

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE – ALGER
المدرسة الوطنية العليا للبيطرة - الجزائر

**PROJET DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION
DU DIPLÔME DE DOCTEUR VETERINAIRE**

THEME

**Enquête sur le parasitisme intestinal par coproscopie en élevage
avicole dans la région de Barika**

**Présenté par :BOURAS Houssam
BRICHE Zakaria**

Soutenu le : 01/07/2012

Le Jury :

- Président	Dr. AIT OUDHIA K.	Maître de conférences A ENSV
- Promoteur	Dr. GHALMI F.	Maître de conférences A ENSV
- Examinatrice	Dr. DERDOUR S Y.	Maître assistante A ENSV
- Examinatrice	Dr. AZZAG N.	Maître assistante A ENSV

Année universitaire : 2011/2012

Remerciements

*Nous tenons à remercier tout particulièrement docteur **DR. F. GHALMI** (maître de conférences A l'ENSV), pour nous avoir encadré et orienté durant toute L'année, avec son savoir et son esprit de recherche et dont les conseils et les critiques nous ont été d'un apport précieux,*

*A **DR. KAIT-OU DHIA** Maître de conférences A ENSV pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury.*

*A **M^{me} S. DERDOUR** (Maître assistante A ENSV) pour qu'elle trouve ici le témoignage de notre reconnaissance pour avoir bien voulu juger notre travail.*

*A **M^{me} N. AZZAG** (Maître assistante A ENSV) pour qu'elle trouve ici le témoignage de notre reconnaissance pour avoir bien voulu juger notre travail.*

A tous les perssones qui nous ont apporté de l'aide

*Tous les vétérinaires de la région de bariqa : **Dr J. Brahmi**, **Dr S. souassi**, **Dr M. bengausmi**, **Dr Y. jahiche**, **Dr Y. fraiyh**, **Dr M. deba**, **Dr w. maidoune***

*** sans oublier **Ami Hmmed***

*** **Sarra BBA** et sa copine*

*** **B. karima***

A tous ceux, qui nous ont enseigné pendant toute notre vie.

Dédicace

*Au nom de DIEU le tout puissant le très miséricordieux par la grâce duquel
j'ai pu réalisé ce travail que je dédie :*

*A mon père BRICHE Ameur et ma mère Nacira, êtres les plus chers et les
plus précieux dans ma vie sans qui sans eux mon succès n'aurait pas été
possible, que DIEU leur prête longue vie.*

A la mémoire de mes grands parents paternels : Ahmed et Merzaka.

A mes grands parents maternels : GHADBANE Khalef et Ourida.

A mes frères : Brahim, Hamoudi , sa femme et son petit Ahmed.

*A mes sœurs : Maria, Amina, Khadidja et son mari Radouane , sa petite
Hiba, Aicha et son mari Amine et ces petits Minou et Amira.*

A notre chère promotrice GHALMI Farida.

A mes amis :

*Ezel, Alouche, Makak, Rou, Halim, Zaki, Hamza, Houssam, Ghani,
Slimane, naouri, Hami, Oussama, Soufiane, Raouf, Souce, Hako, Ahmed
lahoub, Haidar, Chichou , Salah et Adel.*

Zakarya

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail en signe de reconnaissance
A la pensée de mon père qui nous a quitté six mois avant
la finition de ce travaille, à ma mère
.A ceux aux quels je dois me réussir
,Aux personnes les plus chères dans ce monde
pour leur amour, leur dévouement et leur soutien tout au
long de ces longues années d'étude
Qu'ils trouvent
ici l'expression
de ma gratitude

A mes frères karim, hicham, hamodi, mazen, sousou
,et mes sœurs: souhaila, kenza, sara
et les petites chaima et manar
et mon neveu le poussin louai
A toute ma famille
A asma

A notre chère promotrice farida Ghalmi
A mes amis (es) : karim, fayçal, abd elghani, talibo, nouh
,A tous ceux que je n'ai pas cités
tous ce qui par leur présence à mes cotés été d'une
valeur inestimable
ils ce reconnaîtront, qu'il trouve et je l'espère
ici l'expression de mon immense estime et affection



HOUSSAM

Sommaire

Introduction	1
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	
I. LES PARASITES DU TUBE DIGESTIF EN ELEVAGE AVICOLE	2
I.1. Les némathelminthes	2
I.1.1. <i>Ascaridia galli</i>	2
I.1.2. <i>Heterakis gallinarum</i>	4
I.1.3. <i>Capillaria spp</i>	5
I.1.4. <i>Trichostrongylus tenuis</i>	7
I.2. Les plathelminthes	8
I.2.1. <i>Davainea proglottina</i>	9
I.2.2. <i>Raillietina spp</i>	10
I.3. Les protozoaires	12
I.3.1. <i>Eimeria spp</i>	13
I.3.2. <i>Cryptosporidium sp</i>	14
I.3.3. <i>Trichomonas sp</i>	16
I.3.4. <i>Histomonas meleagridis</i>	17
II. LE DIAGNOSTIC	18
II-1. Diagnostic des helminthes	18
II-2. Diagnostic des protozoaires	19
III. EPIDEMIOLOGIE	19
IV. LE TRAITEMENT DES PARASITES DU TUBE DIGESTIF	19
IV.1. Les Anthelminthiques nématodocides	20
IV.1.1. Les dérivés benzimidazolés	20
IV.1.2. Dérivés de l'Imidazothiazole	20
IV.1.3. Les Sels de Pipérazine	20
IV.1.4. Dérivés de la Pyridine	20
IV.2. Anthelminthiques cestodocides	21
IV.2.1. Dérivés des Anilides	21
IV.3. Traitements utilisés contre les protozoaires de la volaille	21
IV.3.1. Les anti-coccidiens	21
IV.3.2. Les anti-Cryptosporidies	21

IV.3.3. Les anti- Histomonas	22
PARTIE EXPERIMENTALE	
I. MATERIELS ET METHODES	24
I.1. Présentation de la région de Barika	24
I.2. Caractéristiques climatiques.....	24
I.2.a. températures enregistrées dans la région	24
I.2.b. humidité relative	24
I.2.c.populations.....	24
I.3. Généralités sur les élevages avicoles.....	25
I.3.1. la production aviaire dans la région de Barika	25
I.3.2. description des bâtiments d'élevage dans la région	25
I.4. Enquêtes épidémiologiques	25
I.4.1. Auprès des aviculteurs.....	25
I.4.2. Auprès des vétérinaires praticiens.....	25
I.5. Méthodes de prélèvements	26
I.6. Analyses coproscopiques et diagnose des éléments parasitaires.....	26
I.6.1. Examen Macroscopique	26
I.6.2. Examen microscopique :	27
II- RESULTATS.....	30
II.1.Identification morphologique des différentes espèces parasitaires.....	30
II.2. Prévalence des parasites identifiés dans les élevages avicoles de Barika.....	31
II.3. Prévalence des parasites identifiés par type de productions avicoles dans les élevages de Barika	32
II.4. Prévalence par espèce parasitaire en fonction du type de production en élevage avicole	33
II.5. Évaluation de la co- infestation dans les différents bâtiments d'élevage avicole.....	34
III. Discussion	36
Conclusion.....	40

Enquête sur le parasitisme intestinal par coproscopie en élevage avicole dans la région de Barika

Introduction

L'aviculture constitue un secteur très important, en Algérie. Ses produits assurent plus de 50% de la ration alimentaire moyenne en produits d'origine animale. Cette branche a enregistré le développement le plus remarquable, au cours des quinze dernières années, grâce aux importants investissements consentis par le secteur privé et public, et cela suite à l'engouement des consommateurs pour les produits d'origine avicole. Les volailles ont quitté la basse-cour pour une production rationalisée, industrialisée, dont la filière s'est structurée. Cependant, alors que l'industrie en aviculture passe généralement par une bonne maîtrise des facteurs d'ambiance, les importantes densités d'animaux, en élevage, augmentent considérablement le risque d'apparition de pathologies d'origine diverse telles les parasitoses. Le parasitisme de tube digestif en élevage avicole est un phénomène assez fréquent, pouvant entraîner un certain nombre de troubles plus ou moins graves, allant des désordres digestifs aux retards de croissance en passant par la maigreur et l'atteinte du plumage et du système nerveux. Ces parasites internes sont des protozoaires (organismes microscopiques unicellulaires) et aussi des vers (helminthes). Le mode de contamination se fait en général par ingestion du parasite sous forme d'œufs ou de larves présents dans l'environnement ou l'alimentation.

L'objectif de notre travail est de réaliser une enquête parasitologique par coproscopie au niveau de quelques batiments avicoles de différents types de production dans la région de Barika.

Partie bibliographique

I. LES PARASITES DU TUBE DIGESTIF EN ELEVAGE AVICOLE

Parmi les principaux parasites internes qui affectent les élevages avicoles on trouve :

I.1. Les némathelminthes

On les appelle communément « vers ronds ». Ils sont cylindriques, filiformes, non segmentés et se terminent en pointe aux extrémités.

I.1.1. *Ascaridia galli*

Le genre *Ascaridia* renferme les espèces que l'on retrouve chez la volaille. C'est un ascaris qui n'effectue pas de migration somatique importante.

Ce sont des parasites très fréquents de l'intestin grêle des oiseaux.

A. galli a été identifié chez la poule, le dindon, le canard et l'oie

A. columbae a été décrit chez le pigeon

I.1.1.a. Taxonomie

Embranchement: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordre: Ascaridida

Famille: Ascaridiidae

Genre: *Ascaridia*

Espèce: *A. galli*

I.1.1.b. Description

Ascaridia galli (= *A. lineata* = *A. compressa* = *A. perspicillum*) est un ver de quelques centimètres de long. Il vit dans l'intestin grêle de galliformes domestiques ou sauvages ainsi que chez quelques ansériformes comme le canard.

Les adultes sont de 50 à 115 mm de longueur. C'est le plus grand nématode de la volaille.

Les femelles (jusqu'à 12cms) sont plus grandes que les mâles.

La tête dispose de 3 grandes lèvres. Les mâles ont les nageoires caudales et une ventouse préanale.

Les oeufs sont de forme elliptique, à coque épaisse et mesure environ 48 x 85 microns, avec une surface lisse. Œuf difficile à différencier de celui d'*Heterakis gallinae*.



Figure I-01: œuf de *Ascaridia galli* X 100

(source: www.rvc.ac.uk)



Figure I-02:: *Ascaridia galli* adulte

(Source :www.dzvet.net)

I.1.1.c. Biologie

Les œufs nécessitent un degré hydrométrique d'au moins 80% pour pouvoir se développer. La température devant être comprise entre 19 et 34°C. Ils deviennent infestants en 3 semaines minimum. Il se forme alors dans l'œuf, une larve (L1) qui va subir mue pour devenir infestante (L2). Cette larve L2 n'écloît pas et reste contenue dans l'œuf. Des vers de terre peuvent s'intercaler dans le cycle et jouer le rôle de transporteur. Une fois ingéré, l'éclosion est très rapide (environ une demi-heure post-infestation). La larve (L2) se développe directement dans l'intestin et reste alors une huitaine de jours dans la lumière de l'intestin puis s'enfonce dans la muqueuse où elle subit une mue en L3. A Jour 18 post infestation, la larve retourne dans la lumière digestive où elle effectue des mues espacées de 6 jours (L4-L5) qui la mènera au stade adulte. La maturité sexuelle des vers est atteinte en un gros mois lorsque l'hôte a moins de 3 mois, en deux mois environ si le poulet est plus âgé. La longévité du ver adulte n'est pas connue.

L'œuf embryonné est très résistant dans le milieu extérieur.

La période prépatente varie de 6 à 8 semaines en fonction de l'âge des animaux.

I.1.1.d. Pathogénie et signes cliniques

Les *Ascaridia* sont des parasites peu pathogènes en général bien supportés par l'animal. Les signes cliniques se retrouvent essentiellement chez les jeunes oiseaux.

Durant la phase prépatente (phase muqueuse tissulaire) on note de l'entérite catarrhale voire hémorragique.

Les vers adultes en grand nombre mènent à l'occlusion intestinale et à la mort.

I.1.2. *Heterakis gallinarum*

Est un parasite qui se caractérise par sa taille réduite et sa localisation dans le gros intestin au niveau des caeca.

Il s'agit d'un parasite très fréquent chez la poule et le dindon. Il existe une autre espèce décrite surtout chez le gibier en particulier le faisan : *H. isolonche*.

I.1.2.a. Taxonomie

Embranchement: Nematoda

Classe: Secernentea

Sous-classe: Rhabditia

Ordre: Ascaridida

Famille: Ascarididae

Genre: *Heterakis*

Espèce: *H. gallinarum*

I.1.2.b. Description

Il s'agit d'un ver blanchâtre mesurant 1,5 cm ayant une bouche caractéristique à trois petites lèvres et une extrémité postérieure pointue. Le mâle mesure entre 10 et 18 mm de longueur et la femelle de 16 à 23 mm (**Gavard-Gongallud,2000**).

Le parasite est visible au microscope à faible grossissement ou à loupe binoculaire. Les oeufs ont une taille moyenne ,ellipsoïdes,parois aplatis à coque lisse,épaisse,le contenu est non segmenté ils sont difficile à différencier de ceux d'*Ascaridia*, sauf qu'ils plus grands avec des parois légèrement convexes (**Thienpont et Vanparijs, 1979**).

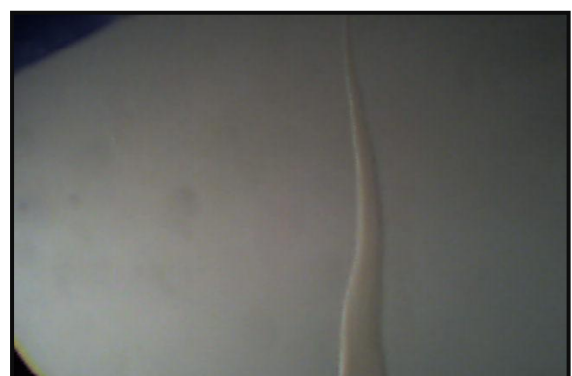


Figure I-03: *Heterakis gallinarum* adulte à gauche le stade adulte dans les intestins, à droite un adulte isolé

(source : www.chickenvet.co.uk)



Figure I-04:œuf de *Heterakis gallinarum* grossissement X100

(source: www.rvc.ac.uk)

I.1.2.c. Biologie

Après émission, l'œuf devient infestant en 12 à 15 jours environ dans les conditions optimales de développement. Comme pour les *Ascaridia*, la larve L2 reste incluse dans l'œuf et représente l'élément infestant. La résistance de ces formes libres dans le milieu extérieur est grande.

Le ver de terre est là encore un hôte de transport ou un hôte paraténique contenant des larves somatiques L2. Les sauterelles peuvent également jouer ce rôle. Après infestation par voie orale, les trois mues de *H. gallinarum* ont lieu poursuit dans la lumière caecale, La période prépatente est inférieure à un mois. La longévité des *Heterakis* adultes est d'environ un an.

I.1.2.d. Pathogénie et signes cliniques

Heterakis gallinarum est considéré comme un parasite peu pathogène de la poule et du dindon. Son principal rôle pathogène est lié à la transmission du protozoaire *Histomonas meleagridis* agent de l'histomonose du dindon.

I.1.3. *Capillaria* spp

I.1.3.a. Taxonomie

Embranchement: Nematoda

Classe: Adenophorea

Sous-classe: Enoplia

Ordre: Trichurida

Famille: Trichinellidae

Genre: *Capillaria*

I.1.3.b. Description

Deux espèces sont très répandues et décrites chez la poule : *C. obsignata* et *C. caudinflata*.

Vers très fins invisibles lors de l'examen du contenu du tube digestif (de l'épaisseur d'un cheveu) (Gavard-Gongallud, 2000) mesurant de 6 à 25 mm de longueur; le stichosome très étroit s'étend sur la moitié de la longueur du ver. Le mâle possède un long spicule unique et une bourse caudale rudimentaire.

Les œufs sont peu colorés et présentent deux bouchons polaires aplatis.

C. obsignata est un parasite de l'intestin grêle de la poule, du dindon et du pigeon.

C. caudinflata est un parasite de l'intestin grêle de la poule et du dindon

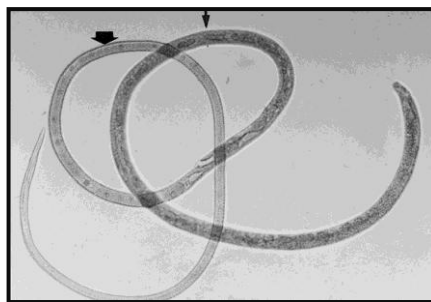


Figure I-05:: *Capillaria Obsignat* adulte

(source : www.kmle.com)

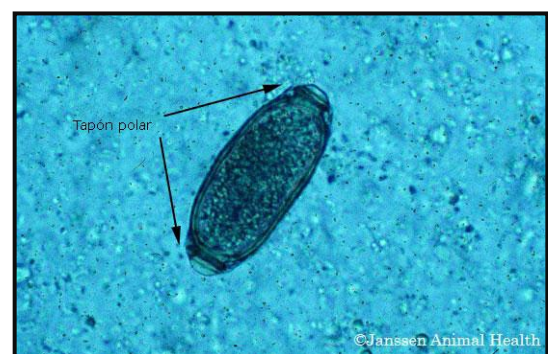


Figure I-06: œuf de *Capillaria obsignata* (à gauche) et *capillaria caudinflata* (à droite) X100

(source: www.rvc.ac.uk)

I.1.3.c. Biologie

Capillaria obsignata a un développement direct. Les oeufs passent dans les matières fécales, la larve L1 infestante se développe dans l'œuf en une semaine environ . L'œuf embryonné reste infestant pendant environ 14 j. Après ingestion, la L1 se libère et poursuit son développement dans le duodénum de l'animal où a lieu les 4 mues vers le stade adulte qui vit à la surface de la muqueuse avec l'extrémité antérieure enfouie dans les glandes de l'organe (Urquhart et al., 1989).

Le cycle de *C. caudinflata* nécessite un ver de terre à l'intérieur duquel l'œuf embryonné eclot.

La période pré patente est de trois à quatre semaines dans les deux cas.

I.1.3.d. Pathogénie et signes cliniques

L'adulte introduit son extrémité antérieure dans la muqueuse et induit de la nécrose de l'entérite nécrosante et catarrhale. La diarrhée est souvent marquée. La mortalité est alors élevée.

Les infestations légères (moins de 100 vers) induisent des retards de croissance.

I.1.4. *Trichostrongylus tenuis*

I.1.4.a. Taxonomie

Embranchement: Nematoda

Genre: *Trichostrongylus*

Espèce: *T. tenuis*

I.1.4.b. Description

Trichostrongylus tenuis (= *T. pergracilis*) est un ver allongé, mesurant 5 à 11 mm de long. Il vit dans les caeca de nombreuses espèces de galliformes, domestiques et sauvages.

Sa bouche est pourvue de trois lèvres très réduites. La cuticule est lisse en arrière de la bouche puis striée transversalement. Il y a un renflement cuticulaire ventral, juste avant la bourse caudale chez le mâle. Les spicules sont inégaux, le gubernaculum est fusiforme. Les femelles ont la queue conique. Les œufs mesurent approximativement 70µ sur 40µ.

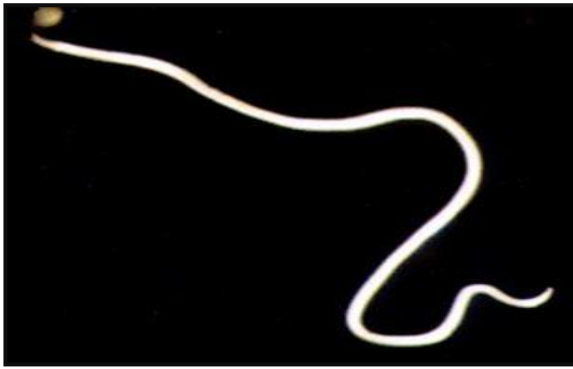


Figure I-07: adulte *Trichostrongylus tenuis*

(Source :www.infonet-biovision.org)



Figure I-08: œuf de *Trichostrongylus tenuis*

(source: www.rvc.ac.uk)

I.1.4.c. Biologie

Le cycle est monoxène direct. La larve devient infestante sur le sol après 15 jours environ. La période prépatente de l'infestation est de 8 à 10 jours.

I.1.4.d. Pathogénie et signes cliniques

Comme d'autres vers de la *Trichostrongylus* de l'intestin grêle, *T. tenuis* endommage la muqueuse intestinale de ces hôtes et peut causer une entérite, une gastrite, de la diarrhée ou encore de la constipation, un affaiblissement général et une perte d'appétit et de poids.

Il peut y avoir des mortalité chez les jeunes animaux fortement infestés.

Chez les oiseaux, *T. Tenuis* est également hautement pathogène, en particulier dans les exploitations agricoles en libre parcours ou traditionnelles en particulier les jeunes oies.

Les symptômes les plus fréquents sont la diarrhée (parfois aqueuse, liquide ou sanglante), la constipation, la perte de poids, la perte d'appétit et parfois l'anémie.

la détection des œufs dans les selles confirme le diagnostic.

I.2-Les plathelminthes

Sont des vers hermaphrodites à corps segmenté et aplati, divisés en trois parties :

- le scolex, partie antérieure, porte les organes de fixation (ventouses) et un rostre protractile, armé ou non de crochets.
- Le cou, partie la plus étroite du ver, unit le scolex au corps.
- Le strobile, partie segmentée du parasite, composé d'anneaux ou proglottis.

I.2.1. *Davainea proglottina*

I.2.1.a. Taxonomie

Embranchement: Plathelminthes

Classe: Cestodes

Ordre: Cyclophyllidea

Famille: Davaineidae

I.2.1.b. Description

Davainea proglottina est un ver solitaire (ténia, ténias) gastro-intestinal infectant de nombreuses espèces d'oiseaux (poulets, dindes, poules, poules Guinée sauvages) à travers le monde.

Davainea proglottina est un petit ténia de la muqueuse duodénale, il ne dépasse généralement pas 4 mm de longueur possédant habituellement seulement 4 à 7 segments (proglottis). La tête (scolex) munie de ventouses et de 3 à 6 crochets va s'accrocher à la paroi intestinale.

Les proglottis ou segments vont être produits à partir du scolex. Ils sont de couleurs blanchâtres à transparents.

Les proglottis gravides contenant des œufs enfermés dans des capsules vont être éliminés dans le milieu extérieur via les fientes. Les œufs mesurent environ 35x50 µ et possèdent des crochets embryonnaire.



Figure I-09: adultes *Davainea proglottina*



Figure I-10: oeufs *Davainea proglottina* X135

I.2.1.c. Biologie

Davainea proglottina a un cycle de vie indirecte. Les hôtes intermédiaires sont des mollusques terrestres, en particulier les escargots ou les limaces (genre *Limax*, *Arion*, *Cepaea*, *Agriolimax*,...etc.)

Les proglottis de *D. proglottina* bourrés d'œufs vont passer dans les fientes et contaminer ainsi la végétation environnante. De là, ils sont ingérés par les hôtes intermédiaires dans lesquelles, ils vont se développer en larves de type cysticercoïdes en trois semaines. Les oiseaux qui sont des hôtes définitifs deviennent infestés en ingérant des escargots infectés. Chez les oiseaux, le ver adulte est formé 2 semaines environ suivant l'ingestion d'un HI infesté.

I.2.1.d. Pathogénie et signes cliniques

On peut observer une entérite hémorragique, des troubles d'hypo et avitaminose. Chez les jeunes, les signes sont beaucoup plus manifestes et se caractérisent par de l'inappétance, une soif vive, un amaigrissement progressif, une diarrhée glaireuse, les plumes ébouriffées, de la parésie. La mort survient suite à la paralysie et à la cachexie. Chez les adultes, les signes sont peu évidents.

I.2.2. *Raillietina* spp

I.2.2.a. Taxonomie

Embranchement: Plathelminthes

Classe: Cestodes

Ordre: Cyclophyllidea

Famille: Davaineidae

Genre: *Raillietina*

I.2.2.b. Description

Le genre *Raillietina* renferme les plus grands ténias des oiseaux. Les hôtes intermédiaires de ces vers sont des insectes, essentiellement des fourmis, mais aussi, beaucoup plus rarement, des mouches ou des coléoptères comme les scarabées. Ils peuvent provoquer des lésions d'entérite nodulaire. Plusieurs espèces sont décrites

- *R. echinobothrida* :

Raillietina echinobothrida est un ver parasite le plus prévalent et pathogène chez la volaille, particulièrement chez les poules.

On le trouve essentiellement chez les galliformes mais il est décrit également chez les ansériformes et les columbiformes.

Il s'agit d'un ver mesurant jusqu'à vingt cinq centimètres de long.

Le scolex mesure 200 à 400 µm. Les ventouses sont circulaires, très développées (150 µm de diamètre) et portent une dizaine de rangées d'épines caduques de 10 µm. Le rostre est armé de 200 à 250 crochets disposés en deux couronnes nettement visibles.

- *R. tetragona* (= *galli*)

Ce ver est de même taille que *R. echinobothrida*. Parasite banal des galliformes, aussi bien domestiques que sauvages, on le rencontre occasionnellement sur des columbiformes ou des ansériformes. Il possède un scolex de petite taille, tétragonal, de 200µm de côté,



Figure I-11: œuf *Raillietina* spp X100
(source: www.rvc.ac.uk)



Figure I-12: *Raillietina* spp adulte
(source : www.kmle.com)

I.2.2.c. Biologie

Toutes les espèces ont des cycles de vie indirects. Les hôtes intermédiaires sont généralement des escargots ou des insectes tels que les fourmis et mouches et coléoptères.

Ordinairement chaque espèce de *Raillietina* dispose de ses propres hôtes intermédiaires spécifiques.

A partir des fèces d'oiseaux infectés, des proglottis remplis d'œufs vont contaminer la végétation environnante. De là, ils sont ingérés par les hôtes intermédiaires dans lesquels les larves de tupe cysticercoïde vont se développer. Les oiseaux sont infectés à leur tour après

ingestion des escargots des insectes infestés. La période prépatente est de 12 à 3 semaines selon les espèces.

I.2.2.d. Pathogénie et signes cliniques

Le ver adulte infeste l'intestin grêle de la poule, il se nourrit aux dépens de l'hôte parasite. Il est responsable d'un retard de croissance chez le jeune poulet, l'amaigrissement chez l'adulte et une chute dans la production chez la poule pondeuse. En général, le ver ne cause pas de sévères dommages pathologiques chez le poulet, cependant, il entre en concurrence avec lui pour les nutriments quand le nombre de parasite est excessif. Dans des cas pareils, de sévères lésions au niveau des parois intestinales et de la diarrhée peuvent apparaître ce qui va mener inévitablement vers un mauvais état général. Lors de forte infestation, *R. echinobothrida* est répertorié comme l'un des ténias des pathogènes, provoquant des nodules visibles intestinaux chez le poulet, avec une entérite hyperplasique caractéristique associée à la formation de granulomes.

Le symptôme est appelé «maladie nodulaire du Ténia" chez les volailles (**McDougald, 2003**). Des nodules intestinaux entraînant souvent la dégénérescence et la nécrose des villosités intestinales, accompagnées par une anémie avec une augmentation significative du nombre des leucocytes et une diminution de la protéine sérique totale (**Samad et al., 1986**).

I.3. Les protozoaires

Les protozoaires sont divisés en deux grands groupes :

- Le phylum des *Sarcomastigophora*.
- Le phylum des *Apicomplexa* (anciennement sporozoaires).

Les *Sarcomastigophora* (=Rhizoflagellés) sont caractérisés par la présence d'organites locomoteurs de type flagelles (classe des Flagellés) ou pseudopodes (classe des Amibes).

Les *Apicomplexa* sont des parasites obligatoires intracellulaires dépourvus d'organites locomoteurs.

I.3.1. *Eimeria* spp

Ces protozoaires sont très fréquents en élevage et ont un impact économique considérable chez les galliformes.

I.3.1.a. Taxonomie

Embranchement: Apicomplexa

Classe: Conoidasida

Ordre: Eucoccidiorida

Famille: Eimeriidae

Genre: *Eimeria*

I.3.1.b. Description

Ce sont les coccidies qui affectent le plus couramment les volailles.

Les coccidies sont des protozoaires appartenant à la famille des ***Eimeriidae***, caractérisés par un cycle monoxène et une très forte spécificité d'hôte. Elles présentent un site de développement dans le tube digestif et infectent des cellules telles que les cellules épithéliales des villosités intestinales ou cellules des cryptes. En pratique, les espèces ayant une importance économique sont *E. tenella*, *E. acervulina*, *E. maxima*, et de façon occasionnelle *E.brunetti*, *E. necatrix*, *E.mitis* (Bussiéras et al., 1992).

Il existe 07 espèces d'***Eimeria*** spécifiques du poulet non transmissibles à d'autres espèces de volailles : *E. tenella* (espèce la plus pathogène), *E. maximae*, *E. brunettie*, *E. mitis*, *E. acervulina*, *E. praecox*, *E. necatrix*.

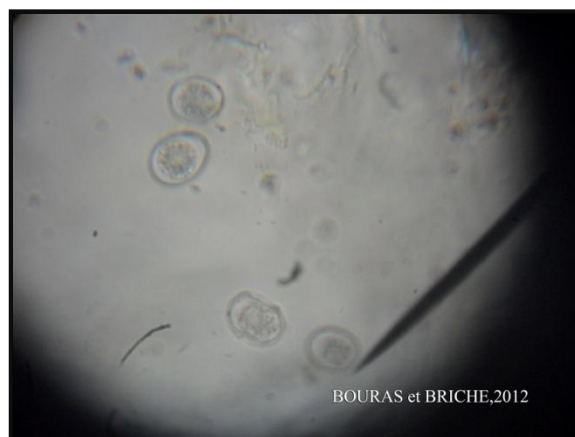


Figure I-13:: *Eimeria* spp X 100

I.3.1.c. Biologie

Le cycle des coccidies est diphasique car il y a une phase extérieure à l'hôte et une phase intérieure à l'hôte. Le cycle est monoxène direct, les volailles se contaminant directement sans la nécessité d'un hôte intermédiaire vecteur.

Le cycle des coccidies est toujours accompagné de deux types de reproduction : une reproduction sexuée et une reproduction asexuée.

La multiplication asexuée (ou schizogonie) s'effectue dans les cellules épithéliales intestinales et est responsable des symptômes et lésions qui peuvent être observés.

La multiplication sexuée (ou gamogonie) aboutit à la formation d'œufs fécondés (ou ookystes). Ces derniers sont excrétés dans la lumière intestinale et rejetés dans le milieu extérieur assurant ainsi la pérennité du parasite.

I.3.1.d. Pathogénie et signes pathologiques

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

I.3.2. *Cryptosporidium* sp

I.3.2.a. Taxonomie

Embranchement: Apicomplexa

Classe: Conoidasida

Sous-classe: Coccidiasina

Ordre: Eucoccidiorida

Sous-ordre: Eimeriorina

Famille: Cryptosporidiidae

Genre: *Cryptosporidium*

I.3.2.b. Description

Appartenant aux *Apicomplexa*. Beaucoup d'oiseaux et de mammifères, Homme y compris, sont sensibles. Néanmoins il semblerait qu'il ne s'agisse pas d'une zoonose, les souches aviaires n'affectant pas les mammifères.

Ce sont des coccidies qui diffèrent des précédentes, en effet leur spectre d'hôte est très large et leur développement se fait à la surface des cellules épithéliales. *Cryptosporidium* possède un ookyste sans spore, mais contenant quatre sporozoïtes.

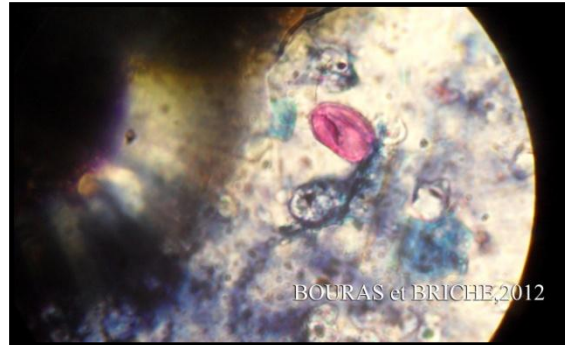


Figure I-14:: *Cryptosporidium* sp X 100

I.3.2.c. Biologie

Le parasite ne vit pas dans les cellules épithéliales elles-mêmes mais à la surface des épithéliums infestés, en position extra cytoplasmique, dans la bordure en brosse. Plusieurs cycles de reproduction asexuée se déroulent au niveau des entérocytes en fournissant des mérozoïtes de forme allongée. La gamétogonie aboutit à la formation d'ookystes, ovoïdes et petits. Éliminés de façon fécale, ils sont directement infectieux et peuvent survivre jusqu'à six mois en milieu humide.

I.3.2.d. Pathogénie et signes cliniques

la *Cryptosporidium* provoque des maladies intestinale aboutissant à la morbidité et la mortalité, habituellement , deux espèces infectent le poulet et la dinde (*C.baileyi* et *C.meleagridis*) et une 3^{ème} espèce non nommée infecte la caille (*Cryptosporidium.sp*)

le site préférentiel de développement de *Cryptosporidium baileyi* chez le poulet et le dindon est le cloaque et la bourse de Fabricius mais sans signes cliniques associés, l'apparition des symptômes est occasionnelle à une maladie concomitante .

la cryptosporidiose à *C. meleagridis* est une maladie iléale de la dinde et de l'homme; elle peut provoquer une diarrhée sévère, l'atrophie des villosités, l'hyperplasie des cryptes et la raccourcissement des microvillosités sont les modifications pathologiques majeures associées à la maladies (OIE,2005).

I.3.3. *Trichomonas sp*

I.3.3.a. Taxonomie

Embranchement: Metamonada

Classe: Parabasalia

Ordre: Trichomonadida

Famille: Trichomonadidae

Genre: *Trichomonas*

I.3.3.b. description

C'est un protozoaire flagellé du genre *Tetratrichomonas*. Toutes les espèces aviaires sont des vecteurs potentiels de ce parasite. Il se loge surtout dans les caeca, le gros intestin et le cloaque mais des localisations aberrantes ont été notées (infarctissement hépatique).

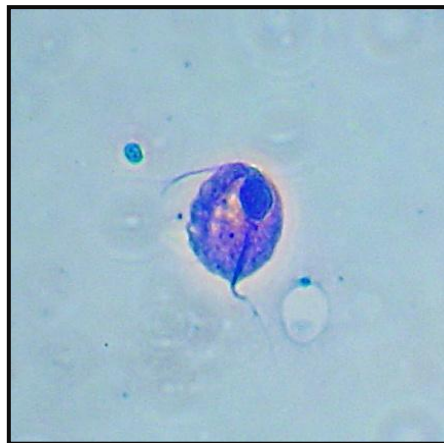


Figure I-15: *Trichomonas sp* X 40
(source : www.pirx.com)

I.3.3.c. Biologie

L'élimination dans le milieu extérieur se fait directement, sans passage par une forme kystique. La résistance dans le milieu extérieur est faible, la survie varie de 1 à 7 jours selon la température et l'humidité. Les *Trichomonas* sont très sensibles à la dessiccation. L'oiseau se contamine généralement en ingérant de l'eau souillée. Les flagellés se retrouvent ensuite dans le tractus digestif où ils s'alimentent par diffusion osmotique ou par phagocytose. La multiplication se fait de manière asexuée par division longitudinale. Une population de *Trichomonas* se renouvelle complètement en 24 heures ce qui fait mieux comprendre le risque parasitaire.

I.3.3.d. Pathogénie et signes pathologiques

L'affection se manifeste essentiellement chez les jeunes ; lésions de nécroses jaunâtres, caséeuse dans toute la partie antérieure du tube digestif puis dans les sinus, le bec, le cœur, les poumons, l'ombilic

Les signes cliniques sont caractérisés par la mortalité élevée, la diarrhée et des troubles respiratoires (sinusite) .

I.3.4. *Histomonas meleagridis*

I.3.4.a. Taxonomie

Embranchement: Metamonada

Classe: Parabasalia

Ordre: Trichomonadida

Famille: Monocercomonadidae

Genre: *Histomonas*

Espèce: *H. meleagridis*

I.3.4.b. Description

Il s'agit d'un protozoaire flagellé polymorphe.

Deux formes existent chez l'hôte définitif : une forme sans flagelle dans les tissus, et une forme avec flagelle dans la lumière caecale.

Le lieu de prédilection de ce parasite est le caecum, organe en cul de sac peu concerné par le péristaltisme intestinal. Cette protozoose frappe les galliformes, tout particulièrement les jeunes dindons. On peut néanmoins la rencontrer chez le poulet, la pintade, les galliformes sauvages (faisan, caille, perdrix).

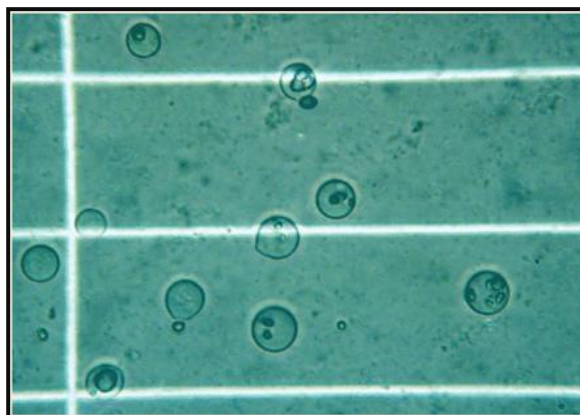


Figure I-16: *Histomonas meleagridis* X 100

(source : www.kmle.com)

I.3.4.c. Biologie

La transmission se fait essentiellement par l'intermédiaire d'un ver nématode : *Heterakis gallinarum* (Shrank, 1788) (Madsen, 1949). Les formes de résistance d'*Histomonas* s'enkystent dans la coque des oeufs du ver ce qui les rend très résistants au milieu ambiant. En effet cela permet au protozoaire de résister plusieurs mois dans le milieu extérieur (jusqu'à 3 ans). Le lombric peut agir comme un hôte de transport. L'œuf qui libèrera la larve du nématode dans les caeca libèrera aussi *Histomonas*. La transmission directe du parasite est difficile car il est peu résistant dans le milieu extérieur et il est très sensible à l'acidité du proventricule. L'intervention de l'helminthe permet au protozoaire de résister à cette acidité car l'œuf d'*Heterakis* n'écloît que dans l'intestin grêle. Cette association *Histomonas* - *Hétérakis*, d'abord démontrée par (Graybill, 1920) a été confirmée par la suite par de nombreux auteurs.

I.3.4.d. Pathogénie et signes cliniques

Un des premiers signes de l'histomonose est une **diarrhée jaune soufre** ou moutarde, signe d'une inflammation caséuse des *caeca*. Les autres signes sont des **plumes tachées de fientes**, l'**anorexie**, la **prostration**, une **démarche anormale** et la tête basse ou cachée sous une aile.

On peut aussi observer une coloration sombre de la tête « *blackhead disease* ». Les oiseaux deviennent très maigres. La mortalité peut être forte (jusqu'à 80%) et persistante. Elle peut être amplifiée par des infections secondaires. Les survivants présenteront un retard de croissance.

II. LE DIAGNOSTIC

II-1. Diagnostic des helminthes :

L'infection par les helminthes est diagnostiquée habituellement par la découverte d'œufs dans les fientes ou par la présence des vers à l'autopsie, certains diagnostiqués accidentellement comme *heterakis gallinarum* par la découverte des nodules caecales contenant des vers adultes (Urquhart et al, 2007) et autres sont facilement identifiables à l'autopsie par la recherche des parasites qui sont visibles soit à l'ouverture de l'intestin pour les vers adultes soit à l'examen à la loupe binoculaire pour les formes larvaires c'est le cas de l'*ascaridia* (Euzeby, 1963)

II-2. Diagnostic des protozoaires :

De nombreuses méthodes peuvent être utilisés pour mettre en évidence des protozoaires et la mise en évidence de ces derniers sur un animal vivant se fait essentiellement par la recherche des oocystes dans les matières fécales, de nombreuses techniques de coloration, de concentration et de marquage immunologique sont utilisables. et pour l'examen post mortem le diagnostic est basé sur les observations nécroscopiques et la visualisation des protozoaires au microscope.

III.EPIDEMIOLOGIE

Les maladies parasitaires sont fréquentes dans les collectivités et les élevages intensifs de volailles.

Aussi le manque d'hygiène et la mauvaise condition d'élevage et même la résistance de certains parasites aux différents anti-parasitaires jouent un rôle dans le développement des maladies parasitaires.

Le mode d'infection est soit par voie buccale après ingestion d'aliment ou d'eau de boisson souillés par des oocystes de protozoaires ou par des œufs d'helminthes ; les volailles peuvent aussi contracter les différentes parasitoses en becquetant sur le terrain ou dans les litières, où sont déposées les déjections infestées, une fois les oocystes dans le tube digestif, les œufs éclosent et permettent la sortie des parasites qui deviennent pathogènes. Dans d'autres cas, l'infestation peut se faire par voie respiratoire comme pour le cas de *Cryptosporidium baileyi* qui ne provoque des signes que lorsqu'elle est incluse par voie respiratoire (**Current et al.,1986 ; Linday et al.,1987**).

IV. LE TRAITEMENT DES PARASITES DU TUBE DIGESTIF

Compte tenu de l'état de polyparasitisme chez les volailles, il est plus indiqué d'instituer un traitement anthelminthique polyvalent.

Les médicaments utilisés doivent être efficaces et avoir un large spectre d'action, non toxiques pour les volailles et pour l'Homme (par accumulation dans les œufs ou dans la chair), peu coûteux et d'administration facile.

A l'heure actuelle, il existe de très nombreux anthelminthiques sur le marché. Malheureusement, ces produits ne répondent pas, à la fois, à tous les impératifs exigés. Néanmoins nous citerons les principaux d'entre eux

IV.1. Les Anthelminthiques nématodocides

IV.1.1. Les dérivés benzimidazolés

- Le Mébendazole

Recommandé pour *Ascaridia*, *Capillaria*, actif en outre contre certains *Cestodes*, mais à condition de renouveler plusieurs fois le traitement. Il est par ailleurs, très bien toléré.

- Le Fenbendazole

Indiqué également pour *Ascaridia*, *capillaria* ; la tolérance au Fenbendazole est parfaite, de plus les essais de toxicité ont montré que, chez la souris, une dose 2000 fois supérieure à la dose thérapeutique ne donnait aucune manifestation d'intoxication. Il est généralement administré en poudre à mélanger dans l'aliment.

IV.1.2. Dérivés de l'Imidazothiazole

Le Tétramisole et le Lévamisole sont recommandés pour *Ascaridia et Capillaria*. Le Lévamisole est beaucoup mieux toléré. L'indice thérapeutique du Tétramisole étant faible, tout surdosage est à éviter. Il est proposé dans le commerce en formulation à administrer avec l'eau de boisson.

IV.1.3. Les Sels de Pipérazine

Les sels hydrosolubles sont efficaces contre *Ascaridia* et les sels soufrés contre *Capillaria*. La tolérance est bonne et le produit est peu toxique. Il est administré par voie buccale en mélange dans l'eau de boisson ou en comprimés.

IV.1.4. Dérivés de la Pyridine

Notamment la Méthyridine qui est active contre *Capillaria* et *Ascaridia* avec une bonne tolérance

IV.2. Anthelminthiques cestodicides

IV.2.1. Dérivés des Anilides

La Niclosamide est indiquée contre tous les Cestodes. Elle est bien tolérée mais assez toxique chez les volailles. Elle s'administre par voie buccale. La condition de l'efficacité de la Niclosamide est d'être solubilisée dans la cavité buccale même, en cas d'absorption sous formes de comprimés.

(Bindoula ;1989)

IV.3. Traitements utilisés contre les protozoaires de la volaille

IV.3.1. Les anti-coccidiens

L'utilisation d'anti-coccidiens comme supplément à l'alimentation ou à l'eau (Amprolum ND, Monensin MD) a été la principale méthode de lutte contre la coccidiose ces dernières années.

- **Les sulfamide** :sont cependant , les meilleurs médicaments,seuls ou associées aux dérivés de la pyriméthamine.

- **Dérivés du nitrofurane** : la nitro-furazone est utilisable dans l'alimentation solide ou dans l'eau de boisson .

- **Framycétine** : l'administration est faite sous forme de comprimé effervescents, dans l'eau de boisson

- La vaccination

La coccidiose des volailles induit une forte immunité, par conséquence, la vaccination a été étudiée comme une alternative à des médicaments pour contrôler la maladie, les premiers vaccins étudié sont les vaccins vivants (sauvage atténué) spécifique à l'espèce *Eimeria*.

Le second set Wild type, vaccin spécifique à la souche *Eimeria*, fonctionne en fournissant un faible taux d'exposition à la maladie en activant le système immunitaire.

IV.3.2. Les anti-Cryptosporidies

Presque inexistant, une étude expérimentale a montré la quasi-totalité des substances chimiques connues pour leurs propriétés anticoccidiennes (y compris les sulfamides) n'avaient aucun effet sur les cryptosporidies (**Tzipori et al. ,1982**)

IV.3.3. Les anti- Histomonas

En théorie, il existe plusieurs molécules efficaces contre Histomona ; les nitroimidazoles (dimétridazoles, ipronidazoles ou ronidazoles) sont les plus efficaces et les nitrofuranes (nifursole) le sont moins (**MacDougald ,1997; Callait et al ., 2002**).

En pratique, aucune molécule n'est disponible après l'interdiction de ces derniers. Ainsi le dimétridazole est interdit en tant que médicament depuis 1995 (Règlement CE n ° :1570 /98).

Ni les anticoccidiens, ni les antibiotiques actuellement disponibles sur le marché ne sont efficaces contre les histomonas (**MacDougald 1997 ; Callait et al ., 2002**).

Tableau I-1: principaux parasites gastro-intestinaux décrits chez la volaille dans le monde

<i>Parasite</i>	<i>Hôte</i>	<i>Cycle de vie</i>	<i>Organe infecté</i>	<i>Pathogénicité</i>
Nématodes				
<i>Ascaridia galli</i>	Poulet, dinde, canard, caille	Direct	l'intestin grêle	Modérée
<i>Capillaria caudinflata</i>	Poulet, dinde, canard, gibier à plumes, pigeon	Les vers de terre	l'intestin grêle	Modérée à sévère
<i>Capillaria contorta</i>	Poulet, dinde, canard, gibier	Direct ou ver de terre	Cavité buccale et œsophage	Sévère
<i>Capillaria obsignata</i>	Poulet, dinde, oie, pigeon, caille	Direct	Intestin grêle, caecum	Sévère
<i>Heterakis gallinarum</i>	Poulet, dinde, canard, gibier	Direct	Caecums	Modéré
<i>Strongyloides avium</i>	Poulet, dinde, caille, les oies	Direct	Caecums	Modéré
<i>Trichostrongylus tenuis</i>	Poulet, dinde, canard, gibier à plumes, pigeon	Direct	Caecums	Sévère
Cestodes				
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	Poulet	Maison d'oiseau	intestin supérieur	Modéré
<i>Davainea proglottina</i>	Poulet	Limaces, escargots	Duodénum	Sévère
<i>Raillietina cesticillus</i>	Poulet	Coléoptères	Duodénum, jéjunum	Moyen
<i>Raillietina echinobothrida</i>	Poulet	Les fourmis	l'intestin grêle	sévère, nodules
<i>Raillietina tetragona</i>	Poulet	Les fourmis	l'intestin grêle	Sévère

Partie expérimentale

I. MATERIELS ET METHODES

I.1. Présentation de la région de Barika

Ce travail a été effectué dans la région de Barika qui est une daïra de la wilaya de Batna, située au nord-est de l'Algérie dans la région du Hodna, à 85 km à l'ouest de Batna et à 345 km au sud-est d'Alger. Elle renferme trois grandes communes : Barika, Bitam et M'doukel.

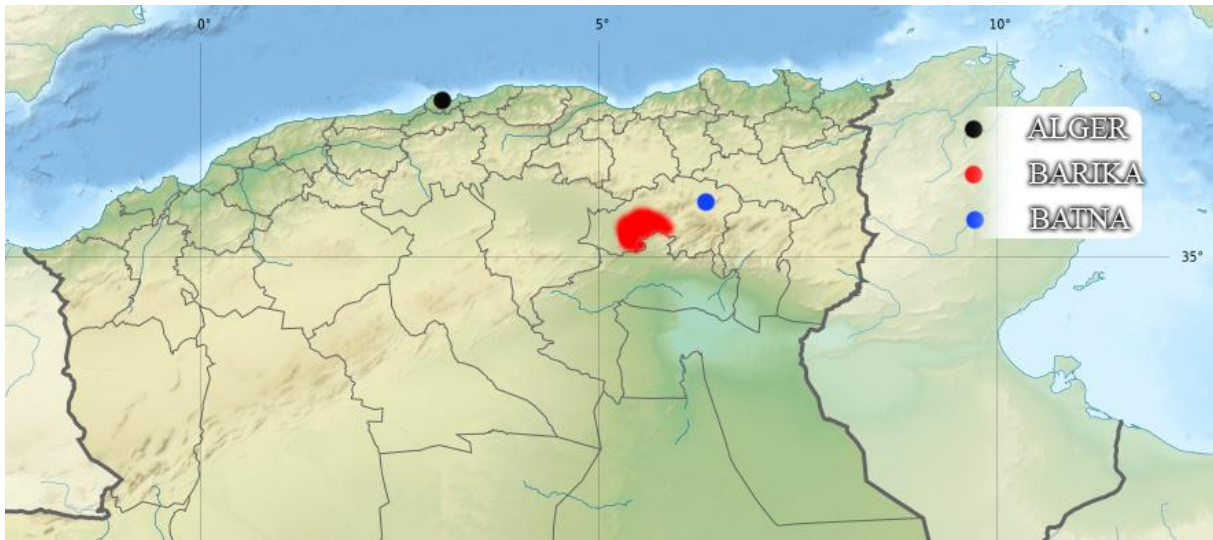


Figure I-1 : schéma de la situation géographique de la région de Barika

I.2. Caractéristiques climatiques

Le climat de Barika, de type méditerranéen, subit dans sa partie méridionale l'influence saharienne, il comporte une saison perturbée froide en hiver et une saison calme, chaude et sèche en été.

Les paramètres climatiques les plus influents sur les élevages sélectionnés dans cette enquête est la température relative en été.

I.2.a. températures enregistrées dans la région

- minimale : -0,6°C à 6,2°C (hiver froid).
- maximale : 33°C à 37,9°C (Juillet – Aout).

I.2.b. humidité relative

Une hygrométrie dépassant rarement 50% .

I.2.c. populations

Le nombre de la population est 104 388 hab. (selon les statistiques 2008 de Ministère de l'Intérieur, wikipedia.org).

I.3. Généralités sur les élevages avicoles

Dans la région de Barika, nous avons constaté une anarchie totale dans la pratique de leur élevage notamment avicole. En effet, selon notre enquête, la plupart des élevages avicoles sont non agréés. Sur les 17 bâtiments prélevés, il n'y a que 4 bâtiments qui étaient agréés.

Toutes les données concernant la production avicoles de la région de Barika nous ont été parvenues par le biais des subdivisions agricoles de la Daïra de Barika (annexe). En revanche ils ne nous ont pas donné le nombre des élevages agréés.

I.3.1. La production aviaire dans la région de Barika

Les productions avicoles dans la région de Barika se résument comme suit selon (subdivisions agricoles de la Daïra de Barika, 2011) (annexe) :

- poulets de chair : comptent environ 414000 poulets (2011) (annexe)
- poules pondeuses : comptent environ 52000 (2011) (annexe)
- dindes de chair : comptent environ 64500 (2011) (annexe)

I.3.2. Description des bâtiments d'élevage dans la région

La plupart des bâtiments sont des bâtiments en dur, ou un minimum de condition est réuni. En général, la capacité des bâtiments d'élevage varie de 2000 à 5500 sujets. La densité moyenne est de 9 sujets par m², 52% des bâtiments ne sont pas isolés, 88% des bâtiments chauffés, 94% des bâtiments avec une température idéale lors d'élevage, 54% des bâtiments avec une litière en copeaux de bois, 46% avec une litière en paille et l'eau en permanence dans tous les bâtiments.

I.4. Enquêtes épidémiologiques

I.4.1. Auprès des aviculteurs

Nous avons recueilli une variété d'informations sur les élevages avicoles à travers un questionnaire distribué aux aviculteurs de la région (annexe).

Dix sept bâtiments ont été sélectionnés au hasard composés comme suit :

- neuf (09) bâtiments de poulets de chair
- trois (03) bâtiments de poulets reproducteurs
- cinq (05) bâtiments de dindes de chair

I.4.2. Auprès des vétérinaires praticiens

Afin d'enrichir la discussion de ce travail, nous avons jugé utile aussi de questionner les vétérinaires praticiens de la région qui suivent ces élevages. Ainsi, 10 vétérinaires ont été choisis au hasard et qui ont bien accepté de répondre à notre questionnaire (annexe).

I.5. Méthodes de prélèvements

Dix sept bâtiments d'élevages avicoles ont été visités et prélevés. Des fientes fraîches ont été collectées à partir de la litière dans différents bâtiments avicoles. Dans chaque bâtiment, nous avons procédé à prélever 5 échantillons dans différents coin du bâtiment, ce qui nous a ramené à collecter 85 échantillons récoltés de 17 bâtiments différents.

Les échantillons prélevés ont été conservés dans des boîtes de pétri portant le numéro de l'élevage, la date du prélèvement et le type de production du bâtiment (5 élevages de dindes de chair, 9 élevages de poulets de chair et 3 élevages de poulets reproducteurs).

Les fientes ont été conservées au réfrigérateur avec à une température de +4 C° jusqu'à utilisation.

Le tableau ci après reprend le nombre de bâtiments avicoles visités par type de production

Tableau I-1: Les élevages visités par type de production

Type d'élevage	Dindes de chair	Poulets de chair	Poulets reproducteurs
Nombre d'élevage	5	9	3

Dans le tableau ci-dessous, nous avons précisé le nom latin et les souches des deux espèces aviaires participant à ce travail.

Tableau I-2: Espèces aviaires retenues pour l'enquête parasitologique

Espèce	Nom latin	souches
Poulet	<i>Gallus gallus</i>	Isa F15, HUBBARD
Dinde	<i>Meleagris gallopavo</i>	Nicolas 700

I.6. Analyses coproscopiques et diagnose des éléments parasitaires

Toutes les analyses détaillées plus bas ont eu lieu dans le laboratoire de Parasitologie-Mycologie de l'ENSV-Alger.

I.6.1. Examen Macroscopique

Avant de préparer les fientes par la méthode d'enrichissement pour examen microscopique, nous avons procédé à l'examen macroscopique de chaque prélèvement afin de vérifier la présence éventuelle d'un helminthe (ver) à l'état adulte éliminé du tube digestif de l'animal à travers les fientes.

I.6.2. Examen microscopique :

Nous avons ensuite réalisé une préparation des fientes prélevées dans le but de concentrer le maximum d'éléments parasitaires, ce qui permet, lors de l'examen microscopique de les mettre en évidence plus facilement, plus sûrement et plus rapidement.

I.6.2.1. Enrichissement par flottaison

Méthode : le principe de la methode est basé sur l'utilisation de solution plus dense que l'eau, tel que le chlorure de sodium (NaCl) (densité = 1.19), afin que les éléments parasitaires plus légers flottent à la surface. La methode consiste a mélanger dans un mortier une partie des fientes prélevées avec de la solution dense à NaCl, bien triturer à l'aide du pilon, ensuite passer la préparation au tamis de 150 μ . Bien suspendre et transvaser dans des tubes à centrifugeuse jusqu'à formation d'un ménisque supérieur. Eliminer les bulles qui se forment.

Déposer une lame couvre-objet, laisser reposer 10 à 15 minutes, placer le couvre-objet sur une lame. Enfin, on peut observer au microscope optique au grossissement 10x10.

Pour éviter l'attente, on peut centrifuger la préparation pendant 3min à 1500tr /min.

Materiels et produits chimique utilisés pour la technique de flottaison

- Tubes à centrifuger.
- Mortier et pilon.
- Bechers.
- Passoir ou tamis de 150 μ .
- Lames couvres objets et portes objets.
- Solution de chlorure de sodium (NaCl).

I.6.2.2. Technique de concentration de Ritchie

Méthode : c'est une technique polyvalente réalisé systématiquement, pour chaque prélèvement

C'est une méthode diphasique (physico-chimique), qui met en jeu la balance hydrophile lipophile du parasite .Elle découle de celle de Telemann (1908) qui diluait les selles dans un mélange égale d'éther et d'acide chlorhydrique .

Le principe est de déposer quelques grammes de selles (3 à 5g) dans un verre a pied conique a l'aide d'un agitateur en verre. Verser dans le verre a pied un volume d'eau formolée a 10 %, 2 à 3 fois superieur à celui des selles. Agiter à l'aide d'un agitateur en verre jusqu'à l'obtention d'une dilution homogene .

Laisser decanter quelques minutes (1 à 2minutes), pour éliminer les gros debris fecaux. Ensuite, à l'aide d'une pipette pasteur aspirer une partie de surnageant et verser dans un tube conique en verre equivalent à 2/3 du volume total à emulsionner. Ajouter un volume d'ether correspondant à 1/3 du volume à émulsionner. Boucher le tube avec un bouchon en catchouc, tout en prenant un soin de laisser un espace vide pour le liquide d'environ 1cm, pour permettre l'emulsion. Agiter le tube vigoureusement pendant une minute, ensuite, peser les tubes pour equilibrer avant la centrifugation. Centrifuger à 2500 tours/minute pendant 5 minutes.

Après la centrifugation, le contenu du tube se reparti en 4 couches qui sont de haut en bas :

- une couche éther chargé en graisses.
- une couche epaisse sous forme d'anneau constituée de gros debris.
- une couche aqueuse.
- un culot dans lequel sont concentrés les éléments parasitaires .

Enfin, jeter énergiquement le surnageant et garder le culot .

Matériel et réactifs utilisés pour la technique de Ritchie

- Balance électrique.
- Verre a pied conique.
- Agitateur en verre.
- Tubes à centrifugation avec bouchon en caoutchouc.
- Portoirs a tube.
- Centrifugeuse.
- Pipettes pasteur.
- Lames porte-objet.
- Microscope optique.
- Eau formolée à 10% .
- Ether diéthylique.

I.6.2.3. Technique de Ziehl-Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz (1981)

Méthode : Confection d'un frottis fécal qui doit être mince et adhérent à la lame. Ce frottis est réalisé à partir du culot de centrifugation de la méthode de Ritchie simplifiée déjà décrite. À l'aide d'une pipette pasteur, on prélève 1 à 2 gouttes de culot de centrifugation, après une légère homogénéisation sur deux lames bien dégraissées et numérotées par grattage à l'aide d'un diamant de préférence, pour une bonne reconnaissance ultérieure, déposer la goutte à l'une des extrémités de la lame, la mettre en contact avec le bord d'une autre lame, la goutte diffuse sur le bord de la lame par capillarité, ensuite l'étaler sur toute la surface de la lame et d'une manière continue en zigzag, sans revenir au point de départ, on obtient alors un frottis mince avec plusieurs épaisseurs, c'est le cas d'un bon frottis.

Laisser sécher à l'air jusqu'à une nuit. Ensuite fixer le frottis au méthanol pendant 5 mn puis le laisser sécher à l'air ou par agitation. Colorer dans une solution de fuchsine phéniquée pendant 60 minutes. Rincer ensuite à l'eau de robinet. Différencier avec une solution d'acide sulfurique à 2% pendant 20 seconds (pour décolorer et éliminer les débris et les autres micro-organismes). Rincer à l'eau de robinet. Contre colorer avec une solution de vert de malachite à 5% pendant 5 minutes (Tout va être coloré en vert sauf les cryptosporidies qui gardent la coloration rouge). Rincer à l'eau de robinet. Laisser sécher à l'air ou par agitation.

La lecture se fait au microscope optique à l'objectif x40 et x100 (à l'immersion).

Cette technique permet de visualiser nettement les oocystes de *Cryptosporidium*, qui sont colorés par cette technique en rouge vif, parfois en rose sur fond vert.

Matériels et réactifs utilisés pour la coloration de Ziehl Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz

- Lames bien dégraissées.
- Bacs à coloration.
- Pinces.
- Minuterie.
- Eau de robinet.
- Microscope optique
- Méthanol pur.
- Fuchsine phéniquée de Ziehl modifiée, préparé au laboratoire.
- Acide sulfurique à 2%, préparé au laboratoire.
- Vert de malachite à 5%.

II- RESULTATS

II.1. Identification morphologique des différentes espèces parasitaires

Parmi les espèces parasitaires mis en évidence dans les 17 bâtiments avicoles prélevés nous avons identifié : *Eimeria* spp, *Cryptosporidium* sp, *Histomonas meleagridis*, *Heterakis gallinarum* et *Dermanyssus gallinae* (voir photos ci-dessous prises par nous même au laboratoire de Parasitologie-Mycologie de l'ENSV).

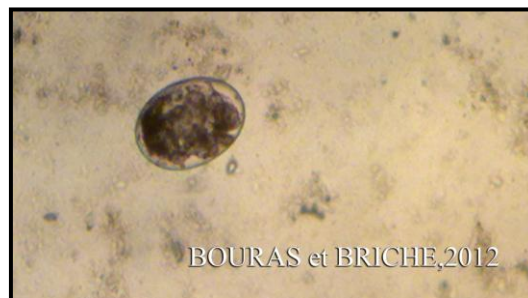


Figure II-1: Œuf de *Dermanyssus gallinae* grossissement X 40 (Photo personnelle Bouras & Briche 2012)

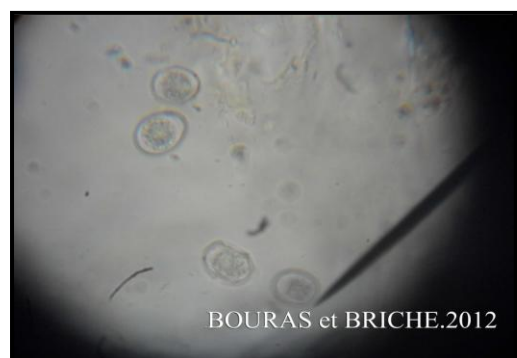


Figure II-2: Oocystes d'*Eimeria* spp grossissement X 100 (Photos personnelles Bouras & Briche, 2012)

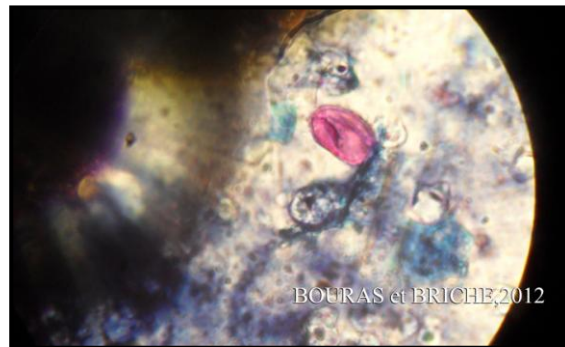


Figure II-3 : Oocyste de *Cryptosporidium* sp grossissement X 100 (Photo personnelle Bouras et Briche, 2012)

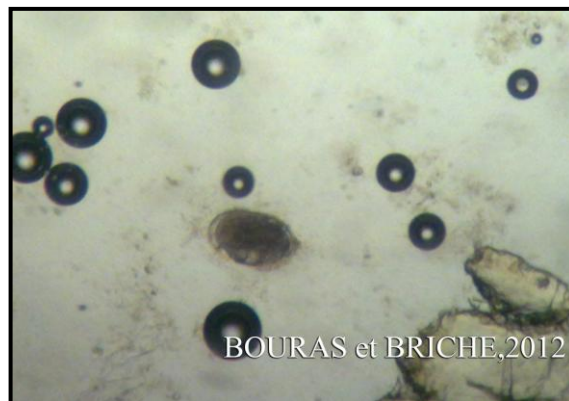


Figure II-4: Œuf *Heterakis gallinarum* grossissement X 40 (photo personnelle Bouras & Briche 2012)

II.2.Prévalence des parasites identifiés dans les élevages avicoles de Barika

Parmi les 17 bâtiments avicoles prélevés 14 se sont montrés au moins positifs à un des parasites cités plus haut soit 82,35%. Si on considère la prévalence par espèce parasitaire observée, les résultats ont montré : *Eimeria* spp dans 29,41% des bâtiments, *Cryptosporidium* sp dans 29,41% des bâtiments, *Histomonas meleagridis* dans 11,76% des bâtiments, *Heterakis gallinarum* 5,88% des bâtiments et enfin *Dermanyssus gallinae* dans 29,41%.

Les espèces parasitaires prédominantes étaient *Eimeria* spp (29,41%), *Dermanyssus gallinae* (29,41%) et *Cryptosporidium* sp (29,41%) suivie d'*Histomonas meleagridis* (11,76%) et enfin d'*Heterakis gallinarum* (5,88%) (Figure II-5)

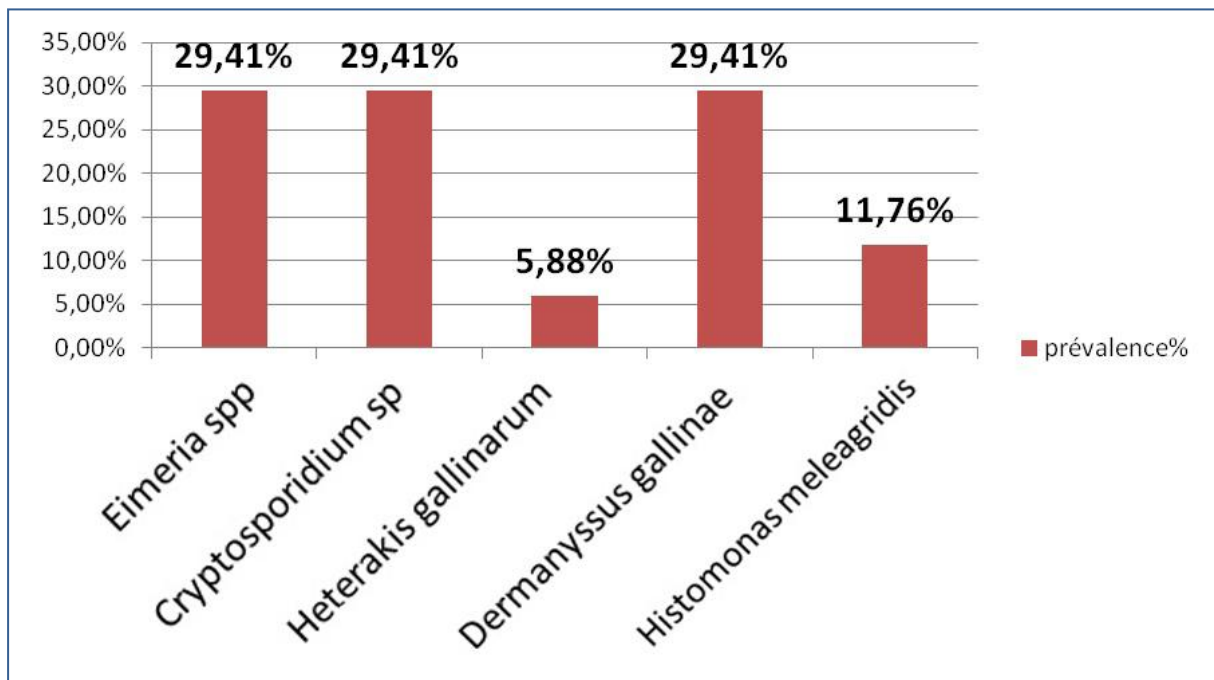


Figure II-5:Prévalence des parasites identifiés dans les élevages avicoles de la région de Barika

II.3. Prévalence des parasites identifiés par type de productions avicoles dans les élevages de Barika

Si on étudie la situation par type de production en élevage avicole, on constate que parmi les neufs bâtiments de poulets de chair prélevés, huit était infestés à au moins une espèce parasitaire citée plus haut soit 88,88%. Les 3 bâtiments de poulets reproducteurs prélevés étaient positifs à au moins un des parasites identifiés soit un taux de 100%. Pour les élevages de dindes de chair, 3 bâtiments sur cinq prélevés étaient infestés à au moins un des parasites soit 60% (tableau II-1 et Figure II-6).

Figure II-6 : Prévalence des différents parasites identifiés en fonction du type de production avicole dans la région de barika

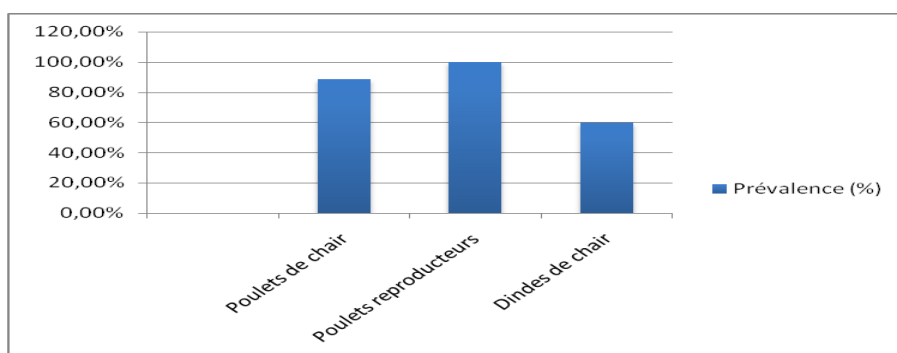


Tableau II-1: Prévalence d'infestation (à au moins un parasite mis en évidence plus haut) dans différents type de production en élevage avicole

<i>Bâtiment par type de production</i>	<i>Nombre Prélevé</i>	<i>Positifs à au moins un parasite cité plus haut</i>	<i>Prévalence (%)</i>
Poulets de chair	9	8	88,88%
Poulets reproducteurs	3	3	100%
Dinde de chair	5	3	60%
Total	17	14	

II.4. Prévalence par espèce parasitaire en fonction du type de production en élevage avicole

Le tableau II-2 montre avec détail, le nombre de bâtiment prélevé par type de production ainsi que le nombre de positif pour chaque parasite identifié.

Tableau II-2 : Nombre de positif par espèce de parasite en fonction du type de production avicole

<i>Bâtiment par type de production</i>	<i>Nombre Prélevé</i>	<i>Eimeria spp</i>	<i>Cryptosporidium sp</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Histomonas meleagridis</i>	<i>Dermanyssus gallinae</i>
Poulets de chair	9	4	4	0	0	2
Poulets reproducteurs	3	0	1	0	0	3
Dindes de chair	5	0	0	1	2	0
Total	17	4	5	1	2	5

Figure II-7 montre la prévalence détaillée des espèces parasitaires identifiées en fonction du type de production avicole (poulets de chair, poulets reproducteur et dindes de chair).

Nous remarquons que les bâtiments de poulets reproducteurs semblent à 100% infestés par *Dermanyssus gallinae*

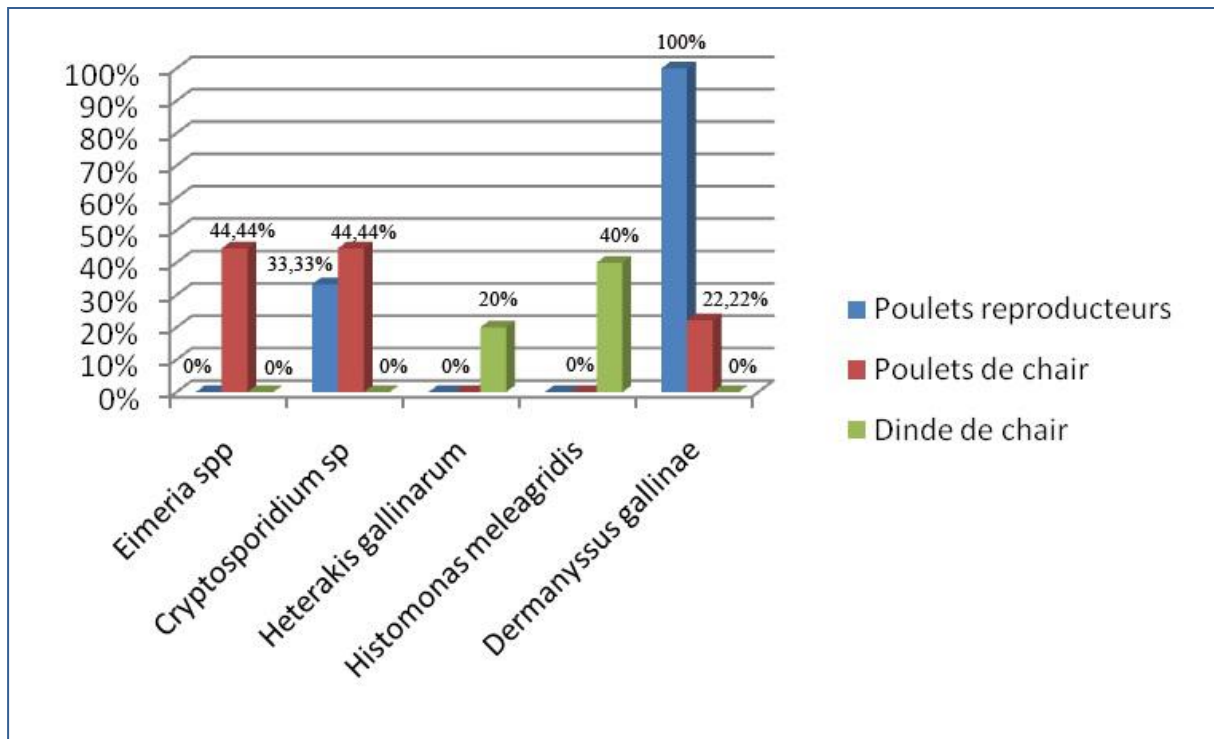


Figure II-7: Prévalence des principaux parasites identifiés dans les différents types de productions avicoles

Tableau II-3 : Prévalence par espèce parasitaire identifiée en fonction de type de production

Bâtiment	Poulets reproducteurs	Poulets de chair	Dinde de chair
Prévalence			
<i>Eimeria spp</i>	0%	44,44%	0%
<i>Cryptosporidium parvum</i>	33,33%	44,44%	0%
<i>Heterakis gallinarum</i>	0%	0%	20%
<i>Histomonas meleagridis</i>	0%	0%	40%
<i>Dermanyssus gallinae</i>	100%	22,22%	0%

II.5. Évaluation de la co- infestation dans les différents bâtiments d'élevage avicole

L'infestation avec seulement une espèce de parasite a été plus fréquente (58,82%) que l'infestation avec deux (23,52%) ou encore trois (0%) (Figure II-8).

Le tableau II-4 présente avec détail les résultats des analyses coproscopiques : dans chaque bâtiment, les positifs et négatifs ont été mentionnés pour les cinq parasites identifiés.

Tableau II-4 : Évaluation de la co-infestation dans les différents bâtiments d'élevage avicole

Batiment	<i>Eimeria spp</i>	<i>Cryptosporidium sp</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Dermanyssus gallinae</i>	<i>Histomonas meleagridis</i>
Poulets de chair	+	-	-	-	-
Poulets de chair	-	+	-	+	-
Poulets de chair	+	+	-	-	-
Poulets de chair	+	-	-	-	-
Poulets de chair	+	-	-	-	-
Poulets de chair	-	-	-	-	-
Poulets de chair	-	+	-	-	-
Poulets de chair	+	+	-	-	-
Poulets de chair	-	-	-	+	-
Poulets reproducteurs	-	-	-	+	-
Poulets reproducteurs	-	-	-	+	-
Poulets reproducteurs	-	+	-	+	-
Dindes de chair	-	-	-	-	-
Dindes de chair	-	-	+	-	-
Dindes de chair	-	-	-	-	-
Dindes de chair	-	-	-	-	+
Dindes de chair	-	-	-	-	+

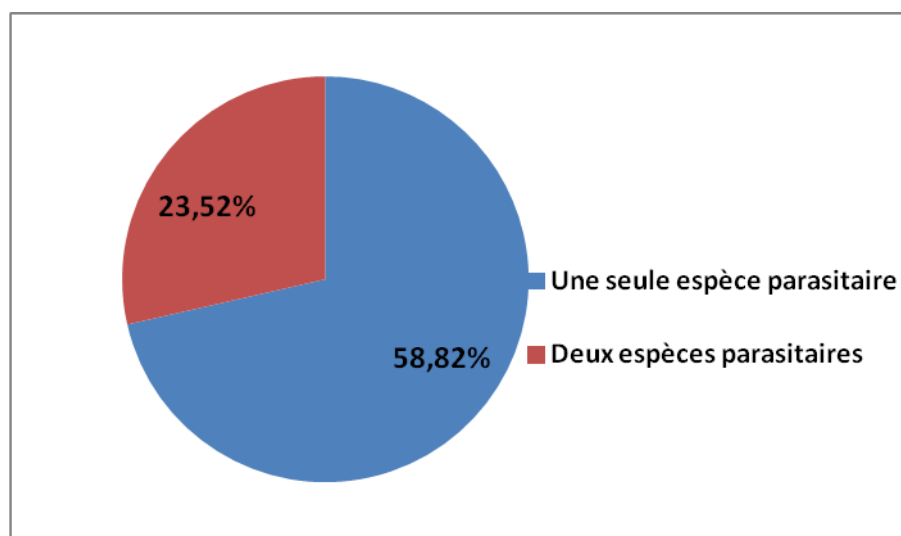


Figure II-8 : Proportion de co-infestation dans les différents bâtiments prélevés

III. Discussion

En Algérie, l'aviculture constitue un secteur très important. Malgré leur importance, les filières avicoles sont encore mal connues et peu organisées dans notre pays. La croissance de la production aviaire ne sera certaine que si l'on arrive à améliorer les techniques d'élevage et maîtriser certains facteurs comme l'alimentation, les maladies infectieuses et le parasitisme. Ce dernier joue un rôle majeur sur l'état sanitaire des animaux et leurs performances zootechniques.

Notre travail avait pour objectif de réaliser une enquête sur le parasitisme intestinal chez la volaille dans la région de Barika. Nous avons opté pour prélever et analyser par coproscopie des fientes fraîchement déposées au sein de 17 bâtiments avicoles de différents types de production.

L'examen coproscopique nous a permis d'identifier : *Eimeria spp*, *Cryptosporidium sp*, *Histomonas meleagridis*, *Heterakis gallinarum* et *Dermanyssus gallinae*.

L'étude a montré que 14 des 17 bâtiments prélevés étaient positifs à au moins un des parasites cités, soit une prévalence de 82,35%. Ces résultats sont à mettre en relation avec un non respect des règles d'hygiène au sein des bâtiments d'élevage notamment la mauvaise application du vide sanitaire par un grand nombre d'éleveurs.

Si on considère la prévalence par espèce parasitaire identifiée, les résultats ont montré : *Eimeria spp* dans 29,41% des bâtiments, *Cryptosporidium sp* dans 29,41% des bâtiments, *Histomonas meleagridis* dans 11,76% des bâtiments, *Heterakis gallinarum* 5,88% des bâtiments et enfin *Dermanyssus gallinae* dans 29,41%. Les valeurs obtenues dans notre étude semblent plus faibles que ceux décrits dans d'autres travaux (Ammari,2010 ; Ogbaje et al., 2012). En effet, ces auteurs ont étudié la prévalence en post mortem sur des animaux autopsiés, ce qui a mis en évidence des prévalences plus importantes avec une plus grande variété de parasites identifiés.

Dans notre travail, les espèces parasitaires prédominantes étaient *Eimeria spp* (29,41%), *Dermanyssus gallinae* (29,41%) et *Cryptosporidium sp* (29,41%). Ceci corrobore parfaitement avec d'autres résultats publiés auparavant sur ces parasites.

En effet, si on prend l'exemple d'*Eimeria spp*, nos résultats ne sont guère surprenants puisque les coccidioses ont toujours été décrites parmi les maladies parasitaires les plus fréquentes

chez les volailles et elles pouvaient prendre même de nombreuses formes et se rencontraient dans le monde entier et dans tout type d'élevage avicole (**Boissieu et Guerin, 2007**).

Au Maroc, une étude sur 149 élevages de poulet de chair, a montré une prévalence à *Eimeria spp* de 19,5% (Hachimi et al. 1996).

Parmi les facteurs qui ont favorisé l'évolution d'*Eimeria spp* dans les bâtiments d'élevage avicole de la région de Barika seraient probablement la présence d'une litière à base de copeaux de bois et des abreuvoirs placés au ras du sol favorisant l'humidification de la litière qui crée un microclimat favorable aux coccidies et aident donc l'endémicité du processus épidémiologique (Euzéby, 1987). Un autre facteur favorisant le développement des coccidies d'*Eimeria spp* dans les élevages serait celui de la mauvaise utilisation des anticoccidiens qui serait probablement à l'origine du développement d'un phénomène de résistance des souches locales. En effet, notre enquête auprès des vétérinaires praticiens a confirmé que 100% des élevages ont toujours recours aux anticoccidiens comme mesure préventive.

Les aviculteurs de la région affirment que plus de 70% de ces derniers appliquent et respectent parfaitement le vide sanitaire après chaque bande (enquête auprès des aviculteurs en annexe)

Pour *cryptosporidium sp*, nous avons mis en évidence le même taux de prévalence qu'*Eimeria spp* soit environ 30% des élevages étaient positifs à ce parasite. Ce taux assez similaire à celui observé au Maroc. En effet, une étude sur 38 élevages de poulets de chair a montré une prévalence à *cryptosporidium sp* de 37% (Kicho et al., 1996).

Nos résultats sur les cryptosporidies peuvent être expliqués par l'inefficacité du traitement s'il a eu lieu. En effet, selon Tzipori et coll (1982), une étude expérimentale a montré que la quasi-totalité des substances chimiques connues pour leur propriété anticoccidienne (y compris les sulfamides) n'ont révélé aucun effet sur les cryptosporidies.

Pour *Histomonas meleagridis*, les vétérinaires praticiens des deux bâtiments qui étaient positifs à ce protozoaire, ont évoqué des problèmes d'histomonose dans leur élevage. Le taux de 11,76% enregistré vis-à-vis d'*Histomonas meleagridis* est plus important dans les élevages de dinde dans la région de Barika si on compare avec la région d'Alger. En effet, sur 12 élevages de dindes de chair prélevés, un taux de 0% à *Histomonas meleagridis* a été observé (**H.Ksouri, I. Maamria, 2011**)

Ce taux peut être expliqué par l'absence de traitement contre l'histomonose puisque le dimétridazole est interdit en tant que médicament depuis 1995 (**règlement CE n°1570/98**) ; ni les anticoccidiens ni les antibiotiques actuellement sur le marché ne sont efficaces contre les *Histomonas* (Mac Dougald 1997 a; Caillait et al., 2002). Ce taux d'*Histomonas meleagridis*

enregistré dans la région de Barika peut s'expliquer aussi par la présence d'*Heterakis gallinarum* (5,48%) qui est un hôte intermédiaire du protozoaire (**Ruff et al.,1970**).

Dermanyssus gallinae est le pou rouge des volailles. Il s'agit d'un parasite externe hématophage, l'un des plus importants de toute la filière avicole. Affectant surtout les poules pondeuses, il peut cependant toucher toutes les autres productions de poulet de chair, mais également la dinde, le pigeon et diverses autres espèces d'oiseaux domestiques ou sauvages. Dans les conditions optimales, le cycle complet peut s'effectuer en moins de 10 jours, ce qui explique la très grande prolifération du parasite dans les élevages. Sa présence dans les fientes des animaux s'explique par son ingestion accidentelle par souillure de l'eau de boisson et de l'aliment de la volaille. Il peut cependant, témoigner d'un manque d'hygiène dans les élevages.

L'absence ou bien la faible prévalence enregistrée pour les helminthes intestinaux dans les bâtiments d'élevage (*Heterakis gallinarum* 5,48%) peut être expliquée par la limite de la technique coproscopique. En effet, comparée avec l'examen post mortem après autopsie, la coproscopie par analyse des fientes d'animaux vivants semble moins sensible pour la recherche des helminthes intestinaux (**Mukaratirwa et Khumalo, 2010**).

Nos résultats viennent renforcer ceux d'une autre étude menée en Algérie dans la région de Bou-saada et qui consistait à faire un suivi de 3 élevages de poulets de chair. Les résultats de cette étude ont montré l'absence totale d'helminthes intestinaux (**Ammari, 2010**).

Si on étudie le parasitisme par type de production en élevage avicole, on constate que parmi les neuf bâtiments de poulets de chair prélevés, huit était infestés à au moins une espèce parasitaire identifiée dans notre travail soit un taux de 88,88%. Les 3 bâtiments de poulets reproducteurs prélevés étaient positifs à au moins un des parasites identifiés soit un taux de 100%. Pour les élevages de dindes de chair, 3 bâtiments sur cinq prélevés étaient infestés à au moins un des parasites soit 60%.

Les bâtiments de poulets de chair (88,88%) et dindes de chair (80%) semblent moins infestés que les bâtiments des poulets reproducteurs (100%). Ceci est à mettre en relation avec la durée d'élevage qui est beaucoup plus longue (entre 364 et 434 jours) pour le poulet reproducteur contre environ 60 jours pour le poulet de chair. Par ailleurs, il faut mettre l'accent sur le vide sanitaire qui n'est pas pratiqué fréquemment dans les élevages reproducteurs contrairement aux élevages de chair témoignant ainsi du non respect des règles d'hygiène (selon l'enquête menée auprès des vétérinaires praticiens en annexe).

Dans cette présente étude, nous avons aussi évalué le degré de co-infestation. Les infestations avec une seule espèce parasitaire ont été le plus fréquemment observées (58,82%) et le polyparasitisme bien qu'il ait été observé, s'est montré moins important (figure II-8). Ces résultats ne peuvent être comparés avec d'autres travaux, car nous n'avons trouvé aucun travail similaire pour expliquer ce constat.

Conclusion

La situation des élevages avicoles dans la région de Barika et l'impact du parasitisme dans ces bâtiments d'élevage étaient méconnues avant cette étude.

Notre travail avait pour objectif principal de faire un état des lieux de la situation dans cette région du pays.

A l'issue de ce modeste travail, nous avons pu confirmer que les coccidioses aviaires menacent toujours nos élevages.

Nous avons aussi constaté la faible prévalence des helminthes intestinaux. Ceci est dû au fait que nous n'avons pas travaillé sur des sujets autopsiés, méthode qui semble plus sensible que celle de l'analyse des fientes récupérées de la litière.

Dermanyssus gallinae bien qu'il ne soit pas un parasite intestinal a été cependant très fréquemment mis en évidence dans les fientes prélevées. Cet acarien est considéré aujourd'hui comme étant le parasite externe le plus nuisible des élevages de volailles et ses nuisances sont essentiellement d'ordre économique et sanitaire.

Une étude approfondie sur le sujet est fortement recommandée dans nos élevages avicoles en mettant au point une méthodologie standardisée de suivi des parasites intestinaux. Cette approche devrait nous faire progresser dans la connaissance de ces parasites et l'évaluation des moyens de lutte.

REFERENCE :

1-**M.hachimi., D.Belghyti.,K.El kharrim.,Y.El Guamri.,1996**

Coccidioses du poulet dans la région du Gharb (Maroc).

2- **S.Tzipori. 1983**

cryptosporodiosis in animal and human microbiological.

3-**F.kicho.,F.saghir.,M .El hamidi.,1996**

Infection naturelle à *cryptosporidium* sp. Chez le poulet de chair au maroc.

4- **K souri.H.,Maamria.I.,ENSVd'Alger 2011**

Recherche des principaux protozoaires digestifs de la dinde dans certains élevages de la région EST d'Alger.

5-**Mc Dougald LR., Inludonic. C., 2002**

histomonose en production AOC.

6-**G.Bindoula., 1989**

contribution à l'étude des helminthes du tube digestif chez le poulet au SENEGAL :région de Dakar.

7- **C.I. Ogbaje¹, E.O. Agbo² and O.J. Ajanusi³, 2012**

Prevalence of *Ascaridiagalli*, *Heterakis gallinarum* and Tapeworm Infections in Birds Slaughtered in Makurdi Township, International Journal of Poultry Science 11 (2): 103-107,.

8- **C.Ammari ., 2012**

Contribution à l'étude de l'effet de parasitisme intestinal sur le rendement des carcasses du poulet de chair dans la région de Bou-Saada. Mémoire de Magistère en sciences vétérinaires. Option : Elevages et Pathologies Avicoles et Cunicoles.

9- **Gavard-Gongallud N., 2000**

L'élevage du gibier à plumes. France agricole édition, Paris, 255 pages.

10- **D.Thienpont, Rochette & Vanparijs O.F.J., 1979**

Diagnostic des verminoses par examen coprologique. Jansen Research Foundation, Beerse, Belgique, 187 p.

11- **J.Euzeby., 1987**

Protozoologie médicale comparée. Vol II collection fondation marcel Merieux ; Lyon, pp. 110-201.

12- **Urquhart, G.M., Armour, J., Duncan, J.L., Dunn, A.M. & Jennings, F.W., 2000**

Veterinary Parasitology, second ed. Blackwell publishing, United Kingdom.

13- J.Bussiras ., R.Chrmette.,1992

Abrégé de parasitologie vétérinaire, Fascicule II : Protozoologie, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Service de Parasitologie. 186p.

14 -W.L. Current., S.J.,upton. T.B.,Hayens. 1986

The life cycle of *Cryptosporidium bailey* in.sp.

15- linday. D.S.,Blag burn.B.L.,Sunderman.C.A., 1987

morphonetric comparison of the oocysts of *Cryptosporidium meleagridis* and *Cryptosporidium bailyi* from birds.

Sites internet consultés:

1-en.wikipedia.org

2-www.dzvet.net

3-www.chickenvet.co.uk

4-www.rvc.ac.uk

5-www.kmle.com

6-www.rvc.ac.uk

7-www.infonet-biovision.org

8-www.pirx.com

Annexes

Les productions avicoles dans la région de Barika (subdivisions agricoles de la Daïra de Barika)

Année	commune	Avi					
		P - Chair	Prod - V	P -Pond	Pro _ eu	DINDES	pro-v
2000	barika						
	bitam						
	m'doukel	16000		4800	1008	3000	
	daira	180000		31200	6552	12500	
2001	barika						
	bitam						
	m'doukel						
	daira						
2002	barika						
	bitam						
	m'doukel						
	daira						
2003	barika	187500	1690	31200	6224	24500	230
	bitam	60000	540	/	/	3700	330
	m'doukel	45000	405	4800	960	4500	428
	daira	292500	2635	36600	7232	32500	988
2004	barika	445000	1140	31200	6240	90000	6633
	bitam	90000	0	NEANT	NEANT	18000	/
	m'doukel	45000	0	9600	1920	9000	
	daira	580000	1140	40800	8160	117000	6633
2005	barika						
	bitam						
	m'doukel						
	daira						
2006	barika	600000	10800	15960	3512	60000	4560
	bitam	60000	1080	NEANT	/	6000	456
	m'doukel	45000	810	9120	2007	6000	456
	daira	705000	12690	25080	5519	72000	5472
2007	barika	787500	12048	13680	2873	45000	4275
	bitam	94000	1438	0	0	3600	/
	m'doukel	15000	0	4560	960		/
	daira	896500	13486	18240	3833	48600	4275
2008	barika	327000	5416	14400	3010	36500	2745
	bitam	36500	605	0	0	3500	263
	m'doukel	39000	646	0	0	0	/
	daira	40000	6667	14400	3010	40000	3008
2009	barika	236500	3697,5	40850	8987	62500	4700
	bitam	130500	2041	11400	2508	2000	150,4
	m'doukel	47000	737	0	0	0	0
	daira	414000	6475,5	52250	11495	64500	4850
2010	barika	236500	4100	42000	8987	62500	5200
	bitam	130500	2630	10000	2508	2000	170
	m'doukel	47000	0	0	0	0	/
	daira	414000	7540	52000	11495	64500	5370
2011	barika	236500	4500	42000	8987	62500	
	bitam	130500	2400	10000	2508	2000	
	m'doukel	47000	900	0	0	0	
	daira	414000	7800	52000	11495	64500	

**Enquête sur le parasitisme intestinal par coproscopie en élevage avicole
dans la région de Barika**

**ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE- ALGER
PROJET DE FIN D'ETUDE**

QUESTIONNAIRE AUPRES DES ELEVEURS AVICOLES

BATIMENT n° :.....

ADRESSE:.....

Pour le poulet de chair

Nom de la souche :.....

Age au démarrage :.....

Age à l'abattage :.....

Poids moyen au démarrage :.....

Poids moyen à l'abattage :.....

Nombre de sujet à l'arrivée :.....

Nombre de sujet à l'abattage :.....

Densité :.....

Élevage sur litière paille ou copeaux ?.....

Taux de mortalités à l'arrivée lors du transport (%) :.....

Taux de mortalités à l'approche de l'abattage :.....

Système de production :

Température idéale ? ☐ oui

☐ non

Litière épaisse ? ☐ oui

☐ non

Enquête sur le parasitisme intestinal par coproscopie en élevage avicole dans la région de Barika

Bâtiment chauffé ☐ oui

☐ non

L'aliment dans les mangeoires ☐ oui

☐ non

L'eau en permanence ☐ oui

☐ non

Bâtiment isolé ☐ oui

☐ non

Bâtiment ventilé ☐ oui

☐ non

2- Réalisez vous le vide sanitaire avant chaque démarrage d'élevage ?

☐ Oui

☐ Non

3- Les sujets sont-ils vaccinés avant introduction dans les bâtiments ?

☐ oui

☐ non

4- Si c'est oui, contre quelle pathologie ?.....

3- quelle est la saison la plus rendable dans l'année selon vous ?.....

11- Votre élevage est il suivi par un médecin vétérinaire ? ☐ oui

☐ non

14- Quels sont les problèmes les plus importants et les plus fréquemment observés dans ce genre d'élevage?

.....

.....

Enquête sur le parasitisme intestinal par coproscopie en élevage avicole dans la région de Barika

Pour les poules pondeuses

Nom de la souche :

Age au démarrage :

Age à l'abattage :

Nombre de sujet à l'arrivée :

Nombre de sujet à l'abattage :

Les sujets se retrouvent dans des cages ou vivant au sol ?

Si c'est au sol donnez une idée sur la densité (nombre de sujet/m²) :

Si c'est dans des cages donnez le nombre d'individus par cage :

Taux de mortalités à l'arrivée lors du transport (%) :

Taux de mortalités à l'approche de la réforme :

Nombre d'œufs produits par an :

Êtes vous satisfait ? :

Système de production :

Température idéale ? ☐ oui

☐ non

Bâtiment chauffé ☐ oui

☐ non

L'aliment dans les mangeoires ☐ oui

☐ non

L'eau en permanence ☐ oui

☐ non

Bâtiment isolé ☐ oui

☐ non

Enquête sur le parasitisme intestinal par coproscopie en élevage avicole dans la région de Barika

Bâtiment ventilé ☐ oui

☐ non

2- Réalisez vous le vide sanitaire avant chaque démarrage d'élevage ?

☐ Oui

☐ Non

3- Les sujets sont-ils vaccinés avant introduction dans les bâtiments ?

☐ oui

☐ non

4- Si c'est oui, contre quelle pathologie ?.....

3-quelle est la saison la plus rendable dans l'année selon vous ?.....

11- Votre élevage est il suivi par un médecin vétérinaire ? ☐ oui

☐ non

14-Quels sont les problèmes les plus importants et les plus fréquemment observés dans ce genre d'élevage?

.....

.....

Résultats des enquêtes éleveurs :

NUMERO DE BATIMENT	1	2	3	4	5
TYPE DELVAGE	CHAIRE	PONDEUSES	CHAIRE	CHAIRE	PONDEUSE
SOUCHE	ISA F15	ISA	ISA F15	ISA F15	ISA
Age au démarrage (j)	1	1	1	1	1
Age à l'abattage (j)	60	434	54	60	364*
Poids moyen au démarrage (g)	50	/	50	/	/
Poids moyen à l'abattage(g)	2200	/	2550	2500	/
Nombre de sujet à l'arrivée	3000	4000	3280	3000	4800
Nombre de sujet à l'abattage	2500	3500	2800	2600	4400
Densité (SUJET/m2)	10	6	10	10	15
litière	/	/	COPEAUX	PAILLE	/
mortalités transport (sujet)	20	-	38	60	24
mortalités 'abattage (sujet/jour)	20	1	50	30	216
Température idéale	+	+	+	+	+
Litière épaisse	-	/	-	+	+
Bâtiment chauffé	-	+	-	+	+
L'aliment dans les mangeoires	+	+	-	+	+
L'eau en permanence	+	+	+	+	+
Bâtiment isolé	-	+	-	+	+
Bâtiment ventilé	+	+	+	+	+
le vide sanitaire	+	+	+	+	+
vaccination avant introduction	+	+	-	-	-
vaccin contre pathologie	/	/	/	/	/
la saison le plus rendable	HIVERE	/	H+AUTON	PRINTEMP	HIVERE
élevage est il suivi par un médecin vétérinaire	+	+	+	+	+
les problèmes les plus fréquemment observés	1 R/2D	1R/2D	DIGESTIVE	1D/2R	RESPIRAT

NUMERO DE BATIMENT	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
TYPE DELVAGE	CHAIRE	CHAIRE	CHAIRE	CHAIRE	CHAIR	CJAIR	CHAIRE	CHAIRE	CHAIRE	CHAIRE	CHAIRE	DINDE
SOUCHE	ARBARAE	ISA F15	ISA F15	ISA F15	ISA	ISA F15	ISA15	ISA F15	ISA F15	ISA F15	ISA F15	NICHOLAS 700
Age au démarrage (j)	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Age à l'abattage (j)	52	55	54	55	55	55	58	55	55	53	55	140
Poids moyen au démarrage (g)	55	40	45	45	40	40	37	38	50	40	40	50
Poids moyen à l'abattage (g)	2600	2800	2900	2500	2800	2700	2600	2600	2500	2700	2900	13000*
Nombre de sujet à l'arrivée	3200	3000	3000	5000	3000	3000	3100	4200	5000	5500	4100	1700
Nombre de sujet à l'abattage	3050	2750	2800	4600	2850	2650	2850	4000	4590	4900	3900	1500
Densité (SUJET/m2)	8	11	7	7	11	8	11	11	8	8	11	3
litière	COPEAUX	PAILLE	COPEAUX	COPEAUX	PAILLE	COPEAUX	PAILLE	/	COPEAUX	COPEAUX	PAILLE	PAILLE
mortalités transport (sujet)	32	24	90	80	9	200	19	63	40	229	12	10
mortalités 'abattage (sujet/jour)	384	249	7	435	150	30	248	210	500	5	197	1
Température idéale	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
Litière épaisse	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-
Bâtiment chauffé	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
L'aliment dans les mangeoires	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
L'eau en permanence	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Bâtiment isolé	+	-	+	+	-	+	-	-	-	+	-	-
Bâtiment ventilé	-	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
le vide sanitaire	+	-	+	+	-	+	-	+	+	+	-	-
vaccination avant introduction	-	-	-	-	+	+	+	+	-	-	+	-
vaccin contre pathologie	/	/	/	/	MAR+NEW	NEWCASTLE	M+NEW+BR	M+NEW+BR	/	/	MAR+NEW+BR	/
la saison le plus rendable	HIVERE	/	AUTOMNE	AUTOMNE	PRIN/AUTOM	AUTOMNE	PRINTEMP	/	PRINTEMP	AUTOMNE	PRINT+AUTO	HIVERE
élevage est il suivi par un médecin vétérinaire	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
les problèmes les plus fréquemment observés	RESPIRAT	/	RESPIRAT	RISPIRAT	/	RESPIRAT	/	RISPIRAT	1R/2D	RISPIRAT	1D/2R	RESPIRAT

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE- ALGER
PROJET DE FIN D'ETUDE

**Enquête sur le parasitisme intestinal par coproscopie en élevage avicole
dans la région de Barika**

QUESTIONNAIRE AUPRES DES VETERINAIRES PRATICIENS

Cabinet du vétérinaire :.....

Adresse :.....

Tel :.....

1- Suivez vous des élevages avicoles ?

.....

2- Les sujets sont ils vaccinés

☐ Oui

☐ Non

3- Si c'est oui contre quelle pathologie ?

.....

4-Quelle sont les signes cliniques les plus fréquemment observés lors de votre
visite dans un élevage avicole ?

.....

5- Comment procédez-vous lors de la suspicion d'une pathologie aviaire?

☐ Traitement symptomatique

☐ Autopsie de quelques sujets

☐ Analyses de laboratoire

6- Quelles sont les saisons favorables à l'apparition des troubles gastro-intestinaux dans les élevages ?

.....

7- Quels sont les antiparasitaires que vous utilisez le plus souvent?

.....

8- Êtes-vous généralement satisfait du résultat de votre traitement ?

☐ Oui

☐ Non

9- Si c'est non, comment l'expliquez vous?

.....

Résultats des enquêtes distribuées aux vétérinaires :

[illegible]

Résumé :

Dans la région de Barika, une enquête parasitologique a été menée par coproscopie au niveau de dix sept bâtiments avicoles de différents types de production. L'étude concerné 09 bâtiments de poulets de chair, 03 bâtiments de poulets reproducteurs et 05 bâtiments de dindes de chair. 85 prélèvements (à raison de 5 prélèvements par bâtiment) de fientes ont été récoltés et analysés. L'examen coproscopique nous a permis d'identifier *Eimeria spp*, *Cryptosporidium sp*, *Histomonas meleagridis*, *Heterakis gallinarum* et *Dermanyssus gallinae* Parmi les 17 bâtiments, 14 se sont montré positifs à au moins un des parasites soit une prévalence de 82,35%. Si on considère la prévalence par espèce parasitaire, Les espèces parasitaires prédominantes étaient *Eimeria spp* (29,41%), *Dermanyssus gallinae* (29,41%) et *Cryptosporidium sp* (29,41%) suivie d'*Histomonas meleagridis* (11,76%) et enfin d'*Heterakis gallinarum* (5,88%). La situation par type de production a montré, que 100% des bâtiments de poulets reproducteurs ont été infestés contre 88,88% pour les bâtiments de poulets de chair et 60% chez les dindes de chair.

Enfin, l'infestation avec seulement une espèce parasitaire a été plus fréquente (58,82%) que l'infestation avec deux (23,52%) ou encore trois (0%)

Summary

In the region of Barika, a parasitological survey was conducted by coproscopy year level on buildings of different types of poultry production. The study involved 09 buildings of broilers, broiler breeders of 03 buildings and 05 buildings of turkey meat. 85 samples (at 5 samples per building) droppings were collected and analyzed. Fecal examination allowed us to identify *Eimeria spp*, *Cryptosporidium sp*, *Histomonas meleagridis*, *Heterakis gallinarum* and *Dermanyssus gallinae* Among the 17 buildings, 14 were positive to at least one of the parasites for a prevalence of 82.35%. Considering the prevalence by species, the predominant parasite species were *Eimeria spp* (29.41%), *Dermanyssus gallinae* (29,41%) and *Cryptosporidium sp* (29.41%) followed by *Histomonas meleagridis* (11.76%) and finally *Heterakis gallinarum* (5.88%). The situation by type of production showed that 100% of the buildings were infested broiler breeders against 88.88% for buildings of broilers and 60% in fattening turkeys.

Finally, infection with only one parasite species was most common (58.82%) the infestation with two (23.52%) or three (0%)

ملخص

في منطقة بريكة، تحقيق حول الطفيليات بواسطة التحليل المجهرى لروث الدجاج على مستوى سبعة عشر مدجنة بمختلف انواع الانتاج. التحقيق يخص 09 مداجن للدجاج اللحم، 03 مداجن للدجاج المنتج للصيصان و 05 مداجن للديك الرومي، 85 عينة (05 عينات في كل مدجنة) اخذت وعينت. التحليل المجهرى للروث سمح لنا بالكشف عن: اليميريا، الكريبتوسبورديوم، الهيستوموناس، الهيتيراكيس، الدرمانيسيس. ما بين 17 مدجنة، 14 موجبة على الاقل لواحدة من الطفيليات، اي نسبة انتشار تقدر ب 82,35 بالمئة. اذا اعتبرنا ان الانتشار حسب النوع فانه كالآتي اليميريا بنسبة 29.41 بالمئة، الكريبتوسبورديوم بنسبة 29.41 بالمئة، الدرمانيسيس بنسبة 29.41 بالمئة تتبعها الهيستوموناس بنسبة 11,76 بالمئة ثم الهيتيراكيس بنسبة 5,88 بالمئة. وبالنسبة للانتشار حسب نوع الانتاج فنجد 100 بالمئة من مداجن الدجاج المنتج للصيصان مصابة، بالمقابل 88,88 بالمئة من مداجن الدجاج اللحم مصابة و 60 بالمئة من مداجن الديك الرومي. وفي الأخير الاصابة بنوع طفيلي واحد هو الاكثر انتشارا بنسبة 58,82 بالمئة اكثر منها بالنسبة للاصابة بنوعين بنسبة 23,52 بالمئة والاصابة بثلاثة انواع 0 بالمئة