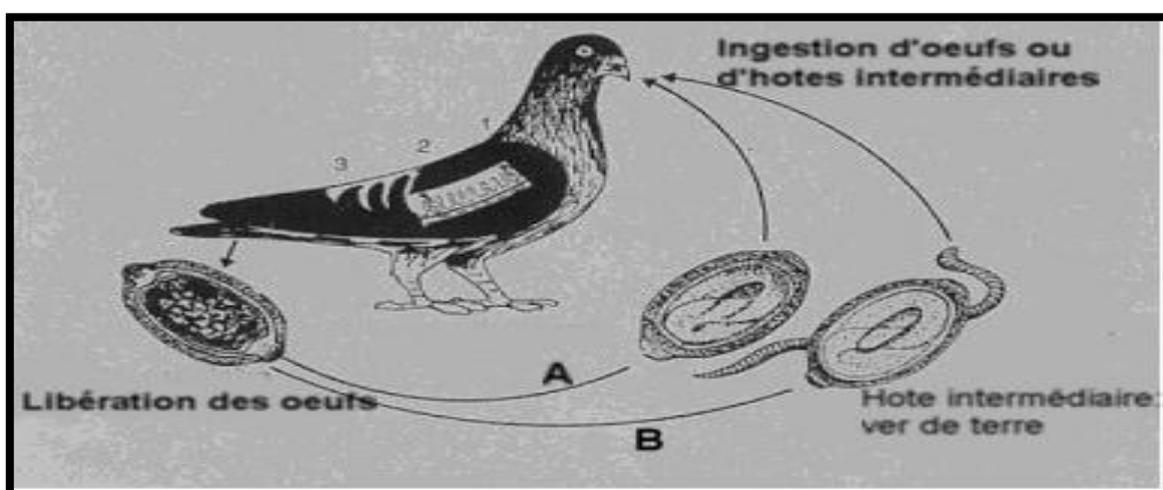


Figure 4: Cycle de développement des capillaires chez les pigeons. (SCHRAG L., 1986)

- A = **Développement direct** (sans hôte intermédiaire) pour *Capillaria obsignata* et *Capillaria contorta*.
- B = **Développement indirect** avec un hôte intermédiaire (ver de terre) pour *Capillaria caudinflata*.
- 1 = Eclosion dans l'intestin.
- 2 = Pénétration de la larve dans la paroi de l'intestin grêle.
- 3 = Helminthes « matures » dans l'intestin.

Suite à l'ingestion d'un œuf embryonné, la larve contenue est libérée ; elle se loge alors dans la paroi de l'intestin grêle et se développe directement en helminthe adulte. La période pré-patente est de 20 à 21 jours.

Chez *Capillaria obsignata* et *Capillaria contorta*, le cycle est direct et la maturation des œufs ne dépend que des conditions environnementales. La formation de l'embryon ne se produit pas en

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

dessous de 4°C, et requiert 72 heures à 35°C ou treize jours à 20°C. (VINDEVOGEL H. ET AL., 1987)

Par contre chez *Capillaria caudinflata*, le cycle est indirect et nécessite un hôte intermédiaire (le ver de terre) pour assurer la maturation des œufs. L'infestation se fera alors par ingestion de vers de terre.

Epidémiologie

✓ Sources de parasites

- Pour *Capillaria obsignata* et *Capillaria contorta* qui ont un cycle direct, ce sont les oiseaux infestés malades ou porteurs qui constituent la source. Outre les pigeons, *Capillaria obsignata* peut infester le poulet, la dinde, l'oie, la pintade et la caille ; tandis que *Capillaria contorta* peut infester le poulet, la dinde, le canard, la pintade, la perdrix, le faisan et la caille.
- Pour *Capillaria caudinflata*, ce sont les vers de terre qui constituent la source directe. D'autres oiseaux peuvent aussi constituer un réservoir pour ce parasite, parmi lesquels on citera le poulet, la dinde, l'oie, le canard, la perdrix, le faisan et la caille.

✓ Résistance des parasites

- Les capillaires vivent à l'état adulte de l'ordre de 9 mois à 1 an dans l'intestin des pigeons.
- Les œufs peuvent résister plusieurs mois dans le milieu extérieur.
- Chez l'hôte intermédiaire, la résistance sera fonction de la longévité de cette hôte, donc pour *Capillaria caudinflata* de la longévité du ver de terre.

✓ Mode d'infestation

La transmission se réalise par l'absorption par le pigeon d'œufs via la nourriture ou l'eau de boisson souillée par des fientes pour *C. obsignata* et *C. contorta* et par l'ingestion de vers de terre porteurs de larves pour *C. caudinflata*.

✓ Réceptivité

- **Espèce** : les capillaires peuvent se transmettre entre plusieurs espèces d'oiseaux et notamment entre les poulets et les pigeons.
- **Age** : les capillarioses touchent préférentiellement les jeunes mais les vieux pigeons peuvent également être concernés et en mourir en cas d'infestation importante. La sensibilité des jeunes est maximale à l'âge de deux/trois mois.
- **Maladies intercurrentes** : la sensibilité des jeunes est plus grande lorsque le pigeonnier est touché par d'autres maladies et tout particulièrement lors d'infection coccidienne simultanée.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

Symptômes

Dans la forme chronique de la maladie, aucun symptôme n'est perceptible, à part une diminution générale des prestations des pigeons voyageurs. Lors de formes aiguës, les premiers pigeons atteints sont les pigeonneaux âgés de 2 mois. Les symptômes observés sont principalement : amaigrissement, anémie, troubles nerveux, ainsi que des fientes liquides et verdâtres plus ou moins sanguinolentes. (STOSSKOPF J.P., 1984)

Les jeunes pigeons gravement atteints peuvent déjà mourir au bout d'une semaine et quand la maladie évolue lentement, la mort peut suivre un affaiblissement et un amaigrissement croissant. Chez l'adulte, on observe également cette forme aiguë ou une forme chronique qui se traduit par une diminution de la fertilité ; on peut avoir une ponte normale avec un pourcentage d'œufs clairs très élevé, pouvant atteindre 100%. (BOUCHER S. & LARDEUX B., 1995)

Lésions

Les pigeons sont très amaigris et leur intestin est rougeâtre et congestionné sur toute son étendue ; cette hyperhémie est plus marquée au niveau du duodénum, lieu d'élection des capillaires, et s'atténue jusqu'au côlon.

La muqueuse est tantôt grisâtre, tantôt recouverte d'un magma sanguinolent ; elle est tuméfiée, ulcérée et présente de nombreuses pétéchies. (BARNES H. & CALNEK B.W., 1984)

Pathogénie

Action mécanique et irritative lors de la pénétration des larves dans la muqueuse de l'œsophage et du jabot.

Diagnostic

- **Clinique** : assez difficile (symptômes peu spécifiques).
- **Expérimental** : le diagnostic coprologique est la méthode de choix.

On réalise l'examen microscopique des matières fécales dans lesquelles on trouve les œufs caractéristiques des capillaires (figure 3).

- **Post mortem** : à l'autopsie, il faut un microscope au faible grossissement pour pouvoir trouver les parasites dans le raclage de la muqueuse. Il est possible aussi de découvrir les capillaires sans microscope.

Prophylaxie

Le traitement médical doit être impérativement accompagné de mesures sanitaires. Parmi ces mesures, il faut veiller à nettoyer fréquemment les colombiers (si possible quotidiennement) et maintenir les installations dans des conditions d'humidité minimales. En

effet, l'œuf de capillaire a besoin d'eau dans le milieu extérieur pour se développer et d'au moins 6 jours. D'autre part, il faut rechercher et supprimer la ou les causes de l'infestation :

- ✓ la cohabitation avec des poules, oies, canards, dindes, pintades, cailles, faisans, ou perdrix qui peuvent constituer un réservoir de *Capillaria*.
- ✓ la volière à même le sol dont la litière est contaminée par des œufs de capillaires.
- ✓ la terre de jardin où les pigeons descendent picorer.
- ✓ les gouttières où l'eau et la boue stagnent, réunissant toutes les conditions pour la maturation des œufs de capillaires.

Autres espèces des capillaires (J.L.GUERIN, ET AL, 2011)

❖ **Capillarioses de la pintade**

Les parasites à l'origine des capillarioses de la pintade sont:

- *Capillaria contorta*, parasite du jabot, *Capillaria longicollis*, parasite du duodénum, *Capillaria annulata*, parasite du jabot, du duodénum et de l'intestin : vers de 3 cm de long en moyenne, de cycle dixène (c'est à dire que la larve infestante passe par un hôte intermédiaire, qui est le plus souvent un ver de terre) ;
- *Capillaria obsignata* : vers de 4 cm de long, de cycle direct, vivant dans l'intestin.

L'infestation par ces parasites peut être massive et se traduire par une mortalité importante due à l'action irritante et spoliatrice d'une très grande quantité de vers fichés dans la muqueuse intestinale. Dans les formes chroniques, il y a amaigrissement et affaiblissement des oiseaux. A l'autopsie, l'intestin grêle apparaît annelé et épaissi. A l'ouverture, la paroi intestinale est elle-même plus épaisse, rouge, avec quelques petites hémorragies.

❖ **Capillarioses de la dinde**

On rencontre dans cette espèce le même type de capillaires que chez la pintade :

- *Capillaria obsignata* : ver blanchâtre de 4 cm de long à cycle monoxène direct. Cette contamination directe de dinde à dinde en fait le capillaire le plus fréquemment rencontré ;
- *Capillaria caudinflata* : très fin ver blanchâtre de 3 cm de long à cycle dixène ou indirect. Le ver de terre est l'hôte intermédiaire.

Les oiseaux malades sont indolents, maigres et ont de la diarrhée. L'autopsie montre une paroi intestinale épaisse, rouge et recouverte d'un mucus épais.

On identifie le parasite adulte au microscope suite à un raclage de la muqueuse, et les œufs très caractéristiques par un examen coprologique.

La capillariose est grave et fréquente chez les dindes fermières.

❖ **Capillarioses du poulet**

Chez les animaux en claustration, ce sont les capillaires à cycle direct qui sont rencontrés, donc essentiellement *Capillaria obsignata*.

Dès qu'il y a parcours extérieur, ce sont les même capillaires que pour tous les gallinacés que l'on retrouve, avec passage par un hôte intermédiaire.

Les lésions provoquées par les capillaires dans l'intestin sont souvent des portes d'entrée pour des maladies virales et/ou bactériennes.

La mise en évidence du parasite et de ses œufs est classiquement identique aux précédents diagnostics.

❖ **Capillarioses des palmipèdes**

Capillaria anatis est un fin ver blanchâtre de 1 à 3 cm de long qui vit dans l'intestin grêle et les cæca. Son cycle est mal connu et il est peu dangereux.

II.3.1.2.3. Acanthocéphale

Règne : Animalia, Sous-règne : Eumetazoa, Embranchement : Acanthocephala

Morphologie

Les acanthocéphales sont de petits animaux vermiformes parasites de vertébrés dont la taille varie entre 1 mm et 70 cm, à la tête couronnée d'épines.

On distingue 3 parties, pour une longueur totale qui varie selon les espèces de quelques millimètres à 30 cm. (EUZEBY J., 1961)

La première partie est constituée par la trompe, portant les crochets qui sont plus gros que les épines et qui sont articulés. La disposition et le nombre de ces éléments sont une aide à la diagnose. La trompe est rétractile, elle se loge alors dans une gaine appelée réceptacle. Celui-ci est un sac musculo-fibreux attaché à la paroi du corps par deux muscles rétracteurs, dorsal et ventral. De plus, on distingue deux sacs allongés appelés les ménisques, remplis de liquide lacunaire utile lors de l'évagination du proboscis.

La deuxième partie du corps, en général très courte, est formée par le cou, toujours dépourvu d'épines.

Le tronc constitue la troisième partie du corps des acanthocéphales, la plus développée. Il peut être dans certaines espèces pourvu d'épines. En général le tronc est partagé entre une partie antérieure dilatée et une partie postérieure en pointe mousse. Les acanthocéphales sont des vers dioïques, avec un dimorphisme sexuel important. Ainsi, les femelles sont plus allongées que les mâles, et l'orifice vulvaire est situé en région latérale et proche de l'extrémité terminale. L'appareil

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

général femelle est de plus enfermée dans deux sacs ligamentaires dorsal et ventral. Chez les mâles, l'orifice génital est situé en région médio-terminale.

Il permet l'évagination lors de la copulation de la cloche ou bourse copulatrice.

L'appareil génital mâle est lui enfermée dans un seul sac ligamentaire. Il est composé entre autres organes d'un pénis court et conique, ainsi que d'une cloche copulatrice évaginable lors de la copulation et érectile. On distingue aussi, en région antérieure du tronc, deux testicules ovales et de grande taille.

Les œufs, arrivés à maturité au sein de l'organisme de la femelle renferment un embryon muni de crochets et d'épines, appelé *Acanthor*. Leur coque est épaisse et constituée de trois couches. Leur forme est ovoïde chez les espèces parasites de vertébrés terrestres, elle est beaucoup plus allongée chez les espèces parasites d'animaux aquatiques. On retrouve les embryophores dans les fèces de l'hôte définitif. (EUZEBY J., 1961)

Cycle du développement

Du point de vue de leur biologie, les acanthocéphales sont des parasites dixènes. Leur cycle vital requiert toujours deux hôtes. Leurs hôtes définitifs sont des vertébrés « oiseaux, mais également les mammifères, les poissons comme les Salmonidés ». La larve se développe en s'enkystant dans l'organisme d'arthropodes (à l'état juvénile) : insectes pour les acanthocéphales parasites de vertébrés terrestres, crustacés pour les espèces parasitant les animaux aquatiques. Il n'y a pas, dans leur cycle, de phase de vie libre. Les substances nutritives sont absorbées directement à partir des fluides corporels de l'hôte à travers la paroi du corps. Ils ont un cycle larvaire qui passe par un hôte intermédiaire (insecte ou arthropode marin). Les larves peuvent se ré-enkyster chez des hôtes d'attente, on peut alors les trouver dans divers tissus ou organes, notamment le mésentère (YAMAGUTI S., 1963). Elles peuvent également commencer un début de développement chez des hôtes accidentels après fixation à la muqueuse intestinale avant d'être expulsées. Chez l'hôte définitif, on ne retrouvera les adultes qu'au niveau de l'intestin grêle, auquel ils sont solidement fixés par leur trompe. Ils se nourrissent par absorption d'éléments du chyme à travers le tégument.

Pathogénie

Le pouvoir pathogène de ces parasites est évident au vu de l'aspect du proboscis des acanthocéphales. Chez les espèces à trompe longue, la sous-muqueuse et la musculuse sont également touchées. Les lésions engendrées peuvent en outre servir de porte d'entrée à des germes intestinaux. Ainsi, parce que les acanthocéphales peuvent parfois traverser la muqueuse intestinale, il peut survenir alors une péritonite locale.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

Le niveau d'infestation des animaux semble être limité, non par l'acquisition d'une immunité, mais par la compétition entre parasites.

On en connaît actuellement 1 150 espèces en 3 ordres :

- *Archiacanthocephala* Meyer, 1931
- *Eoacanthocephala* Van Cleve, 1936
- *Palaeacanthocephala* Meyer, 1931

❖ *Echinorynchus minutus*

C'est un petit ver de couleur rouge orangé caractéristique dont la partie antérieure est hérissée de piquants. Il vit dans l'intestin des oiseaux aquatiques.

Le mâle mesure 3 mm et la femelle 1 cm de long, sur 3-4 mm d'épaisseur.

L'examen coprologique révèle les œufs en forme de fusée (20 microns x 100 microns). L'hôte intermédiaire est un crustacé d'eau douce (gammare).

❖ *Fillicollis anatis*

C'est un ver blanchâtre de 1 à 8 mm de long suivant le sexe, qui vit fixé dans la partie moyenne de l'intestin des palmipèdes.

L'hôte intermédiaire est un crustacé isopode d'eau douce (aselle). Ces parasites provoquent des signes peu caractéristiques : amaigrissement, diarrhée. Leurs trompes épineuses entraînent des lésions nodulaires. Ils sont rarement rencontrés.

Diagnostic

Mise en évidence des œufs, ou des larves adultes, dans les selles.

II.3.2. Les Protozoaires

Les protozoaires furent observés pour la première fois il y a 300 ans. Ceux sont des unicellulaires mobiles au moins à un stade de leur développement. Aujourd'hui, ils sont placés dans le règne des protistes.

II.3.2.1. Coccidies

Les coccidioses sont la traduction sous forme de maladie d'un parasitisme intracellulaire d'organismes microscopiques : les coccidies.

Les coccidies sont des protozoaires (appartenant au groupe des *Apicomplexa*), qui se caractérisent par une infestation digestive chez l'hôte définitif, aboutissant à la production d'oocystes libérés dans les fèces. Quelques espèces de coccidies affectent les oiseaux.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

Il s'agit d'une affection parasitaire d'importance majeure chez les volailles.

Classification et cycle des sporozoaires

Les coccidies au sens large sont des sporozoaires, c'est-à-dire des organismes parasites composés d'une seule cellule et agents d'affections diverses (Figure 05).

Ainsi, les coccidies sont fréquentes en élevage mais les « coccidioses » sont plus rares.

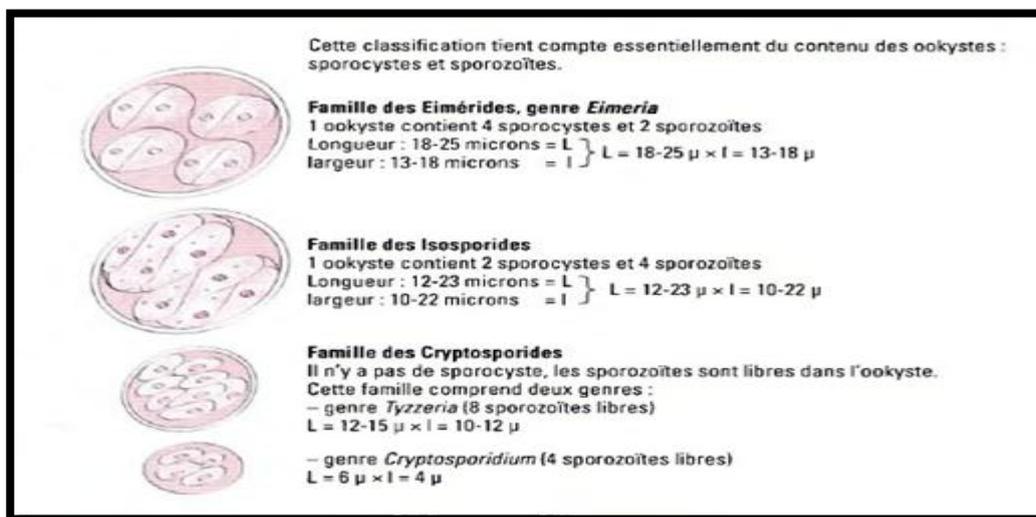


Figure 5: Classification des sporozoaires parasites de l'intestin (et du rein) des volailles.

(J.L.GUERINET AL., 2011)

Tableau 1: Taxinomie d'*Eimeria* (Duszyski, Upton, Couch. 2000).

Embranchement :	Protozoaires	Etres unicellulaires, sans chloroplaste ni vacuole ni paroi. Multiplication asexuée et reproduction sexuée.
Sous Embranchement :	Apicomplexa	Parasite intra cellulaire.
Classe :	Sporozoasida	Absence des flagelles chez les sporozoites.
Ordre :	Eucoccidiorida	Multiplication asexuée par mérogonie.
Sous ordre :	Eimeriorina	Gamogonie dans les cellules épithéliales des organes creux.
Famille :	Eimeriidae	Parasite monoxène des mammifères et des oiseaux. Sporulation exogène.

Développement exogène

Au terme de son évolution endogène le parasite est évacué hors de l'oiseau sous forme d'oocystes non sporulés retrouvés dans les excréments.

Dans des conditions optimales d'humidité, de chaleur et d'oxygène, les oocystes peuvent réaliser leur processus de sporulation en 24 à 36 heures. Lors de la sporulation, le sporonte contenu dans l'oocyste immature se divise en 4 sporocystes contenant eux-mêmes 2 sporozoïtes. L'oocyste ainsi transformé contient donc 4 sporocystes et 8 sporozoïtes ; il est dit mûr, ou sporulé et constitue la forme infectante pour un nouveau pigeon. C'est au cours de la sporogonie que se produit la méiose. Les oocystes sporulés peuvent ainsi résister dans le milieu extérieur pendant plusieurs mois avant d'être ingérés et infecter un pigeon. (CANDAELE J., 1983)

Développement endogène

L'infection d'un individu réceptif se réalise par ingestion de sporozoïtes contenus dans les oocystes sporulés.

➤ ***Dékystement***

Ingérés par un pigeon, les oocystes sporulés subissent dans le gésier et l'intestin grêle un processus d'excystement libérant les sporozoïtes. Ceci se réalise grâce à l'action de phénomènes mécaniques (dans le gésier), biochimiques (action de la trypsine et de la bile qui vont dissoudre les enveloppes des oocystes) et grâce à l'énergie propre des sporozoïtes.

On distingue 2 phases du cycle biologique : sexuée et asexuée.

- La multiplication asexuée ou schizogonie a lieu dans les cellules épithéliales intestinales et est responsable des symptômes et des lésions de la coccidiose maladie.

Les sporozoïtes infectent le duodénum, l'iléon, les caecums et le rectum. Ces éléments infectieux pénètrent activement, grâce à l'énergie fournie par des granules d'amylopectine, dans les cellules épithéliales par invagination du plasmalemme de celles-ci et sont ensuite inclus dans une vacuole parasitophore.

Entre 4 et 12 heures après l'infection, le sporozoïte se transforme en trophozoïte, qui se développe lui-même en un schizonte (24 X 17µm).

Les schizontes jeunes sont uninucléés, puis leur noyau se divise, ils se découpent en mérozoïtes (ou schizozoïtes), et deviennent des schizontes mûrs. Ces derniers libèrent des mérozoïtes dans la lumière intestinale qui vont infecter des cellules saines.

- La multiplication sexuée ou gamétogonie se traduit par la formation des cellules

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

sexuées « Les mérozoïtes pénètrent à nouveau dans les entérocytes, et deviennent des macro- ou microgamontes ».

Dans le cytoplasme du macrogamonte apparaissent des granulations éosinophiles qui se rassemblent en surface pour former une coque tout en ménageant un orifice, le micropyle : ce qui constitue le gamète femelle ou macrogamète.

Dans le microgamonte, se produisent de nombreuses divisions ; les noyaux ainsi formés font saillie à la surface, et donnent chacun un microgamète.

Cette phase aboutit aux œufs fécondés ou ookystes, rejetés dans l'intestin (lumière intestinale) puis dans le milieu extérieur, assurant ainsi la pérennité du parasite.

Il s'agit d'un cycle diphasique monoxène direct : il présente une phase extérieure à l'hôte et une phase intérieure à l'hôte et les volailles se contaminent directement sans la nécessité d'un hôte intermédiaire, vecteur.

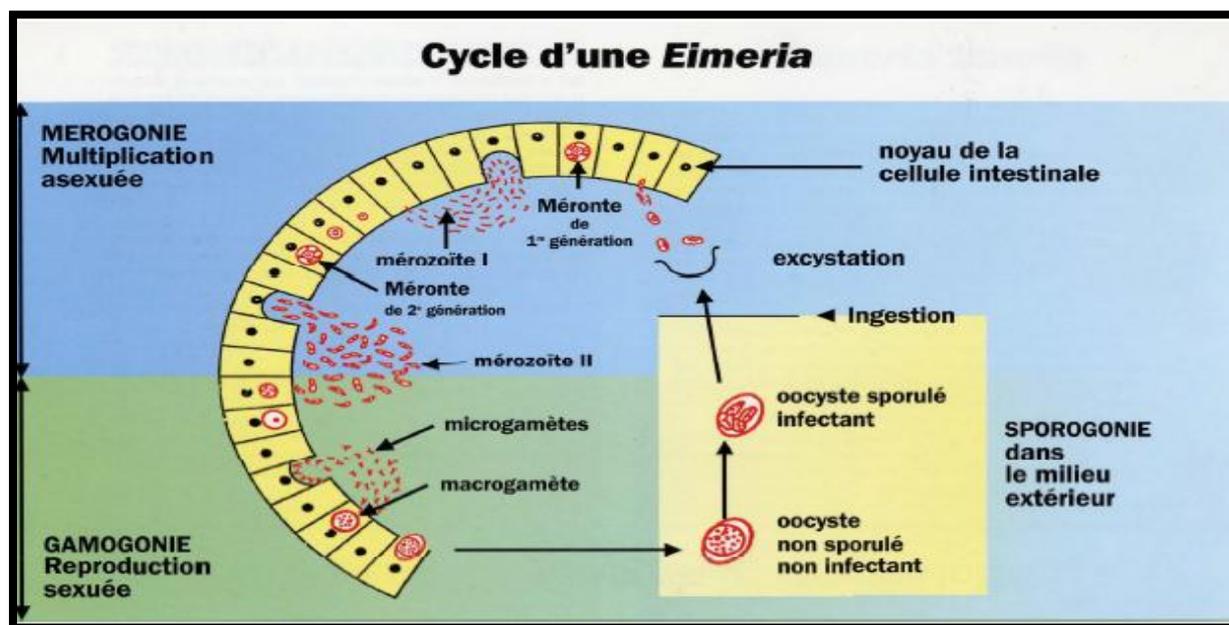


Figure 7: Cycle évolutif d'une Eimeria.

La période pré patente (période entre le moment où l'oiseau est infesté par le parasite et le moment où les œufs, larves ou oocystes apparaissent dans l'environnement) est de 4 à 7 jours.

Épidémiologie

Cette maladie qui peut toucher tous les ateliers avicoles est très fréquente, particulièrement dans les élevages en plein air. Les coccidies (les protozoaires à l'origine de cette parasitose) sont spécifiques des espèces qu'elles touchent et appartiennent pour la plupart au genre *Eimeria*. Le pouvoir pathogène des différents protozoaires n'est pas le même : il varie de formes inapparentes à des formes mortelles. D'autres facteurs entrent dans la définition de la pathogénicité de ces

protozoaires, notamment le statut immunitaire des individus, la densité de peuplement de l'atelier, la qualité de la litière, le statut sanitaire des animaux.

✓ **Résistance**

Les ookystes sont très résistants à la plupart des désinfectants ainsi qu'aux conditions environnementales. Ils constituent la forme de résistance des coccidies dans le milieu extérieur. Au cours de l'infestation d'un lot de volailles, les oiseaux s'immunisent progressivement contre les coccidies, mais il n'existe pas de protection croisée

✓ **Modes d'infestation**

Les oiseaux infectés, tout comme ceux en guérison, excrètent le parasite et contaminent ainsi la nourriture, la litière, l'eau et le sol. L'infection peut aussi être transmise mécaniquement par du matériel, des personnes, des insectes et des animaux sauvages. Les œufs ne sont pas contagieux tant qu'ils ne sporulent pas (nécessite 2 jours à une température de 21- 32°C).

Symptômes et lésions

Les signes cliniques varient selon l'espèce, la dose infestante et le degré d'immunité de l'oiseau : cela peut aller d'une forme inapparente à une perte de coloration de la peau, à un retard de croissance ou une baisse des performances, à de la prostration, puis à de la diarrhée avec déshydratation et mortalité. Les lésions sont gradées de +1 (léger) à +4 (sévère).

Diagnostic

- **Clinique** : Le diagnostic clinique est difficile, du fait des symptômes peu spécifiques et de co-infections fréquentes.
- **Expérimental** : La mise en œuvre d'une autopsie permettant à la fois l'observation des lésions et la mise en évidence de la présence d'œufs dans les fientes. Le diagnostic coprologique est établi par la mise en évidence d'oocystes dans les fientes. Le diagnostic se fait aussi par grattages de la muqueuse intestinale en divers endroits et observation au microscope entre lame et lamelle. Les œufs d'*E. Brunetti*, *praecox*, *tenella* et *necatrix* ne peuvent être identifiés sur la base de la seule mesure de la taille de l'oocyste.
- **Diagnostic post-mortem** : Le diagnostic macroscopique est établi grâce à l'observation de lésions inflammatoires au niveau de l'intestin, et la recherche des oocystes ou d'autres formes coccidiennes dans le produit de raclage de la muqueuse intestinale.
- **Diagnostic différentiel** : Entérite nécrotique, entérites non spécifiques, histomonose

Prophylaxie

- **Prophylaxie sanitaire** : Elle est basée sur la maîtrise de l'hygiène de l'élevage :

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

- ✓ L'introduction de nouveaux parasites et la contamination de l'environnement des oiseaux est limitée par l'utilisation d'équipement spécifique à la bande, contrôle des animaux sauvages, limitation des visites, et de pédiluves.
- ✓ Un bon protocole de nettoyage du matériel, le respect d'un vide sanitaire et la désinfection. La désinfection seule n'a pas d'effet sur les oocystes.
- ✓ La limitation du contact entre les oiseaux et les oocystes présents dans les matières fécales.
- ✓ Le suivi sanitaire des oiseaux est important
- **Prophylaxie médicale** : elle se réalise selon deux modalités :
 - ✓ La vaccination : des vaccins vivants existent contre les souches de coccidies les plus pathogènes. Leur coût élevé limite leur utilisation aux productions à des élevages de hautes valeurs économiques.
 - ✓ La chimio-prévention : l'administration d'anticoccidiens dans l'alimentation est la principale méthode de lutte contre cette affection.

II.3.2.2. Cryptosporidies

La cryptosporidiose est l'une des infections parasitaires les plus répandues chez les oiseaux domestiques, de cage et sauvages (O'DONOGHUE PJ., 1995 ; SRETER ET V., 2000). Le parasite a été rapporté chez plus de 30 espèces aviaires dans le monde entier (RYAN U.M & XIAO L., 2008). A l'heure actuelle, seulement trois espèces pathogènes de *Cryptosporidium* aviaires sont identifiées :

Tableau 2: Les espèces de *Cryptosporidium* décrites chez certains oiseaux « dinde et poulet ».

Espèces de Cryptosporidium :	Hôtes :	Localisation pour la première fois :	Référence :
C.meleagridis	Dinde (<i>Meleagridis gallopavo</i>)	Intestin	Slavin (1995)
C.baileyi	Poulet (<i>Gallus gallus</i>)	Intestin	Current et al. (1986)
C.galli	Poulet (<i>Gallus gallus</i>)	proventricule	Pavlàsek (1999)

Les cryptosporidioses sont des coccidies caractérisées par l'absence de sporocyste : les quatre sporozoïtes sont nus dans l'ookyste. Elles ont une faible spécificité d'hôte, contrairement au genre *Eimeria*. La maladie évolue vers la mort. C'est une zoonose.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

Taxinomie

Tableau 3: taxonomie et classification de *Cryptosporidium sp.* Établie par (O'DONGHUE., 1995) basée sur la classification proposée par (LEVINE N.D., 1984).

Classification :		Caractéristiques :
Royaume :	Protozoa	Organisme unicellulaire.
Phylum :	Apicomplexa	Présence d'un complexe apicale ; toutes les espèces sont parasitaires.
Classe:	Sporozoasida	Reproduction asexuée et sexuée, avec formation d'oocyste.
Sous-classe:	Coccidiasina	Cycle de développement impliquant (généralement) gamétogonie, mérogonie et spérogonie.
Ordre:	Eucoccidiorida	Mérogonie ou (schizogonie) présente.
Sous-ordre:	Eimeriorina	Développement indépendant de la microgamie et de la macrogamie.
Famille:	Cryptosporidiidae	Cycle monoxène, oocyste contient quatre sporozoites (sans sporocyste).
Genre:	<i>Cryptosporidium</i>	Seul genre de la famille des cryptosporidiidés.
Espèces :	<i>C.Meleagridis</i>	Affecte l'iléon de la dinde.
	<i>C.baileyi</i>	Affecte primitivement la bourse de Fabricius.

Cycle du développement :

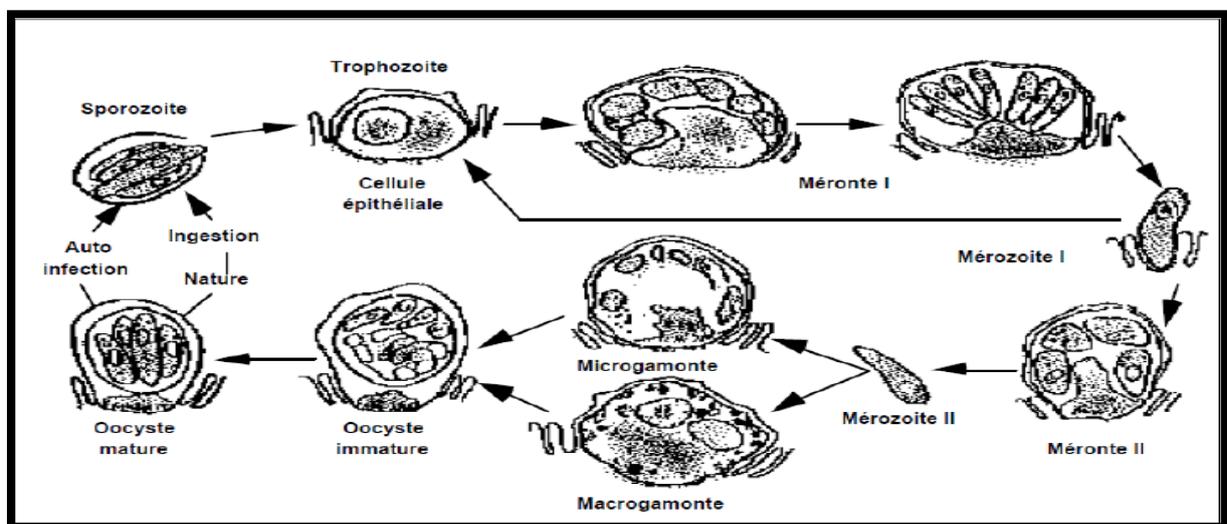


Figure 8: Cycle évolutif du *Cryptosporidium sp* (FAYER ET AL., 1990).

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

Le cycle des cryptosporidie est monoxène, se déroule à la surface des cellules épithéliales. Toutes les phases de développement se déroulent chez un même hôte.

Excystation

Les oocystes ingérés ou inhalés excystent libérant les sporozoïtes qui vont envahir les cellules épithéliales de l'appareil respiratoire ou de l'intestin.

Schizogonie ou mérogonie

C'est la multiplication asexuée formée de deux générations de mérontes (exception de l'espèce de *C.baileyi* dont le cycle possède un troisième type de mérontes à 8 mérozoïtes qui vont initier la Gamogonie, et qui sont de petite taille et beaucoup moins mobiles que les mérozoïtes I).

Gamogonie

C'est la multiplication sexuée aboutissant à la formation d'oocystes immatures.

Les microgamontes ou gamontes mâles produisent 16 microgamètes non flagellés qui entourent un gros résidium homogène attaché à la base de la vacuole parasitophore. Des microgamètes peuvent être attachés à la membrane de la cellule hôte, couvrant un macrogamète.

Les macrogamètes ou gamètes femelles se transforment après pénétration d'un microgamète. Après fécondation, le cytoplasme devient granuleux et un gros globule central apparaît. Le zygote donne naissance à 02 types d'oocystes qui sporulent avant d'être émis dans la lumière intestinale.

La particularité de cycle évolutif de *C.Meleagridis* est que son oocyste non sporulé libre dans la lumière intestinale, sporule dans les fientes de dindons infectés naturellement ou expérimentalement (LINDSAY D.S ET AL., 1989), ainsi que la particularité de cycle évolutif de *C.galli* est que les étapes de son cycle de vie se développe au niveau des cellules épithéliales du proventricule et pas dans le tractus respiratoire, du petit et grand intestin (PAVLASEK., 1999, 2001). Le cycle est rapide et peut se reproduire es moins de 12 heures.

Epidémiologie

✓ Source de parasite

La forme infectante naturelle de *Cryptosporidium* sp. est l'oocyste, rejeté à l'extérieur de l'organisme infecté principalement par les fientes et les sécrétions respiratoires (CHERMETTE & BOUFASSA-OUZROUT., 1988 ; CURRENT W.L., 1991; FAYER ET AL., 1990). Ces oocystes sont en effet directement contaminants et permettent de reproduire la maladie chez les animaux exposés (GLISSON ET AL., 1984).

✓ Résistance

Les oocystes cryptosporidiens sont très résistants dans le milieu extérieur. Les antiseptiques usuels (crésyl, dérivés iodés, hypochlorite...) sont inefficaces (TZIPORI ET AL., 1983) ; seuls

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

l'ammoniac à 5% et le formaldéhyde à 10% ainsi que les températures de 20°C et de + 60°C peuvent les détruire. D'une autre part, les oocystes peuvent garder leur pouvoir infectant pendant 9 mois lorsqu'ils sont stockés à 4°C dans une solution de bichromate de potassium à 2,5% (TZIPORI., 1983).

✓ Mode d'infestation

La contamination se fait d'une façon directe ou indirecte qui est rendue possible par la grande résistance des oocystes dans le milieu extérieur, utilise des supports variés : litière, locaux et matériels d'élevage, alimentation et eau de boisson (O'DONOGHUE., 1995).

Le mode principal de contamination est la voie buccale. Cependant, chez les oiseaux la voie respiratoire revêt une grande importance, en particulier pour *Cryptosporidium baileyi* qui ne provoque des signes cliniques que lorsqu'il est inoculé par voie respiratoire (LINDSAY ET AL., 1989).

Symptômes

L'infection a été observée chez plusieurs espèces chez lesquels le parasite a été associé à une morbidité et une mortalité importantes surtout chez les animaux âgés de 1 à 11 semaines.

La cryptosporidiose de *C.Meleagridis* peut provoquer une diarrhée sévère.

Lésions

Les affections intestinales se manifestent par des entérites cryptosporidiennes chez le poulet.

A l'autopsie, l'intestin grêle apparaît distendu par un contenu diarrhétique de couleur blanc grisâtre et par des gaz. On peut trouver des lésions sigillaires dans le cæcum.

L'infection de l'intestin grêle n'est jamais retrouvée chez le dindon avec *C.baileyi*, contrairement à *C.meleagridis*.

Au microscope, la lésion représente par : atrophie et fusion des villosités ; destructions des microvillosités ; infiltration de la lamina propria par des cellules inflammatoires ; hypertrophie des cryptes et régénération de l'épithélium cylindrique en un épithélium cuboïde.

Diagnostic

- **Diagnostic ante-mortem** : Les méthodes de diagnostic reposent sur la mise en évidence du parasite dans les fientes (méthode de flottaison, coloration de Ziehl-Neelsen).
- **Diagnostic post-mortem** : Les coupes histologiques d'organes fixées au formol puis colorées sont aussi révélatrices (intestin, bourse de Fabricius).

L'examen de raclage concernant plusieurs organes comme l'intestin (iléon ; cloaque)... permet également de mettre en évidence les cryptosporidies.

Prophylaxie :

- **Prophylaxie médicale :** Elle s'est avérée peu efficace. L'utilisation des anticoccidiens dans les élevages aviaires n'empêche pas l'apparition de la cryptosporidiose (LINDSAY ET AL., 1989).
- **Prophylaxie sanitaire :** Elle est basée sur la lutte contre les diverses causes favorisant la contamination et agit sur les facteurs de réceptivité et de sensibilité.
- ✓ Conditions d'élevage : utilisation de cages, caillebotis, le respect des règles d'hygiène en élevage (nettoyage régulier des litières, litière sèche et épaisse, ventilation, vide sanitaire entre les lots, désinfection des locaux et du matériel...).
- ✓ Séparer les oiseaux en fonctions d'âge et de race.
- ✓ La limitation du contact entre les oiseaux et les oocystes présents dans les matières fécales permet de rompre le cycle parasitaire.

II.3.2.3. Trichomonas

Classification et morphologie

Règne : Protiste, Embranchement : Protozoaires, Sous Embranchement : Excavata, Classe : Sporozoasida, Ordre : trichomonadidea, Famille : monocercomonadidae, Sous famille : Protrichomonadidea, Genre : *Tetratrichomonas*.

Il s'agit d'une affection parasitaire des volailles qui peut conduire à des maladies spécifiques. Elle est due à un protozoaire flagellé du genre *Tetratrichomonas*.

Tetratrichomonas gallinarum est rencontré sur toutes les volailles et plus souvent dans le Sud-Ouest de la France :

- *T. anatis* : surtout chez le canard ;
- *T. anseris* : essentiellement chez l'oie.

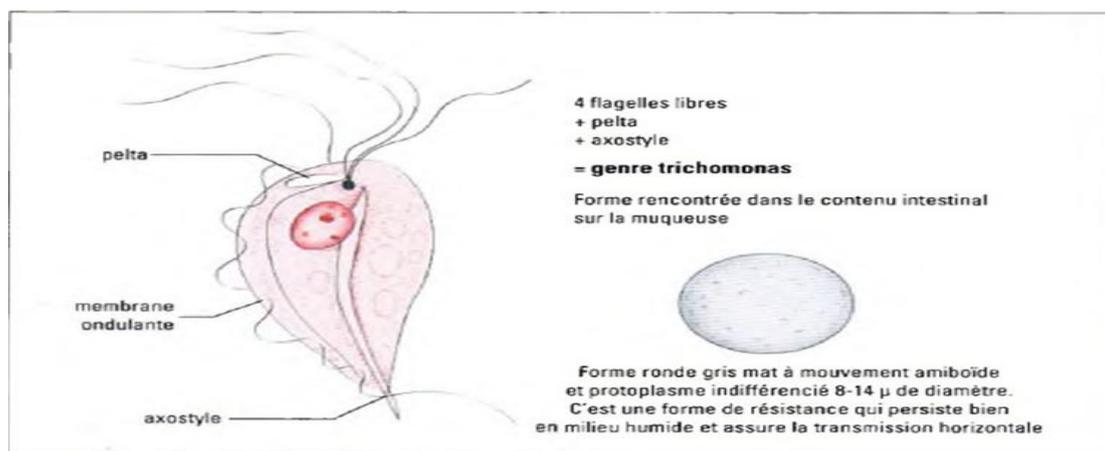


Figure 9: Différentes formes de *Trichomonas* rencontrées dans l'intestin des oiseaux (J.L.GUERIN ET AL, 2011).

Mais le passage d'une espèce de *Trichomonas* d'un genre de volaille à l'autre a été prouvé expérimentalement. Ce qui fait que toutes les espèces aviaires sont des vecteurs potentiels de germes. On remarque d'ailleurs une nette recrudescence des trichomonoses en général.

Tous les palmipèdes sont sensibles mais les canards le sont particulièrement. Il semble y avoir corrélation entre l'explosion de trichomonose et les réoviroses du canard de Barbarie qui sont des maladies immunodépressives. La transmission est directe ou indirecte par des vecteurs animés (insectes, mollusques, vers annélides) ou inanimés (matériels souillés).

Le parasite se loge surtout dans les cæca. Des localisations aberrantes sont parfois notées (infarcissements hépatiques : petits points blancs de nécrose sur le foie).

L'infestation se fait par ingestion d'eau, d'aliment, de litière, de boue, de vecteurs contaminés, ce qui rend l'affection très fréquente.

Entre 12 et 20 jours d'âge, on rencontre exclusivement des « formes rondes », difficiles à identifier au microscope, dans les intestins des canetons. Les formes mobiles apparaissent vers 4 semaines. La sortie des canards sur les parcours extérieurs semble les favoriser.

Une population de *Trichomonas* se renouvelle complètement en 24 heures, ce qui fait mieux comprendre le risque parasitaire et les difficultés du traitement.

Epidémiologie

Transmission des parents au jeune par le « lait de pigeon ».

Symptômes

La maladie commence à se manifester entre 2 et 3 semaines d'âge et peut persister durant toute l'existence de l'animal. Les oiseaux atteints sont tristes, indolents, mal emplumés. Le plumage est terne, sale et souillé par les fientes diarrhéiques parfois du jour au lendemain. Les lots atteints ont de mauvaises performances zootechniques.

Le plus souvent aucun symptôme n'est détecté, aussi le rôle pathogène de ce parasite est-il discuté.

Lésion

Chez les oiseaux très jeunes, la région du nombril peut être affectée et les organes deviennent enveloppés dans une masse caséuse.

Diagnostic

- **Clinique** : dépend du stade d'infestation.
- **Expérimentale** : L'autopsie révèle des lésions d'inflammation des cæca (typhlite) et de l'intestin, avec un contenu glaireux, jaunâtre et nauséabond. Le diagnostic sera complété par l'examen au microscope entre lame et lamelle d'un raclage intestinal provenant d'un cadavre encore chaud ou d'un animal tout juste sacrifié.

Prophylaxie

- ✓ Traiter les parents avant l'éclosion des œufs ;
- ✓ Interdire l'accès des abreuvoirs aux oiseaux sauvages, souvent porteurs.....

II.3.2.4. Histomonas

Il s'agit d'une maladie parasitaire infectieuse et contagieuse, appelée aussi « black head » (ou tête noire), touchant surtout les dindes (à partir de 1 mois). Bien que d'autres espèces de galliformes sont concernées comme le poulet, la pintade, le faisan, la perdrix, la caille et le paon (ZENNER ET AL., 2005).

Elle est également connue sous la dénomination de « Maladie de la crise du rouge » qui évoque l'âge auquel les animaux sont particulièrement sensibles.

Elle est due à un protozoaire flagellé polymorphe, *Histomonas meleagridis*, qui est la seule espèce décrite dans le genre *Histomonas* et occupe la sous-famille des protrichomonadidas (HONIBERG & KULDOVA., 1969), dont le cycle de développement est en relation avec *Heterakis gallinarum*. Elle parasite les cæca et le foie des gallinacés.

Il existe deux formes du parasite :

- une forme luminale correspond à la forme flagellée, présente dans la lumière caecale, elle a une forme circulaire, de 6 à 20 µm mais elle peut être déformée par émission de pseudopode lors de l'examen à l'état frais sur platine chauffante (MCDUGALD & REID., 1978, ZENNER Et Al., 2005)
- et une forme tissulaire retrouvée dans les lésions du foie et lors du raclage de muqueuse de caecum atteint, c'est une cellule de taille variable 6 à 20µm de diamètre, de forme

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

ronde ou ovale, généralement ne possède pas de flagelles elle émet des pseudopodes courts lorsqu'elle est chauffée à 40°C. Le noyau d'un diamètre d'environ 3µm est généralement la seule structure qui peut être observée sans coloration (MC DOUGALD L.R. & REID W.M., 1978).

Tableau 4: Taxinomie et classification de *Histomonas meleagridis*. (XAVIER R., 2004)

Classification	Nom	Caractéristiques
Règne	Protiste	Individus microscopique unicellulaires eucaryotes noyau bien individualisé et limité par une membrane cellulaire
Phylum	Protozoaire	Nature animale, mobilité à un stade au moins de leurs cycle biologique
Sub- phylum	Sarcomastigophora	Présence de flagelles ou de pseudopodes
Super classe	Mastigofora / flagellés	Présence d'un ou plusieurs flagelles, formations en lanière de fouet, insérés sur un ou plusieurs kinétosomes
Classe	Zoomastigophorea	Absence de chloroplaste
Super-ordre	Monomonadidea	Un seul noyau et un seul jeu d'organite cytoplasmique et falgelles.
Ordre	trichomonadidea	Présence d'un axostyle, absence de kénitoplaste.
Famille	monocercomonadidae	Absence de costa et de membrane ondulante, non cytogène.
Sous famille	Protrichomonadidea	Activité amiboïde, queue de l'axostyle fine ne se projetant pas au-delà de surface de corps, corps parabasal en forme de baguette ou de V phase sans

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

flagelle dans les tissus.

Genre	Histomonas	Un flagelle non divisé, flagelle corpulent se terminant en filaments fins, pelta petite, axostyle composé d'un capitulum et d'une queue très fine, corps parabasal en forme de V.
--------------	------------	---

Cycle de développement :

Le cycle évolutif est lié à celui d'un nématode *Heterakis gallinarum*, parasite lui aussi des cæca de volailles (BUSSIERAS J. & CHERMETTE R. 1992). La transmission du parasite d'un hôte à l'autre s'effectue par l'intermédiaire des œufs du nématode très résistants dans le milieu extérieur. Les œufs larvés ingérés libèrent le protozoaire dans la lumière caecale, où ils se multiplient par bipartition simple. Ensuite, il passe à travers la paroi caecale dans le sang et gagne le foie. Dans les cæca, il cohabite avec les adultes d'*Heterakis* qu'il peut réinfecter. Les œufs d'*Heterakis gallinarum* assurent non seulement la survie de *H. meleagridis* dans le milieu extérieur, mais aussi une protection dans les premières voies digestives. Les œufs embryonnés d'*Heterakis* peuvent être ingérés par des vers de terre, hôtes paraténiques, qui accumulent et véhiculent les larves porteuses d'*Histomonas meleagridis*. Les formes trophozoïques rejetées dans les fientes ne peuvent survivre que quelques heures dans le milieu extérieur, mais la possibilité d'une transmission latérale directe par coprophagie ou par «cloacal dropping» est admise par certains auteurs (MCDOUGALD L.R., 1997, HU ET AL. 2004).

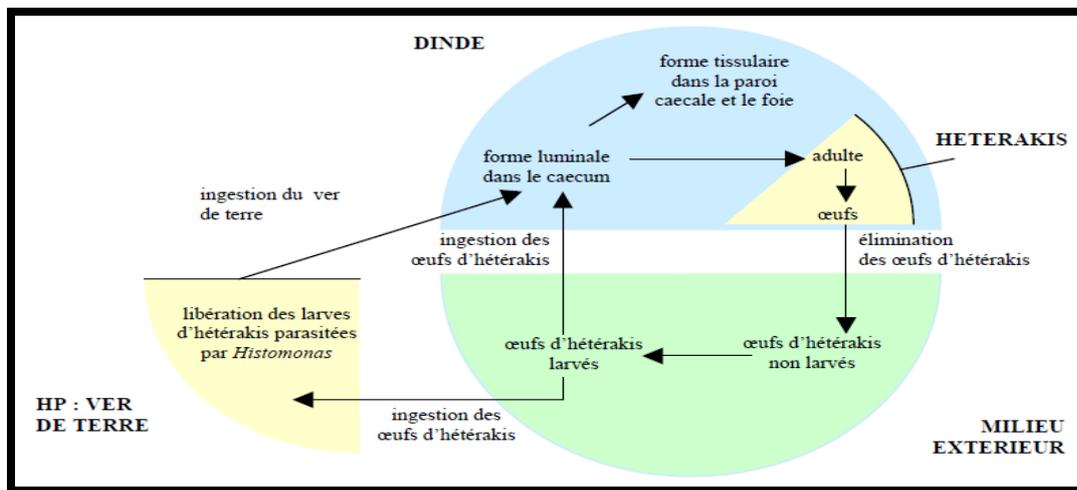


Figure 10: Cycle évolutif d'*Histomonas meleagridis* (ZENNER L. ET AL., 2005)

Symptômes

Un des premiers signes caractéristiques de l'histomonose est la diarrhée jaune souffre, résultat de l'inflammation caséuse des cæca, qui apparaît vers le 9ème ou 10ème jour. Les autres signes cliniques sont les plumes tachées de fientes, l'anorexie, la somnolence, la démarche anormale, la tête basse ou cachée sous une aile. Parfois, on peut observer une cyanose des appendices charnus de la tête d'où son nom de « Maladie de la tête noire » (Black head disease) (BONDURANT R.H. & WAKENELL P.S., 1994). Les oiseaux deviennent très maigres.

L'évolution peut alors être fatale, avec une mortalité importante (jusqu'à 80%) et persistante. Elle peut être amplifiée par des infections Secondaires et notamment respiratoires (LUND E.E., 1972). Les survivants présenteront un retard de croissance.

Lésion

Les lésions sont en général très précoces et précèdent les premiers symptômes. Elles concernent surtout les *caeca* et le foie.

Les lésions caecales affectent un ou deux caecums; la totalité ou une partie du *caecum* notamment à l'extrémité borgne (LESBOUYRIES G., 1941). Les parois caecales sont épaissies et congestionnées, avec un abondant exsudat distendant le caecum. (LUND E.E., 1972; MCDOUGALD L.R. & REID W.M., 1978). A l'ouverture, on observe des lésions ulcératives et nécrotiques, avec un bouchon caséux jaunâtre résultat de la déshydratation de l'exsudat et dans lequel les flagellés sont difficiles à mettre en évidence (LESBOUYRIES G., 1941, MCDOUGALD & REID, 1978). Dans les formes chroniques, on observe des adhérences entre *caecum* et intestin ou même avec les séreuses abdominales (LESBOUYRIES G., 1941).

Pathogénie

La majorité des *Histomonas* est probablement libérée entre le premier et le cinquième jour suivant l'ingestion des œufs d'*Heterakis*. Une phase de multiplication, d'au moins 6 jours Avant que n'apparaît les premiers symptômes (LUND E.E., 1972 ; VENEREAU E., 2007).

Une période d'incubation moyenne de 11 jours post- infection est retenue, et ce quel que soit le mode d'infection: ingestion d'œufs embryonnés, de vers de terre ou d'arthropodes (MC DOUGALD L.R., 2003)

Diagnostic

Il est basé sur l'observation des signes cliniques et des lésions à l'autopsie. Le diagnostic de certitude implique la mise en évidence du parasite : (CYRIL B. & JEAN-LUC G., 2007)

- **Diagnostic différentiel :** tuberculose aviaire, salmonellose, pasteurellose, maladie de Marek, trichomonose caecale, coccidiose caecale à *E. tenella*,...

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

- **Diagnostic de laboratoire :** Le diagnostic de certitude repose sur la mise en évidence du parasite par examen direct au microscope. La mise en culture est possible mais nécessite le recours à un laboratoire spécialisé. Une technique PCR, appliquée au diagnostic de l'histomonose (HUBER K. ET AL., 2005).

Prophylaxie

- **La prophylaxie sanitaire :** Il s'agit notamment de la lutte contre l'*Heterakis* par :
 - ✓ Séparation des espèces et surtout si la cohabitation est incontournable ;
 - ✓ Eviter de réutiliser un parcours de poulets pour des dindes même après un vide sanitaire ;
 - ✓ Le personnel doit changer de chaussures en passant d'une espèce à une autre ;
 - ✓ Désinfection des parcours entre deux bandes
 - ✓ Eviter la contamination fécale des aliments et de l'eau de boisson, éloigner les animaux de toute eau stagnante (NICHOLAS J., 1992).
 - ✓ La vermifugation régulière des animaux

II.4. Maladies parasitaires et climat

Comme d'autres espèces animales domestiquées (volailles notamment) ou sauvages (BENGIS R.G., 2004) (insectes, mammifères notamment), les oiseaux peuvent jouer un rôle épidémiologique limité et éco-épidémiologique important vis-à-vis des humains en étant vecteurs et souvent porteurs sains de maladies et parasites qu'ils peuvent propager à longues distances via leurs migrations. C'est le cas par exemple de l'ornithose, la salmonellose, le campylobactériose, la mycobactériose, la grippe aviaire, la lambliaose, et la cryptosporidiose ou de diverses maladies émergentes comme la maladie de Lyme.

Le climat est un facteur important pour déterminer la diversité et l'abondance des agents pathogènes, ainsi que les tendances de la maladie qu'ils causent.

Tout changement climatique influence sur le développement et la survie des stades du cycle de vie des parasites (protozoaires et helminthes).

Les oiseaux sont des indicateurs des changements climatiques en cours sur la Terre : ils migrent et pondent parfois plus tôt que dans le passé, leurs aires de répartition se modifient. La plupart des spécialistes considèrent désormais que la concentration accrue de gaz à effet de serre dans l'atmosphère du fait des activités humaines est responsable d'une élévation rapide de la température moyenne de la terre (+0,6°C en 50 ans). Ce réchauffement a de multiples impacts sur les oiseaux : sur leurs aires de distribution, sur leurs habitats, sur la chronologie de la migration et de la nidification... Même si les conséquences exactes de ces changements du climat

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre II : Parasites intestinaux des oiseaux

sont encore difficiles à apprécier du fait d'un manque de recul, les premiers résultats des recherches semblent inquiétants et demandent des actions.



PARTIE EXPERIMENTALE

I. OBJECTIF

Les parasites présents en parc animalier sont abondants et diversifiés d'après la littérature. Notre étude a pour objectif de confirmer ces données à un bilan du parasitisme en parc animalier: est-il abondant, diversifié, pathogène, bien géré... ?

Pour cette raison, nous avons voulu connaître l'état actuel de ce problème dans le parc zoologique d'El-Hamma et de Ben-Aknoun à Alger, afin d'identifier des principaux parasites intestinaux des oiseaux de la faune sauvage vivant en captivité de ces parcs animaliers, et de soulever les questions susmentionnées et éventuellement d'autres problèmes qui devraient alors être pris en compte.

La recherche des parasites est effectuée par analyse coproscopique. Notre étude a été réalisée sur une variété d'oiseaux, pendant une période de deux mois. Nous étudierons les résultats obtenus en fonction des traitements administrés et des conditions d'entretien des animaux.

II. SITES DE L'ETUDES

II.1. Critères de sélection du parc

La sélection du parc s'est faite selon des paramètres suivants :

1. La recherche des parcs volontaires pour participer à l'étude ;
2. La disponibilité des animaux sur lesquels nous réalisons notre étude « oiseaux de la faune sauvage.
3. La localisation du parc : les zoos sont proches (au niveau d'Alger) de notre
4. établissement de rattachement (Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire : E.N.S.V), pour que nous puissions nous déplacer facilement et faire les observations et les prélèvements nécessaires.
5. L'acceptation du protocole par les vétérinaires des parcs qui implique une participation pendant deux (02) mois.

A l'issue de ces critères, deux parcs ont été sélectionnés : le parc zoologique d'El HAMMA, et le parc zoologique de BEN-AKNOUN.

II.2. Présentation des Parcs Zoologiques

II.2.1. Historique et création

❖ Parc zoologique d'El-Hamma

La création du parc zoologique d'El-HAMMA remonte à l'année 1900 sous la houlette de Mr Josèphe D'Ange, il constituait alors le seul jardin zoologique de l'Afrique du Nord le plus intéressant et le plus captivant. Il jouait le rôle de relais entre les grands établissements de France et le centre de l'Afrique pour y faire transiter un grand nombre d'espèces animales, qui allaient peupler les nombreux parcs animaliers et ménageries de l'époque.

❖ Parc zoologique de Ben-Aknoun

Le parc de Ben-Aknoun est l'un des plus vieux parcs zoologiques en Afrique, Il a ouvert ses portes en 1982. Cet espace de loisirs et de découverte, sans doute l'endroit le plus visité d'Alger. Un enclos, plus spacieux, permettre au pachyderme « algérois » de cohabiter en bonne intelligence avec sa nouvelle compagne. Ce lot animalier constitue une riche « collection » de plusieurs espèces animales provenant du zoo parisien (France), et d'autres pays étrangers, qui sont parfaitement acclimatées dans des enclos spécialement aménagés en Algérie.

II.2.2. Localisation et climat

❖ Parc zoologique d'El-Hamma

Le jardin zoologique se situe près de la porte Nord du jardin d'essais (près de l'entrée nord, rue Hassiba Ben-Bouali). Il s'étend sur une superficie d'un hectare. La richesse floristique du jardin d'Essais et sa diversité. Sa proximité avec la mer ainsi que l'humidité élevée et la présence de la colline en direction opposée aux vents chauds du sud et courants d'air froids en hiver créent un climat tropical exceptionnel voir unique en Afrique du Nord (température minima 2°, maxima 35°C).

En plus il est considéré comme un chef d'œuvre architectural, véritable musée botanique, station active d'expérimentation et de production des plantes, centre d'études horticoles, autant de qualités qui assuraient au Jardin d'Essais un rayonnement universel et lui ont valu d'être classé parmi les premiers jardins botaniques au monde.

❖ **Parc zoologique de Ben-Aknoun**

Le parc de Ben Aknoun est un parc situé au Sud-Ouest d'Alger, en Algérie dans le quartier Saïd Hamdine. Il est situé entre Ben Aknoun et Hydra.

Le parc est divisé en deux zones et comprend un zoo et un parc d'attractions. Sa superficie est de 304 hectares, aménagée en plein centre urbain, elle est répartie en plusieurs zones : 50 ha réservés aux attractions (20 ha manèges) et aires de détente, 40 ha aux animaux, 200 ha de forêts, 2 hôtels le Mouflon d'or et la résidence Le Moncada, de nombreux commerces et lieux de restauration appartenant à des particuliers, ainsi que plusieurs hectares de terre non exploitées.

II.2.3. Pensionnaires

❖ **Parc zoologique d'El-Hamma**

Lors de sa création, les premiers pensionnaires étaient les autruches, dromadaires, sangliers et quelques singes. Au cours des années il s'est considérablement enrichi par une multitude d'animaux exotiques.

Des espèces autochtones peuvent être également admirées : des mouflons à manchettes, des fennecs et des gazelles menacées de disparition.

La fauverie avec l'imposant tigre du Bengale, la panthère très agile et habile et sa majestueux le roi lion ; ainsi que d'autres animaux curieux et aussi impressionnants, tels que l'alligator, l'ours brun, et divers rapaces trouvent le plus grand succès auprès des visiteurs surtout aux yeux des moins âgés.

A l'entrée, un grand bassin abrite une foule de volatiles tel que les flamants roses, les oies, les canards mandarins et les pans... pas très loin des poissons, baignent dans une cascades agrémentée de rocailles et de plantes, dont le jet d'eau est alimenté par l'eau de source.

Une variété d'oiseaux et de couleurs, des grands aras bleus, des amazones, des *cacatoès* occupent une grande volière et font face à de magnifiques oiseaux exotiques tels que les *perruches*, les *inséparables* et les *kakariki*.

❖ **Parc zoologique de Ben-Aknoun**

Les pensionnaires sont beaucoup plus nombreux et ont donné la grande superficie du parc ainsi l'écologie et l'environnement du site qui st appropriés pour héberger une multitude d'espèce animale assez variée entre oiseau, carnivore ruminants et primates.

II.2.4. Rôle et Missions du site d'étude

Au-delà d'un espace de détente et de loisirs, un parc zoologique est un conservatoire du monde sauvage, un lieu où l'on prend conscience des menaces qui pèsent sur la nature et de la nécessité de la sauvegarder.

PARTIE EXPERIMENTALE

Ces deux Parcs Zoologiques se sont engagés dans cette voie en privilégiant à la fois la conservation et la reproduction des espèces animales menacées, l'éducation et la sensibilisation du public grâce à différents outils pédagogiques (panneaux, ateliers, visites guidées, plaquettes, projections de films, etc.). Il permet également le développement des connaissances scientifiques, notamment dans le domaine du comportement, de la reproduction et de la médecine vétérinaire ; il réunit une collection diversifiée d'espèces animales de la faune nationale et exotique, ce qui permet l'échange des animaux et des informations avec les établissements nationaux et étrangers, la formation du personnel technique, même l'élaboration des guides, des dépliants et des documents zoologiques. Ils ont une structure à vocation socioculturelle et à caractère scientifique et pédagogique, considéré comme un musée de la faune et un lieu de promenade et d'intérêt incomparable.

III. MATHERIELS ET METHODES

III.1. Population animale

Le parc zoologique d'El-Hamma abrite 44 espèces d'oiseaux (sauvages et domestiques) qui vivent en couples ou en groupe. La ponte se fait de manière naturelle. L'incubation des œufs se bonifie dans le couvoir de ZERALDA.

Les listes des espèces des oiseaux pensionnaires des Parcs Zoologiques d'El-Hamma et de Ben-Aknoun sont reportées dans les tableaux 5 et 6.

Tableau 5: Les oiseaux pensionnaires du parc zoologique du Jardin d'Essai d'El-Hamma :

Enclos	Espèces animales	Nom latin	Nombre d'individus
1.	- Amazone à front jaune	- <i>Amazona ochrocephala</i>	01
2.	- Ara Ararauna (L'Ara bleu ou encore Ara bleu et jaune)	- <i>Ara ararauna</i>	02
3.	- Ara Chloroptère	- <i>Ara chloropterus</i>	02
4.	- Cacatoès	- <i>Cacatua</i>	01
5.	- Cacatoès rosalbin	- <i>Eolophus roseicapilla</i>	02
6.	- Coqs et poules	- <i>Gallus gallus domesticus</i>	06

PARTIE EXPERIMENTALE

communs			
7.	- Faisan Commun (de Colchide)	- Phasianus colchicus	07
8.	- Paon Bleu	- Pavo cristatus	08
9.	- Perdrix Gumbra	- Alectoris barbara	01
10.	- Perdrix Shoukar	- Alectoris chukar	01
11.	- Perruche anglaise	- Melopsittacus undulatus	21
12.	- Perruche Callopsitte	- Nymphicus hollandicus	22
13.	- Pigeon boulangier	- Columba livia	02

Tableau 6: Les oiseaux pensionnaires du parc zoologique de Ben-Aknoun.

Enclos	Espèce animale	Nom latin	Nombre d'individus
1.	- Aigle de Bonelli	- Aquila fasciata	1
2.	- Autruche d'Afrique	- Struthio camelus	16
3.	- Canard colvert	- Anas platyrhynchos	25
4.	- Canard de barbarie (canard musqué)	- Cairina moschata	17
5.	- Coq chinois	- Chinese gallus	2
6.	- Coq hollandais	- Dutch Rooster	1
7.	- Coq non identifié	- Testamentum gallus	2
8.	- Faisan argenté	- Lophura nycthemera	4
9.	- Grue couronnée (1,2 ,3)	- Balearica pavonina	15
10.	- Paon bleu	- Pavo cristatus	6
11.	- Perroquet	- Psittacus	70
12.	- Pigeon krymka	- Columba krymka	5
13.	- Pigeon plumé patte	- <i>Columba erutus</i>	3
14.	- Pintade	- Numida meleagris	7
15.	- Poule locale	- Gallus gallus	12
16.	- Poule pékin	- Beijing pullum	7

PARTIE EXPERIMENTALE

17.	-	Tourterelle de bois	-	Streptopelia turtur	30
18.	-	Vautour fauve	-	Gyps fulvus	4
19.	-	Vautour percnoptère	-	Neophron percnopterus	2

III.2. Hygiène :

L'accès à l'enclos est réservé aux vétérinaires et aux animaliers. Chaque enclos doit subir les procédures de nettoyage et de désinfection. Pour un bon entretien, les animaliers doivent revêtir un équipement propre et adapté (blouse, gants). Le nettoyage se fait de bon matin avant l'entrée des visiteurs.

III.3. Alimentation :

Au sein du parc, les animaliers ont un protocole de distribution de nourriture bien précis, établi par les vétérinaires du parc et calculé en fonction du poids des animaux (Communication personnelle avec Dr. KHOUCHANE Nazha docteur vétérinaire au parc zoologique d'El-Hamma). En effet, selon chaque cage, une différence de fréquence et de quantité dans la ration alimentaire a été enregistrée. Ils se basent sur les compléments alimentaires (par exemple Nutrival) et les vitamines en période de reproduction et ponte d'œufs. En plus ils rajoutent les œufs durs avec leurs coquilles pour apport supplémentaire en calcium.

Les annexes 2,3 et 4 montrent la ration alimentaire suivie au parc zoologique d'El-Hamma.

La ration quotidienne des espèces étudiées au parc zoologique de Ben-Aknoun varie selon le poids et l'espèce (Communication personnelle avec Dr.SLAHDJI docteur vétérinaire du parc zoologique de Ben-Aknoun). Elle est constituée essentiellement de concentré, du maïs, des graines....appelée « Aliment de dindon », et de viande chez les rapaces, d'une quantité de 100-200 g. (Figure 11).



Figure 11: Aliment de Dindon (Photos personnelles).

III.4. Vermifugation

La vermifugation est une mesure préventive et curative au même temps. Dont il existe des produits qui tuent les parasites « vermicide » tandis que d'autres ne font que les faire sortir «vermifuge ».

En cas d'infestation vraiment importante et bien identifiée, il est préférable d'utiliser des produits répulsifs qui font fuir le parasite. En effet, la destruction d'une quantité importante de vers dans l'intestin de l'animal peut provoquer une violente réaction de type allergique.

Le protocole de vermifugation au sein du parc zoologique d'El Hamma et même au zoo du Ben-Aknoun se fait, à titre préventif, deux fois par an « tous les 6 mois », mais aussi à titre curatif en cas d'infestation (Communication personnelle avec Dr. KHOUCHANE Nazha docteur vétérinaire au parc zoologique d'El-Hamma et Dr.SLAHDJI Souad docteur vétérinaire du parc zoologique de Ben-Aknoun).

Les antiparasites utilisés sont de deux types : des antihelminthiques comme le Citrate de pipérazine, et des anticoccidiens tel que Baycox et Coccidiopan ou encore Joprox, selon la disponibilité sur le marché. L'Albendazole, et bien qu'il soit un antihelminthique, il agit sur certains protozoaires

Les caractéristiques des antiparasites les plus utilisés sont mentionnées dans le tableau 7.

PARTIE EXPERIMENTALE

Tableau 7: Caractéristiques des antiparasites les plus utilisés au niveau des parcs zoologiques d'El-Hamma et de Ben-Aknoun.

Produit utilisé	Citrate de pipérazine	Baycox®
Principe actif	OCEVERM®	BAYCOX (2,5% ou 10%)
Composition	-Pipérazine (sous forme de citrate) 40,0 mg -Parahydrobenzotae de méthyle sodique (E 218) 0,9 mg -Parahydrobenzotae de propyle sodique (E216) 0,1mg -Excipient QSP 1ml	-1ml contient substance(s) active(s) Toltrazuril 25 mg -Excipient : <ul style="list-style-type: none"> • Trolamine • Macrogol 200
Forme pharmaceutique	-sirop	-Flacon de 100 ml -Solution incolore à brune
Indication	-Chez les oiseaux de cage et de volière -Traitement des infestations par le parasite adulte suivant « antihelminthique » : exemple <i>Ascaridia sp, Capillaria sp...</i>	-C'est un traitement à large spectre chez les poules, les dindes, les pigeons et autres oiseaux. -Le traitement de la coccidiose dans toutes ses formes « anticoccidien » : exemple <i>Eimeria sp, Cryptosporidium sp</i>
Posologie	- La quantité d'eau de boisson médicamenteuse consommée par les animaux oiseaux dépend de leur état physique et clinique. - Afin d'obtenir la posologie, la concentration en pipérazine doit être ajustée en conséquence 100 à 200 mg de pipérazine base par kg de poids corporel, - soit de 2,5 à 5 ml de solution par kg en une administration unique, - correspondant à 6 à 12 gouttes	- 7mg de toltrazuril par kg de poids vif et par jour, - soit 0,28 ml de produit par kg de poids vif et par jour. - 0,5ml à 1ml pour 1litre d'eau pendant 2jours successifs. - Il est recommandé d'administrer le produit : <ul style="list-style-type: none"> ✓ soit en continu sur 24 heures pendant 2 jours.

PARTIE EXPERIMENTALE

	pour un oiseau de 100 g.	✓ soit sur 8 heures consécutives chaque jours pendant 2 jours. - L'eau de boisson traitée doit être changée toutes les 24 heures. - Si nécessaire, répéter le traitement à 5 jours. -A la fin du traitement est recommandé d'appliquer un complexe multivitaminé.
Voie d'administration	- Voie orale dans l'eau de boisson	- Administration orale dans l'eau de boisson

III.5. Réalisation des prélèvements :

Par manque de temps, il n'était pas possible de réaliser des prélèvements fréquents. Trois (03) séries de prélèvements (32 échantillons) ont été effectués dans deux mois « Avril et Mai 2015 » à la moyenne d'un prélèvement chaque semaine.

Il nous a paru intéressant de réaliser les prélèvements au printemps, parce que c'est le moment où l'infestation parasitaire soit très élevée (la ponte des œufs, le climat)

Tableau 8 : Distribution des prélèvements réalisés.

Saison	Nombre de prélèvements réalisés	Dates des prélèvements
Printemps	1	13 /04/2015
	1	28/04/2015
	1	02/05/2015

➤ **Récolte de prélèvements :**

- Les prélèvements sont réalisés par récolte des fèces au sol.
- Nous avons veillé à réaliser les récoltes uniquement le matin, avant le nettoyage des volières, et à choisir les fientes les plus fraîches possibles
- Les fientes étaient prélevées par espèce, en présence de l'animal dans la volière.
- Chaque échantillon de selle a été prélevé à l'aide d'une cuillère jetable et mis dans des boîtes stériles, fermées hermétiquement, étiquetées, en mentionnant le nom de l'espèce, à l'aide d'un gant pour protéger le manipulateur.
- Les cuillères jetables utilisées sont changeables à chaque récolte de fiente.



Figure 12: La récolte de fiente (Photos personnelles).

➤ **Devenir des prélèvements**

Après avoir effectué les prélèvements dans des boîtes stériles, regrouper les dans un sachet et les acheminer aussitôt au laboratoire de parasitologie de l'E.N.S.V. Selon la disponibilité du laboratoire, les prélèvements étaient analysés le jour même ou conservés au réfrigérateur à +4°C dans le formol afin d'être traités plus tard.

III.6. Analyses coproscopiques

La coprologie, l'étude des matières fécales, a pour but de déceler la présence d'éléments parasites chez les oiseaux. La coproscopie est une technique suffisante pour l'identification et la distinction des œufs d'helminthes (œuf d'*Ascaridia* spp.), de larves de nématodes, de segments ovigères de cestodes, de kystes de protozoaires, des œufs de *Capillaria* spp, des oocystes de coccidies.....etc.

III.6.1. Examen macroscopique des selles

La première étape est l'analyse macroscopique des selles. Cet examen est la source nécessaire à une interprétation correcte de l'analyse. Il faut relever les points suivants:

- ✓ La consistance des fèces : molle, aqueuse
- ✓ La couleur des fèces : permet de mettre en évidence une stéatorrhée (souvent incompatible de Parasite), du méléna.
- ✓ La présence de mucus : témoigne d'une inflammation des parties distales du tube digestif.
- ✓ La présence de parasites ou d'éléments parasitaires macroscopiques
- ✓ La contamination par des éléments étrangers : présence de brins d'herbes, de graviers...

Tous ces éléments sont autant d'indices cliniques qui devront être intégrés pour faire une interprétation critique de l'examen coproscopique.

III.6.2. Examen microscopique des selles

La seconde étape est l'analyse microscopique. Toutes les coproscopies sont réalisées au laboratoire de parasitologie de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger. La méthode d'extraction utilisée est la technique de Flottaison.

➤ Matériel utilisé

La technique de Flottaison nécessite le matériel suivant :

- ✓ Mortier et pilon.
- ✓ Tamis
- ✓ Bécher
- ✓ Solution dense (Na Cl)
- ✓ Tubes à essai
- ✓ Lames et lamelles
- ✓ Microscope optique

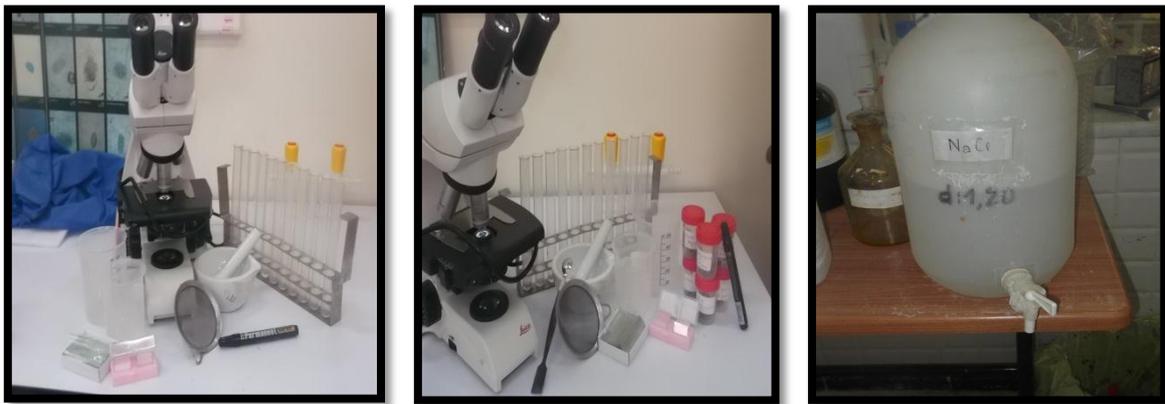


Figure 13: matériels utilisés (Photo personnelle).

➤ ***Technique de flottaison***

En vue de détecter les éléments parasitaires présents en très faible quantité, plusieurs méthodes sont disponibles, parmi lesquelles on cite la flottaison.

Il s'agit d'une technique simple et rapide, la plus utilisée en médecine vétérinaire. Elle a pour objet de concentrer les éléments parasitaires à partir d'une petite quantité de fèces. Elle a pour objectif de faire remonter les éléments parasitaires de plus faible densité à la surface.

- ✓ Les liquides de flottaison les plus utilisés sont le sulfate de zinc et le sulfate de magnésium et le mélange sulfate de zinc et acétate.
- ✓ Dans notre analyse nous avons utilisé le Na cl.
- ✓ La méthode consiste à diluer une certaine quantité de fèces dans une certaine quantité précise de solution dense à l'aide d'un mortier et un pilon.
- ✓ L'ensemble est passé sur un tamis de manière à éliminer les gros débris.
- ✓ Plusieurs tubes sont remplis de façon à laisser un ménisque convexe.
- ✓ Ils sont ensuite laissés au repos 10 minutes environs ou bien 5 minutes à centrifugation à 1500 tours par minutes.
- ✓ Une lamelle étant posée sur chaque tube.
- ✓ Les lamelles sont ensuite récupérées et posées sur des lames pour être observées sous microscope optique.

Les différentes étapes de la technique de flottaison utilisée, sont résumées par les figures « de 14 à 24 » (Photos personnelles).



Figure 14: Versement des selles dans un mortier nécessaires à la technique de flottaison.



Figure 15: Homogénéisation des selles.



Figure 16: Rajout de la solution dense.



Figure 17: Homogénéisation du mélange.



Figure 18: Filtrage du mélange à travers un tamis.



Figure 19: Filtrer bien le mélange.



Figure 20: Remplissage des tubes pour former un ménisque convexe.



Figure 21: Pose des lamelles sur les bords des tubes.



Figure 22: Pose des lamelles sur des lames (après 20 mn).



Figure 23: Poser les lames sur le microscope.



Figure 24: Observation des lames sous le microscope (Gx10, Gx40).

III.7. Identification des parasites

Les œufs sont faciles à déceler, et à identifier dans le soluté physiologique. La plupart des œufs sont suffisamment grands pour être reconnus au faible grossissement (x 10), mais quelques œufs plus petits nécessiteront un grossissement plus fort. (OMS., 1994).

Concernant les protozoaires, la distinction entre kystes de *Giardia* et oocystes de coccidies se fait avant tout sur la taille et la forme. La diagnose d'espèce est réalisable en théorie à partir de la forme et de la taille des éléments, mais reste très difficile sans examens plus approfondis. Concernant les helminthes, la diagnose des œufs repose d'abord sur la taille (mesurée avec un micromètre oculaire), puis sur la forme (sphérique ou allongée), sur l'épaisseur de la coque et ses ornements, et sur le contenu de l'œuf (cellules, morula, larve). L'annexe 2 propose la clé de détermination des œufs et des larves d'helminthes.

La littérature propose des schémas dichotomiques qui aident au raisonnement, comme il existe aussi des tables de dessins et représentations d'œuf et larve qui facilitent l'identification. (Kassai T., 1999).

L'annexe 5 propose l'identification morphologique des sporozoaires. (I.N.S.Q. 2014).

L'annexe 6 indique les dimensions relatives des œufs de parasites selon (O.M.S. 1994).

IV. RESULTATS

Dans un délai de deux mois « Avril et Mai 2015 », trente et deux échantillons de fèces ont été prélevés sur diverses espèces d'oiseaux au niveau de deux parcs zoologiques : le parc zoologique du jardin d'essai d'El-Hamma et le parc zoologique de Ben-Aknoun, puis analysés au laboratoire de parasitologie de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire.

IV.1. Analyse globale de l'infestation parasitaire

L'ensemble des résultats nous montre un parasitisme diversifié chez certains oiseaux étudiés dans le parc zoologique de Ben-Aknoun et le parc zoologique du jardin d'essai d'El-Hamma. Tous les parasites recensés correspondent à la faune parasitaire décrite dans chaque espèce par la littérature

Les protozoaires et les helminthes sont assez bien représentés, les parasites les plus fréquemment rencontrés sont: *Coccidia sp* et *Cryptosporidium sp*. Alors que, des œufs et des larves de *Strongyloide sp* sont retrouvés uniquement chez Paon bleu.

Les résultats obtenus révèlent une grande diversité des parasites dans la saison du printemps, notant ainsi qu'aucune modification n'a été observée suite à la vermifugation.

IV.2. Infestation parasitaire par espèce

Le tableau 9 résume l'ensemble des espèces parasitaires identifiées pour chaque espèce hôte, et permet d'avoir une vue d'ensemble des résultats. Sachant que les prélèvements réalisés s'étalent sur une période de 02 mois, soit d'Avril à Mai de l'année 2015 et couvrent la saison de printemps. Le nombre de prélèvement par saison varie d'un parc à l'autre.

PARTIE EXPERIMENTALE

Tableau 9: Résultats des prélèvements réalisés par la technique de flottaison trouvés chez les oiseaux étudiés dans les deux parcs.

Parcs zoologiques	N°	Date du prélèvement	Espèces d'oiseaux	Résultats (parasites trouvés)	
Prélèvements du parc zoologique d'El-Hamma	1	12/04/2015	Amazone à front jaune	–	
			Ara Ararauna	–	
			Ara Chloroptère	–	
			Cacatoès	Œufs de Cryptosporidium	
	2	28/04/2015	Coq et poule	–	
			Paon bleu	–	
			Perdrix Gumbra	–	
			Perruche anglais	–	
			Perruche callopsitte	–	
			Pigeon boulang	–	
	Prélèvements de parc zoologique Ben-Aknoun	3	02/05/2015	Aigle de Bonellie	Œufs de coccidie
				Autruche d'Afrique	–
				Canard colvert	–
Canard de barbarie				–	
Coq chinois				–	
Coq hollandais				–	
Coq non identifié				–	
Faisan argenté				–	
Grue couronnée (1,2 ,3)				–	
Paon bleu				Œufs et larves de	

			strongle
		Perroquet	—
		Pigeon krymka	—
		Pigeon plumé patte	—
		Pintade	—
		Poule locale	—
		Poule pékin	—
		Tourterelle de bois	—
		Vautour fauve	—
		Vautour percnoptère	—

(-) : Resultat négatif (absence d'infestation parasitaire)

IV.2.1. Infestation du Cacatoès

Les Cryptosporidies sont les seules parasites retrouvées chez le Cacatoès, dont l'analyse révèle la présence des œufs.



Figure 25: Photo de cacatoès du parc zoologique d'El-Hamma

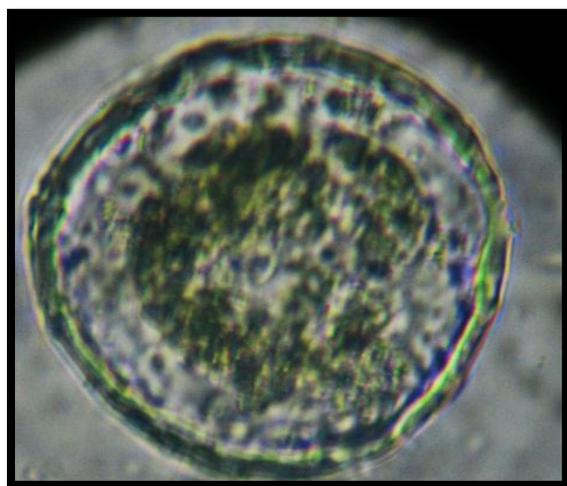


Figure 26: Œuf de Cryptosporidium (Photo personnelle)

IV.2.2. Infestation d'Aigle de Bonelli

Les coccidies sont les seules parasites retrouvées chez l'Aigle de Bonelli.



Figure 27: photo de l'Aigle de Bonelli
du parc zoologique de Ben-Aknoun.

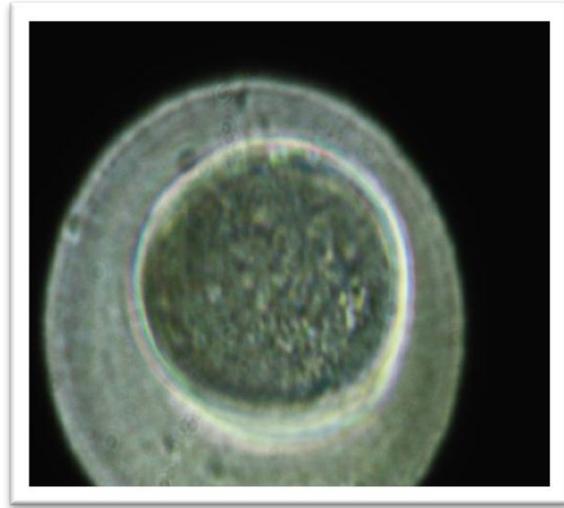


Figure 28: Œuf de coccidie
(Photo personnelle).

IV.2.3. Infestation du Paon Bleu

Le parasitisme de Paon Bleu est assez marqué avec des différents stades. Tel que, les œufs et les larves de strongle sont les plus souvent rencontrés.



Figure 29: photo du Paon Bleu du parc
zoologique de Ben-Aknoun.

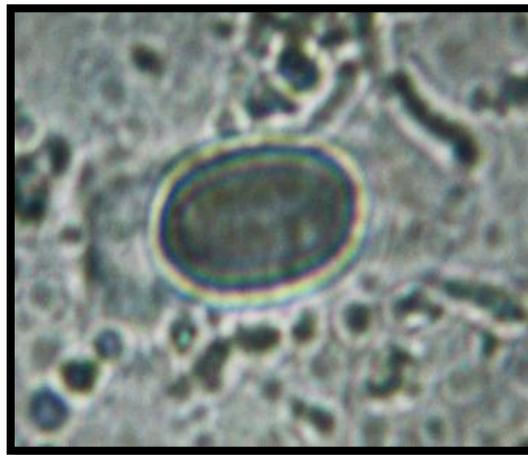


Figure 30: Œuf de Strongyloide
(Photo personnelle).

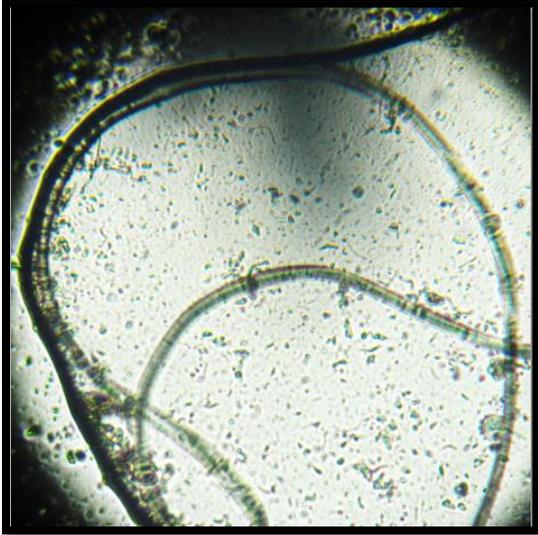


Figure 31: Larve de Strongyloide

(Photo personnelle)

IV.2.4. Autres espèces

Absence d'infestation.

IV.3. Analyse des résultats coproscopiques par rapport à la vermifugation

Deux produits ont été utilisés durant la période de notre étude coproscopique, le Citrate de pipérazine et le Baycox en mois de janvier 2015 dans le parc zoologique d'El-Hamma et le parc zoologique de Ben-Aknoun. Sachant que notre étude a débuté au mois d'Avril 2015, le taux de sécrétion des œufs de parasite a été plus élevé dans le parc zoologique de Ben-Aknoun par rapport au parc zoologique du jardin d'essai d'El-Hamma après la vermifugation.

IV.4. Analyse des résultats coproscopiques par rapport à la saison

La saison modifie l'environnement des animaux par un changement de température. Notamment, le printemps est considéré comme un facteur influençant sur l'infestation parasitaire. Sachant que les oiseaux étudiés sont en captivité, donc l'infestation parasitaire se fait à cause des oiseaux migrateurs et autochtones qui, en période de leur reproduction, se posent sur les volières de ces oiseaux, et qui peuvent être porteurs des parasites, donc lors d'excrétion de leurs fientes sur les volières, il y'aura une contamination.

Cependant, les résultats coproscopiques indiquent l'existence de quelques parasites chez certaines espèces d'oiseaux.

V. DISCUSSION

V.1. Contraintes liées au travail

De notre étude sur le parasitisme intestinal chez les oiseaux de la faune sauvage, nous retiendrons l'existence de quelques espèces parasitaires dont quelques-unes provoquent des parasitoses mortelles telles que : coccidiose, strongylose.

Les espèces étudiées présentent une grande diversité de parasites dont quelques-uns sont parfois responsables de mortalités, Cependant, le parasitisme et ses conséquences sont en effet très modifiés par la captivité (FOWLER & MILLER., 1999).

Le but de nos recherches était de réaliser un inventaire des parasites présents chez les oiseaux de la faune sauvages, afin d'apprécier l'état du parasitisme actuel du parc zoologique du jardin d'essai d'El-Hamma et du parc zoologique de Ben-Aknoun. Cependant, nous avons rencontré quelques difficultés pratiques qui ont toutefois limité notre recherche :

- ✓ l'absence d'exploitation quantitative, dont l'exploitation est limitée par une saison précise (le printemps).
- ✓ La qualité des prélèvements. En effet, il est difficile de confirmer que les fèces récoltées par les animaliers sont suffisamment fraîches, ce qui pourrait dénaturer les œufs de parasites et par conséquent les échantillons seraient considérés comme non parasités. En outre, certains animaux déféquaient dans leur litières et qu'il était impossible de récupérer leur fèces.
- ✓ L'absence d'archives et de commémoratifs sur la population animale présente, ceci ne constitue pas un réel obstacle à l'analyse coproscopique mais limite l'exploitation et l'interprétation des résultats. De plus, la coproscopie ne constitue qu'une approximation d'une infestation parasitaire. (CHAUX & LECOMTE., 2002).
- ✓ En effet, les fécondités des femelles de parasite sont extrêmement variables d'une espèce à l'autre. L'immunité de l'hôte peut supprimer la production d'œufs; à l'inverse, une chute de l'immunité s'accompagne d'une fécondité accrue (BANDIN., 2004).
- ✓ IL faut savoir aussi que l'absence d'œufs ne signifie pas qu'il n'y a pas de contamination: soit le petit échantillon de fèces sur lequel l'analyse est faite n'en contient pas, soit l'excrétion est intermittente, soit les parasites ne sont pas encore matures. Il n'en reste pas moins que la coproscopie est une technique simple pour refléter le parasitisme d'un individu. Mais lors de l'interprétation des résultats, il est nécessaire de garder à l'esprit que le nombre d'œufs ne préjuge pas du niveau d'infestation.
- ✓ La difficulté d'identification précise des éléments parasitaires trouvés.

Malgré toutes ces contraintes, il nous était impossible d'interrompre cette étude, en vue d'apporter quelques informations relatives au parasitisme intestinal des oiseaux de la faune sauvage en Algérie plus particulièrement à Alger.

V.2. La captivité

Certains facteurs ont le pouvoir de favoriser le développement des parasites ou encore d'accentuer l'infestation si elle est présente. Parmi ces facteurs, l'acclimatation, l'alimentation, l'état sanitaire des animaux et leur mode de vie (BANDIN., 2004).

Tous les animaux du zoo y compris les oiseaux et les perroquets s'acclimatent facilement au zoo du Jardin d'Essai du Hamma. Par contre, ils ne s'acclimatent pas facilement au zoo de Ben-Aknoun du fait des mauvaises conditions d'habitations, regroupant diverses espèces d'oiseaux dans une même volière.

L'aliment est un facteur qui peut favoriser la contamination en contenant des éléments infectants ou bien distribué par un matériel contaminé ou donné aux animaux dans des récipients non nettoyés, tel que l'eau de boisson donnée dans des abreuvoirs non désinfectés à l'avance et qui contiennent des éléments parasites(CHAUX & LECOMTE., 2002).

En rajoutant à ça que tout déséquilibre alimentaire ou carence en certains nutriments peut aboutir à un stress qui sera à l'origine des immunodépressions d'où la fragilisation des animaux qui peuvent aussi perdre la capacité de se défendre contre l'installation d'une infestation.

Concernant l'état sanitaire des espèces animales étudiées, il est nécessaire de citer que la visite vétérinaire a toujours eu lieu de bon matin, afin de déceler les différents problèmes, mais cela n'empêche pas l'infestation de s'installer car bien que l'entretien des animaux soit toujours été pris au sérieux, la circulation des agents pathogènes au sein de la faune sauvage a toujours eu lieu.

Le mode de vie des animaux est aussi modifié. Dans leur milieu naturel, l'animal a le moyen de se nettoyer des œufs infestants présents sur le pelage à l'occasion de baignade ou par association avec d'autres espèces animales. Ceci n'existe pas en parc animalier, il est donc tout à fait possible qu'en faisant sa toilette l'hôte ingère directement des formes infestantes et se contaminent à nouveau (CHAUX & LECOMTE., 2002).

La vie dans un enclos peut aussi favoriser la ré-infestation étant donné que l'animal ne se déplace pas, et la désinfection des locaux se fait quotidiennement à l'eau, et une fois par semaine par des détergents, et ceci ne bloque pas le développement des parasites.

La captivité impose un ensemble de contraintes qui modifie la relation hôte – parasite. Les conditions de vie en captivité sont très différentes de celles en milieu sauvage, ceci modifie considérablement la sensibilité de l'hôte et des capacités des résistances (FOWLER & MILLER., 1999).

Il faut noter qu'il y'a un contact entre les oiseaux migrateurs et les oiseaux en captivité au printemps.

Les animaux en captivité, sont soumis à un stress quotidien, celui des visiteurs par exemple, ce qui les fragilise, d'où une immunodépression, et donc les sensibilise aux infestations notamment d'origine parasitaire.

V.3. Le parasitisme et Vermifugation

Bien que la captivité ait un avantage pour limiter les infestations en appliquant les règles d'hygiène et de nettoyage, elle peut aussi contribuer à leurs apparitions. Les animaux captifs n'ont pas l'opportunité de développer une bonne immunité ce qui explique les ré-infestations.

A l'état sauvage, les jeunes animaux sont contaminés dès leurs premières années de vie, s'ils survivent, ils s'immunisent ce qui entraîne une diminution des infestations. (BAUDIN., 2004).

D'après les résultats de nos analyses, nous avons souligné la présence des œufs et des larves de strongyloïde chez le *Paon Bleu* au niveau du parc zoologique de Ben-Aknoun, Les œufs ont la capacité de résister dans le milieu extérieur surtout sur les matériaux : bois, béton ...etc., mais également aux hautes pressions d'eau et aux désinfectants (ABDEL RASOUL ET AL., 1980), ce qui explique, probablement, la persistance des œufs de strongyloïde chez le *Paon Bleu* et leur développement au stade des larves. On a remarqué aussi dans nos résultats que l'Aigle de Bonelli a présenté une infestation par les coccidies toujours au niveau du zoo de Ben-Aknoun. Au sein du zoo d'El-Hamma, le Cacatoès est infecté par les œufs de *Cryptosporidium*.

Globalement, on a remarqué une diversité parasitaire, *Cryptosporidium sp*, *Coccidia sp* et des strongyloïdes, et même une absence d'infestation parasitaire chez la plupart des espèces.

Le climat a un impact sur le développement parasitaire. Car l'humidité est un bon facteur pour le développement des œufs notamment au printemps. Les régions d'El-Hamma et de Ben-Aknoun sont relativement connues par leur humidité élevée.

Le fait de travailler avec des oiseaux a des conséquences sur les traitements antiparasitaires et sur leur efficacité. La voie d'administration doit permettre d'éviter la manipulation des animaux

qui est une source de stress et d'accidents. Le plus simple est donc d'utiliser des traitements per os : les produits sont incorporés dans l'eau de boisson. Mais il arrive régulièrement que l'animal sente l'odeur des traitements et refuse de se nourrir (FOWLER & MILLER., 1999).

Lorsque le traitement peut être réalisé individuellement, il est facile de s'assurer que l'animal l'a bien consommé. Cependant, il est fréquent que le groupe d'animaux soit nourri ensemble. Il devient alors bien difficile de savoir qui a consommé le traitement et en quelle quantité. En effet, les dominants vont se servir largement et absorber une quantité d'antiparasitaire trop grande par rapport à la dose, tandis que les dominés vont recevoir une dose trop faible (CHOWDHURY ET AL., 2001).

Pour pallier à ces problèmes, il est recommandé de diminuer la posologie individuelle et de répéter l'administration sur 3 à 5 jours : cette méthode augmente les chances que chaque individu ait consommé une dose efficace. Néanmoins, il n'est pas possible d'avoir la certitude que l'animal ait reçu une dose suffisante. Pour cette raison, il est nécessaire que chaque individu d'oiseaux reçoive un traitement large par exemple CITRATE de PEPRAZINE comme anti-Helminthes et BAYCOX comme anticoccidiens qui sont utilisés chez les oiseaux de parc zoologique de Ben-Aknoun et le parc zoologique du jardin d'essai d'El-Hamma.

Dans tous les cas, il ne faut pas oublier que les animaux peuvent être parasités malgré la réalisation de traitements.



CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

La captivité des oiseaux dans les parcs zoologiques n'empêche pas les parasites comme d'autres agents infectieux d'être une menace au bon état de santé et à la survie de leurs hôtes.

Les oiseaux de la faune sauvage choisis pour cette thèse présentent un parasitisme varié assez faible avec des taux d'infestation bas. La majorité des parasites intestinaux observés chez les oiseaux du zoo sont des protozoaires, tel que les coccidies, les cryptosporidies.

Les animaux en captivité ont une durée de vie plus longue que leurs congénères vivant en liberté, mais ils doivent aussi pouvoir bénéficier de conditions de vie proches de celles de ces derniers, voire meilleures.

Il serait judicieux de réaliser un suivi du parasitisme par contrôle coproscopique régulier (tous les deux mois) ou en cas de signes cliniques, puis de vermifuger en fonction des résultats. Il est par contre fondamental de traiter à l'introduction de tout nouvel individu pour conserver une situation saine.

Il serait alors intéressant d'établir un plan de prophylaxie avec vermifugation systématique tous les trois mois, en alternant les principes actifs adéquats : antihelminthiques et anticoccidiens, en tenant compte de la pression parasitaire existante, de l'environnement et de l'alimentation.

Il faut traiter en même temps tous les animaux partageant la volière pour limiter les contaminations inter-espèces. Il est aussi conseillé de toujours surveiller l'apparition de signes cliniques ; il est préférable de réaliser une analyse coproscopique avant de traiter.

Il est nécessaire de réaliser un nettoyage appliqué dans les enclos avec des solutions désinfectantes, et un nettoyage et changement du matériel lors de distribution des aliments.

Lutte contre le stress en assurant une alimentation de bonne qualité, complète et suffisante pour les animaux.

Les oiseaux doivent se retrouver dans les meilleurs environnements possibles afin de pouvoir développer et exprimer toutes leurs possibilités. Dans ce cas, il faut respecter les dimensions des cages et créer une ambiance assez proche du milieu sauvage de l'animal.

Par ces précautions on pourra garantir la préservation des espèces menacées en parcs zoologiques et leurs élevages en vue de se débarrasser et éradiquer le parasite au lieu de le traiter.



REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

- ❖ **ABDEL RASOUL K., FOWLER M., IPPEN R. AND SCHRODER H. D., 1980:** An epidemiologic approach to the control of *ascariasis* in zoo carnivores. Erkrankungen der Zootiere. Verhandlungsbericht des XXII. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zootiere, 28 Mai 1 Juni 1980, Arnhem (Netherlands). Berlin\GDR; Germany, Akademie Verlag. 273-277.
- ❖ **ANONYME., 1999 :** Bulletin sur l'environnement en Afrique centrale.
- ❖ **ARTOIS M., DELAHAY R., GUBERTI V. & CHEESEMAN C., 2001:** Control of infectious diseases of wildlife in Europe. The Veterinary Journal, 162: 141-152.
- ❖ **BANDIN A., 2004 :** Etude comparative de l'infestation parasitaire de cinq espèces mammifères en parc animalier. Thèse pour obtenir le grade de DOCTEUR VÉTÉRINAIRE. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon.
- ❖ **BARNES H., CALNEK B.W., 1984:** REID W.M., YODER H.W. Diseases of poultry. Iowa State university press. Iowa USA, p 716.
- ❖ **BENGIS RG., LEIGHTON FA., FISCHER JR., ARTOIS M., MÖRNER T., TATE CM., 2004:** The role of wildlife in emerging and re-emerging zoonoses. Rev Sci Tech. 2004 Aug; 23(2):497-511.
- ❖ **BONDURANT R.H. ; WAKENELL P.S., 1994:** PARASITIC PROTOZOA, Vol IX, Ed Kreier J.P., New York, USA : 189-206.
- ❖ **BOUCHER S., LARDEUX B., 1995:** Maladies des pigeons. Editions France Agricole., p 191.
- ❖ **BUSH A. P. ; AHO J. M. ; KENNEDY C. R., 1990:** A comparison of ecological and phylogenetic factors as determinants of helminth parasites community richness. Evolutionary ecology, 4: 1-20.
- ❖ **BUSSIERAS J. ; CHERMETTE R., 1992 :** Parasitologie Vétérinaire, Protozoologie. Ed Service de Parasitologie ENVA. 172-174.
- ❖ **BUSSIERAS J., CHERMETTE R., 1995 :** Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule III : helminthologie. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité de parasitologie et maladies parasitaires, p299.
- ❖ **CANDAELE J., 1983 :** Le pigeon de sport-historique, élevage, concours et pathologies spécifiques. Thèse Médecine Vétérinaire, Toulouse, 1983, n°70, p70.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ❖ **Chaux, J.J. ; Lecomte C., 2002 :** Faune Sauvage. Bourgelat; Le guide pratique de vétérinaire - Bourgelat. Châtenay-Malabry. 170-171
- ❖ **CHERMETTE ; BOUFASSA-OUZROUT., 1988 :** cryptosporidiose : une maladie animale et humaine cosmopolite (2^{ème} édition). Office International des Epizooties. Série technique n° 5, p 127.
- ❖ **CHOWDHURY N. ; ALONSO AGUIRRE A., 2001 :** Helminths of wildlife, Sciences Publishers.
- ❖ **CONWAY W .G., 1969 :** Cross-sectional survey of gastrointestinal parasites of Grevy's zebras in southern Samburu, Kenya Afr. J. Ecol., 43 (2005), pp 392-395
- ❖ **CURRENT W.L., 1991:** Cryptosporidiosis. In : Diseases of poultry IXth Edition. (ED: CALNEK B.W., BARNES H.J., BEARD C.W., REID W.M.& YODER H.W.). Iowa State University Press. P 797- 804.
- ❖ **CYRIL BOISSIEU ET JEAN-LUC GUERIN., 2007 :** Ecole nationale vétérinaire Toulouse, Les coccidioses aviaires.
- ❖ **DABIS F, DRUCKER J. & MOREN A., 1992 :** Surveillance épidémiologique. In : Epidémiologie d'intervention. Paris, Arnette, p109-142.
- ❖ **Damien Thiebault., 2003 :** l'origine des oiseaux (file:///F:/gC3A9nC3A9ralitC3A9ssurles_oiseaux/L_origine_des_oiseaux_fichiers_originedes_oiseaux.htm)
- ❖ **DICTIONNAIRE ENCYCLOPEDIQUE LAROUSSE**
- ❖ **EUSEBY J., 1963 :** les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome I. Maladies dues aux Némathelminthes 2^{ème} Fascicule Ed. Vidot Frères. Paris.
- ❖ **EUSEBY J., 1966 :** les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome II. Maladies dues aux Némathelminthes 2^{ème} Fascicule Ed. Vidot Frères. Paris.
- ❖ **EUZEBY J., 1961 :** Les Maladies Vermineuses des Animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome I. Maladies dues aux Némathelminthes. Fascicule Premier, Vigot Frères Editeurs, Paris, 1961.
- ❖ **EYNARD L., 1956 :** Thèse Doctorat. Vétérinaire. Lyon. IN **EUSEBY J., 1966 :** les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome II. Maladies dues aux Némathelminthes 2^{ème} Fascicule Ed. Vidot Frères. Paris.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ❖ **FAYER R., SPEER C.A., DUBEY J.P., 1990:** General biology of *Cryptosporidium*. In *Cryptosporidiosis of Man and Animals*. (Ed. Dubey J.P., Fayer R., Speer C.A.) CRC Press, Boston. P1-30.
- ❖ **FOUZIA YOUSFI., 2012 :** mémoire en vue de l'obtention du diplôme de magister en parasitologie, option : écologie et biodiversité des parasites, thème : contribution à l'étude des helminthes parasites du tube digestif du poulet local (*Gallus gallus domesticus*, Linnaeus 1758) dans la région d'Oran.
- ❖ **FOWLER ME., 1996 :** Vue générale sur l'élevage et la pathologie des animaux sauvages en captivité. Revue scientifique et technique de l'OIE.
- ❖ **Fowler, M.E. ET Miller, R.E., 1999:** Zoo and wild animal medicine. Current therapy 4, W.B.
- ❖ **Glisson J.R., Brown T.P., Brugh M., Page R.K., Kloven S.H., and Davis R.B., 1984:** Sinusitis in turkeys associated with respiratory *Cryptosporidiosis*. *Avian Dis.*, 28, 783-790.
- ❖ **HOCEIN BAZAIRI., 2011 :** SYSTEMATIQUE DES TETRAPODES, Partie II: Oiseaux et Mammifères, Laboratoire de Biologie Générale et Zoologie Faculté des Sciences de Rabat, Filière SVI - S5 / Module Bio-systématique.
- ❖ **HONIBERG; KULDORA., 1969:** Structure of pathogenic histomonad from the caecum of galliform birds and revision of the trichomonad family.
- ❖ **HOU L. ET AL., 1996:** Early adaptive radiation of birds: Evidence from fossils from Northeastern China, *Science*, Vol 274, 1164-1167, soutenue par Feduccia.
- ❖ **HU J., FULLER L. AND MCDUGALD L.R., 2004:** *Avian Dis.* 48: 746-750.
- ❖ **HUBER K., REYNAUD M.C., CHAUVE C. ET ZENNER L., 2005 :** 6ème Journées de la Recherche Avicoles.
- ❖ **HUTCHINS M., SMITH B. ET ALLARD R., 2003:** In defence of zoos and aquarium: the ethical basis for keeping wild animals. *Journal of American Veterinary Medical Association*, 223 (7), pp. 958-966.
- ❖ **INSTITUT NATIONAL DE SANTE PUBLIQUE DU QUEBEC., 2014 ;** Laboratoire de santé publique du Québec ; Identification morphologique des parasites intestinaux, Cahier de stage par Karine Thivierge ; 2014
- ❖ **JEAN-LUC GUERIN, DOMINIQUE BALLOY, DIDIER VILLATE., 2011:** *Maladies des volailles* © Éditions France Agricole, 2011 GFA Editions, 3^{ème} édition.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ❖ **JEAN-PIERRE ANDRE., 2005** : docteur vétérinaire, membre du GENAC, membre de l'AVV (Association of Avian Veterinarians), livre : GUISE PRATIQUE des MALADIES DES OISEAUX DE CAGE ET DE VOLIERES, © Edition MED'COM.
- ❖ **JONES K., PATEL N., LEVY M., STOREYGARD A., BALK D., GITTLEMAN J. & DASZAK P., 2008**: Global trends in emerging infectious diseases. *Nature*, 451 : 990-994.
- ❖ **JOYEUX ET FOLEY., 1930**: In Gibson D.I., Jones.A., Bray R.A. Keys to the Trematoda. Vol.1. CAB International and The Natural History Museum London.
- ❖ Kassai, T., 1999. *Veterinary Helminthology*. Butterworth-Heinemann, Oxford.
- ❖ **LESBOUYRIES G., 1941** : La pathologie des oiseaux. Ed Vigot Frères, Paris.
- ❖ **LEVINE N.D., 1984**: Taxonomy and review of the coccidian genus *Cryptosporidium* (Protozoa, Apicomplexa). *Journal of Protozoology*, 31, 94-98.
- ❖ **LINDSAY D.S., BLAGBURN B.L., HOERR F.J., GIAMBRONE J.J., 1989**: Experimental *Cryptosporidium baileyi* infections in chickens and turkeys produced by ocular inoculation of oocysts. *Avian Diseases* 31, 355-357.
- ❖ **Lund E.E., 1972**: *Diseases of Poultry*, 6th Edition .Ed Hofstad M.S. Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA: 990-1006.
- ❖ **M.J.M. ROQUET, M.E. BLANCHOT., 1979** : Livre: Du symptôme au traitement des maladies des oiseaux de cage et de volière, Page 23.
- ❖ **MALAN ET AL., 1997** : FS Malan, IG Horak, V. Vos, le juge Van Wik.
- ❖ **McDougald L.R. and Reid W.M., 1978**: *Parasitic Protozoa*. Vol. II. Ed Kreier J.P., New York, USA, 139-161.
- ❖ **McDougald L.R., 1997**: *Poultry Digest*, September: 8-11.
- ❖ **McDougald LR., 2003**: *Coccidiosis. Diseases of Poultry* (11th edn). Iowa State University Press: Ames, IA, USA.
- ❖ **Mônnig H.O., 1950**: *Veterinary Helminthology and Entomology. The diseases of domesticated animals caused by helminth and arthropod parasites*. Baltimore. Third Ed. Great Britain. In Pence D.B (1994). Postharmostomiasis in Wildlif Turkeys in New Mexico. *Journal of Wildlif Diseases*. 30 (2). P285-286.
- ❖ **NEVEU M., LEMAIRE., 1936**: *TRAITE D'HELMINTHOLOGIE MEDICALE ET VETERINAIRE*. EDITION VIGOT FRERES., P 696-697.
- ❖ **NICHOLAS J., 1992** : *Precis d'incubation d'élevage et de pathologie du dindon*. Ed. Maloine, Paris.
- ❖ **NOZAIS J.P., 1996** : *Maladies parasitaires*. Edition ESTMEM.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ❖ **O'DONOGHUE PJ., 1995:** cryptosporidium and Cryptosporidiosis in man and animals; international J, Parasitol., 25,139-195.
- ❖ **ORGANISATION MONDIALE DE LA SANTE., 1994. :** Planches pour diagnostic des parasites intestinaux, Parasitologie médicale : techniques de base pour le laboratoire.
- ❖ **PAVLASEK ., 2001:** findings of cryptosporidia in the stomach of chickens and of exotic and wild birds. Veterinarstvi 51, 103-108.
- ❖ **PAVLASEK I., 1999:** Cryptosporidia : biology, diagnosis, host spectrum specificity and the environment. Klinicka Mikrobiologie a Infekcni Lekarstvi 3, 290-301.
- ❖ **POJMAVSKA T., 2002:** Family Brachylaimidae
- ❖ **ROBERT C., 1993:** Le poulet de Bresse: élevage et endoparasitisme. Etude bibliographique et expérimentale. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon France.
- ❖ **RYAN U.M., ET XIAO L., 2008 :** Avian cryptosporidiosis. In : Fayer R., Xiao L. (Eds.), Cryptosporidium and Cryptosporidiosis. CRC Press, Taylor and Francis Group, Boca Raton, p395-418.
- ❖ **SCHRAG L., 1986 :** Pigeons en bonne santé. Shoher Vellags-GMBH, Hengesberg, 2ème édition française réactualisée, p199.
- ❖ **SKRJABIN., 1919 :** Metacercariae of Apophallus.
- ❖ **SOPHIE LE DREAN QUENEC'H DU., 2012:** Manuel d'étude et de gestion des oiseaux et de leurs habitats en zones côtières, 2012, Chapitre IX : Menaces et risques sur les oiseaux et leurs habitats, Impact des parasites sur les oiseaux, p 645.
- ❖ **SRETER T., VARGA I., 2000:** Cryptosporidiosis in birds a review. Veterinary Parasitology, 87, 261-279.
- ❖ **STEPHANE RIVA., 2007 :** Journée Biologique du Parc Phoenix – Nice, 21 avril 2007.
- ❖ **STOSSKOPF J.P., 1984 :** Diagnostic différentiel des maladies du pigeon. Bulletin des G.T.V, 6, 55-58.
- ❖ **THIENPONT D., ROCHETTE F., VANPARIJS O. F. J., 1979 :** Diagnostic d'helminthose par examen coprologique. Janssen Research Foundation, 187p.
- ❖ **TOMA B., DUFOUR B., SANAA M., BENET J.J., SHAW A., MOUTOU F. & LOUZA A., 2001 :** L'épidémiologie. In : Epidémiologie appliquée à la lutte collective contre les maladies animales transmissibles majeures. 2ème édition, AEEMA, Maison-Alfort, pp : 195-234.
- ❖ **TZIPORI; WEBER ET COLL., 1983:** A cryptosporidiosis in animal and human microbiological.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ❖ **URQUHART G.M., ARMOUR J., DUNCUN J.L., DUNN A.M. ET JENNINGS F.M., 1996** : veterinary parasitology. 2nd edition. Blackwell Publishing. Scotland.
- ❖ **VALLAR., 2008**: Surveiller la faune sauvage pour mieux la protéger et pour nous prémunir des maladies qu'elle nous transmet. Editorial.
- ❖ **VAN BENEDEN P. J., 1878** : *Les commensaux et les parasites dans le règne animal*. Librairie Germer Baillière et Cie, Paris,.
- ❖ **VENEREAU EDWIGE., 2007**: HISTOMONOSE DE LA DINDE EN FRAUCHE ; ENQUETEGOIDEMIOLOGIQUE DE 2003-2005 POUR OBTENIR LE GRADE DOCTEUR VETERINAIRE.
- ❖ **VINDEVOGEL H., DUCHATEL J.P., PASTORET P.P., 1987** : Le pigeon voyageur. Le point vétérinaire, 176p.
- ❖ **WETZEL R., 1957**: Vet. Med. J. 4. 251. IN **EUSEBY J., 1966** : les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome II. Maladies dues aux Nématelminthes 2^{ème} Fascicule Ed. Vidot Frères. Paris.

- ❖ **WIKI., 2015**: Faune (biologie) <http://fr.wikipedia>
- ❖ **XAVIER MAYOT., 2005**: LES PRINCIPAUX PARASITES INTESTINAUX DU PIGEON VOYAGEUR : RESULTATS D'UNE ENQUETE EN ELEVAGE, THESE Pour le DOCTORAT VETERINAIRE, ÉCOLE NATIONALE VETERINAIRE D'ALFORT, 2005.
- ❖ **XAVIER. RUELLE ., 2004** : prophylaxie et traitement de l'histomonose de la dinde : état des lieux et essai in vitro d'huiles essentielles ECOLE NATIONAL VETERINAIRE DE LYON.
- ❖ **YAMAGUTI S., 1963**: Systema helminthum, Vol. 5, Acanthocephala, Intersciences publishers.
- ❖ **Zenner Lionel., Callait Marie-Pierre et Chauve Claude., 2005** : Histomonose, Sixièmes Journées de la Recherche Avicole, St Malo, 30 et 31 mars 2005, Unité Mixte de Recherche ENVL / INRA 958 « Protozoaires Entériques des Volailles », Service de Parasitologie, Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, 1 avenue Bourgelat, 69280, Marcy L.Etoile, France



ANNEXES

ANNEXES

Annexe 1 : Tableaux de classification. (Encarta, 2009).

Classe Aves, sous-embranchement Vertebrata, embranchement Chordata*		
Ordres*	Désignation en français	Représentants
Struthioniformes	struthioniformes	autruche, émeu, nandous, kiwis, casoars
Tinamiformes	tinamiformes	tinamous
Anseriformes	ansériformes	canards, oies, cygnes, etc.
Galliformes	galliformes	dindons, pintades, faisans, cailles, perdrix, coqs, etc.
Caprimulgiformes	caprimulgiformes	engoulevents
Apodiformes	apodiformes	martinets, colibris, etc.
Balaenicipitiformes	balaenicipitiformes	bec-en-sabot ⁽¹⁾
Charadriiformes	charadriiformes	mouettes, gravelots, pluviers, jacanas, bécasses, combattants, courlis, etc.
Ciconiiformes	ciconiiformes	cigognes, marabouts, hérons, etc.
Coliiformes	coliiformes	colious
Columbiformes	columbiformes	colombe, pigeons, tourterelles
Coraciiformes	coraciiformes	guêpiers, martins-pêcheurs, martins-chasseurs, huppe fasciée
Cuculiformes	cuculiformes	coucous
Falconiformes	falconiformes	aigles, faucons, vautours, balbuzards, buses, éperviers
Galbuliformes	galbuliformes	tamatias, barbacous
Gaviiformes	gaviiformes	plongeurs
Gruiformes	gruiformes	grues, outardes, foulques, râles, etc.
Opisthocomiformes	opisthocomiformes	hoazin huppé ⁽¹⁾
Pelecaniformes	péléciformes	pélicans, frégates, cormorans, etc.
Phoenicopteriformes	phoenicoptériiformes	flamants
Piciformes	piciformes	pics, indicateurs, toucans, etc.
Podicipediformes	podicipédiformes	grèbes
Procellariiformes	procellariiformes	albatros, océanites, pétrels
Psittaciformes	psittaciformes	perroquets, perruches
Sphenisciformes	sphénisciformes	manchots, gorfous

ANNEXES

Strigiformes	strigiformes	chouettes, hiboux
Trogoniformes	trogoniformes	trogons, quetzals
Turniciformes	turniciformes	turnix
Passeriformes	passérifomes	pinsons, alouettes, grives, mésanges, moineaux, bruants, hirondelles, etc. (plus de 5 700 espèces)
(1) Unique représentant actuel de son ordre.		
Source : * Nomenclature internationale		

Microsoft ® Encarta ® 2009. © 1993-2008 Microsoft Corporation. Tous droits réservés.

Annexe 2: Alimentation des canaris, colombidés et cailles.

Animal	Alimentation	
Pigeons capucins +king (cage 1)	*Aliment repro : 90gr *Blé : 90 gr	*Mais : 90 gr *Mélange canaris : 90gr
Pigeons boulangers (cage 2)	*Aliment repro : 180gr *Blé : 180 gr	*Mais : 180 gr *Mélange canaris : 180gr
Pigeons capucins (cage 3)	*Aliment repro : 80gr *Blé : 80 gr	*Mais : 80 gr *Mélange canaris : 80gr
Pigeons capucins (cage 4)	*Aliment repro : 80gr *Blé : 80 gr	*Mais : 80 gr *Mélange canaris : 80gr
Canaris (cage 5, 6,7)	*Mélange canaris : 600 gr *Œufs : 2	* Pomme : 1/4 * Banane : 2 rondelles
Tourterelles et	*Aliment repro : 350gr	* Carotte râpée: 50gr

ANNEXES

cailles (cage A)	* Salade : 50gr	*Betterave : 50gr
Poules (cage B)	*Aliment repro : 500gr * Carotte râpée: 50gr	*Betterave : 50gr
Poule (cage C)	*Aliment repro : 600gr * Carotte râpée: 50gr	*Betterave : 50gr
Pigeons (cage D)	*Aliment repro : 200gr *Blé : 200 gr	*Mais : 100 gr *Mélange canaris : 100gr
Pigeons (cage E)	*Aliment repro : 250gr *Blé : 250 gr	*Mais : 150 gr *Mélange canaris : 150gr
Pigeons (cage F)	*Aliment repro : 350 gr *Blé : 350 gr	*Mais : 150 gr *Mélange canaris : 150gr

Annexe 3: Alimentation des petits oiseaux « L ».

Ara macavouane +Ara noble (cage8)	* Mélange perroquet: 150gr * Pomme : 1/8	*Tournesol : 30gr *Banane : 2 rondelles	*Œufs : 1/2
Perruches callopsitte (cage9)	*Millet rond : 150gr *Tournesol : 30gr	* Mélange perroquet: 150gr * Pomme : 1/8	*Œufs : 1 *Banane : 4 rondelles
Perruche à croupion rouge (cage10)	* Mélange perroquet: 150gr *Tournesol : 50gr	*Millet rond : 30gr *Œufs : 1/2	* pomme : 1/8 *Banane : 2 rondelles.
Rosella +kakariki (Cage11)	* Mélange perroquet: 160gr * Pomme : 1/8	*Millet rond : 80gr *Banane : 4 rondelles	*Tournesol : 60gr *Œufs : 1/2

ANNEXES

Perruche anglaise (cage12)	*Millet rond : 450gr *Œufs : 1	* Pomme : 1/8	*Banane : 2 rondelles
Perruche ondulée (cage 13)	*Millet rond : 480gr *Œufs : 1	* Pomme : 1/8	*Banane : 2 rondelles
Les inséparables (cage 14)	*Millet rond : 800gr *Œufs : 1.5	* Pomme : 1/8	*Banane : 2 rondelles
Perruche à collier (cage15)	*Mélange perroquet : *120gr *Œufs : 1/2	*Tournesol : 50gr	* pomme : 1/8 *Banane : 2 rondelles
Perruche soleil (cage 16)	*Mélange perroquet : 120gr *Banane : 4 rondelles		* Pomme : 1/8
Couple loriquet (Cage17)	*Aliment spécial pour loriquet	* Pomme : 2	*Banane : 1
Youyou du Sénégal (cage 18)	*Mélange Perroquet : 200grs *Banane : 03 rondelles		* Pomme : 1/4
Diamant mandarin (cage 19)	*Millet rond : 480 gr * Pomme : 1/8	*Millet long : 380gr *Œufs : 2	*Banane : 3 rondelles
Oiseaux de la saisie (Cage 22)	*Millet rond : 200 gr * Pomme : 1/8	*Millet long : 100gr *Œufs : 2	*Banane : 2 rondelles
Canaris (cage21)	*Mélange canaris : 500gr *Œufs : 1	* Pomme : 1/4	*Banane : 2 rondelles
Padda de Java (cage 22)	*Millet rond : 480gr *Œufs : 2	*Millet long : 380gr *Banane : 2 rondelles	* pomme : 1/8
Chardonneret	*Mélange chardonneret : 50 gr	*Millet long : 50 gr	

ANNEXES

Les Faisans (cage 8)	*Aliment repro : 1 kg * Salade: 1/2 tête	* Pomme râpée : 1 *Betterave : 100gr	* Carotte râpée: 100gr *Œufs : 2
Canards mandarins (cage 9)	*Aliment repro : 400gr * Salade : 1/2tete	* Pomme : 1 *Betterave : 100gr	* Carotte râpée: 100gr *Œufs : 1
Canards et oies	*Aliment repro : 8 kg		* Salade : 3 kg
Porc-épic	*Pomme de terre : 2 kg *Salade : 1 tête	*Pomme : 2 *Fenouil : 500gr	*Carotte : 500gr
Total de la grande volière	*Pommes: 9	*Banane: 3	* Œufs: 14

Annexe 5: L'identification morphologique des sporozoaires. (I.N.S.Q. 2014).

SPOROZOAIRES (coccidies)

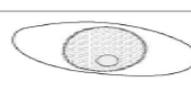
- *CRYPTOSPORIDIUM SP.* (MADO)
- *CYTOISOSPORA (ISOSPORA) BELLI*
- *CYCLOSPORA CAYETANENSIS* (MADO)
- (*SARCOCYSTIS HOMINIS*)
- (*SARCOCYSTIS SUIHOMINIS*)

COCCIDIÉS-OOCYSTES

- Taille
- Forme
- Contenu

ORGANISME	TAILLE (µm)	FORME	PARTICULARITÉS
<i>CRYPTOSPORIDIUM SP.</i>	4-6 µm	Rond	Oocyste acido-alcoolo-résistant Peu visible à l'état frais ou à l'iode
<i>CYCLOSPORA CAYETANENSIS</i>	8-10 µm	Rond	Oocyste acido-alcoolo-résistant, mais de façon très variable Immature lors de l'émission dans les selles (1 cellule granuleuse visible dans l'oocyste)
<i>CYTOISOSPORA (ISOSPORA) BELLI</i>	20-33 µm x 10-19 µm	Ovale	Oocyste acido-alcoolo-résistant Immature lors de l'émission dans les selles (1 ou 2 cellules granuleuses visibles dans l'oocyste)

Coccidies - oocystes

<p><i>Cyclospora cayetanensis</i></p>  <p>8-10 µm</p>	<p><i>Cystoisospora belli</i></p>  <p>20-33 µm</p>	<p><i>Cryptosporidium sp.</i></p>  <p>4-6 µm</p>
--	---	---

i
m
m
a
t
u
r
e
s
p
o
r
o
c
y
s
t
e
m
a
t
u
r
e

82

ANNEXES

Annexe 6 : Clé d'identification des parasites (l'O.M.S.1994).

