

ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

**CONTRIBUTION A L'ETUDE DES ECTOPARASITES ET PARASITES
INTESTINAUX DE VOLAILLES (CAS DE POULET DE CHAIR)
Gallus gallus domesticus Linnaeus, 1758 (Aves - Gallinacae)
DANS DEUX POULAILLERS DANS LA REGION
D'EL ALIA (ALGER).**

Présenté par : SETTOUF Aicha

Soutenu le : 07.10.2017

Devant le jury composé de :

-Président : Mr BAROUDI. Dj	M.C.B	E.N.S.V
-Promoteur : Mme MARNICHE.F	M.C.A	E.N.S.V
-Examineur : Mme ZENNAD.W	M.A.A	E.N.S.V
-Examineur : Mme BEN-MOHAND.Ch	M.A.A	E.N.S.V

Remerciements

Avant tous je remercie infiniment **Dieu le tout puissant**, pour tout et surtout pour m'avoir garanti la protection et m'avoir donné le courage, la volonté, la patience pour réaliser ce travail.

Mes remerciements vont en premier lieu à ma promotrice **Dr. MARNICHE Faiza**, Maitre de conférences classe A à l'ENSV, pour avoir encadré ce sujet et dirigé mon travail avec efficacité.

Je tiens à remercier du fond de mon cœur **Dr. BAROUDI Djamel** d'avoir accepté de présider ce jury, et de juger ce travail.

J'adresse mes remerciements aussi à **Dr. BEN MOHAND Chabha** et **Dr. ZENNAD Wahiba** à qui ont accepté d'examiner et de juger ce travail.

Mes sincères remerciements vont à **Dr. MILLA Amel**, qui m'a aidé au niveau de laboratoire de Zoologie.

Mes vifs remerciements à Monsieur **BELKRAOUANE Fethi Houari**, l'encadreur de mon stage pratique à Mostaganem, pour tous ses efforts et ses conseils.

Je ne dois pas oublier de remercier mes professeurs **Dr. TAIBI** et **Dr. GOUCEM** qui ont accepté de répondre à mes questions qui ne se terminent pas, un **grand merci**.

Ma profonde gratitude et mes sincères remerciements vont particulièrement à

« **Sabrina** », qui était la clé pour la continuation de cette étude.

Je remercie cordialement « **Yassine** », le personnel de la bibliothèque qui était toujours disponible pour m'aider.

Je tiens à remercier aussi du fond du cœur les deux propriétaires de l'élevage « **Amina** » et « **Ami Moh** » qui m'ont ouvert les portes avec des visages souriants pour faire l'échantillonnage, sans oublier les ouvriers et surtout « **Mohamed** », qui n'a pas cessé de me donner tous ce que j'ai demandé.

Egalement je remercie Monsieur **DALIL Khaled**, le technicien de laboratoire de Zoologie pour sa compréhension, son aide et ses conseils.

Merci à tous les professeurs de l'ENSV et tous les professeurs qui m'ont encadré pendant les années présidentes, **un grand merci**.

Merci à tous ceux et celles qui ont contribué de près ou de loin pour réaliser cette étude.

Dédicaces

Avec un très grand amour et beaucoup de respect, je dédie ce modeste travail à ceux qui ont beaucoup sacrifié pour moi, pour votre éducation, votre aide, et votre encouragement, mes très chers parents que Dieux vous protège.

A la mémoire de mes grands parents.

A ma grand-mère que Dieux la protège.

A mes frères pour le soutien et les conseils.

A ma très chère sœur Ahlam qui a fait le possible, pour crier tous les conditions qui m'aident à travailler correctement.

A mon petit frère Aboubakr, tes sourires sont des rayons de soleil qui éclaircissent mon chemin.

A Halima, tu m'as enseigné beaucoup, je n'oublierai jamais tes sacrifices, je t'aime infiniment.

A Samia, l'amie qui m'a aidé à surmonter beaucoup d'obstacles, je n'oublierai jamais tes efforts.

A mes très chère amies : Sabrina(Bouba), Amel,Amel,Loubna, Rosa,Manel, Radia, Wissal, Rima, Rima,Chahira, Sabiha, Selma,Yasmine, Safa,Lamis, Lina , Lina et Katia.

A mes collègues de ma promotion de 5^{ème} année.

A tous ceux et celles qui ont croisé mon chemin et qui ont laissé leur empreinte dans ma vie.

Soyez sûrs que je garde un souvenir de chacun de vous.

Aicha

Liste des abréviations

E.N.S.V : Ecole National Supérieur Vétérinaire

Long : longueur

Larg : largeur

H : hauteur

Sur : surface

h : heure

j : jour

O.P.G : œuf par gramme

P : prélèvement de 1^{er} bâtiment

P' : prélèvement de 2^{ème} bâtiment

N : nombre totale

S : richesse totale

sm : la richesse moyenne

(AR%) : abondance relative

Cat : catégorie

Liste des figures

Figure 1: Bâtiment d'élevage.....	10
Figure 2: Matériel biologique et certificat de mise en place des poussins.....	12
Figure 3: Matériel biologique.....	13
Figure 4: Matériels, appareils et produits utilisés au laboratoire.....	15
Figure 5: Les étapes de la méthode de la flottaison.....	16
Figure 6: Etapes de la méthode de Mc Master.....	18
Figure 7: Les étapes de montage des ectoparasites.....	19
Figure 8: Nombre des parasites trouvés dans les fientes des poulets de chair des deux bâtiments d'élevage.....	24
Figure 9: Différents parasites trouvés après la coproscopie des prélèvements des fientes des deux bâtiments.....	25
Figure 10: Nombre des ectoparasites trouvés sur les cadavres des poulets de chair des deux bâtiments.....	26
Figure 11: Ectoparasites rencontrés sur des cadavres de poulets de chair des deux bâtiments après congélation.....	27
Figure 12: Abondances relatives (AR%)des parasites des fientes des poulets de chair dans les deux bâtiments.....	29
Figure 13: Abondances relatives (AR%) des ectoparasites de poulets de chair du bâtiment 1.....	30
Figure 14 -Abondances relatives (AR %) des ectoparasites de poulets de chair de bâtiment 2.....	31
Figure 15 : Graphe des prévalences des parasites des fientes des poulets de chair du 1 ^{er} bâtiment par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	32

Figure 16 : Graphe des prévalences des parasites des fientes des poulets de chair du 2 ^{ème} bâtiment par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	33
Figure 17: Graphe des prévalences des ectoparasites rencontrés sur des cadavres de poulet de chair du 1 ^{er} bâtiment, fait par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	34
Figure 18: Graphe des prévalences des ectoparasites trouvés sur des cadavres de poulet de chair du 2 ^{ème} bâtiment, fait par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	35

Liste des tableaux

Tableau 1: Principales helminthoses intestinales de poulet de chair.....	4
Tableau 2: Principales protozooses intestinales de poulet de chair.....	6
Tableau 3: Principales parasitoses externes stationnaires ou permanentes de poulet de chair.....	7
Tableau 4: Matériels, produits et appareils utilisés pour la réalisation de la méthode de la flottaison et de Mc Master.....	14
Tableau 5: Matériels, produits et appareils utilisés pour la réalisation de prélèvement, fixation et montage des ectoparasites.....	14
Tableau 6: Différents parasites trouvés après la coproscopie des prélèvements des fientes des deux bâtiments d'élevages d'El Alia durant 3mois de l'année 2016.....	23
Tableau 7: Ectoparasites trouvés après congélation des cadavres des deux bâtiments.....	26
Tableau 8: Richesse totale (S) et richesse moyenne (sm) des parasites des fientes rencontrés chez les poulets de chair.....	27
Tableau 9: La richesse totale et la richesse moyenne de différentes espèces ectoparasites dans les deux bâtiments d'élevage.....	28
Tableau 10: Abondances relatives (AR%) des parasites des fientes des poulets de chair de 1 ^{er} bâtiment.....	28
Tableau 11: Abondances relatives (AR%) des parasites des fientes des poulets de chair de 2 ^{ème} bâtiment.....	29
Tableau 12: Abondances relatives (AR%) des ectoparasites des poulets de chair de 1 ^{er} bâtiment.....	30
Tableau 13: Abondances relatives (AR%) des ectoparasites des poulets de chair de 2 ^{ème} bâtiment.....	31
Tableau 14: Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des individus pour chaque espèce de parasites des fientes du 1 ^{er} bâtiment.....	32

Tableau 15: Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des individus pour chaque espèce de parasites des fientes du 2 ^{ème} bâtiment.....	33
Tableau 16: Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des individus pour chaque espèce d'ectoparasites de 1 ^{er} bâtiment.....	34
Tableau 17: Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des individus pour chaque espèce d'ectoparasites de 2 ^{ème} bâtiment.....	35

SOMMAIRE

Introduction.....	1
Partie bibliographique	
Chapitre I-Synthèse bibliographique.....	2
I.1.-Généralités sur la volaille : poulet de chair.....	2
I.2.-Principales parasitoses intestinales de la volaille (cas de poulet de chair).....	3
I.3.-Principales parasitoses externes de la volaille (cas de poulet de chair).....	3
I.3.1.-Parasitoses stationnaires ou permanentes.....	3
I.3.2.-Les autres ectoparasites.....	8
Partie pratique	
Chapitre II-Matériels et méthodes.....	9
II.1. –Description des bâtiments d'élevage.....	9
II.1.1.-Renseignements sur le 1 ^{er} bâtiment.....	9
II.1.2.-Renseignement sur le 2 ^{ème} bâtiment.....	9
II.1.3.- Fiche descriptive du bâtiment d'élevage.....	10
II.2.- Matériel biologique.....	12
II.3.- Période d'échantillonnage.....	13
II.4.- Protocole d'étude.....	13
II.5.-Matériels de laboratoire.....	14
II.6.-Méthodes de travail.....	15
II.6.1.-Analyse coproscopique des échantillons.....	15
II.6.1.1.-Méthode de flottaison.....	16
II.6.1.2.-Méthode de Mc Master.....	17
II.6.2.-Prélèvement, fixation et montage des ectoparasites.....	18
II.6.2.1.-Prélèvement des ectoparasites après congélation.....	19
II.6.2.2.-Fixation et comptage des ectoparasites.....	20
II.6.2.3.-Montage des ectoparasites.....	20

II.7.- Exploitation des résultats par de indices écologiques et statistiques.....	20
II.7.1. Méthodes par utilisation des indices écologiques.....	20
II.7.1.1. Richesses totale et moyenne.....	21
II.7.1.2.Fréquence centésimale (F%).....	21
II.7.2. Exploitation des résultats par quelques indices parasitaires.....	21
II.7.2.1. La prévalence (P).....	21
II.7.2.2. L'intensité moyenne (IM).....	22
Chapitre III-Résultats et discussion.....	23
III.1.-Résultats.....	23
III.1.1.-Résultats de la flottaison des fientes.....	23
III.1.2.-Résultats des prélèvements des ectoparasites.....	26
III.1.3.- Exploitation des résultats par les indices écologiques de compositions.....	27
III.1.3.1.- Richesse totale (S) et richesse moyenne (sm) des parasites des fientes et ectoparasites des cadavres de poulets de chair.....	27
III.1.3.2.-Abondance relative A.R. (%) des parasites des fientes et ectoparasites des cadavres de poulets de chair.....	28
III.1.4.-Exploitation des résultats par un test statistique : Indice parasitaire.....	32
III.1.4.1.-Indices parasitaires des parasites des fientes.....	32
III.1.4.2.- Indices parasitaires des ectoparasites des cadavres de poulets de chair.....	34
III.2.- Discussions.....	36
Conclusion et perspectives.....	38

Références bibliographiques

Annexe

Introduction

Introduction

Les volailles représentent la production animale majoritaire aussi bien dans les pays développés que les pays en voie de développement (VALLAT, 2015).

Cette production joue un rôle important en Algérie :

La filière chair dans l'espèce *Gallus gallus domesticus* en Algérie a connue une évolution certaine dans tous les segments de la production, pour la mise en place d'un model intensif durant toute les phases et les plans de restructurations qu'a vécu le pays pour pallier le déficit de protéines animales (DIAFI ; HARHOURA.et KARAM, 2012).

Beaucoup de pathologies menacent la filière avicole ; métaboliques, nutritionnelles, virales, bactériennes et surtout parasitaires qui font l'objet de notre étude.

Les maladies dues aux parasites pèsent lourdement sur les productions avicoles, en général les éleveurs ne sont frappés que par la mortalité animale et les infestations parasitaires massives, en revanche ils négligent souvent l'évolution lente et pernicieuse de beaucoup de parasitoses qui se mesurent uniquement en perte économique plus ou moins sévère : retard de croissance, augmentation de l'indice de consommation

(GUERIN ; BALLOY et VILLATE ,2011).

Le présent travail a pour objectif de contribuer à une étude d'ectoparasitisme et parasitisme intestinale chez la volaille (cas de poulet de chair *Gallus gallus domesticus*) dans la région d'El Alia à Alger.

Notre travail comporte trois chapitres :

Le premier concerne une synthèse bibliographique concernant le poulet de chair ainsi que les maladies parasitaires de l'espèce, le deuxième chapitre comporte le matériel et méthodes, le troisième aborde les résultats et leurs discussions, suivie par une conclusion et perspectives.

Partie bibliographique

Chapitre I
Synthèse bibliographique

Chapitre I-Synthèse bibliographique

Ce chapitre traite des généralités concernant le poulet de chair ainsi que les principales parasitoses intestinales et parasitoses externes qui touchent cette espèce.

I.1.-Généralités sur la volaille : poulet de chair

La poule est un oiseau ayant comme origine la jungle de sud-asiatique, et appartient l'espèce de *Gallus gallus*, ordre des galliformes (KOYABIZO-AHONZIALA, 2009).

La classification

Règne :	Animalia
Sous règne :	Metazoa
Embranchement :	Chordata
Sous embranchement :	Vertebra
Classe :	Aves
Ordre :	Galliformes
Famille :	Phasianidae
Sub famille :	Phasianinae
Genre :	<i>Gallus</i>
Espèce :	<i>Gallus gallus</i>
Sous espèce :	<i>Gallus gallus domesticus</i>

(Linnaeus, 1758)

Elle est devenue volaille domestique depuis la nuit des temps, et s'est accommodé à la compagnie de l'homme. Animal docile, d'élevage relativement facile

(KOYABIZO-AHONZIALA, 2009).

Et comme ça cette espèce a passé par plusieurs améliorations pour donner des races sélectionnées de poulet de chair.

Un bon poulet de chair doit avoir un bon volume, ça croissance doit être rapide

(GUERIN ; BALLOY et VILLATE ,2011).

I.2.-Principales parasitoses intestinales de la volaille (cas de poulet de chair)

Les principales parasitoses intestinales de la volaille (cas de poulet de chair), sont représentées par des trematodoses, cestodoses, nematodoses, acanthocephaloses et protozooses, elles sont regroupées dans les tableaux 1 et 2.

Tableau 1: Principales helminthoses intestinales de poulet de chair.

(KOYABIZO-AHONZIALA, 2009; GUERIN ; BALLOY et VILLATE ,2011; MAJO' et DOLZ ,2011; MAURER, 2011 ; PERIQUET ,2011 ; YOUSFI, 2012 ; DAHMANI et TRIKI-YAMANI, 2015 ;VILLENEUVE et BRUGERE-PICOUX,2015; BRACHET *et al*, 2016).

Tableau 2 : Principales protozooses intestinales de poulet de chair.

(MAZET,2007 ;CORRAND et GUERIN,2008;KOYABIZO- AHONZIALA,2009 ; GUERIN ; BALLOY et VILLATE ,2011 ;MAJO' et DOLZ,2011;DAKPOGAN *et al*, 2012;AKERMA,2014 ; ABBASSI et REPERANT,2015; CAILLAIT-CARDINAL et ZENNER,2015; DAHMANI et TRIKI-YAMANI,2015; GUYONNET,2015;BRACHET *et al*, 2016).

I.3.-Principales parasitoses externes de la volaille (cas de poulet de chair)

I.3.1.-Parasitoses stationnaires ou permanentes

Les principales parasitoses externes de la volaille (cas de poulet de chair), sont représentées surtout par les gales et les phtirioses, qui sont stationnaires ou permanentes, elles sont regroupées dans le tableau 3.

Tableau 3 : Principales parasitoses externes stationnaires ou permanentes de poulet de chair.

(VILLATE, 2001 ; KOYABIZO-AHONZIALA, 2009 ; WANGRAWA ,2010; GUERIN ; BALLOY et VILLATE ,2011 ; AKERMA ,2014 ; DAHMANI et TRIKI YAMANI, 2015 ; VILLENEUVE et BRUGERE-PICOUX, 2015; BRACHET *et al*, 2016).

Tableau 1 : Principales helminthoses intestinales de poulet de chair.

Maladie		Agent causal	Symptômes et lésions	Diagnostic	Traitement et prophylaxie
Trematodose	Echinostomo	<i>Echinostoma revolutum</i> <i>Echinostoma recurvatum</i>	-anémie. -amaigrissement progressif. -entérite.	-l'autopsie. -la coproscopie.	-Flubendazole, fenbendazole, léavmisole. -le control des sols ou plans d'eaux infectés et des hôtes intermédiaires.
Cestodose		<i>Davainea</i> , <i>Raillietina</i> , <i>Amoebetaenia</i> , <i>Choanotaenia</i> et <i>Hymenolepis</i> .	-anémie prononcé. -asthénie. -plumes ébouriffés. -soif vive. -appétit plus ou moins gardé. - des ailes relâchés et pendants. -trouble de croissance. -une diarrhée glaireuse. - quelque symptôme nerveux. -paralysie des pattes. -entérite hémorragique. -troubles d'hypo et avitaminose.	-la coproscopie. -la mise en évidence des adultes à l'autopsie.	-Flubendazole. -la gestion des parcours peut permettre de limiter l'infestation parasitaire avec une rotation et un vide sanitaire suffisant.
Nematodose	Ascaridiose	<i>Ascaridia galli</i> dans l'intestin grêle et <i>Heterakis gallinae</i> dans le caecum : c'est le principal vecteur de <i>histomonas meleagridis</i> , l'agent de l'histomonose.	-anémie. -anorexie. -soif intense. -prostration. -retard de croissance. -amaigrissement. -une augmentation de l'indice de consommation. - prostration. - plumes ébouriffées. - somnolence. -diarrhée intermittente. -l'obstruction intestinale. -intestin complètement bloqué par les parasites. -mort. -l'inflammation du caecum (la typhlite heterakidienne). -une entérite catarrhale voir hémorragique.	-la coprologie (distinction difficile par rapport aux œufs de <i>H.gallinae</i> . -identification nécropsique aisée des adultes. -examen de raclage de la muqueuse pour l'identification des larves.	-Fenbendazole, Tetramizole, ivermectine. -le déparasitage périodique des oiseaux. - la désinfection des locaux. -le changement régulier de la litière.
	Capillariose	<i>Aonchotheca (Capillaria) bursata</i> <i>Aonchotheca (Capillaria) caudinflata</i> <i>Capillaria obsignata</i> dans l'intestin grêle.	-forte diminution de l'appétit. -ailes tombants. -déplacement lourd. -troubles digestifs. -diarrhée. -entérite nécrosante et catarrhale. -parfois un prolapsus rectal.	-l'examen coproscopique. -examen d'un produit de raclage e la muqueuse. -examen des lésions (entérite catarrhale). -la reconnaissance des vers adultes à l'autopsie.	-les Benzimidazoles ou des Imidazothiazolés dans la nourriture pendant plusieurs jours. -Fenbendazole (Panacur à 2,5%) -Tetramizol. -Ivermectine (dans le muscle pectoral). -le changement de la litière ou la rotation des parcelles aident le traitement.

Acanthocephalos		<i>Prosthrhynchus formosus</i>	<ul style="list-style-type: none"> -troubles d'état général. -phénomènes digestifs. - cachexie. -entérite parfois nodulaires avec perforation. 	<ul style="list-style-type: none"> -l'examen coprologique. -l'autopsie : des lésions nodulaires. 	<ul style="list-style-type: none"> -des vermifuges peuvent être également utilisés. -choisir un dosage correct et ne pas sous doser e respecter la durée de traitement. -respecter les mesures d'hygiène générale.
-----------------	--	--------------------------------	--	--	---

Tableau 2 : Principales protozooses intestinales de poulet de chair.

Maladie	Agent causal	Symptômes et lésions	Diagnostic	Traitement et prophylaxie
Coccidiose	<i>Eimeria acervulina</i> <i>Eimeria praecox</i> <i>Eimeria maxima</i> <i>Eimeria necatrix</i> <i>Eimeria mitis</i> <i>Eimeria brunetti</i> <i>Eimeria tenella</i>	-frilosité. -position en boule. -plumes ébouriffés. -mauvaise assimilation alimentaire. -augmentation de l'indice de consommation. -amaigrissement retard de croissance. -diarrhée avec parfois du sang. -abattement. - mortalité. -inflammation et ulcération de l'intestin. -un épaissement de la paroi, des pétéchies. -typhlite hémorragique. -du sang coagulé dans la lumière du caeca. -intestin gonflé contient des matières moins digérées et de consistance spumeuse. -entérite catarrhale. -entérite hémorragique.	-l'autopsie : l'appréciation des lésions macroscopiques suivant la méthode mise au point par Johnson et Reid(1970). -la coprologie : L'appréciation de la présence des œufs dans les fientes par la mesure de l'excrétion ookystale. -la PCR.	-les anticoccidiens, par exemple : -Amprolium. -Toltrazuril. -sulfamides. -la vaccination. -métriser les conditions d'ambiance. -limitation du stress. -équilibre alimentaire. -nettoyage rigoureux du bâtiment entre chaque bande et un vide sanitaire et rotation des parcours.
histomonose	<i>Histomonas meleagridis</i>	-animal apathique, il met la tête au dessous de l'aile, parfois il tient difficilement l'équilibre. -anorexie. -sommolence. -coloration sombre de la tête. -diarrhée jaune soufre. -plumes tachés de fientes. -lésions nécrotiques dans le foie : foie en cocarde. -l'entérite. -caeca dilatés par des fientes spumeuses et jaunâtres. -caeca remplis de caséum. -ulcération des caeca : typhlite nécrosante et pseudomembraneuse.	-sur la base des lésions. -l'histologie. -la coproscopie. -PCR et ELISA.	-la vermifugation. -Panacur (la Fenbendazole) : pour lutter contre <i>Hétérakis</i> (le principal vecteur de l'histomonose) -la séparation des espèces dinde et poulet.
cryptosporidiose	<i>Cryptosporidium baileyi</i> <i>Cryptosporidium meleagridis</i>	-pour la forme gastro-intestinale : - diarrhée liquidienne. -léthargie. -retard de croissance. -distension de paroi intestinale avec un contenu muqueux et gazeux.	-la flottaison. -l'histologie. -la coloration de Ziehl Neelsen. -la sérologie : ELISA, Immunofluorescence directe et indirecte.	-il n'existe pas des produits efficaces, seules les mesures de biosécurité. -les désinfectants efficaces sont : -l'ammoniac à 50% et l'hypochlorite de Sodium.

Tableau 3: Principales parasitoses externes stationnaires ou permanentes de poulet de chair.

Maladie	Agent causal	Symptômes et lésions	Diagnostic	Traitement et prophylaxie	
Les parasitoses stationnaires ou permanentes	Les gales	<p>-gale de la tête (et du corps) : <i>Epidermoptes bilobatus</i>, <i>Rivoltasia bifurcata</i>, <i>Microlichus</i>, <i>Myalges</i>.</p> <p>-gale du corps ou gale déplumante : <i>Neocnemidocoptes gallinae</i> ou (<i>Knemidocoptes laevis</i>) ou (<i>Knemidocoptes gallinae</i>)</p> <p>-gale des pattes : <i>Knemidocoptes mutans</i></p>	<p>-tête : des squames grises ou jaunâtres, ayant un aspect de mie de pain desséchée, pouvant former des cornets autour des points d'implantation des plumes.</p> <p>-corps : une inflammation, irritation, exsudation séreuse, formation des vésicules. -auto picage. -les oiseaux perdent leurs plumes. -peau(en particulier du cou) peut devenir écailleuse, épaisse et ridée.</p> <p>-pattes : -des croutes blanchâtres. -des démangeaisons, les animaux essaient de s'arracher les écailles. -la lésion prend une apparence écailleuse : « <i>scaly leg</i> » cette situation provoque une gêne au déplacement de l'oiseau peut provoquer dans certains cas la dislocation d'un ou de plusieurs doigts. -parfois arthrite et même chute des doigts.</p>	<p>-le diagnostic clinique est facile et peut être confirmé par l'observation de l'acarien récolté par raclage.</p>	<p>-l'Ivermectine. -la bouillie soufrée et les autres acaricides. -désinfecter les zones atteintes en plongeant les pattes dans du pétrole, on utilise aussi l'huile du cade. - nettoyer et désinfecter le poulailler.</p>
	Les phtirioses	<p><i>Menacanthus stramineus</i>, <i>Menopon gallinae</i>, <i>Cuclotogaster heterographus</i>, <i>Goniodes dissimilis</i>, <i>Goniocotes gallinae</i>, <i>Goniodes gigas</i> et <i>Lipeurus caponis</i></p>	<p>-des démangeaisons qui perturbent la prise alimentaire. -anorexie, oiseaux faibles et fragiles. -retard de croissance chez les jeunes, et amaigrissement des sujets adultes. -excoriation et agitation. -forte irritation de la peau. -inflammation, croutes de la peau. -lésions des plumes, perte de plumage, et mortalité.</p>	<p>- le diagnostic clinique : se fait par la découverte des poux sur le corps, notamment en région péri cloacale ; des œufs à la base des plumes, en petit amas blanc grisâtre granuleux (crasse parasitaire), les lésions caractéristiques.</p>	<p>-l'application des insecticides à deux reprises avec un intervalle de 10 à 14 jours. -un bon niveau de biosécurité. -une bonne hygiène de site. -une bonne qualité de l'eau et de l'aliment.</p>

I.3.2.-Les autres ectoparasites

D'après VILLENEUVE et BRUGERE-PICOUX(2015) :d'autres ectoparasites peuvent infester les volailles domestiques d'une façon intermittente

-les punaises de lit (*Cimex lectularius*).

-les puces (*Ceratophyllus gallinae*) et (*Echidnophaga gallinacea*).

-les puces des mammifères (chat et homme) peuvent inversement envahir les poulaillers.

-les aoutats (*Trombicula* spp.).

-les tiques :

- la famille des *Argasidae* dénommés les tique molles (*Argas reflexus*, *Argas persicus*, *Ornithodoros moubata*).
- la famille des *Ixodidae* appelés les tiques dures (*Amblyomma* spp., *Ixodes* spp., *Haemaphysalis* spp., et *Hyalomma* spp).

Partie pratique

Chapitre II
Matériels et méthodes

Chapitre II-Matériels et méthodes

Dans ce chapitre, nous allons présenter le matériel biologique, le matériel de laboratoire et les techniques utilisées pour l'identification et la quantification des parasites rencontrés chez le poulet de chair *Gallus gallus domesticus*.

II.1. –Description des bâtiments d'élevage

Les bâtiments d'élevages de poulet de chair du propriétaire LEKHAL Omar se trouvent dans la région d'El Alia, Wilaya d'Alger (**Fig.1**), mise à part le poulet il ya des autres espèces au niveaux de la ferme (chiens et chats) mais ne sont pas en contact avec les poulets.

II.1.1.- Renseignements sur le 1^{er} bâtiment

Type d'élevage :	Industriel
Type de volaille :	Poulet de chair
Origine du poussin :	EURL NUTTRAVIC, Reghaia, Alger
Date de mise en place :	07/09/2016
Race (souche):	Cobb 500
Capacité :	4480
Type de bâtiment :	Bâtiment en dure sur sole bétonné

II.1.2.- Renseignement sur le 2^{ème} bâtiment

Type d'élevage :	Industriel
Type de volaille :	Poulet de chair
Origine du poussin :	EURL NUTTRAVIC, Reghaia, Alger
Date de mise en place :	15/10/2016
Race (souche):	Cobb 500
Capacité :	4720
Type de bâtiment :	Bâtiment en dure sur sole bétonné



Figure1: Bâtiment d'élevage (a : coté sud ,b: coté ouest) (photos originales).

II.1.3.-Fiche descriptive du bâtiment d'élevage

1. Bâtiment en dure : les murs (parpaing), le sole (bétonné), avec une toiture en (tôle).

Dimension du bâtiment :

- Long : 54m
- Larg : 12m
- Sur : 648m²

2. Nature de litière : copeaux de bois seuls

3. Type d'éclairage : lampes 75 w+ lampes 100 w pendant 24 h

4. Système d'aération:

- 4 extracteurs allumés ou éteints selon plusieurs facteur :
 - Excès de gaz : les 4 allumés.
 - Excès de température : les 4 allumés.
 - La température normale : juste 2 allumés.
 - Le premier moi : juste 2 allumés.
 - Le deuxième moi : les 4 allumés.
 - Pendant la journée : allumés d'une façon permanente.
 - Pendant la nuit : 30mn allumés et 10min éteints.

- b) fenêtres : 25 (le nord : 1, le sud : 1, l'est : 10, l'ouest : 13)

Dimensions des fenêtres :

- Long : 2.84m.
- Larg : 80cm.

5. Portes : 2

Dimensions des portes :

- La grande

H:2.17m

Larg : 2.49

- La petite

H : 2.17m

Larg : 88cm

6. Eleveuse à gaz : 6

7. Mangeoires :

➤ Plateaux de démarrage :

- 100 assiettes de 1kg chacune pendant la 1^{ère} semaine
- 50 bidons « trémies en plastique » de 5kg pendant la 2^{ème} semaine

➤ Mangeoire d'adultes :

- 80 mangeoires en métal galvanisé à grilles (sans pieds pendant la 3^{ème} semaine ; avec pieds de la 3^{ème} semaine jusqu'à la finition).

8. Abreuvoirs :

- 55 abreuvoirs manuels pendants les 10 premiers jours
- 45 abreuvoirs automatique en cloches du 10^{ème} jour jusqu'à la finition

9. Réservoir d'eau :

- Démarrage :
2 récipients en plastique de 70 L chacun
- Croissance et finition :

Une citerne en aluminium de 1000L

10. Source d'eau : eau de puits.

11. Aliment :

- 1^{ère} semaine : «Aliment Démarrage F »
- 2^{ème} semaine : « Aliment Démarrage »
- 3^{ème} semaine : « Aliment Croissance 1 »
- 4^{ème} et 5^{ème} semaine : « Aliment Croissance 2 »
- 6^{ème} semaine jusqu'à la finition : « Aliment Croissance 3 »

Les compositions sont mentionnées sur les fiches (**voir annexe**).

12. Vide sanitaire :

D'après BENHAIK (communication personnelle) (**voir annexe**).

- Nettoyage du bâtiment après le déménagement de tous les matériels.
- 25j de repos.
- Nettoyage et désinfection des circuits d'eau par un désinfectant Steriflow ®.
- Nettoyage du bâtiment par la pulvérisation d'un détergeant. Deterclean®.
- Rinçage avec l'eau.
- Désinfection par la pulvérisation du TH5.
- Thermo nébulisation 15min après, par la TH5.
- Fumigation par le Gazoil®+TH5.

- 4j après, mise en place d'un raticide Roban®.
- La mise en place des poussins 2à 3 j après la fumigation.

13. Moyenne du poids à l'abattage (45-50j) :2,5 kg

Remarque : c'est la même fiche descriptive pour les 2 bâtiments (car les 2 sont situés dans la même ferme) avec une petite différence en ce qui concerne le nombre de mangeoires et d'abreuvoirs.

II.2.- Matériel biologique

L'étude a été faite sur des poulets de la souche Cobb 500 qui se caractérise par une croissance rapide et un poids important à l'abattage (**Fig.2, 3**). Lors de la réalisation des premiers prélèvements, les poulets du 1^{er} bâtiment étaient à l'âge de 36j et les poulets de 2^{ème} bâtiment étaient à l'âge de 13j.

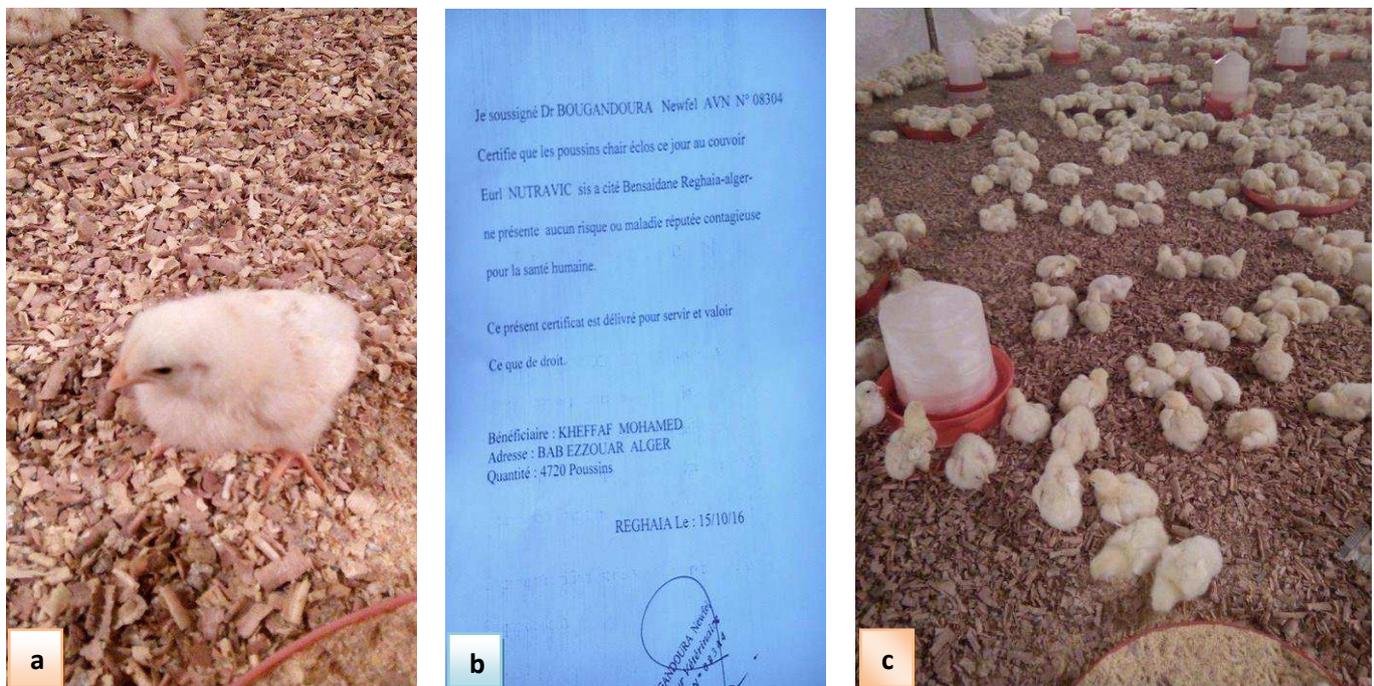


Figure 2: Matériel biologique et certificat de mise en place des poussins (a : poussin âgée de 3jours, b : certificat de mise en place des poussins, c : des poussins âgés de plus de 3jours) (photos originales).



Figure3: Matériel biologique (a : un poulet morbide, b: poulets de chair à l'âge de 27j) (photos originales).

II.3. - Période d'échantillonnage

Ces prélèvements ont été fait sur une période de trois mois, allant du mois d'octobre 2016 jusqu'à décembre 2016.

II.4.- Protocole d'étude

Deux bâtiments d'élevage de poulet de chair, situées dans la région d'El Alia, la wilaya d'Alger, font l'objet d'un suivi régulier, à une fréquence d'une visite par huit jours. Les capacités des bâtiments sont respectivement: 4480 pour le premier et 4720 pour le deuxième.

Le prélèvement des échantillons fécaux s'est fait à partir de la litière, et concerne uniquement les fientes fraîches en prenant soin de prélever dans des régions différentes du bâtiment(les 4 coins, plus le centre) et de mélanger ces fiente avant de les mettre dans des piluliers en plastiques propres, étiquetés et conservés à +4°C, dans du bichromate de potassium($K_2Cr_2O_7$)à 4%, jusqu'à leur examen parasitologique au niveau de laboratoire de Zoologie de l'Ecole Nationale Supérieur Vétérinaire d'El Alia (E.N.S.V) Alger.

En parallèle des cadavres frais sont acheminés dans une enceinte réfrigérée (avec les fientes) jusqu'au laboratoire de Zoologie à l'ENSV, pour enlever les ectoparasites.

Au total 9 prélèvements des fientes sont réalisés dans ces bâtiments (3pour le premier et 6 pour le deuxième), et 6 sujets (2 pour le premier et 4 pour le deuxième) sont utilisés pour prélever les ectoparasites.

II.5.-Matériels de laboratoire

Les matériels, appareils et produits utilisés pour la réalisation de notre étude (Fig.4) sont résumés dans les tableaux suivants (Tab.4, 5).

Tableau 4 : Matériels, produits et appareils utilisés pour la réalisation de la méthode de la flottaison et de Mc Master.

Matériels	Appareils	Produits
-des piluliers en plastique -spatule -un mortier et un pilon -une boîte de pétri en plastique -des béchers -un tamis -des tubes à essais -une éprouvette graduée -des pipettes -lames porte objet et lamelles couvre objet -lame Mc Master -gants et bavette (masque)	-une balance -une centrifugeuse -un microscope optique muni des objectifs : x4, x10, x40, x100	-eau de robinet -bichromate de potassium($K_2Cr_2O_7$) à 4% -solution de concentration (Na Cl) -l'huile à immersion

Tableau 5 : Matériels, produits et appareils utilisés pour la réalisation de prélèvement, fixation et montage des ectoparasites.

Matériels	Appareils	Produits
-des piluliers en plastique -spatule -des boîtes de pétri en plastique -des béchers -des tamis -des pipettes -lames porte objet et lamelles couvre objet -des plateaux -des récipients -une loupe binoculaire -gants et bavette (masque)	-un microscope optique muni des objectifs X4, x10, x40, x100 -un microscope à loupe binoculaire -une étuve	-eau de robinet -la résine -l'huile à immersion -l'éthanol à 70°

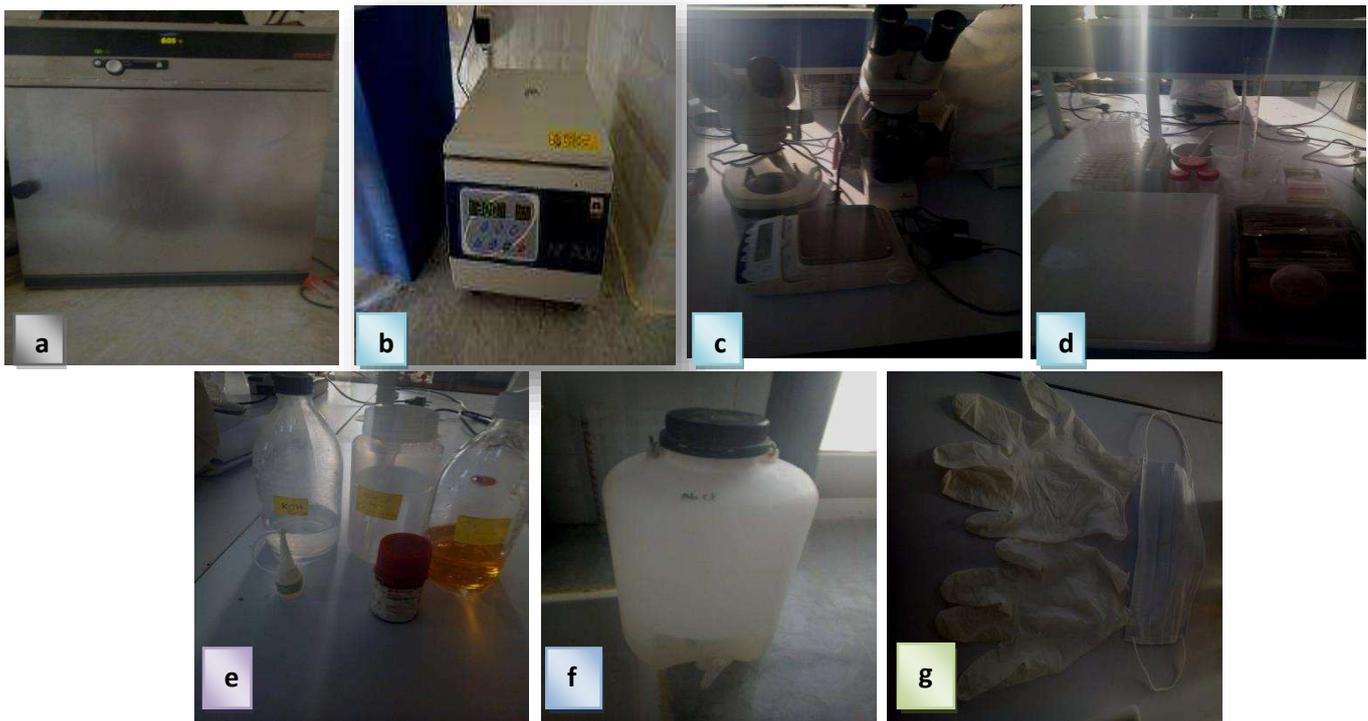


Figure 4 : Matériels ,appareils et produits utilisés au laboratoire(a :étuve ,b :centrifugeuse,c : balance ; microscope optique ; un microscope à loupe binoculaire,d : des piluliers en plastique ;spatule ;des boites de pétri en plastique ;des béchers ;des tamis ;des pipettes ;lames porte objet et lamelles couvre objet ; lame Mc Master ;des plateaux ; un mortier et un pilon ; des tubes à essais ; une éprouvette graduée,e : bichromate de potassium($K_2Cr_2O_7$) à 4% ; la résine ;l'éthanol à 70°;l'huile à immersion,f : solution de concentration (Na Cl),g :le port du masque et de gants est important (voir Tab. 4, 5) (Photos originales).

II.6.-Méthodes de travail

Pour faire l'expérimentation nous avons suit ces méthodes :

II.6.1.-Analyse coproscopique des échantillons

Chaque échantillon de fiente a été examiné par 2 méthodes de flottaison différente : une qualitative, la flottaison et une quantitative, la méthode de Mc Master.

II.6.1.1.-Méthode de flottaison

Le principe consiste à diluer l'échantillon dans une solution dense, qui peut être soit sulfate de zinc, chlorure de sodium ou sulfate de magnisium, de telle sorte que, sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation, les éléments parasites montent à la surface du liquide, où on peut les recueillir(THIVIERGE,2014).Nous avons utilisé cette technique pour les échantillons des fientes(Fig.5).

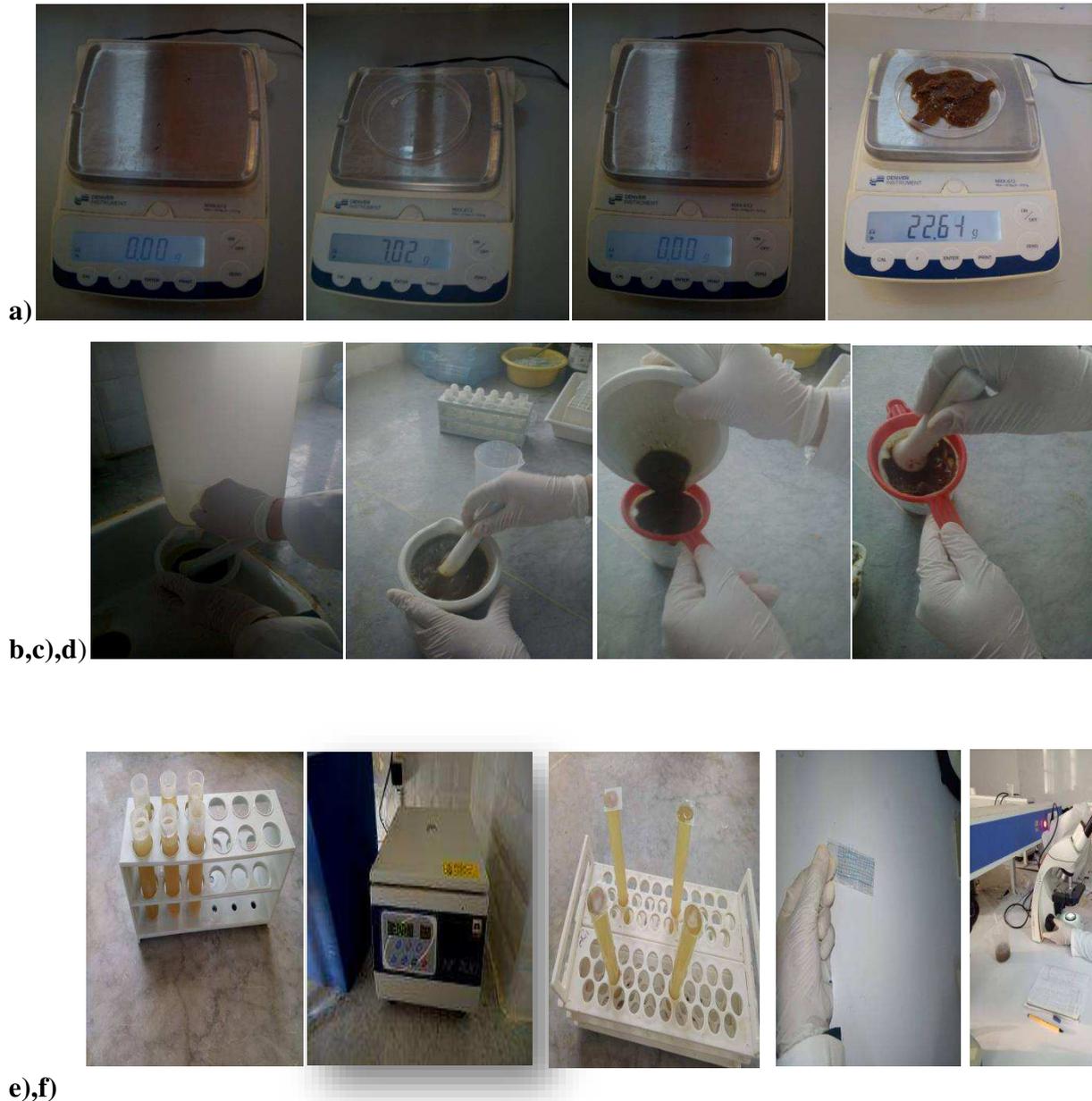


Figure 5 : Les étapes de la méthode de la flottaison (Photos originales).

a)-Peser l'échantillon de fiente sur la balance en utilisant une boîte de pétri.

b)-Diluer les fientes dans du (Na, Cl) en suivant la règle de trois : 5 g de fiente pour 100 ml de (Na, Cl) selon leurs poids.

c)-Avec un pilon et un mortier broyer, en ajoutant au fur et à mesure la solution du (Na, Cl), jusqu'à obtenir un mélange.

d)-Filtrer le mélange à l'aide d'une passoire.

e)-Verser le mélange dans les tubes de la centrifugeuse, centrifuger à raison de 3000tours/3min.

f)-Après la centrifugation, verser le mélange dans les tubes à essais, et couvrir les tubes par des lamelles pendant 20 à 30 min.

g)-Déposer les lamelles sur les lames, observer au microscope photonique et prendre des photos.

II.6.1.2.-Méthode de Mc Master

La méthode de Mc Master est une méthode quantitative basée sur le principe de la flottaison. Elle consiste à compter le nombre d'éléments parasites contenus dans 0,30ml de la suspension prélevé à l'aide d'une pipette afin de remplir totalement les deux chambres de la lame, tout en évitant la formation des bulles d'air (ZAJAC et CONBOY,2012)(**Fig.6**).Après avoir observé 30 éléments parasites par lamelle, nous avons passé à la Mc Master ,en prélevant une quantité de la solution de la flottaison pour chaque échantillon, et passer quelque minute plus tard à l'observation. Nous avons utilisés cette formule selon (ZAJAC et CONBOY, 2012) : $O.P.G=n*V/0.3*P$

- n=nombre de parasites compté dans les deux chambres.
- V=volume totale de la solution préparée à partir de l'échantillon.
- 0.3 (ml)=volume totale des deux chambres
- P(g)=poids de l'échantillon

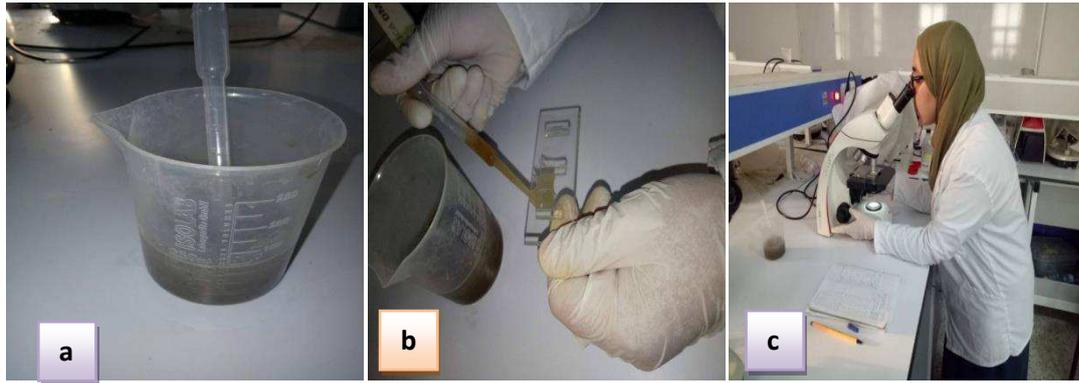


Figure6 : Etapes de la méthode de Mc Master (photos originales).

a)-Prélever à l'aide d'une pipete une quantité de la solution de la flottaison.

b)- Remplir les 2 chambres de la Mc Master en prenant soins de ne pas laisser des bulles d'air à l'intérieur.

c)-Après l'observation au microscope, faire un dénombrement des éléments parasitaires.

II.6.2.-Prélèvement, fixation et montage des ectoparasites

Le montage des petits insectes entre lames et lamelle à pour but d'assurer leur conservation, et surtout, de permettre leur examens détaillé par transparence. C'est un travail assez délicat, et fastidieux mais qui donne très souvent bien des satisfactions. L'observation à fort grossissement de ce qui parait à l'œil nu que d'infimes bestioles, révèle des formes et étranges, complexe et insoupçonnées (BABACAR, 1980).

Pour notre travail, les ectoparasites sont enlevés des poulets morts après la congélation en utilisant l'eau de robinet, puis examinés sous la loupe binoculaire, fixés à l'aide de l'alcool et conservés par montage (**Fig. 7**).

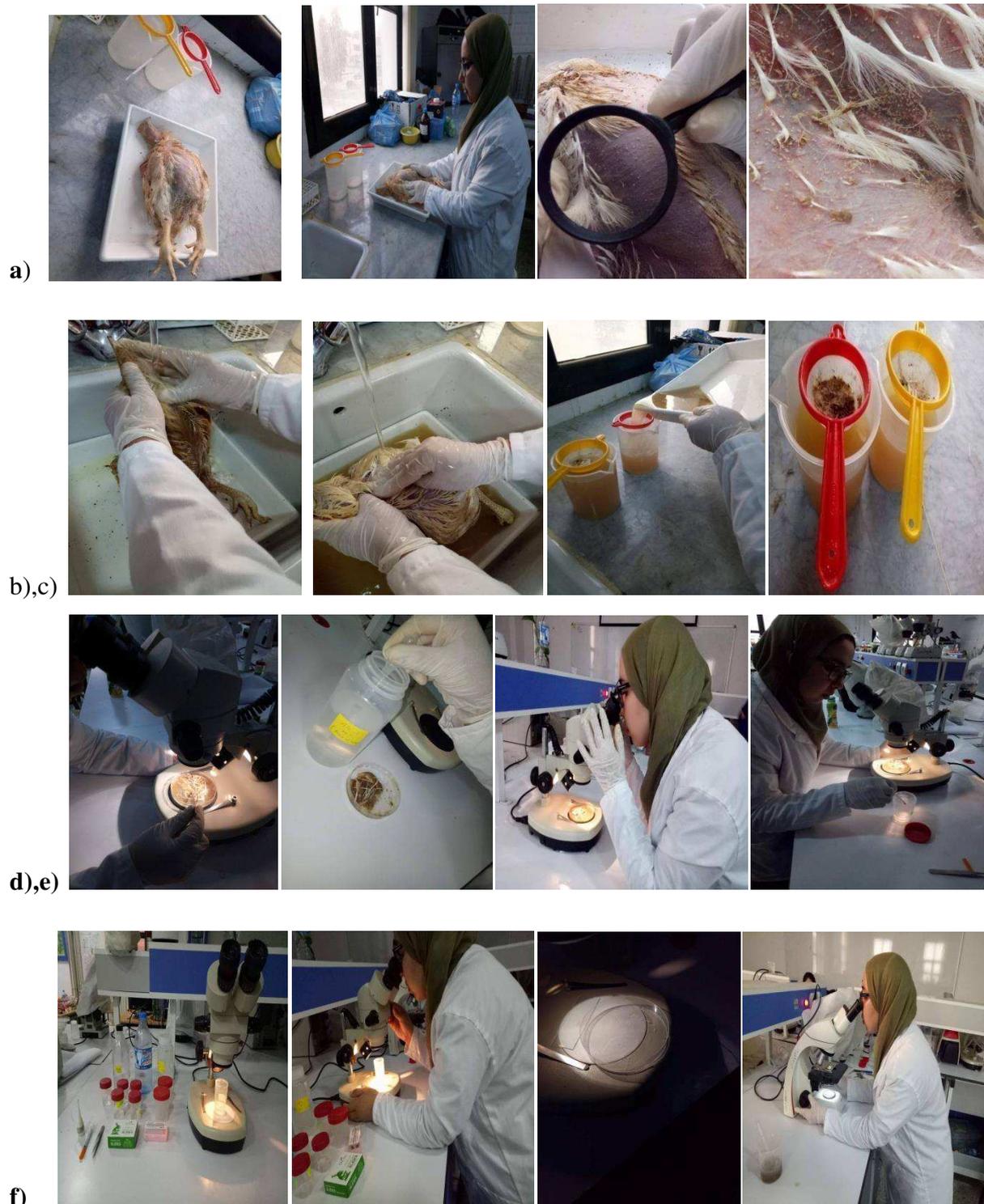


Figure7: Les étapes de montage des ectoparasites (photos originales).

II.6.2.1.-Prélèvement des ectoparasites après congélation

a)-Faire sortir les cadavres du congélateur et examiner à l'aide de la loupe binoculaire la présence des parasites ou des lésions.

b)- Sous le robinet et dans un récipient, laver les sujets (un par un) en prenant soin de bien ébouriffer surtout la tête, sous et sur les ailes, le corps et les pattes.

c)- Récupérer l'eau de chaque sujet à part dans un bécher, puis la faire passer dans une passoire.

d)- Déposer le contenu de la passoire dans une boîte de pétri, ajouter un peu de l'éthanol 70° et l'observer au microscope à loupe binoculaire.

II.6.2.2.-Fixation et comptage des ectoparasites

e)- A l'aide d'une aiguille et une pince prélever les ectoparasites directement vers un pilulier contenant de l'éthanol à 70° et portant une étiquette sur laquelle est mentionné le numéro de prélèvement (qui correspond au numéro de poulet concerné), compter les parasites prélevés au même temps.

II.6.2.3.-Montage des ectoparasites

f)- prélever un parasite conservé dans l'éthanol à 70°.

g)- L'introduire dans une goutte de résine déposée sur la lame porte-objet.

h)- Ajuster la lamelle couvre-objet délicatement sur la lame, en évitant les bulles d'air.

i)- Faire une observation au microscope, puis mettre les lames au niveau de l'étuve à 60°C, pendant 20 j au maximum.

Toute l'opération doit se dérouler sous la loupe binoculaire vu la taille des parasites, rapidement avant que la résine se solidifie, et délicatement pour ne pas enlever les pattes des ectoparasites.

II.7.- Exploitation des résultats par de indices écologiques et statistiques

Les résultats obtenus sont exploités par l'emploi de plusieurs méthodes ou paramètres, ces derniers sont appliqués aux parasites retrouvés dans les fientes et les ectoparasites des deux bâtiments d'élevage.

II.7.1. Méthodes par utilisation des indices écologiques

Les indices écologiques de composition combinent le nombre des espèces ou richesse totale et leur quantité exprimée en abondance, en fréquence ou en densité d'individus contenus

dans le peuplement (BLONDEL, 1975). Ces indices sont représentés par la richesse spécifique et la fréquence centésimale.

II.7.1.1. Richesses totale et moyenne

La richesse représente un des paramètres fondamentaux caractéristiques d'un peuplement. Elle peut être envisagée sous deux aspects différents soit la richesse totale S, qui est le nombre total des espèces contactées au moins une fois au terme des N relevés et la richesse moyenne Sm qui correspond au nombre moyen des espèces contactées à chaque relevé (BLONDEL, 1975, 1979 ; RAMADE, 1984).

II.7.1.2. Fréquence centésimale (F%)

La connaissance de la fréquence centésimale revêt un certain intérêt dans l'étude des peuplements (RAMADE, 1984). La fréquence F est le pourcentage des individus d'une espèce ni par rapport au total des individus Ni (DAJOZ, 1971 ; BLONDEL, 1975). Cette fréquence traduit l'importance numérique d'une espèce au sein d'un peuplement. Plusieurs auteurs parlent de dominance plus ou moins grande pour exprimer l'influence qu'une espèce est supposée exercer au sein de la biocoenose (DAJOZ, 1971).

$$F (\%) = \frac{ni \times 100}{Ni}$$

II.7.2. Exploitation des résultats par quelques indices parasitaires

Les analyses utilisées tels que l'état de l'hôte, la prévalence, l'abondance et l'intensité moyenne. Ces tests ont été réalisés à l'aide du logiciel « Quantitative Parasitology V 3.0. » (ROZSA ; REICZIGEL et MAJOROS ,2000).

II.7.2.1. La prévalence (P)

La prévalence exprimée en pourcentage, le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestés par une espèce parasite et le nombre total d'hôtes examinés. Les termes "espèce dominante" (prévalence > 50%), "espèce satellite" (15 <prévalence< 50%), "espèce rare" (prévalence < 15%), ont été définis selon (VALTONEN ; HOLMES et KOSKIVAARA ,1997).

$$\text{Prévalence en \%} = \frac{pi \times 100}{pt}$$

II.7.2.2. L'intensité moyenne (IM)

L'intensité moyenne (IM) est le rapport entre le nombre total des individus d'une espèce parasite dans un échantillon d'une espèce hôte et le nombre d'hôtes infestés par le parasite. Pour les intensités moyennes (IM), la classification adoptée est celle de BILONG-BILONG et NJINE (1998) :

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

Chapitre III

Résultats et discussion

Chapitre III-Résultats et discussion

Les méthodes d'analyse parasitologiques utilisés au cours de notre étude expérimentale qui à été réalisé au niveau de la ferme de LEKHAL Omar, la région d'El Alia, Wilaya d'Alger, nous ont permis d'obtenir des résultats, ces derniers sont exploités par des indices écologiques de compositions et un test statistique afin de les discuter avec des travaux antérieurs.

III.1.-Résultats

Sur 9 prélèvements des fientes effectués pour la flottaison (3 dans le 1^{er} bâtiment et 6 dans le 2^{ème} bâtiment), et 6 sujets utilisés pour le prélèvement des ectoparasites (2 dans le 1^{er} bâtiment et 4 dans le 2^{ème} bâtiment), durant la période allant du mois d'octobre jusqu'au mois de décembre 2016, des analyses parasitologiques d'identification et de quantification, nous avons obtenus les résultats suivants.

III.1.1.-Résultats de la flottaison des fientes

La technique de la flottaison nous a permis d'identifier les parasites de nos échantillons, sous l'assistance de Dr MARNICHE F. et Dr MILLA A., et grâce à des clés dichotomiques, citons (THIENPONT ; ROCHETTE et VANPARIJS ,1979) ; (SLOSS; KEMP et ZAJAC, 1994) ;(FOREYT, 2001) ; (ZAJAK et CONBOY, 2012).

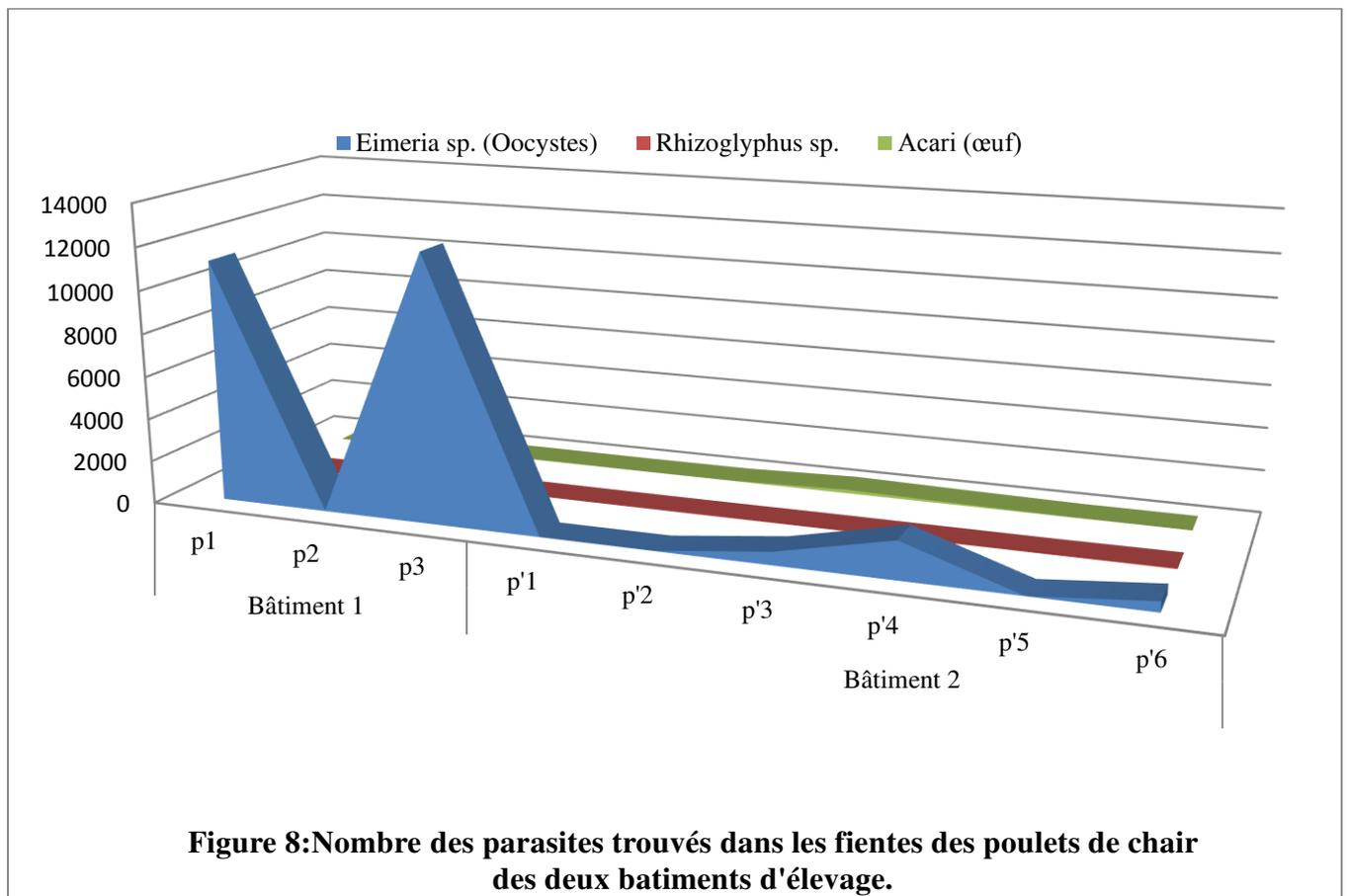
L'analyse parasitologique des fientes prise à l'état frais a révélé la présence de différents parasites endoparasites et ectoparasites, pour ces derniers il s'agit d'une contamination des fientes car ils se trouvent aussi au niveau de la litière (**Tab.6 ; Fig.8, 9**).

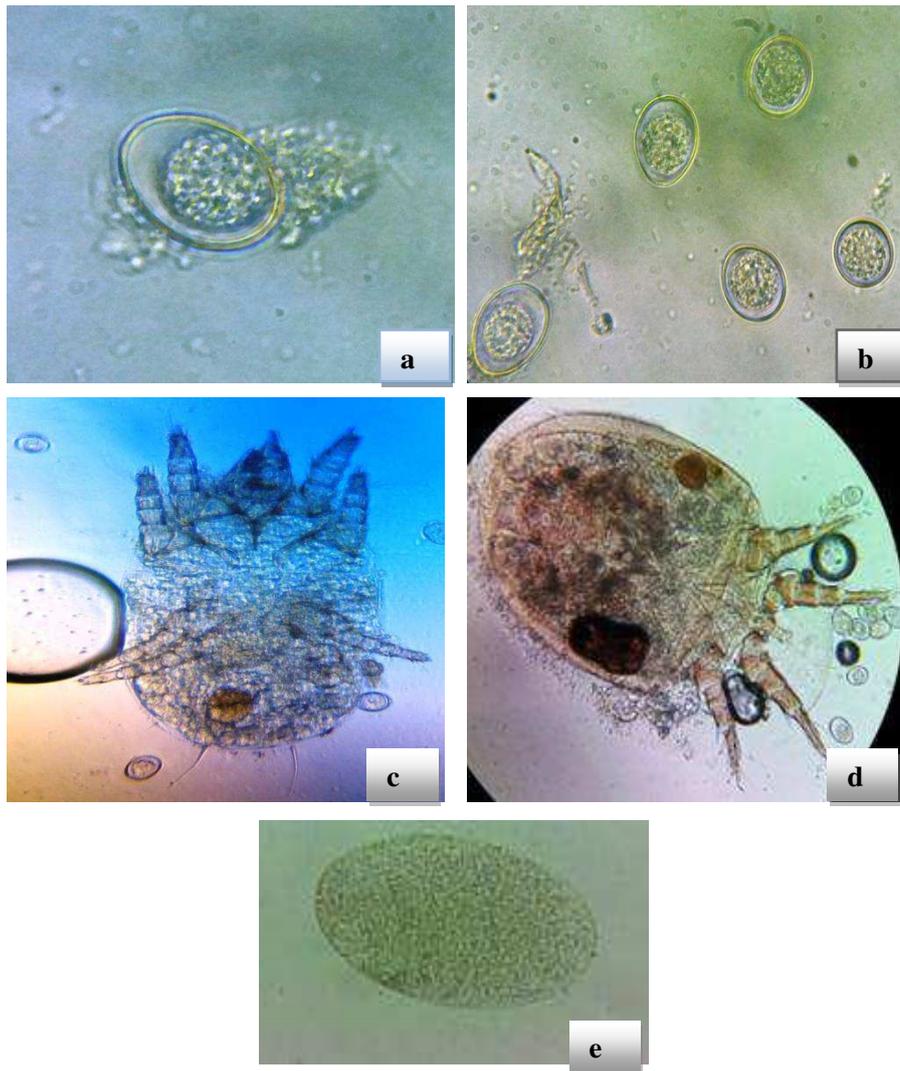
Tableau 6 : Différents parasites trouvés après la coproscopie des prélèvements des fientes des deux bâtiments d'élevages d'El Alia durant 3mois de l'année 2016.

bâtiments	Bâtiment 1			Bâtiment 2					
	p1	p2	p3	p'1	p'2	p'3	p'4	p'5	p'6
<i>Eimeria</i> sp. (oocystes)	11280	34	12400	0	10	609	1750	3	478
<i>Rhizoglyphus</i> sp.	2	9	19	0	2	15	9	6	33
Acari (œuf)	0	3	12	1	17	168	77	2	8
N (Total)	11282	46	12431	1	29	792	1836	11	519

P et P': Prélèvement, N : Nombre total

D'après le tableau 6, nous remarquons que le nombre de coccidies diffère d'un bâtiment à l'autre. Nous notons aussi dans le premier bâtiment que le 2^{ème} prélèvement a moins de coccidies par rapport les 2 autres prélèvements car il a été fait quelque jour après l'administration d'un traitement anticoccidien « Cévazuril[®] ». Concernant le 2^{ème} bâtiment nous notons que le 1^{er} prélèvement contient peu d'oocystes d'Eimeria, mais aucun traitement anticoccidien a été administré à l'avance, le 5^{ème} prélèvement aussi a peu de coccidies par rapport les autres prélèvements parce qu'il y a eu administration d'un anticoccidien « COCCIDIOPAN[®] » 2 j avant l'échantillonnage(**Fig.8**).





a. Oocyste d'*Eimeria* sp. non sporulé (Gr10x40) ; b. Amas des oocystes non sporulé du genre *Eimeria* sp. (Gr10x40). c. Acarien du genre *Rhizoglyphus* sp. vue ventrale (Gr10x40) ; d. Acarien du genre *Rhizoglyphus* sp. vue dorsale (Gr10x40) ; e. Œuf d'acarien (Gr10x40).

Figure 9 : Différents parasites trouvés après la coproscopie des prélèvements des fientes des deux bâtiments (Photos originales).

III.1.2.-Résultats des prélèvements des ectoparasites

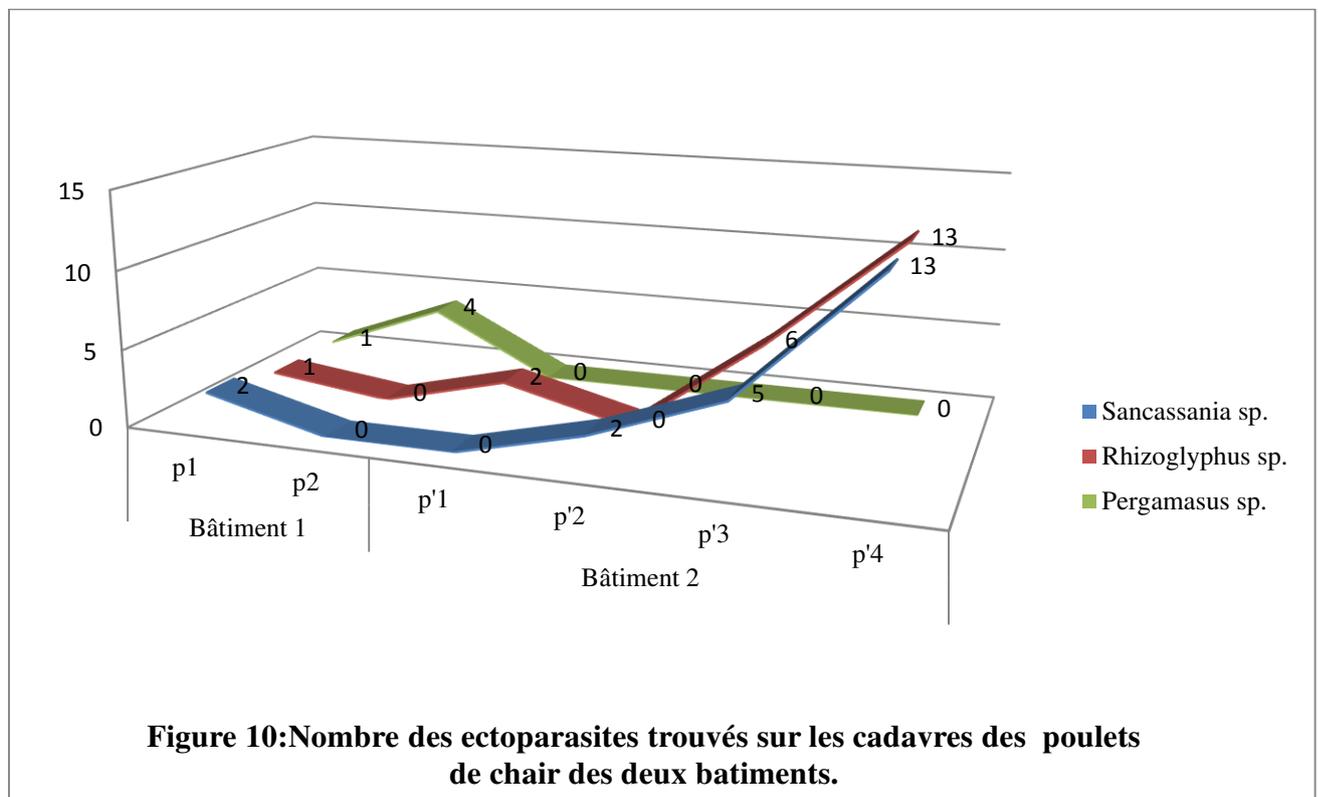
Les résultats de prélèvements et de dénombrement des ectoparasites des deux bâtiments d'élevage après lavage des cadavres congelés sont regroupés dans le **tableau7 (Fig.10, 11)**.

Tableau 7 : Ectoparasites trouvés après congélation des cadavres des deux bâtiments.

Bâtiments	Bâtiment 1		Bâtiment 2			
parasite/prélèvement	p1	p2	p'1	p'2	p'3	p'4
<i>Sancassania</i> sp.	2	0	0	2	5	13
<i>Rhizoglyphus</i> sp.	1	0	2	0	6	13
<i>Pergamasus</i> sp.	1	4	0	0	0	0
N (Total)	4	4	2	2	11	26

P et **P'**: Prélèvement, **N** : Nombre total

Nous remarquons dans le tableau 10 que les ectoparasites varient d'un bâtiment à l'autre. Dans le 1^{er} bâtiment on note que le nombre d'ectoparasites recensés sur les deux cadavres varient de 0 à 4 dont la présence des 3 genres dans le premier prélèvement et l'apparition d'un seul genre pour le deuxième prélèvement. Concernant le 2^{ème} bâtiment les ectoparasites, les plus abondants sont au niveau du 4^{ème} prélèvement avec la présence de 2 genres. Les autres prélèvements leurs nombres varient de 0 à 6 (**Fig.10**).





a : *Sancassania* sp.(Acari-Acaridae)(G10x40), **b**:*Pergamasus* sp.(Acari–Gamasidés)(G10x40),**c**: *Rhizoglyphus* sp.(Acari - Acaridae)(G10x40).

Figure 11 : Ectoparasites rencontrés sur des cadavres de poulets de chair des deux bâtiments après congélation (Photos originales).

III.1.3.- Exploitation des résultats par les indices écologiques de compositions

Nous avons calculé la richesse totale et moyenne, l'abondance relative pour les parasites des fientes et les ectoparasites des cadavres des poulets de chair.

III.1.3.1.- Richesse totale (S) et richesse moyenne (sm) des parasites des fientes et ectoparasites des cadavres de poulets de chair

Les résultats de la richesse totale (S) et la richesse moyenne (sm) des parasites des fientes étudiées sont regroupés dans le **tableau 8**.

Tableau 8:Richesse totale (S) et richesse moyenne (sm) des parasites des fientes rencontrés chez les poulets de chair.

bâtiments	Bâtiment 1			Bâtiment 2					
	p1	p2	p3	p'1	p'2	p'3	p'4	p'5	p'6
S	2	3	3	1	3	3	3	3	3
sm	2,67			2,67					

P et **P'**: Prélèvement, **S** : Richesse totale, **sm** : Richesse moyenne.

Nous notons que la richesse totale (S) varie d'un bâtiment à l'autre. Dans le 1^{er} bâtiment, la richesse totale (S) pour les trois prélèvements varie de 2 à 3 genres. Par contre dans le 2^{ème}

bâtiment, la richesse totale (S) oscille de 1 à 3 genres. Concernant la richesse moyenne (sm) est égale à 2,67 pour les deux bâtiments(**Tab.8**).

Les résultats de la richesse totale (S) et la richesse moyenne (sm) des ectoparasites trouvés sur les cadavres des poulets de chair sont regroupés dans le **tableau 9**.

Tableau 9 : La richesse totale et la richesse moyenne de différentes espèces ectoparasites dans les deux bâtiments d'élevage.

Richesse/ Bâtiments	Bâtiment 1	Bâtiment 2
S	4	6
sm	2	1,5

S : Richesse totale, sm : Richesse moyenne.

Selon le tableau 9, le 2^{ème} bâtiment présente une richesse totale (S) égale à 6 tandis que la richesse totale de 1^{er} élevage est égale à 4 cela signifie que le 2^{ème} bâtiment se caractérise par une diversité parasitaire un peu importante par rapport celle du 1^{er} élevage. En ce qui concerne la richesse moyenne (sm), elle est de 2 dans le 1^{er} et de 1,5 dans le 2^{ème}. Cela signifie que le nombre moyen des espèces trouvés au niveau du 1^{er} bâtiment est important par rapport au 2^{ème} bâtiment.

III.1.3.2.-Abondance relative A.R. (%) des parasites des fientes et ectoparasites des cadavres de poulets de chair

Les résultats des abondances relatives (AR %) des parasites des fientes des poulets de chair des deux bâtiments sont regroupées dans les **tableaux 10 et 11**.

Tableau 10 : Abondances relatives (AR%) des parasites des fientes des poulets de chair de 1^{er} bâtiment.

Bâtiments	Bâtiment 1				
	p1	p2	p3	ni	AR (%)
<i>Eimeria</i> sp. (oocystes)	11280	34	12400	23714	99,81
<i>Rhizoglyphus</i> sp. (Acari - Adulte)	2	9	19	30	0,13
Acari (œufs)	0	3	12	15	0,06
N (Total)	11282	46	12431	23759	100,00

P : Prélèvement, N : Nombre total, AR (%) : abondance relative.

D'après le tableau 10, nous remarquons dans le 1^{er} bâtiment que les Coccidies du genre *Eimeria* sp.(oocystes) occupent la première place avec un taux de 99,81 % par rapport aux

autres catégories Acariens(adultes et œufs)qui représentent un taux très faible qui varie entre 0,06 % à 0,13% (Fig.12).

Tableau 11 : Abondances relatives (AR%) des parasites des fientes des poulets de chair de 2^{ème} bâtiment.

Bâtiments	Bâtiment 2							AR (%)
	p'1	p'2	p'3	p'4	p'5	p'6	ni	
<i>Eimeria</i> sp. (oocystes)	0	10	609	1750	3	478	2 850,00	89,40
<i>Rhizoglyphus</i> sp. (Acari - Adulte)	0	2	15	9	6	33	65,00	2,04
Acari (œufs)	1	17	168	77	2	8	273,00	8,56
N (Total)	1	29	792	1836	11	519	3 188,00	100,00

P' : Prélèvement, N : Nombre total, AR (%) : abondance relative.

Pour le 2^{ème} bâtiment, nous remarquons que les Coccidies du genre *Eimeria* sp.(oocystes) dominant avec un taux de pourcentage de 89,40 %. Les autres catégories Acariens(adultes et œufs) sont faiblement représentées avec des taux qui varient de 2,04% à 8,56 % (Fig.12).

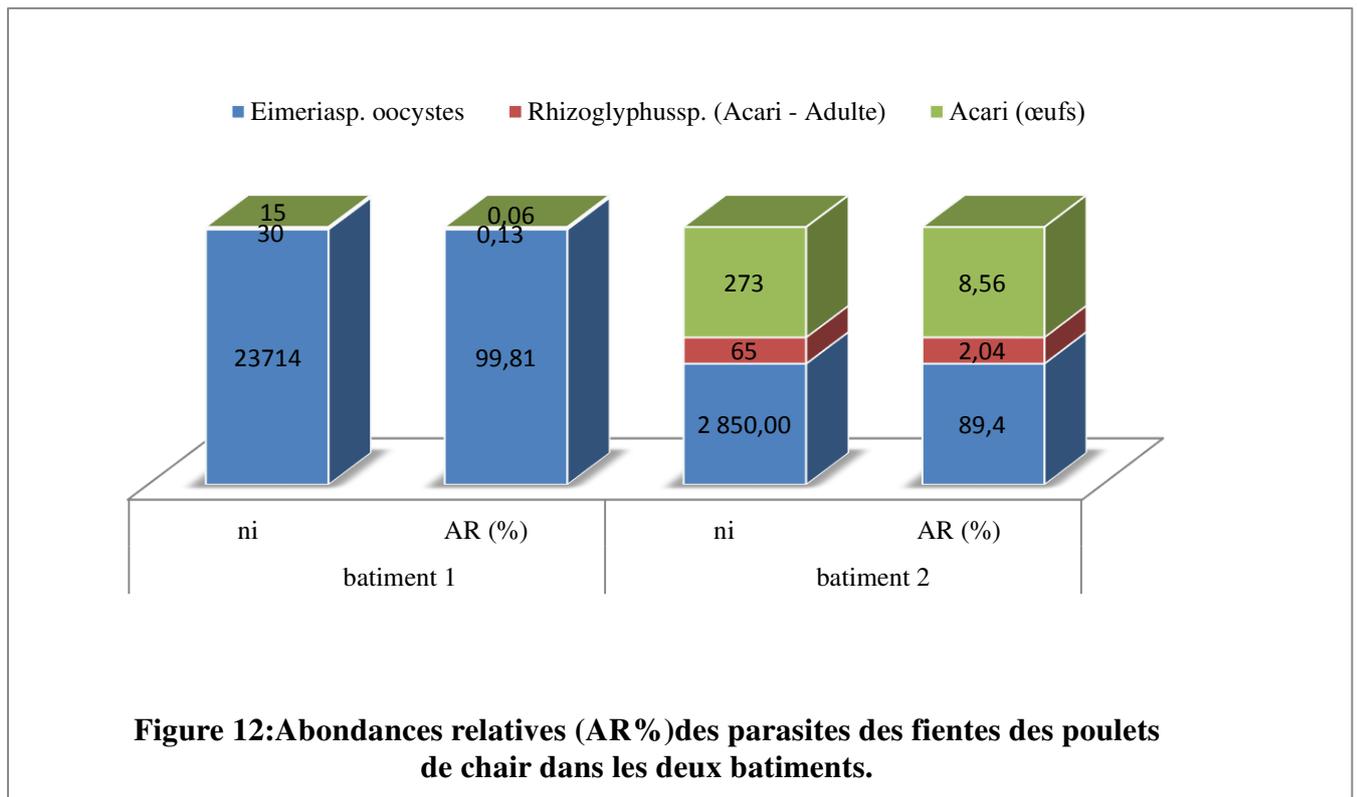


Figure 12: Abondances relatives (AR%) des parasites des fientes des poulets de chair dans les deux bâtiments.

Les résultats des abondances relatives (AR %) des ectoparasites des cadavres de poulets de chair sont regroupés dans les **tableaux 12, 13, et** illustrés par les **figures13, 14.**

Tableau 12: Abondances relatives (AR%) des ectoparasites des poulets de chair de 1^{er} bâtiment.

Bâtiments	Bâtiment 1			
	p1	p2	ni	AR (%)
<i>Sancassania</i> sp.	2	0	2	25
<i>Rhizoglyphus</i> sp.	1	0	1	12,5
<i>Pergamasus</i> sp.	1	4	5	62,5
N (Total)	4	4	8	100

P : Prélèvement, **N** : Nombre total, **AR (%)** : abondance relative.

D'après le tableau 12, une très forte abondance est enregistrée chez l'espèce *Pergamasus* sp., avec un taux (AR % = 63%), suivie par l'espèce *Sancassania* sp. et l'espèce *Rhizoglyphus* sp. dont les taux sont respectivement égale à 25% et 12%. Cela peut s'expliquer par le fait que l'infestation majoritaire dans le 1^{er} bâtiment est enregistrée pour l'espèce *Pergamasus* sp. (Fig.13).

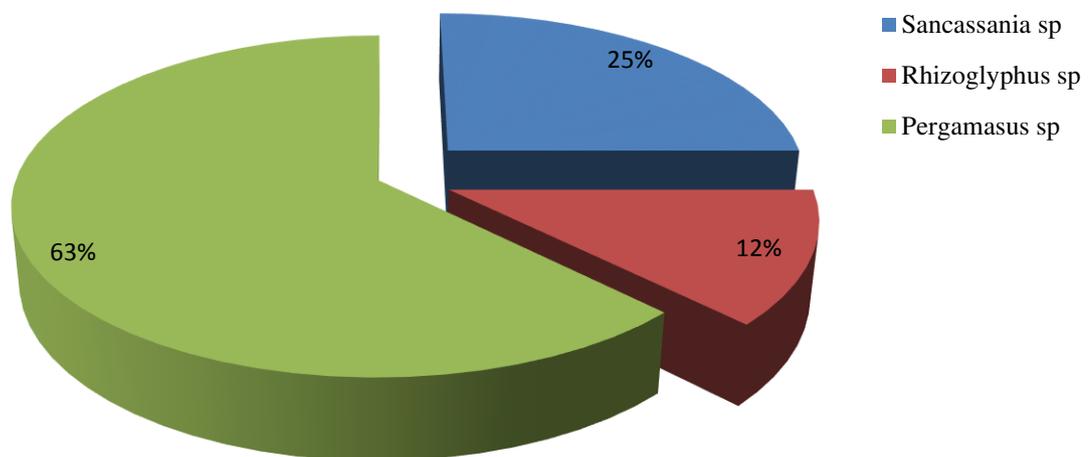


Figure 13 : Abondances relatives (AR%) des ectoparasites de poulets de chair du bâtiment 1.

Tableau 13: Abondances relatives (AR%) des ectoparasites des poulets de chair de 2^{ème} bâtiment.

Bâtiments	Bâtiment 2					AR(%)
	p'1	p'2	p'3	p'4	ni	
<i>Sancassania</i> sp.	0	2	5	13	20	48,78
<i>Rhizoglyphus</i> sp.	2	0	6	13	21	51,22
<i>Pergamasus</i> sp.	0	0	0	0	0	0,00
N (Total)	2	2	11	26	41	100,00

P': Prélèvement, **N** : Nombre total, **AR (%)** : abondance relative.

D'après le tableau 13, nous avons noté pour le 2^{ème} bâtiment une dominance du genre *Rhizoglyphus* avec un taux de 51%, suivie par le genre *Sancassania* avec un taux égale à 49% et l'absence du genre *Pergamasus* (**Fig.14**).

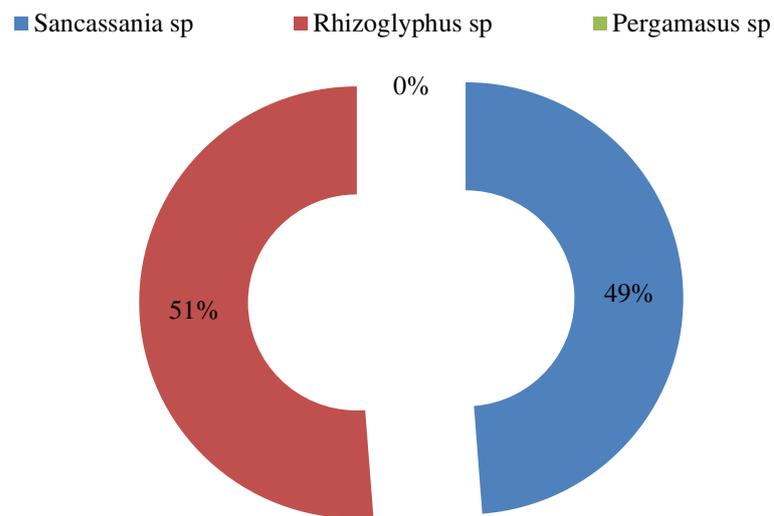


Figure 14: Abondances relatives (AR %) des ectoparasites de poulets de chair de bâtiment 2.

III.1.4.-Exploitation des résultats par un test statistique : Indice parasitaire

La méthode d'analyse statistique des parasites des fientes est l'analyse parasitologiques tels que l'état de l'hôte, la prévalence, l'intensité moyenne. Ces tests ont été réalisés à l'aide du logiciel Quantitative Parasitology V 3.0.(ROZSA ; REICZIGEL et MAJOROS ,2000).

III.1.4.1.-Indices parasitaires des parasites des fientes

Les prévalences et les intensités des parasites des fientes des poulets de chair du 1^{er} bâtiment sont mentionnés dans le tableau 14.

Tableau 14 : Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des individus pour chaque espèce de parasites des fientes du 1^{er} bâtiment.

L'hôte	Espèce	L'état de l'hôte		prévalence	Cat.	Intensité	
		Totale	Infesté			moyenne	Cat.
Poulet de chair	Acari (œuf)	3	2	66,7%	Dominant	1,00	Très faible
	<i>Eimeria</i> sp. (Oocyste)	3	3	100,0%	Dominant	0,5	Très faible
	<i>Rhizoglyphus</i> sp.	3	3	100,0%	Dominant	1,00	Très faible

D'après le tableau 14, sur un total de 3 prélèvements des fientes des poulets de chair une prévalence varie de 66,7 % à 100 % est infestée par les Acari (Œufs), *Eimeria* sp. (oocyste) et *Rhizoglyphus* sp. respectivement. On note aussi la présence de la classe des espèces dominantes pour *Eimeria* sp. (oocyste), Acari (Œufs) et *Rhizoglyphus* sp. (**Fig.15**). En ce qui concerne l'intensité moyenne, elle varie entre 0.5 et 1,00 (très faible).

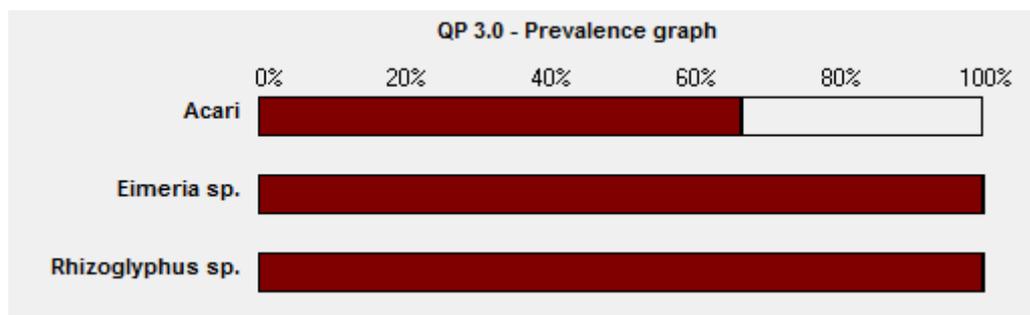


Figure 15 : Graphe des prévalences des parasites des fientes des poulets de chair du 1^{er} bâtiment par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).

Les prévalences et les intensités des parasites des fientes des poulets de chair du 2^{ème} bâtiment sont illustrées dans le tableau 15.

Tableau 15 : Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des individus pour chaque espèce de parasites des fientes du 2^{ème} bâtiment.

L'hôte	Espèce	L'état de l'hôte		prévalence	Cat.	Intensité	
		Totale	Infesté			moyenne	Cat.
Poulet de chair	Acari (œuf)	6	6	100,0%	Dominant	1,00	Très faible
	<i>Eimeria</i> sp. (Oocystes)	6	5	83,3%	Dominant	0,20	Très faible
	<i>Rhizoglyphus</i> sp.	6	5	83,3%	Dominant	0,20	Très faible

D'après le tableau15, nous remarquons que sur un total de 6 prélèvements des fientes des poulets de chair, une prévalence varie de 83,3 % à 100 % est infestée par *Rhizoglyphus* sp. , *Eimeria* sp.(oocyste),Acari (Œufs)respectivement. On mentionne aussi la présence de la classe des espèces dominantes pour les Acari (Œufs), *Eimeria* sp.(oocyste), et *Rhizoglyphus* sp. (**Fig.16**). L'intensité moyenne varie de 0,20 à 1,00 (très faible).

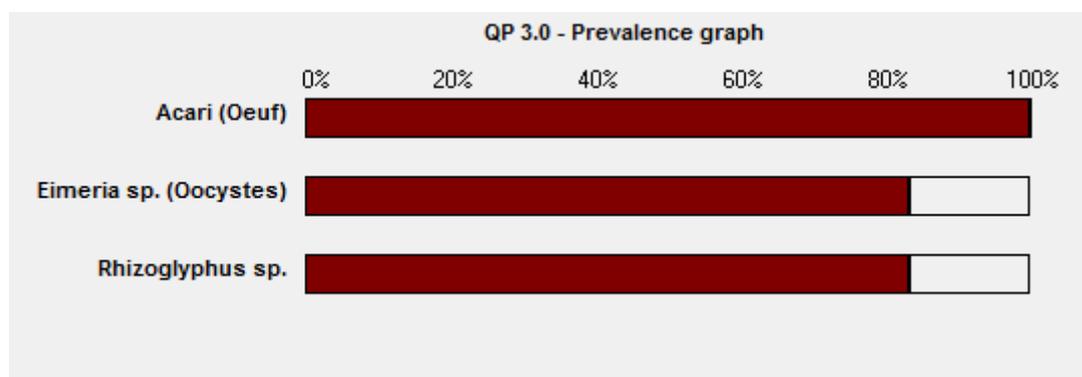


Figure 16 : Graphe des prévalences des parasites des fientes des poulets de chair du 2^{ème} bâtiment par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0).

III.1.4.2.- Indices parasitaires des ectoparasites des cadavres de poulets de chair

Les Prévalence et les intensités des ectoparasites des poulets de chair du 1^{er} bâtiment sont regroupés dans le tableau 16.

Tableau 16 : Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des individus pour chaque espèce d'ectoparasites de 1^{er} bâtiment.

L'hôte	Espèce	L'état de l'hôte		prévalence	Cat.	Intensité	
		Totale	Infesté			moyenne	Cat.
Poulet de chair	<i>Pergamasus sp.</i>	2	2	100,0%	Dominant	1,00	Très faible
	<i>Rhizoglyphus sp.</i>	2	1	50,00%	Dominant	1,00	Très faible
	<i>Sancassania sp.</i>	2	1	50,00%	Dominant	1,00	Très faible

Selon le tableau 16, nous remarquons que sur un total de 2 prélèvements des ectoparasites de poulets de chair une prévalence varie de 50,00 % à 100 % est infestée par les espèces de *Rhizoglyphus sp.*, *Sancassania sp.* et *Pergamasus sp.* respectivement. la classe des espèces dominantes est notée pour *Rhizoglyphus sp.*, *Sancassania sp.* et *Pergamasus sp.* (Fig.17).L'intensité moyenne est égale à 1,00 (très faible).

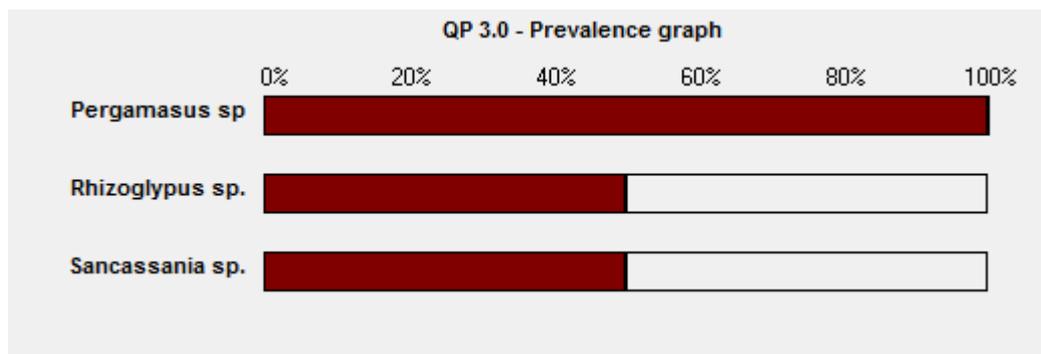


Figure 17: Graphe des prévalences des ectoparasites rencontrés sur des cadavres de poulet de chair du 1^{er} bâtiment, fait par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).

Les Prévalence et les intensités des ectoparasites des poulets de chair du 2^{ème} bâtiment sont regroupés dans le tableau 17.

Tableau 17 : Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des individus pour chaque espèce d'ectoparasites de 2^{ème} bâtiment.

L'hôte	Espèce	L'état de l'hôte		prévalence	Cat.	Intensité	
		Totale	Infesté			moyenne	Cat.
Poulet de chair	<i>Rhizoglyphus sp.</i>	4	3	75,00%	Dominant	1,00	Très faible
	<i>Sancassania sp.</i>	4	3	75,00%	Dominant	1,00	Très faible

Selon le tableau 17 ,sur un total de 4 prélèvements d'ectoparasites de poulets de chair une prévalence égale à 75,00 % est la même pour les deux espèces *Rhizoglyphus sp.*, et *Sancassania sp.*,la classe des espèces dominantes est notée pour les *Rhizoglyphus sp.*, et *Sancassania sp.* (**Fig. 18**). En ce qui concerne l'intensité moyenne est égale à 1,00 (très faible).

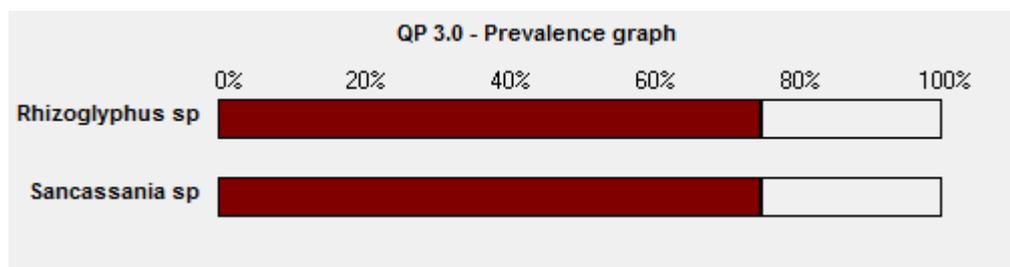


Figure 18: Graphe des prévalences des ectoparasites trouvés sur des cadavres de poulet de chair du 2^{ème} bâtiment, fait par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).

III.2.- Discussions

Plusieurs études ont été effectuées sur les ectoparasites et les endoparasites des poules, de ce fait nous avons contribué à l'étude des ectoparasites et parasites intestinales chez le poulet de chair (*Gallus gallus domesticus*), dans le but d'identifier et quantifier les éléments parasitaires dans deux types d'échantillon, ceux des fientes, et des prélèvements d'ectoparasites.

Notre étude a révélé une présence d'un protozoaire du genre *Eimeria* dans les prélèvements des fientes, atteignant 99,81% dans le 1^{er} bâtiment et 89,39% dans le deuxième bâtiment, des taux qui sont supérieurs à ceux observés dans deux études, la première de BONFOH *et al.*(1997) réalisé en Sénégal, sur des poulets de souche locale qui montre un taux d'infestation égale à 64,4% causé par *Eimeria* sp. La deuxième est celle de ALMARGOT; MENGISTUS et GEBREAB (1985), réalisée en Ethiopie sur des poulets de l'élevage industriel avec un taux de 26 % causé par des coccidioses caecal et iléales.

Cette différence, peut s'expliquer par rapport au climat des deux régions Sénégal et Ethiopie qui ont un climat tempérée, Contrairement au climat Algérien qui se caractérise par une humidité qui favorise surtout la sporulation des oocystes, et l'infestation par la suite, en outre la différence entre les souches des poulets surtout pour les poulets de la souche locale qui sont très résistants, sans oublier leurs mode de vie car ils vivent presque tous le temps en dehors du poulailler, par contre les poulets de l'élevage industriel sont très fragiles et restent toujours dans le bâtiment en contact avec leurs fientes ce qui est un facteur déterminant de pour l'infestation.

A propos des helminthes, notre étude a révélé un taux de 0% qui est négligeable par rapport au taux indiqués dans d'autres études. Citons celle d'AMOUSSOU (2007) effectué sur des poulets de la souche locale de la région de Dakar avec un taux égale à 86,44%. Puis celle de YOUSFI (2012) dans la région d'Oran, sur des poulets de ferme et qui a trouvé des taux d'infestation supérieurs pour les cestodes et les nématodes qui sont respectivement égale à 98,61% et 97,22%, alors qu'elle a indiqué des taux légèrement inférieur en ce qui concerne les trématodes et les acanthocéphales qui sont respectivement égale à 20,83% et 2,7%.

Vue les souches de poulets qui ne sont pas les mêmes, et les conditions d'élevages aussi qui présentent une différence majeure, car les deux études sont réalisé sur des poulets appartenant à des souches locales qui vivent sur un sol de sable, et en picorant tous le temps la

litière ils ingèrent des hôtes intermédiaires(vers de terres)ce qui favorise le parasitisme helminthique, alors que nous avons travaillé sur des poulets de la souche Cobb 500, dans un élevage industriel ,sur un sol bétonnée et une litière a base des copeaux de bois ce qui éloigne tous contact avec le sable, donc c'est tout à fait logique de trouvé un résultat nulle.

Concernant les ectoparasites, nous avons signalé la présence de 3 types d'acariens qui appartiennent à deux familles différentes : Acaridae cite *Sancassania* sp. 25% et *Rhizoglyphus* sp. 12% et Gamasidae qui présente l'espèce *Pergamasus* sp. avec un taux 63% pour le 1^{er} bâtiment. Tandis que dans le 2^{ème} bâtiment nous avons enregistré la présence de deux Acaridae qui sont *Sancassania* sp. avec un pourcentage de 49% et *Rhizoglyphus* sp. avec 51%. Ces genres ne sont pas cités par AMOUSSOU (2007), qui a travaillé sur les poulets de la souche locale de la région de Dakar. Egalement ne sont pas cité par DJELIL (2012) dans l'étude d'ectoparasitisme chez les poulets de ferme dans la région d'Oran.

Donc cela peut nous orienter vers la souche de poulet et les conditions d'élevage, vue que le poulet de ferme vit dans des basses-cours où il ya pas une désinfection régulière donc il est massivement infesté contrairement à celui du bâtiment où le vide sanitaire est une étape majeur avant la mise en place des poussins. Cependant le genre *Sancassania* a été cité par AL-DEEB, BIN-MUZAFFAR et MOHAMMAD SHARIF(2012) en Émirat (UAE), dans une étude de l'interaction des mites acariens phorétiques et le scarabée rhinocéros d'Arabie, (*Oryctes agamemnon arabicus*), parasite des arbres de dattier.

De ce fait nous suspectons une contamination soit à partir des copeaux de bois, de l'aliment ou à partir de l'environnement (des arbres à coté des bâtiments), vue l'accès facile de l'insecte à la ferme.

Conclusion

Conclusion

Notre présente étude d'ectoparasites et parasites intestinales effectuée durant la période allant du mois d'octobre au mois de décembre 2016, sur des poulets de chair (*Gallus gallus domesticus*) de la souche Cobb 500, dans la ferme de LAKHAL Omar, la région d'El Alia Wilaya d'Alger, nous a permis d'obtenir les résultats suivants.

En ce qui concerne les parasites des fientes nous avons trouvé des protozoaires du genre *Eimeria* (oocystes), en plus d'une contamination des prélèvements représentée surtout par des acariens du genre *Rhizoglyphus* et des œufs d'acariens.

Sur un total de 3 prélèvements des fientes dans le 1^{er} bâtiment, ces parasites présentent une richesse totale (S) égale à 8; une richesse moyenne (sm) égale à 2, les Coccidies *Eimeria* sp. (oocystes) occupent la première place avec un taux de 99,81 %, par rapport aux autres catégories Acariens (adultes et œufs) qui représentent un taux très faible qui varie de 0,06 % à 0,13%, une prévalence varie de 66,7 % à 100 % est infestée par les Acari (œufs), *Eimeria* sp. (oocystes) et *Rhizoglyphus* sp. respectivement, une présence de la classe des espèces dominantes est enregistré pour les 3 types de parasites, avec une intensité moyenne très faible, qui varie de 0,5 à 1,00.

Dans le 2^{ème} bâtiment les 6 prélèvements manipulés se caractérisent par une richesse totale (S) égale à 16; une richesse moyenne (sm) égale à 2, les Coccidies d'*Eimeria* sp. (oocystes) dominent avec un pourcentage de 89,40 %, les autres catégories sont faiblement représentées avec des taux qui varient de 2,04% *Rhizoglyphus* sp. à 8,56 %. Acari (œufs), une prévalence varient de 83,3 % à 100 % est infestée par *Rhizoglyphus* sp., *Eimeria* sp. (oocyste) et les Acari (œufs) respectivement, les 3 catégories appartiennent à la classe des espèces dominantes, l'intensité moyenne est très faible, elle varie de 0,20 à 1,00.

A partir de richesse totale et moyenne des parasites des fientes, le 2^{ème} bâtiment se caractérise par une diversité parasitaire importante par rapport celle du 1^{er} bâtiment, mais le nombre moyen des espèces contactés dans les deux bâtiments est le même.

Pour les ectoparasites, la présence de 3 types d'acarien qui appartiennent à deux familles différentes a été signalée, la famille des Gamasidae cite le genre *Pergamasus* et la famille des acaridae cite les genres *Sancassania* et *Rhizoglyphus*.

Sur deux prélèvements effectués dans le 1^{er} bâtiment ces parasites présentent une richesse totale (S) égale à 4 et une richesse moyenne (sm) égale à 2, une très forte abondance enregistrée chez l'espèce *Pergamasus* sp. avec un taux 63% , suivie par l'espèce *Sancassania* sp. et l'espèce *Rhizoglyphus* sp. dont les taux sont respectivement égale à 25% et 12%, une prévalence varie de 50,00 % à 100 % est infestée par les espèces *Rhizoglyphus* sp., *Sancassania* sp. et *Pergamasus* sp. respectivement, avec une présence de la classe des espèces dominantes pour les 3 genres ,l'intensité moyenne est égale à 1,00 ,elle est très faible.

Sur un total de 4 prélèvements dans le 2^{ème} bâtiment la richesse totale (S) égale à 6 et la richesse moyenne (sm) égale à 1.5 avec une dominance du genre *Rhizoglyphus* sp. atteignant un taux de 51%, suivie par l'espèce *Sancassania* sp. avec un taux égale à 49% et l'absence de l'espèce *Pergamasus* sp. , une prévalence égale à 75,00 % est la même pour les deux espèces, la classe des espèces dominantes est notée pour les 2 espèces aussi, avec une intensité moyenne très faible égale à 1,00.

A partir de richesse totale et moyenne des ectoparasites, le 2^{ème} bâtiment se caractérise par une diversité parasitaire importante par rapport celle du 1^{er} bâtiment, cependant le nombre moyen des espèces contactés dans le 1^{er} bâtiment est important par rapport celui du 2^{ème} bâtiment.

Donc on peut conclure que les parasitoses majoritaires dans ces bâtiments d'élevage sont **les coccidioses** avec une présence des acariens pseudo-parasites, en outre il y avait des maladies qui ont sévit dans ces poulaillers tel que la Newcastle et la Colibacillose.

Perspectives

- Mise en place des barrières sanitaires et formation du personnel.
- Ne pas utiliser des copeaux de bois comme litière, car ils retiennent l'humidité, un facteur majeur pour la sporulation des oocystes et l'infestation.
- Activation du système de la ventilation statique afin d'assurer une bonne aération et de lutter contre l'humidité.
- Désinfection rigoureuse des bâtiments en prenant en considération de changer les désinfectants après chaque bande.
- La lutte contre la présence des insectes dans la fermes surtout les mouches et les scarabées qui sont des vecteurs de plusieurs parasites.
- Traitement de toutes les infections le plus tôt possible pour éviter la baisse d'immunité.
- Utilisation des anticoccidiens à titre préventive.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. ABBASSI H. et REPERANT JM., 2015-*Cryptosporidioses*.pp419-423 cité par BRUGERE-PICOUX J. ; VAILLANCOURT JP. ; SHIVAPRASAD HL. ; VENNE D. et BOUZOUAIA M., 2015-*Manuel de pathologie aviaire*. Ed. AFAS (association française pour l'avancement des sciences), Paris, 701p. ISBN :2-908014-03-3978-2-908014-03-7.
2. AKERMA K.,2014-*Introduction à l'aviculture*. Ed.K.Akerma, France, 62p.
3. ALAMARGOT J. ;MENGISTU A.et GEBREAB F., (1985)- Pathologie aviaire en Ethiopie. Examen de 198 nécropsies effectuées en 1983-1984 à la Faculté de Médecine Vétérinaire de Debre-Zeit. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 38(2), Ethiopie, pp130-137.
4. AL-DEEB MA. ; BIN-MUZAFFAR S. et MOHAMMAD SHARIF E., 2012- Interactions between Phoretic Mites and the Arabian Rhinoceros Beetle, *Oryctes agamemnon arabicus*. *Journal of insect science*,12(1),UAE,128p.
5. AMOUSSOU BK.,2007-*Ectoparasitisme et parasitisme helminthique du poulet local dans le sud benin (les départements de l'atlantique , du littoral, de l'oueme et du plateau)*.Thèse de doctorat. E.I.S.M.V(Ecole Inter - Etats Des Sciences et Medecine Veterinaires)de Dakar, Dakar,85p.
6. BABACAR M. ,1980-*Rapport de stage sur l'entomologie, effectué à l'I.F.A.N.Décembre1980*.Centre Institut Sénégalais De Recherche Agricoles,Senegale,44p.
7. BILONG-BILONG CF. et NJINE' T., 1998-Dynamique de population de trois monogènes parasites d'*Hemichromis fasciatus*(Peters) dans le municipal de Yaoundé et intérêt possible en pisciculture intensive.*Sci.Nat . et Vie*.34 ,Cameroun,pp295-303.
8. BLONDEL J. ,1975-L'analyse des peuplement des d'oiseaux-élément d'un diagnostic écologique :la méthode d'échantillonnage fréquentiels(E.F.P).*Terre et vie*,Vol.29,(4) ,Paris,pp533-589.

9. BLONDEL J. ,1979-*géographie et écologie* .Ed.Masson,Paris,173p.
10. BONFOH B. ; ANKERS P. ; PFISTER K. ; PANGUI LJ.et TOGUEBAYE BS., 1997- Répertoire de quelques contraintes de l'aviculture villageoise en Gambie et propositions de solutions pour son amélioration. *In Proceedings INFPD WORKSHOP*, M'Bour-Sénégal, pp 9-13.
11. BRACHET M. ;BRAME C. ;COUILLEAU L. ;DENNERY G. ;EXPERTON C. ;FILLIAT C. ;GERMAIN K. ;JOHAN G. ; LEBOUQUIN-LENEVEU S. ; NAYET C. ;PATTIER S. ;REPERANT J M. ;ROINSARD A. ;SOUILLARD R. et PROTINO J.,2016 - *La santé des volailles en agriculture biologique*. Ed. ITAB (Institut Technique de l'Agriculture Biologique), France, 34p.
12. CAILLAIT-CARDINAL MP.et ZENNER L.,2015-*Histomonose*.pp425-427 cité par BRUGERE-PICOUX J. ;VAILLANCOURT JP. ;SHIVAPRASAD HL. ;VENNE D. et BOUZOUAIA M., 2015 - *Manuel de pathologie aviaire*. Ed. AFAS(association française pour l'avancement des sciences), Paris, 701p. ISBN :2-908014-03-3978-2-908014-03-7.
13. CORRAND L. et GUERIN J L., 2010- Les coccidioses aviaires. *AvicampusENVT* (Ecole National Vétérinaire de Toulouse), France ,6p.
14. DAHMANI A. et TRIKI YAMANI RR., 2015-*Atlas des cas cliniques vétérinaires, volume II Maladies aviaire*. Ed.Nutriwest, Oran, 64p.
15. DAJOZ R. ,1970-*Précis d'écologie*. Ed.Dunod,Paris,357p.
16. DAKPOGAN H B. ; SALIFOU S. ; MENSAH G A. ; GBANGBOTCHE A. ; YOUSAO I. ; NACIRI M. ; SAKITI N., 2012-Problématique du contrôle et de la prévention de la coccidiose du poulet. *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 6(6),Bénin,pp6088-6105.ISSN :1991-8631.

17. DIAFI K. ; HARHOURA K.et KARAM NE., 2012-*Niveau de la contamination microbienne et influence sur la qualité du poussin dans trois couvoirs de la filière chair. Journées des sciences vétérinaires,10^{ème} édition 27 et 28 mai 2012, La filière avicole : développement et promotion.* ENSV(Ecole National Supérieur Vétérinaire),Alger,96p. ISSN : 2335-1276.
18. DJELIL H., 2012-*Ectoparasites et parasitémie de poulet de ferme dans la région d'Oran.* Thèse de Magister, option : Ecologie et Biodiversité des Parasites. Université d'Oran, Oran, 190p.
19. FOREYT W J., 2001-*Vétérinaire parasitologie, reference manuel*,fifth edition.Ed.Iowa Blackwell Publishing,USA, 235p. ISBN : 0-8138-2419-2.
20. GUERIN JL. ;BALLOY D.et VILLATE D.,2011-*Maladies des volailles* 3^{ème} édition.Ed.France Agricole, Paris, 576p.ISBN : 978-2-85557-466-0.
21. GUYONNET V.,2015-*Coccidioses*.pp409-417 cité par BRUGERE-PICOUX J. ;VAILLANCOURT JP. ;SHIVAPRASAD HL. ;VENNE D. et BOUZOUAIA M., 2015 - *Manuel de pathologie aviaire*.Ed. AFAS(association française pour l'avancement des sciences), Paris, 701p. ISBN :2-908014-03-3978-2-908014-03-7.
22. KOYABIZO AHONZIALA YF.,2009-*La poule,l'aviculture et le développement ,science et technique de base*.Ed. L'Harmattan,paris,148p.ISBN :978-2-296-09255-6.
23. MAJO' N. et DOLZ R., 2011- *Atlas autopsie des volailles,diagnostic macroscopique et méthodes de prélèvement* .Ed. Point Vétérinaire, France,82p.ISBN :978-2-86326-314-3.
24. MAURER V.,2011-Comment peut-on juguler les verminoses?. *Journal Aviculture Suisse*,Suisse,3p.
25. MAZET M.,2007-*Culture in vitro et caractérisation d'enzymes hydrogenosomales chez Histomona melegridis, protozoaire flagellé parasite de gallinacés*.Thèse de doctorat ,Spécialité : Parasitologie Moléculaire. Université Blaise Pascal ,Université D'auvergne. Ecole Doctorale des Sciences de la Vie et de la Santé, France, 140p.

26. PERIQUET GC.,2011-*traité rustica de la basse-cour*.Ed.Rustica éditions,Paris,559p.ISBN :978-2-8153-0205-0.
27. RAMADE F. ,1984-*Elément d'écologie, écologie fondamentale*.Ed.Mc Graw-Hill,Paris,397p.
28. ROZSA L. ;REICZIGEL J.et MAJOROS G.,2000-Quantifying parasites in samples of hosts.*Journal of Parasitology*, 86, USA,pp228-232.
29. SLOSS M W. ; KEMP R L. et ZAJAC A M.,1994-*Veterinary clinical parasitology*,Sixth edition.Ed.Iowa State Press A Blackwell Publishing Company,USA,198p.
30. THIENPONT D. ; ROCHETTE F. et VANPARIJS O., 1979-*Le diagnostic de verminoses par examen coprologique*.Ed.Janssen research foundation,Belgique,187p.
31. THIVIERGE K., 2014-*Méthodes de laboratoire en parasitologie intestinale*. Ed. Institut nationale de santé, Québec, 36p.
32. VALLAT B.,2015-*Préface*.pvii cité par BRUGERE-PICOUX J. ; VAILLANCOURT JP. ; SHIVAPRASAD HL. ; VENNE D. et BOUZOUAIA M., 2015 - *Manuel de pathologie aviaire*. Ed. AFAS (association française pour l'avancement des sciences), Paris, 701p. ISBN :2-908014-03-3978-2-908014-03-7.
33. VALTONEN ET. ;HOLMES JC.et KOSKIVAARA M.,1997-Eutrophication,pollution and fragmentation :effects on parasite communities in roach(*Rutilus rutilus*)and perch(*Perca fluviatilis*)in four lakes in the Central Finland.*Can.j.Aquat.Sci.*54,Canada ,pp572-585.
34. VILLATE D., 2001-*Maladies des volailles*,2^{ème} édition. Ed. France Agricole, Paris, 399p. ISBN :2-85557-057-3.

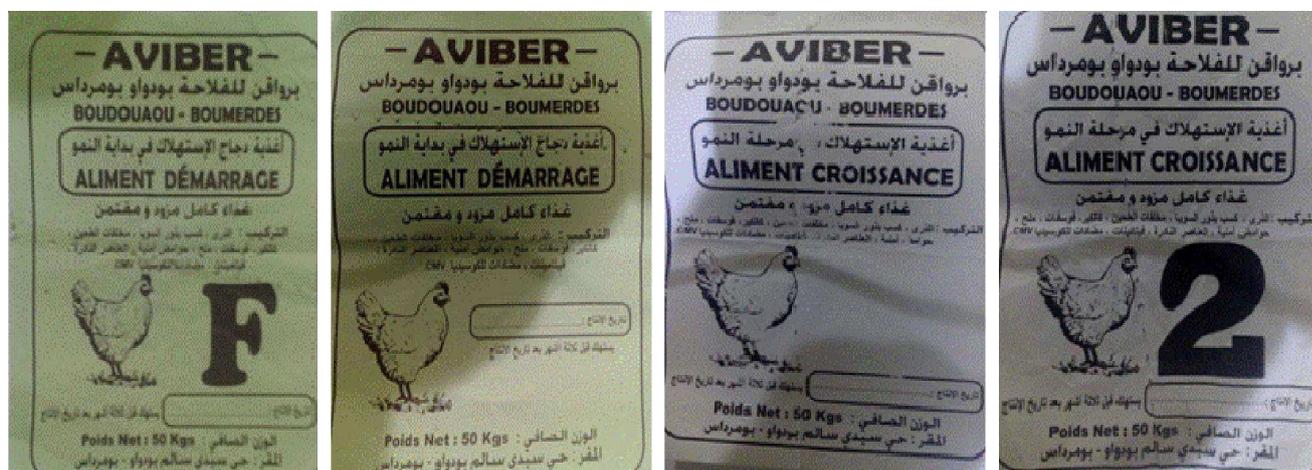
35. VILLENEUVE A. et BRUGERE-PICOUX J., 2015-*ectoparasites et nuisibles*. pp441-445 cité par BRUGERE-PICOUX J. ; VAILLANCOURT JP. ; SHIVAPRASAD HL. ; VENNE D. et BOUZOUAIA M., 2015 - *Manuel de pathologie aviaire*. Ed. AFAS (association française pour l'avancement des sciences), Paris, 701p. ISBN : 2-908014-03-3978-2-908014-03-7.
36. VILLENEUVE A. et BRUGERE-PICOUX J., 2015-*Parasites internes*.pp429-439 cité par BRUGERE-PICOUX J. ; VAILLANCOURT JP. ; SHIVAPRASAD HL. ; VENNE D. et BOUZOUAIA M., 2015 - *Manuel de pathologie aviaire*. Ed. AFAS (association française pour l'avancement des sciences), Paris, 701p. ISBN :2-908014-03-3978-2-908014-03-7.
37. WANGRAWA WGJ., 2010-*Effet des ectoparasites sur la productivité de la volaille en élevage traditionnel*. Thèse de fin de cycle, Spécialité : Elevage. Université Polytechnique de BOBO-DIOULASSO, Burkina-Faso, 64p.
38. YOUSFI F., 2012-*Contribution à l'étude des helminthes parasites du tube digestif du poulet local, (Gallus gallus domesticus, Linnaeus 1758) dans la région d'Oran*. Thèse de magister, Spécialité : Ecologie et Biodiversité de parasites. Université d'Oran, Oran, 142p.
39. ZAJAC AM. et CONBOY GA., 2012-*Veterinary clinical parasitology*, 8th edition. Ed. Wiley-Blackwell, USA, 354p. ISBN : 978-0-8138-2053-8.

Annexe

Annexe

Les produits utilisés pour le vide sanitaire (nettoyage, désinfection et dératisation).

Produit	Description
Steriflow ®	Désinfectant utilisé spécialement pour les circuits d'abreuvement.
TH5®	Désinfectant virucide, bactéricide et fongicide, c'est une association d'un ammonium quaternaire et d'un aldéhyde.
Deterclean®	Détergeant dégraissant auto moussant alcalin, à base d'EDTA et un agent de surface non ionique.
Gasoil®	Carburant fumigateur insecticide.
Roban®.	Raticide à base d'anticoagulant.



Les fiches d'aliment avec les compositions, correspondantes aux différentes phases de croissance.

Résumé

La présente étude portant sur le poulet de chair (*Gallus gallus domesticus*) est effectuée dans le but de déterminer les différents ectoparasites et parasites intestinaux, qui peuvent toucher cette espèce. Le travail s'est déroulé dans la ferme de l'éleveur LAKHAL Omar, la région d'El Alia, la Wilaya d'Alger pendant la période allant de mois d'octobre jusqu'au mois de décembre 2016. Trois techniques ont été utilisées, la flottaison, la Mc Master et la méthode de prélèvement des ectoparasites sur les cadavres des poulets. Les résultats obtenus nous ont permis d'identifier et de quantifier les différents éléments parasitaires, tels que des protozoaires du genre *Eimeria* avec un taux de 99,81% pour le 1^{er} bâtiment et 89% pour le 2^{ème} bâtiment. Également nous avons constaté la présence de trois genres d'acariens pseudo-parasites dont le genre *Pergamasus* domine dans le 1^{er} bâtiment avec un taux égale à 63% tandis que dans le 2^{ème} bâtiment les genres *Rhizoglyphus* avec un taux de 51% et *Sancassania* avec un taux de 49% sont les plus dominants.

Mots clés : Bâtiment d'élevage - Poulet de chair-Ectoparasites – Endoparasites

Abstract

The present broiler chicken (*Gallus gallus domesticus*) study is performed in order to determine the different ectoparasites and intestinal parasites that may affect this species. The work took place on the farm of the breeder LAKHAL Omar, El Alia region, the Wilaya of Algiers during the period going from October to December 2016. Three techniques were used, flotation, the Mc Master and the method of taking ectoparasites from the corpses of chickens. The results obtained allowed us to identify and quantify the different parasitic elements, such as protozoa of the genus *Eimeria* with a rate of 99.81% for the 1st building and 89% for the 2nd building. We found also the presence of three kinds of pseudo-parasitic mites whose genus *Pergamasus* is dominated in the 1st building with a rate equal to 63% while in the 2nd building the genera *Rhizoglyphus* with a rate of 51% and *Sancassania* with a 49% rate are the most dominant.

Key words: Livestock building – Broiler chicken - Ectoparasites - Endoparasites.

ملخص

أجريت الدراسة الحالية عند دجاج اللحم (غالوس غالوس) لتحديد الطفيليات الخارجية والطفيليات الداخلية المعوية المختلفة التي قد تؤثر على هذا النوع. وقد تم العمل في مزرعة لكحل عمر، منطقة العالية، ولاية الجزائر خلال الفترة الممتدة من أكتوبر إلى ديسمبر 2016. تم استخدام ثلاث تقنيات، التعويم، ماك ماستر وطريقة أخذ الطفيليات الخارجية من جثث الدجاج. سمحت لنا النتائج التي تم الحصول عليها بتحديد وعد العناصر الطفيلية المختلفة، مثل البروتوزوا من جنس *Eimeria* بمعدل 99.81% للمبنى 1 و 89% للمبنى 2. كما وجدنا ثلاثة أنواع من العث الطفيليات الزائفة حيث أن *Pergamasus* يهيمن في المبنى 1 بمعدل يساوي 63%. بينما في المبنى 2 النوعين *Rhizoglyphus* بمعدل 51% و *Sancassania* بمعدل 49%. هما الأكثر هيمنة.

الكلمات الدالة : مبنى الدواجن -دجاج اللحم - الطفيليات الخارجية - الطفيليات الداخلية.