



DEPARTEMENT D'AGRONOMIE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

Mme BENDJELLOUL NOUR EI Houda

Pour l'obtention du diplôme de

**MASTER II EN AGRONOMIE**

**Spécialité : BIOTECHNOLOGIE ALIMENTAIRE**

THÈME

*Identification d'Hétérakis Gallinarum Isolé Du Poulet De Chair Et  
Poulet Fermier (Gallus Gallus) Dans Les Localités De Mesra Et  
ENARO (Mostaganem)*

Soutenues publiquement le 28/06/2017

DEVANT LE JURY :

Président	M. BEKADA A	Professeur	CU Tissemsilt
Examineur	M. KEBIR A	Dr Vétérinaire	Labo Vété de l'Ouest
Promoteur	M. BENAKRICHE BM	Professeur	Univ Mostaganem
Co-Promoteur	M. BELMEHIDI Tariq	Dr Vétérinaire	Labo Vété de l'Ouest

*Thème réalisé au laboratoire Vétérinaire de l'Ouest de la Wilaya de Mostaganem*

*Année Universitaire : 2016/2017*

## *Liste des Figures*

Figure 01	Morphologie du coq et de la poule.....	04
Figure 02	Vue latérale du tractus digestif du poulet .....	05
Figure 03	Schéma d'une coupe de cæcum.....	07
Figure 04	Comparaison Internationale de la production du poulet.....	09
Figure 05	Élevage extensif du poulet (élevage traditionnel).....	10
Figure 06	Élevage intensif du poulet (élevage moderne).....	10
Figure 07	Cycle biologique des helminthes digestifs du poulet.....	13
Figure 08	Observation binoculaire d' <i>Heterakis Gallinarum</i> .....	14
Figure 09	Observation microscopique d' <i>Heterakis Gallinarum (GX100)</i> .....	14
Figure 10	Morphologie d' <i>Heterakis gallinarum</i> .....	15
Figure 11	Cycle biologique d' <i>Heterakis</i> .....	17
Figure 12	Cycle évolutif de l' <i>heterakis</i> .....	18
Figure 13	Domages causés par les vers <i>Heterakis</i> , symptômes et diagnostic	18
Figure 14	Carte géographique indiquant la localisation des deux régions (fermes) d'étude à travers la wilaya de Mostaganem.....	20

## *Liste des Tableaux*

Tableau 01	Lieux d'échantillonnage et filières aviaires.....	19
Tableau 02	Caractères morpho métriques de <i>Heterakis gallinarum</i> .....	23
Tableau 03	Durée des étapes inclusion.....	27
Tableau 04	Caractères morpho métriques d' <i>Heterakis gallinarum</i> .....	35
Tableau 05	Taux d'infestation des parasites chez le poulet fermier.....	35
Tableau 06	Infestation d' <i>Heterakis gallinarum</i> chez les poulets fermiers.....	36

## *Liste des Photos*

Photo 01	Différentes étapes d'autopsie helminthique (poulet fermier).....	24
Photo 02	Différentes étapes d'autopsie helminthique (poulet de chair).....	24
Photo 03	Récolte et mesure des parasites.....	25
Photo 04	Conservation des parasites du poulet fermier.....	25
Photo 05	Fixation d' <i>Hétérakis gallinarum</i> .....	29
Photo 06	Technique déshydrations et clarification.....	29
Photo 07	Matériel adapté à l'histologie des vers.....	29
Photo 08	Technique des coupes histologique.....	30
Photo 09	Technique de Bains marie.....	30
Photo 10	Technique de coloration des coupes.....	30
Photo 11	Observation microscopique d'un cestode ( <i>Raillietina spp</i> ) G X10.....	33
Photo 12	Observation microscopique d'un trématode.GX10.....	33
Photo 13	Lésions de coccidiose chez le poulet de chair GX10.....	33
Photo 14	Observation microscopique du parasite ( <i>Eimeria tenella</i> ) Chez le poulet de chair.....	33
Photo 15	Isolement et identification des <i>Heterakis Galinarum</i> chez Poulet fermier.....	37
Photo 16	Morphologie de mâle ( <i>Heterakis Gallinarum</i> ) (G X10).....	38
Photo 17	Morphologie de la femelle ( <i>Heterakis Gallinarum</i> ) (G X10).....	39
Photo 18	Observation microscopique d' <i>Histomonas (Heterakis Gallinarum) femelle</i> (G X10).....	39
Photo 19	Observation microscopique d' <i>Histomonas (Heterakis Gallinarum) mâle</i> (G X10).....	39

# *Sommaire*

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des photos

Introduction.....01

## *Chapitre 1: Généralités sur le poulet*

1- Généralités sur le poulet .....	03
1-1. Caractéristique du poulet de chair .....	03
1-2 Caractéristique du poulet de ferme.....	03
1-3 Morphologie .....	03
1-4 Tube digestif .....	04
1-4-1 Bec .....	05
1- 4-2 œsophages.....	05
1- 4-3 Jabot..... ;.....	06
1-4-4 Pro ventricule .....	06
1-4-5 Gésier (estomac musculaire) .....	06
1-4-6 Intestin .....	06
1-4-6-1 L'intestin grêle .....	06
1-4-6-2 Le gros intestin .....	06
1-4-6-3 Les cæcaums .....	07
1-4-6-4 Le rectum .....	08
1-4-6-5 Le cloaque .....	08
2- Généralité sur l'élevage .....	08
2-1 Production avicole .....	08
2-2 Modes d'élevage en Algérie .....	09
2-2-1 Élevage extensif .....	09
2-2-2 Élevage intensif .....	10

## ***Chapitre 2: Le parasitisme digestif du poulet***

1- Généralités sur le parasitisme digestif du poulet .....	11
1-1 Contraintes de l'aviculture .....	11
1-1-1 Contraintes économiques .....	11
1-1-2 Contraintes zootechniques .....	11
1-1-3 Contraintes pathologiques .....	11
1-1-3-1 Pathologies parasitaires .....	12
2- Les helminthes parasites du tube digestif du poulet .....	13
2-1 Les nematodes .....	14
2-1-1 Parasites de l' Ordre des Ascaridida .....	14
2-1-2 Le genre Heterakis .....	15
2-1-2-1 Epidémiologie .....	16
2-1-2-2 Cycle biologique .....	16
2-1-2-3 Dommages causés par les vers Heterakis, symptômes et diagnostic .....	18

### ***Partie Expérimentale***

#### ***Matériels et méthodes***

1- Objectif .....	19
2-Période d'étude et caractéristiques de l'échantillonnage.....	19
3-Matériel .....	20
3-1 Autopsie .....	20
3-2Parasitologie et histologie .....	20
4-Méthodes .....	21
4-1 Autopsie des poulets .....	21
4-2 Recherche et prélèvement des parasites .....	22
4-3 Identification .....	23
4-4 Protocol d'histologie.....	26
4-4-1 Fixation .....	26
4-4-2 Déshydrations .....	26

4-4-3 Clarification .....	26
4 -4-4 L'imprégnation .....	26
4-4-5 L'enrobage .....	27
4-4-6 Préparation des coupes histologiques.....	27
4-4-7 Bains Marie .....	27
4-4-8 Technique de coloration .....	28

### ***Résultats et Discussion***

1-Étude descriptive et identification des parasites au niveau des cæcaux .....	32
2-Isolement et identification des <i>Heterakis Galinarum</i> .....	34
3- Morphologie des mâles et des femelles ( <i>Heterakis Gallinarum</i> ).....	35
4-Identification des Histomonas.....	40

Conclusion.....	41
-----------------	----

Références bibliographie

Annexes

Résumé

### Introduction

Le poulet est considéré généralement comme un des oiseaux les plus anciennement domestiqués. Il occupe une place économique et sociale particulière ; sa production assure actuellement plus de 86% des produits carnés d'origine volaille (**Office de l'élevage. , 2009**). 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 était essentiellement villageoise et traditionnelle, 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 forte dépendance de l'étranger (équipements, souches élevées, produits alimentaires et vétérinaires).

Cependant, le secteur avicole connaît de sérieux problèmes multifactoriels, aussi bien en système intensif qu'en système extensif traditionnel.

Parmi ces contraintes, nous nous sommes intéressés au parasitisme du tube digestif cæcum dans ces deux systèmes d'élevages. Les helminthes identifiés dans ce dernier poulet fermier (*Gallus gallus*) et se répartissent en plusieurs familles les nématodes, les cestodes et les trématodes. Par contre des Coccidies (Protozoaires) genre *Eimeria* ont été détectées chez le poulet de chair souche *Hubbard F15*.

Nous avons récoltés des parasites caeaux ; d'après la clé de détermination (**Euzeby. , 1961, 1963**), les Heterakidae appartiennent à la famille des nématodes. Les caractères de diagnose des spécimens observés nous ont permis de les identifier comme appartenant un nématode au genre *Heterakis gallinarum*.

*Heterakis gallinaurm* est plus communément trouvés dans les rangs et productions de volailles où les espèces de gallinacés ont pleinement accès à l'extérieur et parcours contaminés par ces vers. Les œufs peuvent rester infectieux dans la litière de volaille

infectée si sont présents, donc il faut faire attention à ne pas réutiliser les déchets comme engrais afin d'éviter toute transmission humaine (**Papini et Cacciuttolo. , 2008**). En plus de la description détaillée de (**Euzeby. , 1963**), ce dernier a également basé l'identification des mâles sur la présence des spicules et une ventouse pré-cloacale mais Chez la femelle, la partie caudale est très effilée et légèrement incurvée dans sa partie distale. La vulve se trouve légèrement en arrière du milieu du corps (**Mönnig. , 1950**).

Les résultats de notre prélèvement histologique des vers d'*Hetrakis gallinarum* montrent la présence d' *histomonas* au niveau des spicules chez le mâle ainsi qu'à l'intérieur des œufs chez la femelle.

L'identification macroscopique, microscopique et histologique nous a permis de mettre en évidence ce parasite intestinal qu'est le nématode d'*Hétérakis gallinarum* par rapport à la flore parasitaire totale compose de nematode, de trematodes et de cestodes ainsi que les coccidies spécifique au poulet de chair.

Notre travail a pour objectif l'isolement et l'identification du parasite *Heterakis Gallinarum* du tube digestif du poulet de ferme et poulet de chair acheté dans la région de Mostaganem.

## **1- Généralités sur l'appareil digestif du poulet**

### **1-1 Caractéristique du poulet de chair**

Ce type d'aviculture se caractérise par l'élevage des volailles de souches exotiques ; les plus fréquentes en Algérie pour la filière chair : *Hubbard*. Cette souche est génétiquement améliorées et douées de bonnes performances, ce qui permet l'accroissement rapide du cheptel de la volaille industrielle (**Traore. , 2006**). La grande particularité de la parentale *Hubbard F15* permet de produire un poulet répondant aux besoins de flexibilité des filières avicoles modernes ; Sachant que la production annuelle de poulet de chair en Algérie est de 253.000 tonnes selon la (**FAO, Août 2012**).

### **1-2 Caractéristique du poulet de ferme**

La poule est un oiseau de l'ordre des galliformes ou gallinacés (**Temminck . , 1820**) qui regroupe environ 281 espèces d'oiseaux, réparties en 81 genres et classés (**Sibley et al. , 2005**) en 7 familles : *Phasianidae, Numididae, Méléagrididae, Tétraonidae, Mégapodiidae, Cracidae et Odontophoridae*. L'espèce poule, *Gallus gallus*, désigne souvent les deux sexes et par rapport aux caractéristiques spécifiques des femelles ou des mâles, l'espèce est souvent définie par le nom coq ou poule (**Fosta. , 2008**). La poule domestique (ou poulet domestique) est une volaille mâle ou femelle, de la sous espèce *Gallus Gallus domesticus*. Ce sont des oiseaux terrestres, non- migrateurs à l'exception des espèces de plus petite taille (**Romanov et a. , 2009**).

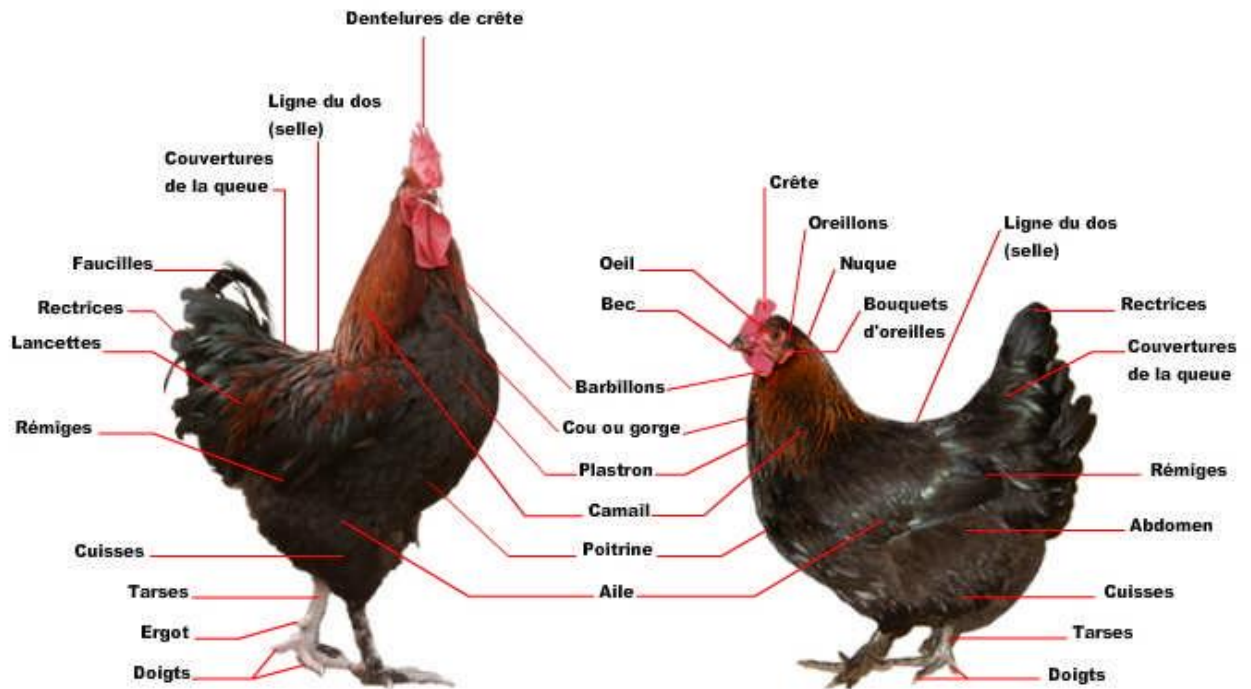
### **1-3 Morphologie**

Le poulet domestique est adapté à la vie terrestre comme tous les gallinacés, il se caractérise (figure 01) 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 l'éperon ou l'ergot qui est bien développé chez le coq adulte (**Diop. , 1982**).

Le dimorphisme sexuel est bien marqué, le coq généralement plus volumineux que la poule, se distingue par sa crête et ses barbillons plus développés et de couleur rouge

vi  
(



**Figure 01** : Morphologie du coq et de la poule

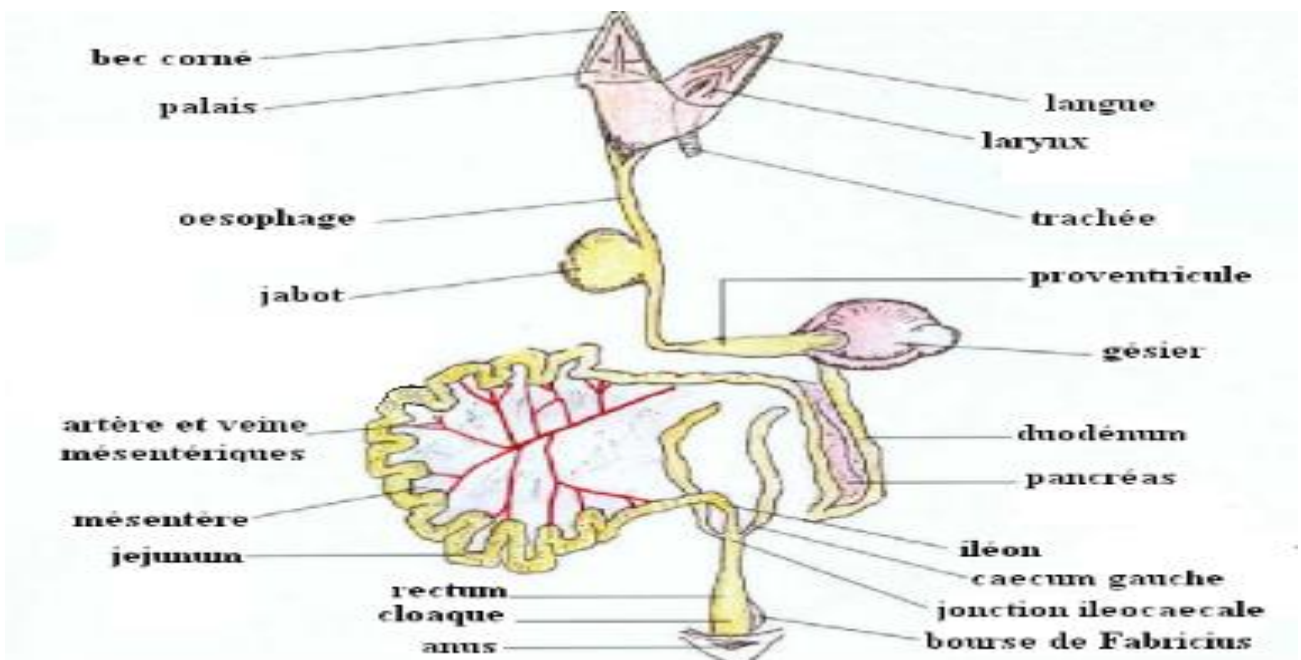
(<https://www.gallinette.net/index.php?page=oeuf&newsj5age=^>)

### **1-4 Tube digestif**

Le tube digestif de l'espèce aviaire est caractérisé par sa taille relativement courte mais possède une grande efficacité de digestion vu la rapidité du transit digestif.

Il mesure 85 cm de long chez le poussin et environ 2 m chez l'adulte

(**Alamargot. , 1982**). Les différents organes qui le constituent (figure 02).



**Figure 02 : Vue latérale du tractus digestif du poulet (Villate D. , 2001).**

### **1-4-1 Bec**

Utilisé 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 (**Beghouli. , 2006**). Sa partie visible est de nature cornée (rhamphothèque) et de croissance continue (**Bonou. , 1987**).

Le bec est suivi d'une cavité buccale dépourvue de voile du palais et de l'épiglotte de sorte que la bouche et le pharynx forment une cavité unique souvent appelée bucco-pharynx (**Larbier et al. ,1992**). Cette cavité comporte des glandes salivaires qui assurent l'humidification du bol alimentaire afin de faciliter son passage dans l'œsophage.

### **1- 4-2 œsophages**

C'est un conduit musculo-muqueux à paroi mince et très dilatable ; il assure le transport des aliments de la cavité buccale à l'estomac. Sa sécrétion permet une imprégnation des aliments et facilite leur transit. (**Bonou. ,1987**).

### **1- 4-3 Jabot**

Cet organe se caractérise par un épithélium riche en glandes à mucus et dans lequel les aliments peuvent s'accumuler, s'humecter et se ramollir. Il s'y produit aussi l'initiation de dégradation de l'amidon à l'aide de certaines bactéries amylolytiques, telles que les lactobacilles (**Champ et al. , 1985**).

### **1-4-4 Pro ventricule (ventricule succenturié ou estomac glandulaire)**

Il s'agit d'un renflement fusiforme qui se situe en avant du gésier. La paroi interne, très épaisse, contient des glandes bien développées qui sécrètent de la pepsine et du suc gastrique (**Alamargot et al. , 1985**).

### **1-4-5 Gésier (estomac musculaire)**

C'est l'organe broyeur du tube digestif et dont la forme est à la fois aplatie et arrondie comme une lentille biconvexe. La paroi musculaire, très épaisse et puissante, est formée de quatre muscles principaux antéro-inférieurs et postéro-supérieurs, et de muscles intermédiaires antéro-supérieurs et postéro-inférieurs (**Larbier et Leclercq. , 1992**).

### **1-4-6 Intestin**

Cet organe est le site de la digestion chimique et de l'absorption d'éléments nutritifs assimilables par le sang et la lymphe. Il prend la forme d'un tube de calibre à peu près égal sur toute son étendue. Chez les oiseaux, il est plus court par rapport à la longueur du corps que celui des Mammifères herbivores. Il mesure environ 120 cm chez l'adulte (**Larbier et al. ,2003**) et comporte deux parties distinctes :

#### **1-4-6-1 L'intestin grêle**

Qui 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) (**Rougière., 2010**).

#### **1-4-6-2 Le gros intestin**

Qui est constitué par deux cæcums et le rectum, celui-ci se termine par le cloaque.

#### **1-4-6-3 Les cæcaums**

Qui se situe au niveau de la jonction entre l'iléon et le rectum (**McNab. , 1973**), sont pairs et se présentent comme des sacs pouvant atteindre 20 cm de longueur chez l'adulte (**Larbier et Leclercq., 1992**). Ils sont le siège de la fermentation bactérienne mais leur rôle dans la digestion est négligeable, ils n'hydrolysent ni la cellulose, ni les autres polysides non amylacés (**Rudeaux et al. , 2003**). Ils interviennent cependant dans l'équilibre hydrominéral et dans les phénomènes immunologiques par les amygdales disposées à leur entrée (**Brugere-Picoux et Silim. , 1992**).

La tunique muqueuse est dépourvue de villosités tout le long du gros intestin car la fonction de résorption y est moins importante, la présence de glandes sensiblement moins nombreuses que dans l'intestin grêle. La musculaire muqueuse et la sous-muqueuse sont responsables de la formation des plis qui font saillie dans la lumière du gros intestin (figure 03).

- La sous-muqueuse renferme surtout de nombreux lympho-nodules elle est également riche en vaisseaux sanguins et en cellules adipeuses.
- La paroi musculuse est beaucoup plus mince que sur les autres portions du tube intestinal.

D'après (**Getty et al**) la portion proximale du caecum renferme du tissu lymphoïde bien développé sous forme de tonsilles cae-cales.



**Figure 0 3 :** Schéma d'une coupe de cæcum (Getty.R.,1982).

- 1) l'ère intestinale.
- 2) Épithélium avec des plis.
- 3) chorion.
- 4) couche musculaire avec un couche circulaire interne et une couche longitudinale externe.
- 5) séreuse.

#### **1-4-6-4 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).

#### **1-4-6-5 Le cloaque**

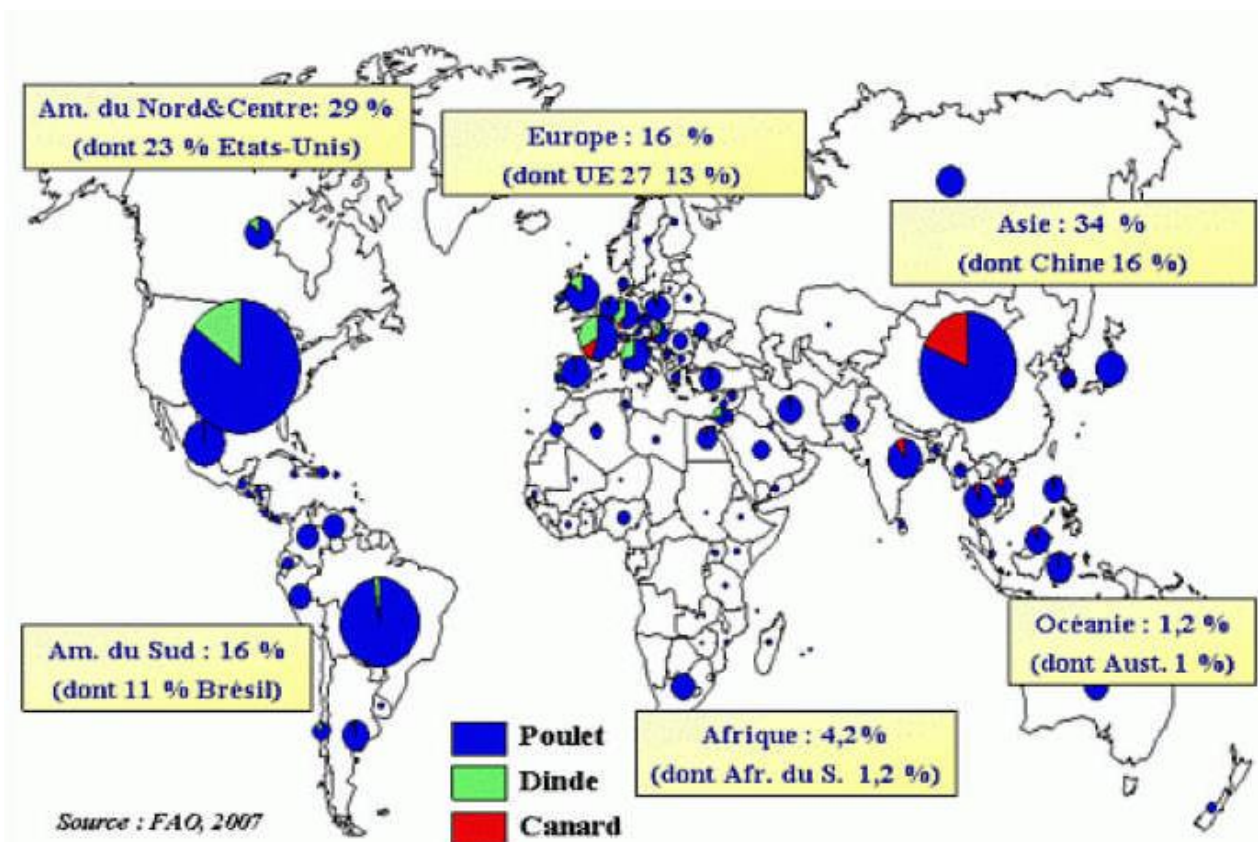
Occupe la dernière partie de tube digestif où s'accumulent les matières fécales avant leur expulsion à travers l'**anus**. C'est aussi le carrefour des voies génitales, urinaires et intestinales (Denbow. , 2000).

## **2- Généralité sur l'élevage**

### **2-1 Production avicole**

A l'échelle mondiale, l'élevage des volailles représente un secteur très important dans la production et la consommation des produits carnés. Selon la FAO, la production de

volaille a atteint 91,3 millions de TEC (tonne équivalent carcasse) en 2009, la portion de poulets en représente plus de 87 % avec un taux de 79,6 millions de tonnes (figure 04).



A l'échelle nationale, la filière avicole constitue un secteur très important. Ses produits assurent 50% des viandes totales consommées (Abbas, 1996). Le prix de la viande blanche étant relativement moins élevé que celui de la viande rouge, en fait un produit attractif pour la ménagère algérienne.

L'aviculture était essentiellement villageoise et traditionnelle, et ce n'est qu'après la création de l'Office National des Aliments du Bétail en 1969, qu'il y a eu la vraie installation de l'aviculture moderne (Bouziani et al., 2009). Ainsi, la production de viande blanche a connu une croissance annuelle moyenne de 7%, allant de 24000 tonnes en 1968 à 200000 tonnes en 1999. Parallèlement la consommation est passée de 0,5 kg/an/habitant en 1968 à 9 kg/an/habitant en 1995 (Feliachi., 2003). Mais au cours de la dernière décennie et suite à la levée du monopole étatique sur les importations et l'instauration de la vérité des prix (levée des subventions) (Ferrah., 1993), la production a connu une régression et atteint 156 000 tonnes en 2003. Par contre la production des œufs de consommation a connu une progression, elle est passée de 2020 .10<sup>6</sup> œufs en 2000 à 3 302. 10<sup>6</sup> œufs en 2003 (CICA., 2004).



**Figure 04** : Comparaison Internationale de la production du poulet.

( [https://www.itavi.asso.fr/economie/eco-filiere/volailles/prod\\_monde.gif](https://www.itavi.asso.fr/economie/eco-filiere/volailles/prod_monde.gif)).

## **2-2 Modes d'élevage en Algérie**

### **2-2-1 Élevage extensif**

Il s'agit d'un système d'élevage à l'air libre, dirigé par des méthodes traditionnelles, représenté essentiellement par l'élevage familial (de basse-cour) et aussi par celui des fermes. Le cheptel à faibles effectifs est constitué par des poulets locaux (**Njue . , et al. 2002**). Les races de poulet local sont les plus exploitées. Le poids moyen de l'adulte en 6 mois est d'environ 1 kg chez la femelle et 1,5 kg chez le mâle (**Guèye et al**). Cette croissance lente est compensée par la qualité de la chair bien appréciée.

Ce type d'aviculture, exigeant peu de travail, convient le mieux dans les zones rurales et lorsque les conditions de nourriture et de logement sont limitées (figure 05).

**Figure 05** : Élevage extensif du poulet (élevage traditionnel).

(<http://www.chouday.fr/actualites/etablissement-soumis-a-declaration-elevage-de-poulets-de-chair/>).

### **2-2-2 Élevage intensif**

Depuis les années 80, l'Etat a adopté une stratégie basée sur l'artificialisation du secteur avicole. Ce dernier devient le plus intensif de toutes les productions animales, que soit pour la viande ou pour l'œuf de consommation, il est basé sur l'exploitation des

souches exotiques (*ISA*) importées. Celles-ci sont caractérisées par leur rentabilité améliorée, dans des galeries bien équipées selon le type d'élevage (figure 06), soit de poulets de chair ou de poules pondeuses, pouvant renfermer en moyenne 3000 à 5000 sujets par atelier respectivement. Ce système couvre toutes les régions du pays y compris celles du Sud, mais se condense surtout près des grandes villes du Nord (**Feliachi. , 2003**).

**Figure 06 :** Élevage intensif du poulet (élevage moderne)

(<http://www.chouday.fr/actualites/etablissement-soumis-a-declaration-elevage-de-poulets-de-chair/>)



## **1- Généralités sur le parasitisme digestif du poulet**

### **1-1 Contraintes de l'aviculture**

Les contraintes de l'aviculture sont multifactorielles : économiques, zootechniques et pathologiques. (**Buldgen A et al**).

#### **1-1-1 Contraintes économiques**

On peut situer ces contraintes économiques à deux niveaux (financier et commercialisé ) intéressant surtout l'aviculture moderne (**Habemship.E**).

#### **1-1-2 Contraintes zootechniques**

Elles varient selon les types d'élevage.

#### **En élevage traditionnel**

On note tout d'abord la faible productivité des poulets locaux exploités. En suite il ya le problème de l'alimentation car les poulets sont généralement abandonnés à eux mêmes, ce qui fait que leurs besoins alimentaires ne sont jamais couverts, d'où un ralentissement de leur croissance (**I.E.M. V. T.**). En fin, citons l'insécurité de ces animaux par rapport à certains prédateurs et les produits phytosanitaires très toxiques utilisés dans les champs à proximité des concessions.

#### **En élevage moderne**

Ce sont plutôt les défaillances observées dans l'application des normes techniques d'élevage qui posent problème. En effet la mauvaise conception des bâtiments, les vidés sanitaires mal effectués en pratique et l'absence d'hygiène souvent constatés dans les fermes ont des conséquences néfastes en élevage intensif (**Biaouf.C**).

#### **1-1-3 Contraintes pathologiques**

Les maladies carencielles se rencontrent souvent en milieu traditionnel (**Bonfoh. , 1997**). Mais les lourdes pertes sont attribuées aux maladies infectieuses avec les ravages causés par la pseudo- peste aviaire qui occasionne d'importantes mortalités pouvant atteindre 90 à 100% au sein des élevages (**Parent et al. ,1989**). Elle est citée comme la pathologie la plus meurtrière en élevage extensif de poulet .

D'autres maladies infectieuses sont également rencontrées notamment la maladie de Gumboro avec la création de futurs reproducteurs sans valeur économique, la maladie de Marek sous ses différentes formes et la variole aviaire dont la fréquence en élevage villageois est liée à la présence des insectes piqueurs (Tchedre. , 1998).

Les affections bactériennes que sont les salmonelloses, la pasteurellose de même que les colibacilloses sont également responsables d'importantes pertes chez les oiseaux de la basse cour (Diop. , 1996).

Les maladies parasitaires en dehors de la coccidiose, sont d'évolutions souvent insidieuses et responsables des pertes économiques considérables difficilement quantifiables. Le mode d'action des parasites est indirect.

Ils sont soit vecteurs de maladies, soit responsables de la carence et de l'affaiblissement des sujets les prédisposant à diverses pathologies. Parmi ces agents pathogènes, on note entre autres, les ecto parasites et les helminthes gastro-intestinaux et respiratoires qui ont fait l'objet de nos investigations.

### **1-1-3-1 Pathologies parasitaires**

On distingue ici les parasitoses externes et internes.

- **Parasitoses externes**

Elles sont dues à des ectoparasites tels les poux, les Argas et les puces, très fréquents dans les élevages traditionnels.

- **Parasitoses internes**

Ce sont principalement les parasitoses respiratoires et digestives.

- **Parasitoses digestives**

Le parasitisme digestif du poulet 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 la poule 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 (Bindoulag), plus rarement des Trématode(Criit.H. ,1992). Les Acanthocéphales sont exceptionnels chez la poule (Bindoulag *et al*) (figure07).

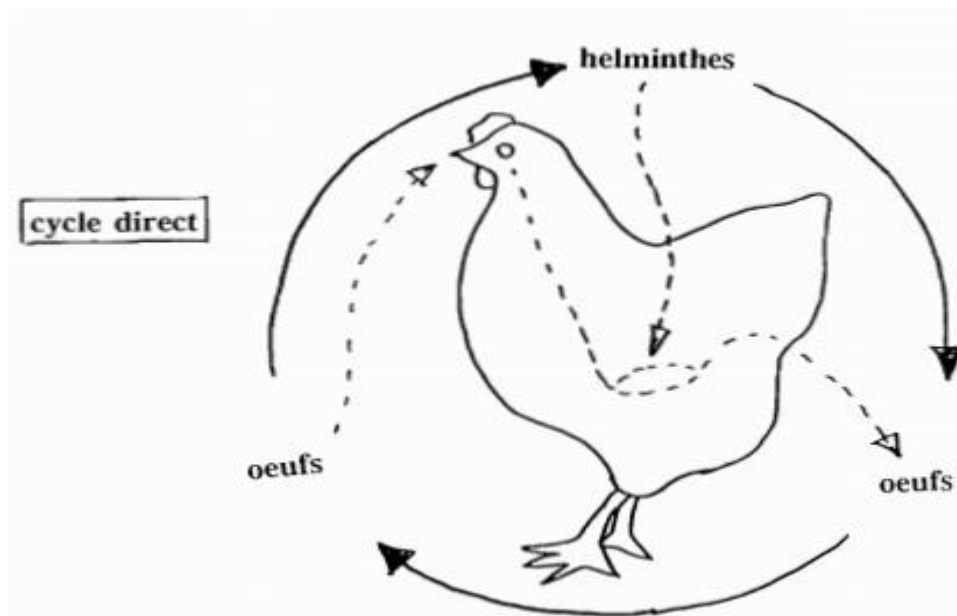
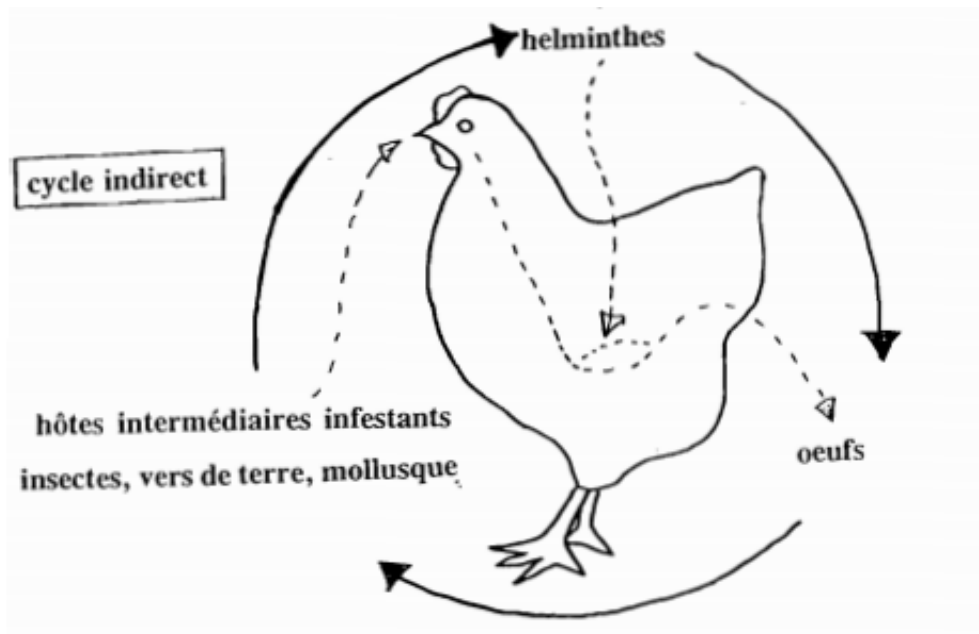


Figure 07: Cycle biologique des helminthes digestifs du poulet(Trncy P.M. ,1981).

## 2- Les helminthes parasites du tube digestif du poulet

Il n'y a rien de très caractéristique dans la symptomatologie des helminthoses digestives du poulet. On note des troubles généraux, masquant parfois les signes digestifs. Par contre le parasitisme caecal détermine une entérite parasitaire qui se manifeste par une diarrhée inconstante dans les ascaridoses et les taeniasis aviaires. Cette diarrhée est glaireuse, striée de sang chez les jeunes sujets.

Helminthes parasites du tube digestif du poulet sont différents groupes nématodes, cestodes, trématodes et acanthocéphales.

## 2-1 Les nematodes

Les nématodes sont des vers cylindriques, non segmentés et pseudo-acoelomates. 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 al. ,1995**).

- **Position systématique**

Règne : Animalia (**Linnaeus . , 1758**)

Sous-Règne : Metazoa

Embranchement : Nemathelminthes

Classe : Nematoda (**Rudolphi, 1808**)

Ordre : Myosyringata (**Ward . ,1917**)

Sous-ordre : Ascaroïdea (**Railliet et Henry. ,1915**)

Famille : Heterakidae (**Railliet et Henry. ,1912**)

Sous-famille : Heterakinae (**Railliet et Henry. ,1912**)

Genre : *Heterakis* (**Dujardin. ,1845**)

Espèce : *Heterakis gallinarum* (**Schrank et al. , 1950**).

### 2-1-1 Parasites de l'Ordre des Ascaridida

Trois principaux genres appartenant à la famille des Heterakidae ont été décrits un seul genre dans ce chapitre.



**Figure 08** :Observation binoculaire d'*Heterakis Gallinarum*.

(<https://www.wur.nl/en/show/Course-Basic-of-Infectious-Diseases-NEM20806.htm>).



**Figure 09** :Observation microscopique d'*Heterakis Gallinarum* (GX100).

(<https://www.wur.nl/en/show/Course-Basic-of-Infectious-Diseases-NEM20806.htm>).

**2-1-2 Le genre *Heterakis* (parasite du caecum) (Dujardin, 1845)**

Les caractéristiques des vers appartenant à ce genre sont les suivantes (figure 08) :

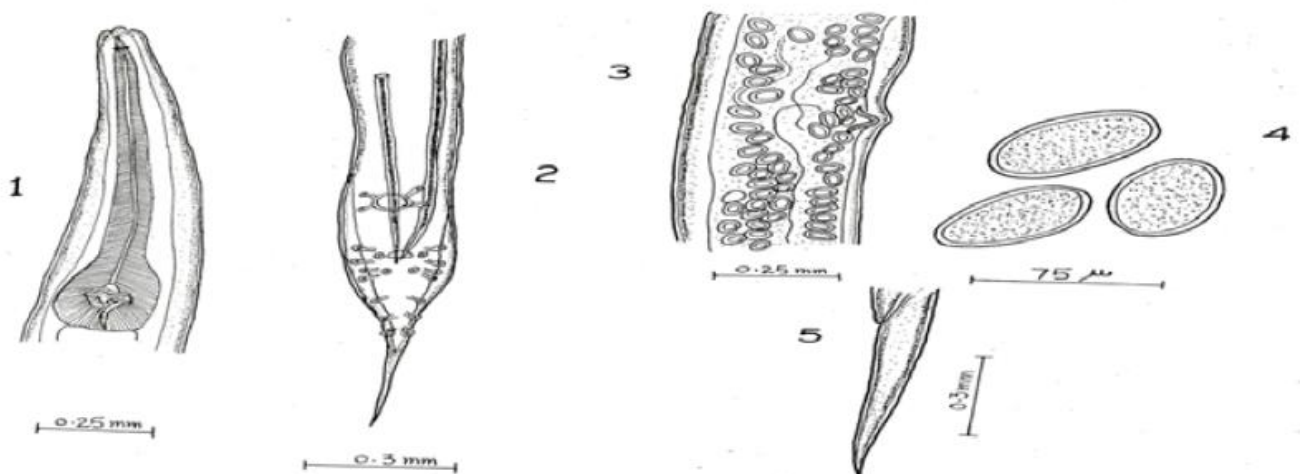
- vers mesurant entre 7 et 20 mm de long ;
- bouche entourée de trois lèvres bien distinctes .
- stroma buccal réduit et transformé en un vestibule entouré par la partie antérieure de l'œsophage .
- l'œsophage claviforme, de type musculaire, formé d'un corps, d'un isthme court et d'un bulbe postérieur renfermant un appareil valvulaire .
- existence d'ailes latérales qui parcourent le plus souvent le corps sur toute son étendue

**Chez les mâles**

il existe une ventouse précloacale arrondie et entourée d'un anneau chitineux. Le mâle possède deux spicules égaux ou inégaux et un gubernaculum inconstant ,l'extrémité caudale des mâles est rectiligne et effilée (figure 09).

**Chez les femelles**

Les œufs ellipsoïdes et à coque épaisse sont pondus non embryonnés ; parasite du caecum et un cycle monoxène.



**Figure 10** :Morphologie d'*Heterakis gallinarum*.

(<https://www.esciencecentral.org/journals/morphology-and-prevalence-of-some-helminth-parasites-in-gallusdomesticus>)

1. Antérieur du femelle (vue ventral).
2. Postérieur du male (vue dorsal).
3. Valve chez la femelle vue laterale.
4. Oeufs.

5. Postérieur de la femelle (vue latérale).

### **2-1-2-1 Épidémiologie**

Le nématode *Heterakis gallinarum* est une espèce commune de l'oxyurose cæcale (1-2 cm de long) de poulet trouvés dans de nombreuses espèces de gallinacés dans le monde. Les œufs sont excrétés dans les fèces et l'*Heterakis* se produit lorsque les œufs infectieux sont ingérés par l'hôte définitif. Les vers de terre peuvent se concentrer et le transport des œufs.

Les larves peuvent éclore dans les vers de terre autres infective pour au moins un an. *Heterakis gallinarum* n'est pas considéré comme une menace sérieuse pour le poussin, mais c'est plus importants

de nématodes de la volaille en raison de son rôle dans l'épidémiologie de l'*Histomonas meleagridis* flagellé, qui à son tour présente chez de nombreuses espèces de gallinacés, cause une nécrose de la muqueuse cæcale, gonflement du cæcum, et nécrose du foie. La maladie est appelée point noir ou histomonose. *H. meleagridis* est ingéré par *Heterakis gallinarum* dans le tractus intestinal des poulets et s'échappe dans l'œuf de nématodes.

*Heterakis gallinarum* les femelles produisent 34 000 à 86 000 œufs dans une vie (Fine, 1975) selon les races de poulet (Chute et al., 1976). *Histomonas meleagridis* peuvent rester viables dans *Heterakis gallinarum* œufs pour aussi longtemps qu'ils restent viables. L'éclosion des œufs à l'intérieur d'un *Heterakis gallinarum* nouvel hôte libère le proto-Tsoan. *Heterakis gallinarum* les œufs peuvent survivre et demeurer infectieux pendant des années dans le sol.

En raison de la longévité des œufs et de l'aptitude de la terre comme des hôtes paraténiques, *Heterakis* est difficile à éliminer d'un troupeau. Signes cliniques comme thyphlitis heterakiasis associées à la diarrhée et sont rarement vus.

### **2-1-2-2 Cycle biologique**

Les *Heterakis gallinarum* adultes se trouvent dans le caecum des poulets (Atkinson.C et al)(figure 11).

Les femelles d'*Heterakis* gravides pondent des œufs (Borgsteede.F.H., 1996) non embryonnés qui sont éliminés lors de vidanges caecales (Daş et al., 2011). La larve infectante L2 (figure 12) est formée (Brandao,J.,2013 et al) après une période de 7 à 17

jours, selon les conditions environnementales (l'optimum thermique se situe entre 18 et 33°C pour *Heterakis 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 *Heterakis gallinarum*, le cycle peut ensuite se poursuivre de façon directe ou indirecte (Carpenter. J., 2012). 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 et le poulet 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'*Heterakis 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<sup>ème</sup> jour post-infection (Daş 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.

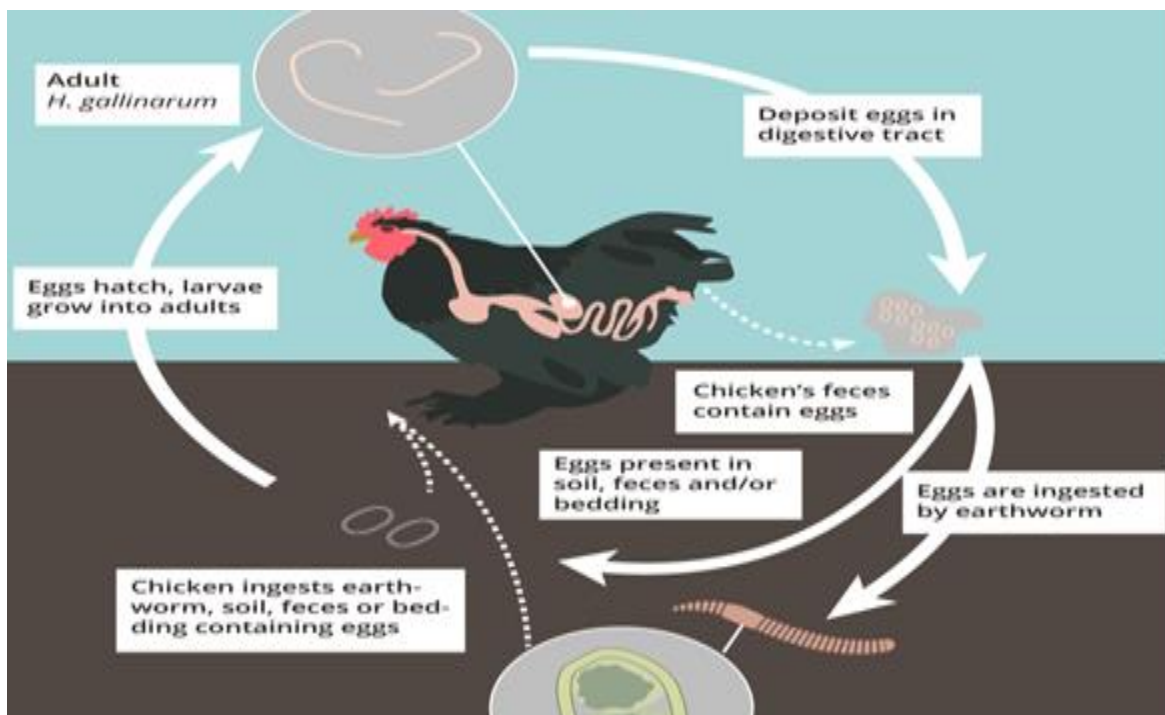


Figure 11 : Cycle biologique d'Heterakis

(<http://www.thepoultrysite.com/diseaseinfo/20/caecal-worm>).

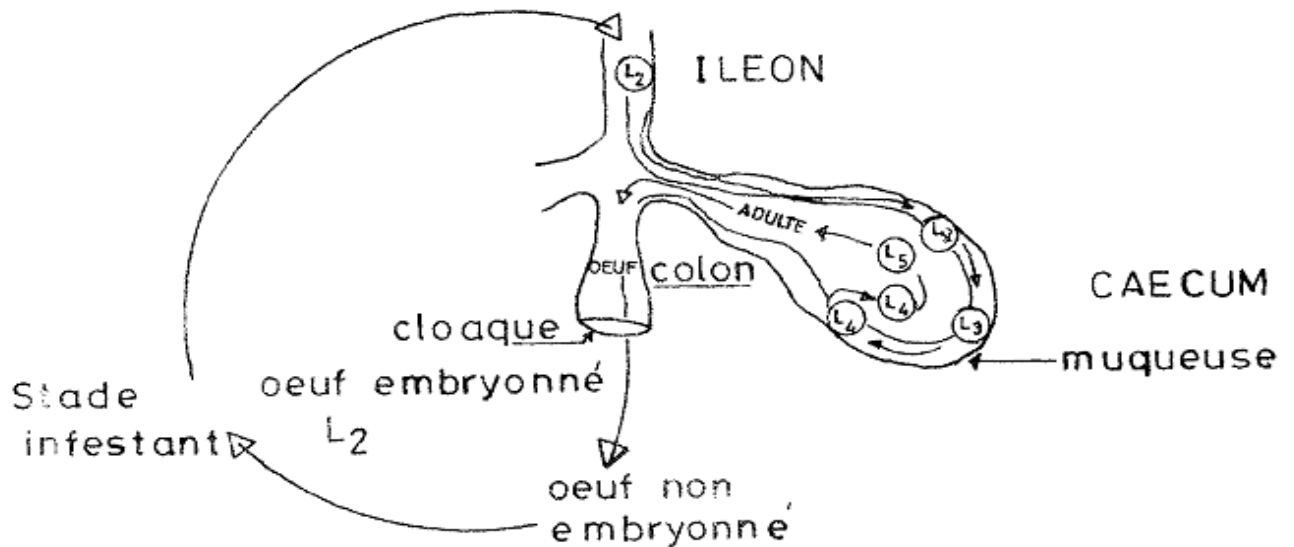


Figure 12 :Cycle évolutif de l'heterakis (Euzeby .1961, 1963).

### 2-1-2-3 Dommages causés par les vers Heterakis, symptômes et diagnostic

Infections *Heterakis* ne sont pas très pathogène pour la volaille. Les infections graves peuvent causer de l'inflammation et épaissement du cæcum, apparition de nodules et de nombreux petits saignements dans la paroi caecale.

La production d'œufs dans les couches peuvent être considérablement réduites. Cependant, le problème majeur est que ces vers sont des vecteurs d'*Histomonas meleagridis*, un protozoaire parasite qui affecte les poulet et est l'agent causal de la maladie de la tête noire, aussi appelée histomonose ou enterohépatites infectieuses. Ces protozoaires restent viables dans les oeufs. Ils sont particulièrement nuisibles et souvent mortelle. Ils peuvent détruire une grande partie de la paroi du tube digestif .

Le diagnostic est basé sur la détection des oeufs dans les selles et/ou sur l'identification des vers dans le caecum après l'autopsie (figure 13).



Apparition  
des nodules

**Figure 13** :Dommages causés par les vers *Heterakis*, symptômes et diagnostic.  
([http://parasitipedia.net/index.php?option=com\\_content&view=article&id=2648&Itemid=2937](http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2648&Itemid=2937)).

## 1- Objectif :

Le but de ce travail est de déterminer l'isolement et l'identification du parasite interne (*Heterakis Gallinarum*) du tube digestif (cæcums) chez poulet de chair et poulet fermier.

## 2- Période d'étude et caractéristiques de l'échantillonnage

Les poulets ayant fait l'objet de notre étude, durant la période de Mai 2017, ont été achetés au niveau de deux fermes pratiquant l'aviculture traditionnelle (extensive) non contrôlée. Ces fermes sont situées dans la dairas de Mesra et Enaro de la wilaya de Mostaganem (figure 12).

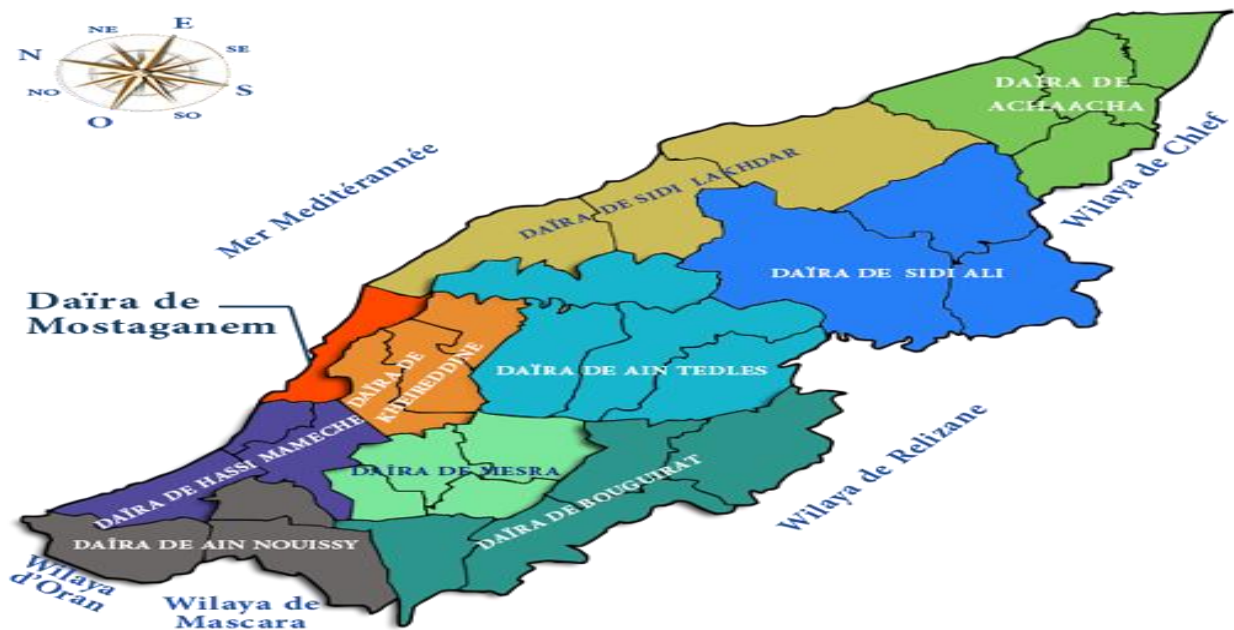
Nous avons procéder également à un échantillonnage de poulets de chair appartenant à l'Oravio Spa Mostavi, unité Ain tedles (figure 14).

L'échantillonnage était aléatoire car aucun paramètre (état général, âge et sexe des sujets) n'a été pris en compte (tableau 01). Il s'agit de poulets de chair prélevés dans différents bâtiments d'élevage modernes et de poulets fermiers achetés qui étaient destinés pour la production des œufs ou pour les sacrifices lors des cérémonies.

**Tableau 1** : Lieux d'échantillonnage et filières aviaires.

Commune	Espèces	Nombres de Poulet
Ain tedles (Enaro)	Poulet fermier	04
Mesra	Poulet fermier	06
Ain tedles	Poulet de chair	15

Tous les échantillons aviaires ont été acheminés vers le Laboratoire Vétérinaire Régional de Mostaganem puis réceptionnés par le service d'Histopathologie et de Parasitologie. Le protocole expérimental a également nécessité une visite de confirmation d'identification des nématodes au Laboratoire Vétérinaire Régional de la Wilaya de Tlemcen.



**Figure 14** : Carte géographique indiquant la localisation des deux régions (fermes) d'étude à travers la wilaya de Mostaganem. ([http:// www.wilaya-mostaganem.dz/fr/collectivites-locales](http://www.wilaya-mostaganem.dz/fr/collectivites-locales)).

### 3- Matériel

#### 3-1 Autopsie

Le matériel d'autopsie utilisé pour la récolte des vers comprend :

- deux tamis à mailles fines (250  $\mu\text{m}$  et 500  $\mu\text{m}$ )
- bistouri
- pinces
- ciseaux
- flacons de prélèvement étiquetés
- pinceau
- système de jet d'eau
- alcool à 70 %
- fixateur de Bouin

#### 3-2 Parasitologie et histologie

Le matériel utilisé pour l'identification et la préparation des coupes histologiques est constitué de différents appareillages et consommables :

- Distributeur de paraffine
- Bain de Marie (45°- 50°)
- Microtome

- Sécheur de lames à chauffage direct
- loupe binoculaire
- microscope optique
- petits tubes en polystyrène à bouchon vissant et à fond plat non stériles
- moules métalliques d'inclusion petit format
- petites capsules d'observation en verre
- boîtes de coloration en verre
- colorants : hématoxyline et éosine
- lame et lamelle
- papier hygiénique
- xylène
- alcool chirurgical 96°
- paraffine
- Baume de Canada
- eau distillée

#### **4- Méthodes**

##### **4-1 Autopsie des poulets**

Après égorgement, l'autopsie a été réalisée sur tous les échantillons aviaires en respectant les consignes de biosécurité (photo 01 et 02). Des fiches d'anamnèse individuelles comportant l'origine, la date le numéro du poulet, le numéro du cæcum et les lésions macroscopiques caecales ont été établies avant et lors de l'autopsie ainsi que lors de l'identification des vers.

L'examen post-mortem est basé selon le protocole helminthique décrit par (McLaughlin.,2003). Son principe repose sur la collecte mécanique des helminthes à partir des cæcums. Ce prélèvement se fait rapidement afin de réduire le risque d'altération des parasites. Il est réalisé selon les étapes suivantes :

- déposer le cadavre dans un bac à dissection en le maintenant sur le dos avec les membres postérieurs écartés jusqu'à la désarticulation des hanches pour rendre la carcasse plus stable.
- pratiquer, à l'aide de ciseaux fins, une incision longitudinale de la peau, de la région

anale jusqu'à la mandibule inférieure et deux autres incisions au niveau de la face interne des cuisses.

- décoller la peau à la main si le degré de solidité de celle-ci le permet ou en utilisant des ciseaux, de sorte que le cou, la poitrine, l'abdomen et les cuisses soient exposés.
- faire une incision médiane au niveau de la paroi abdominale derrière la pointe du bréchet, puis de la face postérieure de la poitrine jusqu'à l'anus.
- pratiquer latéralement deux incisions, l'une des muscles abdominaux jusqu'à l'articulation chondro-costale droite puis gauche et l'autre des muscles pectoraux.
- débarrasser le tube digestif des tissus adjacents : ligaments, membranes du sac alvéolaire et mésentères. Couper ensuite la peau autour de l'anus pour libérer le cloaque.
- retirer le tube digestif entier de la cavité corporelle.
- isoler les cæcums.

#### **4-2 Recherche et prélèvement des parasites**

Des parasites caecaux ont été récoltés selon la démarche suivante :

Les tubes digestifs (cæcums) ont été ouverts, un à un, dans le sens de la longueur ; racler la muqueuse avec un scalpel pour recueillir les parasites térébrants et débarrassés de leur contenu caecal, sous un filet d'eau au-dessus des tamis de mailles (un tamis de 250 µm). Les vers retenus par les tamis sont soigneusement rincés à l'eau, récupérés délicatement au moyen d'un pinceau, comptés et mesurés (photo 03). Pour certains nématodes (petites taille *Heterakis*) enfouis dans la muqueuse ou fixés à la paroi, en essayant de les détacher à l'aide d'aiguilles fines.

- verser le surnageant dans une boîte en verre et l'observer sous la loupe en prenant soin d'examiner aussi le mucus flottant qui peut renfermer des helminthes de petite taille. Le sédiment est plus dense, il doit être examiné en petites quantités diluées. Le fond noir de la loupe binoculaire facilite l'observation des helminthes qui sont généralement blanchâtres,
- Observer sous un microscope les vers pour faciliter l'isolement et l'identification du parasite *Heterakis Gallinarum*.

- Fixer et conserver les parasites séparément dans des tubes contenant de l'alcool éthylique à 70° et portant une étiquette indiquant la date, numéro de cæcums examiné et le numéro du poulet sacrifié.

### 4-3 Identification

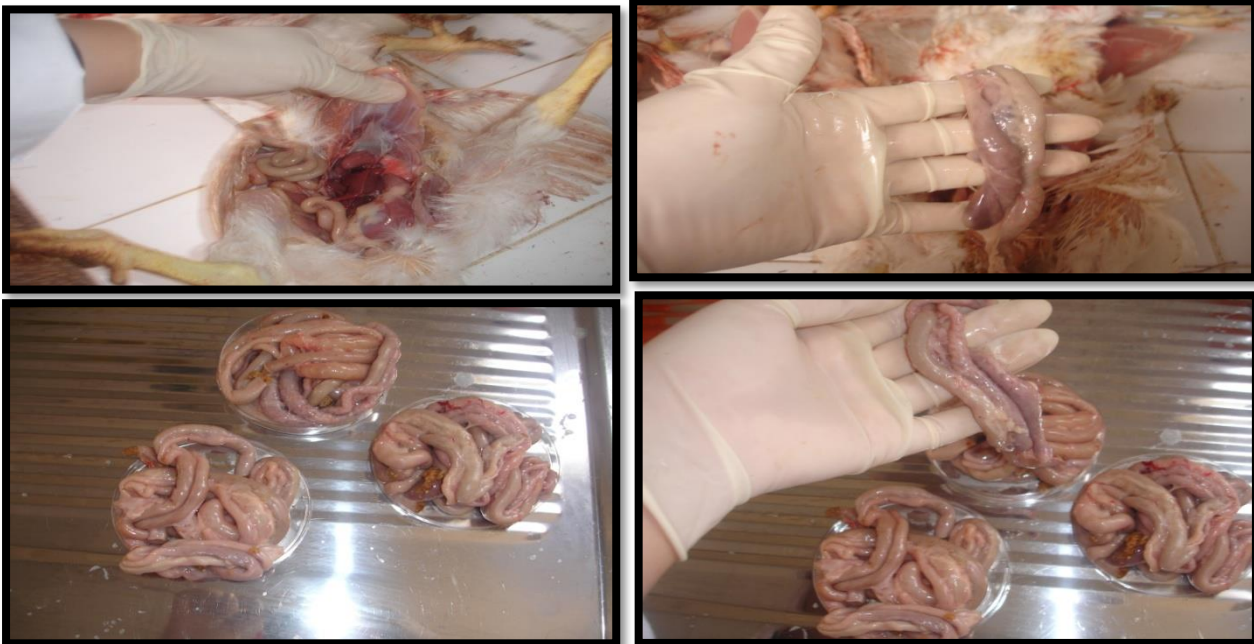
Le fond noir de la loupe binoculaire facilite l'observation des helminthes qui sont généralement blanchâtres. L'observation au microscope optique permet de voir les organes internes des vers par transparence lumineuse ce qui facilitera d'avantage leur identification (photo 03). Cette dernière se fera en se basant sur l'examen des caractères morpho-anatomiques ainsi que les clés d'identification des nématodes (photo 04) établies par (Euzéby 1961 ; 1963) (Tableau 01). Ces informations sont enregistrées pour chaque poulet sacrifié sur la fiche de renseignements (annexe 1).

**Tableau 02** : Caractères morpho métriques de *Heterakis gallinarum* (Schrank. , 1788)

Source	Présente étude		Euzéby(1963)		Vicente <i>et al.</i> (1995)		Yazwinski et Tucker (2003)	
	Mâle	Femelle	Mâle	Femelle	Mâle	Femelle	Mâle	Femelle
Longueur (mm)	7-12		7-12		6,87-8.74	9,45-11.05	7-13	10-15
Largeur (mm)	0,2-0,3		0,3-0,35		0,27- 0,34	0,38-0,42		
Spicule (mm)			2-2,17		1,51-2,18		0,85-2,8	
Ø de la ventouse					0,083			



**Photo 01 : Différentes étapes d'autopsie helminthique (poulet fermier)**



**Photo 02 : Différentes étapes d'autopsie helminthique (poulet de chair).**



Photo 03 : Récolte et mesure des parasites

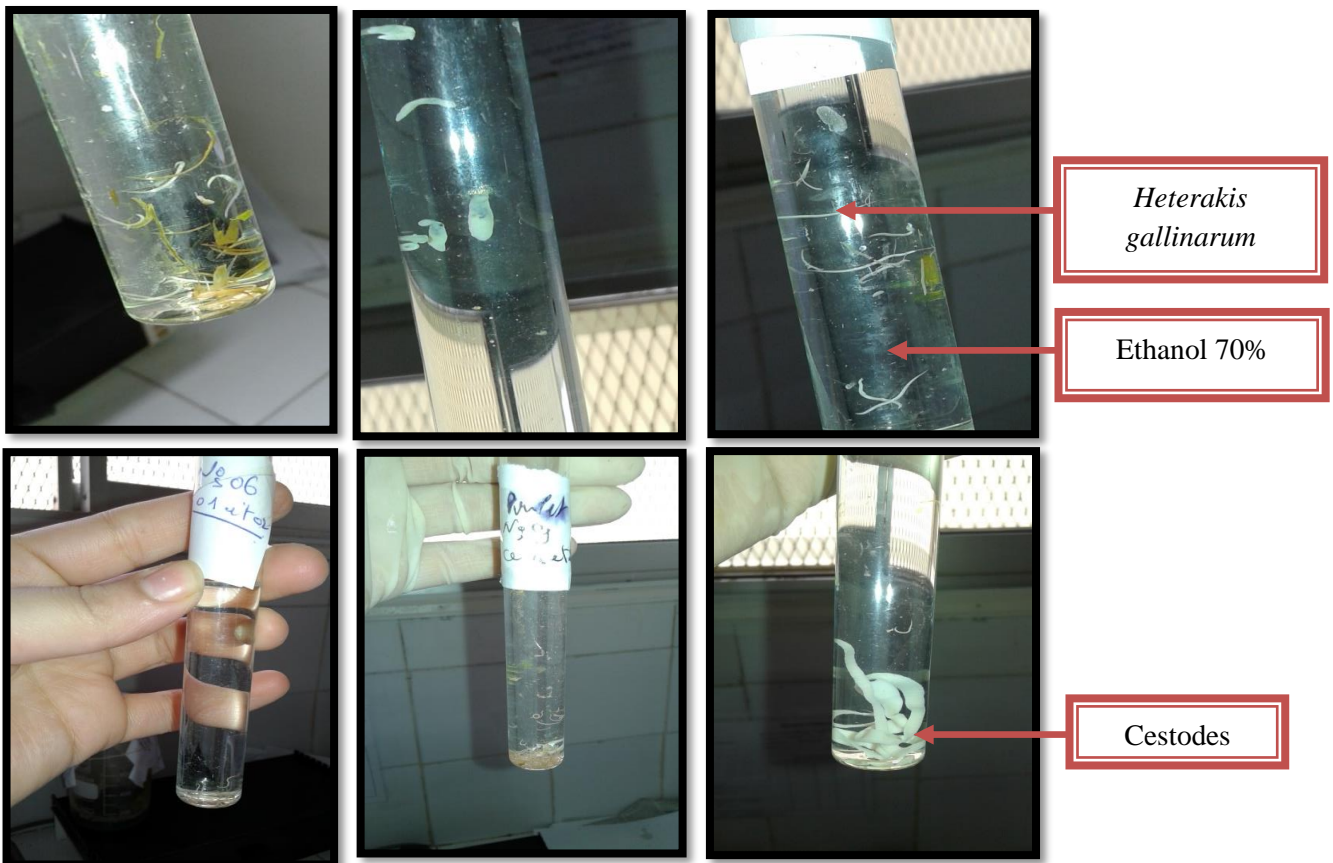


Photo 04 : Conservation des parasites du poulet fermier.

#### **4-4 Technique d'histologie**

Un matériel histologique a été adapté à la taille des vers qui est de l'ordre de 5-10 mm de long et de 0.5 mm de diamètre.

##### **4-4-1 Fixation**

La fixation a pour but essentiel de préserver les vers de façon permanente et d'éviter l'apparition des altérations en bloquant le phénomène d'autolyse et de décomposition. Les vers d'*Hétérakis* sont introduits dans un flacon en plastique contenant du fixateur de Bouin pour une durée de 5 jours (photo 05).

##### **4-4-2 Déshydrations**

Un lavage rapide à du robinet éliminera l'excès d'acide picrique. Les vers ne peuvent pas être l'eau directement infiltrés par la paraffine. En premier lieu, l'eau devra être retirée des vers par la déshydrations. Cela est habituellement réalisé par passage dans une série de bains d'alcool 70% et 100%.

##### **4-4-3 Clarification**

Celle-ci consiste à extraire le déshydratant et le remplacer par une substance miscible avec la paraffine. Elle repose sur deux passages au xylène. Deux passages sont nécessaires : Le premier bain se compose de 50% éthanol et 50% xylène pendant 4 heures dans des flacons en verre. Le second est réalisé dans du xylène à 100% pendant 4 heures (photo 06).

##### **4-4-4 L'imprégnation**

Elle consiste à imprégner les vers dans une paraffine (photo 07) de routine dont le point de fusion est de l'ordre de 54 - 56°C. A notre niveau, l'imprégnation s'effectue en plongeant à moitié les tubes en plastiques rouges renfermant la paraffine fondue et les vers dans le distributeur de paraffine.

**Tableau 03** : Durée des étapes inclusion.

	<b>AL cool 70%</b>	<b>Ethanol (AL cool 100%)</b>
<b>Deshydratation</b>	06 h et plus	20 h à 24h au maximum
<b>Clarification</b>	50% Ethanol + 50 % Xylene	Xylene
	04 h	04 h
<b>Impregnation</b>	Paraffine 20 h au maximum 24h	

#### **4-4-5 L'enrobage**

Elle consiste à mettre les vers dans un bloc de paraffine refroidie. Faire chauffer les moules en acier inoxydable et des pinces sur une plaque chauffante à 60°C. Faire couler de la paraffine au quart dans les moules. Après retrait des tubes du bain de paraffine, prélever les vers et les déposer dans des moules. Laisser refroidir le tout sur la paillasse. Congeler et dégager le moule et congeler de nouveau le bloc.

#### **4-4-6 Préparation des coupes histologiques**

Une fois le bloc de vers paraffinés est ajusté, il nécessite d'être réduit en coupes microscopiques (épaisseur de 5 µm) qui devront être collées sur lames. Cela est réalisé grâce à un microtome (photo 08).

#### **4-4-7 Bains Marie**

Allumer le bain marie d'histologie et chauffer l'eau jusqu'à la température de 50°C, ce dernier nécessite au minimum ½ heure pour atteindre cette température. Le bain marie doit être remplie avec de l'eau distillée afin d'éviter le dépôt de calcaire qui pourra cachée le reflet des coupes transparentes à la surface de l'eau et rendre la prise difficile des coupes sur la lame.

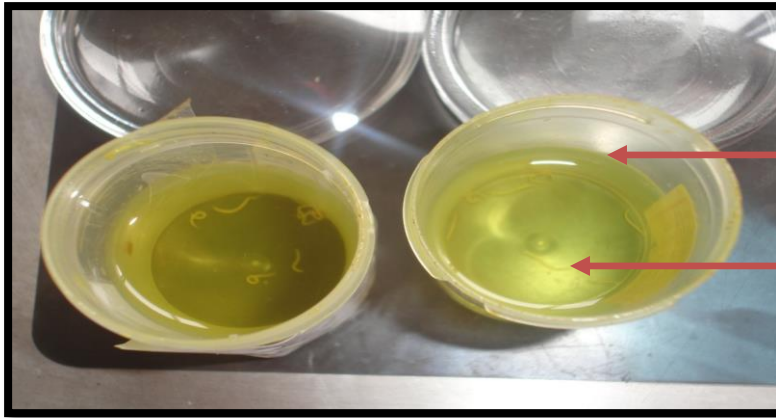
Après quelque seconde d'étalement la lame est doucement plongée dans le bain marie (photo 09), ce qui libérera le ruban à la surface de l'eau chauffée à 50°C. Il est à savoir qu'une eau trop chaude fera disparaître la coupe et donc rajouter de l'eau distillée est nécessaire avant la mise des coupes.

#### **4-4-8 Technique de coloration**

Déparaffiner d'avantage par passage dans deux bains de xylène de 15 min chacun.

- Réhydrater graduellement, bains dans l'alcool absolu de 5mn chacun puis dans un bain d'alcool à 70°C pendant 5mn.
- Colorer avec l'hématoxyline pendant 25 mn.
- Foncer dans l'eau du robinet pendant 15mn.
- Lavage à l'eau pour éliminer l'excès de colorant.
- Déshydrater graduellement dans l'alcool à 70° pendant 10 mn puis dans l'alcool absolu pendant 3mn. Sécher les lames avec précaution dans du papier buvard (ou papier hygiénique).
- Clarifier dans du xylène pendant 15mn, monter entre lamelle et lame.
- Laisser sécher les lames sur une plaque chauffante à 60°C pendant une nuit.

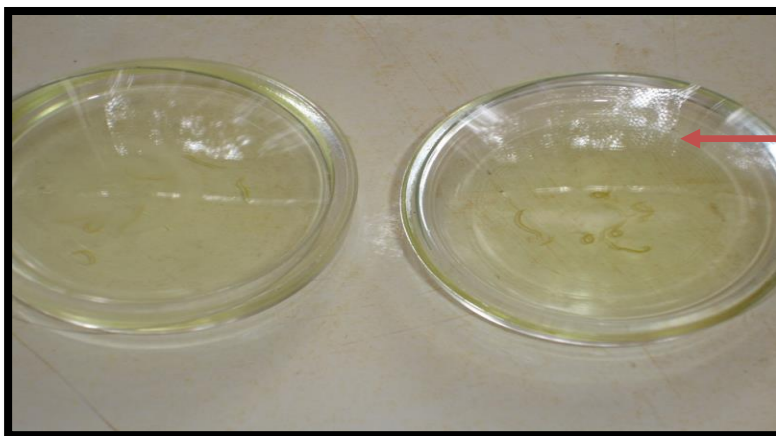
La différenciation du sexe et l'identification des histomonas se fera grâce au microscope.



Fixateur de Bouin

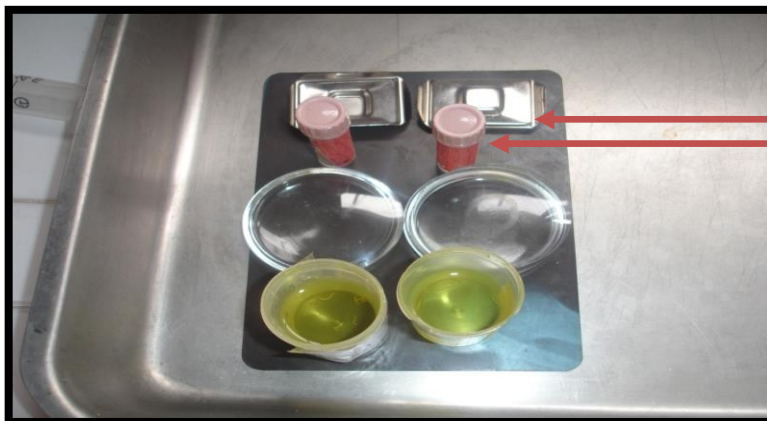
*Heterakis Gallinarum*

**Photo 05 :** Fixation d'*Hétérakis gallinarum*.



Xylène à 100%

**Photo 06 :** Technique déshydrations et clarification



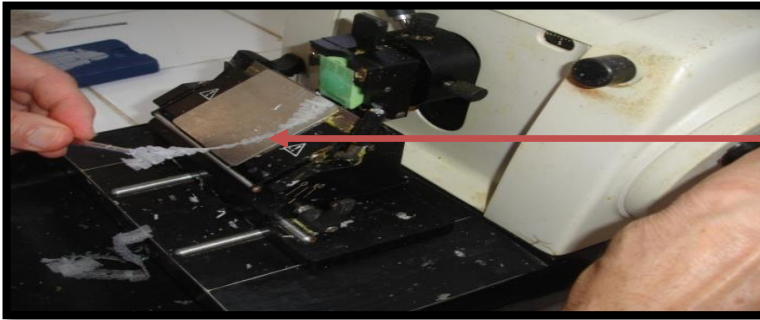
Le moule en acier

Tubes en plastiques rouges renfermant la paraffine

**Photo 07 :** Matériel adapté à l'histologie des vers.



Un microtome



Coupe histologie

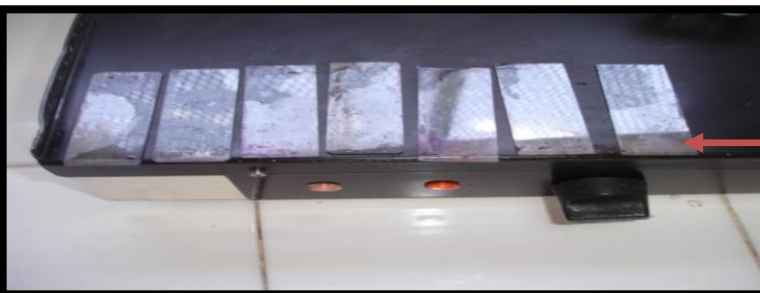
**Photo 08 :** Technique des coupes histologique.



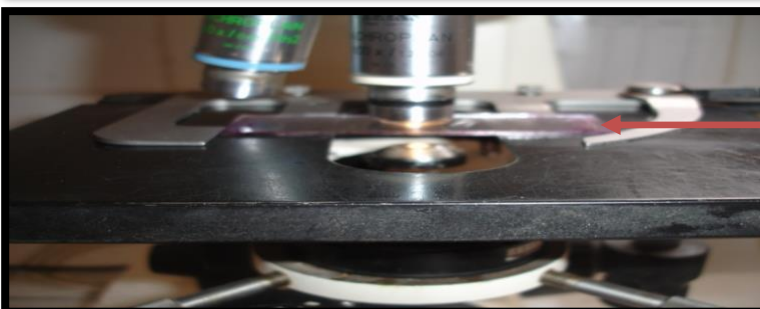
Eau distillée

Des coupes d'*Hétérakis galunarium* transparentes

**Photo 09 :** Technique de Bains marie.



Différentiation du sexe et Identification



Les lames sur une plaque chauffante à 60°C

**Photo 10:** Technique de coloration des coupes

L'identification macroscopique, microscopique et histologique nous a permis de mettre en évidence ce parasite intestinal qu'est le nématode d'*Hétérakis gallinarum* par rapport à la flore parasitaire totale composée de nématode, de trématodes et de cestodes ainsi que les coccidies spécifique au poulet de chair.

## 1- Étude descriptive et identification des parasites au niveau des cæcaux

L'étude réalisée sur la flore parasitaire intestinale chez le poulet de chair et le poulet fermier collectés dans les localités de Mesra et Enaro de la wilaya de Mostaganem au niveau des fermes privés.

Dans un premier temps, nous avons isolé et identifié l'ensemble des Helminthes puis nous nous sommes intéressés sur les nématodes.

Dans un deuxième temps, notre étude s'est focalisée sur l'espèce *Hétérakis gallinum* de la flore cæcale du poulet fermier (*Gallus gallus*) local.

Selon la clé de détermination basée sur la morphologie, l'anatomie et leur habitat cæcale, ces parasites appartiennent aux familles de cestodes parasites du poulet

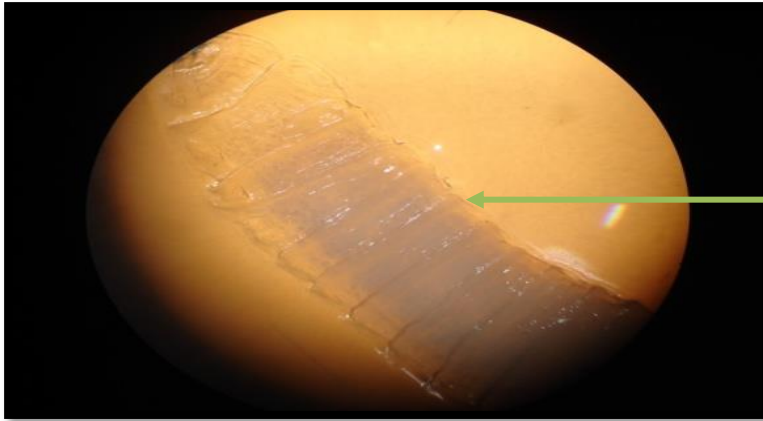
(**Euzeby. , 1966**) et plus précisément par rapport aux critères de diagnose, nous pensons qu'il s'agit un parasite *Raillietina spp* (photo11), d'un trématode du genre *P. (Postharmostomum gallinum)* (photo 12) et cela selon la clé détermination

(**Yamaguti. ,1971 ; 1975**).

Les résultats de notre étude montrent chez les poulets de chair les principaux parasites en cause sont les coccidioses (*Eimeria tenella*) a été identifié.

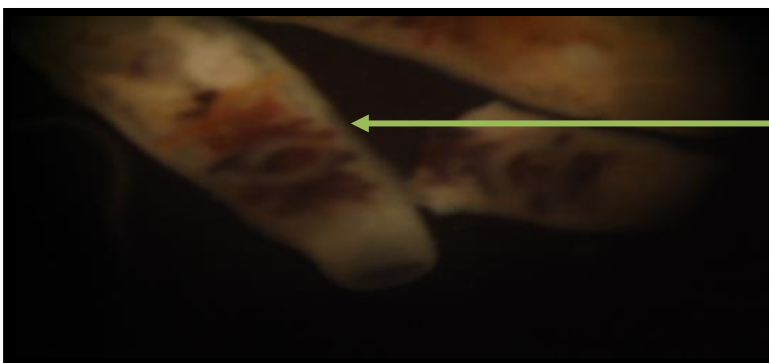
(**Fortineauo et al. ,1985**) a également décrit chez le poulet de chair des lésions identiques causées par le même genre de parasite.

Le point de vue quantitatif, l'observation microscopique du contenu cæcal présente une grande fréquence de la coccidiose (photo 13), pour l'élevage semi-industriel cette coccidiose entraîne des lésions fréquemment sont causées par les schizontes et sont localisées dans les cæcaux (photo 14), remplis de sang, pouvant se rompre ou être gangréneux et une mortalité souvent élevée ( **Blackwell,ed. ,2008**).



Cestodes genre

**Photo 11 :** Observation microscopique d'un cestode (*Raillietina spp*) G X10



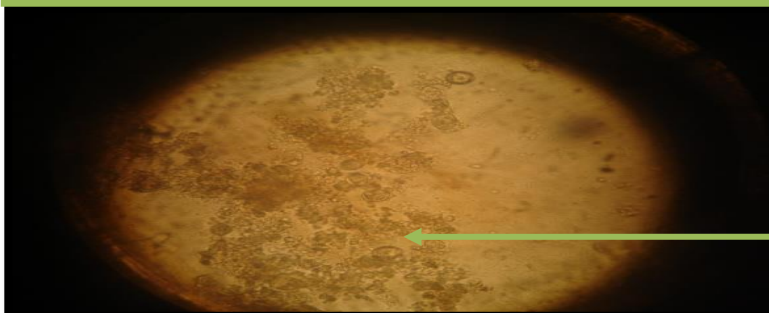
Trématode genre  
*Postharmostomum gallinum*

**Photo 12 :** Observation microscopique d'un trématode.  
P. (*Postharmostomum gallinum*) GX10.



Coccidiose cæcal

**Photo 13 :** Lésions de coccidiose chez le poulet de chair  
P. (*Postharmostomum gallinum*) GX10.



*Eimeria tenella*

**Photo 14 :** Observation microscopique du parasite (*Eimeria tenella*) Chez le poulet de chair.

## **2- Isolement et identification des *Heterakis galinarum***

D'après la clé de détermination (**Euzeby, 1961, 1963**), les Heterakidae appartiennent à la famille des nématodes. Les caractères de diagnose des spécimens observés nous ont permis de les identifier comme appartenant au genre *Heterakis galinarum*. (Photo 15). La confirmation de notre identification a été réalisée par le Dr. BENDIMERED, spécialiste en Parasitologie et directeur du LVR de Tlemcen.

En effet selon (**Schrank et al. , 1912**) Cités par (**Euzeby, J. ,1961**), l'hébergement de ses vers se fait au niveau du cæcum, ces parasites nématodes mesurent environ 1 centimètre de long. Ces auteurs les ont décrits comme étant de petits vers, d'un blanc sale, muni de deux ailes cubiculaires latérales qui parcourent toute l'étendue de son corps. La bouche est entourée de trois lèvres bien distinctes, le stroma est réduit et vestibulaire, l'œsophage est équipé d'un bulbe postérieur renfermant un appareil valvulaire ; les *Heterakis* présentent un dimorphisme sexuel.

*Heterakis gallinaurm* est plus communément trouvés dans les rangs et productions de volailles où les espèces de gallinacés ont pleinement accès à l'extérieur et parcours contaminés par ces vers. Les œufs peuvent rester infectieux dans la litière de volaille infectée si sont présents, donc il faut faire attention à ne pas réutiliser les déchets comme engrais afin d'éviter toute humaine (**Papini et Cacciuttolo. , 2008**).

*Hétérakis gallinaurm* peut également se propager par contact direct. La prévention est nécessaire lors de la gestion d'un système de production car le risque de contamination par *Histomonas meleagridis* est plus grand (**Taylor et al. ,2007**) du faite que ce dernier a été connu pour cause de graves pertes économiques chez les productions des fermes (**Carron., 2012**).

## **3- Morphologie des mâles et des femelles (*Heterakis Gallinarum*)**

L'observation au binoculaire et notamment celles des coupes histologiques sous microscopie nous ont permis de différencier les males des femelles et cela par l'observation de spicules chez les mâles et la présence d'œufs internes chez les femelles.

**Tableau 04** : Caractères morpho métriques d' *Heterakis gallinarum*.

<b>Poulet fermier</b>	<b>Espèces de parasites</b>	<b>Longueur (mm)</b>
<b>Poulet N°01</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	7-11
<b>Poulet N°02</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	8-12
<b>Poulet N°03</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	7-9
<b>Poulet N°04</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	10-12
<b>Poulet N°05</b>	Négatif	-
<b>Poulet N°06</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	7
<b>Poulet N°07</b>	Négatif	-
<b>Poulet N°08</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	7-9
<b>Poulet N°09</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	9-12
<b>Poulet N°10</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	8-11

En plus de la description détaillée de (**Euzeby, 1963**), ce dernier a également basé l'identification des males sur la présence des spicules.

En effet, le mâle présente une extrémité postérieure effilée et rectiligne, avec la présence latéralement de deux ailes bien développées soutenues par douze paires de papilles.

La ventouse pré-cloacale est arrondie et entourée d'un anneau chitineux. Il n'y a pas de gubernaculum.

Les spicules sont inégaux et dissemblables, l'un mince, long et aptère ; l'autre courte, large et pourvu de larges aile.

Chez la femelle, la partie caudale est très effilée et légèrement incurvée dans sa partie distale. La vulve se trouve légèrement en arrière du milieu du corps (**Mônnig, 1950**) (photo 16).

**Étude quantitative du parasite (*Heterakis gallinarum*).**

**Tableau 05** : Taux d'infestation des parasites chez le poulet fermier.

<b>Espèces</b>	<b>Poulet examinés</b>	<b>Poulet infestés</b>
Poulet fermier	10	09 (helminthoses)
Poulet de chair	15	04 (coccidiose)

**Tableau 06** : Infestation d'*Heterakis gallinarum* chez les poulets fermiers.

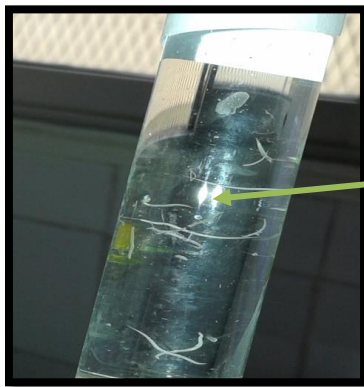
<b>Poulet fermier</b>	<b>Espèces de parasites</b>	<b>Nombre</b>
<b>Poulet N°01</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	17
<b>Poulet N°02</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	20
<b>Poulet N°03</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	10
<b>Poulet N°04</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	48
<b>Poulet N°05</b>	<i>Négatif</i>	00
<b>Poulet N°036</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	25
<b>Poulet N°07</b>	<i>Négatif</i>	00
<b>Poulet N°08</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	05
<b>Poulet N°09</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	58
<b>Poulet N°10</b>	<i>Heterakis gallinarum</i>	15

Sur les 10 poulets fermiers examinés, 09 sont porteurs de parasites internes,

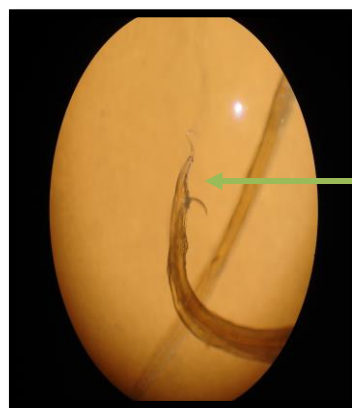
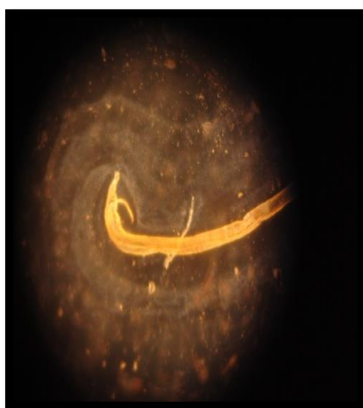
Pour ce qui est des helminthes, 20 cæcum hébergent les parasites sur les 16 examinés, Sur les 15 poulets de chair examinés, 04 sont porteurs de parasite internes coccidies (Tableau 02). Les valeurs numériques de la prévalence et de l'abondance moyenne la plus élevée s'observe chez *Heterakis Gallinarum* (tableau 3). La fréquence relative de l'infestation par les *Heterakis gallinarum* est différente d'un poulet à un autre.

L'étude réalisée par Melle Fouzia Yousfi, 2012 dans plusieurs zones de la wilaya d'Oran et sur les différentes parties du tube digestif a montré également une infestation massive d'*Heterakis gallinarum* au niveau des cæcums.

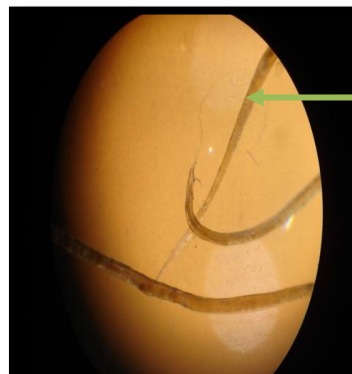
A cet effet, des mesures rigoureuses de prévention nécessitent d'être prises à l'encontre de parasite.



*Heterakis Gallinarum*

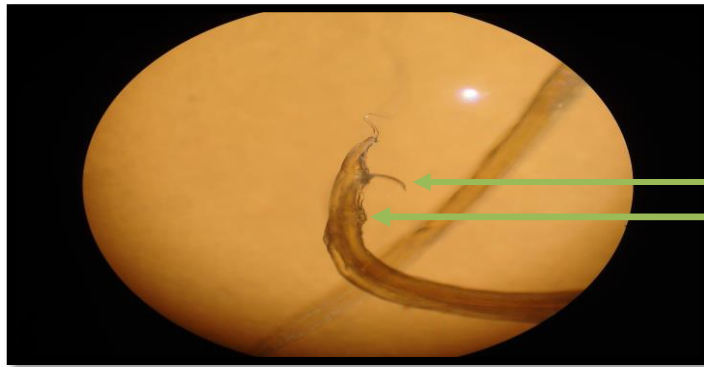


Spicule chez le mâle



Femelle *Heterakis Gallinarum*

**Photo15** : Isolement et identification des *Heterakis Galinarum* chez Poulet fermier.



Spicule

Ventouse pré cloacale



Extrémité antérieure

Cavité buccal

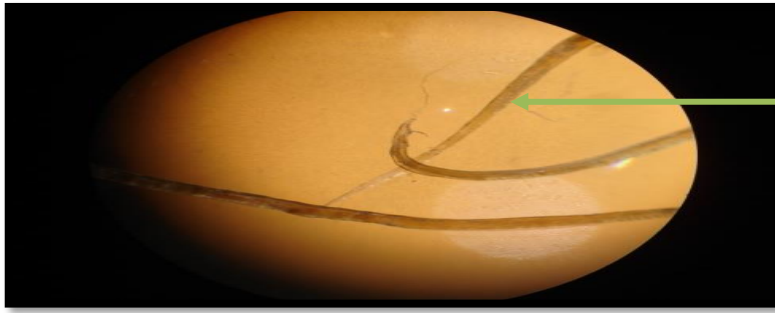


Cavité buccal

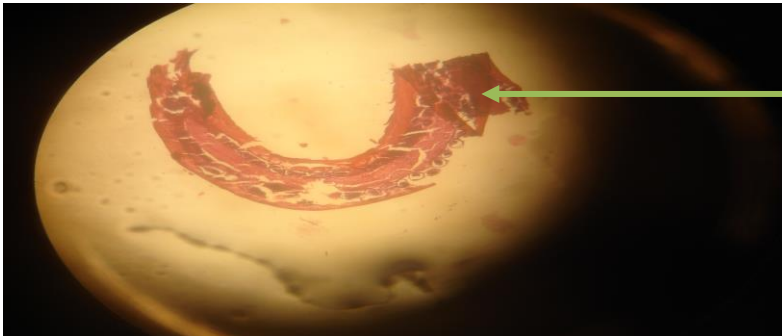


Coupe histologique du ver (mâle)

**Photo 16** : Morphologie de mâle  
*(Heterakis Gallinarum)* (G X10)

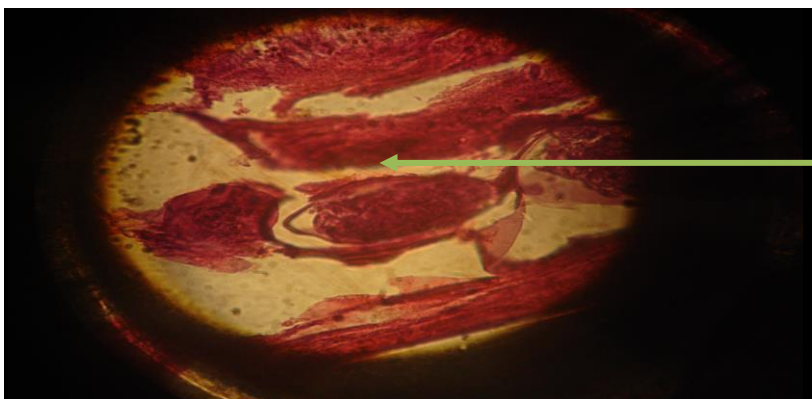


Postérieur de la femelle



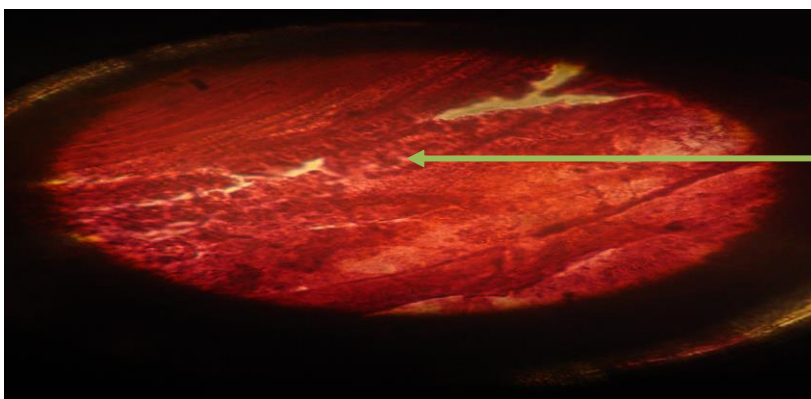
Coupe histologique du ver (femelle)

**Photo 17** : Morphologie de la femelle  
(*Heterakis Gallinarum*) (G X10)



*Histomonas* chez la femelle

**Photo 18** : Observation microscopique d'*Histomonas*  
(*Heterakis Gallinarum*) femelle (G X10)



*Histomonas* chez le mâle

**Photo 19** : Observation microscopique d'*Histomonas*  
(*Heterakis Gallinarum*) mâle (G X10)

#### **4- Identification des Histomonas**

Les résultats de notre prélèvement histologique des vers d'*Hetrakis gallinarum* montrent la présence d' histomonas au niveau des spicules chez le mâle (photo17) ainsi qu'à l'intérieur des œufs chez la femelle (photo 18).

## *Conclusion*

Le rôle de la filière avicole, clairement défini par (Rossilet.A) est confronté à des pathologies aviaires majeures entraînant des mortalités importantes, des baisses de performances et des pertes économiques.

Le développement de l'aviculture est donc lié entre autres à la maîtrise de ces contraintes pathologiques parmi lesquelles les parasitoses digestives cæcum aviaires.

En effet, de par sa pluralité étiologique et ses répercussions sur les performances zootechniques, le parasitisme intestinal cæcum mérite une attention particulière aussi bien en système intensif qu'extensif. Cette pluralité rend compte d'une nécessité de mesures de lutte précises basées sur une connaissance étiologique et épidémiologique du parasitisme digestif cæcum dans les différents types d'élevage.

L'isolement et l'identification parasitaire ont porté sur 15 examens de cæcum en élevage semi-industriel (poulets de chair) et 10 examens en élevage traditionnel (poulets de ferme). Les résultats obtenus montrent un parasitisme intestinal cæcal chez les volailles quel que soit le type d'élevage.

Les parasites intestinaux cæcums rencontrés chez les poulets industriels comme divagants sont des coccidies (genre *Eimeria*) et chez le poulet fermier nous avons identifié un nématode (*Heterakis Gallinarum*) et on a isolés un cestode et un trématode.

Les résultats statistiques montrent une variation de la répartition du parasitisme chez les différentes catégories de poulets examinés.

En élevage semi-industriel, les poulets de chair sont essentiellement infestés par des coccidies mais pour les helminthoses on n'a pas trouvé.

D'autre part, en élevage traditionnel (extensif) les poulets fermiers sont infestés par un nématode de genre *Heterakis Gallinarum* ; c'est un parasite est couramment observée au moment de prélèvement. La présence permanente de ces parasites du poulet, liée au mode traditionnel de l'élevage pratiqué dans la région de Mostaganem, nécessite la mise en œuvre de mesures de lutte associant des traitements antiparasitaires des volailles à l'amélioration de l'hygiène de l'habitat et à la qualité de l'alimentation.

Une infestation par les vers et des protozoaires pourraient être facilement contrôlées par des mesures sanitaires simples et par l'utilisation d'anthelminthiques et

anti parasitaire efficaces pour amélioration des techniques d'élevage et contrôle sanitaire.

Cette étude fait partie d'un projet euro-méditerranéen visant l'identification d'un nématode *Heterakis gallinarum*.

## Bibliographie

### A

- Abbas K (1996). Eléments de situations de productions animales et du secteur avicole en Algérie INRA. Algerie.15P.
- 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, 15- 129. In Beghoul S. (2006). Bilan lésionnel des autopsies des volailles effectuées au niveau du laboratoire vétérinaire régional de Constantine. Magister. Médecine Vétérinaire. Université Mentouri. Constantine.
- Atkinson C, Thomas N. and Hunter B (2008). Parasitic Diseases of Wild Birds. Blackwell.Wiley-Blackwell A ,John Wiley and Sons ,Ltd,Publication.

### B

- Beghoul S. (2006). Bilan lésionnel des autopsies des volailles effectuées au niveau du laboratoire vétérinaire régional de Constantine. Magister. Médecine Vétérinaire. Université Mentouri. Constantine p23.
- Biaouf C (2005). Résidus d'antibactériens dans le foie et le gésier de poulets de chair dans les régions de Dakar et de Thiès. Revue Méd.Vét. 156 (5) : 264-268
- Bindoulag (1995). Contribution à l'étude des Helminthes du tube digestif chez le poulet au Sénégal : région de Dakar.Thèse Méd. Vét. : Dakar, 1989. - 83p
- Bonfoh B, Ankers, Pfister K Panguil .J andToguebaye B (1997).Répertoire de quelques contraintes de l'aviculture villageoise en Gambie et proposition de solutions pour son amélioration. (135-141) In : Proceedings INFPD Workshop, M'bour, Sénégal, 9-13 décembre.

- Bonou G. A (2006). Diversité génétique des populations locales de volailles de l'espèce *Gallus gallus* au Sud et au Nord du Bénin. Mémoire de fin d'études : Université d'Abomey-Calavi (UAC) : Ecole Polytechnique d'Abomey-Calavi (EPAC).
- Borgsteede, F.H. (1996). The effect of parasites on wildlife. *The Veterinary Quarterly*. 1996. Vol. 18 Suppl 3, pp. S138-140.
- Bouziani A (2009) : Histoire d'une réussite : Le Challenge du Groupe Industriel ONAB, La Lettre D'alge. L'Agence Nationale de promotion du commerce extérieur. Lettre bimensuelle n°28 El-Harrach-Alger. Décembre 2009.
- Brandao, J (2013) . Clinical Update and Treatment of Selected Infectious Gastrointestinal Diseases in Avian Species. *Journal of Exotic Pet Medicine*. Vol. 22, n° 2, pp. 101-117.
- Brugere-Picoux J and Silim A (1992). Manuel de pathologie aviaire, 1re éd, Maisons-Alfort, France : École nationale vétérinaire d'Alfort.
- Buldgen A, Detimmerman F, Sall B and Compere R (1992). Etude des paramètres démographiques et zootechniques de la poule locale du bassin arachidier sénégalais *Revue. Elev. Méd. Vét. Pays trop.* 1992, 45(3-4) : 341-347.
- Bussieras J and Chermette R (1995), Abrégé de parasitologie vétérinaire, Fasc. III : Helminthologie vétérinaire. Alfort : Ecole Nationale Vétérinaire : Service de parasitologie.- 265p.

## C

- Carpenter J, (2012). *Exotic Animal Formulary*. Elsevier Health Sciences.
- Champ M and 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).

- Champ M (1985). Digestion des glucides chez le monogastrique. *Reproduction Nutrition Développement* 25, 819-842. In Rougière. (2010).
- CICA (2004). Chambre Algérienne du Commerce et de l'industrie. Rapport de Présentation du Secteur Agro-Alimentaire En Algérie, Projet Emed Commission Européenne, Septembre 2004.

## D

- Daş (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.
- Del , *Hoyo J Elliot A and Sargatal J (1994)*. Hanbook of the Birds ofn the World. Vol. 2. Lynx Editions, Barcelona, 434-557. In Kan X. -Z., Yang J.-K., Li X.-F., Chen L., Lei Z.-P., Wang M., Qian C.-J., Gao H., Yang Z.-Y. (2010). Phylogeny of major lineages of galliform birds (Aves : Galliformes) based on complete mitochondrial genomes. *FUNPEC-RP Genetics and Molecular Research* 9 (3) : 1625-1633.
- Denbow M (2000). Gastrointestinal anatomy and physiology. In Strukie's avian physiology, ed. Press A. in Rougière, 2010. P23.
- Diop A (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.
- Djerou Z (2006). Influence des conditions d'élevage sur les performances chez le poulet de chair. Magister. Médecine Vétérinaire. Université Mentouri de Constantine. 148p.
- Euzéby J. (1961). Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome I. Maladies dues aux Nématelminthes. 1<sup>er</sup> Fascicule. Ed. Vigot Frères. Paris.

- **Euzéby J. (1963)**. Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome I. Maladies dues aux Nématelminthes. 2<sup>ème</sup> Fascicule Ed. Vigot Frères. Paris.
- **Euzéby J. (1966)**. Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome II. Maladies dues aux Plathelminthes. 1<sup>er</sup> Fascicule Ed. Vigot Frères. Paris.

## F

- **FAO (Août 2012)**. L'Indice FAO (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture) des prix des céréales s'est établi en moyenne à 210,9 points en août, soit 16,4 points (7,2 pour cent) de moins qu'au mois de juillet et 49,4 points (19 pour cent) en dessous du niveau enregistré en août 2012.
- **Feliachi (2003)**. Rapport National sur les Ressources Génétiques Animales : Algérie. Commission nationale AnGR Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural. 46p.
- **Ferrah (1993)**. Bases économiques et techniques de l'industrie d'accoupage « chair » et « pont », en Algérie. ITPE. In Abbas K. (1996) Eléments de situation des productions animales et du secteur avicole en Algérie. INRA. Algérie.
- **Fine (1975)**. Sexual dimorphism of the growth rate of the swimbladder of the toadfish *Opsanus tau*. Copeia 1975.
- **Fosta, (2008)**. Caractérisation des populations de poules locales (*Gallus gallus*) au Cameroun. Génétique animale/Génétique animale et Systèmes de Production. Thèse Doctorat. Université de Dschang. Cameroun.

## G

Getty Sisson *and Grossman* .the Anatomy ofthe Domestic AnimaIsN.B. SAUNDERS Company 5th édit. Vol 2, 1975, 1857-1882. Sisson and Grossman's the Anatomy of the Domestic Animals N, B, SAUNDERS Company, 5<sup>eme</sup> édition, Vol 2, 1975, 1857-1882.

- *Guèye E and F Besseiw (1995)*. Techniques et Hémoparasitose du bétail au Sénégal. I. La région des Niayes. Revue Elevage. Méd. Vét. Pays trop. 1986, 39, (3-4) : 381-393.

## H

Habemnsi P.E. Contribution à l'étude "des circuits de commercialisation du poulet de chair au Sénégal : Cas de la région de Dakar. Thèse Méd. Vét. : Dakar, 1994. - 110p.

- Hockey P.A.R, *Dean W.R.J., Ryan P.G. (2005)*. Roberts-Birds of Southen Africa. 5th edn. The Trustes of the John Voelcker Bird Book Fund, Cape Town. In Kan X-Z. (2010). Phylogénie of major lineages of galliform birds (Aves : Galliformes) based on complete mitochondrial genomes. FUNPEC-RP Genetics and Molecular Rsearch 9 (3) : 1625-1633.

## I

- I.E.M.V.T. Elevage et potentialités pastorales sahéliennes – Synthèse carthographique – Sénégal. Maison Alfort : I.E.M.V.T., 1989. - 27p.

## L

- Larbier M *and Leclercq B (1992)*. Nrutrition et alimentation des volailles. Ed. INRA. Paris.

## M

- McLaughlin D (2003). Protocoles du réseau d'évaluation et de surveillance écologiques pour mesurer la biodiversité : parasites des oiseaux. Université. Concordia Montréal. Canada.

- McNab JM, (1973). The avian cæca : à review. World's poultry Science Journal 29, 251-263. In Rougière N. (2010). Etude comparée des paramètres digestifs des poulets issus des lignées génétiques d+ et d- sélectionnées pour une efficacité digestive divergente. Thèse Doctorat. Université François – Rabelais, Tours.
- Moran J (1985). Digestion an absorption of carbohydrates in fowl and events through perinatal development. The Journal of Nutrition 115, 665-674.

## N

- Njue S.W, *Kasiiti J.L., Macharia J.M., Garcheru S.G., Mbugua H.C.W.* (2002). Health management improbements of family poultry production in Africa : survey results from Kenya. In El-Yuguda I.S., Ngulde M.B., Aboubakar Baba S.S (2007). Indices de santé, de conduite et de production des poulets villageois dans des communautés rurales sélectionnées de l'Etat de Borno (Nigeria). Aviculture Familiale Vol. 17, No. 1&2.

## P

- Papini *et Cacciuttolo*, (2008). Observations on the occurrence of *Heterakis gallinarum* in laying hens kept on soil, Italian Journal of Animal Science, 7:4, 487-49.
- Parent R, *Bulgen A ,streyuert P and Legrand D* (1989). Guide pratique d'aviculture moderne en climat sahélo soudanien de l'Afrique de l'Ouest. - Dakar : E.I.S.M.V ; Thiès : INDR, 1989. - 85 p.

## R

- Romanov M. N, *Sazanov A. A., Moiseyeva and I. Smirnov A. F* (2009). Poultry. Genome Mapping and Genomics in Animals, Volume 3. In Cocett N.E., Kole C. Domestic Animals. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- Rougière N (2010). Etude comparée des paramètres digestifs des poulets issus des lignées génétiques d+ et d- sélectionnées pour une efficacité digestive divergente. Thèse Doctorat. Université François – Rabelais. Tours.

- *Rudeaux et Bastianelli., (2003).* La production de poulets de chair en climat chaud. 2<sup>ème</sup> éd. ITAVI. 110 p.

## S

- Schrank M (1788) : The Anatomy of *Dilepis undula*, First published: September 1935.
- Sibley *and Ahlquist, (1990).* Phylogeny and classification of birds : a study in molecular evolution.
- Springer (1999). A primé on vesicle budding. Cell 97(2) : 145-8.

## T

- Taylor RD *and Jones (2007).* In : Chittarajan, K., Genome Mapping and Molecular Breeding in Plants, 3 (6).
- Tchedre W.K (1998). Contribution a l'étude de l'effet de quelques facteurs environnementaux sur le parasitisme externe et la parasitémie du poulet traditionnel (*Gallus gallus domesticus*) en Gambie.
- Traore L (2006). Première évaluation de la structure et de l'importance du secteur avicole commercial et familial en Afrique de l'Ouest. Sénégal.

## V

- Villate, D (2001). L'appareil digestif, In : Les maladies des volailles. Edition : INRA.

### ➤ Sites Internet :

- <http://www.gallinette.net/index.php?page=oeuf&newsj5age=^>
- [http://www.itavi.asso.fr/economie/eco-filiere/volailles/prod\\_monde.gif](http://www.itavi.asso.fr/economie/eco-filiere/volailles/prod_monde.gif)
- <http://www.domainefenniri.com/filieres/production-animale/avicole/poulet-fermier-bio/>
- <http://www.chouday.fr/actualites/etablissement-soumis-a-declaration-elevage-de-poulets-de-chair/>
- <http://www.thepoultrysite.com/diseaseinfo/20/caecal-worm>
- [http:// www.wilaya-mostaganem.dz/fr/collectivites-locales](http://www.wilaya-mostaganem.dz/fr/collectivites-locales)

## Annexe 1

### Fiche de renseignements des animaux sacrifiés

Date	Origine	Sexe
Echantillon N°		
Parasites (nématode)		
Parasites (trématodes)		
Parasites (cestode)		

## Annexe 2

Préparation des colorants, des éclaircissants et des produit de montage (**McLaughlin et al, 2003**).

### 1-Réactif

#### Hématoxyline de Harris (Harris, 2000)

Composition :

Hématoxyline .....5g

Ethanol .....50 ml

Alun de potassium .....100

ml Faire bouillir le mélange

Oxyde mercurique .....2,5 g

Chauffer la solution et filtrer avant usage.

### 2-Information toxicologique

#### 2-1 Chlorure de mercure

Très toxique par inhalation

#### 2-2 Acide Acétique

Corrosive pour les tissus et provoque des graves brulures.

### **1-3 Méthode de préparation des colorants**

#### **Glycérine à 5 % dans de l'éthanol à 70 %**

Mélanger 5 ml de glycérol dans 95 ml d'éthanol à 70 %

#### **Glycérine à 30 % dans de l'éthanol à 70 %**

Mélanger 30 ml de glycérol dans 70 ml d'éthanol à 70 %

#### **Solution d'éosine**

- mélanger 1g d'éosine en poudre avec 100 ml d'alcool éthylique à 70°.

- ajouter 0,2 ml d'acide acétique pour intensifier la coloration.

#### **Hématoxyline de Harris (Harris, 2000)**

Composition :

Hématoxyline .....5g

Ethanol .....50 ml

Alun de potassium .....100

ml Faire bouillir le mélange

Oxyde mercurique .....2, 5 g

Chauffer la solution et filtrer avant  
usage

## **Résumé**

L'élevage du poulet de ferme et poulet de chair constitue une source importante de protéines animales et de lutte contre la pauvreté dans de nombreux pays Africains.

Cependant, il est soumis à de multiples difficultés qui diminuent sa productivité.

Le Parasitisme, évalués au cours de notre étude, constituent l'un des obstacles qui empêche l'aviculture traditionnelle et semi industriel d'avoir une place économique importante.

Cette étude concerne 10 poulets de ferme et 15 poulets de chair collectés de façon aléatoire dans différentes fermes de la région de Mostaganem dont le mode d'élevage extensif et intensif.

Le but de ce travail, réalisé au niveau du laboratoire vétérinaire de la wilaya de Mostaganem pour l'isolement et l'identification des nématodes *Heterakis gallinarum* chez les poulets de ferme et ont été également isolé un trématode et un cestode.

Aussi que chez les poulets de chair on a observés des coccidies au niveau des cæcums. Les résultats de notre prélèvement histologique des vers d'*Heterakis gallinarum* montrent la présence d'*histomonas* au niveau des spicules chez le mâle ainsi qu'à l'intérieur des œufs chez la femelle.

Les taux de parasitisme et d'infestation varient d'une espèce à une autre.

La localisation préférentielles d'*Heterakis Gallinarum* ont été étudié c'est au niveau de cæcum.

A cet effet, des mesures rigoureuses de prévention nécessitent d'être prises à l'encontre de parasite.

**Mots-clés :** Poulet- Élevage traditionnel-Élevage semi industriel-*Heterakis gallinarum* -Cæcum- Région de Mostaganem.

## **Abstract**

Breeding of farm chicken and broiler chicken is an important source of animal proteins and poverty reduction in many African countries. However, it is subject to multiple difficulties that decrease its productivity.

Parasitism, evaluated in the course of our study, is one of the obstacles preventing traditional and semi-industrial poultry farming from having an important economic position.

This study concerns 10 farm chickens and 15 boilers collected randomly in different farms in the region of Mostaganem whose mode of extensive and intensive breeding.

The aim of this work, carried out at the veterinary laboratory of the wilaya of Mostaganem for the isolation and identification of nematodes *Heterakis gallinarum* in farm chickens and also isolated a trematode and a cestode.

As well as in broiler chickens coccidia have been observed in the cæcum. The results of our histological examination of the worms of *Heterakis gallinarum* show the presence of histomonas in the spicules in the male as well as in the eggs in the female.

Rates of parasitism and infestation vary from one species to another.

The preferential localization of *Heterakis Gallinarum* was studied at the level of caecum.

To this end, strict preventive measures need to be taken against parasites.

**Keywords :** Chicken- Traditional breeding-Semi-industrial breeding-*Heterakis gallinarum* -Cæcum- Region of Mostaganem.