



République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة زيان عاشور - الجلفة

Université Ziane Achour – Djelfa

كلية علوم الطبيعة والحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم البيولوجيا

Département de Biologie

Projet de fin d'étude

En vue de l'obtention du Diplôme de Master

Spécialité : parasitologie

تخصص علم الطفيليات

THÈME

Parasitisme digestif en élevage avicole dans la région de Djelfa

Présenté par : ZAITRI AMEUR

Devant le jury :

Président : SBAA B.

M.C.B. UNIV.DJELFA

Promoteur : MENACHE A.

M.A.A. UNIV.DJELFA

Examineur : CHERAIR E.

M.C.B. UNIV. DJELFA

Examineur : GEURZOU A.

Professeur UNIV. DJELFA

Année Universitaire 2020/2021

Remerciements

*Je tiens à exprimer mes remerciements au président
ainsi les membres du jury*

Pour m'avoir fait l'honneur de juger ce travail,

L'expression de mon profond respect.

*Je veux exprimer par ces quelques lignes ma
gratitude envers tous ceux en qui par leurs présences,
leurs soutiens, leurs disponibilités et leurs conseils, m
ont en aidé pour accomplir ce projet.*

*Je remercie ma promotrice MANACHE AMINA
Maître assistant« A » à la Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie, Université Ziane Achour, à
Djelfa.*

DEDICACE

Je dédie ce modeste travail :

*A ma promotrice Mme : MENACHE AMINA Qui m'a guidé et éclairci
de ses précieux conseils et à qui tous les mérites Reviennent, qu'il trouve ici
l'expression de ma haute considération.*

A mon père : Abd el Rahman

*Pour tous les sacrifices consentis pour ma Formation et pour sa présence à
tout Instant.*

A ma mère : Meriem

*Pour toutes ses peines durant les années, Humble témoignage de ma
grande affection, Qu'elle Retrouve ici l'expression de mon profond amour.*

A Mon frère : Mohamed

A mes collègues de promotion (parasitologie)

*A mes meilleurs amis avec lesquelles j'ai partagé de beaux moments : Yacine, Nadia,
Rania*

A tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

ZAITRI AMEUR

SOMMAIRE

Liste des figures	A
Liste des tableaux	B
Liste des abréviations	C

Introduction	02
Partie Bibliographique	
1. Généralités sur l'aviculture	04
1.1. Présentation des espèces (poulet, dinde).....	04
1.1.1. Le Poulet	04
1.1.1.1. Systématique	04
1.1.1.2. Morphologie.....	05
1.1.2. La dinde.....	05
1.2. Importance économique	06
1.3. Caractéristiques de l'élevage avicole en Algérie.....	07
1.3.1. Modes d'élevage du poulet en Algérie.....	07
1.4. Anatomie du tube digestif des volailles	08
1.4.1. Bec	08
1.4.2. Œsophages.....	09
1.4.3. Jabot.....	09
1.4.4. Pro-ventricule.....	09
1.4.5. Gésier (estomac musculaire).....	09
1.4.6. Intestin.....	10
1.4.7. Les Cæcaums.....	10
1.4.8. Le Rectum	10
1.4.9. Le Cloaque	10
2. le parasitisme digestif du poulet	11
2.1. Définition.....	11
2.2. Importance.....	11
2.3 Les Protozooses.....	11
2.3.1 La coccidiose.....	11

2.3.1.1. Morphologie des coccidies de volaille.....	12
2.3.1.1.1. L’oocyste	12
2.3.1.1.2. Le Trophozoïte	13
2.3.1.1.3. Caractéristiques d’ <i>E. tenella</i>	14
2.3.1.2. Biologie et cycle de développement des coccidies.....	15
2.3.1.3. Pathogénèse.....	16
2.3.2. L’histomonose.....	17
2.3.2.1. L’agent pathogène.....	18
2.3.2.2. Le cycle évolutif.....	18
2.3.2.3. Pathogénèse.....	19
2.3.3. La Cryptosporidiose Aviaire	19
2.3.3.1. Morphologie du parasite.....	20
2.3.3.2. Signes cliniques chez les volailles.....	20
2.3.3.3. Le cycle du parasite.....	20
2.3.3.4. Pathogénèse.....	21
2.3.4. Isosporose.....	21
2.3.4.1. Cycle biologique.....	21
2.3.4.2. Pathogénèse.....	22
2.4. Helminthoses.....	22
2.4.1. Les Nematodoses.....	22
2.4.1.1. Ascariidiose.....	22
2.4.1.1.1. Morphologie.....	22
2.4.1.1.2. Le cycle du parasite.....	23
2.4.1.1.3. Pathologie	24
2.4.1.2. L’Heterakidose.....	24
2.4.1.2.1. Cycle biologique.....	25
2.4.1.2.2. Pathogénie	26
2.4.1.3. Capillariose	26
2.4.1.4. Spiruroses	28
2.4.2. Cestodoses	28
2.4.2.1. Famille des Davaineidae.....	29
2.4.2.1.1. Le genre <i>Davainea</i>	29

2.4.2.1.2. Le genre <i>Raillietina</i>	29
2.4.2.2. Famille des Hymenolepididae	30
2.4.2.2.1. Le genre <i>Echinocotyle</i>	30
2.4.3. Les trématodes.....	30
2.4.3.1. Famille des Echinostomatidae	30
2.4.3.2. Famille des Psilostomatidae	31
2.4.3.3. Famille des Plagiorchiidae.....	31
Partie Expérimentale	
1. Matériels et Méthodes.....	32
1.1. Présentation de la région Djelfa.....	32
1.1.1. Localisation géographique.....	32
1.1.2. Caractéristiques bioclimatiques de la région de Djelfa.....	32
1.1.3. Production Animale.....	34
1.1.4. L'aviculture à Djelfa.....	36
1.2. Matériel.....	36
1.2.1. Choix et description de la station d'étude Ain el bel.....	36
1.2.2. Matériel biologiques	37
1.2.2.1. Sur le terrain.....	37
1.2.2.2. Au laboratoire.....	38
1.2.2.3. Matériel utilisés au laboratoire	38
1.2.2.3.1. Petit matériel	38
1.2.2.3.2. Grand matériel	38
1.2.2.3.3 Produits chimiques	38
1.3. Méthodes.....	39
1.3.1. Analyses coprologiques.....	39
1.3.1.1. Etude macroscopique	39
1.3.1.2. Etude microscopique	39
a) Méthode de flottaison.....	39
b) Les méthodes physicochimiques.....	40
c) L'examen microscopique à frais.....	40
1.3.2. Autopsie.....	41
1.3.3. Exploitation des résultats par les indices écologiques et statistiques	41

1.3.3.1. Qualité d'échantillonnage.....	42
1.3.3.2. Indices écologiques de composition.....	42
1.3.3.2.1. Richesse totale (S)	42
1.3.3.2.2. Abondance relative.....	42
1.3.3.2.3. Indice de diversité de Shannon-Weaver (H').....	42
1.3.3.2.4. Equitabilité	43
1.3.3.3. Exploitation des résultats par les indices parasitaire	43
1.3.3.3.1. Prévalence (P)	43
1.3.3.3.2. Intensité moyenne.....	44
2. Résultats et discussions.....	46
2.1. Résultats des parasites inventoriés dans la région de Djelfa.....	46
2.2. Taxonomie des parasites digestifs dans la région de Djelfa.....	47
2.3. Localisation des parasites recensés à Djelfa	49
2.4 Discussions des résultats des parasites de poulet de chair.....	50
2.5. Discussions des résultats des parasites de la dinde.....	53
CONCLUSION.....	56
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	58
Résumé	

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Morphologie de la poule.	05
Figure 2 : Evolution de la consommation de volaille entre 2016 et 2025.	06
Figure 3 : Vue latérale du tractus digestif du poulet.	08
Figure 4 : <i>Eimeria spp.</i> du poulet.	12
Figure 5 : Schéma de l'oocyste sporulé.	13
Figure 6 : Ultrastructure d' <i>Eimeria tenella</i> .	14
Figure 7 : Cycle biologique des coccidies du poulet.	15
Figure 8 : Localisation lésionnelle et taille (en micromètres) des 7 espèces de coccidies chez le poulet.	16
Figure 9 : Coccidiose caecale aiguë avec un boudin du sang.	16
Figure 10 : Cycle évolutif de <i>Cryptosporidium spp.</i>	21
Figure 11 : Cycle évolutif d' <i>Ascaridia galli</i> .	23
Figure 12 : Œuf d' <i>Ascaridia</i> .	23
Figure 13 : Intestin complètement bloqué par les parasites (<i>Ascaridia galli</i>).	24
Figure 14 : Cycle de vie des vers intestinaux (<i>Heterakis gallinaum</i>) de la poule.	26
Figure 15 : Photos les capillaires dans le jabot de la poule.	28
Figure 16 : Décomposition administrative de la wilaya de Djelfa.	33
Figure 17 : Evolution de la production des viandes rouges, blanches et des œufs dans région de Djelfa de 2017à 2020	35
Figure 18: Vue général de la station de Ain bel (original).	37
Figure 19 : Schéma descriptif de la méthode de flottaison.	40
Figure 20 : Différentes étapes de l'autopsie	41
Figure 21 : Localisation des parasites retrouvés dans le tube digestif des volailles de la région de Djelfa.	50

Liste des tableaux

Tableau 1 : Signes et lésions des espèces coccidiennes les plus pathogènes du poulet.	17
Tableau 2 : Les données climatiques de la wilaya de Djelfa 2019/2020	34
Tableau 3 : La production de viande (qx) et d'œufs (1000 unité) à Djelfa	35
Tableau 4 : Effectifs des volailles d'élevage à Djelfa	36
Tableau 5 : Espèces et prévalences des parasites de tube digestif inventoriés dans la région de Djelfa selon les travaux réalisés au niveau de l'université de Djelfa.	46
Tableau 6 : Taxonomie des parasites à localisation digestif retrouvés chez le poulet et la dinde dans la région de Djelfa.	48
Tableau 7 : Localisation digestive des parasites inventoriés à Djelfa	49

Liste des abréviations

A.S.AL. : l'agence spatiale algérienne.

cm : centimètre.

D S A. : Direction des services agricoles.

D.S.A.S.I. : Statistiques agricoles et des systèmes d'information.

E : *Eimeria*.

F.A.O. : Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture.

g : gramme.

I.T.AVI. : Institut Technique de l' Aviculture

kda : kilo dalton

kg : kilogramme

mm : millimètre.

Na Cl : Chlorure de sodium.

O.C.D.E. : Organisation de coopération et de développement économiques.

O.N.A.B. : L'Office national des aliments de bétail.

O.R.AVLE : Office régionale de l'aviculture de l'est

P : prévalence

PPM: Période prépatente minimale

T : Température

TMS: Temps minimal de sporulation

μ : micromètre.



INTRODUCTION

INTRODUCTION

Pour satisfaire les besoins, d'une population croissante, en protéines et face au déficit enregistré en matière de viandes rouges dont le cout de production est de plus en plus croissant, l'Algérie s'est orienté vers le développement de la filière avicole. Les viandes blanches sont moins couteuses et donc plus accessibles (**M.A.D.R., 2003**).

Le mode d'exploitation varie selon les moyens disponibles. Les systèmes d'élevage intensif et semi-intensif fournissent la majorité des offres sur le marché mondial. Ils sont répandus dans les zones urbaines et périurbaines, ils sont prédominant dans les pays du Nord les plus développés. Cependant, près de 90% des volailles dans les pays en voie développement sont élevés sous le système extensif (**BRANCKAERT et al ., 2007**). Celui-ci repose essentiellement sur des modes d'exploitation traditionnels peu exigeants et qui conviennent aux milieux villageois et même urbains et périurbains dans plusieurs pays africains et asiatiques. En Algérie et jusqu'au début des années 1960, L'aviculture traditionnelle, joue un important rôle socio-économique indéniable. Elle représente essentiellement en milieu rural un pilier pour la lutte contre la pauvreté et l'insécurité alimentaire des populations (**AYSSIWEDE et al.,2013**). Elle se dirige de plus en plus vers l'industrialisation mais elle reste insuffisante et souffre de nombreux obstacles tels que le manque d'éleveurs qualifiés et la fort dépendance de l'étranger (équipements, souches élevées, produits alimentaires et vétérinaires).

Le développement intensif de ces élevages et souvent l'inexpérience des éleveurs soumettent la filière à de nombreux risques, essentiellement sanitaires. Les risques des maladies parasitaires sont les plus importants et des coccidioses les plus inquiétants.

Les effets néfastes de ces agents pathogènes sont largement décrits dans les pays industrialisés, du fait de leur fréquence et de leurs implications financières. Ainsi, au Royaume-Uni, les pertes annuelles dues à la coccidiose s'élèvent à 38,6 millions de livres dont 98% représentent les pertes chez des poulets de chair, soit 4,5% du revenu industriel de ces volailles (**WILLIAMS, 1999**). En Algérie, peu d'études sont réalisées sur cette pathologie qui est de plus en plus difficile à gérer par les éleveurs. Cette parasitose entraîne une diminution de poids, un mauvais indice de consommation, des infections secondaires et une mortalité importante des poulets de chair. Et si les helminthoses digestives n'entraînent pas systématiquement la mort, mais plutôt des

baisses de performances et des troubles digestifs, la coccidiose aviaire, elle, peut être à l'origine de mortalités importantes surtout chez les jeunes de 4 à 8 semaines d'âge.

La connaissance et le contrôle de parasitisme digestif dans les élevages sont donc essentiels pour le succès de l'aviculture. Ce travail peut se considérer comme une contribution à l'étude des parasites dans la région de Djelfa Il a pour but d'évaluer la prévalence des espèces parasitaires dans le tube digestif et dans la matière fécale de poulet et de dinde dans les deux types d'élevages, traditionnelle et moderne dans cette région.

Notre travail est scindé en 03 chapitres : des éléments bibliographiques seront tout d'abord apportés dans le premier chapitre. Nous présenterons le matériel et la méthodologie mis en œuvre Dans le deuxième chapitre. Ensuite, dans le troisième chapitre, les principaux résultats seront présentés et discutés. La conclusion présentera les points essentiels du travail et soulèvera quelques recommandations et perspectives pour les travaux ultérieurs.

Partie bibliographique

1. Généralités sur l'aviculture

L'aviculture a été la première production animale à adopter un modèle d'organisation inspiré de l'industrie (lots, bandes d'animaux homogènes et systématisations des opérations). Le corollaire en a été un processus général d'intensification de l'élevage (recours aux intrants, recherche de productivité,..) qui a permis des gains spectaculaires de performances zootechniques (**BONAUDO et LOSSOUARN, 2010**). Ceci a conduit au développement du modèle de production avicole intensif et à la spécialisation des exploitations avicoles. La production de volaille se fait désormais de manière intensive à 70% à l'échelle internationale dans les élevages de poulets de chair (**RICHAUD et al., 2015**), la réorientation des éleveurs algériens vers la production avicole intensive est devenue une préoccupation majeure de l'Etat, depuis les années 80, afin d'accroître les disponibilités en protéines animales induites par la croissance démographique, l'urbanisation et la salarisation massive. Toutefois, l'activité avicole, dans beaucoup d'élevages, se caractérise par l'irrégularité fonctionnelle. (**MAHMOUDI et al., 2019**).

1.1. Présentation des espèces : poulet et dinde

1.1.1. Le Poulet

La poule ou le coq est un oiseau, omnivore ayant comme origine la jungle du sud-est asiatique, et appartient à l'espèce *Gallus gallus* (Linnaeus, 1758), ordre des Galliformes. Elle est domestiquée depuis longtemps, et s'est bien accommodée à la compagnie de l'homme (**BLAISE, 2012**). Les poules sont des animaux rustiques, peu fragiles, qui demandent un minimum d'attention pour leur élevage, donc peu d'investissement en temps et en argent. Elles ont une bonne rentabilité dans la production d'œufs et un élevage peut sans difficulté, fournir des poulets de chair (**FOURNIE, 2005**).

1.1.1.1. Systématique

Selon **SINGHAPOL (2003)** le poulet domestique fait partie de :

Règne : Animal

Sous-règne : Métazoaires

Embranchement : Chordés

Sous-embranchement : Vertébrés

Classe : Oiseaux

Ordre : Galliformes

Famille : Phasianidés

Genre : *Gallus* Espèce : *Gallus gallus domesticus* (LINNAEUS, 1758).

1.1.1.2. Morphologie

Le poulet domestique est adapté à la vie terrestre comme tous les gallinacés, il se caractérise (figure 1) par un corps trapu, un sternum très développé, des membres abdominaux solidement musclés et des ailes courtes et arrondies. La tête est ornementée par la crête, les barbillons, les oreillons et souvent par une huppe de plumes colorées. Le bec est court et épais, souvent un peu recourbé. Le corps est recouvert de plumes et les pattes d'écaillés ; celles-ci se terminent par quatre doigts dont trois sont en avant et un vers l'arrière. Au niveau du tarse se trouve le perron ou ergot qui est bien développé chez adulte (DIOP, 1982).

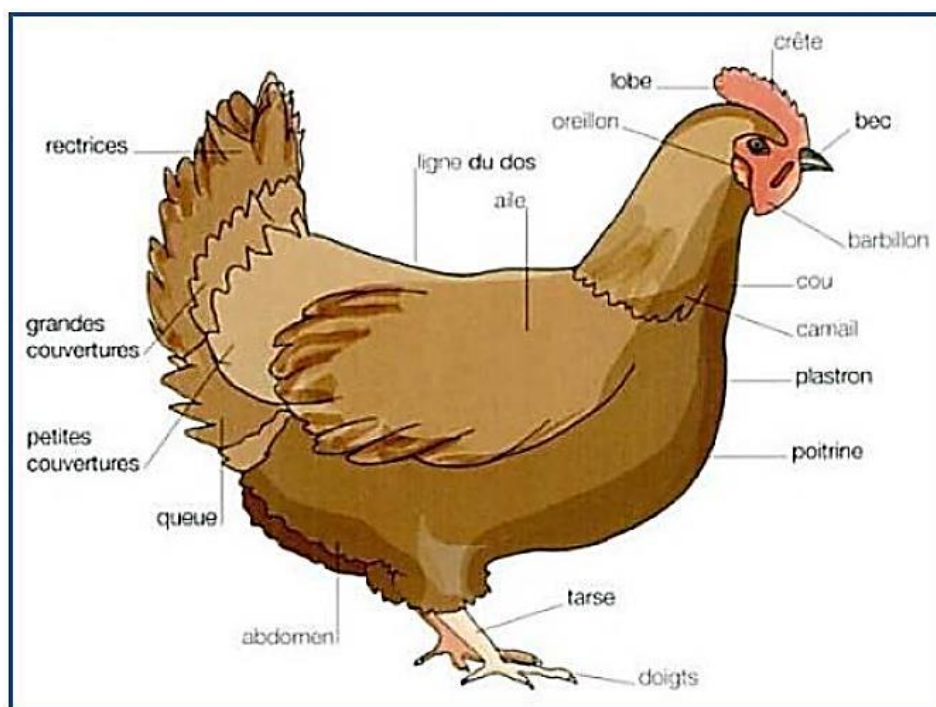


Figure 1. Morphologie de la poule (FOURNIER, 2005)

1.1.2. La dinde

La dinde est une volaille de grande taille dont la particularité physique est d'avoir une excroissance charnue molle et rouge sur le front. La tête et le cou du dindon sont dépourvus de plumes. Les plumes de sa queue sont longues et disposées en forme d'éventail. La femelle est moins imposante que le mâle et ses formations charnues sur la tête et le cou sont plus petites. La dinde est traditionnellement présente dans les élevages familiaux algériens sous ses 4 phénotypes : le Bronzé, le Noir, le Blanc tacheté et le Roux. Les effectifs de dindes locales sont estimés par la F.A.O. (2009) à 70.000 têtes, alors que les effectifs de dindes importées

menées en élevages industriels approchent les 900.000 têtes (D.S.A.S.I.,2003). Les élevages familiaux de dindes locales sont menés en système extensif, et leurs performances de reproduction et de croissance ne sont pas connues (FERRAH et al., 2003)

1.2. Importance économique

D'après les perspectives de la F.A.O. et de l'O.C.D.E. 2016-2015, la viande de volaille devrait devenir en 2024 la première viande consommée dans le monde et dépasser ainsi la consommation de porc. La viande de volaille jouit en effet de nombreux atouts auprès des consommateurs : son prix relativement faible comparé aux autres viandes, ses qualités nutritionnelles reconnues, l'absence d'interdits religieux ou encore son faible impact environnemental (figure 2).

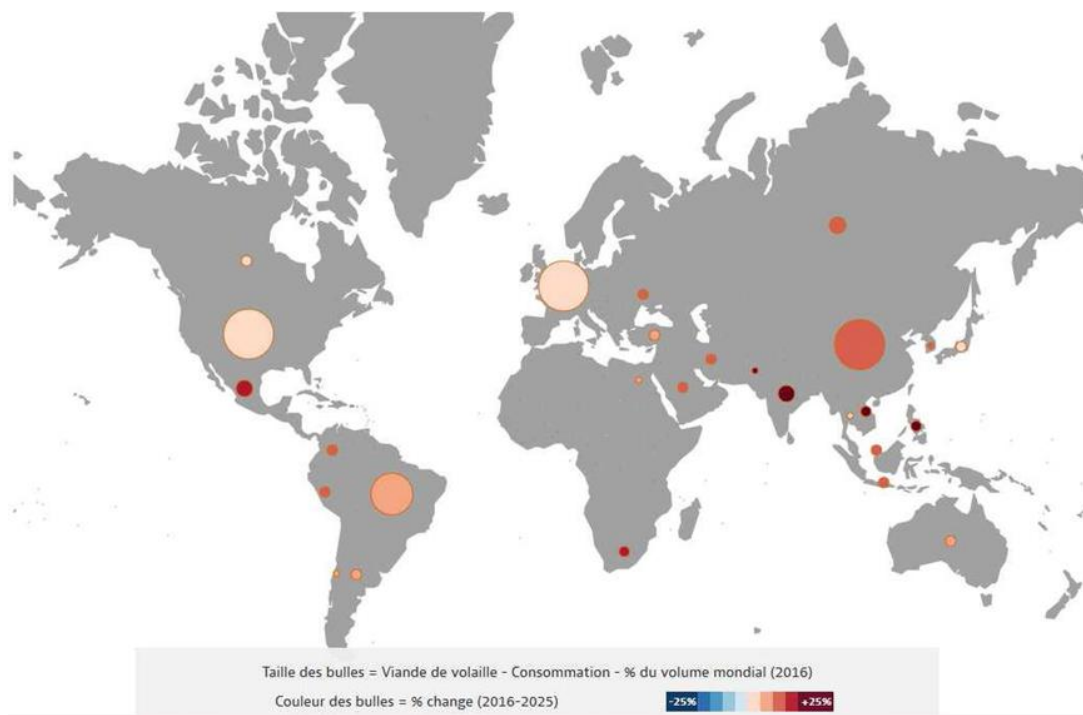


Figure 02 : Evolution de la consommation de volaille entre 2016 et 2025

Source : F.A.O. et O.C.D.E., (2016).

La filière avicole algérienne a atteint un stade de développement qui lui confirme désormais une place de choix dans l'économie nationale en générale (1.1% du P.I.B. national) et dans l'économie algérienne (12% du Produit Agricole Brute) (KACI et CHERIET, 2013). L'Algérie figure dans toutes les premières places dans la production avicole des pays de la région du grand Maghreb. En termes de nombre de têtes avec 40 à 55% du cheptel de la région selon les espèces, comme l'atteste les statistiques de la F.A.O., (2014). Selon ces statistiques

l'Algérie, avec 1 148 000 tonnes par an est derrière le Maroc premier pays producteur (35.27% de la production) et consommateur en volume (36 % de la consommation) de viande de la région. Son cheptel de poulet estimé à 224000000 sujets en 2015, arrive en 2ème place de la région du Grand Maghreb derrière le Maroc toujours (240 000 000 têtes), il représente 44,71 % du cheptel de la région. La viande de volaille a fortement augmenté sa part du marché, une hausse fortement appréciable a été enregistrée en 2015 comparais à 2014 et 2013.

1.3. Caractéristiques de l'élevage avicole en Algérie

Les performances zootechniques des élevages se caractérisent, en général, par des taux de mortalité très élevés (13,3 %, 13,8 % et 15,2 % en moyenne respectivement pour la poule pondeuse, le poulet de chair et la dinde), un indice de consommation excessif (2,8 pour le poulet et la dinde) et un allongement de la durée d'élevage pour le poulet de chair par rapport aux références européennes. Ils sont le résultat de plusieurs paramètres, parmi lesquels figurent essentiellement :

- le manque d'hygiène dans les bâtiments, qui constitue, d'après (**DOUIFI et al., 2011**), un facteur d'affaiblissement de la sante' des volailles et de réduction des performances.
- les conditions d'ambiance, qui peuvent modifier largement les performances, d'autant que le modèle du poulet de chair à croissance rapide, niveau d'ingestion élevé et composition corporelle relativement grasse (**PICARD et al., 1993**), il résiste mal a` des conditions climatiques chaudes, surtout si les fluctuations thermiques sont brutales (coup de chaleur).

1.3.1. Modes d'élevage en Algérie

Il existe en Algérie, deux modes d'élevage avec deux systèmes de production différents. Le premier, est l'élevage industriel avec un mode d'élevage en batterie «élevage en cage ». Cet élevage a été mis en œuvre au début des années 1980 basé sur l'élevage intensif des souches hybrides (**KACI, 2015**). Le deuxième mode d'élevage avec une capacité de production moindre et une disponibilité limitée comparativement avec le type de production précédent. C'est l'élevage traditionnel des poules locales. Il est considéré comme étant un mode d'élevage avec un type de production de basse-cour (**SHELDON, 1993**). La qualité des œufs de cet élevage est appréciée par la communauté (**GALAL, 2006**). Cet élevage reste un outil de lutte contre la pauvreté et leurs produits sont utilisés pour des raisons socioculturelles, économiques et pour renforcer la situation de la femme dans les zones villageoises (**MOULA et al.,2009**).

1.4. Anatomie du tube digestif des volailles

Le tube digestif est un ensemble d'organes qui concourent à la digestion. Ces organes assurent la préhension, le transport et la digestion par un ensemble de phénomènes mécaniques et chimiques au cours desquels les aliments sont transformés en éléments simples assimilables par le sang. Les déchets issus de cette digestion sont expulsés par l'anus. Ce tube digestif est de diamètre variable et comporte les portions suivantes : bec, œsophage, jabot, estomac, intestin, cloaque et l'anus. Il mesure 85 cm de long chez le poussin et atteint plus de 2 m chez l'adulte (ALAMARGOT,1982).

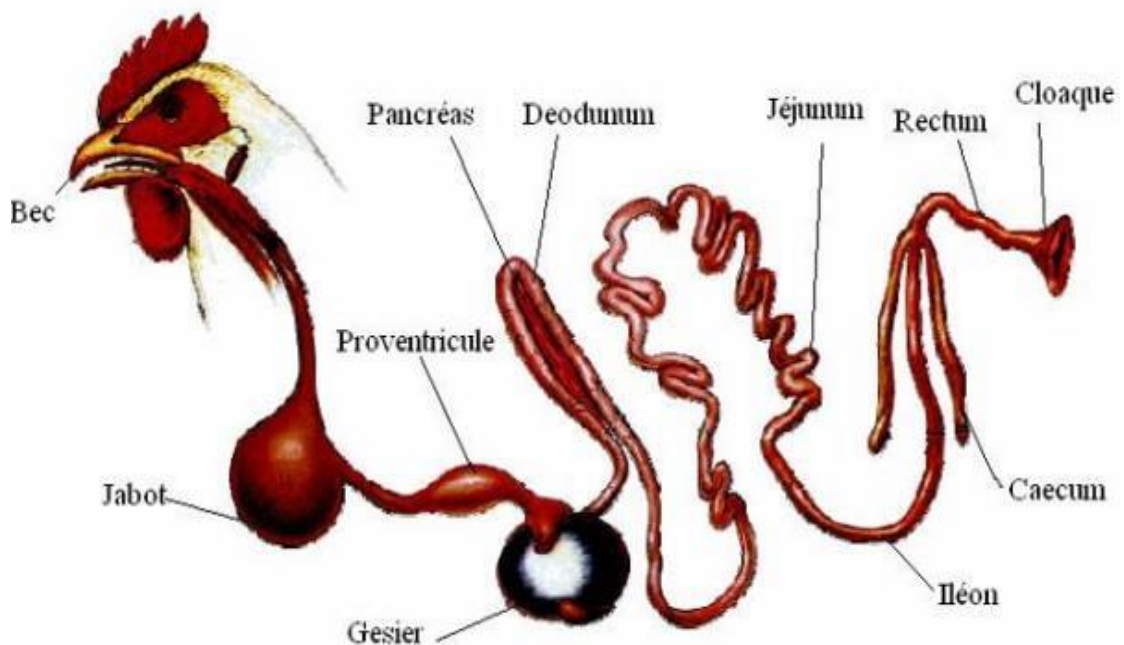


Figure 3 : Vue latérale du tractus digestif du poulet (VILLATE, 2001).

1.4.1. Le Bec

Après préhension par le bec, les aliments sont transférés dans le proventricule, avec un éventuel stockage préalable dans le jabot (KLASING, 1998). Sur la face supérieure, une fente longitudinale médiane appelé CHOANE qui fait communiquer les fosses nasales avec la bouche. En arrière : on distingue les deux trompes d'Eustache (conduits auditifs utilisés pour la capture des particules alimentaires) ; il comporte deux parties, la maxille ou mandibule supérieure sur la face dorsale et la mandibule ou mandibule inférieure sur la face ventrale (BEGHOUL, 2006).

1.4.2. L'Œsophage

L'œsophage est un tube musculueux qui relie l'oropharynx au proventricule. Il est divisé par le jabot en deux portions : une portion cervicale et une portion thoracique. Il circule d'abord à gauche puis à droite du cou et devient médian à l'entrée de la cavité thoracique. Il s'élargit alors ventralement formant le jabot (**AUTRUFFE et CECILE.,2019**).

1.4.3. Jabot

Le jabot ou ingluvium est une poche ventrale de l'œsophage avec à sa face dorsale la gouttière œsophagienne. Il se positionne à droite du plan médian devant la fourchette et sert de stockage des aliments sur une courte période ; La gouttière œsophagienne permet aux aliments très digestibles de shunter le jabot. La portion thoracique de l'œsophage plus courte circule dorsalement à la trachée. Son diamètre est réduit juste avant le proventricule. s'humecter et se ramollir. Il s'y produit aussi l'initiation de dégradation de l'amidon à l'aide de certaines bactéries amylolytique telles que les lactobacilles (**CHAMP et SZYLIT, 1981**).

1.4.4. Le Pro ventricule (ventricule succenturié ou estomac glandulaire)

Le proventricule est un organe fusiforme entre le jabot et le ventricule dans le prolongement de l'œsophage. Il correspond à la partie glandulaire de l'estomac chez les oiseaux. (**GREENACRE et MORISHITA, 2015**).

1.4.5. Gésier (estomac musculaire)

Le ventricule ou plus communément appelé gésier est la partie mécanique de l'estomac des oiseaux. C'est un organe musculueux de forme aplatie séparé du proventricule par la zone intermédiaire. Il comprend quatre compartiments musculaires : le muscle intermédiaire crânial, le muscle latéral ventral, la muscle intermédiaire caudal et le muscle latéral dorsal. Ces compartiments sont séparés par des constriction mais reliés médialement par une région épaisse et aponévrotique. A l'intérieur du ventricule, se trouve le grit, ensemble de petits éléments minéraux ingérés par la poule afin d'augmenter le broyage des aliments par le ventricule. Le pylore se situe à la face droite du gésier reliant ce dernier au duodénum. Il partage longitudinalement la cavité abdominale en deux compartiments ce qui lui a valu parfois le nom « diaphragme vertical » (**ALAMARGOT, 1982**).

1.4.6. Intestin

L'intestin grêle débute à partir du pylore, se divise en trois parties : le duodénum (du pylore jusqu'à la portion distale de l'anse duodénale qui enserre le pancréas), le jéjunum

(de la portion distale de l'anse duodénale jusqu'au diverticule de Meckel) et l'iléon (du diverticule de Meckel à la jonction iléo-caecale) (**ROUGIERE, 2010**).

Le gros intestin est peu développé et se réduit pratiquement à deux caeca où ont lieu des fermentations bactériennes.

1.4.7. Les caecaums

Chez le poulet, les caeca forment deux diverticules de longueur égale, situés à la jonction entre l'iléon et le colon. A l'entrée des caeca se trouve un sphincter déterminant leur ouverture. L'épithélium au niveau des sphincters est constitué de longues villosités qui forment une sorte de filtre. Ainsi, seuls les fluides et les plus fines particules provenant de l'iléon et du colon peuvent entrer par rétropéristaltisme dans les caeca, empêchant l'entrée de particules fibreuses solides indigestibles (**CLENCH et MATHIAS,1995**).

1.4.8. Le rectum

Dépourvu de villosités, est plus large que l'iléon, avec une longueur d'environ 8 à 11cm. Il réabsorbe l'eau de son contenu (**ALAMARGOT, 1982**).

1.4.9. Le cloaque

Le cloaque est composé de trois chambres, en allant de la partie antérieure vers la partie postérieure, le coprodeum, l'urodeum et le proctodeum. Ces deux compartiments ont un rôle important dans la réabsorption d'eau (**DENBOW, 1999**).

2. LE PARASITISME DIGESTIF DES VOLAILLES

2.1. Définition

Le parasitisme digestif se définit par la présence de parasites au niveau des différentes parties du tube digestif de la cavité buccale au cloaque. Les principales affections parasitaires liées à ce parasitisme chez les volailles sont les Helminthoses et les Coccidioses. Les Helminthoses sont dues à la présence et au développement, dans le tractus digestif de la poule, de vers pathogènes appartenant aux classes des Nématodes ou des Cestodes (**BINDOULA, 1989**), plus rarement des Trématodes (**CRIBB et O'CALLAGHAN, 1992**). Les Acanthocéphales sont exceptionnels chez la poule (**BINDOULA, 1989, REID et MC DOUGALD, 1978**). Les Coccidioses sont des protozooses intestinales dues à la présence et à la multiplication de Sporozoasidae du genre *Eimeria* dans les cellules épithéliales de l'intestin (**FORTINEAU et TRONCY, 1985**).

2.2. Importance

Le parasitisme digestif en aviculture revêt une importance du point de vue de la distribution géographique, économique et parfois médicale. En effet, les parasites en cause sont cosmopolites et peuvent affecter aussi bien les poulets divagants que les poulets industriels. Cependant ces derniers sont plus affectés par les coccidioses tandis que les volailles divagantes le sont plutôt par les helminthoses du fait de leur mode d'élevage (**CHERMETTE, 1992**). Sur le plan médical notons la mortalité élevée entraînée par la coccidiose et les cas d'infections massives par les helminthes digestifs (**TRONCY et al., 1981**).

Selon **FORTINEAU et TRONCY (1985)**, L'importance économique de ce parasitisme digestif du poulet est liée aux baisses de performances des sujets affectés et à la mortalité dans la coccidiose maladie. Par exemple, en France la mortalité représente 20 % des pertes en aviculture.

2.3. Les Protozooses

2.3.1. La coccidiose

La coccidiose est une maladie parasitaire causée par un protozoaire du phylum des Apicomplexa, de la famille des Eimeridae et du genre *Eimeria*. Elle peut être rencontrée chez les animaux, comme les volailles, mammifères, rongeurs. C'est une maladie qui se manifeste par des signes digestifs dont le plus important est la diarrhée qui peut devenir sanguinolente au niveau de certaines espèces de coccidies. Selon **WILLIAMS (1999)**, les coccidies sont présentes dans le milieu extérieur sous forme de spore entouré d'une coque assez résistante appelée oocyste. Les oocystes deviennent infectieux deux jours après l'excrétion et sont ingérés directement par les poulets sains. D'après **OVINGTON et al. (1995)**, les espèces rencontrées chez le poulet sont : *Eimeria acervulina*, *Eimeria brunetti*, *Eimeria maxima*, *Eimeria necatrix*, *Eimeria tenella*, *Eimeria praecox* et *Eimeria mitis*.



E.acervulina *E. brunetti* *E.maxima* *E. mitis* *E.necatrix* *E. praecox* *E .tenella*

Figure 4 : *Eimeria* spp. du poulet (GRUBER et al., 2007).

2.3.1.1. Morphologie des coccidies de volaille

L'apparente simplicité des Protozoaires est trompeuse. La cellule unique des Protozoaires est plus complexe que la cellule animale. Toutes les fonctions nécessaires à la vie sont remplies : les organelles remplissent le rôle des tissus et organes des animaux plus complexes (**SCHOLTYSECK, 1973**). Les différents stades de développement des *Eimeria* peuvent être divisés en 3 groupes morphologiques :

2.3.1.1.1. L'oocyste

➤ Oocyste non sporulé

La forme libre d'*Eimeria* spp. est l'oocyste. L'oocyste non sporulé, dans le milieu extérieur, évolue en quelques jours vers la forme sporulée infectante. La paroi oocystale est imperméable et très résistante aux agents chimiques. Elle se compose de 67% de peptides, 14%

de lipides et 19% de glucides. Les protéines sont constituées de répétition de sous-unités d'approximativement 10 kda , il s'agit de protéines soufrées (STOTISH *et al.*, 1978).

➤ **L'oocyste sporulé**

L'oocyste sporulé d'*Eimeria* contient quatre sporocystes (le sporocyste étant une seconde enveloppe de protection) contenant chacun deux sporozoïtes (les éléments invasifs). Le sporocyste peut présenter un léger renflement de sa partie apicale : c'est le corps de Stieda. Un globule réfringent est parfois présent dans la partie apicale de l'oocyste. Des corps résiduels peuvent être présents dans l'oocyste et dans les sporocystes.

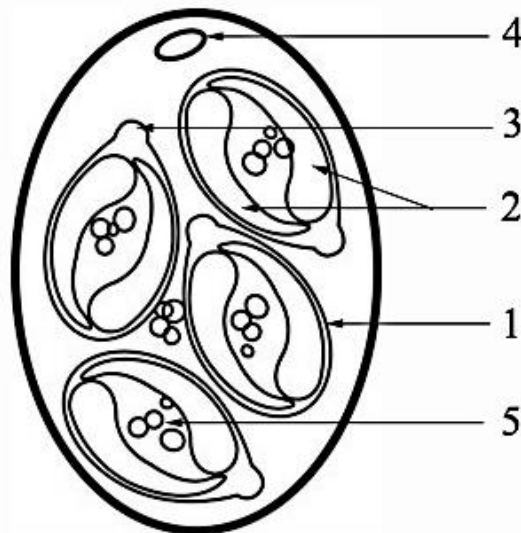


Figure 5 : Schéma de l'oocyste sporulé

<http://eimeria.chez.tiscali.fr/Coccidies%20Gallus/oocyste.html> consultation octobre 2004)

(1) quatre sporocystes (2) (les éléments invasifs) (3) le corps de Stieda. (4) partie apicale de l'oocyste. (5) Des corps résiduels.)

2.3.1.1.2. Le Trophozoïte

Le mot Trophozoïte : vient du grec trophein, action de nourrir. Une fois dans la cellule, au sein de sa vacuole parasitophore, le sporozoïte se transforme en trophozoïte. Il est proche du sporozoïte. Il est fusiforme et comporte des organelles typiques du sporozoïte extracellulaire, des rhoptries et des micronèmes, mais sans complexe apical. On observe des hétérochromatines diffuses et périphériques (PACHECO *et al.*, 1975). Le schizonte primaire Il est arrondi avec un noyau, un corps réfringent, des mitochondries et un réticulum endoplasmique (KAWAZOE *et COLL*, 1992). Il ressemble aux sporozoïtes mais ne contient pas de corps réfringents. Des inclusions linéaires sont présentes près du noyau et dans le corps résiduel, dans lequel on retrouve des ribosomes et des vacuoles rondes. Des nucléoles sont bien

visibles, et alors qu'elles avaient diminué dans les autres stades, on retrouve des hétérochromatines périphériques et diffuses.

2.3.1.1.3. Caractéristiques d'*E. tenella*

Anciennement appelé *Coccidium tenellum* ou *Coccidium perforum*, c'est en 1981 que les zoologistes français, A. Railliet et A. Lucet, donnent son nom à *E. tenella* (RAILLIET, 1891). C'est l'une des espèces d'*Eimeria* les plus virulentes et la première dont le génome a été séquencé et partiellement annoté (REID *et al.*, 2010). Comme pour les autres parasites apicomplexes, un complexe est présent au pôle apical dans les sporozoïtes d'*E. tenella* (Figure 3). Différents organites le composent : le conoïde, les micronèmes, les rhoptries, et des granules denses. L'ensemble de ces structures joue un rôle essentiel dans le cycle biologique et notamment l'invasion des cellules de l'hôte en sécrétant des molécules, telles que les MIC des micronèmes qui servent à l'interaction entre le parasite et la cellule hôte (TOMLEY *et al.*, 1996). En plus des autres organites classiques (noyau, réticulum endoplasmique, complexe du Golgi, mitochondries) *E. tenella*, comme les autres espèces du genre *Eimeria*, possède deux corps réfringents : un corps réfringent antérieur par rapport au noyau, généralement petit et de forme ronde et un postérieur plus grand et de forme ovale (DE VENEVELLES, FRANCOIS CHICH *et al.* 2006). La fonction précise de ce compartiment qui occupe près de la moitié du volume intracellulaire du sporozoïte reste inconnue.

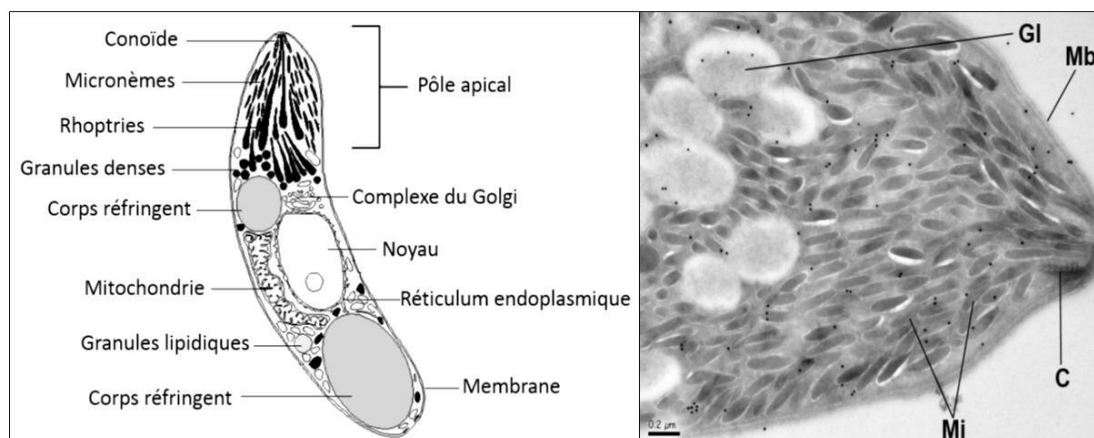


Figure 6 : Ultrastructure d'*Eimeria tenella* : Schéma de la structure d'un sporozoïte et photographie en microscopie électronique d'un pôle apical d'*E. tenella* (GAILLARD *et GRAS.*, 2000).

Le conoïde (C), les micronèmes (Mi), la membrane (Mb) et les granules lipidiques (Gl).

2.3.1.2 Biologie et cycle de développement des coccidies

Le cycle de vie des coccidies est un cycle direct et très court, souvent réalisé en sept jours comme le montre la Figure 7 (MC DOUGALD, 2003), comparativement aux helminthes qui ont un cycle long. Les oocystes sont excrétés dans les fèces et sporulent entre 1 et 2 jours. L'oocyste est l'élément de dissémination et l'élément de résistance dans le milieu extérieur, c'est aussi la fin et le début du cycle évolutif.

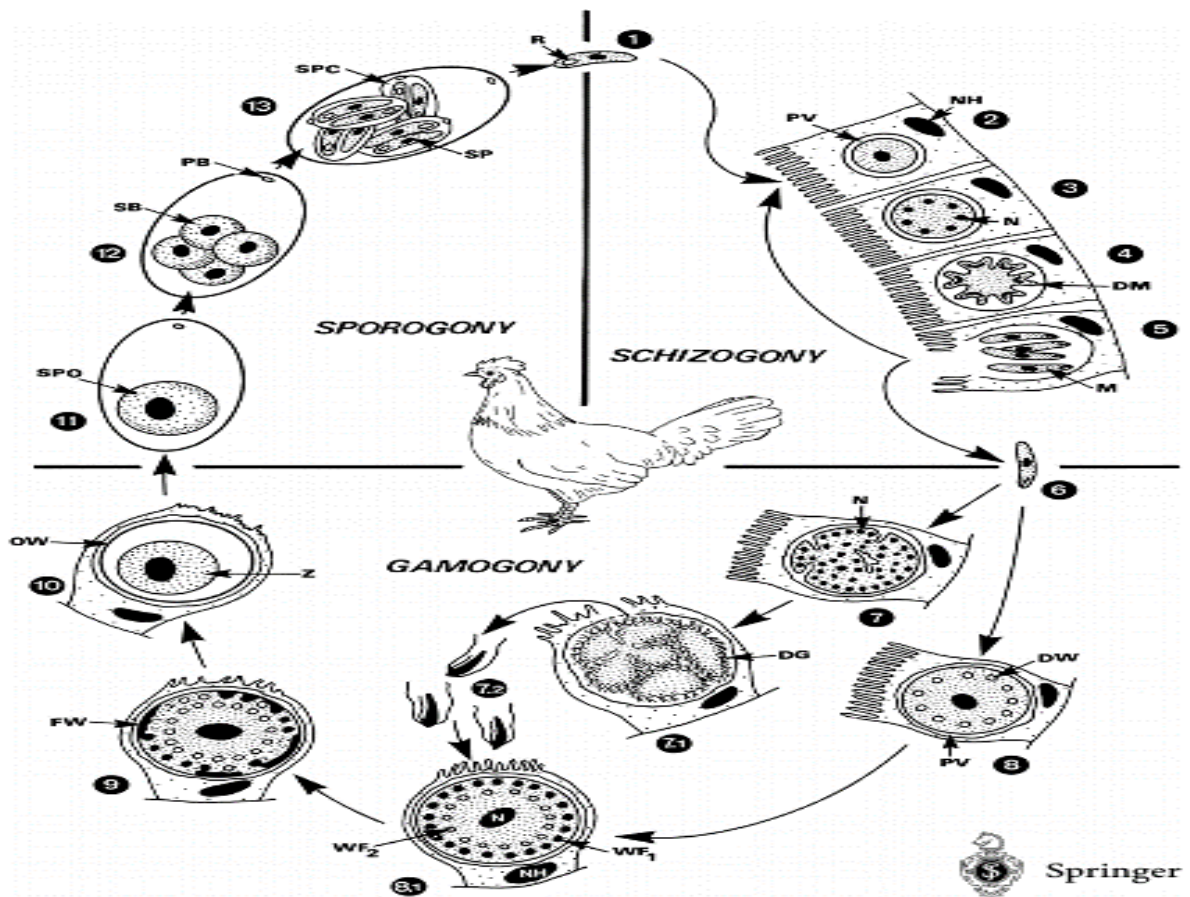


Figure 7 : Cycle biologique des coccidies du poulet (MC DOUGALD,2003).

DG = microgamète en développement, DM = mérozoïte en développement, DW = précurseur de la coque, FW = fusion de la WF1 pour former la couche externe de la OW, M = mérozoïte, N = noyau, NH = noyau de la cellule hôte, OW = la coque de l'oocyste, PB = corps polaire (granule), PV = vacuole parasitophore, R = corps réfractile ou de réserve, SB = sporoblaste, SP = sporozoïte, SPC = sporocyste, SPO = sporonte, WF1 = corps précurseur 1 de la coque, WF2 = corps précurseur 2 de la coque, Z = zygote ou jeune oocyste.

2.3.1.3 Pathogénèse

Le pouvoir pathogène des coccidies varie selon l'espèce de coccidie en cause (Figures 8 et 9), le nombre d'oocystes ingérés et la compétence immunitaire de l'oiseau hôte. L'espèce la plus pathogène est *E. tenella* suivi de *E. necatrix*, *E. brunetti* et *E. acervulina* avec la mortalité des sujets affectés à dose élevée. Selon les travaux de WILLIAM (2001), la dose létale est de 18.200, 63.000 et 16.300 oocystes pour *Eimeria brunetti*, *Eimeria necatrix* et *Eimeria tenella*, respectivement. La mortalité peut atteindre 100% à partir d'une dose de 1000000 d'oocystes au niveau des espèces *Eimeria tenella* et *Eimeria necatrix*. Les autres espèces de coccidies ne causent généralement pas de mortalité, mais réduisent significativement les performances de croissance et de ponte avec une incidence économique remarquable. Les diverses espèces de coccidies et les lésions qu'elles engendrent sont consignées dans le Tableau 1.

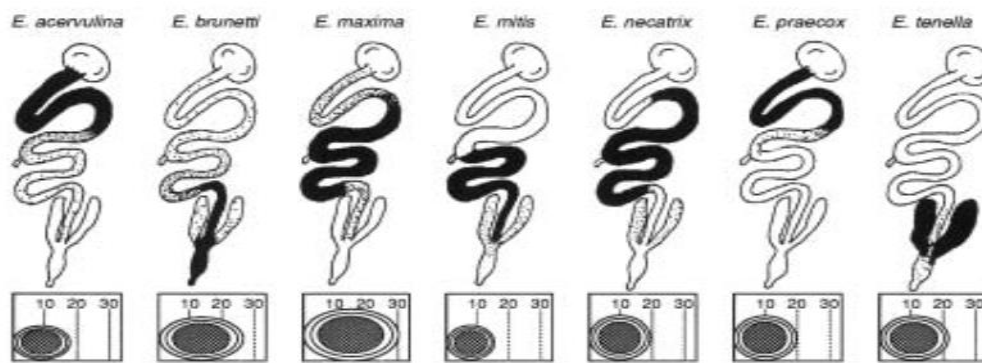


Figure 8 : Localisation lésionnelle et taille (en micromètres) des 7 espèces de coccidies chez le poulet (YVORE, 1992)



Figure 9 : Coccidiose caecale aiguë avec un boudin du sang (RANDALL, 1991)

Tableau 1 : Signes et lésions des espèces coccidiennes les plus pathogènes du poulet.

Espèces	Localisation des parasites	Lésions macroscopiques	MPP	STM	Signes
<i>E. brunetti</i>	Partie postérieure de l'intestin	Coagulations nécrotiques, Entérite mucoïde et hémorragique	120	18	Diarhée sanguinolente
<i>E. necatrix</i>	Intestin	Ballonnement, spots blanchâtres, hémorragie pétéchiale, exudation mucoïde et sanguinolente	138	18	Déshydratation
<i>E. tenella</i>	Caeca	Hémorragie dans la lumière, muqueuse épaisse et blanchâtre, noyaux de sang coagul	115	18	Anémie
<i>E. acervulina</i>	Partie postérieure de l'intestin	Lésions rondes et blanchâtre (Infection légère), plaies coalescentes membrane intestinale épaisse	97	17	Réduction de croissance
<i>E. maxima</i>	Intestin	Membrane intestinale épaisse, exudation mucoïde, hémorragie pétéchiale	121	30	Consommation faible d'aliment et d'eau

TMS: Temps minimal de sporulation

Source : MC DOUGALD (2003).

PPM: Période prépatente minimale

2.3.2. L'histomonose

L'histomonose est une maladie parasitaire, infectieuse propre aux oiseaux galliformes. Il s'agit d'une typhlo-hépatite affectant particulièrement la dinde, qui se manifeste cliniquement par un syndrome aigu, souvent mortel, avec émission d'une diarrhée jaune soufre. Parfois, on peut observer une cyanose des appendices charnus de la tête, d'où son nom de « Maladie de la tête noire » (Blackhead disease). Elle est caractérisée par des lésions caséo-nécrotiques des cæcums et du foie. Elle est également connue sous la dénomination de « Maladie de la crise du rouge » qui évoque l'âge auquel les animaux sont particulièrement sensibles.

Les espèces de galliformes concernés sont surtout la dinde et le poulet mais aussi la pintade, le faisan, la perdrix, la caille et le paon (SAVEY et CHERMETTE, 1981 ; ZENNER et al., 2002).

2.3.2.1. L'agent pathogène

L'agent responsable est un protozoaire flagellé *Histomonas melagridis*, caractérisé par un polymorphisme et par un cycle très particulier. Les espèces de galliformes concernés sont surtout la dinde et le poulet mais aussi la pintade, le faisan, la perdrix, la caille et le paon (SAVEY et CHERMETTE, 1981 ; ZENNER et al., 2002). L'hôte définitif : une forme dépourvue de flagelle observée dans les tissus et une forme flagellée, dans la lumière des cæcums. La forme tissulaire est ronde ou ovale avec un diamètre compris entre 6 et 16 µm, sans flagelle, émettant des pseudopodes courts et émoussés. Le noyau (environ 3 µm) est généralement la seule structure interne qui peut être observée sans coloration. La forme flagellée est voisine de la précédente mais elle possède un flagelle et des vacuoles digestives.

2.3.2.2. Le cycle évolutif

Le cycle évolutif est lié à celui d'un nématode *Heterakis gallinarum*, parasite lui aussi des cæcums de volailles (BUSSIERAS et CHERMETTE, 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 cavité caecale où ils se multiplient par bipartition simple. Ce dernier envahit ensuite la paroi et gagne le foie par voie sanguine. Dans les cæcums, il cohabite avec les adultes d'*Heterakis* chez lesquels il peut pénétrer par la bouche, gagner les œufs chez les femelles et se retrouver dans les œufs, puis dans les larves infestantes présentes dans les œufs. Les œufs d'*Heterakis* assurent non seulement une longue survie du parasite 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*. Les formes végétatives 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. Mais deux voies restent néanmoins envisageables : la voie cloacale (« cloacal dropping ») et la voie orale (MC DOUGALD, 1997 ; HU et al., 2004).

2.3.2.3. Pathogénèse

Les lésions, en général très précoces, précèdent les premiers symptômes. Elles intéressent les cæcums et le foie. Les lésions cæcales affectent un ou deux cæcums ; elles peuvent intéresser la totalité de l'organe ou être localisée, notamment à l'extrémité borgne (LESBOUYRIES, 1941). Après invasion des tissus par les parasites, les parois caecales sont épaissies et congestionnées. La muqueuse sécrète un abondant exsudat qui distend l'organe et

dans lequel les *Histomonas* peuvent être isolés (**LUND,1972 ; MC DOUGALD et REID ,1978**). Les cæcums se présentent ensuite comme de gros boudins irréguliers, fermes à la palpation, à surface bosselée et à paroi épaissie. À l'ouverture, on observe des lésions ulcératives et caséonécrotiques ainsi qu'un gros bouchon de couleur jaune, résultat de la déshydratation de l'exsudat, dans lequel les flagellés sont difficiles à mettre en évidence (**LESBOUYRIES 1941, MCDOUGALD et REID, 1978**). Le processus ulcératif peut aboutir à la perforation de la paroi caecale, provoquant ainsi une péritonite généralisée (**BONDURANT et WAKENELL, 1994**). Lors du passage à la chronicité, il est possible d'observer des adhérences entre un cæcum et les anses intestinales voisines ou même avec la paroi abdominale (**LESBOUYRIES, 1941**).

Les lésions hépatiques apparaissent en général chez la dinde vers le 9e ou le 10e jour, mais peuvent être totalement absentes (**LUND, 1972**). Elles sont variables et fonction de l'épisode clinique et de l'âge de la dinde. Les lésions décrites classiquement sont des foyers nécrotiques sous forme de taches en cocarde, avec des bords surélevés et un centre en dépression. Leur nombre est variable et leur taille est de quelques millimètres à plusieurs centimètres de diamètre, donnant au foie un aspect tacheté très caractéristique. On peut aussi observer une hypertrophie et une décoloration du foie (**MCDOUGALD et REID, 1978**).

.2.3 3 La Cryptosporidiose Aviaire

Elle est causée par *Cryptosporidium meleagridis*, *Cryptosporidium baileyi* et *Cryptosporidium galli*. Décrit pour la première fois par **SLAVIN** chez des dindes en **1955**, *C.meleagridis* est retrouvé chez ces dernières ainsi que chez les poulets en Algérie (**BAROUDI et al., 2013**). Cette espèce ainsi que *C.baileyi* provoquent une atteinte des intestins et de la bourse de Fabricius cependant elles diffèrent par la taille de leurs oocystes. De plus, une atteinte respiratoire est rencontrée lors d'une infection par *C.baileyi*. A la différence des 2 espèces précédentes, *C.galli* n'affecte que le proventricule (**XIAO et FAYER, 2008**).

2.3.3.1 Morphologie du parasite

Le parasite a une forme sphérique à elliptique et sa taille varie de 2 à 6 µm de diamètre ce qui est relativement petit par rapport aux autres coccidies (**O'DONOGHUE,1995**). Il occupe une position dans la cellule épithéliale très particulière, en zone apicale, jamais en profondeur. Les stades du cycle intra-cellulaire apparaissent en coupe histologique sous forme de petits corps basophiles donnant à la bordure en brosse un aspect granuleux.

2.3.3.2. Signes cliniques chez les volailles

C.meleagridis infecte préférentiellement le tractus digestif, la bourse de Fabricius et le cloaque, et est à l'origine de signes cliniques variables et d'une mortalité modérée (DE GRAAF *et al.*, 1999 ; BAROUDI *et al.*, 2013).

C.baileyi, espèce le plus souvent associée à la cryptosporidiose chez les poulets, atteint le tractus respiratoire, la bourse de Fabricius et le cloaque (DE GRAAF *et al.*, 1999). Des symptômes respiratoires et oculaires sont alors présents : détresse respiratoire, toux, éternuements, jetage, épiphora, distension des sinus infra-orbitaires etc (FAYER et UNGAR, 1986).

2.3.3.3. Le cycle du parasite

Est un cycle monoxène, ainsi toutes les étapes du développement interviennent chez un hôte unique (O'DONOGHUE, 1995).

Le cycle se déroule dans les cellules épithéliales de l'intestin ou du tractus gastro-intestinal plus généralement, cependant des localisations erratiques sont possibles comme l'arbre respiratoire, la vésicule biliaire, le foie ou le pancréas (FAYER, 2004).

La période pré-patente, c'est-à-dire la durée s'écoulant entre le moment de l'ingestion des oocystes et leur excrétion, est comprise entre 3 et 5 jours mais elle peut durer de 2 à 14 jours (O'DONOGHUE, 1995 ; FAYER, 2004).

La période patente, correspondant à la durée totale d'excrétion des oocystes, est comprise entre quelques jours et quelques mois. Cette grande variabilité est fonction de l'immunocompétence de l'hôte et de l'espèce de *Cryptosporidium* incriminée (O'DONOGHUE, 1995).

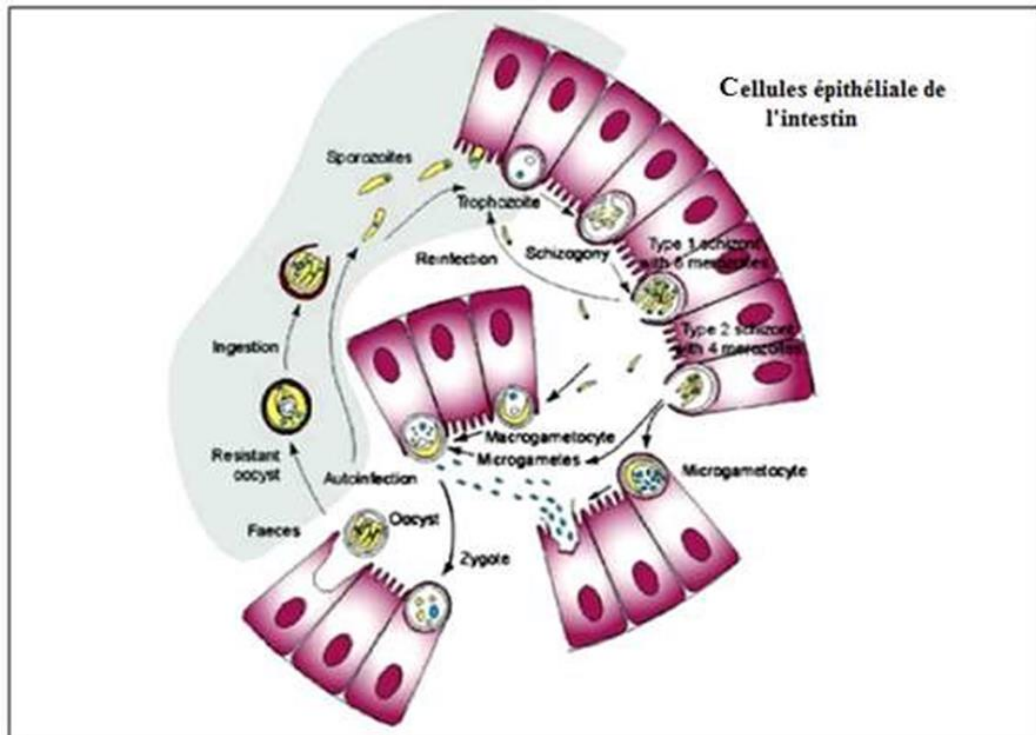


Figure 10 : Cycle évolutif de *Cryptosporidium spp.* (SMITH et al., 2007)

2.3.3.4. Pathogénèse

Les signes cliniques les plus courants de *C. meleagridis* chez les deux espèces d'oiseaux étaient la diarrhée et une croissance réduite. Les selles diarrhéiques étaient verdâtres chez les poulets et jaunâtre à brunâtre et mousseux chez la dinde. La Cryptosporidiose par *C. meleagridis* est connue comme une maladie iléale chez les dindes, d'autres la volaille, les chiens, les souris sylvestres et les humains, causant de graves diarrhée (SRETER et al., 2000 ; PLUTZER ET KARANIS, 2007 ; GHARAZOUGLOU et al., 2006), bien que PAGES-MANTE et al. (2007) attribuent deux syndromes (respiratoire et digestif) chez les perdrix rouges à *C. meleagridis*.

2.3.4. Isosporose

Les Isospora sont également des agents de coccidioses, proches des *Eimeria*. Cette coccidiose est décrite sur l'ensemble des continents. Comme les *Eimeria*, les *Isospora* possèdent une grande spécificité d'hôte (SCHRENZEL et al. 2005).

2.3.4.1. Cycle biologique

Le cycle biologique d'*Isospora* est semblable à celui d'*Eimeria*. Une différence notable est néanmoins à noter lors de la sporulation : chez *Isospora*, l'oocyste sporulé contient 2 sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes (COLLET, 2015).

2.3.4.2. Pathogénèse

Les signes cliniques sont semblables à ceux évoqués pour les *Eimeria*, lors d'une coccidiose, les poulets infectés présentent des symptômes physiques. Les animaux adoptent une posture prostrée, perdent des plumes. L'impact le plus important pour l'industrie est lié à l'altération du développement des animaux : une perte de poids, une chute de l'indice de consommation (**KIPPER et al. 2013**) et une chute de la ponte (**HEGDE et REID, 1969**). Même si la mort des animaux n'est pas systématique, elle reste une conséquence importante de la maladie (**CHALLEY et al. 1968**).

2.4. Helminthoses

2.4.1. Les Nématodoses

Les nématodoses sont provoquées par les helminthes appartenant à la classe des Nématodes. Les nématodes sont des vers cylindriques, non segmentés et pseudo-acœlomates. Ils ont un tube digestif incomplet. Les sexes sont séparés. Ils sont actuellement considérés comme un Embranchement divisé en deux Classes et six Ordres (**BUSSIERAS et CHERMETTE, 1995**).

2.4.1.1. L'ascaridiose

Elle est due à un nématode *Ascaridia galli*. Le parasite adulte est directement identifié par l'autopsie, et elle est également identifiée par l'examen des échantillons de fèces. Il est limité à l'intestin grêle d'oiseaux tels que les poulets, les dindes, les oies, les guinées, les volailles et les oiseaux sauvages (**KAUFMANN et al., 2011**).

Les adultes d'*A. galli* résident dans le duodénum et le jéjunum et sont semi-transparents et les plus gros nématodes que l'on trouve dans la volaille (**KAUFMANN et al., 2011**).

2.4.1.1.1. Morphologie

La taille varie de 80 mm à 100 mm (**KATES et al., 1970**). La longueur et la largeur de l'œuf sont de 86,5 microns et 43-50,5 microns respectivement (**HASAN, 2014**). La voie d'infection est simple et direct. L'infection de l'hôte commence par l'ingestion des œufs contenant les larves L2. Après l'ingestion, les larves éclosent en un jour soit dans le proventricule ou le duodénum de l'hôte, où il vit librement pendant une semaine et pénètre ensuite dans la muqueuse pour la phase tissulaire pendant environ 1 à 7 semaines. Après plusieurs

mues, *A. galli* atteint la maturité et la femelle commencent à produire des œufs à l'âge de 5 à 8 semaines (KAUFMANN et *al.*, 2011).

2.4.1.1.2. Cycle évolutif

Le cycle de vie des *Ascaridia spp.* est direct et le stade infectieux est les œufs et l'infection a lieu par ingestion d'œufs infectieux qui avec de la nourriture ou de l'eau. Les œufs éclosent dans le l'intestin de l'hôte et les larves atteignent maturité en six à huit semaines dans l'intestin muqueuse sans émigration intestinale voie lorsqu'ils sont avalés par les oiseaux (ACKERT, 1931) (Figure 11).

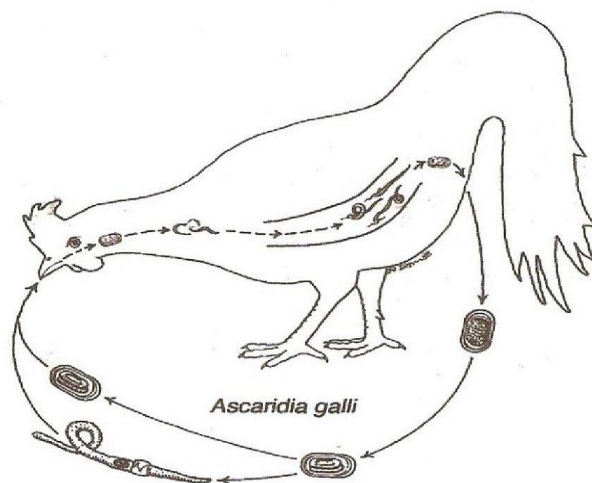


Figure 11 : Cycle évolutif d'*Ascaridia galli* (FOREYT, 2001)

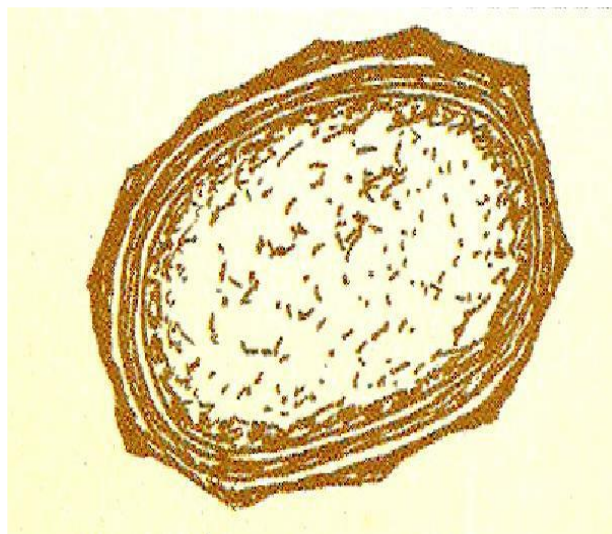


Figure 12 : Œuf d'*Ascaridia* (VILLATE, 1997)

2.4.1.1.3. Pathologie

Le genre *Ascaridia* est bien supporté par les adultes. Il occasionne peu de troubles chez ces derniers sauf en cas d'abondance qui peut entraîner une occlusion intestinale. Chez les jeunes par contre, le genre *Ascaridia* entraîne l'apparition d'une diarrhée, une émaciation, un trouble de conversion d'aliment et une anémie. Cette diarrhée, provoquée par l'action traumatique des vers sur la muqueuse intestinale est inconstante (CHARTIER et al., 2000). L'animal très parasité peut subir de graves carences le conduisant à la cachexie puis la mort. La phase larvaire peut induire des lésions d'entérite catarrhale voire hémorragique. Tous les déchets du métabolisme d'*Ascaridia* sont aussi très toxiques pour l'hôte. L'identification des vers adultes est aisée après ouverture des intestins. L'examen de raclage de la muqueuse permet d'identification des larves (Figure 13).



Figure 13 : Intestin complètement bloqué par les parasites (*Ascaridia galli*) (SANDER, 2003)

2.4.1.2. L'Heterakidose

C'est une maladie due à la présence dans les caecums du genre *Heterakis*, parasites de la famille des Hétérakidés également. D'après DUJARDIN (1845), ce sont des vers mesurant entre 7 et 20 mm de long avec une bouche entourée de trois lèvres bien distinctes et un stroma buccal réduit et transformé en un vestibule entouré par la partie antérieure de l'œsophage. Ce dernier est claviforme, de type musculaire, formé d'un corps, d'un isthme court et d'un bulbe postérieur renfermant un appareil valvulaire. Ces vers sont caractérisés par l'existence d'ailes latérales qui parcourent le plus souvent le corps sur toute son étendue. Chez le mâle, il existe une ventouse précloacale arrondie et entourée d'un anneau chitineux

différentes espèces ont été décrites : *Heterakis gallinarum*, *H. dispar*, *H. brevispiculum*, *H. isolonche*.

2.4.1.2.1. Cycle biologique

Les *Heterakis* adultes se trouvent dans le caecum des oiseaux (1). Les femelles d'*Heterakis* gravides pondent des œufs non embryonnés qui sont éliminés lors de vidanges caecales (DAS et al., 2011). La larve infectante L2 est formée après une période de 7 à 17 jours, selon les conditions environnementales (l'optimum thermique se situe entre 18 et 33°C pour *H. gallinarum*). Les œufs peuvent survivre très longtemps dans l'environnement, ainsi, FARR (1961), a rapporté une survie de 229 semaines (soit plus de 4 ans) pour ces œufs. Pour *H. gallinarum*, le cycle peut ensuite se poursuivre de façon directe ou indirecte. S'il est direct, l'oiseau se contamine en ingérant des œufs embryonnés et la larve L2 est libérée dans le tube digestif de l'hôte par digestion de la paroi de l'œuf. S'il est indirect, l'œuf embryonné est ingéré par des lombrics (décrit chez *Lombricus terrestris*, *Allolobophora caliginosa* et *Eisenia foetida*) et l'oiseau se contamine en mangeant cet hôte qui est un hôte paraténique puisque l'œuf éclot dans le ver et la larve L2 est alors libérée. La suite de son développement est par contre impossible au sein du lombric. Après ingestion, la larve migre jusqu'au caecum en environ 24 heures où elle continue son développement dans la muqueuse pendant environ 3 jours puis rejoint la lumière caecale où elle atteint le stade adulte en environ 12 jours. Il faudra encore 24 à 36 jours à la femelle pour devenir mature. Suite à une infestation expérimentale par des œufs embryonnés d'*H. gallinarum* sur des jeunes poulets (*Gallus gallus*) sains, il a été montré qu'aucun œuf d'*Heterakis* n'a été retrouvé dans les matières fécales avant le 35^{ième} jour post-infection (DAS et al. 2011), ce qui correspond à la période prépatente du cycle du parasite. Une petite différence dans le cycle d'*H. isolonche* est à noter : la larve L2 effectue son développement jusqu'au stade d'adulte au sein de la muqueuse.

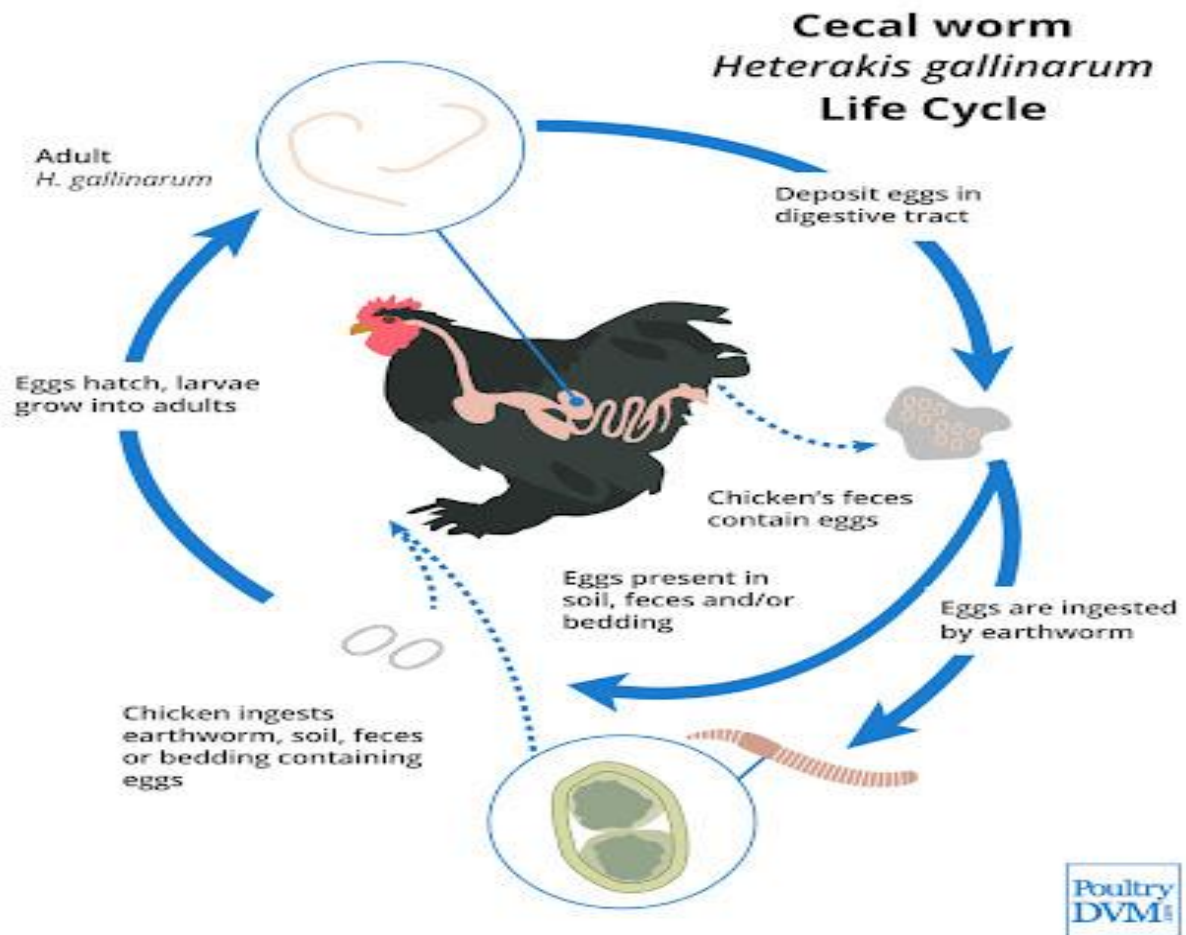


Figure 14 : Cycle de vie des vers intestinaux (*Heterakis gallinaum*) de la poule

Source : PoultryDVM.com <http://www.poultrydvm.com/condition/cecal-worms>

2.4.1.2.2. Pathogénie

Les signes cliniques sont relativement peu spécifiques : faiblesse, amaigrissement, diarrhée, dyspnée. Les faisans semblent être particulièrement sensibles à l'infestation par les Hétérakidés chez qui l'examen post-mortem révèle alors des nodules inflammatoires au niveau du caecum, avec congestion, amincissement de la paroi et présence de pétéchies sur la muqueuse (MENEZES et al.,2003).

2.4.1.3. Capillariose

D'après DIDI (2012), Il s'agit d'une parasitose provoquée par la présence du genre *Capillaria* de la famille des Capillariidés dans diverses parties du tractus digestif des

poulets. Les vers adultes sont très fins et mesurent entre 1 à 5 cm. L'œuf est muni de 2 bouchons polaires aplatis en forme de citron. Il mesure approximativement 50µ de long sur 25µ de large.

Le genre *Capillaria* effectue un cycle de développement soit monoxène avec passage direct de l'œuf embryonné d'hôte à hôte, soit dixène nécessitant le passage par un hôte intermédiaire qui est le plus souvent un ver de terre.

Les espèces pour ce genre sont nombreuses et réparties selon leur localisation dans le tractus digestif des gallinacés :

- *C. Obsignata* qui mesure 4 cm de long. Il est localisé au niveau de l'intestin grêle de la poule. Il a un cycle direct.
- *C. Caudinflata* localisé également au niveau de l'intestin grêle de la poule. Le cycle nécessite un ver de terre.
- *C. Contorta* qui mesure 3 cm de long en moyenne. Il est localisé au niveau de l'œsophage et du jabot de la poule. Le cycle nécessite un ver de terre.

La gravité des manifestations dépend de la localisation des espèces du genre *Capillaria*. La manifestation la plus courante est une indigestion ingluviale : les aliments ingérés s'accumulent dans le jabot. L'obstruction qui en résulte provoque la mort de l'animal en 1-2 jours (**CHARTIER et al. 2000**). Dans le cas d'une atteinte du gésier, il en résulte une diarrhée plus ou moins vive, parfois accompagnée de grain non digérés, parfois crayeuse ou verdâtre ou encore strié de sang. La diarrhée est inconstante tout comme dans le cas d'*Ascaridia*. L'atteinte de la partie intestinale cause une sévère inflammation de la paroi. L'infestation peut être massive et se traduire par une mortalité importante surtout chez les jeunes. Les lésions provoquées par *Capillaria* sont souvent des portes d'entrée pour les maladies bactériennes et virales. La recherche des vers se fait au niveau des zones électives en les plongeant dans l'eau car les parasites sont difficiles à distinguer à l'œil nu (**DIDDI, 2012**).



Figure 15 : Photos les capillaires dans le jabot de la poule.

source : www.sprcentre.com.

2.4.1.4. Spiruroses

Les spiruroses concernent deux genres de parasites localisés au niveau du proventricule des gallinacés et appartenant à la famille des Spiruridés : *Acuaria* et *Tetrameres*. Le genre *Acuaria* présente des cordons cuticulaires sur sa partie antérieure, qui sont dirigés postérieurement ou disposés en collerette. L'œuf a une paroi lisse, pellucide avec un embryon parviforme et mesure approximativement 35 μ de long sur 20 μ de large. Les espèces rencontrées chez les poulets sont *A. spiralis* et *A. nasata* (DIDDI, 2012).

La présence de ces parasites entraîne l'apparition d'une anémie aggravée par une indigestion du proventricule, puis un amaigrissement pouvant aller jusqu'à la mort. Le gésier peut également être infesté, l'animal est alors en indigestion permanente et meurt d'épuisement. Le proventricule présente dans sa paroi des nodules rouges vifs caractéristiques en cas d'infestation par *Tetrameres* (VILLATE, 1997). La détermination du parasite se fait par grattage de la muqueuse du proventricule et observation entre lame et lamelle au microscope à faible grossissement (MPOAMA et ESSOMBA, 2000).

2.4.2. Cestodoses

Les cestodoses sont provoquées par les helminthes appartenant à la classe des cestodes. Les cestodes sont des vers plats dont les œufs sont produits par les anneaux terminaux qui se détachent. Les cestodes, localisés au niveau des intestins des poulets, sont repartis en plusieurs familles dont deux parasitent essentiellement les poulets : il s'agit de la famille des

Hyménolépidés représentée par le genre *Hymenolepis* et la famille des Davaineidés représentée par les genres *Davaina* et *Raillietina*. Les œufs ont une paroi lisse, avec un embryon hexacanthé, de forme arrondie et mesure entre 50 à 80 μ pour le genre *Hymenolepis* et 25 – 50 μ pour le genre *Davainia* et *Raillietina*. (SYLLA et al.2011).

2.4.2.1. Famille des Davaineidae

Deux genres de la famille ont été décrits chez le poulet : les genres *Davainea* et *Raillietina*.

2.4.2.1.1. Le genre *Davainea*

BLANCHARD (1891) a montré que Les ventouses de ces vers sont généralement épineuses et le rostre est garni de très nombreux petits crochets en forme de marteau. Les vers adultes parasitent l'intestin grêle tandis que les larves cysticercoïdes se retrouvent chez les mollusques et insectes.

L'espèce *Davainea proglottina* Davaine, 1860 est un ver très petit mesurant entre 0,5 et 3 mm de long. Sa largeur maximale est comprise entre 0,2 et 0,6 mm. Il possède 4 à 9 segments avec les pores génitaux dans un angle antérieur de chacun d'eux. Les segments ovigères contiennent des capsules ovifères avec chacun un œuf. Les adultes sont retrouvés dans le duodénum où ils s'enfoncent dans la muqueuse chez le poulet parfois chez d'autres galliformes ou le pigeon. Certains anneaux mûrs se détachent et se développent isolément dans le tube digestif de l'hôte jusqu'à atteindre 3 mm. Les anneaux ovigères sont éliminés avec les fèces surtout en fin d'après-midi. Les hôtes intermédiaires sont les mollusques gastéropodes, généralement les Limaces.

2.4.2.1.2. Le genre *Raillietina* (Fuhrmann, 1920)

Les parasites présentent un aspect beaucoup plus volumineux, mais généralement moins térébrant que *D. proglottina*, renferme Trois espèces ont été décrites chez le poulet.

2.4.2.2. Famille des Hymenolepididae

2.4.2.2.1. Le genre *Echinocotyle* (Blanchard, 1891)

Il se caractérise par :

- un strobile de 1 à 3 cm comptant 220 à 250 anneaux, - une couronne de 10 crochets falciformes de 55- 57 µm, - des bords ventousaires garnis de rangs de 3 ou 4 petits crochets de 8-9 µm de longueur, - une musculature longitudinale interne formée de 2 x 4 faisceaux, - 3 testicules en triangle disposés ; - un massif femelle embryonnaire disposé sous le testicule aporal. - une poche du cirre courte ne dépassant pas l'axe médian du strobile dans les anneaux mûrs (longueur Poche du cirre/Largeur anneau mûr = 4/10), - un cirre évaginé court, fusiforme, glabre, de 60-90 x 10-18 µm de diamètre, sans stylet chitinoïde, - un ovaire transversal volumineux, trilobé, dépassant les COR à maturité, - un atrium génital pourvu d'une glande sécrétoire parenchymateuse pluricellulaire ventrale, d'une couronne unique de 80 crochets chélifformes disposés selon son diamètre antéro-postérieur, et d'un sac accessoire dorsal revêtu d'un velours de fines épines longues de 3 µm, - un utérus gravidé sacculaire polylobé envahissant les trois champs de l'anneau.

2.4.3. Les trématodes

Les trématodes sont des vers plats dépourvus de cavité générale. Ils sont hermaphrodites, sauf exception. Ils possèdent un corps non segmenté, un tube digestif incomplet car n'ayant pas d'anus. Ils ont une cuticule non ciliée au stade adulte. Les trématodes constituent une Classe appartenant à l'Embranchement des Plathelminthes et sont divisés en cinq groupes. Quatre familles appartenant au groupe des Distomes et une famille appartenant au groupe des Monostomes renferment des parasites du poulet (**BUSSIERAS et CHERMETTE, 1995**).

2.4.3.1. Famille des Echinostomatidae

Le genre *Echinopharyphium* a été décrit chez le poulet. Il ne possède pas de ventouse génitale. La ventouse antérieure est entourée d'un collier céphalique qui porte une ou deux rangées de fortes épines. L'adulte vit dans l'intestin grêle des galliformes.

Expérimentalement, l'infestation par *Echinostoma revolutum* a pu être conférée au poulet (**EUZEBY, 1975**).

2.4.3.2. Famille des Psilostomatidae

Bien que parasite des oiseaux aquatiques, ils peuvent aussi, mais rarement infester les galliformes. Chez le dindon et la pintade, la présence de *Sphaerotrema globulum* a été notée (EUZEBY, 1975).

2.4.3.3. Famille des Plagiorchiidae

Plagiorchis notabilis, *P. laricola* et *P. megalorchis* de la Sous-famille des Plagiorchiinae ont été observés dans l'intestin grêle du poulet par (HORSTON-SMITH et al., 1954) cité par EUZEBY (1975).

Partie

Expérimentale

Chapitre 01 :

Matériel et méthodes

1. Matériel et Méthodes

Le présent chapitre comprend la présentation de la région d'étude, le matériel et les méthodes utilisées sur le terrain et au laboratoire afin de déterminer les parasites trouvés dans les matières fécales et dans les tubes digestifs des poules et de dindes provenant de différents élevages de la wilaya de Djelfa.

1.1. Présentation de la région djelfa

1.1.1. Localisation géographique

La Wilaya de Djelfa est située dans la partie centrale de l'Algérie du Nord au-delà des piémonts Sud de l'Atlas Tellien en venant du Nord, dont le chef-lieu de Wilaya est à 300 kilomètres au Sud de la capitale. Elle est comprise entre 2 ° et 5 ° de longitude Est et entre 33 ° et 35 ° de latitude Nord.

Elle est limitée Au Nord par les Wilayas de Médéa et de Tissemsilt, À l'Est par les Wilayas de Msila et Biskra, À l'Ouest par les Wilayas de Laghouat et de Tiaret, Au Sud par les Wilayas d'Ouargla, d'El Oued et de Ghardaïa.

La wilaya de Djelfa s'étend sur une superficie totale de 32 256,35 km² représentant 1,36% de la superficie totale du pays.



Figure 16 : Décomposition administrative de la wilaya de Djelfa (web site)

1.1.2. Caractéristiques bioclimatiques de la région de djelfa

La Région de Djelfa jouit d'un climat semi-aride caractérisé par des hivers froids et rigoureux et des étés chauds et secs. Les vents sont caractérisés par leur intensité et leur fréquence, d'orientation Nord-Est et Sud-Est d'origine océanique et nordique.

La région de Djelfa, à l'instar des autres wilayas steppiques de l'Algérie est marquée par le phénomène de désertification. L'étude sur la sensibilité à la désertification menée par l'agence spatiale algérienne ASAL en 2010, a mis en exergue le danger qui menace cette région ; environ 39.213,83 hectares de terres sont désertifiés et 48.148,50 hectares sont très sensibles à la désertification (CHAOUCHE KHOUANE et al., 2018, GHAFLOUL et al., 2019). Le tableau représente les données climatiques de la région de Djelfa en 2019 et en 2020

Tableau 2 : Les données climatiques de la wilaya de Djelfa 2019/2020 (D.S.A.,2019-2020)

<i>Année</i>	<i>T</i>	<i>TM</i>	<i>Tm</i>	<i>Pp</i>	<i>V</i>	<i>RA</i>	<i>SN</i>	<i>TS</i>	<i>FG</i>	<i>TN</i>	<i>GR</i>
2019	16.8	20.6	9.8	194.84	13	23	3	37	4	0	0
2020	17.2	21.2	10.1	177.78	10.5	27	0	28	3	0	0

T : Température moyenne annuelle

TM : Température maximale moyenne annuelle

Tm : Température minimale moyenne annuelle

PP : Précipitation totale annuelle de pluie et/ou neige fondue (mm)

V : Vitesse moyenne annuelle du vent (Km/h)

RA : Total jours de pluie durant l'année

SN : Total jours de neige durant l'année

TS : Total jours de tempête durant l'année

FG : Total jours de brouillard durant l'année

TN : Total jours de tornades ou nuages en entonnoir durant l'année

GR : Total jours de grêle durant l'année

On remarque une légère hausse des températures moyennes maximales et minimales en 2020 par rapport 2019, accompagné avec une diminution des précipitations. Selon **PALIARGUES et al. (2007)**, les cycles biologiques des parasites sont toujours influencés par les variations des températures.

1.1.3. Productions Animales

La région de Djelfa est une région à vocation pastorale par conséquent, l'élevage est l'activité la plus répondeuse notamment l'élevage ovin et caprin. Le bovin est développé dans les régions agricoles seulement, alors que l'aviculture a connu un grand développement ces dernières années. La région de Djelfa dispose d'une grande capacité en terme de production Animales (le tableau 3).

Tableau 3 : La production de viande (qx) et d'œufs (1000 unité) à Djelfa selon les statistiques de la D.S.A. (2017-2020)

Type de production	Campagne 2017/2018	Campagne 2018/2019	Campagne 2019/2020
Viandes rouges (qx)	546 880	447 670	541 620
Viandes Blanches (qx)	80 100	120 750	130 880
Œufs de consommation (1000 Unités)	35 616	61 184	53568

D'après les statistiques, il paraît nettement la dominance de l'élevage ovin et la production des viandes rouges dans la région vue les caractéristiques de la région mais malgré cela la production des viandes blanches et d'œufs a connu un développement non négligeable et commence à avoir une place importante sur le marché. Ce qu'il apparaît nettement dans la figure suivante (Figure 17).

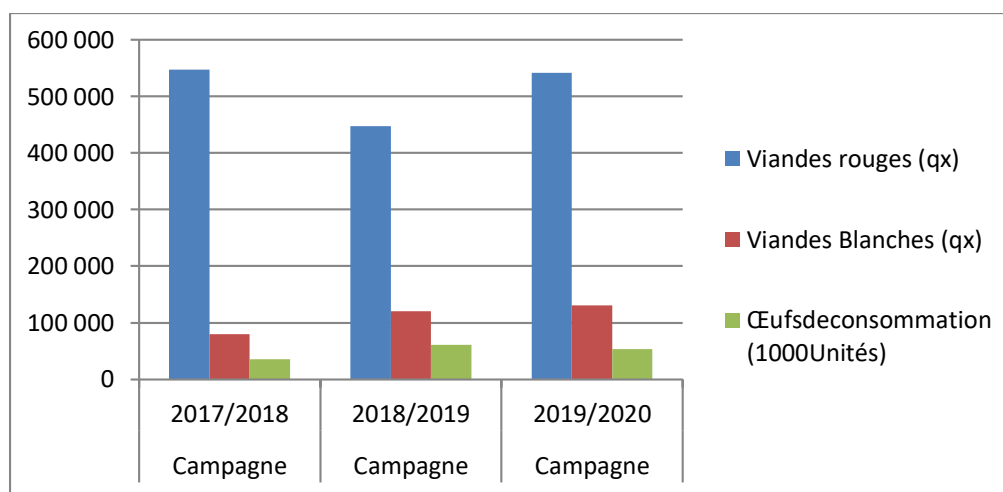


Figure17 : Evolution de la production des viandes rouges, blanches et des œufs dans région de Djelfa de 2017à 2020 selon les statistiques de la D.S.A (2017-2020).

Selon la figure 17, la production des viandes blanches est en nette évolution pendant ces dernières années alors que la production des œufs de consommations a connu certaines fluctuations de la production.

1.1.4. L'aviculture à Djelfa

À Djelfa, cadre de cette étude, l'aviculture a tendance à concurrencer les élevages traditionnels, essentiellement ovins, avec une production de viande blanche de l'ordre de 36 % de la production totale en 2011, alors qu'elle ne s'établissait qu'à 22,9 % en 2000. Cette

augmentation est liée à l'accroissement des effectifs de volailles, ce qui se traduit par une augmentation de la production de 4 500 tonnes en 2000 à 12 430 tonnes en 2011, c'est-à-dire une hausse de 176,2 %, versus 21,5 % pour les viandes rouges pour la même période **D.S.A. de Djelfa, 2012**). Néanmoins, ces élevages n'apparaissent pas performants car leur productivité technique est faible (mortalité et indice de consommation élevés, gain moyen quotidien [GMQ] faibles, etc.) selon **AMGHROUS et KHEFFACHE, (2007) ; KACI, (2013)**.

Les effectifs des volailles enregistrés selon les statistiques de la D.S.A. de Djelfa sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 4 : Effectifs des volailles d'élevage à Djelfa (D.S.A., 2019-2020)

Elevage	Effectifs (tête)
Aviculture Chair	4 183 200 sujets
Aviculture Ponte	223 200 sujets
Dinde	432 600 sujets

L'élevage de poulets de chair connaît un grand développement par rapport à l'élevage de dindes qui enregistre des valeurs moyennes. En ce qui concerne l'aviculture de ponte, on constate que ce type d'élevage est peu développé.

1.2. Matériel

1.2.1. Choix et description de la station d'étude Ain el bel

Le synclinal d'Ain El Ibel Sidi Makhlof, s'insère dans le cadre géographique des hautes plaines Algériennes entre 02°57' et 03°20' de longitude Est et 34°07' et 34°28' de latitude Nord. A 30 Km environ au Sud de la localité de Djelfa, sur une superficie de 647 km² le synclinal s'étend sur 48 km suivant un axe NE - SW, et sur 18 km suivant un axe Perpendiculaire, il est limité (Figure) :

- Nord Est par Zakar et Djebel Tafara
- Nord-Ouest, par Djebel Djellal Rharbi.
- à l'Ouest par Tadmit;
- Sud-Ouest par Djebel Zergua

La région d'étude (d'Ain El Ibel-) est caractérisée par un climat aride aux Hivers froids et aux Etés chauds. La température moyenne est de l'ordre de (14.7°C) avec un écart d'environ (19.7 °c) entre le pôle froid (décembre, janvier et février) où la température atteint (6.13°C) et

le pôle chaud correspondant aux mois de juillet, août où la température atteint (25.8 °c), traduisant une continentalité assez marquée. Les précipitations saisonnières, ont lieu essentiellement au printemps et en automne, elles diminuent du Nord vers le Sud et elles sont irrégulières.



Figure 18 : Vue général de la station de Ain bel (original).

1.2.2. Matériel biologique

Les modèles biologiques sur lesquels s'appuie la présente étude sont les matières fécales des poules et de dindes et les tubes digestifs, qui font l'objet de différentes analyses au laboratoire.

1.2.2.1. Sur le terrain

L'échantillonnage se fait de façon aléatoire sans prendre en compte des paramètres de l'état général, âge et sexe des sujets. Cet échantillonnage consiste à ramasser les

matières fécales dans les poulaillers et les tubes digestifs des individus morts ou abattus durant chaque sortie.

1.2.2.2. Au laboratoire

Chaque échantillon est conservé à 4°C dans une solution de Bichromate de Sodium et transporté dans une glacière au laboratoire de parasitologie, afin d'être analysé par la méthode de flottaison (**WEBER et al., 1992**), qui permet d'observer et d'identifier différents parasites au niveau des matières fécales et dans les tubes digestifs.

1.2.2.3. Matériel utilisé au laboratoire

Pour étudier les différents parasites des espèces aviaires, il est nécessaire de manipuler au laboratoire avec des instruments adéquats à savoir le petit matériel, grand matériel et les produits chimiques.

1.2.2.3.1. Petit matériel

Des Béchers, pinces en acier, lames porte-objets, lamelles couvre-objets, piluliers, pipettes, tubes à essai, portoirs, pilon mortier, boîtes de pétrie ...

1.2.2.3.2. Grand matériel

La centrifugeuse, la balance de précision et le microscope sont nécessaires pour le prélèvement et l'observation des parasites appartenant à différents groupes.

1.2.2.3.3. Produits chimiques

Le Bichromate de sodium Pour la conservation des échantillons le chlorure de sodium NaCl (1,2%) qui est une solution de densité élevée.

1.3. Méthodes

1.3.1. Analyses coprologiques

Afin d'identifier les différentes espèces de parasites rencontrées dans les deux types de prélèvements (fientes et tubes digestifs) deux étapes sont à suivre :

1.3.1.1. Etude macroscopique (HENDRIX ,1998)

Elle a pour but :

- Évaluer la qualité du prélèvement
- Détection d'éléments parasitaires

Il est rapide, pas de préparation, peu coûteux mais il manque de sensibilité. Il consiste à noter les caractères généraux des crottins (œil nu/loupe) :

- consistance
- couleur
- présence de sang/mucus
- âge des fèces (respect ou non des conditions de conservation)
- présence d'éléments parasitaires
- débris alimentaires, de l'environnement

1.3.1.2. Etude microscopique

Les deux types d'échantillons : fèces et contenu du tube digestif, vont subir une analyse par une technique qualitative qui est la technique de flottation qui permet d'isoler les éléments parasitaires afin de faciliter leur identification.

a) Méthode de flottaison (BEUGNET et *al.*,2004 ; web site)

- Technique la plus utilisée
- **Principe** : diluer le prélèvement dans une solution de densité élevée afin de faire remonter à la surface du liquide les éléments parasitaires (tandis que les débris coulent au fond)
- **But** : est l'observation des œufs et des kystes.
- **Mode opératoire : Méthode classique (BEUGNET et *al.*,2004) qui consiste à :**

1. Homogénéiser le prélèvement.
2. Déliter 5g de fèces dans 70mL de solution dense dans un verre à pied.
3. Tamiser le mélange dans une passoire à thé.
4. Remplir un tube à ras bord avec le mélange obtenu (ménisque convexe). Puis recouvrir le tube d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air.
5. Laisser reposer durant environ 20 à 30 minutes Ou centrifuger 5 minutes à 2000trs/min (300g).
6. Récupérer la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés (face inférieure) et l'observer sur une lame au microscope

Avantage :

Facile, rapide, peu coûteuse et sensible

Inconvénient :

Si solution pas assez dense, œufs ne flottent pas, si trop dense déformation ou lyse possible ; iodomercurate écotoxique.

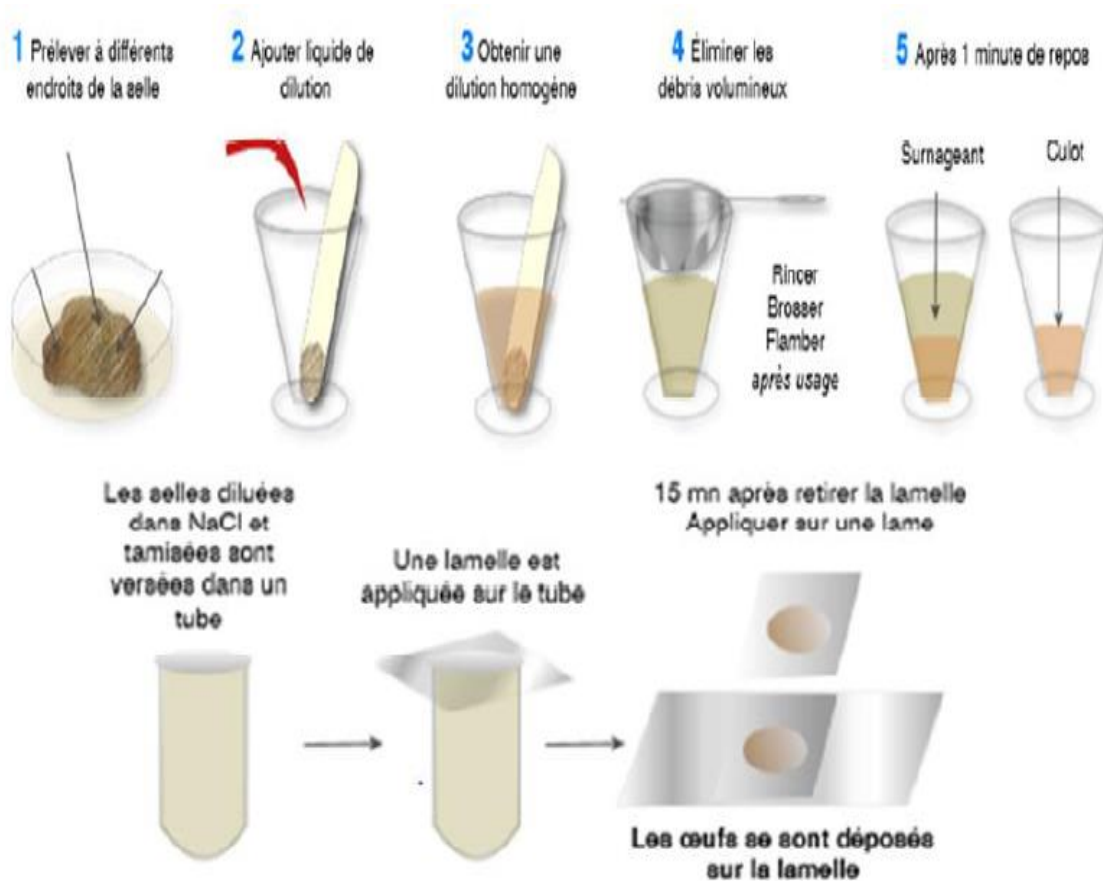


Figure 19 : Schéma descriptif de la méthode de flottaison (WILLIS, 1921)

b) Les méthodes physico-chimiques :

Elles utilisent un réactif qui fait sédimenter les parasites tout en dissolvant les débris de selles par l'éther (ex : méthode de Ritchie utilisant l'eau formolée comme réactif).

c) L'examen microscopique à frais :

Il peut être fait sans ou avec coloration. L'examen direct sans coloration est pratiqué rapidement souvent juste après la réception des selles. L'examen direct avec coloration par une goutte de Lugol ou au merthiolate-iode-formol (MIF) permet particulièrement de mieux visualiser les noyaux des protozoaires (la disposition de la chromatine nucléaire) ainsi que d'éventuelles vacuoles (ROUSSET, 1993).

1.3.2. Autopsie

Afin de récupérer le tube digestif pour analyser le contenu et rechercher des parasites qui peuvent y héberger, Les étapes sont illustrées par les figures suivantes.



Figure 20 : Différentes étapes de l'autopsie (Photos : © Clinique des Élevages Avicoles et Porcins - ENV Toulouse - Toulouse Agri Campus)

1.3.3. Exploitation des résultats par les indices écologiques et statistiques

L'exploitation des résultats est basée sur la qualité de l'échantillonnage, les indices écologiques de composition et de structures et par l'analyse statistique.

1.3.3.1. Qualité d'échantillonnage

C'est le rapport du nombre (a) des espèces observées une seule fois au cours de toute les échantillons pris en considération au nombre total N de relevés. Le rapport a/N (**BLONDEL, 1975**).

N: est le nombre de relevés.

Si la valeur de a/N égale à 0,1 l'échantillonnage est qualifié de bon.

1.3.3.2. Indices écologiques de composition

Les résultats obtenus dans notre étude des endoparasites et des ectoparasites sont exploités par les indices suivants : la richesse totale (S) l'abondance relative (AR%), l'indice de diversité de Shannon-Weaver et l'équitabilité.

1.3.3.2.1. Richesse totale (S)

La richesse totale est le nombre global des espèces que comporte le peuplement pris en considération dans un écosystème donné. La richesse totale d'une biocénose correspond à la totalité des espèces qui la composent (**RAMADE, 1984**).

1.3.3.2.2. Abondance relative

L'abondance relative (AR%) est le rapport du nombre des individus d'une espèce ou d'une catégorie, d'une classe ou d'un ordre (n_i) au nombre total des individus de toutes les espèces confondues (N) (**ZAIME et GAUTIER, 1989**). Elle est calculée selon la formule suivante :

$$AR\% = (n_i/N) \cdot 100$$

AR%: Abondance relative

n_i : Nombre d'individus de parasites

N: Nombre totale de tous les parasites.

1.3.3.2.3. Indice de diversité de Shannon-Weaver (H')

Selon **RAMADE (1984)**, il s'avère nécessaire de combiner l'abondance relative des espèces et la richesse totale afin d'obtenir une expression mathématique de l'indice général de la diversité. Cet indice est actuellement considéré comme le meilleur moyen de traduire la diversité (**BLONDEL et al., 1973**). Selon **RAMADE (1984)** et **DAJOZ (2000)**, l'indice de diversité de Shannon-Weaver est calculé par la formule suivante :

$$H' = - \sum q_i \log_2 q_i \quad \text{Où} \quad q_i = n_i / N$$

H': indice de diversité (unité bits).

q_i : la fréquence relative de la catégorie des individus par rapport à 1.

ni : nombre total des individus du parasite i.

N : nombre total de tous les parasites.

1.3.3.2.4. Equitabilité

L'équitabilité est le rapport de la diversité observée à la diversité théorique maximale (**BARBAULT, 1981**).

$$E = H' / H' \text{ max}$$

L'équitabilité varie entre 0 et 1. Elle tend vers 0 quand la quasi-totalité de l'effectif est concentrée sur une ou deux espèces. Elle est égale à 1 lorsque toutes les espèces possèdent la même abondance.

H' : diversité observé

H' max : diversité maximale exprimée en fonction de la richesse spécifique

$$H' \text{ max} = \log_2 S$$

S : est le nombre d'espèces (richesse spécifique).

1.3.3.3. Exploitation des résultats par les indices parasite (en %)

L'analyse parasitologique utilisée tels que l'état de l'hôte, la prévalence, l'abondance et l'intensité moyenne.

1.3.3.3.1. Prévalence (P)

La prévalence exprime en pourcentage, le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestés par une espèce parasite et le nombre total d'hôtes examinés. Les termes "espèce dominante" (prévalence > 50%), "espèce satellite" $15 \leq \text{prévalence} \leq 50\%$, "espèce rare" (prévalence < 15%), ont été définis selon (**VALTONEN et al., 1997**).

1.3.3.3.2. Intensité moyenne (IM)

L'intensité moyenne (IM) est le rapport entre le nombre total des individus d'une espèce parasite dans un échantillon d'une espèce hôte et le nombre d'hôtes infestés par le parasite. Pour les intensités moyennes (IM), la classification adoptée est celle de **BILONG-BILONG et NJINE(1988)** :

- IM < 15 : intensité moyenne très faible

- $15 < IM < 50$: intensité moyenne faible
- $50 < IM < 100$: intensité moyenne moyenne
- $IM > 100$: intensité moyenne élevée

CHAPITRE II :

Résultats et discussions

2. Résultats et discussions

En raison de l'état sanitaire en Algérie et les restrictions liées au Covid 19 nous n'avons pas réalisé le côté pratique de ce travail ; à cet effet, pour ce chapitre nous avons présenté les résultats des études précédentes réalisés dans ce contexte au niveau de l'université de Djelfa.

2.1. Résultats des parasites inventoriés dans la région de Djelfa

Les résultats des endoparasites inventoriés dans les fientes et les tubes digestifs de poulet et de dinde selon les travaux réalisés précédemment au niveau de l'université de Djelfa sont présentés dans le tableau 05.

Tableau 5 : Espèces et prévalences des parasites de tube digestif inventoriés dans la région de Djelfa selon les travaux réalisés au niveau de l'université de Djelfa.

Mémoire	espèce	Type d'élevage et région	Parasites	Prévalence (%)
MESSOUDI et BENABDESSELAM , 2016	Dinde	1-Extensif : Benyaagoub	<i>Ascardia sp.</i> <i>Trichuris sp.</i> <i>Balantidium sp.</i> <i>Cestoda sp.</i> <i>Eimeria sp.</i> <i>Ascaris sp.</i> <i>Trematoda sp.</i>	23,28 15,86 12,32 6,48 4,18 2,73 1,36
		2-Semi-extensif : Charef	<i>Ascaris sp.</i> <i>Ascardia sp.</i> <i>Eimeria sp.</i>	1,88 1,88 1,88
		3- Intensif : Zaafrane	<i>Ascardia sp.</i> <i>Trematoda sp.</i> <i>Cestoda sp.</i> <i>Balantidium sp.</i> <i>Eimeria sp.</i> <i>Ascaris sp.</i>	10,86 10,86 8,69 4,34 2,17 1,29
BENTAHER et KHANFER ,2017	Poulet de chair	1- Extensif Sidi Laadjel :	<i>Eimeria sp.</i> <i>Balantidium sp.</i> <i>Giardia sp.</i> <i>Nematoda sp.1</i> <i>Moniezia sp.</i> <i>Nematoda sp.2</i> <i>Capillaria sp.</i> <i>Strongylus sp.</i>	100 53,33 26,66 20 13,33 6,66 6,66 6,66
		2- Semi intensif Hassibahbah	<i>Eimeria sp.</i> <i>Balantidium sp.</i> <i>Nematoda sp.1</i>	100 20 6,66

ATTOUT et TOUMI,2017	Poulet de chair	1-Elevage moderne	<i>Eimeria sp.</i> <i>Strongyloides sp.</i> <i>Cooperia sp.</i> <i>Ascaridia sp.</i> <i>Cestoda sp.</i> <i>Nematoda sp.</i> <i>Trematoda sp.</i> <i>Toxocara sp.</i>	42,67 30,67 29,33 24 22,67 18,67 8 4
		2- Elevage Traditionnel	<i>Eimeria sp.</i> <i>Cestoda sp.</i> <i>Trematoda sp.</i> <i>Cooperia sp.</i> <i>Toxocara sp.</i> <i>Nematoda sp.</i> <i>Ascaridia sp.</i> <i>Capillaria sp.</i> <i>Strongyloides sp.</i> <i>Isospora sp.</i>	25,76 24,24 18,18 16,67 16,67 13,63 6,06 3,03 1,51 1,51
REBHI et TALBI, 2018	Poulet de chair	1- Semi intensif Ain El Ibel	<i>Eimeria sp.</i>	48,88
		2. Semi intensif Ain Maabed	<i>Eimeria sp.</i>	57,14
KELAM et KORYEB, 2018	Dinde	1. Moderne Zaafrane	<i>Eimeria sp.</i>	49,67
		2.Traditionnel Dabdaba	<i>Eimeria sp.</i> <i>Isospora sp.</i> <i>Ascaridia sp.</i> <i>Contracaecum sp.</i> <i>Strongyloides sp.</i>	100 20 13,33 6,66 6,66
		3.Traditionnel Bahrara	<i>Eimeria sp.</i> <i>Ascaris sp.</i>	67,46 1,2

Les espèces recensées chez la poule et la dinde sont au nombre de 18 espèces parasites de tube digestif. La fréquence des parasites varie d'une espèce à une autre et d'un élevage à un autre. Les coccidies dominent et sont présentées surtout par *Eimeria sp.*, dont la prévalence atteint 100 % dans certains élevages, suivie des nématodes avec leurs différentes espèces. **ABEBE et al. (2016)** confirment que les infestations parasitaires internes les plus communes en aviculture sont constituées par les helminthes (Cestodes et Nématodes) et les coccidies (*Eimeria sp.*).

2.2. Taxonomie des parasites digestifs inventoriés dans la région de Djelfa

La taxonomie des parasites de tube digestif recensés dans la région de Djelfa selon les travaux précédents est représentée dans le tableau 6.

Tableau 6 : Taxonomie des parasites à localisation digestif retrouvés chez le poulet et la dinde dans la région de Djelfa.

Phylum	Classe	Ordre	Famille	Espèces
Apicomplexa	Sporozoasida	Eucoccidiorida	Eimeriidae	<i>Eimeria sp.</i>
				<i>Isospora sp</i>
Ciliophora	Ciliophorea	Trochostomatida	Balantidiidae	<i>Balantidium sp.</i>
Sarcomastigophora	Zoomastigophora	Diplomonadida	Enteromonadidae	<i>Giardia sp.</i>
Plathelminthes	Cestoda	Cyclophyllida	Anoplocephalidae	<i>Cestoda sp</i> <i>Moniezia sp</i>
	Trematoda	Distomes	-	<i>Trematoda sp.</i>
Nemathelminthes	Nematodea	Strongylida	Strongylidae	<i>Nematoda sp</i> <i>Strongylus sp.</i>
			Trichostrongylidae	<i>Cooperia sp</i>
		Rhabditida	Rhabditidae	<i>Strongyloides sp.</i>
		Ascaridida	Ascarididae	<i>Ascaris sp.</i> <i>Ascardia sp.</i> <i>Ascaria sp.</i> <i>Toxocara sp.</i> <i>Contracaecum sp.</i>
				Anoplida
				Trichuridae

Les études réalisées au niveau de l'université de Djelfa ont permis d'identifier 18 espèce parasitent le tube digestif. Ils appartiennent à 5 Phylums :

Les protozoaires avec 3 phylums : Apicomplexa, Sarcomastigophora et Ciliophora, et 3 classes Sporozoasida, Ciliophorea, Zoomastigophora et 3 ordres : Eucoccidiorida Trochostomatida, Diplomonadida respectivement et 3 familles : Eimeriidae ,Balantidiidae.,Enteromonadidae, renfermant 4 espèces soit :*Eimeria sp. Isospora sp. Balantidium sp. Giardia sp.* respectivement.

Le Phylum des plathelminthes est représenté par deux classes : Cestoda et Trematoda, et deux ordres : Cyclophyllida et Distomes. Dont 3 espèces sont identifiées : *Cestoda sp*, *Moniezia sp*, et *Trematoda sp*.

Le phylum des némathelminthes avec la classe de Nematodea représentée par 4 ordres : Strongylida, Rhabditida, Ascaridida et Anoplida. 6 familles sont présentes soit : Strongylidae, Trichostrongylidae, Rhabditidae, Ascarididae, Capillariidae et Trichuridae. Avec les espèces *Nematoda sp.*, *Strongylus sp.*, *Cooperia sp.*, *Strongyloides sp.*, *Ascaris sp.*, *Ascardia sp.*, *Ascaria sp.*, *Toxocara sp.*, *Contracaecum sp*, *Capillaria sp.*, *Trichuris sp.*,, c'est la classe des nematodes qui présente le plus grand nombre d'espèces (11 espèces). Selon **PERMIN et HANSEN (1998)**, les Nématodes sont les plus communs et les plus importants helminthes en aviculture. Plus de 50 espèce ont été identifié en aviculture dont la majorité causent des problèmes pathologiques à leurs hôtes.

2.3. Localisation des parasites recensés à Djelfa

La répartition des parasites signalée selon la littérature est représentée dans le tableau 7

Tableau 7 : Localisation digestive des parasites inventoriés à Djelfa

Espèce parasite	Localisation préférée
<i>Eimeria sp.</i>	Intestin + caeca
<i>Isospora sp</i>	Intestin + caeca
<i>Balantidium sp.</i>	intestin
<i>Giardia sp.</i>	Intestin grêle
<i>Cestoda sp</i>	Intestin grêle
<i>Moniezia sp</i>	Intestin grêle
<i>Trematoda sp.</i>	œsophage intestin grêle
<i>Nematoda sp</i>	Œsophage gésier, ventricule succenturié
<i>Strongylus sp.</i>	caecum
<i>Cooperia sp</i>	caecum
<i>Strongyloides sp.</i>	Intestin grêle+caecum
<i>Ascaris sp.</i>	Intestin grêle
<i>Ascardia sp.</i>	Caecas +intestin grêle
<i>Ascaria sp.</i>	intestin grêle
<i>Toxocara sp.</i>	intestin grêle
<i>Capillaria sp.</i>	Œsophage +Jabot

<i>Trichuris sp.</i>	Jabot
<i>Contracaecum sp.</i>	Estomac

Le site préféré pour les parasites est l'intestin grêle notamment la première partie de l'intestin : le duodénum.

La plupart des parasites montrent des affinités particulières pour certains sites, les Cestodes se trouvent au niveau de l'intestin grêle, *Strongylus sp.* et *Cooperia sp.* au niveau de caecum et *Capillaria sp.* occupent préférentiellement l'œsophage et le jabot. Et autres peuvent coloniser les différentes parties du tractus digestif comme les coccidies et les nématodes. Selon **YOUSFI, 2012**, deux à cinq espèces peuvent partager le même site.

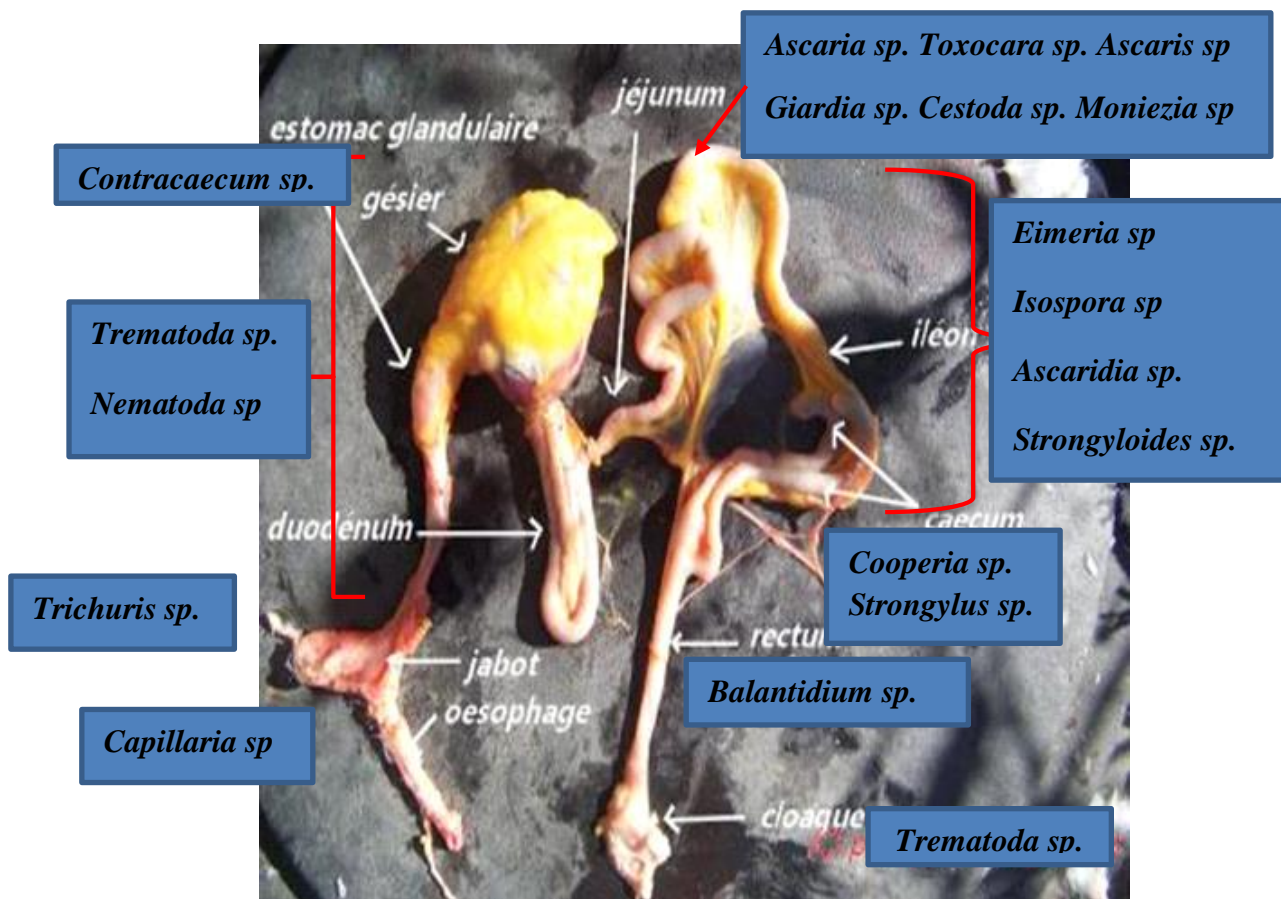


Figure 21 : Localisation des parasites retrouvés dans le tube digestif des volailles de la région de Djelfa (personnel).

2.4. Discussions des résultats des parasites de poulet de chai

L'étude du parasitisme chez le poulet de chair réalisée par **BENTAHER et KHANFER (2017)**, révèle la présence de 7 espèces parasitent le tube digestif, soit : *Eimeria sp.*, *Balantidium sp.*, *Giardia sp.*, *Nematoda sp.*, *Moniezia sp.*, *Capillaria sp.*, *Strongylus sp.*

Une autre étude menée par **ATTOUT et TOUMI (2017)**, a permis de recenser 10 espèces : *Eimeria sp.*, *Cestoda sp.*, *Trematoda sp.*, *Cooperia sp.*, *Toxocara sp.*, *Nematoda sp.*, *Ascaridia sp.*, *Capillaria sp.*, *Strongyloides sp.*, *Isospora sp.*

Alors que **REBHI et TALBI (2018)**, ont trouvé une seule espèce seulement *Eimeria sp.* Ces différences sont liées au type d'élevage (traditionnel ou moderne).

HASSOUNI et BELGHYTI (2005), ayant travaillé sur le parasitisme des poules de la région du Gharb (Maroc) ont signalé que le taux global d'infestation est de 66,66%. Ailleurs, au Sénégal, **AMOUSSOU (2007)**, a signalé que sur les 177 viscères examinés 153 ont hébergé des parasites soit un taux de parasitisme de 86,44%. Au Bénin, **BINDOULA (1989)**, avance ce taux à 92,6 %. Ces taux élevés sont justifiés par les auteurs par la conduite des fermes aux pays africains, qui est toujours de type traditionnelle non contrôlée favorable aux développements des maladies. Ces variations significatives enregistrées selon **AMOUSSOU (2007)** pourraient s'expliquer par le mode d'alimentation des sujets de ce système d'élevage où les oiseaux peuvent facilement picorer dans la nature, des vers de terre, insectes, mollusques et termites pour la plupart hôtes intermédiaires pouvant héberger les larves cysticercoïdes des cestodes, parasites des poules. La période humide est assez favorable au développement de ces invertébrés, hôtes intermédiaires.

La comparaison des résultats retrouvés dans la région de Djelfa selon le type d'élevage montre que le niveau de parasitisme des volailles en élevage traditionnel est très élevé et constitue de ce fait une contrainte majeure au développement de l'élevage traditionnel des poules.

BENTAHER et KHANFER (2017), ont recensé dans l'élevage extensif (traditionnel) 8 espèces dont la prévalence d'*Eimeria* est de 100%, suivie par *Balantidium* 53,33% et *Giardia* 20%, *Nematoda* représente 13,33% et enfin les autres espèces 6,66% (*Moniezia sp.*, *Nematoda sp.*, *Capillaria sp.*, *Strongylus sp.*)

D'autre part, dans l'élevage intensif 3 espèces seulement ont été décrites par les mêmes auteurs, la prévalence d'*Eimeria* est de 100%, *Balantidium* 20% et *Nematoda* 6,66%.

ATTOUT et TOUMI (2017), ont identifié dans un élevage semi intensif 8 espèces : l'espèce qui représente une forte prévalence est *Eimeria* avec 42,67%, suivie par *Strongyloides sp.* avec 30,67%, *Cooperia sp.* 29,33% et enfin *Ascaridia sp.* 24% et *Cestoda sp.* 22%.

Dans deux élevages de type semi intensif **REBHI et TALBI (2018)**, ont noté la présence d'*Eimeria* seulement avec une prévalence de 48,88 à 57,14 %. Selon **DIOP (1996)**, cette même espèce est fortement prévalente 49,5 % dans un élevage semi moderne au Sénégal. En France, la localisation des lésions et de l'aspect microscopique des oocystes ont permis d'envisager l'implication d'*Eimeria maxima*, *E. necatrix* et *E. tenella*. Ces trois espèces coccidiennes ont des effets néfastes sur les performances zootechniques des oiseaux, et peuvent provoquer diarrhées, dégénérescence, prostration (**REPERANT et al.,2003**). Au Nigeria (**MAJARO, 1981**) comme en France, quatre espèces d'*Eimeria*, *E. necatrix*, *E. tenella*, *E. maxima* et *E. acervulina* ont été mises en évidence et décrites chez les poulets de chair. Le contrôle des coccidioses par l'alimentation, délaissé avec le développement des anticoccidiens, redevient d'actualité. L'alimentation intervient par ses constituants, son mode de présentation, en renforçant les défenses de l'hôte ou en aidant à la guérison (**GABRIEL et NACIRI,2001**).

Notant aussi l'importance des nématodes et des cestodes dans les élevages traditionnels. Dans la région de M'sila, **ALLALI et OUAHABI (2016)** ont signalé que la prévalence de *Strongyloides sp.*, cette dernière espèce est représentée par des faibles valeurs de prévalence soit 18,6 % et 24,2 % dans les deux types d'élevage. Au sud de Bénin, **AMOUSSOU (2007)** avance le taux de prévalence des *Cestoda sp.*

Une étude a été menée par **MAHO et al. (1998)** au Nord-Guéra (Tchad) a permis de trouver une prévalence globale de parasitoses de 59 % dont 27 % pour les coccidioses, 18 % pour les cestodoses, 13 % pour les nématodoses et 1 % pour les trématodoses. Vingt-huit cas d'associations parasitaires ont été observés, avec *Eimeria sp.* représentant l'espèce la plus associée (75 %) aux autres. L'importance des coccidies en aviculture est reconnue par d'autres auteurs (**GRTILLAT, 1981 ; ALAMARGOT et al., 1985 ; IBRAHIM, 1996**). Nous constatons que nos résultats sont plus ou moins proches à ceux trouvés par ces auteurs. **DIOP (1996)** rapporte, la moindre prévalence de la coccidiose chez les pondeuses par rapport aux poulets de chair est ça s'explique probablement par un phénomène de résistance liée à l'âge qui peut se développer chez les poules. Selon **YOUSFI (2012)** l'évolution de la prévalence pour chaque groupe montre une forte prédominance des cestodes (98,61 %) et des nématodes (97,22 %) par rapport aux trématodes (20,83 %) et aux acanthocéphales (2,7 %) avec une différence significative.

L'importance de l'infestation par les cestodes avait été signalée dans plusieurs travaux conduits dans le Sud-Bénin notamment ceux de **PADONOU (1995)** dans l'Atlantique, de **ADJAGBO (2006)** dans l'Ouémé-Plateau et de **GBESSI (1998)** dans le Mono. Pour ce qui concerne les

vers, le taux élevé observé au cours de cette étude avait déjà été constaté par **AKPO (1980)** chez les oiseaux de race locale dans le Sud et le Centre du Bénin ; une prévalence supérieure à 60%. De même, **FATIHU et al (1991)** au Nigeria ont observé un taux d'infestation de 95% chez la volaille traditionnelle. Les prévalences élevées des infestations peuvent s'expliquer par le caractère traditionnel, sans aucun suivi technique et sanitaire de ce type d'élevage.

2. 5. Discussions des résultats des parasites de la dinde

Les parasites inventoriés chez la dinde dans la région de Djelfa sont *Ascardia sp*, *Trichuris sp*, *Balantidium sp* *Cestoda sp*, *Eimeria sp.*, *Ascaria sp*. *Trematoda sp*, *Isospora sp*, *Contracaecum sp*. *Strongyloides et Ascaris sp.*, avec une forte prévalence des helminthes notamment les nématodes.

Dans un élevage extensif **MESSOUDI et BENABDESSELAM (2016)**, ont marqué la dominance *D'Ascaridia sp*. avec 23,28 %, suivie par *Trichuris sp*. avec 15,86%. Et *Balantidium sp* (12,32%), les autres espèces présentent des prévalences plus faibles (*Cestoda sp*. 6,48%, *Eimeria sp*. 4,18%, *Ascaria sp*. 2,73 et *Trematoda sp*. 1,36%). Dans un élevage semi intensif les mêmes auteurs ont enregistré des prévalences moins importantes soit 10,86 % pour *Ascardia sp*. et 4,43% pour *Balantidium sp.*, 2,17% pour *Eimeria sp.* et 1,29% pour *Ascaria sp*. par contre ils ont marqué des prévalences plus élevés pour *Trematoda sp*. et *Cestoda sp*. soit 10,86% et 8,69% successivement.

En 2018, **KELAM et KORYEB**, ont noté une dominance d'*Eimeria sp*. dont les prévalences sont de 49, 57% pour l'élevage intensif (moderne) et de 100 à 67 ;46% en élevage extensif (traditionnel).

Sachant que, en élevage traditionnel *Eimeria sp*. était associé avec 5 autres espèces (*Isospora sp*. 20%, *Ascaridia sp*. 13,33%, *Contracaecum sp*. 5,55%, *Strongyloides sp*. 6,66% et *Ascaris sp*. 1,2%) alors que *Eimeria* est la seule espèce détectée en élevage moderne selon les mêmes auteurs.

L'infestation importante des volailles par les oocystes de coccidies et d'*Ascaridia* pourrait s'expliquer par leur cycle de vie relativement plus court. **MC DOUGALD (2003)** a montré dans une étude que la présence importante de coccidies serait liée à leur cycle de vie direct et très court comparativement aux helminthes qui est long. En Bretagne **SOUILLARD (2002)**, signale la présence de 3 maladies parasitaires chez la dinde soit : la Coccidiose 5,8%, l'Ascardiose 0,9% et l'Histomonose 0,7%. Alors que **MARTNEZ et al. (2014)**, ont trouvé une forte abondance d'*Heterakis gallinarum* (59 ;4%)

Selon **BOKO et al. 2012** les helminthes sont les plus communs endoparasites chez les volailles en divagation. Spécialement les nématodes et les cestodes. Les résultats des examens helminthologiques réalisés après autopsie de poulets élevés selon le mode d'élevage en divagation indiquent des prévalences de 36 % pour *Ascaridia galli* et de 46 % pour *Raillietina tetragona* en Ethiopie (**ESHETU et al., 2001**). Des études réalisées au Bénin sur des pintades locales adultes apparemment saines indiquent des prévalences de 96 % de nématodes et de 20 % de cestodes par inventaire du parasitisme du tube digestif et de la trachée **SALIFOU et al. (2003)**. La prévalence est de 88 % pour *Ascaris sp* et 74 % pour *Syngamus sp* par examen coprologique (**BOKO, 2004**). De telles prévalences de ces parasites dans le tractus digestif des volailles créent une concurrence au niveau des nutriments assimilables par les volailles et les parasites qui cherchent à survivre. Ces prévalences extrêmement élevées seraient liées aux modes d'élevage tels que décrits plus haut, dans lesquels les éleveurs investissent très peu pour les soins aux animaux et n'assurent presque pas le nettoyage des poulaillers.

Des cas d'association parasitaire au nombre de 28 ont été observés, avec *Eimeria spp.* qui est l'espèce la plus associée dans 75% des cas (**MAHO et al., 1999**). La raison possible de cette omniprésence de *Eimeria spp.* dans les fèces est la suivante: en milieu paysan, les espèces (poules, pintades et dindons) toutes parasitées par *Eimeria spp.*, cohabitent ensemble dans la bassecour, disséminant partout les ookystes de coccidie qui les réinfestent; or dans ce monde paysan, aucune recette n'est encore connue pour lutter contre les protozoaires alors que la pharmacopée traditionnelle propose quelques recettes qui servent de vermifuge pour volailles (fruit macéré dans l'eau de boisson de *Cucurbita pepo*, de *Cucurbita maxima* ou de *Carica papaya*) (**HIEN et al., 2000**).

Conclusion

Conclusion

Ce travail consiste à l'étude de parasitisme digestif en élevage avicole dans la région de Djelfa. L'inventaire des résultats des travaux réalisés les années précédentes par les étudiants de l'université de Djelfa révèle la présence d'un total de 18 espèces parasites les tubes digestifs des volailles appartenant à 5 phylums, 6 classes et à 11 familles. C'est la classe des nématodes qui présente le plus grand nombre d'espèces (11 espèces).

La comparaison des résultats de parasitisme digestif selon l'espèce : poulet ou dinde montre qu'il n'y a pas une grande différence entre les espèces parasitaires qui touchent le poulet et celles qui touchent la dinde. Par contre, la comparaison selon le mode d'élevage (traditionnel et moderne) indique que le niveau de parasitisme des volailles en élevage traditionnel est très élevé et constitue de ce fait une contrainte majeure au développement de l'élevage traditionnel des volailles.

Les espèces trouvées dans les matières fécales chez le poulet en élevage traditionnel sont *Eimeria sp.*, *Balantidium sp.*, *Giardia sp.*, *Cestoda sp.*, *Trematoda sp.*, *Cooperia sp.*, *Toxocara sp.*, *Nematoda sp.*, *Ascaridia sp.*, *Moniezia sp.*, *Capillaria sp.*, *Strongyloides sp.*, et *Isospora sp.*. Notant à ce niveau une forte prévalence des helminthes notamment les nématodes, ce qui indique que ce mode d'élevage est favorable à la pullulation des parasites. En élevage intensif (moderne) 3 espèces ont été identifiées seulement : *Eimeria sp.*, *Balantidium sp.*, et *Nematoda sp.*.

En terme des abondances relatives ; *Eimeria sp.* est le parasite le plus dominant de la faune parasitaire identifiée dans les intestins des poules. Dans les deux types d'élevages ; il est représenté par des taux trop élevés atteignent les 100%. Ce résultat confirme qu'*Eimeria* est un parasite obligatoire qui résiste à différentes conditions de vie agressive. Il peut se développer dans différents lieux d'élevage quoi que ce soit l'effectif et les types de l'entretien d'où l'intervention nécessaire des vétérinaires afin d'éviter le risque de la coccidiose.

Les études consacrées à la réalisation d'un inventaire des parasites de la dinde dans la région de Djelfa ont permis de recenser les espèces parasitaires suivantes : *Ascardia sp.*, *Trichuris sp.*, *Balantidium sp.*, *Cestoda sp.*, *Eimeria sp.*, *Ascaria sp.*, *Trematoda sp.*, *Isospora sp.*, *Contraecum sp.*, *Strongyloides sp.* et *Ascaris sp.*.

Dans l'élevage extensif les auteurs ont noté la dominance d'*Eimeria sp.*, d'*Ascaridia sp.* et d'autres nématodes tel que : *Trichuris sp.*, *Contraecum sp.*, et *Strongyloides sp.*. Dans

l'élevage semi intensif, ils ont enregistré des prévalences moins importantes pour *Ascardia sp.* et *Eimeria sp.* par contre ils ont marqué des prévalences plus élevées pour *Trematoda sp.* et *Cestoda sp.*. En élevage moderne ils ont noté la dominance d'*Eimeria sp.*

En résumé, les principales affections du tube digestif en aviculture dans la région de Djelfa sont la coccidiose et les nématodes à cycle court.

La coccidiose est causée par un parasite intestinal très contagieux qui peut provoquer de graves lésions intestinales chez la volaille. Cela cause des dommages économiques directs à l'exploitation suite à la mortalité, la baisse de croissance et une plus mauvaise conversion alimentaire. Les symptômes des différents types d'*Eimeria* incluent : pâleur des crêtes, augmentation de la conversion alimentaire, diminution de la croissance, troubles de la digestion, diarrhée et mortalité. Les vers infestant les intestins des volailles mériteraient d'être surveillés de plus près. Car, ils pourraient rapidement devenir une problématique sanitaire majeure pour les productions alternatives. Tous ne sont pas pathogènes mais selon l'espèce et leur nombre, ils peuvent induire des retards de croissance, une dégradation de l'indice de consommation, de la diarrhée jusqu'à la mort.

En perspective nous souhaitons que ce travail soit complété par une étude plus approfondie s'élargissant à d'autres régions géographiques. Il serait aussi intéressant d'étudier l'impact de ce parasitisme sur la production

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

1. **ABEBE B., MEKONNEN A. et MIHRETU A., 2016.** Review on Major Gastrointestinal Parasites that Affect Chickens. Journal of Biology, Agriculture and Healthcare , Vol.6, No.11, p: 11-21.
2. **ACKERT J. E., 1931.** The morphology and life history of the fowl nematode *Ascaridia lineata* (Schneider). Parasitology, 23, p: 360-379.
3. **ALAMARGOT J., 1982.** Appareil digestif et ses annexes, appareil respiratoire, appareil urinaire, nécropsie d'un oiseau, principales lésions des volailles Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires. Ed. Le point vétérinaire, p :15- 129.
4. **ALAMARGOT J., AKLILU M., FESSCHA G., 1985.** Pathologie aviaire en Ethiopie, examen de 198 nécropsies effectuées en 1983-1984 à la Faculté de Médecine Vétérinaire de Debre-ZEIT. Revue Élev. Méd. vét. Pays trop. 38: 253-258.
5. **ALLALI S. et OUAHABI S. , 2016.** Contribution à l'étude des helminthes parasites du tube digestif du poulet local (*Gallus galus domesticus*, Linnaeus 1758) dans la région de Sidi Aissa (M'Sila), Mém. Master en parasitologie. Fac. Sci Natu. Vie, Univ. Ziane Achour, Djelfa, 52p.
6. **AMGHROUS S. et KHEFFACHE H., 2007.** L'aviculture algérienne en milieu rural, quel devenir après la libéralisation des échanges ? Cas des régions d'Aflou et de Friha. Paper prepared for presentation at the Mediterranean Conference of Agro-Food Social Scientists. Barcelona, Spain, April 23rd -25th .
7. **AMOUSSOU K.B., 2007.** Ectoparasitisme et parasitisme helminthique du poulet local dans le sud Bénin (les départements de l'Atlantique, du Littoral, de l'Ouème et du plateau), Thèse Médecine vétérinaire, Dakar. 76p.
8. **ATTOUT R. et TOUMI K., 2017.** Analyses coprologiques de la poule domestique *Gallus gallus domesticus* dans la région de Djelfa, Mém. Master en parasitologie. Fac. Sci Natu. Vie, Univ. Ziane Achour, Djelfa, 55p.
9. **AUTRUFFE C., 2019.** Mise en ligne d'un atlas d'images tomodynamométriques normales de la poule (*Gallus gallus domesticus*). Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT , 63 p.
10. **AYSSIWEDE S.B., CHRYSOSTOME C.A.A.M., ZANMENO J.C., DIENG A., HOUINATO M.R., DAHOUDA M., AKPO Y., HORNICKJ.L., MISSOHO A., 2011.** Growth performances, carcass and organs characteristics and economics results of growing indigenous Senegalchickens fed diets containing various levels of *Leucaena leucocephala*(Lam.) leaves. Int J. Poult. Sci., 10: 734-749.

11. **BARBAULT R., 1981.** Ecologie des populations et des peuplements - des théories aux faits. Ed. Masson, Paris, 200 p.
12. **BAROUDI D., KHELEF D., GOUCEM R., ADJOU K.T., ADAMU H., ZHANG H., 2013.** Common occurrence of zoonotic pathogen *Cryptosporidium meleagridis* in broiler chickens and turkeys in Algeria. *Vet. Parasitol.*, 196 (3-4), p : 334-340.
13. **BEGHOUL S., 2006.** Bilan lésionnel des autopsies des volailles effectuées au niveau du laboratoire vétérinaire régional de Constantine. Magister. Médecine Vétérinaire. Université Mentouri. Constantine, 90p.
14. **BELAID B., 1993.** Notion de zootechnie générale. Office des publications universitaires. Alger.
15. **BENTAHER Z. et KHANFER S., 2017.** Contribution à l'étude des parasites externes et internes des poulets de chair dans la willaya de Djelfa (Hassi bahbah et Sidi laadjel), Mémoire Master, université de Djelfa, 57p.
16. **BEUGNET F., BOURDOISEAU G., DANG H., 2004.** Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques. Volume 1. Parasitoses digestives. Kalianxis, Auxon, 266 p.
17. **BILONG-BILONG C.F. et NJINE T., 1988.** Dynamique de populations de trois monogenes parasites *d'Héliochromies fasciatus* (Peters) dans le lac municipal de Yaoundé écologique et intérêt possible en pisciculture intensive. *Sci. Nat. et Vie.*34, p :295-303.
18. **BINDOULA G., 1989.** Contribution à l'étude des Helminthes du tube digestif chez le poulet au Sénégal: région de Dakar.Thèse Méd. Vét. : Dakar, 83p.
19. **BLAISE M. L. 2012.** Guide pratique et scientifique pour l'élevage des poules pondeuses et des poulets de chair. Paris : L'Harmattan RDC, 36p.
20. **BLANCHARD R., 1891.** Sur les helminthes de primates antropoides. *Mém. Soc. Zool.* Fr. 4: 186-196.
21. **BLONDEL J., FERRY C. et FROCHOT B., 1973.** Avifaune et végétation, essai d'analyse de la diversité. *Alauda*, 41 (1 - 2), p: 63 – 84.
22. **BLONDEL J., 1975.** L'analyse des peuplements d'oiseaux - Eléments d'un diagnostic écologique. I. La méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P). *Rev. écol. (Terre et Vie)*, 29, (4) : 533 – 589.
23. **BONAUDO T. et LOSSOUARN J., 2010.** Aviculture et territoire : conditions d'un mariage durable ? In: 10^{ème} Journée des Productions Porcines et Avicoles, 13 Octobre 2010, Agro Paris Tech. Gembloux, Belgique, 34 p.

- 24. BONDURANT R.H., WAKENELL P.S., 1994.** *Histomonas meleagridis* and relatives. In : Kreier JP, editor. Parasitic Protozoa. Vol IX, New York, USA, p:189-206.
- 25. BRANCKAERT R.D.S., GUEYE E.F., 1999.** *FAO's program for support to family poultry production*. In Dolberg, Petersen P.H. Poultry as a Tool in Poverty Eradication and Promotion of Gender Equality, 244-256 pp. Proceedings workshop. March 22-26, 1999. Tune Landboskole, Denmark In Sonaiya E.B., Swan S.E.J. (2004). Small-Scale Poultry Production. Food and agriculture organization of the United Nations. Rome. 120p.
- 26. BUSSIERAS J., CHERMETTE R., 1992.** Parasitologie Vétérinaire, Protozoologie. Service de Parasitologie ENVA, pp 172-174.
- 27. CHALLEY, J. R., T. K. JEFFERS AND W. H. MCGIBBON, 1968.** "The response of commercial egg production stocks to experimental infection with *Eimeria tenella* and its relation to field mortality." *Poult Sci* 47(4): 1197-1204.
- 28. CHAMP M. et SZYLIT O., 1981.** The influence of microflora on the breakdown of maize starch granules in the digestive tract of chicken. *Poultry Science* 60, 179-187. In Rougière. (2010).
- 29. CHAOUCHE KHOUANE H., BELHAMRA M. & AIDOUUD A., 2018.** Évolution des communautés végétales de la steppe d'Alfa (*Stipa tenacissima L.*) en Algérie. *Courrier du Savoir* 26 : 107-118.
- 30. CHARTIER C., ITARD J., MOREL P.C. et TRONCY P.M., 2000.** Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. Londres, Paris, NewYork : éd. TEC et DOC et édition médicale internationale ; 717p.
- 31. CHERMETTE R., 1992.** Autres parasites de la poule.(319-331) in: "Manuel de pathologie aviaire" - Maison-Alfort: Ecole Nat. Vét. d'Alfort, 381p.
- 32. COLLET A., 2015 .** *Enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT , 83 p.
- 33. CLENCH M.H. et MATHIAS J.R., 1995.** The avian caecum: a review. *Wilson Bulletin*. 107p.
- 34. CRIBB T.H. et O'CALLAGHAN M., 1992.** An unusual trematode infecting domestic chickens, *Australia Vet. Journal*, 69(3): 69-70.
- 35. D.S.A., 2012.** **Direction des services agricoles Djelfa**, statistiques, 2017, 2018, 2019, 2020.

- 36. D.S.A.S.I., 2003.** Direction des Statistiques Agricoles et des Systèmes d'Information : *Recensement général de l'agriculture*, rapport général des résultats définitifs .Ministère de l'Agriculture et du Développement rural, , Algérie, 125 pp.
- 37. DAJOZ R., 1982 -** *Précis d'écologie*. 4^{ème} Ed. Bordas, Paris. 503p.
- 38. DAŞ G., SAVAŞ T., KAUFMANN F., IDRIS A., ABEL H. et GAULY M., 2011.** Precision, repeatability and representative ability of faecal egg counts in *Heterakis gallinarum* infected chickens. *Veterinary Parasitology*. Vol. 183, n°1-2, pp. 87-94.
- 39. DE GRAAF D.C., VANOPDENBOSCH E., ORTEGA-MORA L.M., ABBASSI H. et PEETERS J. E., 1999.** A review of the importance of cryptosporidiosis in farm animals. *Int. J. Parasitol.*, **29**, 1269-1287.
- 40. DE VENEVELLES P., FRANCOIS CHICH J., FAIGLE W., LOMBARD B., LOEW D., PERY P. and LABBE M., 2006.** "Study of proteins associated with the *Eimeria tenella* refractile body by a proteomic approach."; *Int J Parasitol* 36(13): 1399-1407.
- 41. DENBOW D.M., 1999.** Gastrointestinal anatomy and physiology. **In:** *Sturkie's Avian Physiology* , ed.by Whittow GC, 45p.
- 42. DIDDI A., 2012.** Helminthoses des poulets en élevage traditionnel dans la commune d'andoharanofotsy ,thèse de doctorat antananarivo , Madagascar ,126p.
- 43. DIOP I., 1982.** Le poulet de chair au Sénégal production-commercialisation perspectives de développement. Thèse. Doctorat. Sciences Vétérinaires. Ecole Inter-états des Sciences et Médecine Vétérinaires. Université de Dakar, 227p.
- 44. DIOP I., 1996-**Etude comparée du parasitisme digestif du poulet { *Gallus gallus* } dans les élevages semi-industriels et traditionnels de la zone des Niayes (Régions du Cap-vertet de Thies). Thèse de doctorat, Université Cheikh Anta Diop de Dakar, 86p.
- 45. DOUIFI M., RAHAL K., BACHIR PACHA M., 2011.** Pratiques d'élevage en rapport avec l'eau de boisson et le matériel d'abreuvement en aviculture. *Revue Pratique Vétérinaire* 11:7-11.
- 46. DUJARDIN, 1845.** Molecular systematics, phylogeny and ecology of anisakid nematodes of the genus *anisakis dujardi* , Department of Public Health Sciences (DSSP), Section of Parasitology, University of Rome "La Sapienza", Ple Aldo Moro, 5, 00185 Rome, Italy *Parasite*, 13, 99-113

- 47. ESHETU Y., MULUALEM E., IBRAHIM H., BERHANU A., ABERRA K., 2001.** Study of gastro-intestinal helminths of scavenging chickens in four rural districts of Amhara region, Ethiopia. Rev. Sci. Tech. OIE., 20: 521-537.
- 48. EUZEBY J., 1975.** Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome II : Maladies dues aux Plathelminthes. 3ème Fasc. : Trématodes.- Paris.- Vigot Frères : pp. 152-157
- 49. FAO. 2016.** Perspective de la FAO de 2015 à 2025
- 50. FAO.** Cadre programmation par pays Algérie (2013 – 2016). Décembre 2012.
- 51. FARR M., 1961.** Further observations on survival of the protozoan parasite, *Histomonas meleagridis*, and eggs of poultry nematodes in feces of infected birds. *The Cornell Veterinarian*. Vol. 51, pp. 3-13.
- 52. FATIHU M. Y., OGBOGU V. C., NJOKU C. O. et SAROR D. I., 1991.** Comparative studies of gastrointestinal helminths of poultry in Zaria, Nigeria. Rev.Elev.Méd.Vét.Pays Trop., 44(2): pp. 175-177.
- 53. FAYER R., UNGAR B. L.P., 1986.** *Cryptosporidium* spp. and cryptosporidiosis. Microbiol. Rev. 50, 4, p: 458-483.
- 54. FAYER R., 2004 -** *Cryptosporidium* : a water-borne zoonotic parasite. Veterinary Parasitology, 126, p:37–56.
- 55. FERRAH A., YAHIAOUI., KACI A. et KABLI L., 2003.** Les races de petits élevages(aviculture,cuniculture,apiculture,pisciculture). In Recueil des Communications Atelier N°3 «Biodiversité Importante pour l’Agriculture» MATE-GEF/PNUD, Projet ALG/97/G31,Alger,21-23/01/2003, pp 52-61.
- 56. FOREYT JW., 2001.** Veterinary parasitology reference manual. Iowa: Iowa state university press; 5th ed, 225p.
- 57. FORTINEAU O. et TRONCY P.M., 1985.** Coccidiose, maladies animales majeures. II Les coccidioses du poulet. Revue Elev. Méd. Vét. Nouvelle Calédonie, (6): 917.
- 58. FOURNIER A., 2005-** *L'élevage des poules*. p8-9.
- 59. FUHRMANN O., 1920.** Considérations générales sur les *Davainea*. Festschrift f. Zschokke., Bâle,1920, 19 p.
- 60. GABRIEL C. et NACIRI M., 2001.** Effet de l'alimentation sur les coccidioses chez le poulet., Productions animales, Institut National de la Recherche Agronomique, 2001, 14 (4), pp.231-246.

- 61. GALAL S., 2006.** Protéger les ressources génétiques de poulets locaux dans une situation pandémique d'influenza aviaire en Egypte. *Bulletin RIDAF*, 16 (1), pp.63-64.
- 62. GBESSI C., 1998.** Nématodes, acariens et insectes parasites des oiseaux de la basse-cour dans les départements du Mono : taxonomie et épidémiologie. Mémoire de fin d'études : Université d'Abomey-Calavi (UAC) : Ecole Polytechnique d'Abomey-Calavi (EPAC).
- 63. GHAFLOUL M., DELLAL A., LATRECHE A., HADJADJ K., 2019.** The study of desertification in Algerian steppe rangelands. Case of the Djelfa region, *Azarian J. Agric.* 6 (5) : 129-138.
- 64. GHARAZOUGLOU M.J., DEZFOULIAN O., RAHBARI S., BOKAIE S., JAHANZAD I. et RAZAVI A.N.E., 2006.** Intestinal cryptosporidiosis in turkeys in Iran. *J. Vet. Med. Ser. A* 53, 282–285.
- 65. GREENACRE C.B. et MORISHITA T.Y., 2015.** Backyard poultry medicine and surgery : a guide for veterinary practitioners. John Wiley & Sons, Inc. S.l. : John Wiley & Sons, Inc.
- 66. GRETILLAT S., 1981.** Interactions parasitaires dans le polyparasitisme gastro-intestinal des animaux d'élevage en Afrique de l'Ouest. *Revue Élev. Méd. vét. Pays trop.* 34 (3): 313-317.
- 67. GRUBER A., CASTANON CAB., FERNANDEZ S., FRAGA JS. et FONTOURA LF., 2007.** COCCIMORPH: a real-time diagnostic tool based on automatic image recognition of protozoan parasites of genus *Eimeria*. *Proceedings of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, Gent-Belgium*, 40 (7), 1899-1910.
- 68. HASAN M., 2014.** Prevalence and embryonation of Ascarids in Indigenous chicken. Master thesis, Department of Parasitology, Bangladesh Agricultural University Mymensingh.
- 69. HASSOUNI T., BELGHYTI. (2006).** Distribution of gastrointestinal helminths in chicken farms in the Gharb region, Morocco. *Parsitol Res* 99 : 181- 183.
- 70. HEGDE K. S. and REID W. M., 1969.** "Effects of six single species of coccidia on egg production and culling rate of susceptible layers." *Poult Sci* 48(3): 928-932.
- 71. HENDRIX C.M., 1998.** Diagnostic Veterinary parasitology. 2nd edition. Mosby, St Louis, 321p.

- 72. HIEN O.C., NIANOGO A., WEREME A., SAWADOGO L., 2000.** Perspectives de lutte contre la mortalité des pintadeaux dans le Centre Ouest du Burkina Faso. Science et technique, sciences naturelles et agronomie, Vol. 2, 2,57-67.
- 73. HILMY J. G., 1936.** Parasites from Liberia and French Guinea. Part. III. Cestodes from Liberia. *Publ. Egyptian Univ. Fac. Med., IX, 1-72.*
- 74. HORTON-SMITH C., TAYLOR E.L. ET TURTLE E.E., 1940.** Ammonia fumigation for coccidial disin-fection. *Veterinary Record, 52:829-832.*
- 75. HU J., FULLER L., MC DOUGALD L.R., 2004.** Infection of turkeys with *Histomonas meleagridis* by the cloacal dropmethod. *Avian Dis., 48, 746-750.*
- 76. KACI H., CHERIET F., 2013.** Analyse de la compétitivité de la filière de viande de volaille en Algérie: tentatives d'explication d'une déstructuration chronique. *NEW MEDIT N. 2/2013.* Jel Classification: L22; Q13; Q17; Q18
- 77. KACI A., 2013.** La pratique d'élevage du poulet de chair dans la région du centre d'Algérie : diagnostic et perspectives. *10eme Journées de la Recherche Avicole et Palmipèdes à Foie Gras. La Rochelle (France), 26 & 28 mars 2013,* pp: 62-67.
- 78. KACI, A., 2015.** La filière avicole algérienne à l'ère de la libéralisation économique. *Cahiers Agricultures, 24(3),* pp.151-60.
- 79. KATES K.C. and COLGLAZIER, 1970.** Differential Morphology of Adult *Ascaridia galli* (Schrank,1788) and *Ascaridia dissimilis* Perez Viguera,1931.Proceedings of the helminthological society of Washington, Volume 3, Number 1, January 1970.
- 80. KAUFMANN, F., DAŞ, G., SOHNREY, B. et GAULY, M., 2011.** Helminth infections in laying hens kept in organic free range systems in Germany. *Livestock Science. Vol. 141, n° 2-3,* pp. 182-187.
- 81. KAWAZOE U., TOMLEY F.M. et FRAZIER J.A., 1992.** Fractionation and antigenic characterization of organelles of *Eimeria tenella* sporozoites, *Parasitology, 992 ; 104, 1,* 1-9.
- 82. KELAM T. et KORIEB I., 2018.** Les parasites des dindes et des moineaux dans différentes stations au niveau de la région de Djelfa. *Mém. Master , Université Ziane Achour, Djelfa, 86p.*
- 83. KIPPER M., ANDRETTA I., LEHNEN C. R., LOVATTO P. A. AND MONTEIRO S. G., 2013.**"Meta-analysis of the performance variation in broilers experimentally challenged by *Eimeria spp.*" *Veterinary Parasitology 196: 77-84.*

- 84. KLASING, K., 1998.** Nutritional modulation of resistance to infectious diseases. Poultry science, 77p.
- 85. LESBOUYRIES G., 1941.** *La pathologie des oiseaux.* Éd Vigot Frères, Paris. 868 p.
- 86. LUND E.E., 1972.** Histomoniasis. In : HOFSTAD MS, editor. *Diseases of Poultry*, 6th Edition, Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA, pp 990-1006.
- 87. M.A.D.R., 2003.** Statistiques : Ministère de l'Agriculture et de Développement Agricole
- 88. MAHMOUDI N., MAHMOUDI S., IKHLEF H. et KACI A., 2019.** Évaluation de la durabilité socio-économique des ateliers avicoles à M'sila (Algérie), *NEW MEDIT*, 77p.
- 89. MAHO A., MOPATE L.Y., KEBKIBA B. et BOULBAYE N., 1998.** Enquêtes sérologiques sur quelques maladies aviaires dans la région du Nord-Guéra (Tchad), *Tropicultura*, vol.16-17,4, p : 197-200.
- 90. MAHO A., YOUSOUF K., MBEUNODJI L., SABOUNE M. & MOPATE L.Y., 1999.** Prévalence des parasitoses digestives des poulets locaux (*Gallus gallus*) au Nord-Guéra, Tchad. *Bulletin RIDAF*, Vol. 9, 1, p : 5-9.
- 91. MAJARO O.M., 1981.** Coccidia oocyst from broiler chickens in Nigeria. -*Rev. Élev. Méd. Vét. Pays Trop.*, 34(1), 23-25.
- 92. MARTÍNEZ-PADILLA, J., REDPATH, S.M., ZEINEDDINE, M. et MOUGEOT, F., 2014.** Insights into population ecology from long-term studies of red grouse *Lagopus lagopus scoticus*. *The Journal of Animal Ecology*. Vol. 83, n° 1, pp. 85-98.
- 93. MC DOUGALD L.R. et REID W.M., 1978.** *Histomonas meleagridis* and relatives. In: KREIER JP, editor. *Parasitic Protozoa*. Vol. II, New York, USA, pp139-161.
- 94. MC DOUGALD L.R., 1997.** Blackhead disease (histomoniasis) in chickens. *Poultry Digest.*, September, 8-11.
- 95. MC DOUGALD L.R., 2003.** Coccidiosis. *Diseases of Poultry* (11th edn). Iowa State University Press: Ames, IA, USA.
- 96. MENEZES R.C., TORTELLY R., GOMES D.C. et PINTO R.M., 2003.** Nodular typhlitis associated with the nematodes *Heterakis gallinarum* and *Heterakis isolonche* in pheasants: frequency and pathology with evidence of neoplasia. *Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz*. Vol. 98, n° 8, pp. 1011-1016.
- 97. MESSOUDI N., BENABDESSELAM E., 2016.** Contribution à l'étude des parasites de la dinde dans la régions de Djelfa . Mém. Master en parasitologie. Fac. Sci Natu. Vie, Univ. Ziane Achour, Djelfa, 77p.

- 98. MPOAMA M., ESSOMBA LI., 2000.** Essai de traitement contre des parasitoses gastro-intestinales du poulet avec des décoctions aqueuses de graines de papaye (*Carica papaya*). *Rev Elev Méd Vét Pays trop*; 53 (1) : 23-25.
- 99. MOULA N., ANTOINE-MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P., 2009.** Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction : la poule Kabyle (*Thayazit lekvayel*), Université de Liège, Liège, Belgique.
- 100. O'DONOGHUE P.J., 1995.** *Cryptosporidium and Cryptosporidiosis in Man and Animals. Int. J. Parasitol.*, 25, 139-195.
- 101. OVINGTON K.S., ALLEVA L.M. et KERR E.A., 1995.** Cytokines and immunological control of *Eimeria* spp. *International J. Parasitology*, 25: 1331-1351.
- 102. PACHECO N.D., VETTERLING J.M. et DORAN D.J., 1975.** Ultrastructure of cytoplasmic and nuclear changes in *Eimeria tenella* first-generation schizonts in cell culture *J. Parasitol.*, 61, 1, 31-42.
- 103. PADONOU H.P., 1995.** Enquête parasitologique sur les helminthoses du poulet dans le département de l'Atlantique. Mémoire de fin d'études : Université d'Abomey-Calavi (UAC) : Ecole Polytechnique d'Abomey-Calavi (EPAC)
- 104. PAGÉS-MANTE A., PAGÉS-BOSCH M., MAJO-MASFERRER M., GOMEZ-COUSO H., ARES-MAZAS E., 2007.** An outbreak of disease associated with cryptosporidia on a red-legged partridge (*Alectoris rufa*) game farm. *Avian Pathol.* 36, 275–278.
- 105. PALIARGUES A., MAGE C., BOUKALOUCHE A., KHALAYOUNEK K., 2007.** Etude épidémiologique du parasitisme digestif et pulmonaire des ovins au Maroc. *Ann. Méd. Vét.*, 2007, 151, 1-5.
- 106. PERMIN A., HANSEN J.W., 1998.** - *Epidémiologie, le diagnostic et le contrôle des parasites de la volaille*. FAO de santé animale Manuels 4. Rome. Organisation des Nations Unies (FAO). Italy.
- 107. PICARD M., SAUVEUR B., FENARDJI F., ANGULO I. et MONGIN P., 1993.** Ajustements technico-économiques possibles de l'alimentation des volailles dans les pays chauds. INRA Productions Animales 6:87
[https://www6.inra.fr/.../1993...1993/Ajustements technique](https://www6.inra.fr/.../1993...1993/Ajustements%20technique).
- 108. PLUTZER J., KARANIS P., 2007.** Genotype and subtype analyses of *Cryptosporidium* isolates from cattle in Hungary. *Vet. Parasitol.* 146, 357–362.
- 109. RAILLIET A. L. A., 1891.** "Note sur quelques espèces de coccidies encore peu étudiées." *Bulletin de la société de Zoologie de France* 16: 246-280.

- 110.RAMADE F., 1984** ,*Eléments d'écologie – Ecologie fondamentale*. Ed.Mc Graw-Hill, Paris, 397 p.
- 111.RANDALLC,1999** .Diseases and disorders of the domestic fowl and turkey, second edition - Edition : Mosby-Wolf, 170p.
- 112.REBHI H. et TALBI N., 2018**-Les endoparasites des poulets de chair et les ectoparasites des canaris dans la région de Djelfa. Mém. Master, Université Ziane Achour, Djelfa, 61p.
- 113.REID A. J., D. BLAKE T. D. OTTO A. SANCHEZ M., SANDERS Y., TAY P., DEAR K., Wan M., BERRIMAN A. PAIN and TOMLEY F., 2010.** *Eimeria tenella* genome from GeneDB, BBSRC, Wellcome Trust Sanger Institute.
- 114.REID M.W.; MC DOUGALD L.R., 1978.** Protozoa-Coccidiosis. in: "Diseases of Poultry". - Ames Iowa(USA): Iowa State University Press, 949p.
- 115.REPERANT J.M., RIBOT J., THOMAS-HENAFF M., MOREL H., MOREL J., JESTIN V., 2003.** Marqueurs immunologiques d'espèces de coccidies parasites du poulet. - *5e Journ. Rech. Avicole, Tours, 26-27 Mars 2003, 3 p.*
- 116.RICHAUD I., RIVARD H., VERON O., BLANCHARD E.B., 2015.** Elevage et climat. Comprendre le problème, évaluer les solutions, Rapport scientifique de l'AVF, 32 p.
- 117.ROUGIERE N., (2010).** Etude comparés des paramètres digestif des poulets issue des lignées génétiques d+ et d- sélectionnée pour une efficacité digestive divergent ,thèse Doctorat-Université François –Rabelais tour , **158.**
- 118.ROUSSET J., 1993.** Copro-parasitologie pratique; intérêt et méthodologie;notions sur les parasites du tube digestif. Paris: Editions ESTEM : 1-89.
- 119.SALIFOU S., GOUDEGNON M., PANGUI J.L., TOGUEBAYE B. S., 2003.** Faune parasitaire helminthique du tube digestif et de la trachée de la pintade domestique (*Numida meleagris galeata*) dans le Nord-Est du Bénin. Rev. Afric. Sant. Prod. Anim, 1, 25-29.
- 120.SAVEY M., CHERMETTE R., 1981.** Cas clinique en élevage fermier : l'histomonose du poulet. Point Vét., 12, 68 ; SCHOLTY The Ma *Parasitol. Today*, 1989, **5**, 7, 205-208
D.M. The Mannitol cycle in *Eimeria Parasit* SECK E. Chapitre 4: Ultrastructure In : The coccidian : *Eimeria*, IsoBaltimore - Butterworths – London .spora, *Toxoplasma*, and related genera. Edité par Datus M. Hammond avec Peter g University Park Press, 1973 , p 81-144.

- 121.SCHOLTYSECK E., 1973.** Chapitre 4: Ultrastructure In : The coccidian : Eimeria, Iso Baltimore - Butterworths – London .spora, Toxoplasma, and related genera. Edité par Datus M. Hammond avec Peter g University Park Press, 1973 , p 81-144.
- 122.SCHRENZEL M.D., MAALOUF G.A., GAFFNEY P.M., TOKARZ D., KEENER, L.L., MCCLURE D., GRIFFEY S., MCALOOSE D. et RIDEOUT B.A., 2005.** Molecular characterization of isosporoid coccidia(*Isospora* and *Atoxoplasma spp.*) in passerine birds. *The Journal of Parasitology*. Vol. 91, n° 3, pp. 635-647.
- 123.SHELDON B.L., 1993-** Opportunities and challenges for application of poultry science and technology into the 21st century. *Korean Journal of Poultry Science*, 20(1), pp.161-170.
- 124.SINGHAPOL C., 2003.** Genetic characterization by microsatellite polymorphism in thai native chicken compare with broiler nad layer fowls. University of technology. ISBN 974-533-292-5. p17.
- 125.SLAVIN, D., 1955.** *Cryptosporidium meleagridis (sp. nov.)*. J. Comp. Pathol. 65,262–266.
- 126.SMITH H.V., CACCIO S.M., COOK N., NICHOLS R.A., TAIT A., 2007-** *Cryptosporidium* and *Giardia* as foodborne zoonoses. *Vet Parasitol* 149, 29-40.
- 127.SOUILLARD A., 2002.** Observations de cas de tenosynovites a ornithobacterium rhinotracheale dans des élevages de dindes de chair de Bretagne. Thèse de Doctorat, Ecole Nationale Vétérinaire de toulouse,90p.
- 128. SRÉTER T., KOVACS G., DA SILVA A.J., PIENIAZEK N.J., SZELL Z., DOBOS-KOVACS M. et MARIALIGETI K., VARGA I., 2000.** Morphologic, host specificity and molecular characterization of a Hungarian *Cryptosporidium melea-gridis* isolate. *Appl. Environ. Microbiol.* 66, 735–738.
- 129.STOTISH R.L., WANG C.C., MEYENHOFER M., 1978.** Structure and composition of the oocyst wall of *Eimeria tenella*. *J. Parasitol*, **64**, 6, 1074-1081.
- 130.SYLLA M., SIDIBE S., TRAORE B., DIALLO F.C., BALLO A., KEITA S., 2011.** Importance du parasitisme interne chez le poulet et la pintade en milieu rural du Mali. In : FAO ; eds. Family poultry communications ; 7-15.
- 131.TOMLEY F. M., BUMSTEAD J. M., BILLINGTON K. J. et Dunn P. P., 1996.** "Molecular cloning and characterization of a novel acidic microneme protein (Etmic-2) from the apicomplexan protozoan parasite, *Eimeria tenella*." *Mol Biochem Parasitol* **79**(2): 195-206.

- 132. TRONCY P.M., ITARD J. ET MOREL P.C., 1981.** Précis de parasitologie vétérinaire. Helminthoses du bétail et des oiseaux de la basse-cour en Afrique tropicale.- *I.E.M.V.T.*- Paris : pp. 196-267.
- 133. VALTONEN E.T., HOLMES J.C. and KOSKIVAARA M., 1997.** Eutrophication, pollution and fragmentation: effects on parasite communities in roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in the Central Finland. *Can. J. Aquat. Sci.* 54: 572-585.
- 134. VILLATE D., 1997.** Maladie des volailles, manuel pratique. Editions France Agricole, 399p.
- 135. VILLATE D., 2001.** Maladies des Volailles ,Edition France Agricole, 399p.
- 136. WEBER R., BRYAN R-T. and JURANEK D-D., 1992** - Improved stool concentration procedure for detection of cryptosporidium oocysts in fecal suspensions. *J. Clin. Microbiol.*, 3 : 2869-2873
- 137. WILLIAM R.B., 2001.** Quantification of the crowding effect during infections with the seven *Eimeria* species of the domesticated fowl: its importance for experimental designs and the production of oocyst stocks. *Int. Journ. Parsitol.*, 31: 1056-1069.
- 138. WILLIS H.H., 1921.** A simple levitation method for the detection of hook-worm ova. *Med J Aust* 2: 375-376.
- 139. WILLIAMS RB., 1999.** A compartmentalized model for the estimation of the cost of coccidiosis to the world's chicken production industry. *International Journal for Parasitology*, **29 (8)**: 1209-1229.
- 140. XIAO L. et FAYER R., 2008.** Molecular characterization of species and genotypes of *Cryptosporidium* and *Giardia* and assessment of zoonotic transmission. *Int. J. Parasitol.*, **38**, 1239-1255.
- 141. YOUSFI F., 2012.** Contribution à l'étude des helminthes parasites du tube digestif du poulet local, (*Gallus gallus domesticus*, *Linnaeus 1758*) dans la région d'Oran. Thèse Magister, inst. Ecologie et Biodiversité des parasites. Univ. Oran, 145 p.
- 142. YVORÉ P., 1992.** Les coccidioses en aviculture. In : Brugère-Picoux, J., Silim, A. (eds), Manuel de pathologie aviaire, 312-317. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, France.
- 143. ZAIME A. et GAUTIER J.Y., 1989.** Comparaison des régimes alimentaires de trois espèces sympatriques de Gerbillidae en milieu saharien au Maroc. *Revue Ecologie (Terre et vie)* 44(3), p. 263-278

144.ZENNER L., CHOSSAT L., CHAUVE C., 2002. L'histomonose de la dinde, une maladie d'actualité. *Bulletin des GTV*, **15**,155-158.

Les sites Web :

FAO-STAT, 2009. Data base in www.fao.org.

PoultryDVM.com <http://www.poultrydvm.com/condition/cecal-worms>

<http://eimeria.chez.tiscali.fr/Coccidies%20Gallus/oocyste.html> consultation octobre 2004)

www.sprcentre.co <http://eimeria.chez.tiscali.fr/Coccidies%20Gallus/oocyste.html> consultation octobre 2004)

Poultry Helminthiasis,The Merck veterinary.

<http://www.merckvetmanual.com/mvm/index.jsp?cfile=htm/bc/202900.htm>

Résumé



ملخص : التطفل في الجهاز الهضمي عند الدواجن في منطقة الجلفة

يتكون هذا العمل من دراسة التطفل الهضمي في تربية الدواجن بمنطقة الجلفة. يكشف حصر نتائج الأعمال التي نفذها طلاب جامعة الجلفة في السنوات السابقة عن وجود ما مجموعه 18 نوعًا طفيليًا في المسالك الهضمية من دواجن تنتمي إلى 5 شعب و 6 أقسام و 11 عائلة. تمثل فئة الديدان الخيطية أكبر عدد من الأنواع (11 نوعًا). إن أهم أمراض الجهاز الهضمي في تربية الدواجن في منطقة الجلفة هي الكوكسيديا والديدان الخيطية قصيرة الدورة. يتسبب هذا في أضرار نتيجة النفوق ، وانخفاض النمو وتحويل الغذائي الضعيف.

الكلمات المفتاحية:

طفيليات الجهاز الهضمي ، تربية الدواجن ، الديك الرومي ، الدجاج ، الجلفة.

Résumé : Parasitisme digestif en élevage avicole dans la région de Djelfa

Ce travail consiste à l'étude de parasitisme digestif en élevage avicole dans la région de Djelfa. L'inventaire des résultats des travaux réalisés les années précédentes par les étudiants de l'université de Djelfa révèle la présence d'un total de 18 espèces parasites les tubes digestifs des volailles, appartenant à 5 phylums, 6 classes et à 11 familles. C'est la classe des nématodes qui présente le plus grand nombre d'espèces (11 espèces). Les principales affections du tube digestif en aviculture dans la région de Djelfa sont les coccidioses et les nématodes à cycle court. et cela a des répercussions sur la production avicole suite à la mortalité, la baisse de croissance et la mauvaise conversion alimentaire.

Mots clés : Parasitisme, Appareil digestif, Aviculture, Dinde, Poulet, Djelfa.

Summary : Digestive parasitism in poultry farming in the region of Djelfa

This work consists of the study of digestive parasitism in poultry farming in the region of Djelfa. The inventory of the results of the work carried out in previous years by the students of the University of Djelfa reveals the presence of a total of 18 parasitic species in the digestive tracts of poultry belonging to 5 phyla, 6 classes and 11 families. It is the class of nematodes that presents the greatest number of species (11 species). The main diseases of the digestive tract in poultry farming in the Djelfa region are coccidiosis and short-cycle nematodes. This has repercussions on poultry production following mortality, reduced growth and poorer feed conversion.

Keywords:

Parasitism, Digestive tract, poultry farming, turkey, chicken, Djelfa.