

Mémoire en vue de l'obtention du Diplôme de Magister en Parasitologie

Option : Ecologie et Biodiversité des Parasites

Thème :

ECTOPARASITISME ET PARASITEMIE DU POULET DE FERME
(*Gallus gallus domesticus*, Linnaeus 1758)
DANS LA REGION D'ORAN.

Présenté par : **DJELIL Hanene**

Devant le Jury :

Président: SAHRAOUI Toufik

Professeur - Université d'Oran

Examineurs : El KEBIR F.Zohra

Professeur - Université d'Oran

SENOUCI Kheira

Maitre de Conférences - Université d'Oran

Encadreur: BEKKOUCHE Zohra

Maître de Conférences - Université d'Oran

(Session 2011-2012)

Remerciements

A monsieur SAHRAOUI Toufik, Professeur à l'université d'Oran

C'est un grand plaisir et une fierté pour moi de vous voir présider le jury de ce travail. Vos qualités humaines, scientifiques et votre disponibilité sans restriction méritent admiration et profonde gratitude.

A madame BEKKOUCHE Zohra, Maître de Conférences à l'université d'Oran

Pour vos précieux enseignements en biologie animale et en parasitologie, mais aussi pour tout l'encadrement dont vous m'avez fait bénéficier avec compétence dans le cadre de ce travail. Je vous remercie pour votre disponibilité, malgré vos nombreuses tâches, votre simplicité, pour vos conseils continus et pour vos qualités d'écoute et d'aide qui vous caractérisent. Vous avez toujours représenté à mes yeux un modèle humain que je serai un jour heureuse d'approcher.

A madame El KEBIR Fatima Zohra, Professeur à l'université d'Oran

Vous me faites un grand honneur en acceptant d'examiner ce travail. Votre probité intellectuelle, votre simplicité, votre contact empreint d'humilité m'ont beaucoup marqué. Je vous exprime ma profonde gratitude.

A madame SENOUCI Kheira, Maître de Conférences à l'université d'Oran

Je vous remercie pour m'avoir accueillie dans votre laboratoire et mis à ma disposition tout le nécessaire pour le bon déroulement de cette étude. Merci infiniment pour les enseignements reçus, mais aussi pour le sens particulier que vous avez voulu donner à mon initiation et à ma formation en parasitologie, rassurez-vous que j'en ferai bon usage à l'avenir.

En acceptant de juger ce modeste travail, ma joie est immense de vous compter parmi les membres du jury.

Ce travail n'aurait pu aboutir sans le soutien et la participation de nombreuses personnes et il m'est agréable de pouvoir les remercier :

Je tiens à remercier particulièrement Mr MEDJOUEL Ilyes pour m'avoir conseillé ce thème et de m'avoir guidé et aidé dans ma recherche par de nombreux moyens (conseils, pratique, ouvrages, analyse statistique). Veuillez trouver ici le témoignage de ma reconnaissance et mon profond respect, pour le bon déroulement et l'accomplissement de ce travail.

Au professeur SCHOLZ Tomas, qui m'a aidé même de si loin en mettant à ma disposition les ouvrages traitants les Acariens, groupe zoologique peu étudié. Hommages respectueux et sincères remerciements.

A tous mes enseignants : Mme Dalouche, Mme Merzoug, Mme Bourguig, Mr Bensahla, Mme Ighil, Mme Benbayer, Mme Darkaoui et Mr Bensoltan, qui ont participé à ma formation et qui m'ont soutenu durant ce cursus. Qu'ils trouvent ici l'expression de toute ma gratitude.

A mes collègues et amies : Daouia, Fouzia, Soheir, Touria et Amina. Pour notre harmonie de groupe, pour l'esprit de solidarité et d'amitié qui a présidé durant tout notre cycle...pour les beaux souvenirs.

A Fatima et Malika, pour votre aide et votre secours pendant les périodes difficiles de cette étude. Sincères remerciements

A Youcef et Kenza, merci d'être toujours présents pour m'encourager.

Aux propriétaires de la ferme de Bousfer et Es-Senia d'avoir mis à ma disposition et d'une manière régulière les poulets nécessaires pour l'achèvement de l'étude. Je les remercie pour leur accueil, leur générosité, leur modestie et surtout pour leur sourire permanent.

Dédicaces

A la mémoire de mes grands parents : Mohamed, Ali et Fatma.

Les années qui passent ne peuvent vous effacer de ma pensée...

A mes parents, pour la douce enfance ensoleillée. Pour votre éducation raffinée et votre amour. Vous m'avez appris à croire que tout est possible ; sans vous je n'aurais pas pu aller au bout de ce rêve. Ce travail est le résultat de ce que vous m'avez semé pendant de longues années sans aucune récolte et sans aucun instant de découragement. Trouvez ici, totale fierté et satisfaction car c'est le fruit mérité de tant d'années de patience et de sacrifices.

A ma grand-mère, pour toutes les valeurs que tu m'as enseignées, pour tes précieux proverbes et pour ton écoute bienveillante. Modeste témoignage de mon affection.

A ma sœur Ahlem et son mari Hakim, pour les bons moments passés ensemble, pour vos conseils, votre amour, votre générosité et votre esprit de famille.

A ma petite sœur Nessrine. Chacun de tes sourires est un rayon de soleil. Je te remercie « Sinou » pour ton aide, ton soutien et pour tes chants de guitare qui soulageaient mon stress.

A mes oncles et tantes, en témoignage de votre constant soutien.

A mon cousin Mourad, pour m'avoir apporté toute l'aide possible.

A mes cousins et cousines, pour leur gentillesse et leur bonne humeur.

A Meriam, l'amie de tous les temps : Merci, chère Amie, pour tes conseils, ton soutien et pour le sens particulier que revêt notre amitié. Ce travail est aussi le tien.

A tous ceux et celles qui ont croisé ma route et qui ont laissé leur empreinte dans ma vie. Soyez sur que je garde un souvenir de chacun de vous.

TABLE DES MATIERES

Résumé	
Summary	
الملخص	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction.....	1
CHAPITRE I : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE.....	4
I. GÉNÉRALITÉS SUR LE POULET.....	5
1. Phylogénie et élevage du poulet.....	5
1.1 Origine et domestication.....	5
1.2 Systématique de <i>Gallus gallus domesticus</i> , Linnaeus 1758	7
1.3 Différentes races de poulets.....	7
1.3.1 Races pures.....	7
1.3.1.1 Races d'origine méditerranéenne.....	8
1.3.1.2 Races d'origine française.....	8
1.3.1.3 Races d'origine américaine.....	8
1.3.1.4 Races d'origine anglaise.....	9
1.3.2 Population africaine.....	9
1.3.3 Race standardisée.....	9
1.3.4 Lignée sélectionnée et consanguinité.....	9
1.4 Caractéristiques phénotypiques des populations avicoles locales.....	10
1.5 Evaluation de la situation avicole en Algérie.....	11
1.6 Différents types d'élevage.....	12
2. Etude descriptive du poulet.....	15
2.1 Morphologie externe.....	15
2.2 Histologie de la peau.....	16
2.2.1 Structure histologique de l'épiderme.....	16
2.2.1.1 Régions cutanées écailleuses du métatarse.....	17
2.2.1.2 Coussinets.....	17
2.2.2 Structure du Derme.....	17
2.2.3 Tissu sous-cutané ou hypoderme.....	17
2.2.4 Annexes épidermiques.....	19
2.2.4.1 Structure histologique du bec.....	19
2.2.4.2 Crête et caroncules.....	19
2.2.4.2.1 Structure histologique de la crête.....	19
2.2.4.2.2 Structure histologique des caroncules.....	19
2.3 Anatomie des plumes.....	20
2.4 Hématologie.....	22
2.4.1 Description de l'appareil circulatoire.....	22
2.4.2 Constituants sanguins.....	23
2.4.2.1 Plasma.....	23
2.4.2.2 Lignée rouge (Erythrocytes).....	23
2.4.2.3 Lignée blanche.....	23
2.4.2.3.1 Polynucléaires.....	23

2.4.2.3.2 <i>Lymphocytes</i>	24
2.4.2.3.3 <i>Monocytes</i>	24
2.4.2.4 Lignée plaquettaire.....	24
3. Pathologies du poulet.....	24
3.1 Maladies Nutritionnelles.....	24
3.2 Maladies virales.....	24
3.3 Maladies bactériennes.....	25
3.4 Maladies Parasitaires.....	25
3.4.1 Ectoparasites.....	25
3.4.2 Parasites gastro-intestinaux.....	26
3.4.3 Hémoparasites.....	26
II. ECTOPARASITES.....	27
1. Insectes.....	27
1.1 Mallophages.....	27
1.1.1 Généralités.....	27
1.1.2 Mallophages du poulet domestique.....	30
1.2 Siphonaptères.....	35
1.2.1 Généralités.....	35
1.2.2 Siphonaptères du poulet domestique.....	35
1.3 Hémiptères.....	39
1.3.1 Généralités.....	39
1.3.2 Hétéroptères du poulet domestique.....	40
1.4 Diptères (vecteurs).....	41
1.4.1 Généralités.....	41
1.4.2 Diptères des oiseaux (incluant le poulet domestique).....	42
2. Acariens.....	49
2.1 Généralités.....	49
2.2 Acariens du poulet domestique.....	54
2.2.1 Les Tiques.....	54
2.2.2 Les Mites (Acariens).....	58
III. HEMOPARASITES.....	66
1. Généralités.....	66
2. Différents genres d'Hémoparasites des oiseaux.....	67
3. Pathogénies.....	80
3.1 Effets sur les cellules parasitées.....	80
3.2 Effets sur les érythrocytes non parasitées.....	80
3.3 Effets sur les capillaires sanguins.....	80
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES.....	82
1. Matériel.....	83
1.1 Mode d'élevage de chaque ferme.....	83
1.1.1 Ferme de Bousfer.....	83
1.1.2 Ferme de la Sénia (Es-Senia).....	86
2. Méthodes	88
2.1 Étude des Parasites.....	88
2.1.1 Mise à mort du poulet et prélèvement sanguin.....	88
2.1.2 Etude des Ectoparasites.....	90
2.1.2.1 Prélèvement des Ectoparasites après congélation.....	90
2.1.2.2 Prélèvement des Ectoparasites après l'application d'un insecticide.....	90

2.1.2.3 Prélèvement des Ectoparasites par l'utilisation d'Ether.....	90
2.1.2.4 Prélèvement des Acariens du Calamus.....	93
2.1.2.5 Prélèvement des Acariens provoquant la gale.....	93
2.1.2.6 Prélèvement des Tiques.....	94
2.1.2.7 Fixation et comptage des Ectoparasites.....	94
2.1.2.8 Montage des Ectoparasites.....	94
2.1.3 Étude des Hémoparasites.....	96
2.1.3.1 Prélèvement du sang.....	96
2.1.3.2 Préparation des frottis et leur fixation.....	97
2.1.3.3 Coloration et observation.....	97
2.2 Dessin, photographie et identification.....	99
2.3 Étalonnage du microscope.....	100
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSIONS.....	102
I. ETUDE DE L'HÔTE.....	103
1. Répartition de l'hôte par région, par sexe, par mois et par saisons.....	103
2. Etude des variations phénotypiques de l'hôte.....	104
2.1 Couleurs et aspects du plumage.....	104
2.2 Aspects de la crête	106
2.3 Couleurs et aspects des pattes.....	107
3. Répartition de l'hôte selon un intervalle de poids.....	109
4. Description de l'état général des poulets.....	110
II. ETUDE DES PARASITES.....	112
1. Etude descriptive.....	112
1.1 Ectoparasites.....	112
1.1.1 Insectes.....	112
1.1.2 Acariens.....	122
1.2 Hémoparasites.....	130
2. Etude Analytique.....	132
2.1 Ectoparasites.....	132
2.1.1 Insectes.....	132
2.1.1.1 Abondance moyenne et prévalence de chaque espèce de Mallophages.....	132
2.1.1.2 Abondance moyenne (Am) des Mallophages par mois et par saisons.....	134
2.1.1.3 Prévalence (P) des Mallophages par mois et par saisons.....	136
2.1.2 Acariens.....	138
2.1.2.1 Abondance moyenne et prévalence de chaque espèce d'Acariens.....	138
2.1.2.2 Abondance moyenne des Acariens par mois et par saisons.....	139
2.1.2.3 Prévalence des Acariens par mois et par saisons.....	140
2.2 Hémoparasites.....	145
2.2.1 Prévalence de chaque genre d'Hémoparasites.....	145
2.2.2 Prévalence des Hémoparasites par mois et par saisons.....	146
Conclusion.....	151
Références bibliographiques.....	153
Annexes.....	172

Résumé :

L'élevage du poulet local 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. L'Ectoparasitisme et la Parasitémie, évalués au cours de notre étude, constituent l'un des obstacles qui empêche l'aviculture traditionnelle d'avoir une place économique importante.

Cette étude s'est déroulée de Novembre 2010 à Octobre 2011 et concerne 72 poulets collectés de façon aléatoire dans différentes fermes de la région d'Oran dont le mode d'élevage est extensif.

Le but de ce travail, réalisé au niveau du laboratoire de parasitologie pour la première fois à Oran, est de déterminer les caractéristiques de l'hôte (*G.gallus domesticus*, L), d'effectuer un inventaire des différentes espèces d'Ectoparasites et d'Hémoparasites et de déterminer l'abondance moyenne et la prévalence de ces parasites par mois et par saisons.

La récolte des **Ectoparasites** est réalisée selon trois méthodes : par congélation, à l'aide d'un insecticide, par l'utilisation d'Ether. D'autres méthodes sont appliquées spécifiquement aux Acariens tels que le prélèvement direct des Tiques à l'aide d'une pince, le prélèvement par raclage des pattes et du corps et par scission ou digestion du Calamus. La fixation des échantillons est réalisée dans l'Ethanol 70° et le montage est effectué dans le baume de Canada ou dans la gélatine à base de cristaux de Phénol.

Le prélèvement des **Hémoparasites** est obtenu à partir du sang prélevé au niveau du cœur ou d'une veine de l'aile et le frottis obtenu est fixé dans le méthanol et coloré au GIEMSA.

Au cours de notre analyse, huit espèces de Mallophages, sept espèces d'Acariens et trois genres d'Hémoparasites ont été identifiés. Tous les poulets sont infestés par au moins l'un des groupes de parasites identifiés Ectoparasites et/ou Hémoparasites.

L'étude statistique des résultats obtenus par le test de Kruskal-wallis, appliqué sur plusieurs espèces d'Ectoparasites (Mallophages ou Acariens) par mois et par saisons, révèle une différence non significative de l'abondance moyenne et de la prévalence. Par contre, concernant l'analyse de l'abondance moyenne et/ou de la prévalence pour une des espèces de Mallophages et d'Acariens sur plusieurs mois, révèle une différence significative.

La prévalence mensuelle et saisonnière des Hémoparasites est également non significative.

La présence permanente de ces parasites du poulet, liée au mode traditionnel de l'élevage pratiqué dans la région d'Oran, nécessite la mise en œuvre de mesures de lutte associant des traitements antiparasitaires des oiseaux à l'amélioration de l'hygiène de l'habitat et à la qualité de l'alimentation.

Mots clés : Aviculture, Poulet domestique, Ectoparasites, Hémoparasites, région d'Oran.

Summary:

The local chicken farming is an important source of animal protein and the fight against poverty in many African countries. However, it is subject to many problems that reduce its productivity. The Ectoparasitism and Parasitemia, evaluated during our study, is one of the obstacles preventing the traditional poultry have an important place economic.

This study was conducted from November 2010 to October 2011 for 72 chickens collected randomly from different farms in the Oran region whose mode of farming is extensive.

The purpose of this work, carried out at the parasitology laboratory for the first time in Oran, is to determine the characteristics of the host (*G.gallus domesticus*, L), conduct an inventory of the different species of Ectoparasites and blood parasites and to determine the mean abundance and prevalence of these parasites by month and season.

Ectoparasites harvesting is carried out by three ways: by freezing, using an insecticide, with the use of ether. Other methods are applied specifically to mites such as direct removal of ticks using a clamp removal, by scraping the legs and body and by split or digestion of Calamus. Fixation of samples is carried out in 70 ° ethanol and mounting is done in Canada balsam or gelatin-based Phenol crystals.

The collection of blood parasites was obtained from blood collected at heart or a wing vein and smears obtained was fixed in methanol and stained with GIEMSA.

In our analysis, eight species of Mallophaga, seven species of mites three genera of blood parasites have been identified. All chickens are infected with at least one of the groups parasites identified: Ectoparasites and / or blood parasites.

The statistical results obtained by the Kruskall-Wallis test, applied to several species of Ectoparasites (Mallophaga or mites) per month and seasons, reveals no significant difference in mean abundance and prevalence. However, concerning the analysis of mean abundance and/or the prevalence for a species of Mallophaga and mites over several months shows a significant difference.

Monthly and seasonal prevalence of blood parasites is also not significant.

The permanent presence of these parasites chicken, linked to traditional mode of farming practiced in the region of Oran requires the implementation of control measures involving antiparasitic treatments of birds to improve the hygiene of the habitat and food quality.

Keywords: Aviculture, Domestic chicken, Ectoparasites, blood parasites, region of Oran.

المخلص:

تعتبر تربية الدجاج المحلي مصدرا مهما للبروتينات الحيوانية و للقضاء على الفقر في العديد من البلدان الإفريقية , غير أن هذا الدجاج معرض للعديد من المشاكل التي تخفض إنتاجه . يعتبر التطفل الخارجي و الداخلي اللذان تم تقييمهما خلال دراستنا, إحدى العوائق التي لا تسمح لتربية الدواجن التقليدية أن تحتل مكانة اقتصادية مرموقة. تمت هذه الدراسة من نوفمبر 2010 إلى أكتوبر 2011 و تخص 72 دجاج منتقى بطريقة عشوائية على مستوى عدة مزارع في مقاطعة وهران حيث كان نمط التربية حر أي بدائي. الهدف من هذا العمل المحقق لأول مرة في م خبر الطفيليات بولاية وهران هو تحديد خصائص الحيوان المضيف (*G.gallus domesticus*, L), إح صاء لمختلف سلالات الطفيليات الخارجية و طفيليات الدم وكذلك تحديد ال وفرة المتوسطة ونسبة انتشار هذه الطفيليات بدلالة الشهر و الموسم. النقاط الطفيليات الخارجية تم وفقاً لثلاثة طرق : بالتجميد, باستعمال مبيدات الحشرات أو باستعمال الإثير. بينما طبقت طرق أخرى خصيصا للعث مثل الالتقاط المباشر للقراد بواسطة ملقط أوبكشط الساقين و الجسم أو بشق أو هضم قاعدة الريش .تم تثبيت العينات بواسطة الإيثانول 70° و المستحضر يحفظ في بلسم كندا أو الجيلاتين التي تحتوي على بلورات الفينول. تم التقاط طفيليات الدم باستخلاص هذا الأخير من القلب أو من وريد الجناح و المسحة الدموية تم تثبيتها بواسطة الميتانول و تلوينها بال *GIEMSA*.

خلال عملية التحليل تم التعرف على ثمانية سلالات المالفاج, سبعة سلالات العث و ثلاثة أنواع من طفيليات الدم. كل الدجاج مصاب بإحدى الطفيليات المدروسة (طفيليات خارجية أو طفيليات الدم). الدراسة الإحصائية للنتائج المحصلة عليها معتمدة على اختبار Kruskal-wallis و المطبق على عدة سلالات الطفيليات الخارجية (حشرات و عث) بدلالة الأشهر و المواسم بينت أن هناك فرق مهم ل لوفرة المتوسطة ولنسبة الانتشار.بينما فيما يتعلق بتحليل الوفرة المتوسطة بالنسبة لسلالة واحدة للمالفاج أو العث خلال عدة أشهر, بين أن الفرق كان معتبرا. تحليل نسبة الانتشار الشهري و الموسمي لطفيليات الدم بين فرق مهم.

إن التواجد المستمر للطفيليات عند الدجاج و المرتبط بالنمط التقليدي لتربيته في مقاطعة وهران, يتطلب القضاء على هذه الطفيليات بمعالجة الدواجن من جهة إلى جانب معالجة المسكن و تحسين نوعية الغذاء من جهة أخرى.

مفتاح الكلمات: تربية الدواجن, الدجاج التقليدي, الطفيليات الخارجية, طفيليات الدم.

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Quatre espèces du genre *Gallus*

Figure 2. Morphologie du Coq

Figure 3. Morphologie de la poule

Figure 4. Coupe histologique de la peau d'une région non recouverte de plumes d'une patte de poulet (*Gallus gallus*)

Figure 5. (A) topographie des écailles, (B) régions écailleuses du métatarse et du doigt

Figure 6. Principales plumes de contour de l'aile d'un oiseau

Figure 7. Représentation schématique de la structure des plumes de contour

Figure 8. Représentation schématique d'une plume du duvet et d'une filoplume

Figure 9. Appareil circulatoire du poulet :

Figure 10. Schéma d'un pou Mallophage présentant une vue dorsale et une vue ventrale

Figure 11. Présentation de la tête et l'appareil buccal

Figure 12. Œufs de poux.

Figure 13. Pou du corps du poulet *Menacanthus stramineus* **Nitzsch, 1818**

Figure 14. Masse d'œufs de *Menopon gallinae* **Linnaeus, 1758** observés au niveau des bases des plumes.

Figure 15. *Echidnophaga gallinacea* **Westwood, 1875** (1mm long)

Figure 16. *Ceratophyllus gallinae* **Schrank, 1803** puce commune du poulet (2-3.5 mm long)

Figure 17. Diptères d'importance vétérinaire

Figure 18. Différents stades de développement des Ceratopogonidae.

Figure 19. Cycle du développement des moustiques

Figure 20. Différents stades de développement du genre *Simulium*

Figure 21. *Pseudolynchia canariensis* **Macquart, 1840** adulte

Figure 22. Morphologie d'une Mite

Figure 23. Morphologie d'une Tique

Figure 24. Différents segments de la patte d'une Mite et diverses structures des griffes et de l'empodium

Figure 25. Pièces buccales d'une Tique

Figure 26. Cycle de vie d'une Tique Ixodides

Figure 27. *Argas persicus* **Oken, 1818.**

Figure 28. *Amblyomma americanum* **Linnaeus, 1758**

Figure 29. *Ixodes scapularis* **Say, 1821.**

Figure 30. (a) *K. gallinae*: face dorsal de la femelle ; (b) *C. mutans*, face dorsal de la femelle
(c) déformation de la patte due à l'infestation par *C. mutans*

Figure 31. (a) *L.cysticola*, femelle: vue ventrale; (b) *Epidermoptes spp*, mâle ;
(c) *D. elongatus*, femelle avec œuf embryonné

Figure 32. (a) *P. pachycnemis*, mâle : vue ventrale ; (b) *S. bipectinatus*, vue ventrale

Figure 33. *D. gallinae* **De Geer, 1778**, femelle. Vue dorsale (à gauche),vue ventrale (à droite)

Figure 34. *O. sylviarum* **Canestrini & Fanzago, 1877**, femelle. Vue dorsale (à gauche), vue ventrale (à droite)

Figure 35. *O. bursa* **Berlese, 1888**, femelle. Vue dorsale (à gauche), vue ventrale (à droite)

Figure 36. Stades érythrocytaires de *Plasmodium*

Figure 37. Cycle de *Plasmodium sp* chez les oiseaux,

Figure 38. Stades érythrocytaires d'*Haemoproteus*:

Figure 39. Illustrations de la forme ronde et allongée du gamétocyte de *L. simondi*

Figure 40. Hémoparasites rares

Figure 41. Microphotographies du genre *Trypanosoma*

Figure 42. Carte géographique indiquant la localisation des deux régions d'étude par rapport à Oran ville

Figure 43. Photographies prises à la ferme de Bousfer indiquant le mode d'élevage divagant.

Figure 44. Photographies prises à la ferme d'Es-Sénia indiquant le mode d'élevage extensif.

Figure 45. Etapes de la mise à mort du poulet, et prélèvement du sang du cœur.

Figure 46. Etapes de prélèvement des Ectoparasites après application d'Ether.

Figure 47. Prélèvement des Acariens provoquant la gale par raclage.

Figure 48. Prélèvement direct des Tiques sur la peau du poulet.

Figure 49. Etapes de réalisation d'un frottis sanguin mince et sa coloration.

Figure 50. Les micromètres utilisés pour l'étalonnage microscopique.

Figure 51. Répartition des poulets par régions

Figure 52. Différentes couleurs du plumage.

Figure 53. Différents aspects du plumage.

Figure 54. Différents aspects de la crête.

Figure 55. Différents couleurs et aspects des pattes.

Figure 56. Répartition des poulets par intervalle de poids selon le sexe.

Figure 57. Etat général des poulets

Figure 58. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Menopon gallinae*.

- Figure 59.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Menacanthus cornutus*.
- Figure 60.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Menacanthus pallidulus*.
- Figure 61.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Goniocotes gallinae*.
- Figure 62.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Goniodes gigas*.
- Figure 63.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Goniodes dissimilis*.
- Figure 64.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Lipeurus caponis*.
- Figure 65.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Cuclotogaster heterographus*.
- Figure 66.** Photographie de Diptères prélevés entre les plumes du poulet.
- Figure 67.** Photographie d'insectes non spécifiques au poulet :
- Figure 68.** Aspect morphologique de la larve d'*Argas persicus*.
- Figure 69.** Aspect morphologique de *Dermanyssus gallinae*.
- Figure 70.** Aspect morphologique de *Paralges pachycnemis*.
- Figure 71.** Aspect morphologique de *Syringophilus bipectinatus*.
- Figure 72.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Epidermoptes* sp.
- Figure 73.** Aspect morphologique de *Dermoglyphus elongatus*.
- Figure 74.** Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Cnemidocoptes mutans*.
- Figure 75.** Photographie d'un Acarien libre, *Caloglyphus berlesei*, prélevé sur le poulet.
- Figure 76.** Aspect morphologique de *Plasmodium*, *Haemoproteus* et *Leucocytozoon* sous le microscope optique.
- Figure 77.** Répartition des Mallophages : Abondance moyenne/mois
- Figure 78.** Répartition des Mallophages : Abondance moyenne/saison
- Figure 79.** Répartition des Mallophages : Prévalence/mois
- Figure 80.** Répartition des Mallophages : Prévalence/saisons
- Figure 81.** Répartition des Acariens : Abondance moyenne/mois
- Figure 82.** Répartition des Acariens : Abondance moyenne/saison
- Figure 83.** Répartition des Acariens : Prévalence/mois
- Figure 84.** Répartition des Acariens : Prévalence/saison
- Figure 85.** Répartition des Hémoparasites : Prévalence/mois
- Figure 86.** Répartition des Hémoparasites : Prévalence/saison

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I. Phénotypes des poulets du Nord-Ouest Algérien

Tableau II : Classification des systèmes d'aviculture selon la FAO

Tableau III. Classification des Hémoparasites

Tableau IV. Méthodes de prélèvement du sang à partir d'hôte vivant

Tableau V. Répartition de l'hôte par régions

Tableau VI. Couleurs et Aspects du plumage

Tableau VII. Aspects de la crête

Tableau VIII: Couleurs et aspects des pattes

Tableau IX: Evaluation de l'état général des poulets

Tableau X: Description des espèces Mallophages du poulet domestique.

Tableau XI: Description des espèces Acariens du poulet domestique.

Tableau XII: Description des différents genres d'Hémoparasites du poulet domestique.

Tableau XIII. Abondance, Abondance moyenne et prévalence des Mallophages

Tableau XIV: Abondance, Abondance moyenne et prévalence des Acariens

Tableau XV. Variations météorologiques de l'année 2011 de la région d'Oran

Tableau XVI. Prévalence des genres d'Hémoparasites identifiés

Tableau XVII. Revue des principales données bibliographiques à travers le monde de 1981 à 2012

Introduction

Parallèlement à l'aviculture industrielle commerciale, existe un système d'aviculture à petite échelle, qui est très répandu dans les pays en voie de développement. Ce type de production est appelé production avicole de basse-cour (Halbouche *et al.*, 2009) ou aviculture familiale pratiquée par les communautés locales depuis des générations. Ces communautés sont formées de tous les groupes ethniques et semblent être impliquées dans de petites fermes ou ménages ruraux, dans beaucoup de ménages périurbains et dans quelques ménages urbains et il est probable que ce système continue ainsi dans les années à venir (Guèye, 2005).

L'élevage du poulet traditionnel, est un moyen de fournir un supplément alimentaire sous forme de protéines animales et permet d'avoir des réserves alimentaires pour faire face aux urgences et besoins élémentaires (Halbouche *et al.*, 2009).

Au sein de nombreuses sociétés, la volaille locale joue un rôle socioéconomique indéniable. Cette volaille constitue une des rares opportunités d'épargne, d'investissement et de protection contre la pauvreté (Sonaiya et Swan, 2004) ; elle joue aussi un rôle socio-culturel important en intervenant dans les cérémonies rituelles et comme cadeau lors d'un mariage ou d'un baptême (Fotsa, 2008).

Au niveau des marchés, le poulet local est rare et son prix est plus élevé que celui du poulet industriel. Sa chair rouge, bien que moins tendre (Sarter, 2004 ; Gnakari *et al.*, 2007), est très appréciée par le consommateur (Galal, 2006), tel que le poulet Beldi au Maroc (Sarter, 2004), la poule Bateke au Congo-Brazzaville (Akouango *et al.*, 2004), le Baladi et le Fayoumi en Egypte (Galal, 2006).

En Algérie, la mise en œuvre au début des années 1980 d'un important programme de développement du secteur avicole basé sur l'élevage intensif de souches hybrides a eu pour conséquence, outre l'érosion génétique, une destruction des structures de l'aviculture rurale traditionnelle (Bessadok *et al.*, 2003). La forte dépendance actuelle vis-à-vis de l'importation des souches commerciales du fait de l'absence de production locale du matériel génétique de base accentue ce phénomène (Commission Nationale AnGR, 2003).

D'autre part, l'élevage est conduit par des paysans et autres éleveurs sans qualification, le plus souvent autour des habitations, à l'image de ce qui se pratique dans de nombreux pays africains (Missohou *et al.*, 2002 ; Akouango *et al.*, 2004 ; Hein *et al.*, 2005). Les animaux sont logés soit dans des poulaillers rudimentaires en matériaux locaux, soit dans des cases d'habitation. Les pondoires sont constitués de paille, de copeaux de bois ou de feuilles de végétaux séchées ; il arrive aussi que l'élevage soit tout simplement laissé en divagation (Moula *et al.*, 2009).

Ainsi, seule leur rusticité leur confère un avantage exceptionnel leur permettant de résister à ces conditions d'élevage et de climat difficiles (Halbouche *et al*, 2009).

Dans une étude portant sur l'avenir de la production avicole mondiale, Sheldon (2000) a affirmé que la recherche sur les systèmes d'aviculture à petite échelle devrait être une priorité dans les années à venir pour la communauté scientifique s'occupant d'aviculture.

Selon les statistiques de l'Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture (FAO) cité par Guèye (2005), la population humaine mondiale a été estimée à 6 301,5 millions en 2003 dont 4 971,9 millions (78,9%) vivant dans les pays en voie de développement. Pendant ce temps les statistiques de l'élevage indiquent que les volailles sont les espèces animales de ferme les plus nombreuses. Dans certains pays, l'aviculture familiale, représentée majoritairement par les poulets locaux, constitue approximativement 90% de la production avicole totale (Branckaert et Guèye, 1999). Au Bangladesh, elle représente plus de 80% de la production nationale (Huque, 2002; Nuru, 2002). Au Nigeria, l'aviculture familiale représente approximativement 94% de l'élevage avicole total (Fotsa, 2008). En Ethiopie, la volaille rurale concourt à 99% de la production totale de viande de poulet et d'œufs (Tadelle *et al.*, 2000).

En Algérie, l'élevage avicole est particulièrement dominé par celui des poulets. Selon une enquête nationale, l'OFIAAL (Observatoire des Filières Avicoles d'Algérie, 2001) a recensé 29 316 exploitations de taille moyenne, élevant environ 3 000 têtes de chair par bande et 1500 têtes de poules pondeuses, contre près de 150 000 exploitations de poules domestiques, avec une taille moyenne de 12 têtes/exploitation, soit un effectif total 1 800 000 têtes (Halbouche *et al*, 2009).

L'aviculture traditionnelle ou villageoise déjà marginalisée, se voit confronter à des séries de difficultés qui diminuent sa productivité déjà faible : financement et exploitation insuffisants, éleveurs sans qualification, visites vétérinaires irrégulières...

Les pathologies sont souvent citées comme étant la cause de mortalité élevée et de productivité faible (Bonfoh, 1997).

Si l'on s'accorde à incriminer les maladies infectieuses dont la maîtrise reste difficile pour les services vétérinaires nationaux, il ne faut pas perdre de vue l'importance des pathologies parasitaires et un encadrement quasi nul des éleveurs qui crée un environnement favorable au parasitisme (Bonfoh, 1997).

Au vu de l'ensemble de ces constatations, il nous a paru intéressant d'évaluer l'un des aspects pathologique de l'aviculture locale dans la région d'Oran avec l'identification des parasites incriminés et plus précisément les Ectoparasites et les Hémoparasites.

Le but de ce travail, est de :

- déterminer les caractéristiques de l'hôte (*G.gallus domesticus*, L).
- effectuer un inventaire des différentes espèces d'Ectoparasites et d'Hémoparasites,
- déterminer l'abondance moyenne et la prévalence de ces parasites par mois et par saisons.
- préciser la relation existant entre ces deux groupes de parasites.

Notre étude est subdivisée en trois parties distinctes. La première partie est consacrée à l'étude bibliographique où des généralités sur le poulet et une description des Ectoparasites et des Hémoparasites sont détaillées ; la deuxième, représentée par matériel et méthodes, dans laquelle les différentes techniques employées au laboratoire sont décrites. La troisième partie rapporte les résultats obtenus, leur analyse et leur discussion.

CHAPITRE I :
Etude
Bibliographique

I. GÉNÉRALITÉS SUR LE POULET

1. Phylogénie et élevage du poulet

1.1 Origine et domestication

D'après Coquerelle (2000), cité par Fotsa (2008), il y a plus d'un million d'années, le genre *Gallus* formait probablement une seule population qui occupait le continent eurasien mais les périodes de glaciation ont divisé ce genre en trois groupes: le groupe méditerranéen ou moyen-oriental, le groupe indien et celui de l'Asie de l'Est. Quatre espèces sont actuellement reconnues (fig. 1):

- *Gallus varius*: caractérisé par son plumage verdâtre, il se localise le long de la côte de Java.
- *G. sonnerati*: il présente un plumage gris argenté sur une partie du corps et des plumes cornées au camail. Il est répandu dans les forêts du Sud-ouest du Continent Indien.
- *G. lafayetti*: il présente un plumage brun clair orangé au niveau de la poitrine avec une tache violette en haut du cou et une tache jaune sur la crête. Il est rencontré dans la zone boisée en Ceylan.
- *G. gallus* ou *G. bankiva* (coq rouge de jungle) : c'est l'espèce la plus répandue actuellement. Elle se divise en cinq sous-espèces:
 - G. g. gallus* : présentant des oreillons blancs, il est répandu en Thaïlande ;
 - G. g. spadiceus* : répandu au Myanmar et en Chine. Il présente des oreillons rouges ;
 - G. g. jabouillei* : répandu au sud de la Chine et au Vietnam. Il présente des oreillons blancs et des plumes plus rouge que doré ;
 - G. g. murghi* : il est répandu en Inde et il présente des oreillons blancs ;
 - G. g. bankiva* : répandu dans l'Île de Java, il présente des oreillons rouges et les plumes du camail et de la selle sont plus arrondies à leur extrémité (Fotsa, 2008).

La plupart des auteurs et parmi eux DARWIN pensent que *Gallus gallus* (*G.bankiva*) serait l'ancêtre du poulet domestique nommé *Gallus gallus domesticus*, **Linnaeus 1758** (Diop, 1982), puisque leur croisement donnait des individus fertiles qui se ressemblaient par le chant et le plumage. Son expansion s'est produite de l'Est à l'Ouest et a fini par conquérir tous les continents (Fotsa, 2008).

Des données récentes en génétique moléculaire soutiennent l'hypothèse de l'origine polyphylétique du poulet domestique, impliquant trois sous-espèces : *Gallus gallus gallus*, *Gallus gallus jabouillei* et *Gallus gallus spadiceus* (Fotsa, 2008).

En conclusion, les poulets présents en Afrique ont des origines indiennes, favorisées par les échanges commerciaux entre l'Inde et l'Afrique de l'Est (Fotsa, 2008).



Gallus varius (Coquerelle, 2000)



Gallus sonneratii (Coquerelle, 2000)



Gallus lafayetti (Coquerelle, 2000)



Gallus gallus bankiva (Coquerelle, 2000)

Figure 1. Quatre espèces du genre Gallus (Coquerelle, 2000)

1.2 Systématique de *Gallus gallus domesticus*, **Linnaeus 1758**

La systématique du poulet domestique selon Singhapol (2003):

Règne : Animal, Sous-règne : Métazoaires

Embranchement : Chordés, Sous-embranchement : Vertébrés

Classe : oiseaux

Ordre : Galliformes

Famille : Phasianidés

Genre : *Gallus*

Espèce : *Gallus gallus domesticus*, **Linnaeus 1758**

1.3 Différentes races de poulets

Les ressources génétiques sont à la base de la diversité des races du poulet dont les hommes font usage par la domestication et la sélection.

C'est également le résultat de plusieurs années d'expérimentation conduite par des spécialistes du domaine pour répondre aux nécessités alimentaires, sanitaires, économiques...couvrant les besoins des sociétés actuelles. L'idée de ressources génétiques a émergé progressivement au cours du siècle passé grâce au développement des connaissances biologiques (génétique mendélienne, quantitative, des populations, moléculaire ...) et des techniques de pratiques (marquages moléculaires et séquençage...).

En 1990, une base de données FAO nommée *Global Databank for Farm Animal Genetic Resources* a été créée à partir de la base de données de la Fédération Européenne de Zootechnie (FEZ) mis en place en 1988. Celle de la FAO prend en compte les différentes espèces domestiques utilisées dans le monde pour l'agriculture et l'alimentation (Fotsa, 2008).

Dans le monde entier, il existe plus de 300 races de poulets domestiques (*Gallus gallus domesticus*) (Van Eekeren *et al*, 2006).

Les groupes de poulets forment des races pures, des populations africaines, des races standardisées, des lignées sélectionnées et des individus résultants d'une consanguinité.

1.3.1 Races pures

Lorsqu'une population de poulet possède les mêmes caractères héréditaires tels que le poids, la forme, la couleur, sur plusieurs générations successives, on dit qu'elle forme une race pure. Ces races sont originaires de régions spécifiques, mais beaucoup d'entre elles ont été répandues dans le monde entier (De Pury, 1968).

1.3.1.1 Races d'origine méditerranéenne

La leghorn : cette race est légère, la poule pèse environ 1,5 kg et le coq 2,5 kg. Le plumage est blanc, les pattes et la peau sont jaunes, la crête est simple, bien développée et penchée sur le côté. De toutes les races, la poule leghorn est la meilleure pondeuse. Elle pond 300 œufs très blancs par an (De Pury, 1968), elle supporte bien les fortes chaleurs ou l'humidité mais ne couve pas ses œufs (Bindoula, 1989). Elle n'est pas appréciée par les éleveurs traditionnels en raison de sa petite taille (Diop, 1982).

1.3.1.2 Races d'origine française

La Bresse : cette race est de poids moyen, la poule pèse 2 kg et le coq 3 kg, le plumage est blanc et les pattes sont bleues, à squelette très fin. Ces poulets sont réputés pour la qualité de leur chair (De Pury, 1968).

La Marrons : cette race se distingue par deux variétés : l'une blanche, l'autre coucou. Elle pond des œufs roux très foncés à raison de 200 œufs par an (De Pury, 1968).

La Bleue de Hollande : cette race se caractérise par un plumage noir barré de blanc et les mâles sont, dès la naissance, plus clairs que les femelles. C'est une race mixte, réputée pour sa grande rusticité aux conditions de l'élevage familial (Bindoula, 1989). La poule pond 200 petits œufs par an (De Pury, 1968).

1.3.1.3 Races d'origine américaine

La Rhode Island Red et la New Hampshire : ceux sont deux races très voisines. Elles se caractérisent par un plumage roux foncé, des pattes et peau jaunes ; leurs poids moyen est de 2,5 kg pour la poule et de 3,5 kg pour le coq, la crête est droite et simple. Les poules pondent 230 œufs de couleur brun clair ou roux par an. Ces races sont appréciées pour leur chair. Elles sont rustiques. La Rhode, compte tenu de son adaptation aux conditions climatiques d'Afrique elle constitue la race de choix pour l'amélioration des basses-cours familiales.

La Wyandotte : elle se caractérise par un plumage blanc, des pattes et peau jaunes avec une crête rose aplatie sur la tête. Elle s'adapte bien en Afrique équatoriale (De Pury, 1968) et au climat humide des régions côtières (Diop, 1982). Elle pond régulièrement près de 220 œufs blancs ou légèrement colorés par an (De Pury, 1968).

La Plymouth Rock : cette race présente deux variétés. L'une barrée comme la Bleue de Hollande, c'est une bonne pondeuse qui s'acclimate bien en Afrique. L'autre variété est blanche et a été sélectionnée et multipliée surtout en vue de la production de chair (De Pury, 1968).

1.3.1.4 Races d'origine anglaise

La Sussex : est une race mi-lourde, la poule pèse 2,5 kg et le coq 4 kg (De Pury, 1968). Ses plumes sont blanches avec camail et queue noirs, les pattes et la peau sont blanches (Diop, 1982). Cette race fournit un excellent poulet de chair, mais pond moins d'œufs. Elle est plus résistante aux maladies que la Rhode et la Bleue de Hollande (De Pury, 1968).

La Cornish : c'est une race anglaise, améliorée aux Etats-Unis. Son plumage est entièrement blanc, ses pattes et sa peau sont jaunes, le poids du coq est de 3 à 4 kg. La poule n'est pas une bonne pondeuse (De Pury, 1968).

L'Australorp : c'est une race obtenue en Australie à partir de l'Orpington noire anglaise. Elle est mixte exploitée pour la production des œufs et la chair (De Pury, 1968).

1.3.2 Population africaine

La notion de race au sens zootechnique du terme n'existe pas en Afrique. Le cheptel traditionnel est constitué d'individus très diversifiés (Iyawa, 1988), ayant une origine sauvage et résultant de l'accumulation de mutations à effet visible mais aussi de la migration et le système d'accouplement (Fotsa, 2008). On qualifie de poulet local, « le poulet africain » (Iyawa, 1988). Les poulets sont de petite taille : 1kg, rarement 2 Kg chez le mâle et 700 à 800g rarement 1 Kg chez la femelle (Iyawa, 1988), leur croissance est lente, leur ponte est tardive et faible. Ces volailles présentent un plumage de couleurs diversifiés (De Pury, 1968).

Le poulet Africain est d'un avantage mixte. Malgré son faible rendement, ce poulet est très apprécié en élevage traditionnel à cause de sa très grande rusticité qui lui offre une meilleure adaptation aux différentes conditions du milieu et une bonne résistance aux maladies habituellement rencontrées chez les races améliorées (Iyawa, 1988).

1.3.3 Race standardisée

L'aspect morphologique dans ce cas dépend de ce que désire un ensemble d'éleveurs qui forment une association raciale et qui sont soutenus légalement. Cette race est caractérisée par une migration limitée et peut être sujette à des variations génétiques non souhaitées ; pour cela la sélection des reproducteurs aux caractères morphologiques désirés est contrôlée par des gènes à effets majeurs (morphologie, couleur, etc...) (Fotsa, 2008).

1.3.4 Lignée sélectionnée et consanguinité

Elle est obtenue à partir d'un croisement entre les individus d'une même race ou d'un mélange de races connues pour leurs performances dans la production de la chair ou/et d'œufs (Fotsa, 2008).

Par exemple le croisement entre Rhode et Sussex pour une production mixte (De Pury, 1968). Le choix des races repose sur la génétique quantitative, leur gestion fait appel à des paramètres économiques et le système de production est souvent intensif. Des problèmes génétiques peuvent survenir à long terme à cause de la réduction de la variabilité génétique due à l'augmentation de la consanguinité favorisée par cette sélection (Fotsa, 2008).

1.4 Caractéristiques phénotypiques des populations avicoles locales

Dans les quatre régions du Nord-Ouest algérien tel que : Sidi Ali, Oued Rhiau, Tiaret et Mostaganem, 19 phénotypes du poulet local ont été identifiés (Tableau I). Ces phénotypes sont représentés par un certain nombre de caractères à savoir :

- La forme de la crête qui est soit simple ou frisée, soit peu développée, moyenne ou large, voire débordante ou en forme de S (Halbouche *et al.*, 2009).
- Les phénotypes liés à l'emplument sont : « plumage normal », « cou nu », « frisé », « huppé » et « tarses emplumés ». Quoique, ces phénotypes particuliers, sont de fréquence faible, comparés au phénotype dominant « plumage normal » (Halbouche *et al.*, 2009). Un seul animal « cou nu » a été observé (Halbouche *et al.*, 2009), mais Zidane (2003) et Benhammouda (1998) ont trouvé des spécimens dans les régions de Chlef et de Tiaret. Cela confirment la présence de caractères phénotypiques particuliers au sein des élevages fermiers, suite aux études réalisées dans d'autres pays africains et méditerranéens (Agbede *et al.*, 1995 ; Missohu *et al.*, 1998 ; Mallia, 1998).
- La couleur du plumage dépend des gènes à effets visibles dont les interactions diverses donnent un chromatisme très variable (Coquerelle 2000) et offre aux poulets une place socio-culturelle et rituelle importante au sein des communautés traditionnelles (Ngoupayou, 1990). Les couleurs de ces plumages sont très diversifiées, représentées essentiellement par une couleur brune marron, marron clair, rouge brun foncé, noir dominant, blanc dominant, doré et argenté, ou herminé, caillouté, porcelaine, mille-fleurs, sinon gris dominant, jaune-beige et orange (Halbouche *et al.*, 2009).

Tableau I. Phénotypes des poulets du Nord-Ouest Algérien (Halbouche *et al.*, 2009).

Phénotype	Régions*
Mazlout « Cou nu »	M.O.S.C.T
Koubia « Huppée »	M.O.S.C.T
Bayda ou Herrouria « poule blanche »	M.O.S.C.T
Djadja el Kahla « poule noire »	M.O.S.C.T
Ragta « poule sans queue »	M.O.S.C.T
Nouar el foul « tacheté blanc et noir »	M.O.S.C.T
Mbarbcha	M.O.S.C.T
El hmamia « poule naine »	M.O.S
M'chaouka « poule frisée »	O.C.T
Dridri	S.C.T
Mchemel	M.C.T
M'serouel « pattesemplumées »	S.C.T
Djelbaniya	M.O
Dordria	O
Mdeheb « doré »	M
Tchiniya « orangé »	M
Ragba el hamra « cou marron »	M
Kahwiya « marron »	M
Hamra « rouge »	M

* : Zones où le phénotype a été rencontré : M=Mostaganem ; O=Oued Rhiau ; S=Sidi Ali ; C=Chlef ; T=Tiaret

1.5 Evaluation de la situation avicole en Algérie

Selon les statistiques de l'Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture, la population humaine mondiale a été estimée à 6301,5 millions en 2003 dont 4 971,9 millions (78,9%) vivant dans les pays en voie de développement (Fotsa, 2008).

En Algérie, de 1962 à 1970, l'aviculture était fermière sans organisation particulière, avec un faible apport dans la ration alimentaire.

- Une première enquête effectuée entre 1966-1967 a révélé que l'apport en protéines animales était estimé à 7,8g/jour.
- La seconde enquête effectuée entre 1979-1980 a révélé que cette ration alimentaire est passée à 13,40g/jour, valeur qui se rapproche des recommandations de la FAO/OMS fixée à 16g/jour. Cette évolution est en rapport avec le développement de l'aviculture par la mise en place de l'aviculture industrielle (Fenardji, 1990).
- Entre 1980 et 1990 le secteur avicole industriel a subi un développement très important qui a multiplié par 3 la production en viande blanche et par 9 la production d'œufs, ainsi la ration en protéines animales est passée à 20g/jour en 1990 soit une hausse de 43%.
- A partir de 1990 ce taux est passé à 6% entre 1990 et 1994 contre 43% entre 1985 et 1990 concernant la production de la viande blanche et de 17% contre 57% concernant la production des œufs, pour la même période, à cause de la levée du monopole étatique sur les importations et l'instauration de la vérité des prix (Abbas, 1996).

- Ces dernières années la production avicole a connu une chute importante de l'ordre de 40% ceci est dû à la hausse des cours de l'aliment destiné à l'alimentation du cheptel avicole sur les marchés internationaux ce qui influe négativement sur la production avicole et donc la flambée des prix du poulet.

La production actuelle de la filière avicole varie entre 340.000 à 400.000 tonnes par an, soit une moyenne annuelle de 10 à 11 kg/habitant. La filière produit aussi 5 milliards d'œufs par an, soit une moyenne annuelle de 150 œufs par habitant (journal : Carrefour d'Algérie du 15/08/2010).

1.6 Différents types d'élevage

Selon la classification de la FAO, il existe 4 systèmes de production avicole qui sont résumés dans le tableau II.

Secteur 1 : Industriel et intégré

C'est un système à haut niveau de biosécurité, dont les produits avicoles sont exportés et écoulés localement. Les poulets sont élevés dans un système fermé sans aucun contact avec d'autres types de volaille et qui sont soumis à un contrôle sanitaire régulier par un vétérinaire présent en permanence. Ce secteur exige un fond bancaire balaise.

En Algérie, il y a absence d'un véritable système industriel intégré de production avicole, qui reste encore en projet selon le programme quinquennal 2010-2014, son deuxième volet intitulé : le renouveau rural, vise de façon prioritaire les zones où les conditions de production aviaire sont les plus difficiles : montagnes, steppes, Sahara (MADR, 2010).

Secteur 2 : Système de production avicole de type commercial à biosécurité modérée

Ce système est le plus pratiqué dans l'aviculture dite moderne, avec objectif commercial. Il utilise des techniques d'élevage moderne (Santé, Alimentation, hygiène, Habitat, Souches sélectionnées, etc.) orientées soit vers la production d'œufs ou du poulet de chair. Dans ce secteur, l'élevage se déroule dans un bâtiment avicole fermé en matériel durable, avec respect des normes de densité, d'hygiène et de prophylaxie et l'utilisation d'aliments produits ou achetés auprès de provendeurs (maïs, farines de poissons, sels minéraux,.... et adjuvants alimentaires importés). La gestion de ce secteur repose sur des principes rigoureux de commercialisation et de marketing.

Aussi, l'exploitation de souches de poulets en fonction du type d'élevage (œufs, chair) et l'approvisionnement en matériel génétique par l'utilisation des poussins d'un jour se fait par le biais de l'importation dans ce secteur (Traore, 2006).

Secteur 3 : Système de production avicole de type commercial à biosécurité faible

Le système 3 de la FAO représente une forme d'évolution de l'aviculture villageoise améliorée mais pratiquée en zone périurbaine avec des objectifs commerciaux plus affirmés. L'éleveur choisit des souches commerciales destinées pour la ponte mais avec de petits effectifs de 200 à 500 pondeuses. Par ailleurs, les mêmes règles que celles observées dans le secteur 2 sont appliquées mais de façon moins rigoureuse, d'où une biosécurité faible.

Secteur 4 : Aviculture villageoise ou dite de basse-cour

Encore appelée aviculture familiale, elle est pratiquée d'une façon très extensive et avec peu ou pas d'investissement par les éleveurs des villes et des campagnes. C'est un élevage qui implique un effectif très réduit, exclusivement mixte de différentes espèces de volaille avec prédominance poulet.

Deux sous-types d'aviculture villageoise sont observés en fonction des niveaux d'amélioration : Aviculture traditionnelle et Aviculture villageoise améliorée (Traore, 2006).

- Aviculture traditionnelle : dans ce type d'élevage aucune forme d'amélioration n'est appliquée, il connaît des pertes très importantes dues aux maladies et aux prédateurs car les oiseaux ne sont pas protégés dans des abris et ne reçoivent aucun suivi et soin vétérinaires. La pratique de la complémentation alimentaire est occasionnelle, les oiseaux doivent couvrir leur besoin à travers la divagation. En conséquence la productivité est très faible : 50-80 œufs /an, destinés essentiellement pour la reproduction tandis que les adultes dont le poids ne dépasse pas 1Kg sont autoconsommés ou vendus occasionnellement.

- Aviculture villageoise améliorée : elle représente une importante source de revenus et de lutte contre la pauvreté en milieu rural.

Elle diffère de l'aviculture traditionnelle par son caractère économique plus affirmé grâce à l'introduction d'un certain nombre d'améliorations à savoir :

- l'amélioration de l'habitat ;
- la complémentation alimentaire de la volaille (surtout des poussins);
- application d'un programme élémentaire d'hygiène et de prophylaxie médicale (vaccination contre la maladie de Newcastle et déparasitage externe et interne) ;
- l'amélioration génétique par voie de croisement (par utilisation de coqs améliorateurs).

Dans ce type d'élevage le taux de survie est plus important que le précédent, les quantités et qualités d'œufs sont favorables à une exploitation marchande, et le poids du poulet est de 1,5 à 2,5 Kg (Traore, 2006).

Tableau II : Classification des systèmes d'aviculture selon la FAO (Kone et Danho, 2008).

Secteurs (FAO/définition)	Système d'aviculture			
	Industriel et intégré	Commercial		Villageois et de basse-cour
		Biosécurité	Biosécurité	
		Modérée	faible	
	Secteur 1	Secteur 2	Secteur 3	Secteur 4
-Niveau de biosécurité	-Elevé	-Moyen à élevé	-Bas	-Bas
-Débouchés commerciaux	-Exportation et urbains	-Urbains/ruraux	-Urbains/ruraux	-Urbains/ruraux
-Dépendance des intrants au marché.	-Elevé	-Elevé	-Elevé	-Faible
-Dépendance aux bonnes routes	-Elevé	-Elevé	-Elevé	-Faible
-Implantation	-Dans la périphérie des capitales et des grandes villes	-Dans la périphérie des capitales et des grandes villes	-Villes plus petites et zones rurales	-Partout, essentiellement dans des zones éloignées ou enclavées
-Volailles élevées	-Confinement	-Confinement	-Claustration au sol/semi-confinement	-Essentiellement en plein air
-Bâtiment/abri	-Fermé	-Fermé	-Fermé/ouvert	-Ouvert
-Contact avec d'autres poulets	-Aucun	-Aucun	-Oui	-Oui
-Contact avec d'autres canards	-Aucun	-Aucun	-Oui	-Oui
-Contact avec d'autres volailles domestiques	-Aucun	-Aucun	-Oui	-Oui
-Contact avec la faune sauvage	-Aucun	-Aucun	-Oui	-Oui
-Soins et conseils vétérinaires	-Possède son propre vétérinaire	-Paie pour le service	-Paie pour le service	-Irréguliers, dépendent des services vétérinaires publics
-Approvisionnement en médicaments et vaccins	-Marché	-Marché	-Marché	-Gouvernement et marché
-Sources d'informations techniques	-Multinationales et ses succursales	-Vendeurs d'intrants	-Vendeurs d'intrants	-Services publics de vulgarisation
-Sources de financement	-Banques et fonds propres	-Banques et fonds propres	-Banques et canaux privés	-Fonds propres, programmes d'assistance et banques
-Races de volailles	-Améliorées	-Améliorées	-Améliorées	-Locales ou indigènes
-Niveau de sécurité alimentaire des éleveurs	-Elevé	-Bon	-Bon	-Bon à faible

2. Etude descriptive du poulet

2.1 Morphologie externe

Les Galliformes sont des omnivores à l'allure massive. Ils présentent un dimorphisme sexuel souvent assez marqué, ainsi il est assez facile de faire la différence entre un coq et une poule (Fournier, 2005) (fig. 2 et 3). Le corps du coq est plus long, large et robuste par rapport à celui de la poule plus fin et porté plus bas (Gaidy, 1999).

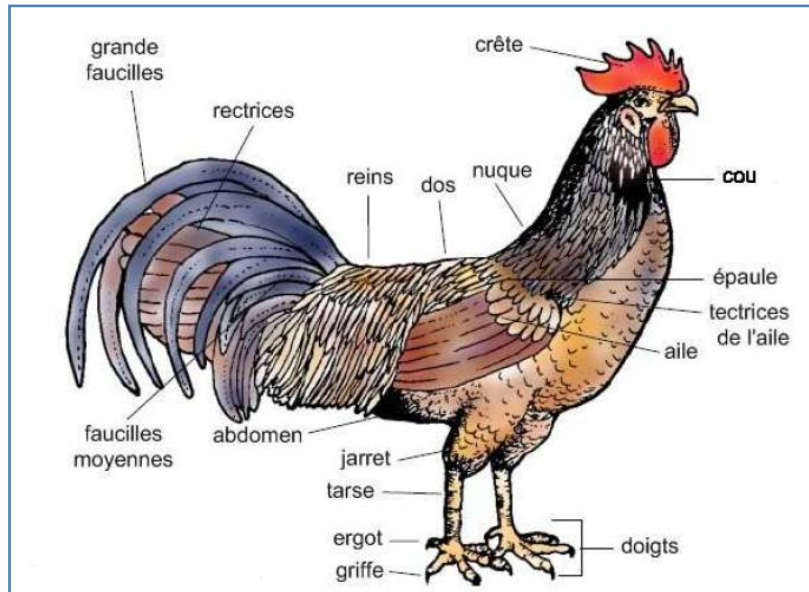


Figure 2. Morphologie du Coq (Fettah, 2008)

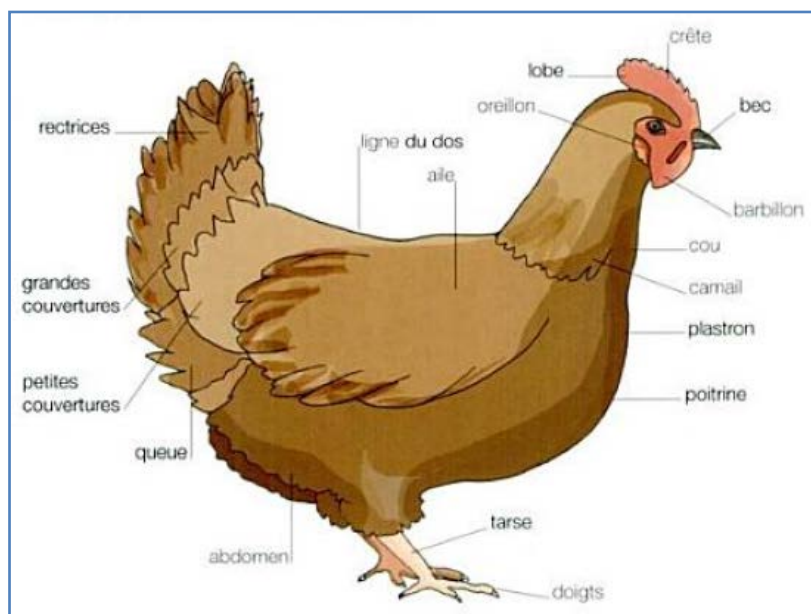


Figure 3. Morphologie de la poule (Fournier, 2005).

Le squelette est constitué de deux types d'os : les uns sont plats, long et spongieux ; les autres sont creux et remplis d'air. Le sternum, très développé, présente une saillie appelée bréchet. Les os du bassin sont soudés à la colonne vertébrale (Fournier, 2005).

La tête est surmontée d'une crête dont la taille et la forme sont variables ; elle est plus développée chez le mâle que chez la femelle (Fournier, 2005).

Le bec, composé de deux mandibules, il est large, puissant chez le coq par rapport à celui de la poule (Fournier, 2005).

Les barbillons, masses fines et charnues qui retombent de chaque côté du bec en se plissant légèrement ; ils sont rouges, brillants chez le mâle et arrondis et moins développés chez la femelle (Gaidy, 1999).

Les ailes sont munies de trois doigts et recouvertes par trois types de plumes.

Les membres postérieurs possèdent quatre doigts. Ils sont robustes chez le mâle et fins chez la femelle (Fournier, 2005).

La queue est un organe d'équilibre et de direction en vol ce qui est de moindre importance chez le poulet, elle est munie de deux types de plumes : les rectrices, au nombre de quatorze, et les plumes de couverture, qui se subdivisent en plusieurs catégories en fonction de leur taille (Fournier, 2005).

2.2 Histologie de la peau

Le tégument des oiseaux est fragile (Stettenheim, 1972; Bauck *et al.*, 1997; Nett et Tully, 2003). Il est constitué d'un épiderme mince et d'un derme épais (fig.4) associé à l'hypoderme. Généralement, la peau est peu adhérente aux muscles sous-jacents par la présence de chambres remplies d'air, communiquant directement avec les sacs aériens (Marshall, 1960).

Toutefois, les territoires cutanés recouvrant la tête, le sternum, les extrémités des ailes et des pattes sont très adhérents aux structures squelettiques sous-jacentes (Cooper et Harisson, 1994).

2.2.1 Structure histologique de l'épiderme

L'épiderme des oiseaux, est un épithélium pluristratifié kératinisé. On y distingue deux assises cellulaires (Lucas et Stettenheim, 1972; Lucas, 1979; Nickel *et al.*, 1977; Spearman et Hardy, 1985; Levine, 1987 ; Pass, 1995):

- une couche externe : la couche cornée constituée de cellules mortes, kératinisées **anucléées**, aplaties et organisées en feuillets.

- une couche profonde constituée de cellules vivantes qui peut être divisée en 3 couches cellulaires: la couche basale, la couche intermédiaire et la couche transitionnelle.

2.2.1.1 Régions cutanées écailleuses du métatarse.

Selon Cane et Spearman (1967), la structure des écailles du tarse chez les oiseaux est homologue à celle des écailles des Reptiles et de la queue des mammifères.

Lucas et Stettenheim (1972) décrivent 4 types d'écailles chez la volaille (fig.5A et B):

- les *scuta* sont les écailles de grande taille, généralement présentes sur la partie dorsale du métatarse et des doigts. La majorité de ces écailles présente une forme hexagonale.
- les *scutella* sont les écailles de taille moyenne, observées dans les régions plantaires du métatarse. Leur structure est similaire à celle des *scuta*.
- les *reticula* sont les écailles de petite taille, recouvrant la région plantaire du pied et des coussinets digités. Les *reticula* sont les écailles les plus nombreuses.
- les *cancelli* sont les écailles de très petites taille (Ouziaux, 2007).

2.2.1.2 Coussinets

En région plantaire, l'épiderme se spécialise pour former des coussinets résistants à la compression (fig.5B). Ils sont constitués d'une couche cornée épaisse pluricellulaire (Ouziaux, 2007).

2.2.2 Structure du Derme

Le derme est relativement mince (Bauck *et al.*, 1997). Il est formé d'une assise superficielle avec de nombreux fibroblastes dispersés dans un tissu conjonctif lâche, constitué principalement de fibres de collagène (Spearman et Hardy, 1985; Pass, 1989) ; et d'une assise profonde divisée en deux couches : une couche superficielle dense en tissu conjonctif et une couche profonde de structure plus lâche que la précédente contenant des cellules adipeuses, des vaisseaux sanguins, des nerfs, des muscles lisses et des follicules plumeux. Une tunique de fibres élastiques, la *lamina elastica* le sépare de l'hypoderme (Ouziaux, 2007).

2.2.3 Tissu sous-cutané ou hypoderme

L'hypoderme est la couche la plus profonde de la peau. Il est très développé dans les régions axillaires, l'aîne ainsi que les régions cervicales et dorsales (Cooper et Harisson, 1994). Il est formé essentiellement de fibres de collagène, entre lesquelles sont interposées des adipocytes (Ouziaux, 2007). On distingue dans le tissu sous-cutané le fascia superficiel qui est une zone de stockage de graisse (Spearman et Hardy, 1985) et le fascia profond qui est un tissu conjonctif dense (Lucas, 1979).

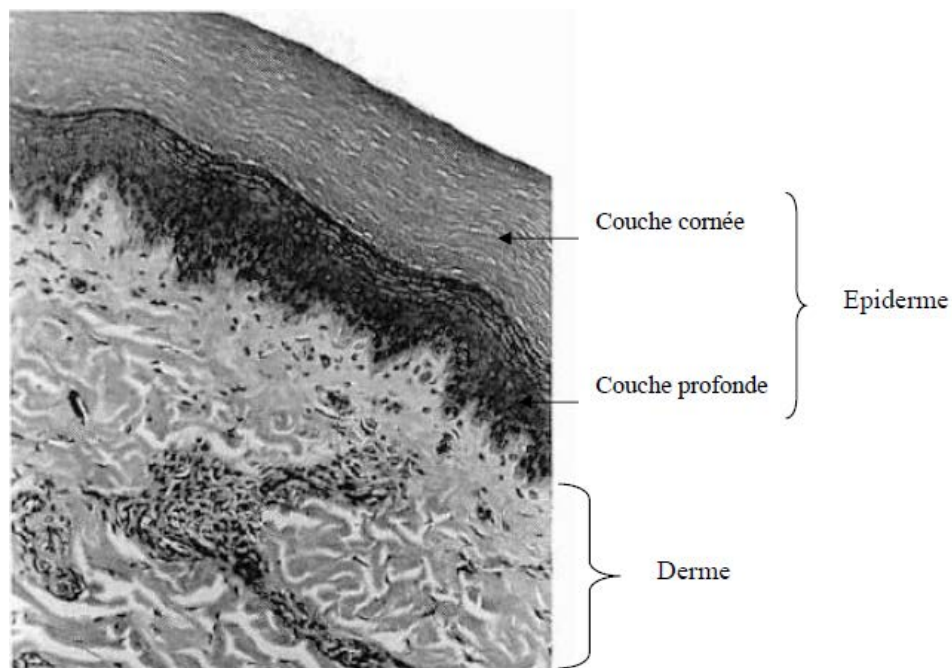


Figure 4. Coupe histologique de la peau d'une région non recouverte de plumes d'une patte de poulet (*Gallus gallus*) (Pass, 1995).

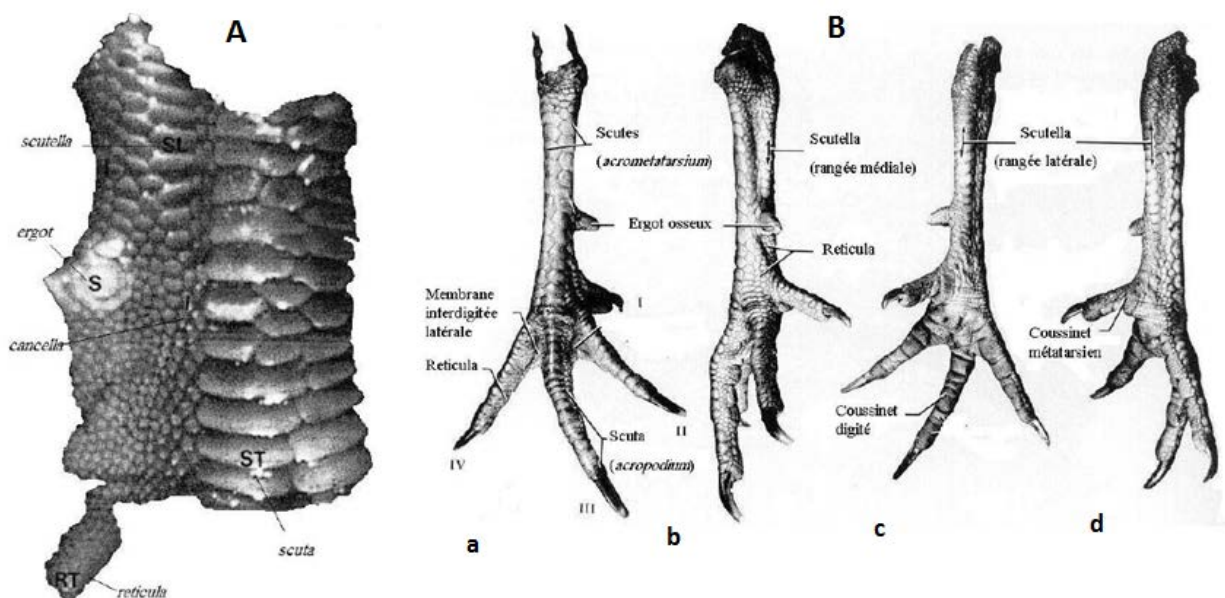


Figure 5. (A) topographie des écailles (Sawyer *et al.*, 1986), (B) régions écaillées du métatarse et du doigt (Lucas et Stettenheim, 1972).

2.2.4 Annexes épidermiques

Le tégument des oiseaux présente des modifications histologiques et constitue diverses structures telles que la ramphothèque du bec, la crête et les caroncules (barbillons) (Stettenheim, 1972).

2.2.4.1 Structure histologique du bec

La couche profonde de l'épiderme du bec est constituée de trois assises cellulaires: Couche germinative, couche intermédiaire et couche transitionnelle épaisse.

- la couche germinative épaisse, notamment sur les faces dorsales du bec.

- la couche intermédiaire d'une épaisseur de deux à trois cellules, présentant de nombreux ponts intercellulaires,

- la couche transitionnelle épaisse, sur le bord dorsal du bec (Stettenheim, 1972; Pass, 1989).

La couche cornée du bec, dénommée ramphothèque, est constituée d'une superposition de nombreuses lamelles kératinisées (Spearman et Hardy, 1985).

L'épiderme du bec repose sur une fine couche de derme, qui est en continuité avec le périoste des os sous-jacents, le maxillaire et la mandibule (Bauck *et al.*, 1997).

Le derme du bec est formé d'une seule couche de tissu conjonctif dense, richement vascularisé. Les fibres de collagène et d'élastine sont agencées de manière désordonnée et sont unies au périoste des os sous-jacents (Stettenheim, 1972; Cooper et Harisson, 1994).

2.2.4.2 Crête et caroncules

La crête (*crista carnosae*) et la paire de caroncules (*paleaeae*) sont des caractères sexuels secondaires. Elles sont bien développées chez les volailles domestiques (*Gallus gallus*), (Spearman et Hardy, 1985). Elles sont constituées d'une double couche de peau et peuvent se distendre (Nickel *et al.*, 1977).

2.2.4.2.1 Structure histologique de la crête

L'épiderme de la crête est très fin et présente une structure histologique similaire à celle des territoires cutanés. Le derme est constitué principalement de tissu conjonctif richement vascularisé et innervé. Il est composé d'une couche centrale de collagène, d'une couche intermédiaire épaisse et d'une couche superficielle très vascularisée (Hodges, 1974).

2.2.4.2.2 Structure histologique des caroncules

Chez la volaille, les caroncules du mâle sont plus larges que celles de la femelle. Elles sont généralement dépourvues de plumes (Lucas et Stettenheim, 1972).

La structure histologique des caroncules est similaire à celle de la crête (Ouziaux, 2007).

2.3 Anatomie des plumes

Il existe trois types de plumes chez les oiseaux adultes :

- Les pennes ou plumes de contour, qui sont nommées, selon leur position, rémiges (ailes), rectrices (queue) et tectrices (corps) ou plumes de couverture (fig.6) (Touzet, 2007).

Elles sont constituées d'un axe rigide, partagé en :

- Calamus ou hampe : est la première partie de l'axe, creux, court, légèrement aplati à son extrémité et implanté dans le follicule plumaire. Il est de structure cylindrique, composé d'un épithélium pavimenteux stratifié et n'est jamais pigmenté. A sa partie proximale (vers l'oiseau), se trouve l'ombilic inférieur par lequel la pulpe pénètre dans la plume durant sa croissance (fig.7) (Beaufrère, 2006).

- Le rachis, constitue une continuité du Calamus, il est solide et non tubulaire. C'est la plus longue partie de l'axe primaire qui s'amincit au bout de la plume. Le rachis est séparé du Calamus par l'ombilic supérieur (Beaufrère, 2006). Ce dernier supporte l'étendard ou vexillum, constitué de barbes (lames parallèles) portant deux rangées de barbules. Les barbules proximales d'une barbe s'entrecroisent avec les barbules distales de la barbe adjacente grâce aux barbicelles, petites excroissances crochues des barbules distales (fig.7) (Touzet, 2007).

- Les plumes du duvet sont de structure uniforme chez tous les oiseaux.

Une touffe de barbes s'insère sur un court calamus (rachis réduit ou absent). Chaque barbe porte deux rangées de barbules lisses, toujours plus développées vers la base que vers le sommet (fig.8) (Touzet, 2007).

- Les filoplumes sont réduites à un rachis filiforme, portant parfois quelques barbes à leur extrémité. Elles sont situées à la base des pennes, et elles se forment sur la paroi latérale de leur follicule (fig.8) (Touzet, 2007).

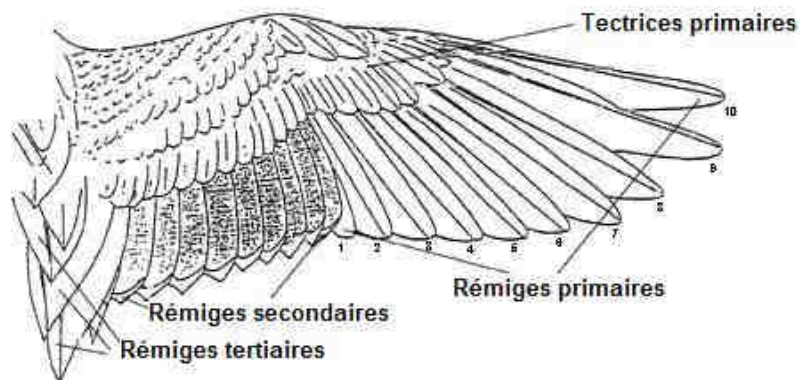


Figure 6. Principales plumes de contour de l'aile d'un oiseau (Touzet, 2007).

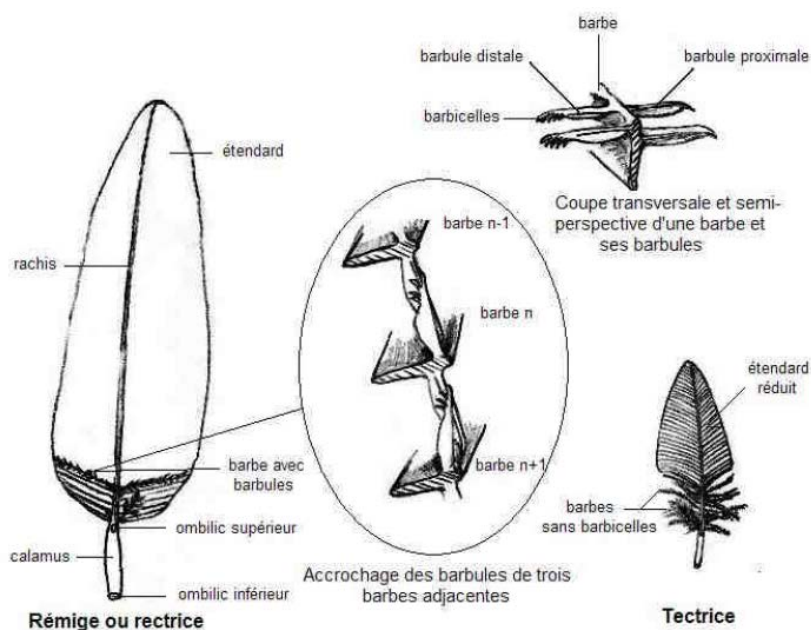


Figure 7. Représentation schématique de la structure des plumes de contour (Touzet, 2007).

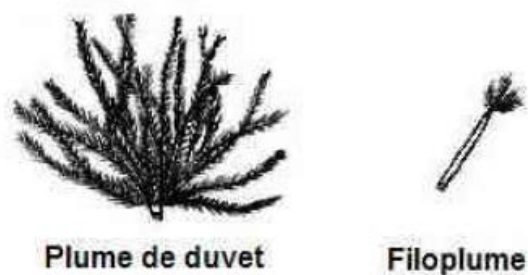


Figure 8. Représentation schématique d'une plume du duvet et d'une filoplume (Touzet, 2007).

2.4 Hématologie

2.4.1 Description de l'appareil circulatoire

L'appareil circulatoire des oiseaux comprend un cœur à quatre cavités, ce dernier est conique caractérisé par l'aspect pointu de ses ventricules (fig.9A) (Beghoul, 2006).

Le cœur renferme des vaisseaux afférents : la veine cave inférieure et les deux veines caves supérieures aboutissant dans l'oreillette droite ; l'une des veines caves supérieures est formée par la réunion des deux veines jugulaires qui viennent du cou ; les veines pulmonaires, issues des poumons, arrivent dans l'oreillette gauche.

Dans le cœur sont observés aussi les vaisseaux efférents : l'aorte qui part du ventricule gauche, et donne les deux troncs brachio-céphaliques ; chaque tronc se divise pour donner une artère carotide qui envoie le sang vers la tête, et une artère sous clavière qui conduit le sang dans le membre antérieur (aile) correspondant ; l'artère pulmonaire part du ventricule droit et se bifurque immédiatement pour se rendre aux poumons (fig.9B) (McLelland, 1990).

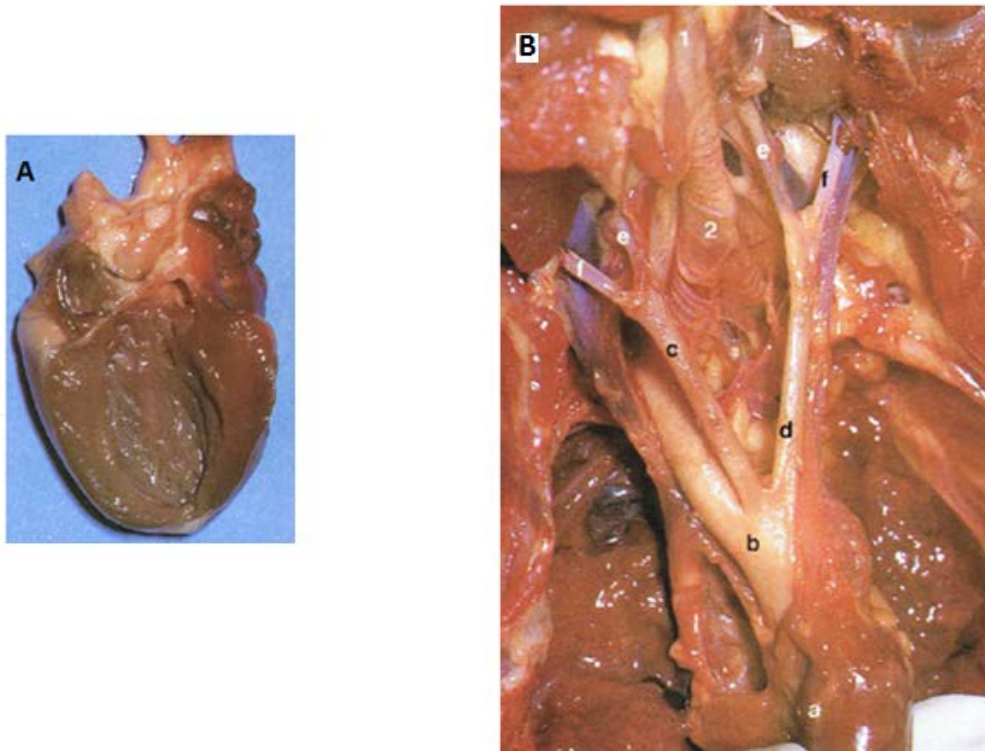


Figure 9. Appareil circulatoire du poulet :

A. coupe longitudinale du cœur du poulet montrant le ventricule gauche, B. vaisseaux du cœur : 1.trachée, 2. Syrinx, a. cœur, b. aorte, c. troncs brachio-céphaliques droit, d. troncs brachio-céphaliques gauche, e. artère carotide, f. artère sous clavière (McLelland, 1990).

2.4.2 Constituants sanguins

L'hématologie des oiseaux domestiques est étudiée depuis le début du siècle mais elle ne présentait pas beaucoup d'intérêt clinique chez ces espèces où un diagnostic post-mortem est préféré (Fromont, 1993).

Les normes hématologiques des oiseaux ne sont pas comparables à celles des mammifères ; pour une espèce, existent de nombreuses valeurs de référence en fonction de facteurs internes (âge, sexe, état physiologique) et externes (environnement, mois, heure) (Harrison et Harrison, 1986).

2.4.2.1 Plasma

La couleur du plasma est facilement observée après centrifugation, il est normalement transparent à jaune (Fromont, 1993).

2.4.2.2 Lignée rouge (Erythrocytes)

Comme chez tous les oiseaux les érythrocytes sont nucléés ; leur forme est ovale à elliptique de même que leur noyau, central (Harrison et Harrison, 1986). La lignée rouge comporte :

- Des proérythroblastes et érythroblastes basophiles : grandes cellules généralement rondes à chromatine en réseau et pourvues d'un nucléole. Le cytoplasme est basophile.
- Des érythroblastes polychromatophiles : plus petits, ronds à faiblement ovales, leur noyau rond contient des mottes de chromatine. Le cytoplasme est gris à rose (Fromont, 1993).
- Des érythroblastes orthochromatophiles : ce sont les formes jeunes qui sont les plus observées, leur noyau est plus grand que celui de la cellule mature et son réseau chromatinien est uniforme. Le cytoplasme est éosinophile (Fromont, 1993).

2.4.2.3 Lignée blanche

La présence d'hématies nucléées constitue un obstacle technique majeur pour l'étude de la lignée blanche des oiseaux : la numération blanche en particulier ne peut être évaluée que par des méthodes manuelles demandant un certain entraînement, ce qui explique qu'elle soit moins souvent évaluée que les autres paramètres. Ces raisons expliquent que la numération blanche et ses variations restent peu connues chez les oiseaux (Fromont, 1993).

2.4.2.3.1 Polynucléaires

Ce sont des cellules rondes à noyau lobé, à chromatine en mottes, dont le cytoplasme transparent contient des granules.

Les fonctions de ces cellules sont peu connues sinon la phagocytose (Fromont, 1993).

2.4.2.3.2 *Lymphocytes*

Les lymphocytes sont des cellules habituellement rondes, mais montrant parfois des irrégularités dues à la réalisation du frottis. Le noyau est généralement rond ou légèrement dentelé et central ou assez souvent excentré, la chromatine y est densément mottée ou réticulée. Le cytoplasme est homogène, faiblement basophile et étroit (Lucas et Jamroz, 1961). Les lymphocytes sont capables de sécréter des immunoglobulines et des cytokines. Elles sont principalement impliquées dans la réponse immunitaire (Fromont, 1993).

2.4.2.3.3 *Monocytes*

Ce sont des cellules de grande taille (diamètre : 2microns) qui peuvent être distinguées des lymphocytes par leur cytoplasme bleu gris parfois vacuolisé (contenant occasionnellement une granulation fine sous forme de poussières orangées), leur rapport nucléoplasmique faible, leur noyau largement échancré et leur chromatine peu mottée (Fromont, 1993).

2.4.2.4 Lignée plaquettaire

Les thrombocytes sont de petites cellules nucléées, de forme ronde à ovale, de diamètre de 7 à 10 microns. Le cytoplasme est très clair mais peut apparaître réticulé, il contient souvent un ou plusieurs granules violets, contenant de la sérotonine, aux pôles de la cellule. Le noyau est sombre et la chromatine en mottes (Campbell, 1988). Les thrombocytes seraient également impliqués dans la fonction de phagocytose (Fromont, 1993).

3. Pathologies du poulet

3.1 Maladies Nutritionnelles

Les maladies nutritionnelles des volailles sont soit à l'origine de l'ingestion de produits toxiques ou indigestes soit aux carences minérales ou vitaminiques qui sont observées le plus souvent en milieu traditionnel (Dare, 1977; Traore, 1985; Iyawa, 1988; Bonfoh, 1997).

3.2 Maladies virales

Nombreuses sont les maladies aviaires décrites en Afrique (Lancaster, 1983 ; Nguete *et al.*, 1992), parmi elles :

-La pseudo- peste aviaire ou maladie de Newcastle qui est provoquée par un *Paramixovirus*, la maladie se traduit de façon générale par une septicémie hémorragique. Elle est citée comme l'une des maladies les plus meurtrières en élevage extensif (Tchedre, 1998).

-La variole aviaire ou diphtérie aviaire est une poxvirose qui frappe surtout les poussins. Elle est très fréquente en Afrique. Sa fréquence dans les élevages extensifs est liée à la forte prévalence des insectes piqueurs (Tchedre, 1998).

-La maladie de Marek se présente sous deux formes: la forme nerveuse (paralysie) due à la formation de tumeurs sur les nerfs et la forme viscérale (tumeurs viscérales) montrant des animaux prostrés, amaigris et anémiés. L'agent causal est un *Herpesvirus* (Goater, 1983).

-La maladie de Gumboro est causée par un *Birnavirus*. Elle frappe surtout les poussins en élevage intensif et se manifeste cliniquement par des morts subites, des tremblements, une diarrhée aqueuse et blanchâtre et une cyanose des crêtes et des barbillons (Buldgen *et al.*, 1996).

-La bronchite aviaire est caractérisée par un retard de croissance et une déformation ou absence de la coquille des œufs. L'agent étiologique est un *Coronavirus* (Tchedre, 1998).

3.3 Maladies bactériennes

Les maladies bactériennes sont relativement faibles. Cependant, les conditions d'élevage traditionnel prédisposent les poulets aux infections bactériennes comme la salmonellose chez les poulets (Qin *et al.*, 1995).

Le choléra aviaire causé par *Pasteurella multocida* et les mycoplasmoses ont une importance médicale faible. Leur apparition est souvent liée au manque de maîtrise des conditions d'hygiène (Tchedre, 1998).

3.4 Maladies Parasitaires

Parmi les maladies parasitaires les coccidioses, les helminthoses et les ectoparasitoses sont les plus signalées. **Les hémoparasitoses aviaires sont très peu étudiées** (Tchedre, 1998).

3.4.1 Ectoparasites

Les ectoparasites sont surtout représentés par les tiques, les poux mallophages et les agents de la gale des pattes. D'après Tager-Kagan *et al* (1992), ils touchent un poulet sur dix. La prévalence des *Argas* est très élevée dans les pays tropicaux. Ils sont un facteur limitant dans le succès de l'aviculture villageoise (Hofstad *et al.*, 1984, Bonfoh, 1997). Les gales *Cnemidocoptiques* atteignent exclusivement la volaille (Tchedre, 1998).

3.4.2 Parasites gastro-intestinaux

Les parasites gastro-intestinaux sont représentés par les helminthes et les coccidies.

-Les helminthes hématophages (*Syngamus* et *Tetrameres*) sont les plus redoutables du fait des lésions d'entérite hémorragique conduisant à la spoliation sanguine et à une anémie.

-Les cestodes sont le plus souvent responsables d'avitaminose B1, B12 et C. Le rôle pathogène des helminthes digestifs est difficile à préciser en aviculture traditionnelle (Traore, 1985), mais leur impact économique est certain car ils favorisent l'apparition des maladies infectieuses (Tchedre, 1998).

-Les coccidioses aviaires sont citées en tête de liste des maladies parasitaires dans les zones tropicales (Lancaster, 1983). Dans ce cas, il ne suffit pas d'une simple prophylaxie médicale et il faut toujours faire appel à des mesures sanitaires préventives strictes.

La coccidiose entraîne souvent une immunodépression, une diarrhée verdâtre liquide puis sanguinolente et des plumes ébouriffées (Tchedre, 1998).

3.4.3 Hémoparasites

Les hémoparasites du poulet sont représentés par les protozoaires des genres suivant : *Trypanosoma*; *Toxoplasma*; *Plasmodium*; *Haemoproteus* et *Leucocytozoon*.

La pathologie liée aux *Plasmodium* se traduit sur le plan général par une faiblesse, des anémies poussées et sur le plan histopathologique par une hypertrophie de la rate et du foie.

La prévalence de *Leucocytozoon* est élevée dans les zones favorables au développement des Simulidés et Culicinés. La maladie se caractérise généralement par une mortalité élevée. Les poulets affectés sont anémiques, apathiques, les crêtes et les barbillons sont pâles et la diarrhée abondante. A l'autopsie, les poumons, les reins et le péritoine sont hémorragiques ; l'hépatomégalie et la splénomégalie sont le plus souvent observées.

Malgré leur faible, voire nulle, incidence pathologique, les oiseaux sont infestés par les trypanosomes (Kaufmann, 1996).

II. ECTOPARASITES

1. Insectes

1.1 Mallophages

1.1.1 Généralités

L'ordre Phthiraptera a été séparé en deux ordres distincts (ou en deux sous-ordres) : les poux mâcheurs (Mallophages) et les poux suceurs (Anoploures) (Capinera, 2008).

Les Mallophages comprennent des espèces en association obligatoire avec différents hôtes: mammifères, marsupiaux et oiseaux (Durden, 2002).

Les individus des deux sous ordre ne peuvent pas survivre longtemps loin de leurs hôtes.

Ils sont considérés comme le seul véritable groupe, parasite, des insectes exopterygotes (Capinera, 2008).

Taxonomie : Les poux mâcheurs (Mallophages) sont taxonomiquement moins connus que les poux suceurs (Anoploures) (Durden, 2002).

Environ 3000 espèces de poux mâcheurs du monde entier sont réparties en 3 sous-ordres, 11 familles et 205 genres (Capinera, 2008). Les sous-ordres sont :

- Amblycera qui comprend 7 familles, environ 76 genres et 850 espèces,
- Ischnocera qui comprend 3 familles, environ 130 genres et 1800 espèces,
- Rhyncophthirina qui comprend une seule famille, un genre et trois espèces (Durden, 2002).

Morphologie : Les poux sont des insectes dont le corps est segmenté et divisé en trois parties: la tête, le thorax et l'abdomen. Ceux-ci possèdent trois paires de pattes (fig.10).

Les poux mâcheurs (Mallophages) sont des Ectoparasites de petite taille, aptères et aplatis dorso-ventralement (Durden, 2002 ; Capinera, 2008). Ils se distinguent facilement des Anoploures par leur tête plus large que le thorax (Neveu, 1938; Grassep, 1951 ; Kettle, 1990).

Leurs organes sensoriels sont peu développés (Kalantan *et al.*, 1997). Comme leur nom l'indique, les Mallophages ou poux mâcheurs possèdent des pièces buccales de type masticateurs ou mâcheurs (Capinera, 2008).

Les Mallophages Ischnocera sont dépourvus de palpes maxillaires alors que les Amblycera ont conservé les palpes maxillaires tout comme leurs ancêtre Psocoptera (fig.11).

Le thorax des Mallophages est formé de deux ou parfois trois segments: Prothorax, méso- et métathorax fusionnés. L'abdomen du pou adulte est constitué de 11 segments, les deux derniers étant souvent confondus.

Les œufs sont généralement subcylindriques (fig.12) avec des extrémités arrondies dont l'une forme un capuchon terminal appelé : opercule (Durden, 2002).

Les mâles sont plus petits et habituellement moins nombreux que les femelles (Neveu, 1938 ; Grassep, 1951 ; Kettle, 1990). Les poux immatures ressemblent aux adultes, mais sont plus petits, possèdent moins de soies et sont dépourvus d'appareil génital. Après chaque mue l'abdomen s'allonge, le nombre de soies s'ajoute progressivement et la taille globale du pou augmente (Durden, 2002).

Les Mallophages possèdent une ou deux griffes simples (espèces parasitant des hôtes très mobiles) à l'extrémité de chaque patte (Durden, 2002).

Biologie : Probablement toutes les espèces d'oiseaux sont affectées par les poux Mallophages (Capinera, 2008). Ces poux passent tout leur cycle de vie sur leur hôte. Leur métamorphose est incomplète (Kaufmann, 1996).

Les œufs sont pondus à la base des plumes près de la peau, suivant une orientation bien précise et collés à l'aide d'une substance sécrétée par la femelle (Capinera, 2008). Après le stade œufs il y a trois stades nymphaux qui se succèdent et la dernière mue donne naissance à l'adulte. Dans des conditions optimales beaucoup d'espèces de poux peuvent atteindre 10 à 12 générations par an, mais cela est rarement obtenu dans la nature. La perte de plumes par mue, l'hibernation, les modifications hormonales, les conditions météorologiques défavorables, peuvent réduire le nombre de génération des poux (Durden, 2002).

Les nymphes et les adultes sont très actifs (Kalantan *et al.*, 1997). Ils se nourrissent généralement de débris épidermiques, de plumes, poils, et des huiles produites par la peau de leur hôte (Capinera, 2008).

Cependant, certaines espèces, telles que *Menacanthus stramineus* **Nitzsch, 1818** peuvent s'attaquer à la peau de volailles elle-même, voire se nourrir de sang (Kalantan *et al.*, 1997).

Les oiseaux portent souvent plusieurs espèces au même temps (Kaufmann, 1996), mais cela ne les empêche pas de présenter à la fois une spécificité d'hôte et de site. La spécificité du site est plus importante chez les Mallophages Ischnocera, qui sont sédentaires et plus spécialisés que les Amblycera, plus mobiles et morphologiquement non spécialisés.

Un aspect important du comportement des poux, est leur mode de transfert entre les individus hôtes. Le contact direct semble être le principal mécanisme pour l'échange des poux entre les individus hôtes (Durden, 2002). La contamination croisée est possible entre différentes espèces d'oiseaux qui se partagent le même poulailler, par contact direct (Kaufmann, 1996).

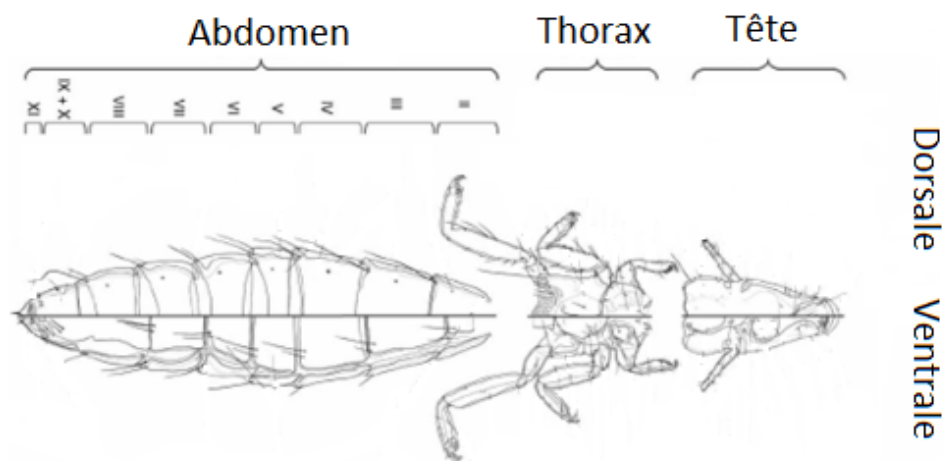


Figure 10. Schéma d'un pou Mallophage présentant une vue dorsale et une vue ventrale (Smith, 2000)



Figure 11. Présentation de la tête et l'appareil buccal de, A : Ischnocera (Price et Graham, 1997), B : Amblycera (Bedford, 1932), C : Schéma de l'appareil buccal des Amblycera (Durden, 2002).

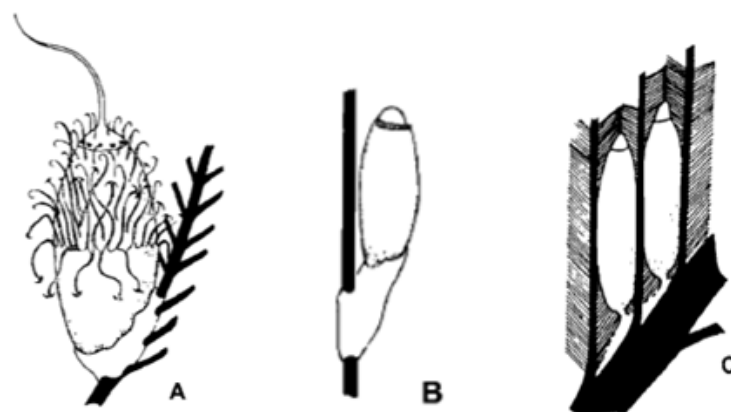


Figure 12. Œufs (nits) de poux. (A) pou du corps du poulet, *Menacanthus stramineus*; (B) pou ovale de la pintade, *Gyropus ovalis*; (C) pou du pigeant, *Columbicola columbae* (Durden, 2002).

1.1.2 Mallophages du poulet domestique

Beaucoup d'espèces de Mallophages peuvent être trouvées sur le poulet domestique, comme toute autre volaille connue. La ressemblance entre beaucoup d'espèces de Mallophages rend leur identification difficile (Emerson, 1956).

- *Cuclotogaster heterographus* **Nitzsch, 1866**

Cette espèce est commune chez le poulet domestique dans le monde entier. Ainsi elle est retrouvée à New York, Californie et Canada (Emerson, 1956).

Morphologie : corps arrondi avec une tête large, élancée et arrondie à l'avant. Les adultes mesurent environ 2,5mm de long. Trois longues soies se projettent sur chaque côté de la face dorsale de la tête et les antennes constituées de 5 segments sont totalement exposées sur la tête. Chaque tarse de chaque patte est muni de deux griffes.

L'abdomen est en forme de tonneau chez les femelles et plus allongé chez le mâle. Ils portent dorsalement une rangée de soies sur chaque segment (Wall et Shearer, 2001).

Biologie : Les œufs d'un blanc nacré sont attachés individuellement aux plumes duveteuses près de la peau. Ils éclosent au bout de 5 à 7 jours et donnent naissance à des nymphes de couleur pâle et translucide ressemblant aux adultes. Le développement passe par trois étapes et il est achevé au bout de 25 à 40 jours (Wall et Shearer, 2001).

Ce pou se trouve principalement sur la peau et les plumes de la tête. Cependant, il se localise occasionnellement sur le cou et d'autres parties du corps. Il se nourrit principalement de débris tissulaires (Wall et Shearer, 2001).

Pathogénie: Cette espèce est particulièrement importante chez les jeunes oiseaux, celle-ci peut être pathogène et parfois fatale ; les oiseaux deviennent faibles et fragiles ; la mort peut survenir au bout d'un mois (Wall et Shearer, 2001).

- *Lipeurus caponis* **Linnaeus, 1758**

Cette espèce est commune chez le poulet domestique, et répartie dans le monde entier. Elle est retrouvée sur le poulet sauvage de l'Asie du sud. Ce dernier est probablement son hôte d'origine (Emerson, 1956).

Morphologie : Espèce mince et de forme allongée de 2,2 mm de long et 0,3 mm de large. La tête est longue et arrondie en avant, les antennes sont pourvues de 5 segments et sont librement exposées sur la tête. Les pattes sont étroites et portent une paire de griffes sur chaque tarse. Les pattes postérieures sont deux fois plus longues que les deux paires antérieures. Ils sont caractérisés par la présence de petites projections angulaires sur la tête en avant des antennes. Ils ont relativement peu de soies sur la face dorsale de l'abdomen (Wall et Shearer, 2001).

Biologie : Les œufs sont attachés aux plumes, ces derniers éclosent au bout de 4 à 7 jours. Les nymphes passent par trois stades dans une période de 20 à 40 jours. Les adultes sont relativement inactifs et peuvent vivre jusqu'à 35 jours. Ils se trouvent sous les ailes et les plumes de la queue (Wall et Shearer, 2001).

Pathogénie: Ce pou n'est généralement pas dangereux ; les effets indésirables incluent l'agitation et l'irritation. Les oiseaux jeunes peuvent être sensibles à des infestations importantes et lors de maladies sous-jacentes ou de malnutrition (Wall et Shearer, 2001).

- *Lipeurus lawrensis tropicalis* **Peters, 1931**

Cette espèce est observée sur le poulet domestique dans la région tropicale et subtropicale. Elle dérive de la pintade sauvage et non pas des poulets sauvages de l'Asie du sud (Emerson, 1956).

- *Oxylipaeus dentatus* **Sugimoto, 1934**

La distribution de cette espèce n'est pas connue. Elle était retrouvée sur plusieurs poulets sauvages du sud de l'Asie, cela indique que son véritable hôte est probablement le poulet. (Emerson, 1956).

- *Goniocotes gallinae* **DeGeer, 1778**

Cette espèce répartie dans le monde entier, est commune chez le poulet domestique. Elle est retrouvée chez le poulet sauvage de l'Asie du sud, cela indique que ce dernier est probablement son hôte d'origine. Ce parasite est connu sous le nom de *pou du duvet* (Emerson, 1956).

Morphologie : *G. gallinae*, est l'un des plus petits poux du poulet, mesurant environ 0.7 à 1.3 mm de long. Il est d'une couleur jaune pâle, le corps est presque circulaire. La tête est arrondie et porte deux grosses soies projetées sur chaque côté de sa face dorsale. Les antennes sont constituées de 5 segments, elles sont bien visibles sur la tête et semblables chez les deux sexes. Ces poux possèdent deux griffes au niveau du tarse de chaque patte et quelques soies sur la face dorsale de l'abdomen (Wall et Shearer, 2001).

Biologie : Le cycle de vie est typique. Les œufs sont collés sur les plumes duveteuses proches de la peau. Le développement des nymphes passe par trois stades et est suivi par la formation des adultes (Wall et Shearer, 2001).

Pathogénie : Cette espèce vit sur n'importe quelle partie du corps. Elle est généralement peu pathogène mais une importante infestation peut provoquer une agitation, perte de poids avec plumage abimé (Wall et Shearer, 2001).

- *Goniodes dissimilis* **Denny, 1842**

Cette espèce est commune chez le poulet domestique. Cependant, elle est observée chez quelque pintade au Etats-Unis. Elle provient du poulet sauvage de l'Asie du sud. Actuellement elle est répartie partout dans le monde (Emerson, 1956).

- *Goniodes gigas* **Taschenberg, 1879**

Cette espèce est commune chez le poulet domestique et la pintade. Elle est retrouvée actuellement chez le poulet domestique en Amérique du nord et centrale, en Australie, en Afrique et en Europe. Elle s'est probablement étendue dans d'autres régions du monde là où la pintade a été introduite (Emerson, 1956).

Morphologie : *G.dissimilis* et *G.gigas* sont de larges poux d'environ 3mm de long. Ils sont de couleur brune. La tête en éventail est concave postérieurement, produisant un coin angulaire à la marge postérieure. La tête porte deux grandes soies saillantes de chaque côté de sa face dorsale. Les antennes possèdent 5 segments bien visibles sur la tête. Les pattes portent deux griffes au niveau des tarses (Wall et Shearer, 2001).

Biologie : Les œufs sont attachés aux plumes et ont une période d'incubation de 7 jours. Les nymphes passent par 3 stades de développement, suivi par le stade adulte. Une fois qu'ils atteignent leur maturité, les mâles vivent au maximum 20 jours et les femelles 25 jours. Les femelles pondent jusqu'à 15 œufs durant leur vie qui dure environ un mois. Ces poux se trouvent généralement sur n'importe quelle partie du corps et des plumes, en petit nombre et donc ont peu d'effets sur leur hôte. *G. dissimilis* est très répandu dans les régions tempérées et *G. gigas* dans les régions tropicales (Wall et Shearer, 2001).

- *Menacanthus cornutus* **Schommer, 1913** et *Menacanthus pallidulus* **Neumann, 1912**

M. cornutus a été signalée pour la première fois aux Etats Unis, mais l'identification précédente de *M. pallidulus* a probablement inclus *M.cornutus*, puisque ces deux dernières se ressemblent. Toutes les espèces ont été prélevées sur des poulets domestiques dans toutes les régions du monde (Emerson, 1956).

- *Menacanthus stramineus* **Nitzsch, 1818**

Cette espèce est commune chez le poulet domestique et la dinde. La pintade, canard, oie domestique, paon, caille et faisan élevés avec le poulet sont habituellement infestés.

Elle est très répandue au Canada, Etat Unis, Mexique, Australie, Europe, dans le nord et le sud de l'Afrique et probablement dans toutes les régions où la dinde a été introduite (Emerson, 1956).

Morphologie : *Le pou du corps* du poulet est relativement grand, les adultes sont d'environ 3.5mm de long. La tête est presque de forme triangulaire et la partie antéro-ventrale de cette dernière est armée d'une paire de poils. Les antennes sont en forme de massue, elles sont cachées sous la tête. L'abdomen est aplati, allongé et largement arrondi postérieurement avec deux rangées de soies sur chaque segment abdominal. Les pattes sont courtes et munies de deux griffes (Wall et Shearer, 2001).

Biologie : Les infestations par ces poux peuvent se produire à n'importe quelle période de l'année. La ponte commence 2 à 3 jours après la maturation des adultes. Les œufs sont collés à la base des plumes sous forme de grappes denses, en particulier autour de l'anus. Les œufs sont caractérisés par la présence de filaments sur l'opercule et sur la partie antérieure de la coque. L'éclosion se produit dans 4 à 7 jours pour donner naissance aux nymphes qui ressemblent aux adultes mais sont plus petites et transparentes. Le développement nymphal se fait en 3 stades, dont chacun dure environ 3 jours. Les femelles adultes déposent 1 à 4 œufs par jour au cours de leur vie qui dure 12 à 14 jours. Le cycle de développement nécessite 2 à 3 semaines.

Ces poux se nourrissent de plumes. Ils sont très répandus au niveau du thorax, autour de l'anus et dans différentes parties du corps (fig.13) (Wall et Shearer, 2001).

Pathogénie : C'est une espèce extrêmement active et son infestation peut provoquer de graves irritations, causant des inflammations et des croûtes de la peau. Les oiseaux deviennent agités et anorexiques. L'infestation peut provoquer une diminution du poids de la poule, la diminution du taux de couvaison et la mort chez les jeunes oiseaux et les poussins. Même s'ils possèdent un appareil buccal broyeur, ces poux peuvent provoquer une anémie en perforant les canaux des plumes et en se nourrissant du sang qui en coule (Wall et Shearer, 2001).

- *Menopon gallinae* **Linnaeus, 1758**

Cette espèce est commune chez le poulet et la pintade domestique, elle est répartie dans le monde entier. Son observation sur une espèce de poulet sauvage dans le sud de l'Asie montre que ce dernier est probablement son hôte originaire (Emerson, 1956).

Morphologie : Les adultes de couleur jaune pâle mesurent 2mm de long. Ils possèdent de petits palpes maxillaires et une paire d'antennes formée par 4 segments repliée dans des fontes sur la tête. L'abdomen est en forme conique chez la femelle et arrondi chez le mâle et est recouvert dorsalement de soies de tailles différentes (Wall et Shearer, 2001).

Biologie : Les femelles adultes pondent leurs œufs en grappes à la base des plumes (fig.14). L'éclosion des œufs donne naissance aux nymphes, dont le développement passe par 3 stades avant d'effectuer une dernière mue et deviennent adultes sexuellement matures. Ces poux sont très mobiles et se déplacent rapidement (Wall et Shearer, 2001).

Pathogénie : *M.gallinae*, se localise sur l'axe des plumes du poulet et se nourrit de ces dernières. Il se trouve en grand nombre sur le thorax et les cuisses. Malgré qu'il soit très répandu, il est rarement pathogène. Il peut aussi infester la dinde et le canard, en particulier s'ils sont en contact avec le poulet. Ce pou n'infeste généralement les jeunes oiseaux que lorsqu'ils sont bien emplumés (Wall et Shearer, 2001).



Figure 13. Pou du corps du poulet *Menacanthus stramineus* Nitzsch, 1818 (Durden, 2002).



Figure 14. Masse d'œufs de *Menopon gallinae* Linnaeus, 1758 observés au niveau des bases des plumes (Kaufmann, 1996).

1.2 Siphonaptères

1.2.1 Généralités

Cet ordre dérive du mot grec : Siphon (tube), a (sans), pteron (aile) (Capinera, 2008). Les puces ont évolué à partir d'ancêtres ailés, en parallèle avec l'apparition des hôtes marsupiaux et insectivores.

C'est les seuls Ectoparasites morphologiquement peu susceptibles d'être confondu avec le reste des Arthropodes (Durden et Traub, 2002).

L'évolution a fait que les puces soient d'abord parasites de mammifères puis secondairement quelques espèces sont devenues parasites d'oiseaux (Wall et Shearer, 2001).

La systématique est basée sur les caractéristiques morphologiques des adultes (Franc, 1994).

L'ordre des Siphonaptères renferme entre 2500 et 3000 espèces, regroupées en 15 et 16 familles et 239 genres (Smit, 1982 ; Lewis, 1993, 1998 ; Capinera, 2008).

La classification des puces la plus utilisée est celle de Lewis (1998), dans cette dernière l'ordre des Siphonaptères est divisé en 15 familles dont les plus importantes sont celles des Ceratophyllidae (540 espèces), Ctenophthalmidae (744 espèces), Ischnopsyllidae (135 espèces), Leptopsyllidae (346 espèces), Pulicidae (207 espèces), Pygiopsyllidae (185 espèces), et Rhopalopsyllidae (145 espèces) (Durden et Traub, 2002).

Seulement deux familles renferment des espèces d'une importance vétérinaire: les Ceratophyllidae et les Pulicidae. Les Ceratophyllidae renferment 80 espèces qui sont des parasites d'oiseaux et le reste regroupent les parasites de petits rongeurs. La plupart des espèces de cette famille sont holarctiques. Les Pulicidae sont des parasites de mammifères, ils ont une distribution mondiale (Wall et Shearer, 2001).

1.2.2 Siphonaptères du poulet domestique

Les différences morphologiques entre les espèces de puces et même entre les familles ont tendance à être faible, il peut y avoir des variations considérables entre les individus de la même espèce. Par conséquent l'identification est souvent difficile (Wall et Shearer, 2001).

- Famille des Pulicidae : Le genre *Echidnophaga* comprend 20 espèces réparties dans l'Eurasie, l'Afrique et l'Australie. Les hôtes sont généralement des rongeurs, des marsupiaux, des carnivores et des phacochères (sanglier). Ce genre comprend une espèce cosmopolite d'importance vétérinaire, *Echidnophaga gallinacea* **Westwood, 1875**. Cette espèce fouilleuse est répandue dans les régions tropicales, subtropicales et tempérées là où les poulets ont été introduits comme animaux domestiques (Kaufmann, 1996 ; Durden et Traub, 2002 ; Baud'huin, 2003).

Elle se localise dans différentes parties de la tête dépourvues de plumes du poulet, faisan, pigeon, caille et dinde. Elle est également signalée sur les merles, les geais bleus, les faucons, les hiboux et les moineaux. Cependant, elle peut s'attaquer également aux chats, chiens, lapins et à l'homme (Wall et Shearer, 2001).

Morphologie : Cette puce est de petite taille, les femelles sont généralement de 2mm de long et les mâles mesurent moins de 1mm de long (fig. 15) (Wall et Shearer, 2001).

La tête est fortement inclinée à l'avant, elle est d'une apparence angulaire (Baker, 2007).

Les soies de la tête sont très foncées. Leur corps est trapu (Bussieras et Chermette, 1991 ; Calnek *et al.*, 1997). Elles sont dépourvues de cténidies général ou pronotal (fig. 15) (Wall et Shearer, 2001).

Cycle de vie : Après la localisation de l'hôte. Les femelles se collent généralement sur la tête au niveau des régions dénudées telles que la crête et les barbillons. Les adultes nouvellement émergés sont actifs, ils se regroupent en nombre de plus de 100 individus. L'accouplement a lieu 2 à 6 semaines après l'alimentation (Baud'huin, 2003).

La femelle commence à pondre après 6 à 10 jours qui suivent sa fixation sur l'hôte, de 1 à 4 œufs par jours. L'éclosion a lieu après une incubation de 6 à 8 jours. Les œufs ne résistent pas aux températures supérieures à 43°C (Baker, 2007).

Les larves sont blanchâtres, vermiformes, apodes, constituées de treize anneaux pourvus de longues soies (Baud'huin, 2003). Elles se développent pendant 14 à 31 jours puis tissent leurs cocons dans lequel elles restent entre 9 à 19 jours (Baker, 2007). Le cycle de vie en entier peut être complété dans 30 à 60 jours. Les adultes localisent généralement un nouvel hôte qu'ils rejoignent après 5 à 8 jours de leur émergence (Wall et Shearer, 2001).

Pathogénie : Cette espèce est un redoutable parasite pour le poulet (Wall et Shearer, 2001). Ces puces se réfugient surtout dans les nids et créent aux oiseaux des incommodités durant la nuit et au moment de la ponte ou de la couvaison (Baud'huin, 2003).

L'infestation des volailles peut réduire la croissance et la ponte d'œufs. Les infestations importantes peuvent conduire à une anémie et la mort, particulièrement chez les jeunes oiseaux. Les lésions oculaires causées par le grattage peuvent conduire à la cécité. Elles sont potentiellement capables de transmettre la peste et le typhus murin, puisque les femelles de cette espèce passent une grande partie de leur vie, attachées sur un seul hôte, donc elles ne sont pas considérées comme des vecteurs importants de cette maladie (Wall et Shearer, 2001).

- Famille des Ceratophyllidae : Le genre *Ceratophyllus* a une distribution Holarctique. Les hôtes sont principalement les écureuils et d'autres rongeurs. Il existe deux espèces parasites du poulet : *Ceratophyllus niger* C. Fox, 1908 et *Ceratophyllus gallinae* Schrank, 1803.

-La puce du poulet de l'ouest *C. niger* est commune dans le sud des états unis, le Canada et l'Alaska (Wall et Shearer, 2001).

Morphologie : Cette espèce est semblable en apparence à *C. gallinae* (Baker, 2007). Le ctenidium génal est absent et le ctenidium pronotal contient plus de 24 épines. Les yeux sont présents. La tête porte une rangée de trois soies en dessous de l'œil. Le corps est allongé, d'environ 4mm de long et considérablement plus grand que celui d'*E. gallinacea* (Wall et Shearer, 2001).

Cycle de vie : Il est similaire à celui de *C. gallinae* (Baker, 2007) : œuf, trois stades larvaires, nymphes et adultes. Contrairement à *E.gallinacea*, l'adulte ne se fixe pas en permanence sur l'hôte. Les larves et les adultes vivent principalement dans les déjections du poulet (Wall et Shearer, 2001).

Pathogénie : *C. niger* peut causer l'anémie, entraînant une pâleur de la peau et une diminution de la productivité (Baker, 2007).

-La puce du poulet européen *Ceratophyllus gallinae* **Schrank, 1803** est très commune chez le poulet, ainsi que chez les oiseaux sauvages et quelques mammifères. Elle se localise principalement dans l'ancien monde mais elle s'est répartie à travers tout le monde avec l'exploitation avicole (Durden et Traub, 2002).

Morphologie : Cette puce peut être identifiée par l'observation d'une rangée latérale de 4 à 6 soies sur la face interne du fémur postérieur. Les adultes sont de 2 à 2.5 mm de long. La fosse (sillon) antennaire est absente. Comme *C.niger*, le peigne pronotal porte plus de 24 dents et le peigne génal est absent (fig.16). Il n'y a pas d'épines sur la section basale des pattes.

Cycle de vie : Il est typique : œuf, trois stades larvaires, nymphes et adultes. Contrairement à la plupart des siphonaptères, la puce du poulet passe la plupart de sa vie dans la litière de l'hôte et parvient sur ces oiseaux qu'au moment de se nourrir pendant une courte période. Les adultes s'accouplent sur l'hôte et les œufs tombent souvent dans l'environnement. L'incubation nécessite deux à quatre jours. Les larves passent par trois stades et elles se nourrissent de débris de la litière et du sang non digéré retrouvé dans les déjections des adultes. Pendant l'hiver, les adultes restent dans leurs cocons situés dans le nid, et au printemps, dès que la température augmente ils émergent (Kaufmann, 1996; Arends, 2003; Baker, 2007).

Pathogénie : Les piqures peuvent provoquer des irritations, des agitations et donc la diminution de la production. Les importantes infestations peuvent conduire à une anémie. Chez le poulet domestique les puces sont actives tout au long de l'année (Baker, 2007).

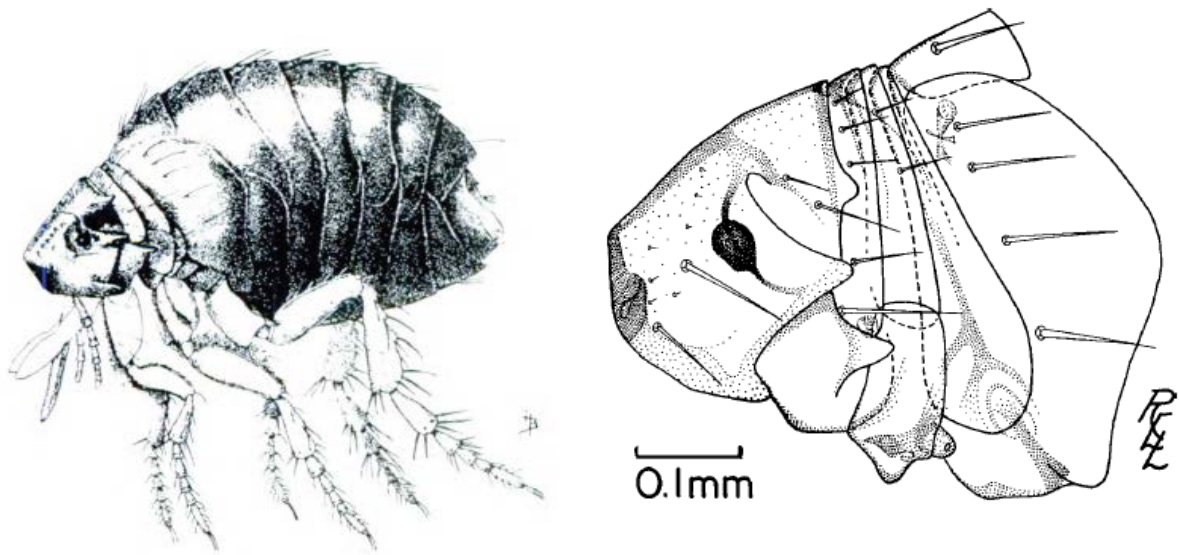


Figure15. *Echidnophaga gallinacea* **Westwood, 1875** (1mm long) (Calnek, 1991).

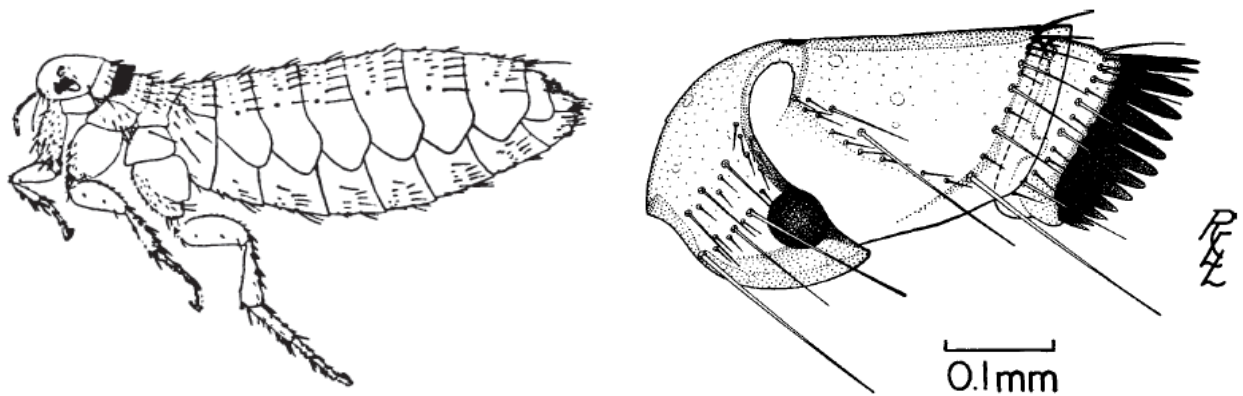


Figure 16. *Ceratophyllus gallinae* **Schrank, 1803** puce commune du poulet (2-3.5 mm long)
(Calnek, 1991).

1.3 Hémiptères

1.3.1 Généralités

L'ordre des Hémiptères est traditionnellement divisé en deux sous-ordres: Heteroptera et Homoptera. Généralement cet ordre est caractérisé par la présence de deux paires d'ailes. Les ailes des homoptères sont souvent tenues comme une toiture sur le dos de l'insecte, contrairement aux hétéroptères, où elles sont généralement plaquées contre lui.

Leur appareil buccal leur permet de se nourrir de toutes sortes de fluides. Les homoptères se nourrissent exclusivement de sucs végétaux. Les hétéroptères comprennent des espèces phytophages, prédateurs et des espèces hématophages nécessitant du sang pour leur croissance et leur reproduction (Krinsky, 2002).

Plusieurs espèces de triatomes (certaines espèces du genre ; *Triatoma*, *Rhodnius*, et *Panstrongylus*) servent de vecteurs de *Trypanosoma cruzi*, agent causal de la maladie de Chagas (trypanosomiase américaine), qui peut être débilitante pour l'homme (Zeledon et Rabinovich, 1981). Bien que les chiens infestés puissent manifester des signes de cette maladie, la plupart des hôtes sauvages et domestiques atteints de cette trypanosomose, présentent une infection asymptomatique et servent d'hôtes réservoirs (Schofield, 1994).

La famille des Cimicidae est composée de 6 sous familles, 22 genres et 74 espèces. La majorité vivent aux dépens d'oiseaux et de chauves-souris et ne piquent l'homme qu'occasionnellement (Capinera, 2008 ; Berenger *et al.*, 2008).

Deux espèces faisant partie des Cimicinae ; *Cimex lectularius* L. 1758 et *Cimex hemipterus* L. 1758 sont en particulier liées à l'homme. Cependant, en absence de celui-ci, elles peuvent se nourrir sur des mammifères (rongeurs et animaux domestiques) ou des oiseaux.

En générale, *C. hemipterus* est répartie dans les régions tropicales, *C.lectularius* occupe les régions tempérées et subtropicales. Cette répartition n'est pas stricte car les deux espèces peuvent coexister dans certaines régions (Berenger *et al.*, 2008).

Parmi les Reduviidae seule la sous-famille des Triatominae à évolué vers l'hématophagie (Wheeler *et al.*, 1993).

La famille des Reduviidae comprend 22 sous-familles mais seules les Triatominae sont hématophages obligatoire (Krinsky, 2002 ; Berenger et Pages, 2007).

Les Triatominae sont réparties en 14 genres. La seule espèce retrouvée en Afrique est *Triatoma rubrofasciata* De Geer, 1773, qui se localise dans les régions tropicales. Seule la moitié des 119 espèces de triatomes décrites, sont connues pour être des vecteurs (Krinsky, 2002).

1.3.2 Hétéroptères du poulet domestique

Les punaises sont rares dans les systèmes d'élevage moderne, mais les systèmes d'élevage traditionnel de volailles sont souvent touchés (Kaufmann, 1996).

Les Cimicidae tels que *C. lectularius* (espèce cosmopolite) et *C. hemipterus* **L, 1758** (espèce tropicopolite), peuvent parasiter le poulet en absence d'hôte (Hopla, Durden *et al.*, 1994 ; Kaufmann, 1996 ; Usingerr, 1996 ; Krinsky, 2002).

Aussi, parmi les espèces qui s'attaquent aux poulets *Haematosiphon inodorus* **Duges, 1892** au Mexique et *Ornithocoris pallidus* **Usinger, 1959** et *O. toledo* **Pinto, 1927** au Brésil (Schaefer, 2000).

Parmi les Reduviidae, *Triatoma sanguisuga* **LeConte, 1856**, est retrouvée chez le poulet. Elle est de forme cylindrique et mesure jusqu'à 25 mm de long (Baker, 2007).

Le diagnostic des infestations par les cimicidés se fait par l'observation de taches fécales sur les œufs, les supports en bois, par la présence de lésions cutanées sur le thorax et les pattes d'oiseaux (Krinsky, 2002) et par l'apparition d'œdème et prurit au niveau du point de pique (Baker, 2007).

Les oiseaux peuvent devenir anémiques si l'infestation est importante, ils peuvent manifester une pâleur au niveau de la crête. Ainsi qu'une réduction importante de leurs performances (réduction de la ponte, manque d'appétit) et amaigrissement (Kaufmann, 1996 ; Baker, 2007). Les nids fortement infestés peuvent être abandonnés (Kaufmann, 1996) et les jeunes oiseaux peuvent succomber à une perte de sang, c'est le cas de *T. sanguisuga* (Krinsky, 2002).

Les hétéroptères du poulet ne sont généralement pas responsables de la transmission d'agents pathogènes aviaires (Krinsky, 2002 ; Baker, 2007).

Les constituants de la salive sont responsables de réactions allergiques de l'hôte, pouvant entraîner des troubles graves (Frazier, 1984 ; Pinto *et al.*, 2007).

1.4 Diptères (vecteurs)

1.4.1 Généralités

Les diptères représentent l'ordre des Insectes le plus important et le plus diversifié du point de vue morphologique et biologique (Hall et Gerhardt, 2002). Ces insectes sont, comme le suggère l'étymologie, sont caractérisés par leur unique paire d'ailes fonctionnelles située sur le mésothorax; les ailes métathoraciques sont modifiées pour former une paire de balanciers ou haltères servant pour l'équilibre (Roth, 1980 ; Hall et Gerhardt, 2002).

Selon Roth (1980), Wall et Shearer (2001) l'ordre des Diptères est divisé en trois sous-ordres : Cyclorrhapha, Nematocera et Brachycera, (fig. 17).

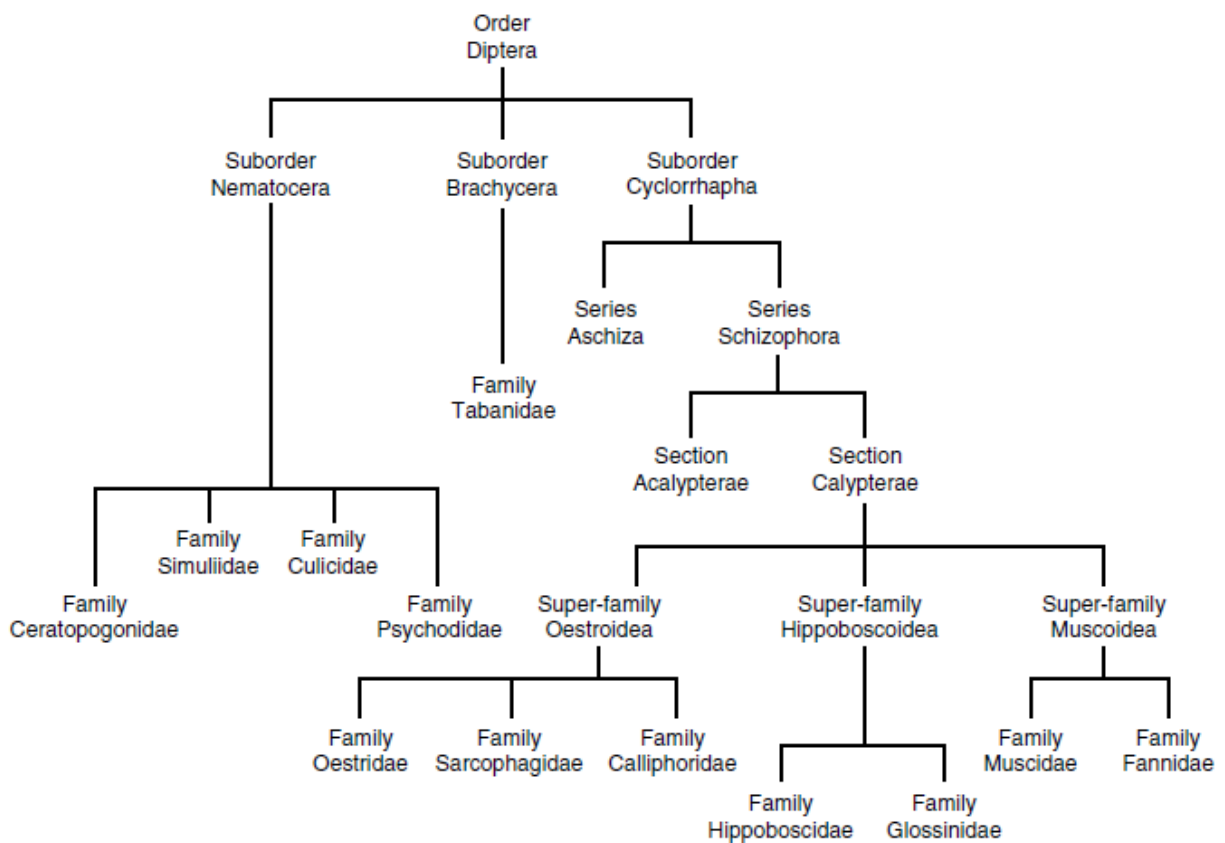


Figure 17. Diptères d'importance vétérinaire (Wall et Shearer, 2001)

1.4.2 Diptères des oiseaux (incluant le poulet domestique)

L'ordre des Diptères regroupe plusieurs familles dont les espèces ennuient ou aspirent le sang des oiseaux (Kaufmann, 1996).

- Les Calliphoridae : Cette famille est constituée de plusieurs genres parmi lesquels : les *Cochliomyia*, *Chrysomyia*, *Lucilia*, *Phormia*, *Calliphora* et *Phaenicia* (James, 1947). Les principales espèces du nouveau et de l'ancien monde incluent respectivement *Cochliomyia hominivorax* **Coquerel, 1858** et *Chrysomyia bezziana* **Villeneuve, 1914**.

Morphologie : Les adultes mesurent environ 10mm de long, leur corps est d'un bleu-vert métallique et une tête jaune-orange. Les œufs sont de 1,25mm de long. Les larves se distinguent des autres mouches par leurs stigmates postérieurs (Baker, 2007).

Biologie : Les Calliphoridae ont été signalés sur les blessures de la peau d'une variété d'espèces d'oiseaux et de mammifères. Elles déposent leurs œufs sur les plaies fraîches, ces derniers éclosent au bout d'un jour (James, 1947). Les larves se développent dans une semaine et se nymphosent. Les adultes émergent à partir du 10^{ème} jour jusqu'à huit semaines, selon la température ambiante et l'humidité (Baker, 2007).

Pathogénie : Les mouches produisent des myiases cutanées superficielles, les larves envahissent les tissus profonds au cours de leur développement. Les plaies cutanées devenant nécrotiques développant une odeur fétide (Baker, 2007).

- Les Ceratopogonidae : Ils s'attaquent aux oiseaux et aux mammifères. Les espèces rencontrées couramment chez la volaille sont : *Culicoides obsoletus* **Meigen 1818**, *C. Furens* **Poey, 1853**, *C. sanguisuga* **Coquillett, 1901**, *C. crepuscularis* **Malloch, 1915** et *C. arakawae* **Arakawa, 1910** (Arends, 2003).

Morphologie : Ils sont de 1 à 4 mm de long et leurs antennes sont constituées de 15 segments. Leurs pièces buccales sont adaptées à l'aspiration du sang. Les larves sont d'un blanc translucide et mesurent 2 à 5mm de long (Arends, 2003).

Biologie : Les femelles nécessitent un repas sanguin pour le développement de leurs œufs, ces derniers sont pondus sur le sol ou substrat humide et éclosent au bout de 2 à 10 jours. Les œufs mesurent entre 250 à 500µ de long et ont la forme d'une banane. Les larves se développent en quatre stades avant de donner les pupes (nymphe) qui sont retrouvées dans l'eau. La durée de vie des adultes varie de deux à sept semaines (fig. 18) (Arends, 2003 ; Baker, 2007).

Pathogénie : De nombreuses espèces de *Culicoides* s'attaquent au poulet. Elles provoquent l'irritation des oiseaux (Baker, 2007). Leurs piqûres engendrent un prurit et des démangeaisons intenses. Certaines espèces sont responsables de maladies telles que la variole aviaire et la synovite infectieuse aviaire (Kaufmann, 1996).

Ils sont aussi des vecteurs d'un certain nombre de protozoaires sanguins. Les principaux trois genres sont : *Haemoproteus*, *Leucocytozoon* et *Hepatocystis*. La plupart des espèces appartenant à ces genres peuvent ou non causer des dommages apparents à leurs hôtes.

C. arakawae, est répandue dans les rizières. Elle est responsable de graves maladies chez le poulet, au Japon et en Asie du sud, connues sous le nom de Leucocytozoonoses de la volaille ou maladie hémorragique, à Bangkok et en Thaïlande (Mullen, 2002).

- Les Culicidae : Les principaux genres sont *Aedes*, *Anopheles* et *Culex*. Divers oiseaux et mammifères servent d'hôtes pour les Culicidae (Kaufmann, 1996). Les moustiques associés aux oiseaux sont, *Culex quinquefasciatus* Say, 1823, *C. tarsalis* Coquillett, 1896, *Psorophora confinnis* Lynch Arribalzaga, 1891, *Aedes stimulans* Walker, 1848, *Ae. aegypti* Linnaeus, 1762 et *Ae. vexans* Meigen, 1830 (Baker, 2007).

Morphologie : Les adultes mesurent entre 2,5 et 6mm de long, ils possèdent un abdomen mince et une longue trompe. La morphologie de l'œuf, des larves et des nymphes varie d'une espèce à l'autre (Baker, 2007).

Biologie : Les moustiques femelles pondent leurs œufs à la surface de l'eau ou sur un substrat humide, selon les espèces. Les œufs éclosent après un à deux jours et restent aux stades larvaires pendant une à deux semaines et au stade pupe (nymphe) pendant deux à trois jours (fig. 19). La durée de vie des adultes est d'environ un mois (Baker, 2007). Seules les femelles sont hématophages. Les adultes sont plus actifs au coucher du soleil et pendant la nuit (Kaufmann, 1996).

Pathogénie : Leur piqure peut causer un prurit, des irritations, des réactions allergiques et des pertes de sang. Le grattage exagéré peut entraîner des lésions cutanées, des pertes de plumes, et une infection bactérienne (Foster et Walker, 2002 ; Baker, 2007).

Les moustiques peuvent servir de vecteurs de nombreux agents pathogènes, incluant le virus de la variole aviaire du genre (Avipoxvirus) transmis par *Aedes* (Kaufmann, 1996). Elle se manifeste par l'apparition de papules au niveau du bec et de la crête. Les moustiques s'infestent si leurs pièces buccales sont en contact avec ces papules (Foster et Walker, 2002). Les protozoaires tels que *Trypanosoma* et *Plasmodium* sont également transmis par ces moustiques (Baker, 2007).

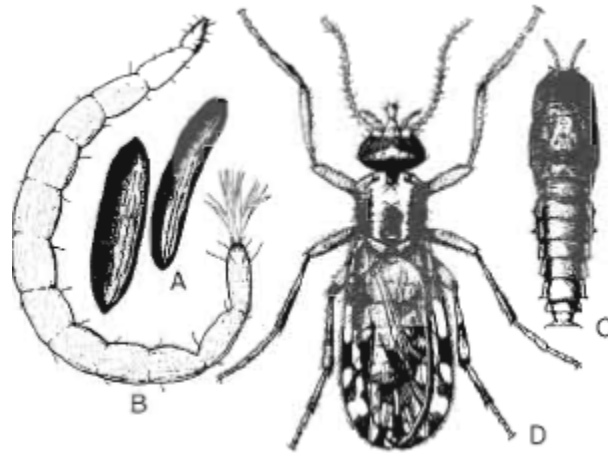


Figure 18. Différents stades de développement des Ceratopogonidae. (A) œufs, (B) larve, (C) nymphe, (D) femelle adulte (Hall, 1932).

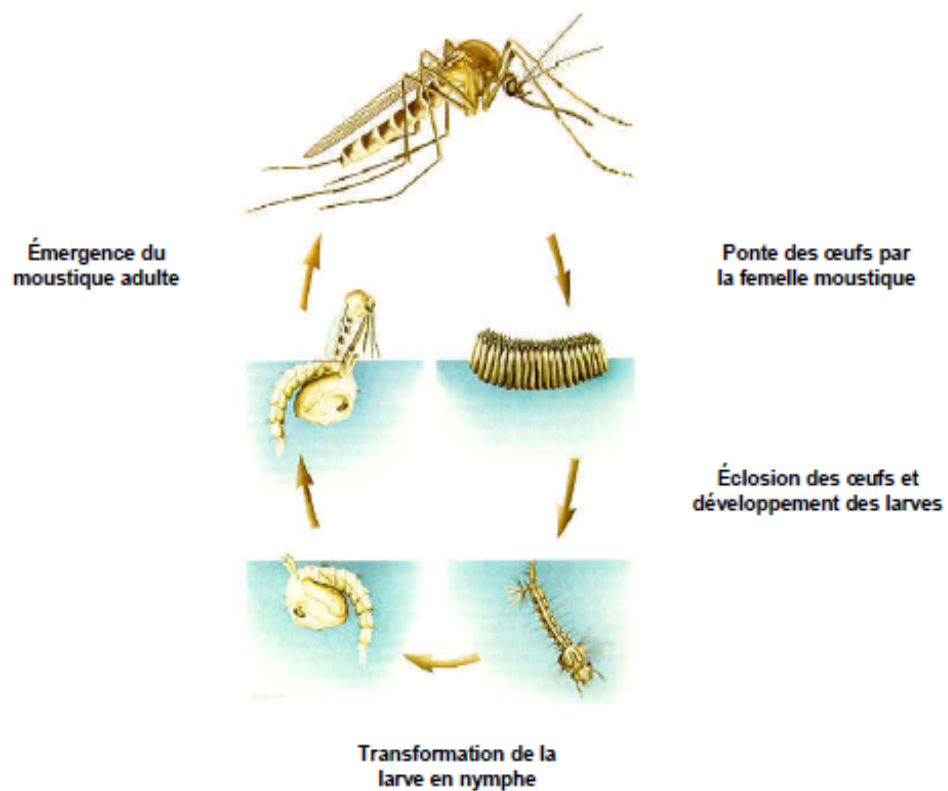


Figure 19. Cycle du développement des moustiques (Agriculture et Agroalimentaire Canada, 2005).

- Les Muscidae : La plupart des mouches de la famille des Muscidae sont des mouches non piqueuses coprophages. Les genres majeurs comprennent *Musca*, *Fannia*, *Muscina* et *Stomoxys*. Parmi ces derniers, seul le genre *Stomoxys* regroupe des espèces hématophages dans les deux sexes (Baker, 2007 ; Kaufmann, 1996).

Les espèces communes sont, *Musca domestica* **Linnaeus, 1758**, *Fannia canicularis* **Linnaeus, 1761**, *F. scalaris* **Fabricius, 1794**, *Muscina stabulans* **Fallén, 1817** et *Stomoxys calcitrans* **Linnaeus, 1758** (Baker, 2007).

Morphologie : Les adultes de *Musca*, *Fannia*, et *Muscina* sont de couleur grise noirâtre. Les larves de *Musca* et de *Muscina* mesurent 10 à 12 mm de long et sont effilées à l'extrémité antérieure et tronquées à l'extrémité postérieure. Les larves *Fannia* sont aplaties et ont de considérables formations latérales (protubérances) (Baker, 2007). *Stomoxys* ressemble à la mouche domestique mais légèrement plus foncée et plus robuste et possède un appareil buccal piqueur, ses larves sont semblables à celles de *Musca* et *Muscina* (Kaufmann, 1996).

Biologie : Les Muscidae pondent leurs œufs dans les matières organiques en décomposition. *Musca*, *Fannia*, et *Muscina* déposent leurs œufs dans les déjections animales, tandis que *Stomoxys* préfère la végétation en décomposition (James, 1947). Les larves de la mouche domestique se développent dans les déchets puis passent à des zones plus sèches pour la nymphose (Kaufmann, 1996).

Pathogénie : *M. domestica*, se reproduit facilement dans les systèmes d'élevage avicole et constitue un problème d'hygiène et de santé (Kaufmann, 1996).

Les mouches sont soupçonnées d'être des vecteurs de nombreuses maladies gastro-intestinales aviaires. Le virus de la maladie de Newcastle a été retrouvé dans ces mouches. Elle sert aussi d'hôte intermédiaire pour le développement d'un cestode du poulet : *Choanotaenia infundibulum* **Bloch, 1779** (Kaufmann, 1996).

Certaines larves de mouches se nourrissent de cadavres en décomposition et peuvent ingérer la bactérie *Clostridium botulinum* **van Ermengem, 1896** qui sera transmise lors de l'ingestion des asticots par la volaille (Kaufmann, 1996).

Leurs larves sont l'une des causes de myiases secondaires des plaies, ce qui retarde leur cicatrisation (Moon, 2002).

S. calcitrans s'attaque aux mammifères et aux oiseaux. Elle peut provoquer une inflammation locale au niveau du point de pique (Baker, 2007), une irritation intense et une anémie lorsqu'elles sont présentes en grand nombre. Elles se développent dans les déchets riches en fibres et humides. Cette mouche sert d'hôte intermédiaire de *Hymenolepis carioca* **Magalhaes, 1898** (Kaufmann, 1996).

- Les Simuliidae : Le genre le plus important est *Simulium*. Les espèces spécifiques aux oiseaux incluent *S. bracteatum* **Coquillett, 1898**, *S. jenningsi* **Malloch, 1914**, *S. slossonae* **Dyar et Shannon, 1927**, *S. occidentale* **Townsend, 1891**, *S. croxtoni* **Nicholson et Mickel, 1950**, *S. euryadminiculum* **Davies, 1949**, *S. rugglesi* **Nicholson et Mickel, 1950**, *S. meridionale* **Riley, 1887** et *S. congareenarum* **Dyar et Shannon, 1927** (Baker, 2007).

Morphologie : Elles sont similaires aux moustiques dans la taille mais sont de couleur sombres, trapues avec des pattes courtes, les antennes sont coniques et constituées de sept à neuf articles, le thorax est arqué et leurs ailes renferment des nervures épaisses (fig. 20 a et b).

Biologie : Elles pondent leurs œufs seulement dans l'eau courante. Après l'éclosion, les larves se développent pendant 3 à 10 semaines avant de donner des pupes (fig. 20c). Les pupes peuvent rester pendant quelques jours à une semaine sous l'eau. Les adultes émergent au printemps, en été ou au début de l'automne, selon les espèces (Baker, 2007).

Pathogénie : Les Simulies aspirent souvent le sang de volaille. Elles sont responsables de la transmission des filaires, des protozoaires et de nombreux virus aux animaux. Elles s'attaquent souvent en groupe et perturbent le comportement de l'hôte, ainsi que la perte de poids, diminution de la ponte, perte d'appétit chez les jeunes animaux, dermatite et nécrose épidermique, stérilité, anémie et parfois la mort des oiseaux. L'obturation des voies respiratoires par les Simuliidae entraîne l'asphyxie (Kaufmann, 1996).

Les parasites les plus dangereux sont ceux qui causent les leucocytozoonoses. Parmi les 11 espèces connues comme vecteur de *Leucocytozoon*, il n'y a qu'une seule qui fait partie des Simuliidae. Les oiseaux qui présentent des infections chroniques, manifestent un affaiblissement du système immunitaire et une réduction de la reproduction. Les infections sévères, provoquent un amaigrissement, une déshydratation, des convulsions qui conduisent à la mort (Adler et McCreadie, 2002). Intérieurement, le foie et la rate de l'hôte mourant sont hypertrophiés, le muscle du cœur est de couleur pâle et les poumons sont encombrés (O'Roke, 1934).

Le protozoaire du genre *Trypanosoma* est transmis par des gouttelettes fécales contaminées, lors de la pique, lorsque les oiseaux consomment des simulies infestées ou lorsqu'ils consomment d'autres oiseaux qui ont été infectés (Adler et McCreadie, 2002).

- Hippoboscidae (super-famille : Hippoboscoidea) :

Morphologie : Ces mouches adultes sont d'un brun foncé, aplatis dorso-ventralement, et mesurent 6 mm de long. Leurs ailes sont courtes et transparentes, et leur appareil buccal est robuste (fig. 21) (Arends, 2003).

Biologie : Le cycle de vie des Hippoboscidae est unique, du fait que la maturation des larves se fait à l'intérieur de la femelle et la nymphose qui dure environ un mois à lieu après la ponte. La durée de vie des adultes est de 45 jours (Arends, 2003).

Pathogénie : Ces mouches affectent directement leur hôte, en se nourrissant de sang. Parfois, les animaux fortement infestés deviennent anémiques (Baker, 2007), très maigres et sensibles aux infections secondaires. Les jeunes oiseaux et les mammifères sont souvent plus infestés que les animaux âgés (Lloyd, 2002).

En plus du malaise causé par leurs piqures, ces *mouches poux* peuvent être gênantes, en rampant sur le corps de leurs hôtes. Chez les oiseaux infestés, une réduction de la productivité d'œufs est observée (Baker, 2007).

Ces insectes servent également de vecteurs d'agents pathogènes et parasites, et comme disséminateurs de certains Arthropodes Ectoparasites. Il s'agit notamment des trypanosomes, des filaires, des poux, et des Acariens (Lloyd, 2002).

Ornithomya avicularia **Linnaeus, 1758**, transmet *Trypanosoma avium* **Danilewsky, 1885**, aux oiseaux corvidés ; *Pseudolynchia canariensis* **Macquart, 1840** et *Stilbometopa impressa* **Bigot, 1885** sont des vecteurs éventuels de Trypanosome de pigeons (Columbidae) et de cailles (Phasianidés). Plusieurs espèces d'Hippoboscoidea ont été également signalées comme vecteurs de parasites sanguins, tels que *Haemoproteus*. Les différentes espèces d'*Haemoproteus* sont généralement transmises soit par les Hippoboscoidea ou par les Culicoides (Ceratopogonidae), mais pas par les deux (Lloyd, 2002).

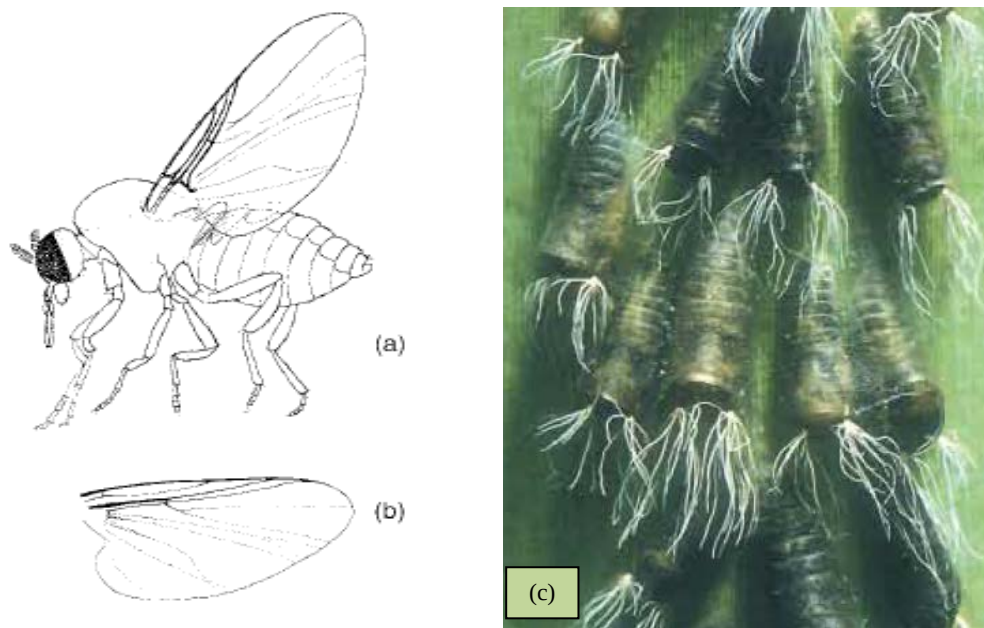


Figure 20. Différents stades de développement du genre *Simulium* : (a) femelle adulte, (b) aile, (c) nymphes de *Simulium* (Smart, 1943 ; Adler et McCreadie, 2002).

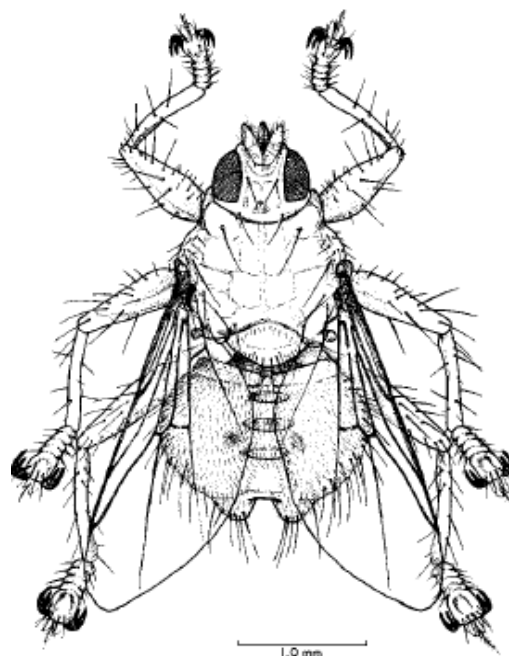


Figure 21. *Pseudolynchia canariensis* Macquart, 1840 adulte (Baker, 2007).

2. Acariens

2.1 Généralités

La classification et l'identification des Acariens peuvent être compliquées, du fait que les individus de la même espèce peuvent avoir des morphologies et des comportements très diversifiés.

Classification: Divers noms sont employés pour définir les différents groupes d'Acariens. En générale, les mites et les tiques sont considérées comme deux sous classe d'Acariens faisant partie de la classe des Arachnides (Arachnida). Il existe principalement, trois lignées: les Opiloacariformes, les Parasitiformes et les Acariformes.

Les Opiloacariformes, sont considérés comme les plus primitifs Acariens, ces derniers ne sont pas parasites. Les Parasitiformes, possèdent une à quatre paires de stigmates postérieurs latérales, s'étendant au coxa de la seconde paire de pattes, ce coxa est habituellement libre. Les Parasitiformes, incluent les tiques, constituées par les Metastigmata (divisés en deux principales familles : les Ixodidae ou tiques dures et les Argasidae ou tiques molles) et les Mesostigmata. Les Acariformes, n'ont pas de stigmate postérieur visible au niveau du coxa de la seconde paire de pattes. Dans ce cas le coxa est souvent fusionné au tégument ventral du corps. Les Acariformes, incluent les Sarcoptiformes et les Trombidiformes, souvent décrits, respectivement, comme Astigmata et Prostigmata.

Le terme Metastigmata, Mesostigmata, Astigmata et Prostigmata désigne la position des orifices respiratoires sur le corps qui fournissent un moyen pratique pour la distinction des quatre ordres d'importance parasitaire (Wall et Shearer, 2001).

Morphologie : Le corps des Acariens est divisé en deux sections : une antérieure (gnathosoma ou capitulum) et l'autre postérieure (idiosoma) (fig. 22a). Le gnathosoma renferme l'appareil buccal et l'idiosoma regroupe tous les autres organes.

Les nymphes et les adultes possèdent quatre paires de pattes, deux paires dans la région antérieure et deux autres dans la région postérieure. Les larves possèdent trois paires de pattes. La première paire de pattes est souvent modifiée pour former des structures sensorielles ou pour aider à la capture des proies, elle est fréquemment plus longue que les autres paires. Les pattes sont généralement divisées en six segments et sont attachées au corps au niveau du coxa, par la suite s'agencent le trochanter, fémur, genu, tibia et le tarsus (tarse). A ce dernier peut s'ajouté le prètarse (pretarsus) qui peut porter à son extrémité des griffes entre lesquelles se trouve une structure appelée : empodium (fig. 24a), présentant des forme diverses (Wall et Shearer, 2001).

Chez les Tiques Ixodidés, le coxa peut être armé intérieurement et extérieurement par des éperons (spur) ventraux (fig. 24b), dont le nombre, la taille et la forme peuvent être très importants pour l'identification des espèces. Les pattes des Tiques, comme chez les autres Acariens (mites), se terminent généralement par une paire de griffes et des sorts de ventouses bien développées appelées pulvillus (Wall et Shearer, 2001).

Sur les tarsi de la première paire de pattes s'observe un puits appelé organe de Haller, ce dernier contient des soies chimio-réceptrices qui aident à localiser l'hôte (fig. 24c).

L'idiosoma peut être souple, présentant des plis ou sclérifié. Cependant, beaucoup d'Acariens (mites) peuvent avoir deux ou plusieurs plaques (plate) dorsales sclérifiées et deux ou trois plaques ventrales : plaque sternale, génito-ventrale et anale. Ces dernières constituent un critère d'identification (fig. 22b et 23b) (Wall et Shearer, 2001).

Les Tiques Ixodidés possèdent des boucliers (shield) ou plaques au niveau de l'idiosoma appelés : scutum (fig. 23a). Chez les mâles, le scutum recouvre toute la surface dorsale, tandis que chez les femelles le scutum est relativement petit afin de faciliter l'extension du corps qui se produit durant l'alimentation. Une région située sur la marge postérieure du corps présentant des structures rectangulaires appelée festons (festoon) (fig. 23a), séparés toujours par des sillons (groove).

Chez beaucoup d'Acariens de petite taille, en particulier les astigmates, la respiration se fait directement par le tégument. Chez d'autres, de un à quatre orifices respiratoires se trouvent sur l'idiosoma (Wall et Shearer, 2001).

Les poils ou les soies, couvrent l'idiosoma de nombreux Acariens, ils possèdent généralement une fonction sensorielle. Le nombre, la position et la taille des soies, constituent un critère d'identification des espèces (Wall et Shearer, 2001).

Le gnathosoma (capitulum) constitue un appareil buccal très spécialisé. Il porte une paire de palpes (palp), qui sont de simples organes sensoriels qui aident les Acariens à localiser leur alimentation. Les palpes sont constitués de un à deux segments chez de nombreux Astigmata et Prostigmata ; et de cinq à six segment chez les Mesostigmata. Chez les Tiques, elles sont constituées de quatre segments. Le dernier segment de chaque palpe porte souvent des griffes palpaux ou apotele. Entre les palpes se trouvent une paire de chélicères. Ces derniers sont utilisés pour couper, saisir ou percer et leur structure est variable en fonction des habitudes alimentaires des différentes espèces d'Acariens. A leur extrémité les chélicères (Cheliceral) peuvent également porter des pinces (ou chélipèdes). Entre les chélicères se trouve le cône buccal. Le cône buccal et les chélicères s'ajustent dans la partie antérieure de l'opisthosoma (Wall et Shearer, 2001).

Celui-ci est formé par une saillie de la paroi dorsale du corps, appelé rostrum (rostre), et ventralement et latéralement par l'élargissement du coxa des palpes (Wall et Shearer, 2001).

Chez les Acariens Mesostigmata les segments coxaux des palpes élargis et fusionnés à la base du gnathosoma sont connus sous le nom de : base du capitulum (Basis capituli). Les chélicères sont situées sur la base du capitulum (fig. 25) (Wall et Shearer, 2001).

L'appareil buccal des Tiques Ixodidés est de structure similaire à celui des Acariens (mites). La paroi inférieure de la base du capitulum est prolongée antérieurement et ventralement pour former un hypostome médian. Ce dernier n'est pas mobile et chez les larves les nymphes et les femelles adultes il est armé de rangées de dents dirigées ventralement vers l'arrière (fig. 25). Les Tiques pourvues de longues pièces buccales peuvent rester attacher à leur hôte pendant plusieurs jours durant leur alimentation par l'intermédiaire des chélicères et l'hypostome. Cependant, pour les Tiques qui possèdent des pièces buccales courtes, l'attachement est maintenu durant l'alimentation par les sécrétions des glandes salivaires qui durcissent autour des pièces buccales et fixent efficacement la Tique (Wall et Shearer, 2001).

Biologie : Les femelles pondent des œufs de grande taille, qui donnent à l'éclosion des larves à six pattes. Les larves muent pour devenir des nymphes à huit pattes (fig. 26). Il peut y avoir entre un à trois stades nymphaux, donnant respectivement des protonymphes, deutonymphes et tritonymphes. Chez beaucoup de groupes d'Acariens, l'un des trois stades nymphaux est habituellement inactif et le développement se produit sans alimentation.

Les Acariens sont des êtres vivants de petite taille capables de s'adapter à divers habitats. Le nombre d'œufs pondus par une femelle est très variable. Le cycle de vie de beaucoup d'espèces parasites peut être complété dans moins de 4 semaines et chez certaines espèces il peut être achevé en moins de 8 jours. Par conséquent, ces Acariens ont un grand potentiel pour augmenter leurs populations (Wall et Shearer, 2001).

Les Tiques sont des Ectoparasites obligatoires hématophages des vertébrés en particulier les mammifères et les oiseaux. Elles sont généralement grandes et vivent plus longtemps que les mites. Elles se nourrissent périodiquement en prenant une grande quantité de sang ; souvent avec une longue période passée hors de leur hôte entre chaque repas. L'habitat dans lequel elles vivent est particulièrement important, ce dernier, doit répondre à deux principales exigences : présence d'hôtes pour chacun des stades de développement, et la disponibilité d'un taux d'humidité suffisamment élevé pour le maintien de l'équilibre hydrique. Dans les zones où l'humidité est faible, les Tiques résistent à la dessiccation en consacrant moins de temps à la recherche de l'hôte (Wall et Shearer, 2001).

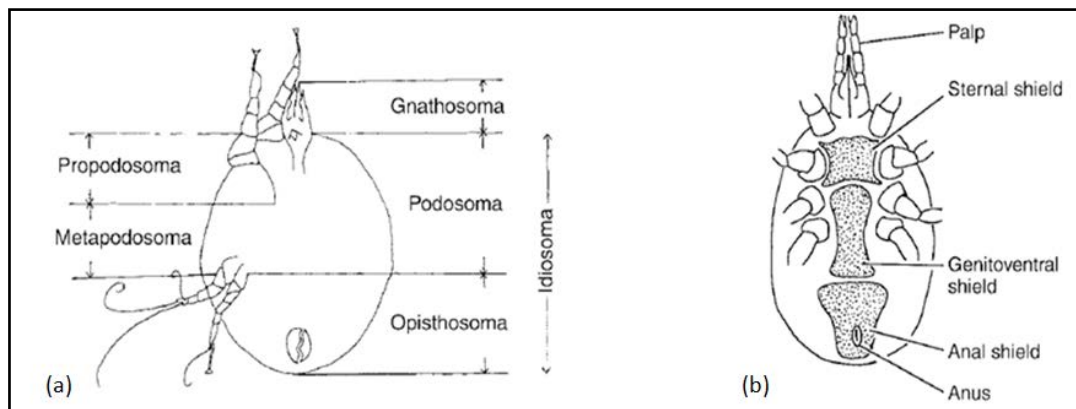


Figure 22. Morphologie d'une Mite: (a) différentes parties du corps ; (b) plaques ventrales d'un Acarien Mesostigmaté (Wall et Shearer, 2001).

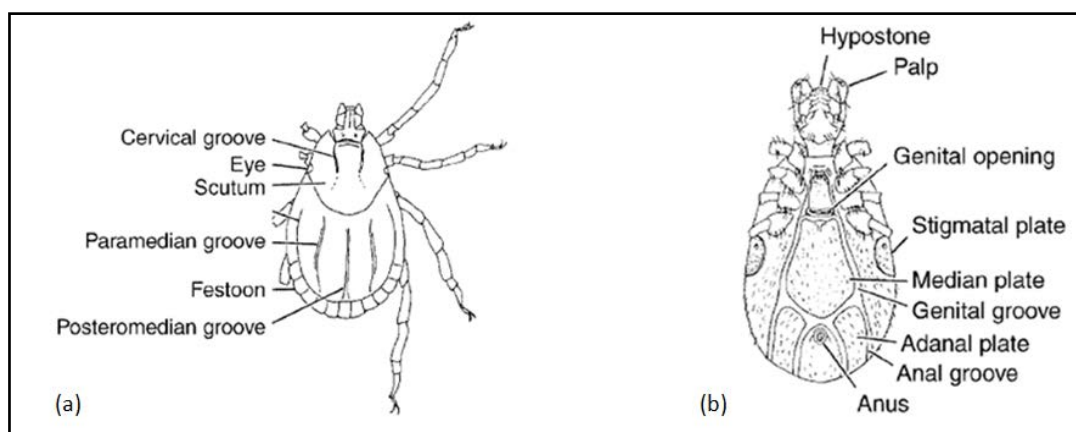


Figure 23. Morphologie d'une Tique : (a) vue dorsale d'une femelle ; (b) vue ventrale d'un mâle (Wall et Shearer, 2001).

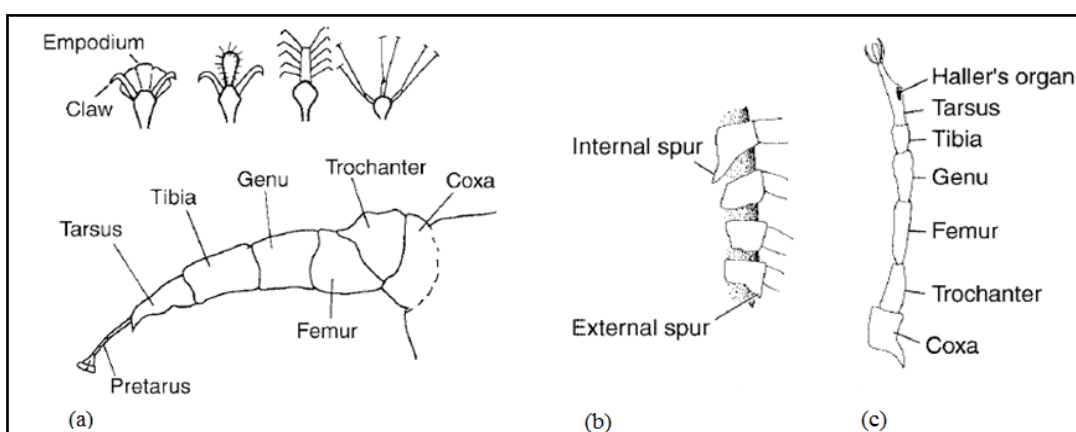


Figure 24. (a) différents segments de la patte d'une Mite et diverses structures des griffes et de l'empodium ; (b) vue ventrale du coxa et (c) différents segments de la patte d'une Tique (Wall et Shearer, 2001).

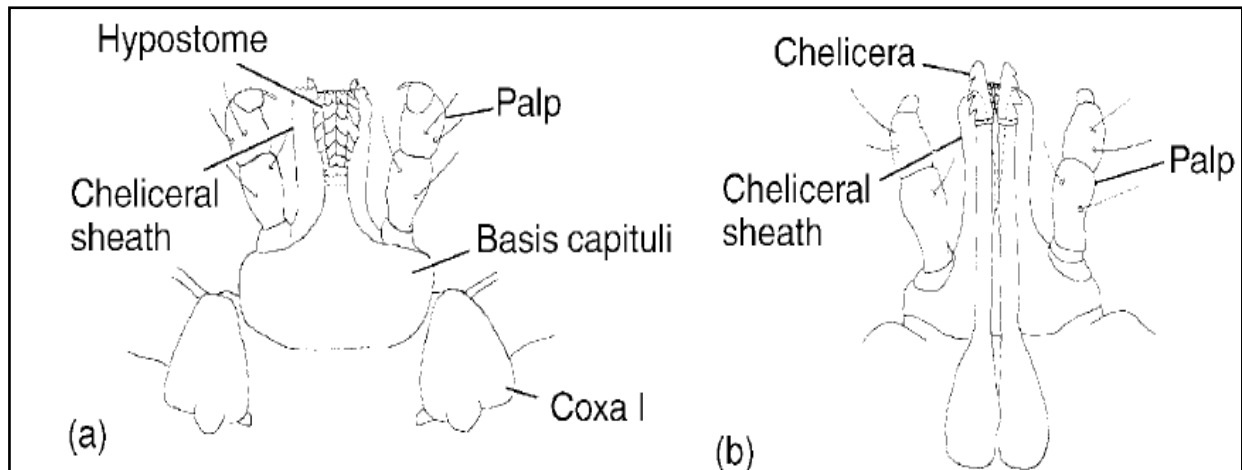


Figure 25. Pièces buccales d'une Tique : (a) vue ventrale, montrant un hypostome denté ;
(b) vue dorsale, montrant les chélicères (Wall et Shearer, 2001).

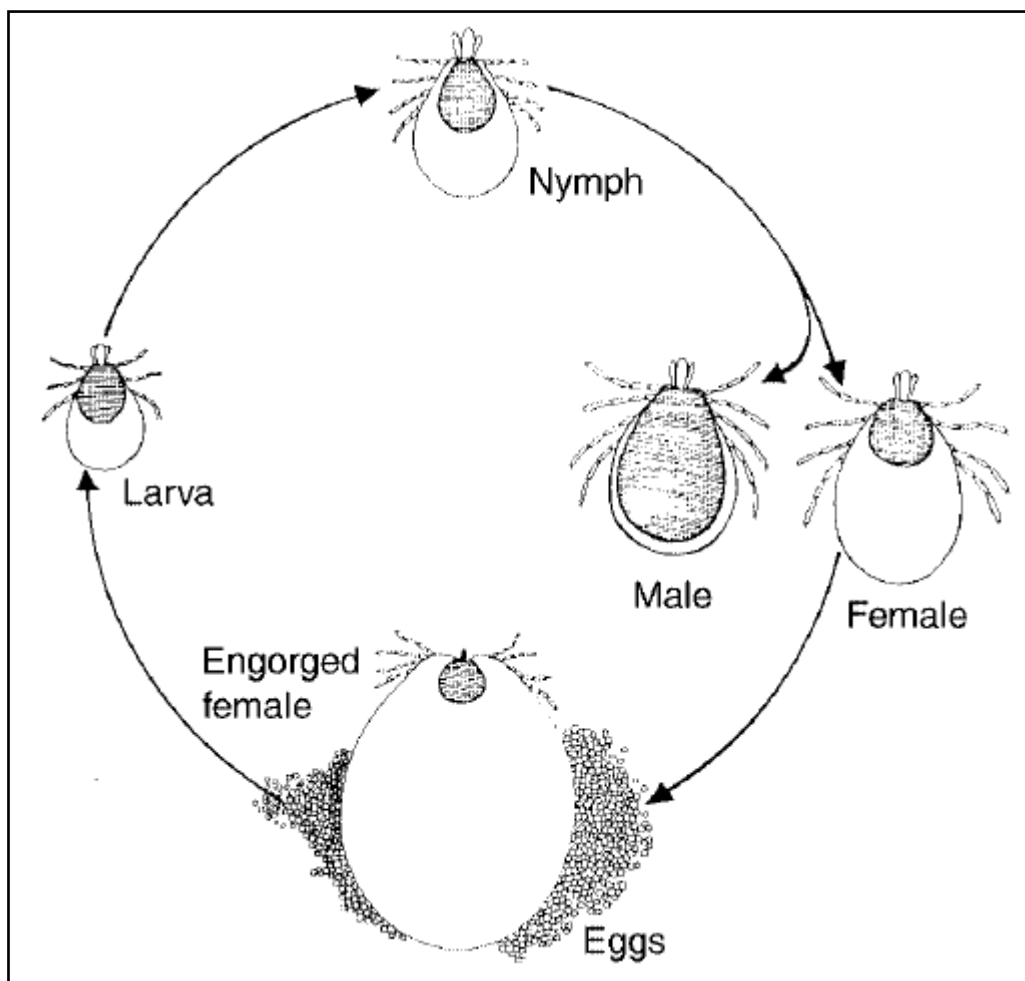


Figure 26. Cycle de vie d'une Tique Ixodides (Urquhart *et al.*, 1987).

2.2 Acariens du poulet domestique

2.2.1 Les Tiques

- Ordre des Metastigmata :

- Famille des Argasidae :

- *Argas sp* (Tique des volailles) affectent de nombreuses espèces d'oiseaux et de mammifères. Elle a été signalée chez le poulet, dinde, canard, oie, pigeons, canaris, caille et autres oiseaux. Les espèces les plus importantes sont: *A. persicus* **Oken, 1818** (fig. 27), *A. sanchezi* **Dugès, 1887**, *A. radiatus* **Railliet, 1893**, *A. miniatus* **Koch, 1844**, *A. reflexus* **Fabricius, 1794**, *A. hermanni* **Audouin, 1827**, *A. neghmei* **Kohls & Hoogstraal, 1961** et *A. robertsi* **Hoogstraal, Kaiser & Kohls, 1968** (Arends, 2003).

Morphologie : La famille des Argasidés est caractérisée par l'absence d'écusson (ou scutum) chitinisé, par la présence d'un rostre infère (sauf chez les larves où il est terminal), ainsi que par des palpes cylindriques et un faible dimorphisme sexuel (Baud'huin, 2003).

Les espèces du genre *Argas* sont de forme ovale mesurant 4 à 11 mm de long. Elles sont pourvues d'un tégument plissé avec des disques rayonnants délimités latéralement par des cellules quadrangulaires (Baker, 2007).

Biologie: Les Tiques du genre *Argas* se nourrissent la nuit. Les femelles pondent entre 500 et 1000 œufs, répartis en quatre ou cinq paquets dissimulés dans différentes anfractuosités. Toutefois, elles consomment nécessairement un repas de sang avant la ponte. Les œufs éclosent au bout d'une semaine si la température est élevée, mais parfois trois mois sont nécessaires si les conditions climatiques sont défavorables. Les larves recherchent l'hôte au bout de quelques jours ; cependant, elles sont capables de survivre plusieurs mois sans se nourrir. Comme pour les *Ixodidae* la Tique molle n'effectue qu'un seul repas sanguin avant la mue. De plus, la femelle se nourrit généralement avant de s'accoupler (Darrigade, 1999), elles repèrent leur hôte grâce au dioxyde de carbone qui leur permet d'estimer leur distance par rapport à l'oiseau (Baud'huin, 2003). Les larves se nourrissent pendant 5 à 10 jours, puis muent en nymphes. Les nymphes passent par deux ou trois stades, selon les espèces, puis mue une dernière fois pour devenir adultes (Baker, 2007). Le cycle complet s'effectue en moins de deux mois à la belle saison (Darrigade, 1999).

Pathogénie : Elles ont un pouvoir pathogène direct qui est fonction de la sensibilité de l'oiseau et de leur nombre (Baud'huin, 2003).

Ces parasites agissent en induisant une anémie, en particulier chez les jeunes animaux et une paralysie, qui est provoquée par leurs toxines (Baud'huin, 2003).

Elles ont également un pouvoir pathogène indirect. En tant qu'insecte piqueur, elles sont potentiellement vectrices de *Borrelia anserina* **Sakharoff 1891**, agent causal de la spirochétose aviaire (Da Massa et Adler, 1979), et *Aegyptianella pullorum* **Carpano 1929**, agent causal d'Aegyptianellose (Gothe, 1992). L'inoculation peut avoir lieu à la faveur d'une souillure du rostre. Cependant, ce dernier ne peut assurer la pérennité d'une espèce parasite puisque la Tique mue et renouvelle ses pièces buccales entre deux repas de sang. Toutefois, il est important de noter que les oiseaux migrateurs transportent des Tiques porteuses de maladies sur de très longues distances (Darrigade, 1999).

- *Ornithodoros* sp : Les espèces parasitant les oiseaux sont : *O. turicata* **Dugès, 1876**, *O. parkeri* **Cooley, 1936**, *O. talaje* **Guerin-Meneville, 1849**, et *O. moubata* **Murray, 1877**.

Morphologie et biologie : Les Tiques *Ornithodoros* sont semblables en apparence à *Argas*, ainsi que le cycle de vie, sauf que la plupart des larves *Ornithodoros* restent attachées à l'hôte pendant plusieurs jours tout comme les Tiques dures. En outre, après le repas de sang des larves, *Ornithodoros* muent deux fois sans repas supplémentaires (Baker, 2007).

Pathogénie : Les oiseaux fortement infestés peuvent devenir anémiques et paraître faible, émacié et pâle (Baker, 2007).

- Famille des Ixodidae :

- *Amblyomma* sp et *Hyalomma* sp : Les oiseaux, domestiques ou sauvages, sont les hôtes préférentiels de ces Ixodidés (Bussieras et Chermette, 1991; Darrigade, 1999). Les espèces courantes du genre *Amblyomma* sont : *Amblyomma americanum* **Linnaeus, 1758** (fig. 28), *A. maculatum* **Koch, 1844**, *A. tuberculatum* **Marx, 1894**, *A. variegatum* **Fabricius, 1794**, et *A. hebraeum* **Koch, 1844**. Parmi les espèces du genre *Hyalomma* identifiées: *H. marginatum marginatum* **Koch, 1844**, *H. marginatum rufipes* **Koch 1844**, *H. excavatum* **Koch, 1844**, *H. impelatum* **Schulze & Schlottke, 1930** et *H. truncatum* **Koch, 1844** (Arends, 2003).

Morphologie: La famille des Ixodidés est caractérisée par la présence d'un écusson dorsal développé, d'un rostre terminal existant à tous les stades, de palpes creusés, et enfin d'un dimorphisme sexuel très prononcé (Bussieras et Chermette, 1991; Darrigade, 1999).

A. americanum, mesure 3 mm de long. Les femelles gorgées peuvent aller jusqu'à 11 mm de long. Les mâles sont caractérisés par l'aspect brillant et rouge brunâtre de leur scutum (ou écusson) avec des bandes latérales claires et deux ornements postérieurs en forme de U (Baker, 2007).

Biologie : L'accouplement a lieu généralement au moment du repas sanguin. Par la suite, les mâles meurent et les femelles se laissent tomber au sol (Darrigade, 1999).

Elles pondent alors plusieurs milliers d'œufs dans une seule anfractuosité, puis disparaissent à leur tour (Bussieras et Chermette, 1991; Darrigade, 1999). Cette Tique possède trois hôtes. Les femelles pondent 2000   10 000 œufs. Ceux-ci éclosent en trois à quatre semaines. Les larves se nourrissent, muent, et quittent temporairement l'hôte puis se développent jusqu'au stade nymphal, et enfin deviennent adultes. Le cycle de vie de *Hyalomma* est similaire à celui d'*Amblyomma* (Baker, 2007).

Les Tiques dures se déplacent très rarement à la recherche d'un hôte. Elles chassent à l'affût la plupart du temps, adoptant ainsi une stratégie d'attente. Les Tiques exophiles se suspendent au dessus du sol en se fixant par les pattes arrière à des végétaux. Les Tiques endophiles, attendent l'hôte dans des cavités souterraines. Elles se gorgent de sang puis se décrochent après quelques jours. Elles entament par la suite une phase de vie libre puis poursuivra la quête d'un nouvel hôte. Ainsi, à chaque stade de son développement, la Tique n'effectue qu'un seul et unique repas de sang, avant de réaliser sa mue. Dans les zones tempérées, la plupart des Ixodidae évoluent en changeant de stade une fois par an. Ces derniers entrent en diapause pendant l'hiver (Bussieras et Chermette, 1991; Darrigade, 1999).

Pathogénie : Les fortes infestations provoquent une anémie qui se traduit par une asthénie et une léthargie (Baker, 2007).

-*Haemaphysalis leporispalustris* **Packard, 1869**: Bien que le lapin soit l'hôte spécifique de cette espèce, les larves et les nymphes immatures peuvent se nourrir sur le poulet et d'autres oiseaux. Outre *H. leporispalustris* **Packard, 1869**, d'autres espèces d'*Haemaphysalis* sont répertoriées sur les oiseaux tels que : *H. punctata* **Canestrini & Fanzago, 1878** et *H. concinna* **Koch, 1844** (Baker, 2007).

Morphologie et biologie : Toutes ces espèces passent par trois hôtes (Baker, 2007). *H. leporispalustris* est une Tique relativement de petite taille, ne mesurant que 2,2   2,6 mm de long. Elle est pourvue d'une base du capitulum rectangulaire. Les femelles peuvent mesurer jusqu'à 10 mm lorsqu'elles sont gorgées de sang. Les adultes vivent jusqu'à un an.

Pathogénie : *H. leporispalustris* peut causer une anémie, léthargie, amaigrissement lorsqu'ils sont présents en grand nombre. Cette espèce ainsi que les espèces apparentées peuvent servir de vecteurs de beaucoup de maladies zoonotiques (Baker, 2007).

- *Ixodes* sp : Les espèces du genre *Ixodes* ont été occasionnellement signalées sur les oiseaux. Les formes immatures de *I. scapularis* **Say, 1821** (fig. 29), *I. pacificus* **Cooley et Kohls, 1943**, *I. ricinus* **Linnaeus, 1758**, *I. persulcatus* **Schulze, 1930** et *I. holocyclus* **Neumann, 1899** ont été également observées sur les oiseaux (Baker, 2007).

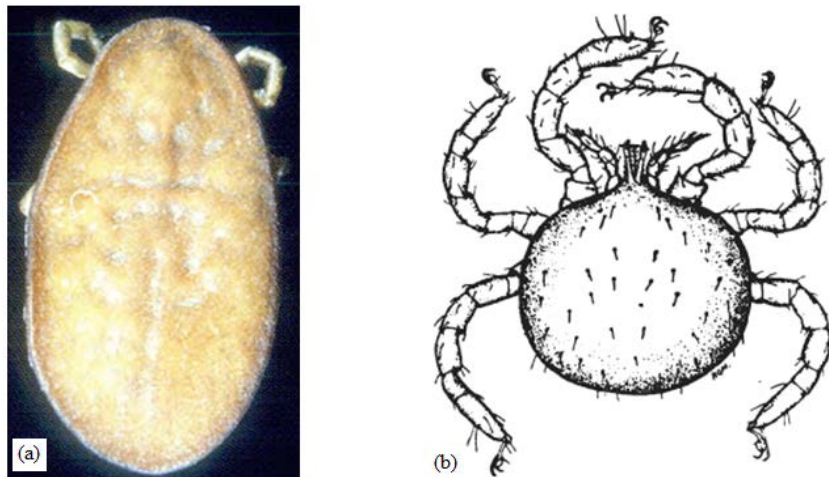


Figure 27. *Argas persicus* Oken, 1818. (a) vue dorsale (le mâle est de 4 à 5 mm et la femelle est de 7 à 10 mm de long. (b) larve (Kaufmann, 1996).

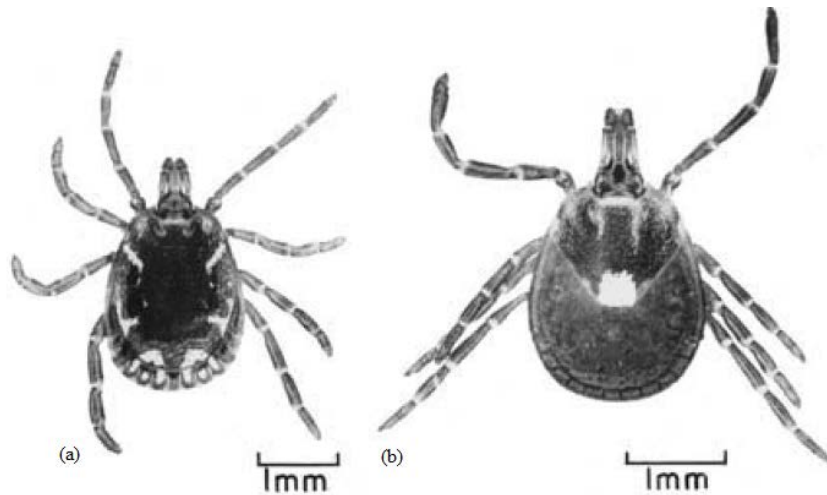


Figure 28. *Amblyomma americanum* Linnaeus, 1758. (a) Mâle, (b) Femelle (Baker, 2007).

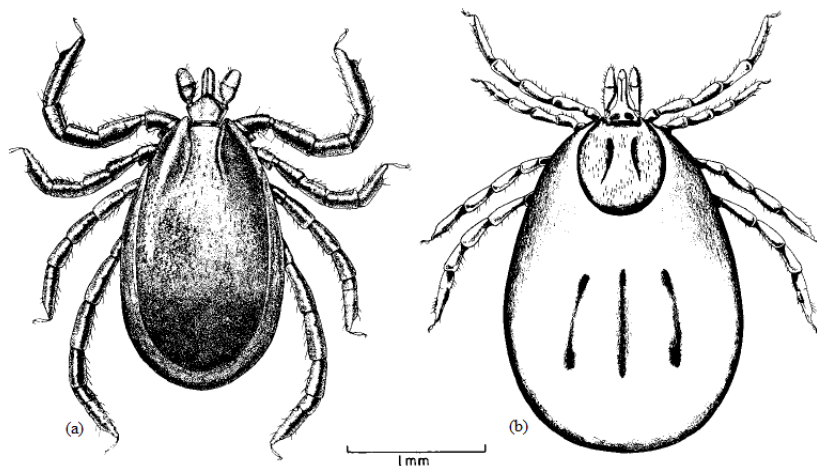


Figure 29. *Ixodes scapularis* Say, 1821. (a) Mâle. (b) Femelle (Baker, 2007).

Morphologie: les Tiques du genre *Ixodes* sont de 2 à 3 mm de long, mais les femelles gorgées mesurent 7 à 16 mm. Elles sont caractérisées par la présence de sillons qui se rejoignent en avant de l'anus. Les pièces buccales sont longues. Le scutum est dépourvu d'yeux, la partie postérieure de leur corps n'est pas festonnée, et il y a aussi absence d'ornementations. Les mâles possèdent sept plaques qui couvrent la surface ventrale. Celles-ci sont absentes chez la femelle (Baker, 2007).

Biologie: Ces parasites passent par trois hôtes. La durée de chaque étape du cycle varie selon les espèces. Il peut exiger de sept mois à trois ans pour s'achever (Baker, 2007).

Pathogénie : Puisque les pièces buccales d'*Ixodes* sont longues, celles-ci peuvent rester dans les tissus après le retrait de la Tique. Cela peut causer une inflammation et une infection bactérienne secondaire. Les infestations graves peuvent provoquer une anémie, léthargie et affaiblissement (Baker, 2007).

2.2.2 Les Mites (Acariens)

- Ordre des Astigmata :

Chez ce groupe aucun stigmate n'est visible. La respiration se fait à travers le tégument mince. La localisation de ces parasites est variable en fonction des espèces : Certains déterminent une acariose de la peau, d'autres des plumes.

Les Acaridae psoriques, sont des agents de gale, vivant à la surface ou dans l'épaisseur de l'épiderme. Les Acaridiés plumicoles vivent dans le plumage et non sur la peau. Ils sont peu pathogènes. Ils colonisent surtout les petites plumes de la tête et du cou (Baud'huin, 2003).

- *Knemidocoptes gallinae* **Railliet, 1887** (fig. 30a) : a été signalé sur le poulet, pigeon et faisan (Arends, 2003).

Morphologie: Les adultes mesurent entre 204 à 210 μ de long et 144 à 150 μ de large. Les femelles mesurent entre 340 à 435 μ de long, elles ressemblent aux femelles de *K. mutans* **Robin & Lanquetin, 1859** sauf que chez cette espèce les stries dorsales transversales ne sont pas interrompues (Arends, 2003 ; Baker, 2007).

Pathogénie : Les Acariens creusent des puits à la base des axes des plumes et causent un prurit. Des écailles et des petites papules sont produites ce qui donne à la peau l'aspect épais et ridé. Les oiseaux affectés perdent leurs plumes, du poids et la ponte des œufs est réduite (Baker, 2007).

- *Knemidocoptes mutans* **Robin & Lanquetin, 1859** ou (*Cnemidocoptes mutans* (selon Kaufmann, 1996)) : L'hôte naturel de cette espèce est le poulet.

Morphologie: *C. mutans* (fig. 30b) mesure 350 à 450µ de long et 280 à 380µ de large. Les adultes possèdent des pattes courtes et un épiderme strié.

Biologie : Le cycle de vie de *C. mutans* s'effectue sur la peau de l'hôte en 10 à 14 jours. Les femelles creusent des tunnels dans l'épiderme dans lesquels elles pondent leurs œufs. Les œufs éclosent au bout de trois à huit jours, et les larves migrent vers la surface de la peau où elles subissent des mues successives pour atteindre le stade adulte (Arends, 2003 ; Baker, 2007).

Pathogénie : Cette espèce provoque la gale des pattes (fig. 30c). Parfois les lésions atteignent la crête ou les barbillons. Ces lésions se traduisent par une irritation, une inflammation, formation de vésicules, exsudation séreuse et formation de croûtes.

Dans le cas où l'infection s'aggrave, il peut y avoir une distorsion des membres, des boiteries et amputation des membres (Morishita, 2005).

-*Laminosioptes cysticola* **Megnin, 1880**: Cette espèce a été signalée chez le poulet, faisan, oie, pigeon et d'autres oiseaux (Arends, 2003).

Morphologie: *L. cysticola* (fig. 31a) est de 250µ de long et 110µ de large, et dispose d'un tégument dorsal lisse et de longues soies. La taille du gnathosome est réduite, et les deux premières paires de pattes sont courtes et se terminent par un tarse en forme de griffes. Les troisième et quatrième paires sont plus longues avec des tarsi aux quels sont annexés une sorte de longues ventouses (Arends, 2003 ; Baker, 2007).

Biologie : Peu de détails sur le cycle de vie de *L. cysticola* sont disponibles, mais les femelles pondent des œufs embryonnés et le cycle de vie se déroule sur l'hôte (Baker, 2007).

Pathogénie : Les oiseaux infestés développent de petits nodules jaunes localisés dans le tissu sous-cutané. Ces nodules se calcifient après la mort de l'Acarien (Arends, 2003). Les oiseaux peuvent ne pas montrer de signes cliniques. Les carcasses peuvent présenter un goût désagréable lors de leur consommation. En cas de fortes infestations, les signes cliniques sont les suivants : statisme des ailes, démarche instable à cause de l'atteinte de la région du plexus brachial et des nerfs sciatiques (Smith *et al.*, 1997).

-*Epidermoptes* *sp* (fig. 31b): Les Epidermoptidés constituent une famille d'Acariens de très petite taille qui vivent généralement à la surface de la peau mais qui peuvent, dans certains cas, entrer plus profondément dans l'épiderme et les bulbes plumeux, engendrant une véritable gale (Baud'huin, 2003 ; Sabuni *et al.*, 2010).

Morphologie : Ils sont caractérisés par leurs pattes pourvues de petites ventouses ambulacraires. La femelle possède un abdomen non échancré contrairement au mâle qui présente aussi des ventouses copulatrices. Le mâle mesure 200µ de long sur 120µ de large, la femelle 250µ sur 150µ (Maziad, 1999).

Pathogénie : *E. bilobatus* **Rivolta, 1876** est l'un des agents de la gale de la tête. Il provoque des squames grises ou jaunâtres ayant un aspect de mie de pain desséchée, pouvant former des cornets autour des points d'implantation des plumes (Baud'huin, 2003).

-*Analges* et *Megninia* : Les espèces appartenant à ce genre sont caractérisées par la présence de plaques chitineuses dorsales en bouclier. En outre la 1^{ère} et la 2^{ème} paire de pattes possèdent des protubérances triangulaires, la 3^{ème} paire de pattes chez les mâles étant très développée.

Megninia cubitalis **Mégnin in Robin & Mégnin, 1877**, parasite les plumes de nombreux galliformes. Elle mesure environ 400µ de long. Le mâle est losangique alors que la femelle est ovale. Les pattes antérieures sont en forme de « S ». L'avant dernier article du tarse porte une forte épine courbée (Maziad, 1999).

-Les *Dermoglyphidae* : Les espèces appartenant à cette famille colonisent les grandes plumes, rémiges et rectrices. Elles sont caractérisées par la présence de plaques dorsales et par l'absence de protubérances triangulaires sur les pattes I et II, les pattes postérieures des mâles étant normales (Baud'huin, 2003).

Parmi les espèces retrouvées chez les galliformes en particulier le poulet domestique *Dermoglyphus elongatus* **Robin et Mégnin, 1877** (fig. 31c) (Vilas Boas Filho, 2008).

-D'autres espèces de l'Ordre des Astigmates tel que : *Paralges pachycnemis* **Trouessart et Mégnin, 1877** (fig. 32a) (*Dermoglyphidae*) et *Gaudoglyphus minor* **Nörner, 1882** (*Gaudoglyphidae*) ont été décrites par Vilas Boas Filho (2008) dans une étude réalisée sur le poulet domestique.

- Ordre des Prostigmata

Cet ordre est caractérisé par la présence de stigmates sur le gnathosoma.

-*Syringophilus bipectinatus* **Heller, 1888** (fig. 32b) : possède un corps très allongé, presque vermiforme, un peu plus large dans sa région antérieure que dans sa région postérieure.

Son rostre est puissant et losangique, ses chélicères sont styliformes. Les pattes sont relativement courtes et à la base des tarsi existent deux organes chitineux en forme de peigne. Ce parasite vit dans le canal (axe) des plumes de nombreuses espèces d'oiseaux mais il n'est généralement pas pathogène (Baud'huin, 2003 ; Vilas Boas Filho, 2008).

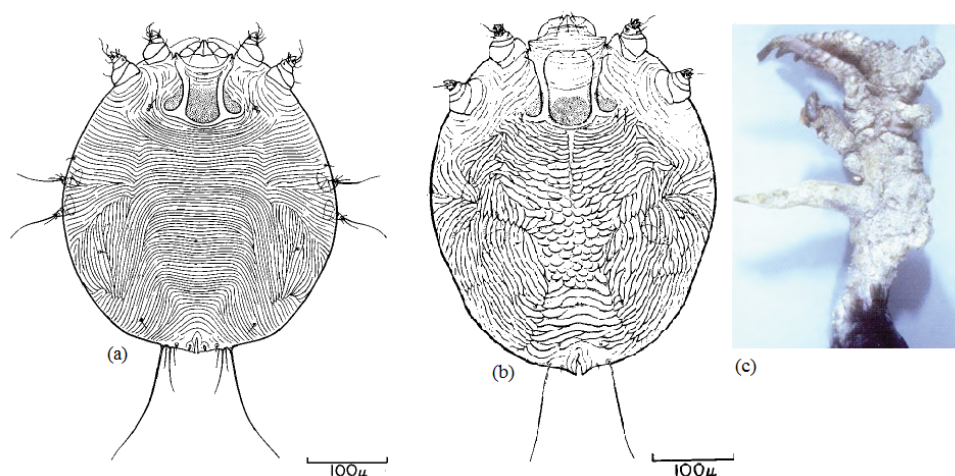


Figure 30. (a) *K. gallinae*: face dorsal de la femelle ; (b) *C. mutans*, face dorsal de la femelle (Baker, 2007) ; (c) déformation de la patte due à l'infestation par *C. mutans* (Kaufmann, 1996).

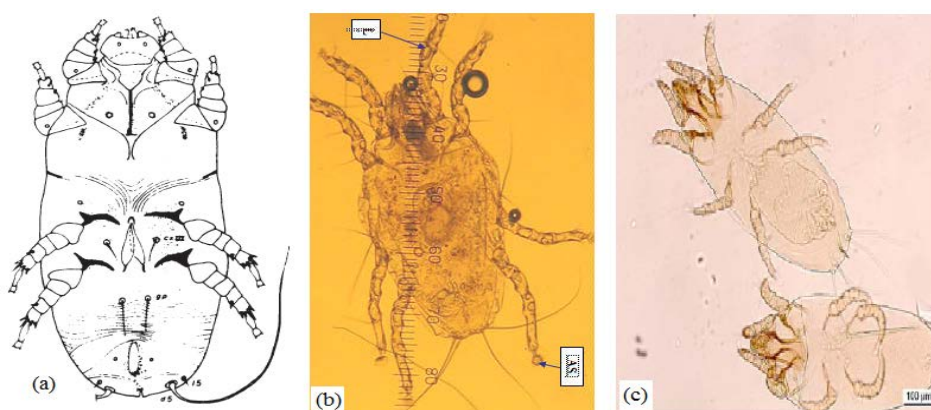


Figure 31. (a) *L. cysticola*, femelle: vue ventrale (Kaufmann, 1996) ; (b) *Epidermoptes* spp, mâle : 'L' patte, 'AS' ventouse ($\times 40$) (Sabuni *et al.*, 2010) ; (c) *D. elongatus*, femelle avec œuf embryonné (Vilas Boas Filho, 2008).

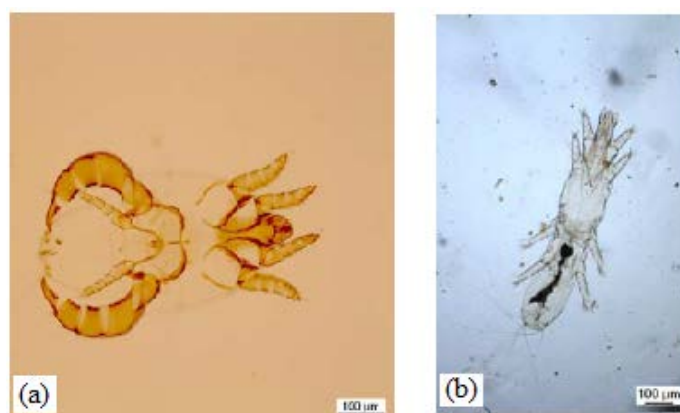


Figure 32. (a) *P. pachynemesis*, mâle : vue ventrale ; (b) *S. bipectinatus*, vue ventrale (Vilas Boas Filho, 2008).

- **Ordre des Mésostigmata**

La principale caractéristique des dermanysses, comme tous les autres Mésostigmates est la présence de stigmates respiratoires au voisinage de la troisième paire de patte.

La super-famille des Dermanyssoidea regroupe 13 familles parmi lesquelles, deux renferment des parasites externes de volailles : les Dermanyssidés qui regroupe deux principaux genres (Dermanyssus et Liponyssoides) et les Macronyssidés dont le principal genre est (Ornithonyssus) (Bon, 2006).

-Dermanyssus gallinae **De Geer, 1778**: ou *pou rouge* est rencontré chez 30 espèces d'oiseaux et 10 espèces de mammifères. Les principaux hôtes sont : le poulet domestique, le dindon, le canard, le pigeon, le moineau, l'étourneau et le canari (Bon, 2006).

Morphologie : Les Dermanysses possèdent un corps ovalaire et des pattes longues terminées par deux griffes et une ventouse. Le genre Dermanyssus est caractérisé par la présence d'une plaque sternale perpendiculaire par rapport à l'axe du corps et légèrement incurvée en direction du rostre en comparaison avec le genre *Liponyssoides* dont la plaque sternale est pratiquement hexagonale (Bon, 2006). La forme des chélicères ainsi que la forme et la disposition des plaques sclérifiées constituent les principaux caractères de différenciation taxonomique entre les Dermanyssidés et les Macronyssidés (Baker, 1999). Les deux principales espèces parasitant le poulet sont *D.gallinae* et *Ornithonyssus sylviarum* **Canestrini & Fanzago, 1877**. Ces deux espèces se différencient par la forme de leur plaque anale qui est chez la femelle *D. gallinae* en forme de trapèze dans sa moitié postérieure et en forme de goutte d'eau dans sa moitié antérieure chez *O. sylviarum*.

D. gallinae (fig.33) est facilement observé à l'œil nu. La femelle adulte est ovale, elle mesure entre 0,6 à 0,8 mm de long sur 0,4 mm de large, sa longueur dépasse 1mm quand elle est gorgée de sang. Le mâle est légèrement plus petit que la femelle de quelques dizaines de micromètres (Bon, 2006).

La couleur varie du gris blanc au noir, mais après un repas de sang elle change du rouge clair à foncé (Reynaud *et al.*, 1997). L'aspect de poudre poivre et sel de leurs excréments est caractéristique de leur présence (Bon, 2006).

D.gallinae est caractérisée par la présence de chélicères minces à trois segments, en forme de fouet dont les deux derniers forment une petite pince puissante et coupante (Kettle, 1992). Ces chélicères sont enserrées dans des fourreaux d'où elles peuvent s'extraire. La longueur totale des chélicères peut atteindre la moitié de celle du corps (Bon, 2006).

Biologie : C'est une espèce hématophage et lucifuge, elle se nourrit pendant la nuit ou dans l'obscurité, ou même pendant la journée après de longues périodes de jeun. Elle est capable de survivre sans se nourrir jusqu'à 9 mois si elle est protégée contre la dessiccation. La prise du repas sanguin peut durer jusqu'à 2 heures (Bon, 2006).

Elle se trouve sous les fientes sèches, en bordure des nids, sur les perchoirs et dans tous les interstices de l'élevage situés près des poulets. Elle résiste à de grands écarts de température mais les températures supérieures à 45°C et inférieures à -20°C lui sont fatales.

La fécondation est possible aussi bien chez la femelle gorgée de sang ou non. La ponte a lieu de 12 à 24 heures après le repas sanguin. La femelle peut pondre jusqu'à 9 œufs par ponte et 30 œufs au cours de sa vie à une température optimal de 20°C et 70% d'humidité relative. Les œufs éclosent au bout de 2 à 3 jours (Bon, 2006).

La larve hexapode se transforme en une protonympe octopode après 1 à 2 jours sans se nourrir, cette dernière a besoin d'un repas sanguin pour se transformer en deutonympe. Après une prise alimentaire sanguine supplémentaire, la deutonympe se transforme en adulte. Dans des conditions optimales d'humidité et de température, le cycle de développement de l'œuf à l'adulte peut durer moins d'une semaine (Bon, 2006).

Pathogénie : *D. gallinae* ne devient nuisible que lorsqu'elle est présente en grand nombre. Ses repas nocturnes perturbent le sommeil des poulets ce qui les rend irritables (Kilpinen *et al.*, 2005). Les poulets sont stressés ce qui favorise le comportement de piquage qui correspond à une augmentation du nombre de coups de bec échangés. Le piquage favorise le développement des colibacilloses et peut entraîner la mort, ainsi que le développement du cannibalisme dans les élevages. Cela peut avoir des conséquences économiques négatives.

De plus, en privant l'hôte d'une quantité de sang importante, ces Acariens peuvent provoquer une anémie voire même une augmentation significative de la mortalité dans des conditions de température et d'hygrométrie favorables à leur prolifération (Bon, 2006).

Aussi, une réduction de la production d'œufs est observée (Cosoroaba, 2001). Les poussins et les jeunes poulets sont plus sensibles que les oiseaux adultes (Georgi et Georgi, 1990).

Le pou rouge des volailles est également un vecteur potentiel de nombreuses bactéries et d'agents de maladies virales comme la variole, le choléra, la pasteurellose et la salmonellose. La transmission se produit de manière mécanique lors de la pique (Valiente *et al.*, 2005).

-*Ornithonyssus sylviarum* **Canestrini & Fanzago, 1877** (fig.34) (Acariens de la volaille du nord) : Cette espèce a été répertoriée sur le poulet, pigeon et d'autres oiseaux, mais peut également parasiter temporairement les rongeurs et l'homme (Baker, 2007).

Morphologie: *O. sylviarum* est semblable en apparence à *O. bacoti* **Hirst, 1913**, sauf que les soies de la plaque dorsale sont plus petites que celles observées sur les autres parties de la face dorsale. Chez *O. bacoti*, les soies sont plus grandes sur la plaque dorsale que sur le reste de la face dorsale. En outre, pour distinguer *O. sylviarum* de *O. bursa* **Berlese, 1888**, il est à noter que *O. sylviarum* a une seule paire de soies au niveau de la plaque dorsale postérieure, par rapport à *O. bursa*, qui porte deux paires de soies à ce niveau. Les adultes mesurent 800µ de long.

Biologie : Le cycle de vie d'*O. sylviarum* se produit sur l'hôte et peut être complété en moins d'une semaine. Les Acariens adultes peuvent survivre pendant deux à trois semaines en dehors de leur hôte (Baker, 2007).

Pathogénie : Les infestations importantes peuvent provoquer une anémie. La peau, en particulier celle de la région postérieure du corps de l'oiseau, peut devenir croûteuse et épaisse. Les oiseaux infestés présentent une décoloration des plumes. Ils peuvent être agités, pâles et léthargiques. Une diminution de la production peut être observée (diminution du poids ou de la ponte d'œufs) (Baker, 2007).

-*Ornithonyssus bacoti* **Hirst, 1913**: Cette espèce infeste souvent les rongeurs sauvages, mais affecte également le poulet et d'autres oiseaux. Chez les oiseaux, *O. bacoti* **Hirst, 1913** peut provoquer une anémie, les oiseaux deviennent pâles et léthargique avec une diminution de la production de la viande et des œufs (Baker, 2007).

-*Ornithonyssus bursa* **Berlese, 1888** (Acarien tropical des oiseaux) (fig. 35): Cette espèce se trouve sur les plumes et la peau du poulet, pigeon, canari, canard, moineau et d'autres.

Ornithonyssus bursa est semblable en apparence à *O. bacoti* et *O. sylviarum* (Arends, 2003).

Par rapport à *O. bacoti*, elle possède des soies plus courtes sur la plaque dorsale.

Par rapport à *O. sylviarum*, elle dispose de deux paires de soies à l'extrémité postérieure de la plaque dorsale (Baker, 2007).

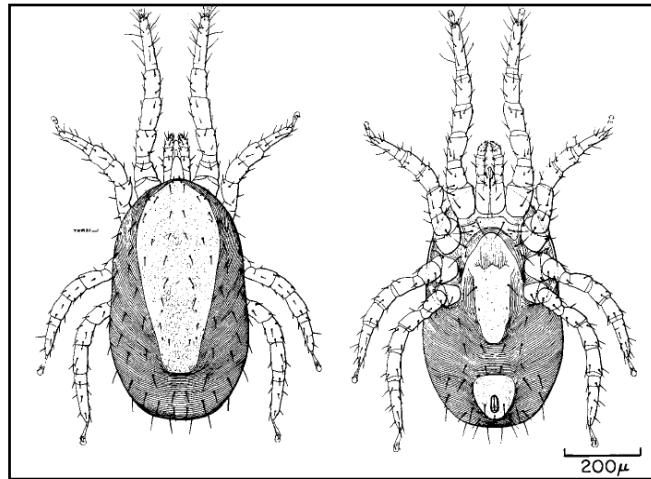


Figure 33. *D. gallinae* **De Geer, 1778**, femelle. Vue dorsale (à gauche),
vue ventrale (à droite) (Baker, 2007).

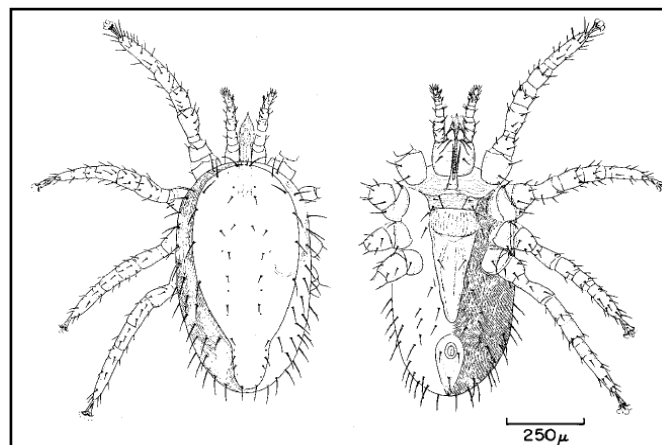


Figure 34. *O. sylviarum* **Canestrini & Fanzago, 1877**, femelle. Vue dorsale (à gauche),
vue ventrale (à droite) (Baker, 2007).

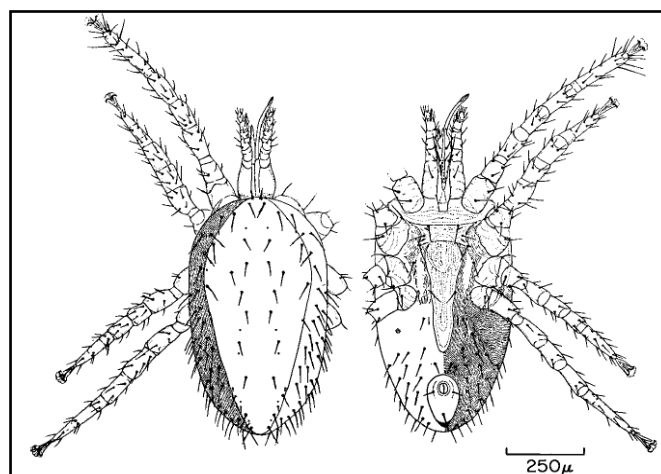


Figure 35. *O. bursa* **Berlese, 1888**, femelle. Vue dorsale (à gauche),
vue ventrale (à droite) (Baker, 2007).

III. HEMOPARASITES

1. Généralités

Les différents genres d'Hémoparasites des oiseaux sont d'une importance variable en fonction de leur fréquence, il existe :

- Trois genres principaux et mieux connus: *Haemoproteus*, *Leucocytozoon* et *Plasmodium*.
- Des genres proches mais beaucoup plus rares et moins étudiés: *Lankesterella*, *Atoxoplasma*, *Hepatozoon*, *Hemogregarina*, *Babesia*, *Toxoplasma*.
- Un genre éloigné et occasionnel: *Trypanosoma*.

La classification des protozoaires Hémoparasites selon Fromont (1993) est résumée dans le tableau suivant:

Tableau III. Classification des Hémoparasites

Classe	Ordre	Famille	Genre
Mastigophora	/	Trypanosomidae	<i>Trypanosoma</i>
		Lankesterellidae	<i>Lankesterella</i>
			<i>Atoxoplasma</i>
		Plasmodiidae	<i>Plasmodium</i>
	Haemospororida	Haemoproteidae	<i>Haemoproteus</i>
Sporozoa			<i>Leucocytozoon</i>
		Leucocytozoidae	<i>Akiba</i>
		Babesiidae	<i>Babesia</i>
			<i>Haemogregarina</i>
	Coccidiomorphida	Haemogregarinidae	<i>Hepatozoon</i>

-A coté de la présence de ces protozoaires, de nombreuses microfilaires ont été décrites chez les oiseaux. Elles sont rarement identifiées et très peu connues (Fromont, 1993).

-De plus, *Aegyptianella* est un petit parasite érythrocytaire concernant les Psittacidés et les Galliformes en Afrique, il s'agit en fait d'une rickettsie (Fromont, 1993).

La méthode la plus répandue pour l'identification des Hémoparasites se fait à partir d'un frottis sanguin. Le diagnostic par transfusion totale de l'animal infesté et la culture parasitaire sont difficiles à réaliser. Cependant, il est possible d'utiliser la ponction de moelle osseuse et l'histologie pour la recherche de certains parasites. Cette méthode est réservée au diagnostic post mortem (Fromont, 1993).

Une identification précise demande des conditions de lecture correctes. Dans les prélèvements très anciens (issus de cadavres, ou gardés plus de 2 heures avant l'obtention du frottis sec) les parasites se développent : ils se déforment puis sortent des cellules hôtes. Leur identification devient alors difficile (Fromont, 1993).

L'identification n'est pas toujours possible à partir du frottis sanguin, même très lisible : la plus part des espèces sont morphologiquement identiques et les stades jeunes sont souvent semblables (*plasmodium sp* et *Haemoproteus sp* sont parfois indiscernables) (Fromont, 1993).

Certains auteurs proposent une clé de distinction sommaire entre les genres (Bennett *et al.*, 1992 ; Garnham, 1966 ; Peirce, 1981) :

- la présence de schizontes (multinucléés) dans les cellules de la lignée rouge évoque le genre *plasmodium*. Le noyau d'un érythrocyte déplacé avec préservation de la forme normale de la cellule est aussi typique de ce genre.
- un parasite extracellulaire peut être une microfilare, un *Trypanosoma* ou éventuellement *Trichomonas*. Il faut aussi penser aux cellules et aux parasites déformés ainsi qu'aux contaminants (bactéries, algues).
- un parasite intracellulaire peut être *Haemoproteus* ou *Plasmodium* : dans ce cas la cellule affectée est un érythrocyte ou un érythroblaste. Si la cellule concernée est un érythroblaste très déformé il s'agit de *Leucocytozoon*. Les autres genres parasitent les monocytes ou les lymphocytes.
- les granules pigmentaires sont présents chez *Plasmodium* et *Haemoproteus*, absents dans les autres genres.

2. Différents genres d'Hémoparasites des oiseaux

- Genre : *Plasmodium*

Plasmodium est l'agent de la malaria aviaire (**fig. 36**). Présent à l'état endémique parmi la faune sauvage, c'est un pathogène majeur des oiseaux déplacés de leur biotope d'origine.

Le paludisme aviaire est très répandu géographiquement (Van Riper *et al.*, 1994). Parmi les espèces importantes: *Plasmodium gallinaceum* **Brumpt, 1935**, *P. relictum* **Grassi et Feletti, 1891**, *P. lophurae* **Coggeshall, 1938**, *P. cathemerium* **Hartman, 1927**, *P. circumflexum* **Kikuth, 1931**, et *P. elongatum* **Huff, 1930** (Foster et Walker, 2002).

Anopheles ne représente pas le seul vecteur du paludisme d'oiseaux ; *Culex*, *Culiseta*, *Aedes*, et *Ochlerotatus* sont aussi responsables de la transmission de la maladie.

En Afrique, *Ae. aegypti* **Linnaeus, 1762** est un vecteur important de *P.gallinaceum* **Brumpt, 1935** du poulet (Foster et Walker, 2002).

Morphologie: les Plasmodium aviaires sont divisés en quatre sous-genres distingués comme suit (Garnham, 1966):

- Gamétocytes ronds, formes matures déplaçant le noyau de la cellule hôte vers un pôle, indique le genre *Haemamoeba*.

- Schizontes parasitant les érythroblastes et les Gamétocytes allongés déplaçant rarement le noyau cellulaire indique le genre *Huffia*.

- Schizontes parasitant les érythrocytes sont plus grands que le noyau de la cellule hôte et contenant un cytoplasme notable indique le genre *Giovannolaia*.

- Schizontes plus petits que le noyau et à cytoplasme virtuel indique le genre *Novyella*.

Les critères d'identification des espèces ne sont utilisables qu'à l'observation d'un certain nombre de parasites et dans des conditions d'examen correctes. Or, souvent, il n'est possible de voir que quelques éléments par frottis. De plus, certaines espèces ne sont pas discernables par le simple examen.

L'identification des espèces n'est donc pas simple, d'autant plus que peu de travaux précis ont été effectués (Fromont, 1993).

Biologie: Le cycle de vie illustré dans la figure (37), représente le modèle le plus complet des Hémospodidies (Garnham, 1966).

La schizogonie exoérythrocytaire primaire a lieu dans le foie. Les schizogonies exoérythrocytaires secondaires concernent les macrophages de divers organes: foie et rate principalement, mais aussi capillaires cérébraux, moelle osseuse, cœur et reins.

Ces passages sont nécessaires pour la maturation du parasite avant sa capacité de vivre dans le sang.

Le parasite est particulièrement ubiquiste dans les cas d'infection aiguë et chez des hôtes inhabituels où il atteint des cellules très variées (lymphocytes et fibroblastes de la peau). Certains, en particulier, se développent essentiellement au niveau de la moelle osseuse dans les cellules précurseurs de la lignée rouge.

Les mérozoïtes sont produits en nombre relativement faible; ils ont un tropisme tissulaire ou sanguin (Fromont, 1993).

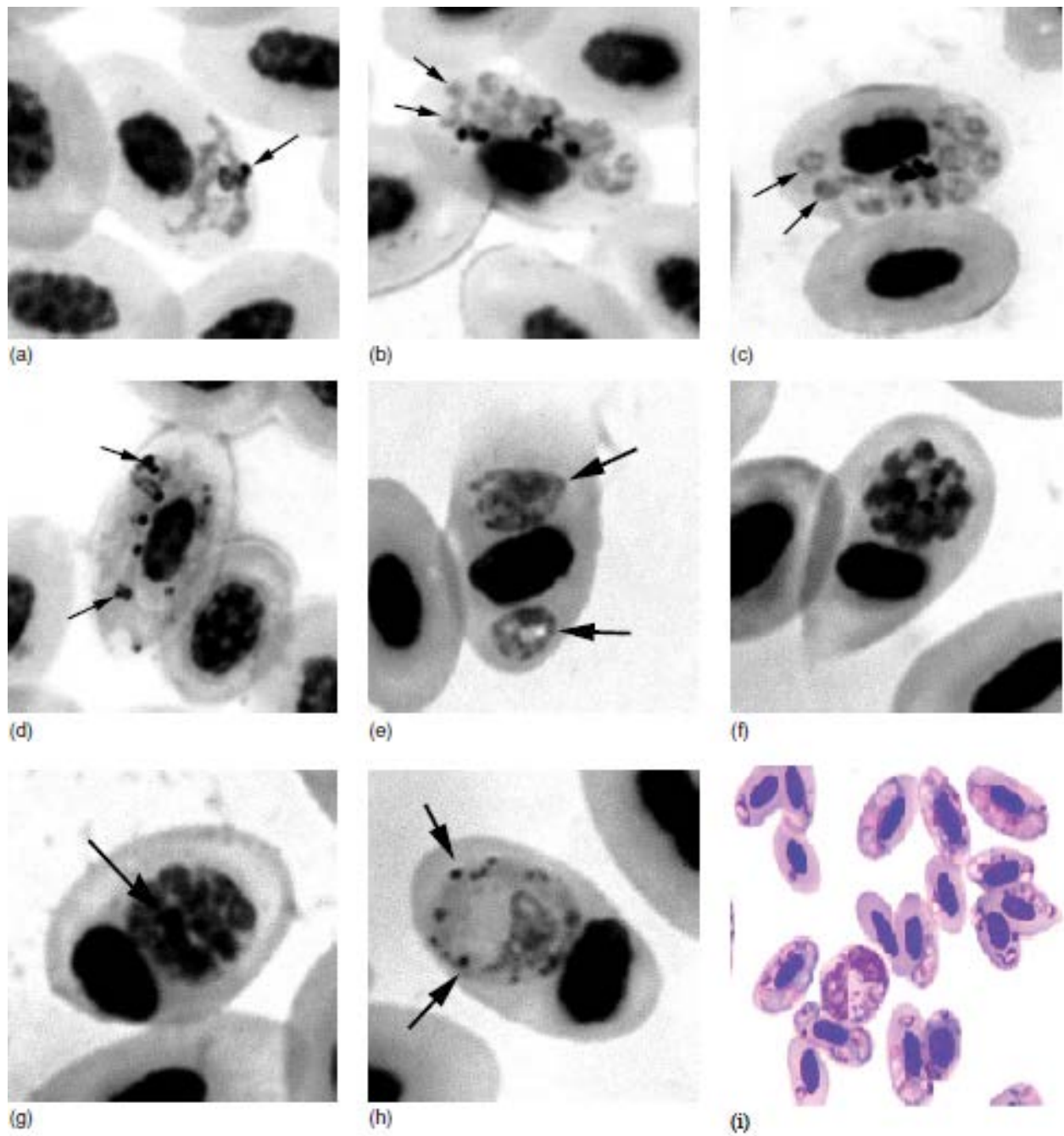


Figure 36. Stades érythrocytaires de *Plasmodium* :

-(a-d) développement des schizontes de *P.circumflexum* **Kikuth, 1931**, (b et c) Gamétocytes encerclant le noyau érythrocytaire.

-(e-h) déplacement du noyau de l'érythrocyte *P. relictum* Grassi et Feletti 1891, (h) forme arrondie du gamétocyte (Atkinson *et al.*, 2008).

-(i) Gamétocytes de *Plasmodium* sp dans le cytoplasme des érythrocytes (Clark *et al.*, 2009).

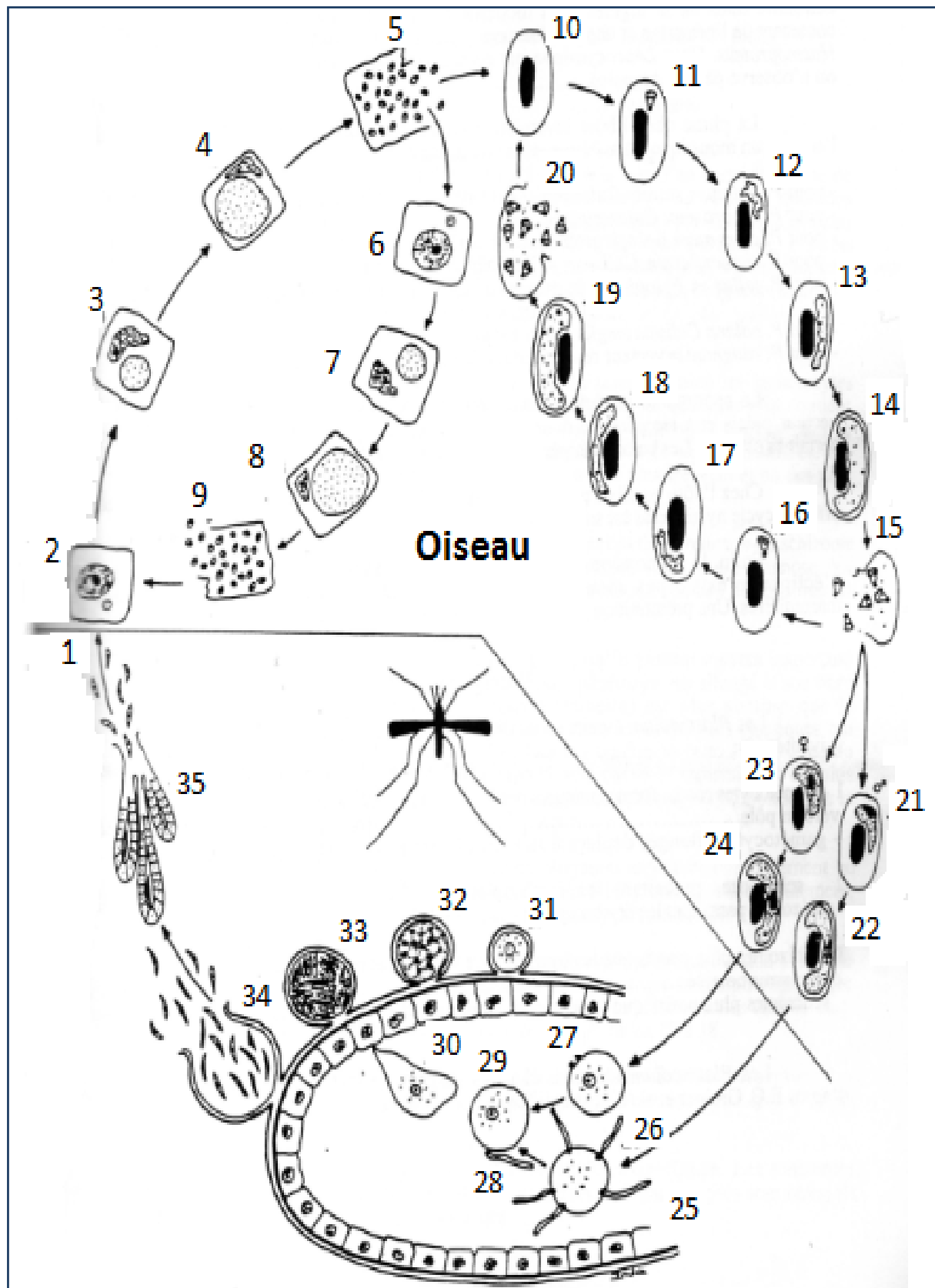


Figure 37. Cycle de *Plasmodium* sp chez les oiseaux, inspiré de Garnham (1966)

Légende de la **figure 37** : Cycle de *Plasmodium sp*

Schizogonies exoérythrocytaires :

- 1- Sporozoïtes des glandes salivaires du moustique entrant dans les cellules hépatiques.
- 2-4 Développement des schizontes exoérythrocytaires primaires.
- 5- Schizonte mûr libère des mérozoïtes.
- 6-9 Schizogonie exoérythrocytaire secondaire.

Schizogonies érythrocytaires :

- 10- Hématie du sang circulant.
- 11-14 Maturation du schizontes érythrocytaire.
- 15- Schizonte érythrocytaire mûr libérant des mérozoïtes érythrocytaires et des gamétocytes.
- 16-20 Répétition de la schizogonie érythrocytaire.

Gamétogonie :

- 21-22 Développement du gamétocyte mâle en microgamétocyte dans le sang circulant.
- 23-24 Développement du gamétocyte femelle en macrogamétocytes.
- 25- Paroi stomacale du moustique.
- 26- Extraflagellation du microgamétocyte produisant des microgamètes dans l'estomac du moustique.
- 27- Macrogamète.
- 28- Microgamète libre se dirigeant vers le macrogamète.
- 29- Zygote formé par l'union des deux gamètes.

Sporogonie :

- 30- Ookinète, mobile, formé par l'allongement du zygote ; pénétration dans la paroi stomacale.
- 31- Ookyste, formé par l'ookinète ayant traversé la paroi de l'estomac ; localisation sous une membrane élastique à la surface externe de l'estomac.
- 32-33 Développement de l'ookyste et formation des sporozoïtes.
- 34- Rupture de l'ookyste mature avec dispersion des sporozoïtes dont la plupart envahissent les glandes salivaires du moustique.
- 35- Glandes salivaires du moustique contenant des sporozoïtes matures.

La gamétocytémie existe dans tous les genres. Les gamétocytes sont pigmentés et ne montrent généralement pas de dimorphisme sexuel (Fromont, 1993).

La phase sanguine débute par une schizogonie érythrocytaire. Cette phase spécifique à *Plasmodium* explique en partie le caractère pathogène du parasite. Les formes sanguines (schizontes et gamétocytes) se nourrissent de l'hémoglobine cellulaire mais ne la digèrent pas totalement. Un résidu demeure sous forme de granules contenant de l'hématine et une protéine; ces pigments sont caractéristiques de *Plasmodium* et de *Haemoproteus*. Chez *Leucocytozoon* par contre, le métabolisme de l'hémoglobine est complet, ces granules ne sont donc pas observés (Fromont, 1993).

Le vecteur de *plasmodium* chez les oiseaux, renferme les espèces suivantes: *Culex pipiens* Linnaeus, 1758, *Culiseta longiareolata* Macquart, 1838, *Culex sp*, *Culiseta sp*, *Theobaldia sp*, *Mansonia sp*, *Aedes sp* et *Anophèles sp*.

La sporogonie produit plusieurs milliers de sporozoïtes. La durée du cycle chez un vecteur précis et à température donnée est un caractère spécifique utilisé pour la diagnose de certaines espèces. Les basses températures altèrent et retardent la sporogonie.

Chez l'hôte vertébré par contre, la durée du cycle est constante et peu influençable ; un effet du cycle nycthéméral est suppose.

Le phénomène de rechute (le parasite réapparaît dans le sang après une période d'éclipse) n'existe pas chez les plasmodiums aviaires. une prémunition plus active chez les oiseaux expliquerait cette absence (fromont, 1993).

- Genre : *Haemoproteus*

Haemoproteus (fig. 38) est l'un des parasites les plus courants et les moins pathogènes (Peirce, 1981). Le vecteur est *Culicoides sp* (Cératopogonidé) et peut également être un Diptère Hippoboscidé. Il est considéré aujourd'hui qu'un *Haemoproteus* parasite une famille aviaire (Fromont, 1993).

Morphologie : Les stades sanguins sont les gamétocytes.

Cinq forme-types, sont distinguées: en micro-haltère, en haltère, circumnucléaire, rhabdosomale et discosomale (Threlfall et Bennett, 1989). Les parasites présentent un dimorphisme sexuel et contiennent des granules pigmentaires bien délimités (noir brillant, à reflets bruns ou verts) à ne pas confondre avec les "volutin granules" ou corps d'inclusion métachromatiques, granules bleu-violacés présents aux extrémités du cytoplasme, chez certaines espèces. Leur présence est mal comprise, ils contiennent une grande concentration d'ARN (Bennett et Peirce, 1988).

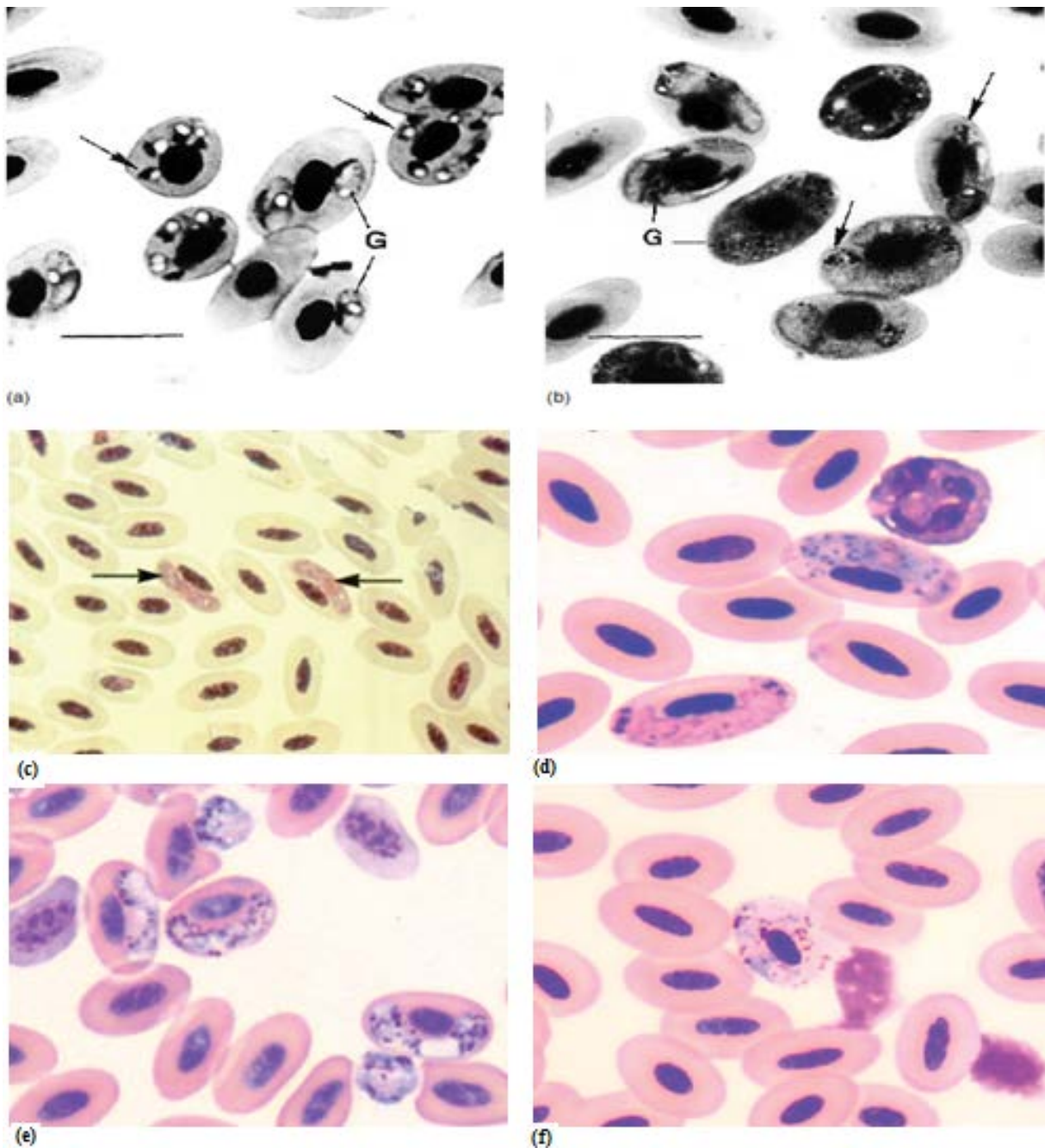


Figure 38. Stades érythrocytaires d'*Haemoproteus*:

-*H.meleagridis* **Levine, 1961**: (a) Mérozoïtes (flèches) envahissant les érythrocytes et se développant en gamétocytes mature, (b) Maturation des 'G' gamétocytes (Atkinson, 1991). - (c) Gamétocytes d' *Haemoproteus* sp (flèches) (Kaufmann, 1996). - (d, e, f) Gamétocytes d' *Haemoproteus* sp (Clark *et al.*, 2009).

Biologie : en comparaison avec *Plasmodium*, la schizogonie exoérythrocytaire se produit dans les cellules endothéliales du foie, de la rate et des poumons de l'hôte intermédiaire qui est souvent un oiseau. La schizogonie érythrocytaire n'existe pas. Les mérozoïtes issus des cellules endothéliales donnent directement des gamétocytes qui seront donc les seules formes visibles dans le sang. Ils contiennent des granules pigmentaires et manifestent un dimorphisme sexuel classique.

L'ookyste n'est pas aussi proéminent sur la paroi stomacale du vecteur et il ne produit que 16 à 32 sporozoïtes facilement visibles (Fromont, 1993).

- Genre : *Leucocytozoon*

C'est le genre le plus courant avec *Haemoproteus*.

Le *Leucocytozoon* (fig. 39) parasiterait un ordre d'oiseaux (Peirce, 1981). Trois espèces sont retrouvées dans le poulet domestique *Gallus gallus domesticus* L, principalement dans les régions tropicales et subtropicales du monde entier. Il s'agit de : *L. macleani* **Sambon, 1908**; *L. caulleryi* **Mathis et Léger, 1909**; *L. simondi* **Mathis et Léger, 1910** et *L. schoutedeni* **Rodhain, Pons, Vandenbranden et Bequaert, 1913** (Baker, 1976). La majorité des *Leucocytozoon* sont transmis par des simuliidae. Seulement *L. caulleryi*, une espèce spécifique au poulet, est transmise par les Ceratopogonidae (Morii, 1992).

Morphologie : Dans le sang, seuls les gamétocytes sont observés, remarquables par leur taille (plusieurs fois celle d'une cellule normale), leur couleur (bleu intense, sans granules pigmentaires contenant parfois de petites vacuoles blanches; le microgamétocyte plus pâle que le macrogamétocyte) et leur forme: gamétocytes ronds et gamétocytes allongés, généralement plus nombreux (Bennett *et al.*, 1965). Les gamétocytes des deux sortes sont très volumineux et dépourvus de granule pigmentaire. Les mérozoïtes histotropes et hématotropes sont discernables morphologiquement (Fromont, 1993).

Biologie: La schizogonie est caractérisée selon les espèces par la production de deux types de gamétocytes, les "ronds" et les "allongés".

Les gamétocytes ronds sont directement issus de la schizogonie exoérythrocytaire primaire, ils parasitent les érythroblastes.

Les gamétocytes allongés, sont issus de la schizogonie exoérythrocytaire secondaire qui a lieu principalement dans la paroi des vaisseaux sanguins. Cette schizogonie particulière a pour départ des syncytia de mérozoïtes produits par la schizogonie primaire (Fromont, 1993).

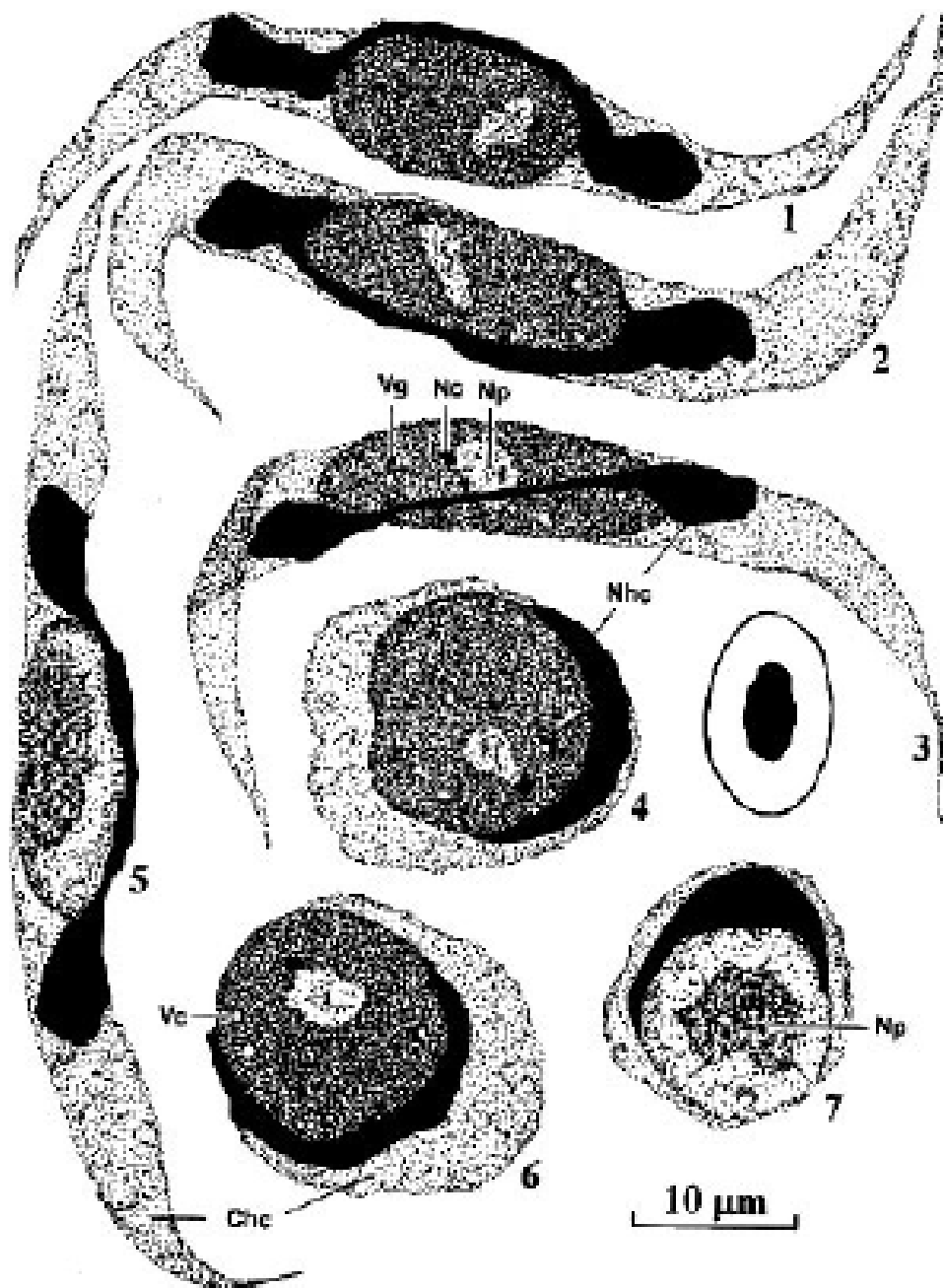


Figure 39. (1-6) Illustrations de la forme ronde et allongée du gamétocyte de *L. simondi* : 'Chc' cytoplasme de la cellule hôte; 'Nc' nucleus; 'Nhc' noyau de la cellule hôte; 'Np' noyau du parasite; 'Vc' vacuole; 'Vg' volutin granule (Atkinson *et al.*, 2008).

Ils donnent des mégaloschizontes de 200 microns de diamètre produisant jusqu'à un million de mérozoïtes qui envahissent lymphocytes et monocytes sanguins et donnent les gamétocytes allongés, qui apparaissent environ 5 jours après les ronds mais sont beaucoup plus durables. La schizogonie érythrocytaire est absente. L'ookyste produit 32 à 64 sporozoïtes.

La particularité de ce genre est de présenter un phénomène de rechute : le parasite connaît des phases d'éclipse, le plus souvent en hiver ; entre mars et mai s'observe une recrudescence pour les deux types de gamétocytes (Fromont, 1993).

- Genre : Akiba

C'est un parasite extracellulaire, proche de *Leucocytozoon*, très pathogène, à l'origine d'épizooties graves chez le poulet en Extrême-Orient ; les oiseaux sauvages ne sont pas concernés (Bennett *et al.*, 1992).

- Genre : Lankesterella

Lankesterella **Labbé, 1899** (fig. 40) est un petit parasite des érythrocytes connu essentiellement chez les animaux à sang froid. Occasionnellement, il serait transmis par des tiques aux oiseaux. *Lankestralla* **Laveran, 1900** est actuellement nommé *Atoxoplasma* (Lainson, 1959; Cooper, 1989; Cook, 1971).

- Genre : Atoxoplasma

Atoxoplasma (fig. 40) concerne essentiellement les passereaux où l'infestation aiguë est mortelle (Cooper, 1989). Il est rencontré occasionnellement chez d'autres groupes d'oiseaux (Hawkey et Gulland, 1988).

Morphologie : C'est un petit parasite nucléophile et non pigmenté. Les gamétocytes parasitent les monocytes. Ils se trouvent dans le cytoplasme qui apparaît alors plus brillant ; ils sont souvent logés dans une dépression du noyau cellulaire. Le plus souvent, deux organismes sont présents. Ils sont ronds, ovales ou piriformes et paraissent pincer le noyau entre eux.

Biologie : D'après Box (1971), il s'agirait d'une forme d'invasion tissulaire par des coccidies du genre *Isospora*, après l'ingestion de fèces infestées. La schizogonie exoérythrocytaire primaire a lieu dans les macrophages de la rate, de la moelle osseuse et du foie. La génération secondaire est produite dans les poumons, le foie et les reins. Les mérozoïtes donnent directement des gamontes envahissant lymphocytes et monocytes. La transmission serait assurée par *Dermanyssus gallinae* **De Geer, 1778** (Fromont, 1993).

- Genre : Hepatozoon

Ce genre est rencontré chez les Canidés (chien) et les Accipitridés (rapace). Les vecteurs sont représentés par divers Arthropodes (Fromont, 1993).

Biologie : Le cycle est comparable à celui des Hémospodidies avec quelques particularités (Bennett *et al.*, 1992). L'oiseau s'infeste en ingérant un Arthropode, l'*Hepatozoon* (fig. 40) traverse la muqueuse intestinale et arrive au foie par la circulation portale (Baker *et al.*, 1972). La schizogonie exoérythrocytaire, hépatique, comprend 3 à 5 générations. La schizogonie érythrocytaire est absente: après la 3^{ème} schizogonie hépatique les mérozoïtes se différencient en gamétocytes, visibles dans les leucocytes surtout mononuclées. La phase chez l'hôte invertébré est classique, l'ookyste mesure 250 microns et contient 12 à 24 sporozoïtes (Fromont, 1993).

- Genre : Babesia

Les piroplasmes aviaires sont fréquents en Afrique, mais rares en Europe. Ils appartiennent tous à ce genre. La schizogonie exoérythrocytaire existe (voir figure 40). Le vecteur est une Tique (Peirce, 1981).

- Genre : Toxoplasma

Toxoplasma gondii **Nicolle & Manceaux 1908** (fig. 40) infeste tous les animaux à sang chaud. L'oiseau s'infeste probablement lors d'une ingestion accidentelle (Box, 1971).

- Genre : Trypanosoma

Trois espèces de Trypanosoma sont retrouvées chez le poulet domestique, principalement dans les régions tropicales et subtropicales du monde entier. Il s'agit de : *T.numidae* **Wenyon, 1908**; *T.calmettei* **Mathis et Léger, 1909**; et *T.gallinarum* **Bruce, Hamerton, Bateman, Mackie et Bruce, 1911** (fig. 41) (Baker, 1976).

T. avium **Danilewsky, 1885** peut être rencontré chez n'importe quel oiseau. *T. corvi* **Stephens et Christophers, 1908** est classiquement décrite (Baker, 1975).

Les différentes espèces sont encore mal distinguées du fait du pléomorphisme de chacune d'elles (Peirce, 1981). Les vecteurs les plus communs des trypanosomes aviaires sont des Arthropodes : Hippoboscidae, Culicidae, Ceratopogonidae et Simuliidae (Olsen, 1974; Baker, 1976). En outre, les Acariens dermanysses ont été identifiés comme vecteurs de trypanosomes aviaires (Molyneux, 1977). C'est un parasite qui se localise généralement dans la moelle osseuse et qui est parfois rencontré dans le sang. Son cycle est peu connu puisque ce n'est que les formes sanguines (trypomastigotes) qui sont repérées chez l'oiseau (Cheke, 1976).

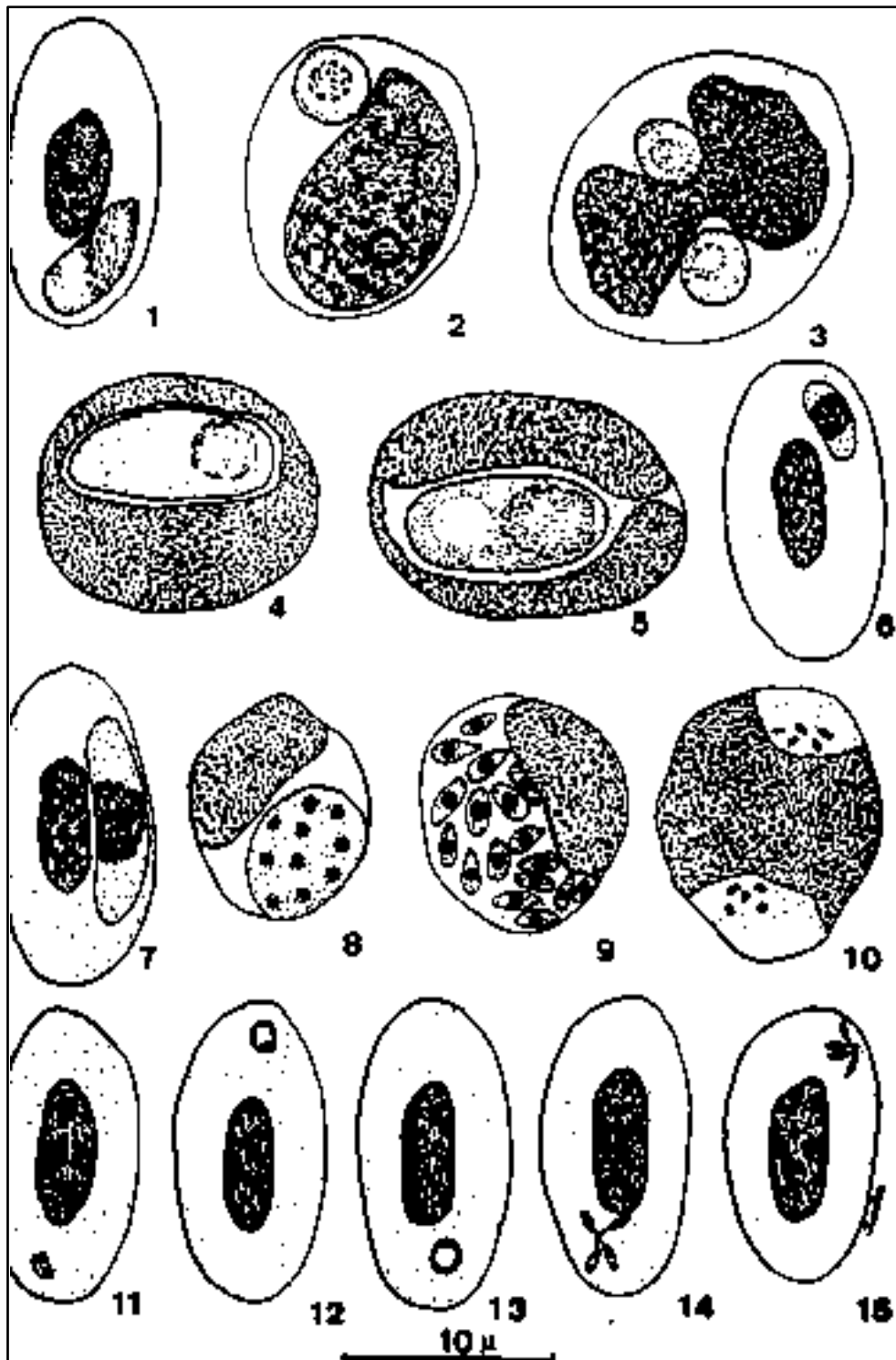


Figure 40. Hémoparasites rares : (1) *Lankesterella* sp, (2) et (3) *Atoxoplasma*, (4) et (5) *Hepatozoon neophrontis*, (6) et (7) *Hemogregarina*, (8), (9) et (10) *Toxoplasma*, (11), (12), (13), (14) et (15) *Babesia* (Fromont, 1993).

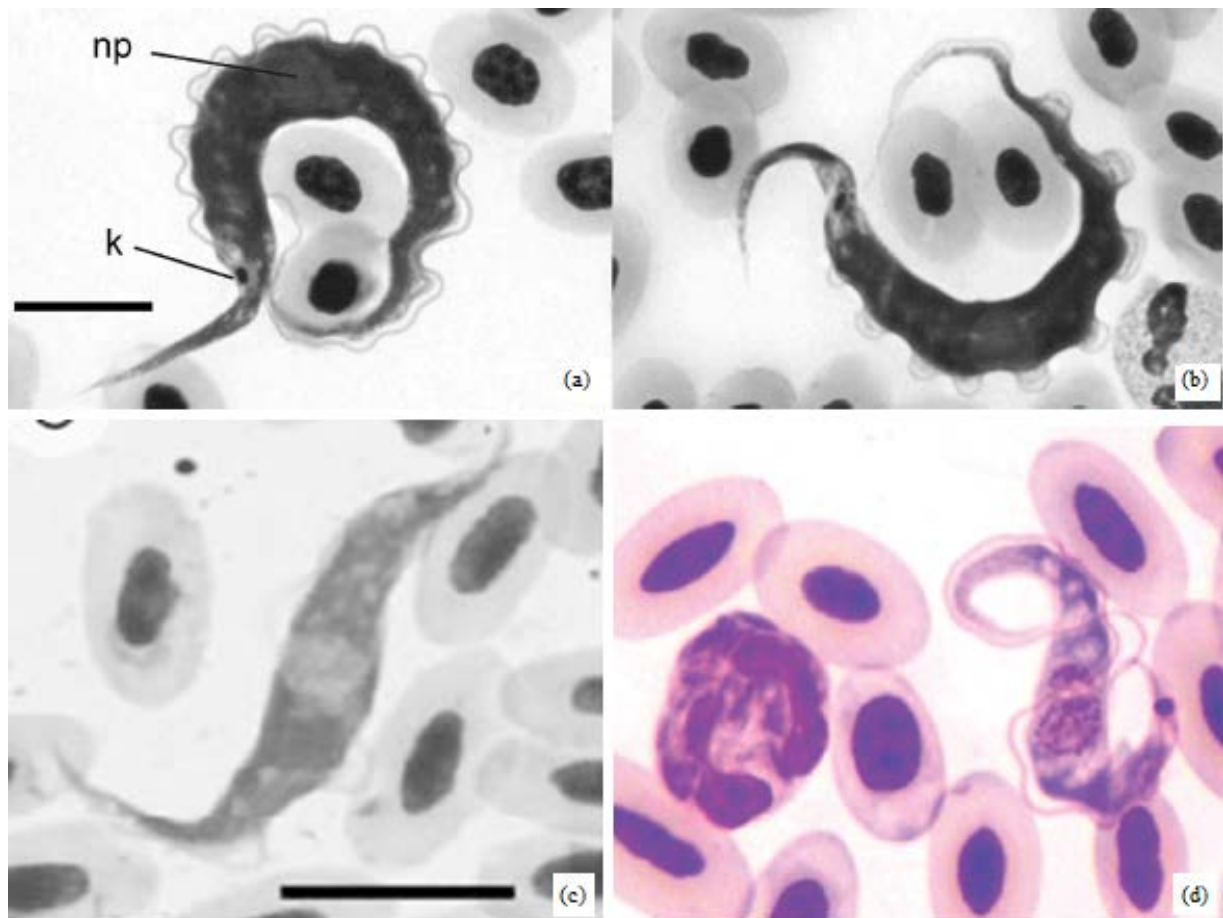


Figure 41. Microphotographies du genre *Trypanosoma* :

- (a, b) Trypomastigotes de *Trypanosoma gallinarum* à partir du sang du poulet ; 'K' kinetoplaste, 'np' noyau du parasite (Sehgal *et al.*, 2006).
- (c) Micrographies du sang d'un canari infesté expérimentalement par les trypanosomes. (Votypka et Svobodova, 2004).
- (d) Mise en valeur de la morphologie de *Trypanosoma* sp à savoir le kinetoplaste, noyau, la membrane ondulatoire et le flagelle qui sont facilement observés (Clark *et al.*, 2009).

3. Pathogénies

Ces parasites sont souvent qualifiés de peu ou pas pathogènes.

L'expression clinique des affections correspondantes semble en fait dépendre de facteurs de réceptivité de l'hôte.

3.1 Effets sur les cellules parasitées

C'est l'effet le plus immédiat : ces cellules sont détruites, soit par le parasite lors de l'éclatement des schizontes, soit par la réaction immunitaire de l'hôte. Cette destruction se produit à trois niveaux :

- Les érythrocytes parasités sont détruits d'où une anémie parfois importante. Le nombre de cellules parasitées influe mais le facteur prépondérant est la capacité du parasite à induire une réponse immunitaire. Or les schizontes semblent plus immunogènes que les gamétocytes, donc *Plasmodium*, même en faible nombre sera plus pathogène que *Haemoproteus*, qui ne provoque que peu d'anémie même lors de parasitémie élevée.
- Les hépatocytes et les cellules épithéliales, où se déroulent les schizogonies, sont également détruites d'où l'apparition de foyers de nécrose (Garnham, 1966).
- Les cellules musculaires squelettiques (Cowan, 1957). Selon Atkinson *et al.* (1988), l'infestation par *Haemoproteus meleagridis*, a montré que le développement des mégaloschizontes provoque une myosite hémorragique aigue (Fromont, 1993).

3.2 Effets sur les érythrocytes non parasitées

L'anémie observée lors de l'infection par *Leucocytozoon* a montré que le taux d'hématocrite peut diminuer de 50 à 80% chez le canard, cette anémie ne pouvait être liée à la seule destruction des cellules parasitées mais à une hémolyse intravasculaire mal expliquée, qui continue à faire baisser l'hématocrite jusqu'à 9-15 jours après l'infection (Fromont, 1993).

3.3 Effets sur les capillaires sanguins

Les schizontes des cellules endothéliales, les grands gamétocytes (*Leucocytozoon*) et les grands parasites extracellulaires (microfilaires) sont à l'origine d'une occlusion des capillaires sanguins (Fallis *et al.*, 1974; Garnham, 1966) mais également à l'origine de l'afflux de cellules inflammatoires qui provoque la formation d'un foyer de nécrose (Fallis *et al.*, 1951).

De nombreux auteurs décrivent la présence de parasites sans qu'aucun symptôme puisse y être rattaché (Asford *et al.*, 1991; Baker, 1976 ; Bennett *et al.*, 1988).

La rupture en masse des schizontes est l'élément pathogène (Atkinson *et al.*, 1986; Atkinson et Forrester, 1987; Coatney, 1933) Pour tous les parasites étudiés, l'anémie est constante. Les animaux sont apathiques. Chez les oiseaux hautement parasités, la rupture en masse des schizontes ou des cellules endothéliales des capillaires pulmonaires peut provoquer une crise dyspnéique mortelle (Julian et Gald, 1980).

Une myosite peut aussi être observée: Opitz (1982) décrit chez des poulets d'élevages industriels une myopathie associée à des schizontes allongés non identifiés, présents dans les muscles squelettiques et cardiaque.

Pendant la période d'infection, la mortalité globale des élevages augmente et la production d'œufs décline. A l'autopsie, une hypertrophie hépatique et splénique est notée (Threlfall et Bennett, 1989).

En 1982, Hamilton et Zuk, a supposé que les parasites diminuent le succès de l'accouplement, dû à une altération du chant du mâle et la brillance de son plumage, il est moins souvent choisi par la femelle. L'expérience de Korpimäki (1992) a montré que les femelles hautement parasitées pondent 1 ou 2 œufs de moins par rapport aux autres.

Haemoproteus semble inoffensif, mis à part les signes précédents. Garnham (1966) considère que ce genre n'est pathogène que lorsque la moitié des hématies au moins sont parasitées. Ce taux est rarement atteint (Markus, 1972).

Leucocytozoon serait plus actif, notamment chez les jeunes où la haute parasitémie semble coïncider avec la haute mortalité (Threlfall et Bennett, 1989).

Un effet probable sur la reproduction (Threlfall et Bennett, 1989), une anorexie, une anémie hémolytique, une hémoglobinurie, une dépression et une déshydratation, sont observées (Dorney et Todd, 1960).

Plasmodium serait le genre le plus pathogène. Les signes rapportés à l'anémie sont plus graves (œdème des paupières, émaciation) et la réponse de l'hôte est suffisante pour provoquer une hépatomégalie et une splénomégalie notables (Kingston *et al.*, 1976).

CHAPITRE II :

Matériel et Méthodes

1. Matériel

L'étude s'est déroulée dans un intervalle de temps d'une année, de Novembre 2010 à Octobre 2011.

La collecte des poulets a eu lieu durant les 4 premiers mois de l'étude, dans différentes régions d'Oran : Oued Tlelat, Cap-falcon, Misserghin, Boutlelis, Canastel et Mers el kebir. Par la suite, grâce à l'expérience acquise, l'extension des contacts et surtout à cause du doute sur la fiabilité des informations obtenues concernant l'origine des poulets, nous avons jugé préférable de fixer l'échantillonnage dans deux fermes. Ces deux fermes dont le mode d'élevage et l'origine des poulets sont authentiques se trouvent respectivement à Es-sénia (Sénia) et Bousfer, qui sont deux communes de la wilaya d'Oran. La Sénia est située à peu près à 12km au sud-est de la ville d'Oran, elle est marquée par la présence de la sebkha. Bousfer est une région littorale située à 20 km à l'ouest d'[Oran](#) (fig.42).

Nous avons fixé l'échantillon annuel dès le départ de notre étude à 72 poulets, collectés d'une manière aléatoire à partir de fermes dont le mode d'élevage est exclusivement extensif ; ce dernier présente quelques différences de pratiques d'une ferme à l'autre.

1.1 Mode d'élevage de chaque ferme

1.1.1 Ferme de Bousfer

Au niveau de cette ferme, les poulets sont livrés à eux même, dans la nature. Aucun habitat approprié ne leur est fourni. Ils trainent pendant la journée dans le champ et dès le couché du soleil ils s'enfouissent dans des abris, tels que : les caisses abandonnées, végétations, débarra, à l'intérieur de l'habitation de l'éleveur, ou le plus souvent sur les branches d'arbres (fig.43).

Aucun soin ne leur est apporté, sauf exceptionnellement, en cas de maladie. En période de couvaison (poules) ou durant les premiers jours après l'éclosion (poussins), les poules sont enfermées dans des cages pour les protéger, elles et leurs œufs ou leurs poussins contre d'éventuels prédateurs.

Dans ce mode d'élevage dit divagant, les poulets arrivent à équilibrer d'eux-mêmes leur ration en fonction de tout ce qui peut être trouvé dans la nature, vers de terre ou insectes, graines destinées pour l'agriculture, fruits et légumes à partir des jardins ou des champs, et les restent alimentaires ou agricoles dont l'homme peut se passer.

L'élevage du poulet dans cette ferme a pour but de couvrir les besoins quotidiens du propriétaire en œufs et parfois en viande.



Figure 42. Carte géographique indiquant la localisation des deux régions d'étude par rapport à Oran ville (www.maps.google.com).



Figure 43. Photographies prises à la ferme de Bousfer indiquant le mode d'élevage divagant.

1.1.2 Ferme de la Sénia (Es-Senia)

A ce niveau un poulailler est conçu pour la protection de la volaille toute confondue (poulets, poussins, dinde...) et même d'autres animaux de basse cours contre les intempéries et les prédateurs.

Ce poulailler se présente sous forme d'une grande cage, qui sert généralement de dortoir la nuit pour les oiseaux, car ces derniers sont lâchés dans la nature pendant la journée. Il est construit à partir de grillage et de toute sorte de matériel récupéré, il est posé directement sur le sol et recouvert par une grande bâche en plastique noir. Cependant, cette construction varie d'une région à l'autre et d'une ferme à l'autre, selon le matériel disponible.

Les mangeoires et les abreuvoirs sont constitués de matériaux très divers : vieux ustensiles de cuisine abandonnés (casserole, assiettes, pots), seaux métalliques ou bidons de peinture en plastique, etc..., toutefois, et à l'exception de l'eau de mauvaise qualité, les poulets reçoivent rarement de l'alimentation dans ces contenants (fig.44). Le paysan lance à la volé une ou deux poignées de céréales ou de maïs à ces oiseaux : cette action se produit une à deux fois par jour. Certains coins de la concession sont réservés pour jeter les ordures ou déchets de cuisine comme les restes des repas qui servent de nourriture pour les volailles. En plus de l'apport fait par l'éleveur, ces dernières, complètent elles-mêmes leur alimentation dans la nature comme dans la ferme de Bousfer.

Dans cette ferme, l'élevage des poulets a pour but des fins essentiellement commerciales. La majorité des œufs accumulés dans le pondoir, qui se présente sous forme d'un vieux four, sont vendus par le propriétaire au marché de la Sénia.



Figure 44. Photographies prises à la ferme d'Es-Sénia indiquant le mode d'élevage extensif.

2. Méthodes

La plupart des méthodes que nous avons appliquées durant notre étude sont inspirées des références suivantes : (Fromont, 1993); (Bouzouaia, 2001); (McLaughlin, 2003); (Gueye *et al.*, 2004); (Guillaume, 2007); (Touzet, 2007) ; (Ikpeze *et al.*, 2008) ; (Salam *et al.*, 2009) ; (Nnadi et George, 2010) ; (Hien *et al.*, 2011).

Avant tout examen, des renseignements concernant le poulet doivent être notés avec précision tels que : le numéro et la date de l'échantillonnage, l'origine, l'espèce hôte, le sexe et le poids, ainsi que d'autres observations pouvant être utiles pour l'étude, comme l'état général de l'animal ou toute autre anomalie inhabituelle. Pour cela une fiche technique a été élaborée et remplie minutieusement durant toute la période de l'échantillonnage (le modèle est illustré dans l'Annexe 1).

2.1 Étude des Parasites

2.1.1 Mise à mort du poulet et prélèvement sanguin

L'étude des Ectoparasites et d'Hémoparasites peut être réalisée à partir d'hôtes vivants avec observation directe et prélèvement sanguin.

Cependant, dans notre laboratoire, une autre étude concernant les Endoparasites de l'appareil digestif du poulet se déroulait en parallèle ; celle-ci nécessite la mort de l'animal pour l'examen du contenu du tube digestif. En conséquence, nous avons choisi de travailler sur des poulets morts à des fins économiques et pratiques : échantillonnage unique pour les deux types de travaux. Après la pesée du poulet, à l'aide d'une balance électronique et après avoir noté toutes les observations possibles, ce dernier est mis à mort selon les étapes suivantes :

- Allonger le poulet dans un bac à dissection,
- Attacher les pattes à l'aide d'une ficelle,
- Soulever l'aile et immobiliser l'animal,
- Enlever les plumes sous l'aisselle,
- A l'aide d'une seringue, tenter d'atteindre le cœur,
- Une fois que le sang est remonté dans la seringue, cette dernière est retirée en laissant l'aiguille introduite,
- La seringue est vidée dans un tube EDTA (acide éthylène diamine tétraacétique), pour éviter la coagulation du sang,
- Elle est ensuite remplie d'air, qui sera injectée dans le cœur du poulet. La mort de l'oiseau survient dans les minutes qui suivent l'injection de l'air (fig. 45).



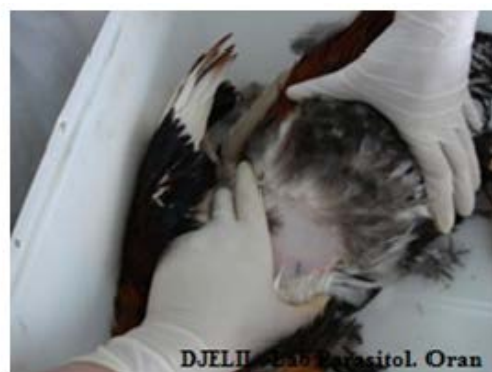
Pesée du poulet.



Allonger le poulet dans un bac à dissection.



Attacher les pattes.



Déplumer la zone du prélèvement.



Atteindre le cœur à l'aide d'une seringue.



Le sang remonte spontanément.



Sang dans un tube EDTA.



Injecter l'air dans le cœur du poulet.

Figure 45. Etapes de la mise à mort du poulet, et prélèvement du sang du cœur.

2.1.2 Etude des Ectoparasites

Une fois que l'animal est mort, la récolte des Insectes et des Acariens Ectoparasites est obtenue par congélation, par l'application d'un insecticide ou par l'utilisation d'Ether (lors de l'utilisation de l'éther, le port d'un masque et de lunettes est nécessaire).

2.1.2.1 Prélèvement des Ectoparasites après congélation

Les Arthropodes Ectoparasites qui sont en permanence sur le poulet peuvent être prélevés après congélation selon les étapes suivantes :

- Enlever toute la carcasse (peau+plumes) du poulet,
- La placer dans des sacs en plastique, toute surface confondue ou chaque partie est placée séparément si on veut étudier la répartition des parasites sur le corps,
- Mettre le tout dans le congélateur pendant 8 à 24h,
- Déployer la carcasse sur la paille du laboratoire,
- Rechercher et retirer les parasites, respectivement à l'aide d'une lampe, une loupe binoculaire et une pince à bord fin.

2.1.2.2 Prélèvement des Ectoparasites après l'application d'un insecticide

Cette méthode est employée en suivant les étapes décrites ci-dessous :

- Saupoudrer le poulet avec un insecticide,
- Enfermer ce dernier dans une boîte hermétique pendant 45 min à 1h,
- Bien ébouriffer pour être sûre que tous les Ectoparasites se sont détachés de l'animal,
- Renverser les Arthropodes retrouvés au fond de la boîte dans une boîte de pétrie,
- Observation à l'aide d'une loupe binoculaire,
- Comptage par un compteur numérique.

2.1.2.3 Prélèvement des Ectoparasites par l'utilisation d'Ether

La méthode de l'Ether est celle que nous avons utilisée le plus durant notre étude, car elle est plus rapide que les deux méthodes précédentes, en raison de l'effet immédiat du produit anesthésiant sur les Arthropodes.

Le prélèvement des Ectoparasites par l'utilisation d'Ether est employé comme suit :

- Juste après la mort du poulet, ce dernier est immédiatement placé dans une boîte en plastique contenant un couvercle,
- Couvrir le fond de la boîte avec une feuille de couleur claire,
- Verser au dessus de la feuille une petite quantité d'Ether,
- Installer le poulet tout de suite sur cette feuille,
- Couvrir ce dernier avec du papier hygiénique contenant aussi de l'Ether,
- Refermée la boîte et laisser agir le produit pendant 30 min.
- Retirer le couvercle et ébouriffer le poulet en commençant par la tête et le cou puis les ailes, et enfin les cuisses, le dos et l'abdomen, tout en isolant la tête, le cou et les ailes à l'aide d'un sac en plastique pour empêcher leur réinfestation,
- Dans la boîte en plastique, on observe les Arthropodes, les plumes qui se sont détachées, et des débris: les grains de sable, de terre, des fragments de litière...etc,
- Collecter les Ectoparasites tombés sur la paille, dans la boîte, à l'aide d'un pinceau,
- Retirer les plumes après les avoir secoué une par une à l'aide d'une pince,
- Tamiser le contenu restant dans la boîte pour séparer les éléments de grandes tailles de ceux de petites tailles y compris les parasites. Cette dernière étape facilite l'observation et le comptage des Arthropodes, qui se font à l'aide d'une loupe binoculaire et un compteur numérique (fig. 46).

Ces trois méthodes sont efficaces en particulier pour les insectes Mallophages et pour quelques espèces d'Acariens. Ceux-ci vivent entre les plumes de leur hôte et donc leur détachement est plus facile.

Par contre, nous avons appliqué d'autres méthodes pour les Acariens dont le détachement est plus difficile. Pour les Acariens qui vivent dans le Calamus nous avons appliqué deux méthodes pour leur prélèvement : soit par digestion ou par scission de ce dernier.

Pour ceux responsables de la gale des pattes et du corps, nous avons également employé deux méthodes : soit par raclage ou par trempage d'un fragment de peau prélevé, dans l'Ethanol 70°.

Il en est de même pour les Tiques dont le rostre reste encre dans la peau de l'hôte et qui sont détachées à l'aide d'une pince.



Boite hermétique contenant de l'Ether.



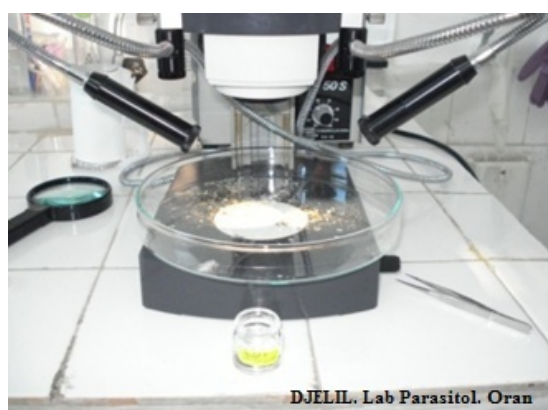
Ebouriffer le poulet.



Retirer les plumes après les avoir secoué.



Faire passer le contenu de la boîte dans une passoire.



Observation à la loupe binoculaire.



Le port de masque et de lunettes est important.

Figure 46. Etapes de prélèvement des Ectoparasites après application d'Ether.

2.1.2.4 Prélèvement des Acariens du Calamus

Première méthode : Dans ce cas les Acariens sont prélevés après digestion du Calamus dans une solution de KOH à 10% selon les étapes suivantes :

- Couper les Calamus à l'aide de ciseau,
- Les placer dans des tubes à centrifuger contenant une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) à 10% qui permet la digestion des Calamus,
- Centrifuger la solution obtenue,
- Etaler Le culot sur une lame porte objet,
- Recouvrir d'une lamelle couvre objet et observer au microscopique optique.

Deuxième méthode : Les Acariens sont prélevés après scission du Calamus comme suit :

- Prélever les plumes des ailes car leur Calamus est plus long par rapport aux plumes du corps.
- Couper les Calamus à l'aide de ciseau,
- Les scinder longitudinalement, à l'aide d'une lame de bistouri sous la loupe binoculaire, en deux sections,
- Retirer à l'aide d'une pince et une aiguille les Acariens présents dans le canal et observer sous la loupe binoculaire ou,
- Etaler le contenu du Calamus sur une lame porte-objet par l'utilisation d'une goutte d'Ethanol 70° ou Lactophénol,
- Recouvrir d'une lamelle pour l'observation microscopique.

2.1.2.5 Prélèvement des Acariens provoquant la gale

Première méthode : Elle consiste à racler une zone de la peau lésée soit au niveau du corps ou le plus souvent au niveau des pattes, en se basant sur les étapes suivantes :

- Racler au niveau des lésions prurigineuses et celles recouvertes de squames épaisses ou croûteuses,
- Tenir la lame du scalpel perpendiculairement à la peau lors du grattage,
- Pour les Acariens qui s'enfouissent dans la peau, le grattage doit aller jusqu'à la rosée sanguine,
- Déposer une goutte d'huile sur la lame du scalpel pour faciliter le prélèvement,
- Etaler les échantillons prélevés d'une façon homogène sur une lame porte-objet par l'utilisation de quelques gouttes d'huile (végétale),
- Recouvrir d'une lamelle pour l'observation microscopique (fig.47).

Deuxième méthode : Elle concerne la récolte des Acariens à partir du prélèvement d'un fragment de peau, comme suit :

- Prélever un fragment de peau écaillée de la patte,
- Le mettre dans un pilulier contenant de l'éthanol 70°,
- Après un jour ou deux, les Acariens se détachent de la peau,
- Ils sont observés au fond du flacon à l'aide d'une loupe binoculaire.

2.1.2.6 Prélèvement des Tiques

Les Tiques se localisent généralement au niveau de la crête, barbillons et reste du corps en particulier l'abdomen et les cuisses. Elles sont observées à l'œil nu, donc leur prélèvement se fait de façon directe, à l'aide d'une pince à bord fin, délicatement, pour ne pas les abimer. Si leur détachement reste toujours difficile, il est préférable de les imbiber avec de l'Ethanol 90° pendant quelques secondes (fig. 48).

2.1.2.7 Fixation et comptage des Ectoparasites

Au même temps qu'on réalise le comptage des Ectoparasites à l'aide d'un compteur numérique, les individus de la même espèce (Acariens ou Insectes) sont prélevés de la boîte de pétrie ou directement de l'animal vers un pilulier contenant de l'éthanol 70°, et portant une étiquette sur laquelle est mentionné le nom de l'espèce.

2.1.2.8 Montage des Ectoparasites

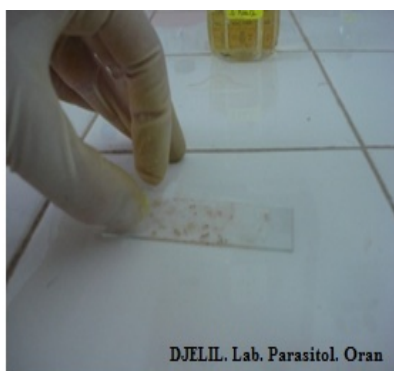
Pour le montage des Ectoparasites, nous avons utilisé deux méthodes : soit avec du baume de Canada soit avec la gélatine à base de cristaux de phénol.

Première méthode : Le montage avec la gélatine à base de cristaux de phénol (préparation: Annexe 2) est celle que nous avons appliqué le plus durant notre étude vue sa simplicité. Elle est réalisée comme suit :

- Avant l'utilisation de la gélatine cette dernière doit être réchauffée dans un bain marie, à l'aide d'une plaque chauffante,
- Prélever un parasite conservé dans l'Ethanol 70°,
- L'introduire dans une goutte de gélatine déposée sur une lame porte-objet,
- L'opération doit se faire rapidement avant que la gélatine ne se solidifie,
- Déposer la lame sur la plaque chauffante, réglée à une faible température, pour éviter d'abimer l'Arthropode et pour homogénéiser l'échantillon,
- Ajuster une lamelle couvre-objet délicatement sur la lame en évitant les bulles d'air.



Repérer la région du corps présentant une lésion.



Raclar au niveau des lésions.

Etaler l'échantillon prélevé.

Couvrir le tout d'une lamelle.

Figure 47. Prélèvement des Acariens provoquant la gale par raclage.



Prélever les Tiques à l'aide d'une pince.

Fixer les Tiques dans l'Ethanol 70°.

Figure 48. Prélèvement direct des Tiques sur la peau du poulet.

Deuxième méthode : Le montage est réalisé avec le baume de Canada comme suit :

- Introduire les parasites dans le Lactophénol pour leur éclaircissement durant 8 à 24h (généralement les insectes restent plus de 8h),
- Déshydratation, en faisant passer les spécimens dans différents bains d'alcool, généralement : 35°, 50°, 70°, 85°, 95°, puis deux bains d'alcool absolu 100°, le temps prévu pour chaque étape est généralement 15 min,
- Transférer les échantillons dans deux bains de xylène dont chacun dure 10 minutes,
- Après leur prélèvement du xylène, chaque Insecte ou Acarien est déposé (en le tenant soigneusement à l'aide d'une pince par la patte ou l'abdomen en évitant de l'abimer) sur une goutte de baume de Canada appliquée sur une lame porte-objet,
- A l'aide d'une aiguille, ce dernier est enfoncé et ajusté délicatement dans cette goutte, en mettant les appendices en évidence,
- Couvrir le tout par une lamelle maintenue à l'aide d'une aiguille et ajustée doucement sur l'échantillon afin d'éviter les bulles d'air,
- Toute l'opération doit se dérouler sous la loupe binoculaire, vue la taille des spécimens.

2.1.3 Étude des Hémoparasites

2.1.3.1 Prélèvement du sang

Il peut être réalisé sur un poulet vivant par les deux méthodes, décrites dans le tableau suivant :

Tableau IV. Méthodes de prélèvement du sang à partir d'hôte vivant :

A partir d'une veine de l'aile	A partir du cœur
Une goutte de sang est prélevée directement à partir d'une veine au niveau de l'aile qu'on obtient grâce à une petite incision réalisée à l'aide d'un bistouri ou par l'introduction d'une seringue à ce niveau et l'aspiration du sang.	Obtention du sang directement à partir du cœur (voir étapes de la mise à mort du poulet)

2.1.3.2 Préparation des frottis et leur fixation

Après avoir collecté le sang dans les tubes EDTA, ces derniers sont étiquetés en mentionnant le numéro et la date de l'échantillon.

La réalisation de minces frottis sanguins est essentielle pour une bonne observation. Ce dernier est obtenu par les étapes suivantes :

- Déposer une goutte de sang au bord d'une lame porte-objet nettoyée avec de l'alcool,
- Appliquer une lamelle à un angle de 45 °, qui touche tout d'abord la goutte de sang qui coule le long du bord,
- La lamelle est ensuite tirée ou poussée le long de la lame vers le bord opposé, produisant une pellicule de sang qui s'amincit au fur et à mesure qu'on tire la lamelle
- Sécher les frottis à l'air,
- Fixer dès que possible dans de l'Ethanol ou du Méthanol absolu durant 5 à 10 min,
- Verser l'excès d'alcool,
- Sécher les frottis à nouveau (fig. 49).

2.1.3.3 Coloration et observation

Nous avons choisi comme colorant le GIEMSA à 10% (préparation: Annexe 3).

La solution mère de GIEMSA est diluée comme suit: une quantité de la solution mère diluée dans 9 quantités d'eau distillée, puis la coloration est réalisée comme suit :

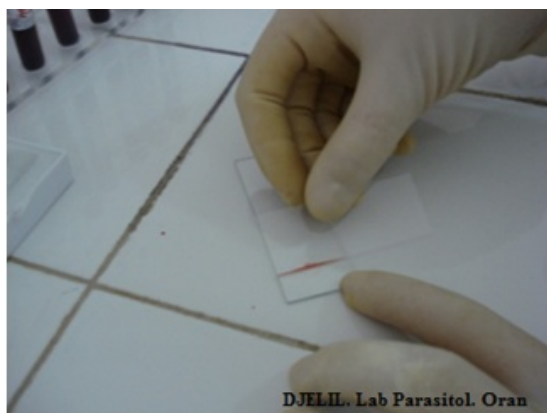
- Bien remuer la solution obtenue dans une Fiole Jaugée,
- Verser la solution dans une boîte à coloration ou cuve.
- Placer et immerger les lames dans cette boîte et laisser agir le produit pendant 25 à 30 minutes,
- Retirer les lames à l'aide d'une pince,
- Laver abondamment sous un filet d'eau (à l'aide d'une pissette ou sous le robinet) en les tenant verticalement,
- Sécher à l'air,
- Observer au microscope optique : tout d'abord au G×10, puis on passe progressivement au G×40 puis au G×100, dans ce dernier grossissement l'ajout d'une goutte d'huile à immersion est nécessaire pour une bonne observation (fig. 49).



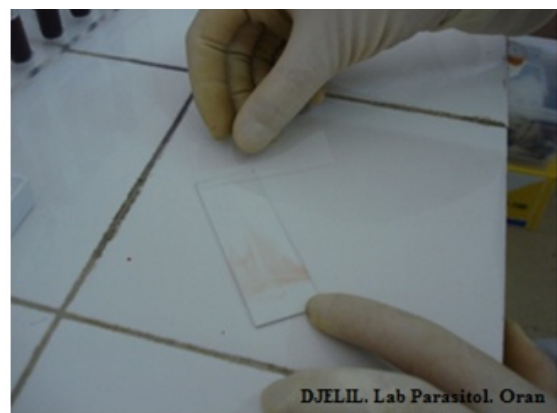
Prélèvement du sang à partir du cœur.



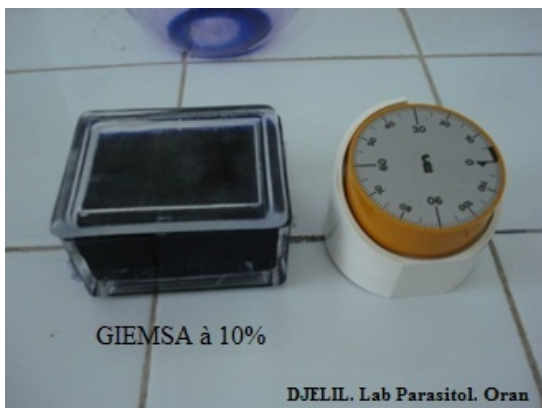
Déposer une goutte de sang sur le bord d'une lame.



Appliquer une lamelle à un angle de 45°.



Tirer la lamelle vers le bord opposé.



Colorer les frottis dans le GIEMSA 10%.



Rincer et sécher les frottis, puis observer au microscope optique.

Figure 49. Etapes de réalisation d'un frottis sanguin mince et sa coloration.

2.2 Dessin, photographie et identification

Les Ectoparasites récoltés et montés sont dessinés à la chambre claire de notre laboratoire et celle de l'université de Mostaganem. Chaque dessin est accompagné d'une échelle. Par la suite, ils sont photographiés à l'aide d'un appareil photographique numérique.

Cette étape facilite l'identification de ces Arthropodes, réalisée à partir des ouvrages suivants :

- Emerson (1956) dans son article «Mallophaga (chewing lice) occurring on the domestic chicken»; dont nous avons utilisé la clé pour l'identification des Mallophages.
- Fromont (1993). Dans sa thèse « Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation ».
- Franc (1994). Dans sa publication « Poux et méthodes de lutte ».
- Kaufmann (1996) dans son ouvrage «Parasitic infections of domestic animals: A diagnostic Manual».
- Smith (2000). Dans son article «Avian louse phylogeny (Phthiraptera: Ischnocera): a cladistic study based on morphology».
- Cosoroaba (2001). Dans son article « Observation d'invasions massives par *Dermanyssus gallinae* (**De Geer, 1778**), chez les poules élevées en batterie en Roumanie ».
- Wall et Shearer (2001). Dans leur ouvrage «Veterinary Ectoparasites: Biology, Pathology and Control».
- Durden (2002). Dans son ouvrage « Medical and Veterinary Entomology».
- Votypka et Svobodova (2003). Dans leur article «*Trypanosoma avium* : experimental transmission from black flies to canaries».
- Baud'huin (2003). Dans sa thèse «Les parasites de la caille des blés».
- Bon (2006). Dans sa thèse « Le pou rouge des volailles *Dermanyssus Gallinae* dans les élevages de poules pondeuses du Sud-Est de la France: Etude épidémiologique et expérimentale pour application en agriculture biologique ».
- Sehgal *et al* (2006). Dans leur article «Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *leucocytozoon schoutedeni* and *trypanosoma gallinarum*».
- Baker (2007). Dans son ouvrage «Flynn's Parasites of Laboratory Animals».

- Vilas boas filho (2008). Dans sa publication «Ácaros calamícolas da galinha doméstica (*Gallus gallus domesticus* L.) de criação rústica, de Campinas, SP, com a descrição das primeiras ocorrências de *Gaudoglyphus minor* (Nörner) (Acari: Astigmata: Gaudoglyphidae) e *Paralges pachycnemis* Trouessart & Mégnin (Acari: Astigmata: Dermoglyphidae) no Brasil».
- Atkinson *et al* (2008). Dans leur ouvrage «Parasitic Diseases of Wild Birds».
- Capinera (2008). Dans son ouvrage «Encyclopedia of Entomology».
- Clark *et al* (2009). Dans leur ouvrage «Atlas of Clinical Avian Hematology».
- Sabuni *et al* (2010). Dans leur publication «Prevalence of Ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya».

2.3 Étalonnage du microscope

Pour déterminer la taille des Arthropodes et donc leur mensuration, nous avons effectué un étalonnage du microscope qui se fait à l'aide d'un micromètre oculaire et d'un micromètre objectif.

- L'échelle oculaire est divisée en 100 petites divisions
- L'échelle du micromètre objectif représente 1mm, divisé en fractions de 0,1mm, elles-mêmes divisées en fractions de 0,01mm (fig.50).
- Insérer le micromètre oculaire (un disque de verre rond) dans l'oculaire, en enlevant les lentilles supérieures et en posant le disque sur le diaphragme du champ.
- Remettre l'oculaire dans le microscope
- Mettre le micromètre objectif sur la platine du microscope
- Mettre au point sur le micromètre objectif avec le plus faible grossissement
- Ajuster les deux échelles (oculaire+objectif) jusqu'à ce qu'elles soient parallèles
- Noter le nombre de divisions de l'oculaire et leur dimension sur le micromètre objectif,
- A partir de ce résultat, calculer la valeur d'une division de l'oculaire
- Passer des mm aux μm ($1\text{mm} = 1000\mu\text{m}$)
- Répéter l'opération pour tous les objectifs et noter le résultat obtenu pour chacun d'eux.

Remarque : L'étalonnage n'a besoin d'être fait qu'une fois pour chaque microscope.

L'étalonnage du microscope de notre laboratoire est le suivant :

- Pour le Gr×4 : 1d→ 0,025 mm→25μm
- Pour le Gr×10 : 1d→ 0,01mm→ 0,1μ
- Pour le Gr×40 :1d→ 0,0025mm→2,5μ
- Pour le Gr×100:1d →0,001052mm→1,052μ

d : petite division du micromètre oculaire.



Figure 50. Les micromètres utilisés pour l'étalonnage microscopique.

CHAPITRE III :

Résultats et Discussion

Notre étude, effectuée de Novembre 2010 à Octobre 2011 au niveau du laboratoire de parasitologie de l'Université d'Oran sur 72 poulets, a permis de déterminer les caractéristiques de l'hôte (*Gallus gallus domesticus*, L), d'effectuer un inventaire des différentes espèces d'Ectoparasites et d'Hémoparasites, de déterminer l'abondance moyenne et la prévalence de ces parasites par mois et par saisons et de préciser la relation existant entre ces deux groupes de parasites.

Nos résultats sont exposés principalement en deux parties :

- La première concerne l'hôte (*Gallus gallus domesticus*, L),
- La deuxième traite les deux groupes de parasites (Ectoparasites et Hémoparsites).

I. ETUDE DE L'HOTE

Dans un premier temps, nous avons analysé les caractéristiques de l'hôte, support de notre étude. Les résultats de cette analyse sont reportés comme suit :

- Répartition de l'hôte par région, par sexe, par mois et par saisons.
- Description phénotypique des poulets.
- Répartition de l'hôte selon un intervalle de poids.
- Description de l'état général de l'hôte étudié.

1. Répartition de l'hôte par région, par sexe, par mois et par saisons

Le tableau V et la représentation par secteurs (fig. 51) montrent la répartition de l'hôte par régions étudiées.

Tableau V. Répartition de l'hôte par régions

Régions	Nombre de poulets
Bousfer	29
Es-Sénia	26
Mers el kebir	2
Oued Tlelat	2
Messerghin	3
Boutlelis	3
Canastel	5
Cap-falcon	2

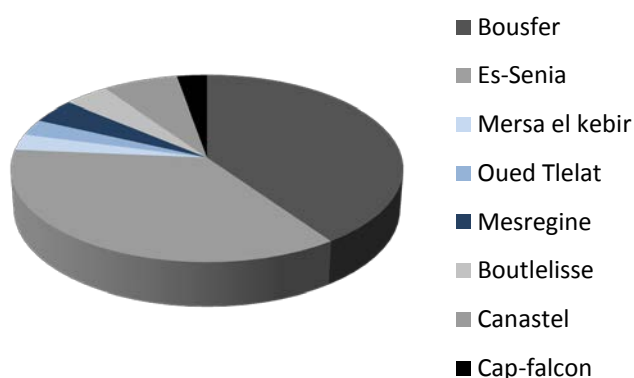


Figure 51. Répartition des poulets par régions

Durant notre étude, la collecte des poulets provient principalement de la région de Bousfer et d'Es-sénia, les autres zones sont peu étudiées par manque de fiabilité des renseignements donnés.

Durant les 12 mois d'étude nous avons collecté un total de 72 poulets de façon aléatoire. Cela nous a conduit à examiner 37 coqs et 35 poules.

L'échantillonnage mensuel est fixé à 6 poulets par mois soit un total de 18 poulets par saison.

2. Etude des variations phénotypiques de l'hôte

Le poulet traditionnel, ne présente plus de caractère d'homogénéité en raison de l'introduction de différentes souches industrielles dans le pays. En effet, ces dernières envahissent progressivement les élevages fermiers et se mélangent par croisements non contrôlés avec les souches locales.

Ceci est aussi le cas des élevages fermiers de la majorité des pays de l'Asie du Moyen-Orient et de l'Afrique (Mukherjee, 1992 ; Sarakby, 1995 ; Moreki, 1997).

2.1 Couleurs et aspects du plumage

Les phénotypes des poulets observés au cours de notre échantillonnage se caractérisent par leurs grandes diversités.

Les différents couleurs et aspects du plumage (fig. 52 et 53) observés sur l'ensemble des poulets examinés sont mentionnés dans le tableau suivant.

Tableau VI. Couleurs et Aspects du plumage.

Couleur du plumage	Aspects du plumage	Nombre de poulet
Gris foncé	Cou nu	1
Gris dominant,	Normal	1
Marron	Cou nu, Huppé	1
Marron	Huppé	3
Marron	Normal	7
Tacheté marron	Normal	9
Tacheté blanc et marron	Cou nu, Huppé	1
Orange	Normal	6
Doré	Normal	3
Barré	Normal	6
Barré	Huppé	1
Blanc dominant	Normal	4
Noir dominant	Normal	6
Brun	Normal	2
Blanc	Normal	4
Noir	Normal	4
Tacheté noir et blanc	Normal	12
Perdrix	Normal	1



DJELIL. Lab Parasitol. Oran

Perdrix



DJELIL. Lab Parasitol. Oran

Barré



DJELIL. Lab Parasitol. Oran

Tacheté noir et blanc



DJELIL. Lab Parasitol. Oran

Brun



DJELIL. Lab Parasitol. Oran

Noir



DJELIL. Lab Parasitol. Oran

Orange



DJELIL. Lab Parasitol. Oran

Marron



DJELIL. Lab Parasitol. Oran

Gris

Figure 52. Différentes couleurs du plumage.

Des couleurs variées de plumage sont observées, représentées essentiellement par des variétés de marron, orange, gris, noir, blanc, doré...etc. Nous notons une prédominance des couleurs tachetées noir et blanc (12 poulets) suivi de la couleur tachetée marron (9 poulets). Les plumages perdrix ou gris sont les moins observés.

Dans notre série les phénotypes liés à l'emplument sont de trois types: plumage normal, cou nu et huppé. Toutefois, ces deux derniers phénotypes sont rares, comparés au phénotype dominant ou plumage normal (65 poulets).

En Algérie la plupart de ces couleurs et aspects décrits sont similaires à ceux observés par Benhammouda (1998) et Zidane (2003) dans les régions de Chlef et de Tiaret, par Halbouche *et al* (2009) dans les régions de Mostaganem, Tiaret, Oued Rhiau et Sidi Ali et par Moula *et al* (2009) en Kabylie.

Nos résultats concordent également avec ceux d'autres pays africains et méditerranéens (Agbede *et al.*, 1995 ; Missohu *et al.*, 1998, Mallia, 1998).

2.2 Aspects de la crête

L'aspect de la crête du poulet est un critère morphologique distinctif (fig. 54). Des différents aspects sont indiqués dans le tableau suivant.

Tableau VII. Aspects de la crête

Aspect de la crête	Nombre de poulets
Simple	53
En « S »	7
Double	1
Tombante	11

La majorité des poulets étudiés ont une crête simple. Cependant, d'autres aspects comme la crête en S, double ou tombante sont également observés.

La plupart de ces aspects sont retrouvés par Halbouche *et al* (2009) dans les régions de Mostaganem, Tiaret, Oued Rhiau et Sidi Ali, par Moula *et al* (2009) en Kabylie et par Bessadok *et al* (2003) en Tunisie.

2.3 Couleurs et aspects des pattes

L'analyse phénotypique porte également sur l'étude des pattes (fig. 55) de l'hôte qui présente de nombreuses variations résumées dans le tableau suivant.

Tableau VIII: Couleurs et aspects des pattes

Couleur des pattes	Aspect des pattes	Nombre de poulets
Noire	Simple	11
Jaune	Simple	30
Rose	Simple	5
Blanche	Simple	14
Verte	Simple	6
Noir	Emplumé	5
Verte	Emplumé	1

Les pattes sont de couleurs blanches, roses, jaunes, noires ou vertes mais avec une prédominance pour le jaune (30 poulets) et le blanc (14 poulets).

La plupart de ces observations sont décrites par Bessadok *et al* (2003) en Tunisie, par Halbouche *et al* (2009) dans les régions de Mostaganem, Tiaret, Oued Rhiau et Sidi Ali et par Moula *et al* (2009) en Kabylie.



Figure 53. Différents aspects du plumage.



Figure 54. Différents aspects de la crête.



Figure 55. Différents couleurs et aspects des pattes.

3. Répartition de l'hôte selon un intervalle de poids

Sur les 72 poulets, nous avons examiné 37 mâles et 35 femelles présentant différents poids, ces variations sont traduites par l'histogramme suivant (fig. 56).

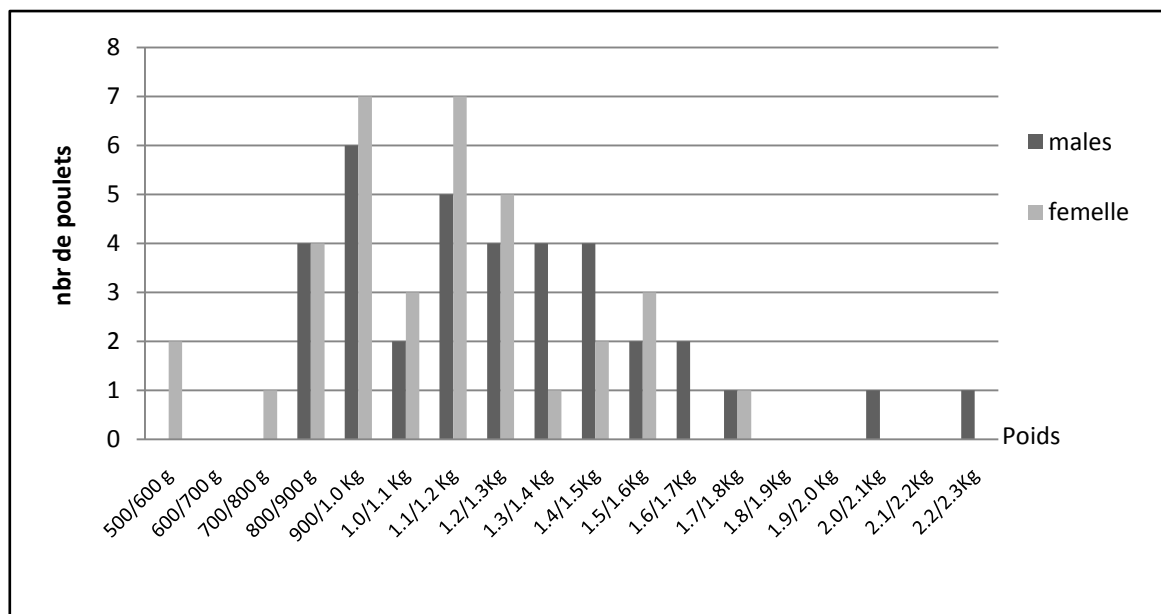


Figure 56. Répartition des poulets par intervalle de poids selon le sexe.

Durant notre échantillonnage, nous avons effectué la pesée des poulets avant le prélèvement des parasites. Notre analyse montre que le poids de ces oiseaux se situe entre 500g et 2,300kg.

Dans la présente étude, les mâles sont plus lourds que les femelles. Le poids des mâles peut dépasser 2,200 Kg, alors que celui des femelles varie globalement entre 500g et 1,800Kg.

Selon Iyawa (1988) les poulets Africains sont de petite taille, rarement 2 Kg chez le mâle et 700 à 800g rarement 1 Kg chez la femelle.

Selon l'étude de Moula *et al* (2009) effectuée en Kabylie, le poids du poulet local varie de 805g à 3,241kg. Les coqs présentent un poids variant de 1,060 à 3,241kg. Chez les poules, le poids varie de 805g à 2,754kg.

Nos résultats concordent avec certaines données de la littérature. Toutefois nos spécimens comparés à l'étude de Moula *et al* (2009) sont de poids faible à moyen, ceci est dû probablement à l'état général du poulet en rapport avec les conditions d'élevage et l'alimentation.

4. Description de l'état général des poulets

Dans notre étude, nous avons pris en considération l'état général du poulet car c'est le témoin des conditions d'élevage et de l'atteinte parasitaire, Nos observations sont illustrées par la figure 57 et sont résumées dans le tableau IX.

Tableau IX: Evaluation de l'état général des poulets

Etat général			
Bon	+/- Bon ou mauvais		
Nombre	Nombre	N° poulet	Observations
57	15	6	▪Asthénie, croûtes au niveau de la tête, plumage abimé et ébouriffé.
		8	▪Asthénie, yeux infectés (aveugle), plumage ébouriffé.
		10	▪Déplumé par endroit, diarrhée.
		12	▪Déplumé par endroit.
		13	▪Diarrhée.
		18	▪Déplumé par endroit
		19	▪Asthénie, tête présentant des lésions.
		36	▪Ascite, Asthénie, Avitaminose (bréchet dévié).
		49	▪Lésion au niveau de l'oreille (ouïe)
		50	▪Asthénie
		51	▪Lésions au niveau de la peau déplumée
		57	▪Doigts amputés
		64	▪Plumage abimé
		65	▪Ascite, Asthénie.
		68	▪Plumage abimé

Nos observations montrent que seuls 15 oiseaux présentent un état de santé plus au moins détérioré par rapport aux 72 poulets de notre échantillon et 57 individus ne montrent aucune anomalie.

Ceci n'est vrai qu'en apparence car nos observations ont décelé la présence de nombreux Ectoparasites. De plus, l'étude réalisée en parallèle sur le même échantillon et qui concerne le parasitisme du tube digestif a révélé une infestation importante de ces derniers par les Helminthes (Yousfi, 2012).

Parmi les 72 poulets étudiés, quelque soit leur état de santé, nous avons recensé 41.66% cas de gale des pattes.

Cette situation est probablement en relation avec l'hygiène défailante de l'habitat et l'absence totale de l'entretien des oiseaux. La résistance des poulets domestiques avec prédominance d'un état général bon serait due à leur rusticité et à leur robustesse.



Figure 57. Etat général des poulets

- | | |
|--|-------------------|
| 1. Poulet déplumé par endroit, | 6. Yeux infectés |
| 2. Lésions au niveau de la peau déplumée, | 7. Plumage abimé |
| 3. Lésion au niveau de l'oreille, | 8. Doigts amputés |
| 4. présence de croutes au niveau de la tête, (aveugle) | 9. Ascite. |
| 5. Tête présentant des lésions, | |

II. ETUDE DES PARASITES

1. Etude descriptive

1.1 Ectoparasites

1.1.1 Insectes

Durant notre échantillonnage nous avons identifié un seul groupe d'insecte Ectoparasite représenté par les Mallophages (poux). L'observation microscopique et les dessins réalisés à la chambre claire ont facilité l'identification des Mallophages du poulet. De plus, les mensurations effectuées sur plusieurs échantillons après leur montage, à l'aide d'un microscope étalonné, nous ont permis de déterminer la taille des spécimens récoltés.

Les différents documents que nous avons utilisé tels que : la clé d'Emerson (1956) et les ouvrages de Franc (1994), Kaufmann (1996), Wall et Shearer (2001), Durden (2002), Baud'huin (2003), Baker (2007), Capinera (2008), nous ont servi de guides pour notre identification.

Dans ces données bibliographiques, la description des espèces est souvent incomplète. Néanmoins, l'observation détaillée des illustrations dans différents ouvrages et leur comparaison minutieuse avec nos échantillons, a permis de reconnaître et d'identifier les espèces.

Selon Benbrook (1965) le groupe d'Ectoparasites Mallophages est le plus signalé au niveau du poulet.

Les Mallophages sont subdivisés en trois sous ordres (Capinera, 2008).

Dans notre série nous avons recensé deux sous ordres :

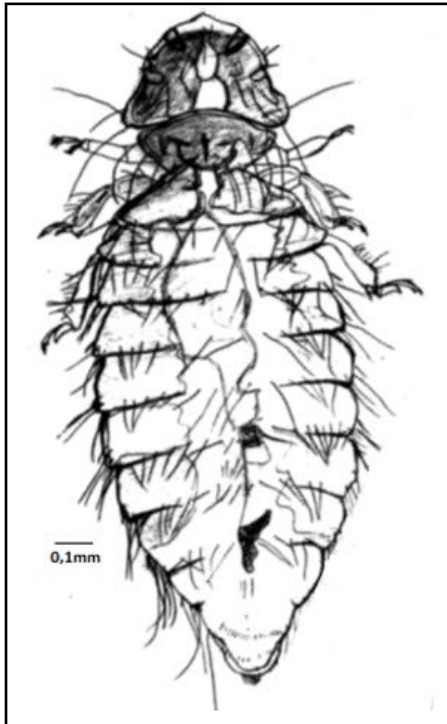
- Le sous-ordre des Amblycera comptant les espèces suivantes : *Menopon gallinae* **Linnaeus, 1758**, *Menacanthus cornutus* **Schommer, 1913**, *Menacanthus pallidulus* **Neumann, 1912**,
- Le sous-ordre des Ischnocera comprenant : *Goniocotes gallinae* **DeGeer, 1778**, *Goniodes gigas* **Taschenberg, 1879**, *Goniodes dissimilis* **Denny, 1842**, *Lipeurus caponis* **Linnaeus, 1758**, *Cuclotogaster heterographus* **Nitzsch, 1866**.

Pour faciliter l'étude descriptive, nous avons choisi de mettre les données observées sous forme de tableau (X) permettant de récapituler l'ensemble des caractéristiques de chaque espèce. Ainsi que la taille des mâles et des femelles.

Tableau X: Description des espèces Mallophages du poulet domestique.

Espèces	Taille (mm)	Description
<i>M. gallinae</i> (fig.58)		-De couleur jaune dorée, -Tête de forme triangulaire, -Antennes cachées -Patte terminée par deux griffes, -La face dorsale est recouverte de soies de tailles variables. -Chaque segment abdominal porte une rangée de soie (dorsalement). -Saillies pleurales (abdominales) formant des gouttières.
	1,8 - 2,025	<u>Chez la femelle</u> : le dernier segment abdominal porte deux rangées de soies courtes, l'extrémité de l'abdomen est pointue et chargée d'une petite touffe de soies minuscules.
	1,65 - 1,9	<u>Chez le mâle</u> : l'extrémité de l'abdomen est plutôt arrondie et porte des soies plus longues.
<i>M. cornutus</i> (fig.59)		-De couleur jaune dorée. -Tête de forme triangulaire, -Antennes cachées -Patte terminée par deux griffes, -Les pattes sont plus longues que chez les autres espèces. -Chaque segment abdominal est pourvu de deux rangées de soies.
	1,625 - 2	<u>Chez la femelle</u> : L'abdomen est volumineux et porte à son extrémité des soies rangées sous forme de peigne. Les marges latérales des segments abdominaux sont sous forme de dents de scie.
	1,45 - 1,7	<u>Le mâle</u> : est plus élancé que la femelle et présente des soies plus abondantes.
<i>M. pallidulus</i> (fig.60)		-De couleur jaune dorée. -Tête de forme triangulaire, -Antennes cachées, -Patte terminée par deux griffes, -Les stigmates de forme circulaire et bien visibles sur les marges latérales des segments abdominaux. -Chaque segment abdominal est doté d'une rangée de soies.
	1,7 - 1,8	<u>Chez la femelle</u> : l'abdomen est de forme ovoïde et arrondi à son extrémité.
	1,4 - 1,5	<u>Le mâle</u> : est plus court et allongé postérieurement.
<i>G. gallinae</i> (fig.61)		-De couleur jaune dorée, -La tête est arrondie et large à sa base, -Les antennes sont courtes et minces, -Les pattes sont robustes, trapues et munies d'une griffe.
	1,475 - 1,575	<u>La femelle</u> : présente un abdomen arrondi.
	0,775 - 0,975	<u>Le mâle</u> : possède un abdomen circulaire présentant une boursouflure à son extrémité.
<i>G. gigas</i> (fig.62)		-Le corps aplati de couleur grise, plus foncée dans certaines régions tel que la tête et les plaques dorsales, -La tête en éventail présente une base large avec des coins latéraux angulaires, -Les antennes sont minces et courtes. -Les pattes sont plus développées que chez <i>G.gallinae</i>, et pourvues d'une griffe à leur extrémité.
	3,5 - 4	<u>La femelle</u> : présente un abdomen large dont l'extrémité arrondie, présente une ornementation sous forme d'Omega (ω).
	3 - 3,175	<u>Le mâle</u> : présente un abdomen plus large à sa base avec concavité dans laquelle se loge une boursouflure (organe copulateur).
<i>G. dissimilis</i> (fig.63)		-Le corps aplati de couleur brune, plus foncée dans certaines régions tel que la tête et les plaques dorsales, -La tête en éventail présente une base large avec des coins latéraux plus saillants. -Les pattes sont comme chez <i>G.gigas</i>.
	2,875-3,05	<u>La femelle</u> : présente un abdomen en tonneau concave à son extrémité postérieure, les antennes sont courtes et fines.
	2,125-2,225	<u>Le mâle</u> : présente un abdomen légèrement arrondi avec une boursouflure à son extrémité postérieure (organe copulateur), les antennes dont le premier segment est plus large, sont coudées et fourchues à leur extrémité.
<i>L. caponis</i> (fig.64)		-Corps de couleur grise non uniforme et couvert de soies peu abondantes sur la face dorsale, -La tête est de forme conique dont l'apex est arrondi. -Chaque patte est pourvue d'une griffe. -La troisième paire de pattes est plus longue que les autres.
	2,45 - 2,55	<u>La femelle</u> : présente un abdomen long et mince, les antennes sont courtes et fines.
	2,225 - 2,35	<u>Le mâle</u> : présente un abdomen plus effilé, les antennes dont le premier segment est plus long, sont coudées à leur extrémité.
<i>C. heterographus</i> (fig.65)		-Le corps est de couleur grise, plus foncée dans certaines régions et contenant plus de soies que <i>L. caponis</i> sur la face dorsale, -La tête est de forme conique dont l'apex est arrondi, elle est légèrement bombée à sa base. -Chaque patte est pourvue d'une griffe. -La troisième paire de pattes est plus longue que les autres.
	2,375 - 2,65	<u>La femelle</u> : présente un abdomen de forme ovoïde, les antennes sont très courtes et fines.
	2,35 - 2,55	<u>Le mâle</u> : présente un abdomen plus mince, les antennes dont le premier segment est plus long, sont coudées à leur extrémité.

Remarque : Chez toutes les espèces identifiées le dimorphisme sexuel est marqué.



M.gallinae femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *M.gallinae* femelle, G×10.

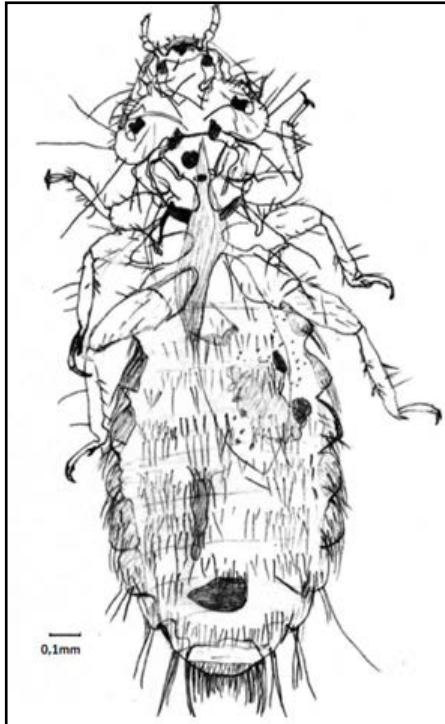


M.gallinae mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *M.gallinae* mâle, G×10.

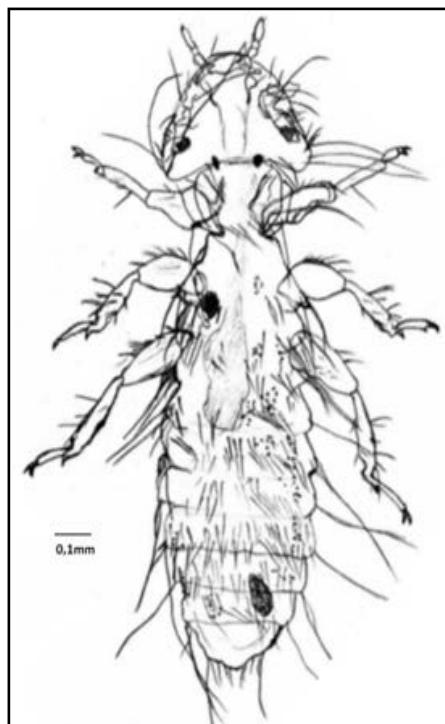
Figure 58. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Menopon gallinae*.



M.cornutus femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *M.cornutus* femelle, G×10.

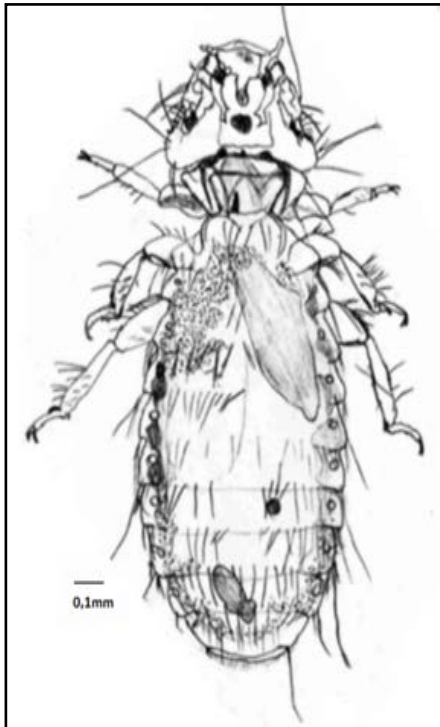


M.cornutus mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *M.cornutus* mâle, G×10.

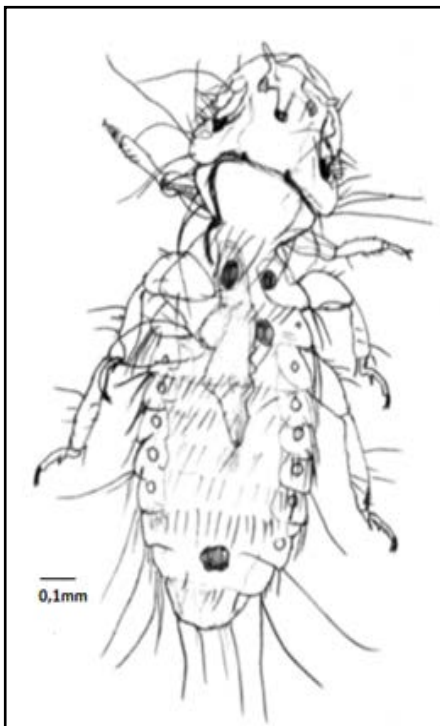
Figure 59. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Menacanthus cornutus*.



M.pallidulus femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *M.pallidulus* femelle, G×10.

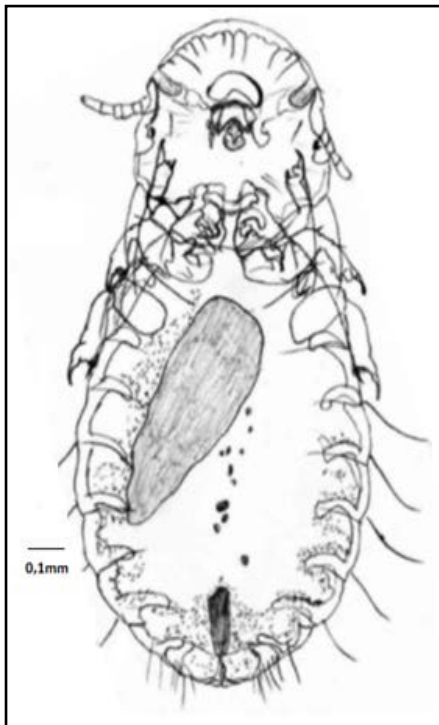


M.pallidulus mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *M.pallidulus* mâle, G×10.

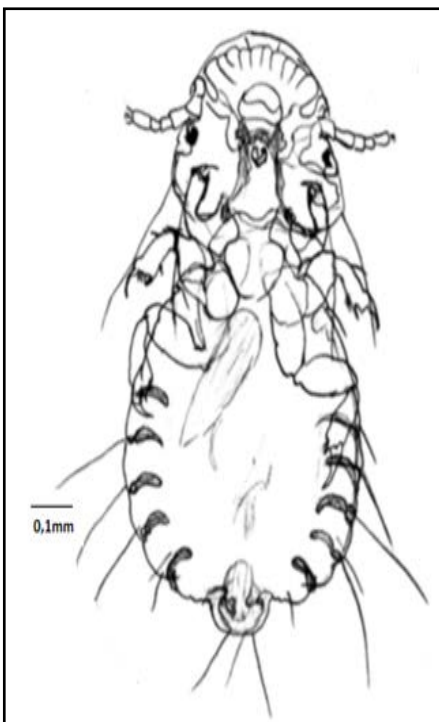
Figure 60. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Menacanthus pallidulus*.



G.gallinae femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *G.gallinae* femelle, G×10.

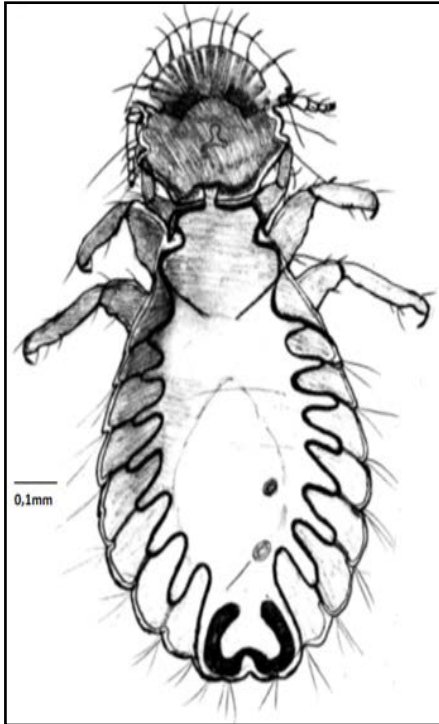


G.gallinae mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *G.gallinae* mâle, G×10.

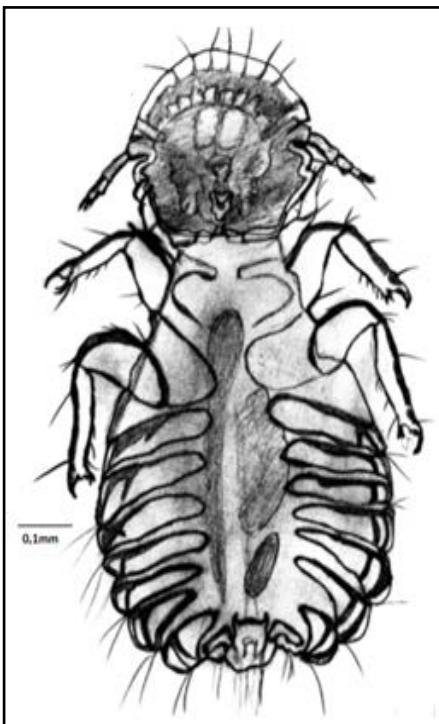
Figure 61. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Goniocotes gallinae*.



G.gigas femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *G.gigas* femelle, G×10.

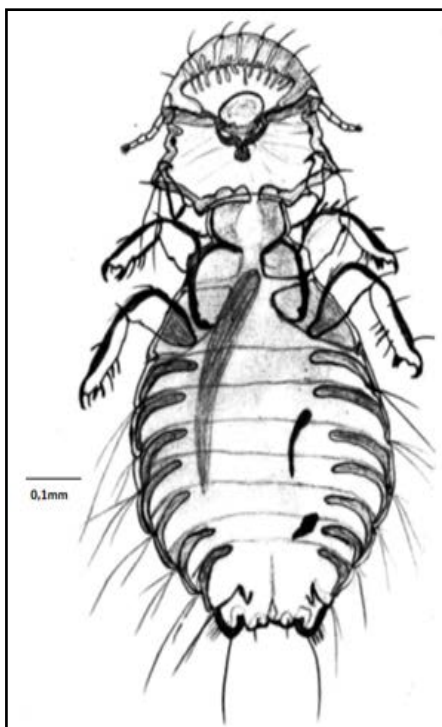


G.gigas mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *G.gigas* mâle, G×10.

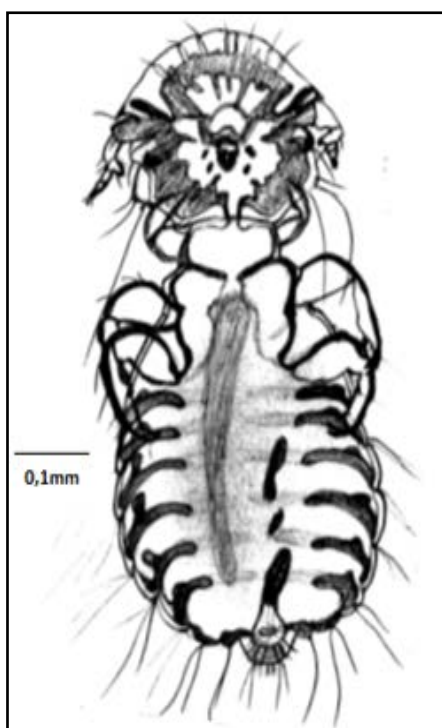
Figure 62. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Goniodes gigas*.



G.dissimilis femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *G.dissimilis* femelle, G×10.

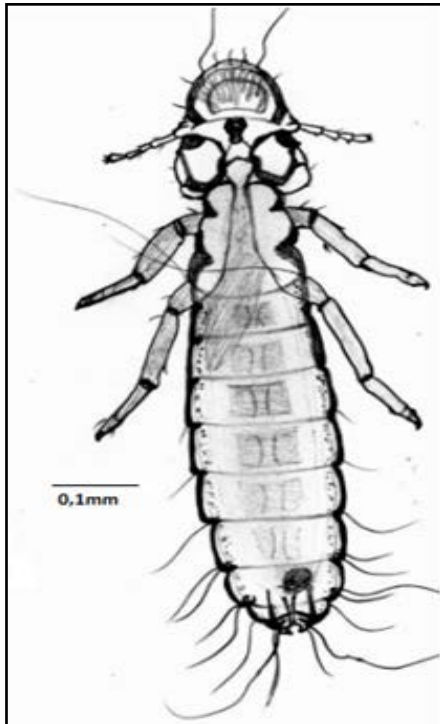


G.dissimilis mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *G.dissimilis* mâle, G×10.

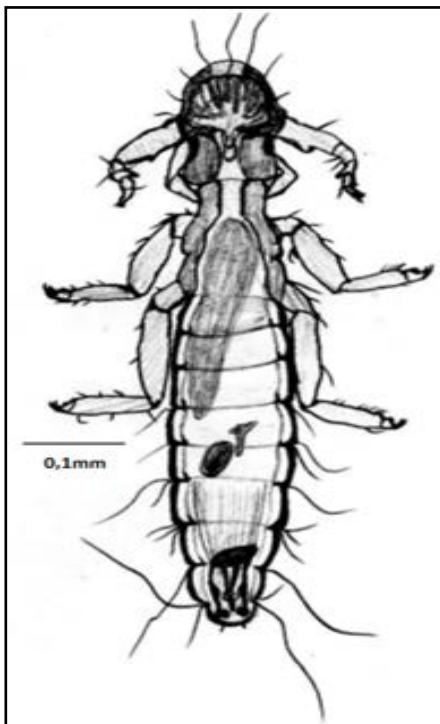
Figure 63. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Goniodes dissimilis*.



L.caponis femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *L.caponis* femelle, G×10.

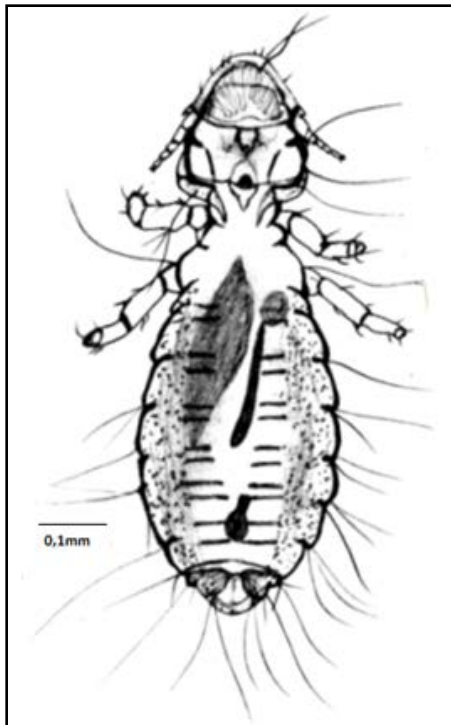


L.caponis mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *L.caponis* mâle, G×10.

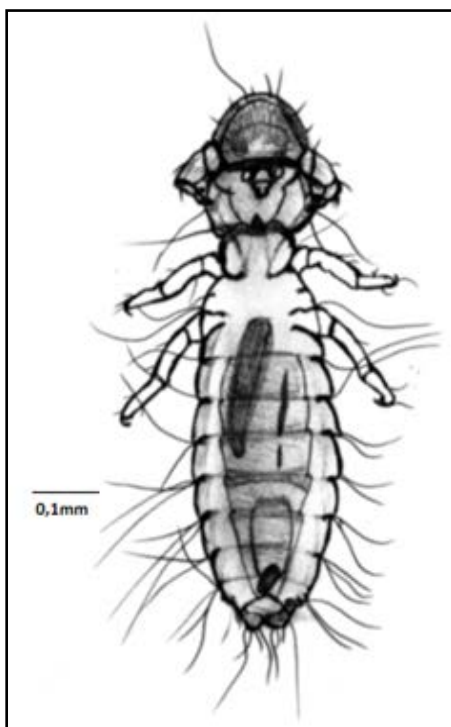
Figure 64. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Lipeurus caponis*.



C.heterographus femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *C.heterographus* femelle, G×10.



C.heterographus mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *C.heterographus* mâle, G×10.

Figure 65. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Cuclotogaster heterographus*.

En générale, l'identification de nos échantillons concorde parfaitement à celle de la littérature. Hormis les espèces d'insectes Mallophages décrites, nous avons observé d'autres insectes dont l'identification n'a pu être réalisée vu l'état très abîmé des spécimens de Diptères retrouvés entre les plumes (fig. 66).

De plus, nous avons observé d'autres insectes qui appartiennent probablement aux animaux partageant le même milieu que notre poulet (fig. 67):

-*Chelopistes meleagridis* **Linnaeus, 1758** (pou de la dinde),

-*Ctenocephalides canis* **Curtis, 1826** (puce du chien) cette espèce d'insecte Siphonaptère est également signalée par Mungube *et al.*, (2006) sur le poulet.

D'autre part, *Menacanthus stramineus* **Nitzsch, 1818** (pou) et *Echidnophaga gallinacea* **Westwood, 1875** (puce) sont des insectes très répandus selon la littérature mais que nous n'avons pas retrouvé durant ce travail ; ceci est du probablement à l'échantillonnage réduit.

1.1.2 Acariens

Comme pour les insectes, nous avons fait appel pour l'identification des Acariens, à l'observation microscopique, mensurations et dessins à la chambre claire.

Du fait que leur identification est difficile en raison de l'absence de clé d'identification, nous avons effectué une similitude entre nos spécimens et ceux cités et illustrés par ces différents auteurs : Kaufmann (1996), Wall et Shearer (2001), Durden (2002), Baud'huin (2003), Baker (2007), Capinera (2008), vilas Boas Filho (2008) et Sabuni *et al.*, (2010).

Grâce à l'analyse des observations comparatives de nos spécimens avec les différentes illustrations de la littérature, nous avons pu identifier sept espèces d'Acariens que nous avons séparés en deux groupes.

- les Acariens de petite taille appartenant à l'Ordre des Astigmata et regroupant les espèces suivantes : *Paralges pachycnemis* **Trouessart et Mégnin, 1877**, *Epidermoptes sp*, *Syringophilus bipectinatus* **Heller, 1888**, *Cnemidocoptes mutans* **Robin et Lanquetin, 1859**, *Dermoglyphus elongatus* **Robin et Mégnin, 1877**
- les Acariens de grande taille comprenant deux Ordres :
 - ordre des Metastigmata avec une seule espèce répertoriée : *Argas persicus* **Oken, 1818** (Tique molle) sous forme larvaire.
 - ordre des Mesostigmata dont fait partie l'espèce *Dermanyssus gallinae* **De Geer, 1778**.

Notre description des diverses espèces observées concorde globalement avec la littérature.



Figure 66. Photographie de Diptères prélevés entre les plumes du poulet.



Figure 67. Photographie d'insectes non spécifiques au poulet :

- (a) *Ctenocephalides canis* (puce du chien)
- (b) *Chelopistes meleagridis* (pou de la dinde),

Les Acariens des plumes tels que *P. pachycnemis* **Trouessart et Mégnin, 1877** sont très observés sur les oiseaux domestiques et sauvages.

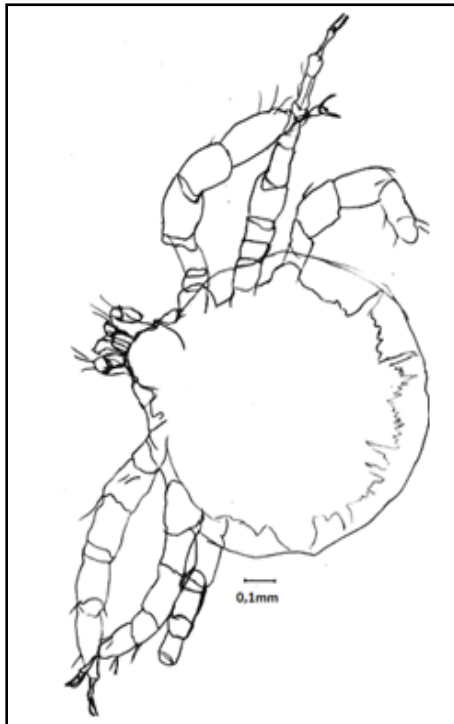
Selon Shoker *et al.*, 2001, les oiseaux sauvages comportent un plus grand nombre d'espèces d'Acariens parasites que les oiseaux domestiques

Le tableau ci-dessous résume les caractères morphologiques et la taille des espèces d'Acariens citées précédemment.

Tableau XI: Description des espèces Acariens du poulet domestique.

Espèces	Taille (mm)	Description
<i>A. persicus</i> (fig.68)	1 – 1,45	-La larve est bombée et de forme circulaire. -Les trois paires de pattes situées antérieurement sont armées à leur extrémité d'une paire de griffes. -Les palpes sont plus longs que l'hypostome et les chélicères.
<i>D. gallinae</i> (fig.69)	0,83 – 1,25	-De forme aplatie et arrondie plus large antérieurement et bordé de soies courtes et écartées. -Les pattes sont situées antérieurement. -L'hypostome est pointu et sans dents. Les chélicères sont longues et filiformes, -La plaque anale est triangulaire.
<i>P. pachycnemis</i> (fig.70)	0,475 – 0,55	-De forme ovoïde et aplatie. -Les deux premières paires de pattes presque de forme identiques, sont situées antérieurement (au niveau du propodosoma), -La troisième paire de pattes est plus longue, bien développée et courbée sous forme de cornes, -La quatrième paire de pattes est très courte et atrophiée, -Les deux paires de pattes postérieures sont situées au niveau de l'opisthosoma. -Les pattes se terminent par un crochet. -L'hypostome et les chélicères sont presque arrondies. -La base de l'idiosoma est marquée par la présence de deux paires de soies longues.
<i>S. bipectinatus</i> (fig.71)	0,65 - 1	-Le corps est très allongé, presque rectangulaire, un peu plus large antérieurement. -Le rostre est puissant et long, les chélicères sont styliformes. -Les pattes sont relativement courtes, les deux premières paires se localisent dans la région antérieure et les deux dernières dans la région postérieure ; -A la base de chaque tarse se trouve deux épines (griffes). -A l'extrémité postérieure sont observées deux paires de longues soies.
<i>Epidermoptes</i> sp (fig.72)	0,325 – 0,475 0,275 – 0,35	-Les pattes sont pourvues de petites ventouses ambulacraires. -Le rostre est court de forme triangulaire. Chez la femelle : l'abdomen est ovoïde peu échancré à sa base postérieure portant deux paires de soies longues. Présence d'une plaque sternale en forme d'un croissant. Chez le mâle : l'abdomen est étroit et échancré postérieurement pourvu aussi d'une paire de soies longues, et des ventouses copulatrices.
<i>D. elongatus</i> (fig.73)	0,5 – 0,75	-Le corps est allongé de forme ovalaire. -Les pattes sont légèrement courbées à leur extrémité se terminant par un crochet par lequel sort un pédicule portant une ventouse. -Les deux premières paires de pattes se localisent dans la région antérieure et les deux dernières dans la région postérieure du corps. -Présence d'une forme circulaire au niveau de l'abdomen (autre acarien). -Le rostre est court et légèrement arrondi au sommet.
<i>C. mutans</i> (fig.74)	0,325 – 0,4 /	-Le corps est circulaire et aplati, la femelle est plus grande et plus large que le mâle. Chez la femelle : les pattes sont courtes, l'écusson sternal est rectangulaire et bien marqué, le rostre est large a presque la même longueur que les pattes, présence de stries tégumentaire (comme une empreinte digitale), présence de deux longues soies à l'extrémité de l'abdomen. Chez le mâle : les pattes sont plus visibles donc plus longues et portent à leur extrémité un pédicule se terminant par une ventouse. A la base postérieure du corps son situées deux longues soies.

En plus de ces Acariens, nous avons identifié chez le poulet une espèce d'Acarien non parasite retrouvée habituellement dans les poussières : *Caloglyphus berlesei* **Michael, 1903** (fig. 75). Shoker *et al* (2001) a observé également en Egypte des Acariens non parasites.

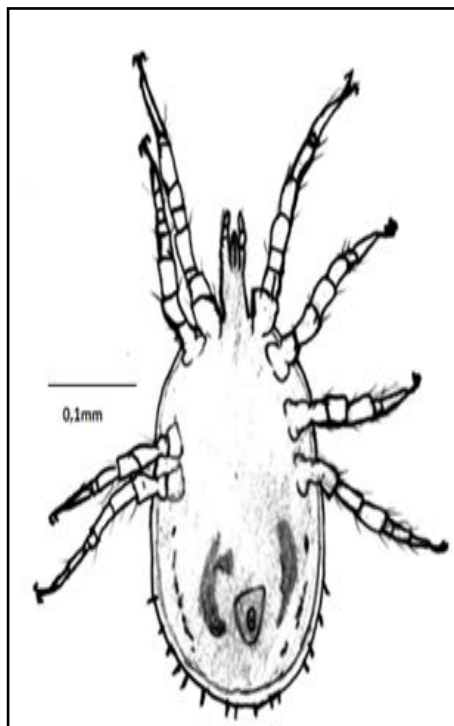


Larve d'*A.persicus*, dessinée à la chambre claire G×10.



Photographie de la larve d'*A.persicus*, G×10.

Figure 68. Aspect morphologique de la larve d'*Argas persicus*.

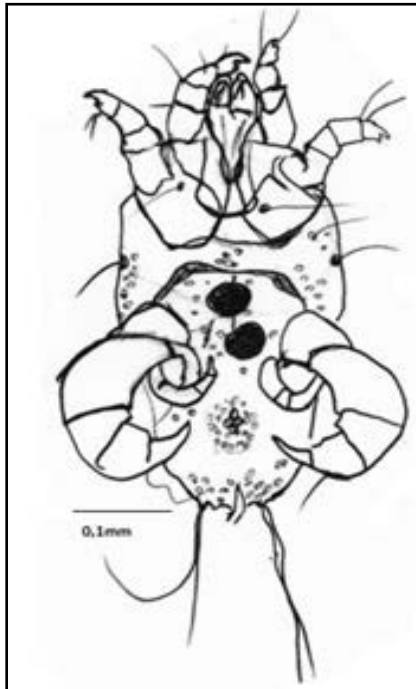


D.gallinae, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *D.gallinae*, G×10.

Figure 69. Aspect morphologique de *Dermanyssus gallinae*.

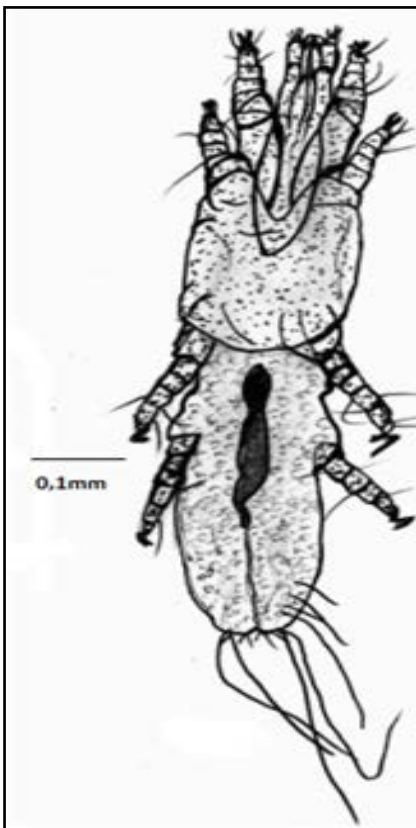


D.gallinae, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *D.gallinae*, G×10.

Figure 70. Aspect morphologique de *Paralges pachynemis*.

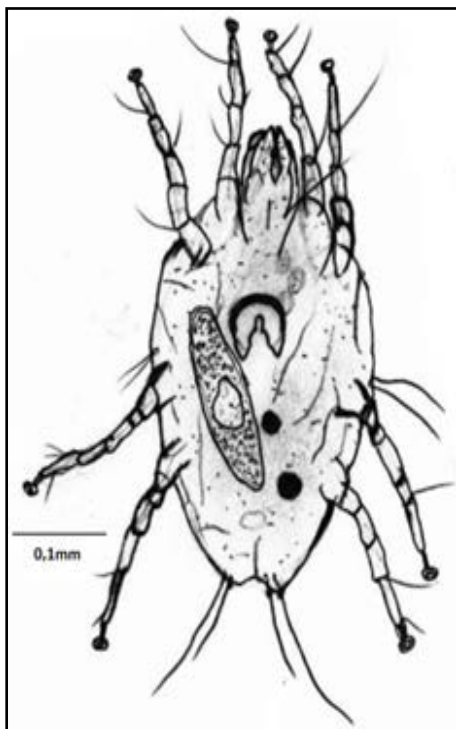


S.bipectinatus, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *S.bipectinatus*, G×10.

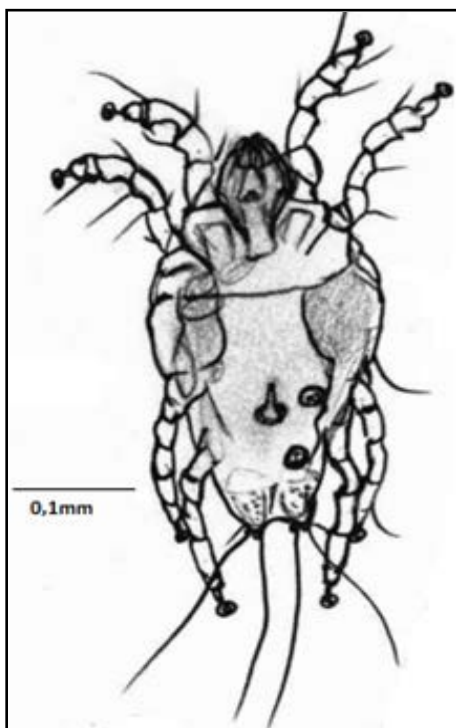
Figure 71. Aspect morphologique de *Syringophilus bipectinatus*.



Epidermoptes sp femelle, dessinée à la chambre claire G×10.



Photographie de *Epidermoptes* sp femelle, G×10.

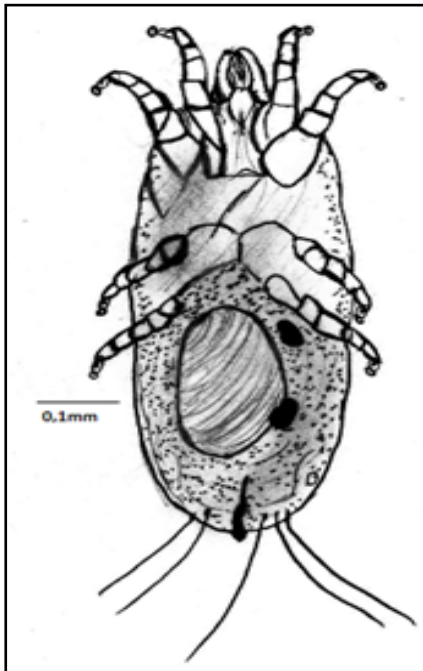


Epidermoptes sp mâle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie d'*Epidermoptes* sp mâle, G×10.

Figure 72. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Epidermoptes* sp.

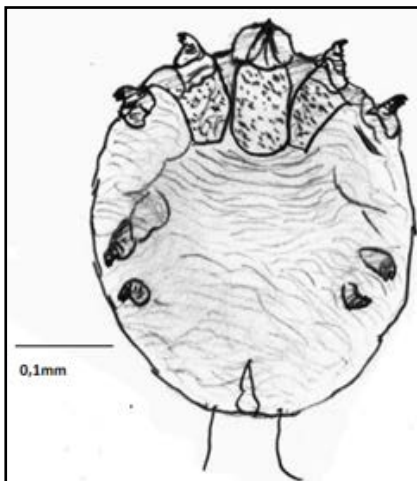


D.elongatus, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *D.elongatus*, G×10.

Figure 73. Aspect morphologique de *Dermoglyphus elongatus*.



C.mutans femelle, dessiné à la chambre claire G×10.



Photographie de *C.mutans* femelle, G×10.

Photographie (microscope optique) de *C.mutans* mâle, G×10.



Figure 74. Aspect morphologique du mâle et de la femelle de *Cnemidocoptes mutans*.

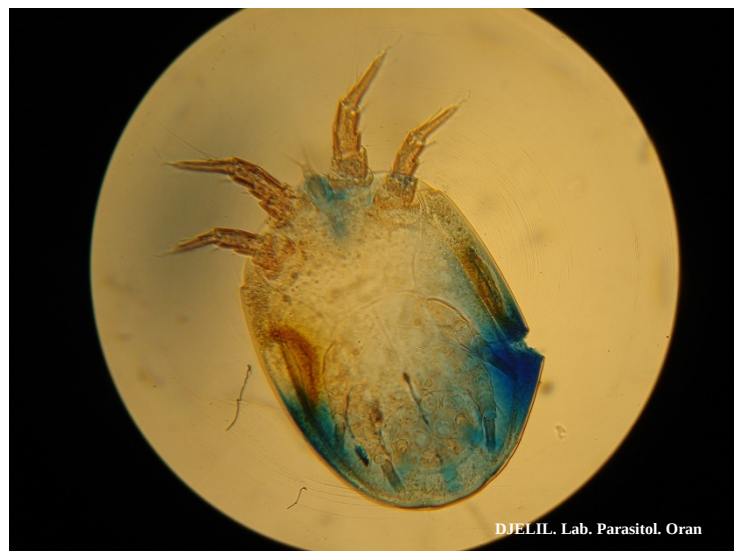


Figure 75. Photographie d'un Acarien libre, *Caloglyphus berlesei*, prélevé sur le poulet.

1.2 Hémoparasites

Sur les 72 poulets examinés, 26 poulets présentent une parasitémie.

L'examen microscopique des frottis au grossissement 100, a permis d'identifier trois genres d'Hémoparasites : *Plasmodium*, *Haemoproteus*, *Leucocytozoon* (fig.76).

Les ouvrages de Fromont (1993) et Clark *et al* (2009) nous ont servi pour l'identification et la description des genres retrouvés; les données descriptives sont résumées dans le tableau XII.

Tableau XII: Description des différents genres d'Hémoparasites du poulet domestique.

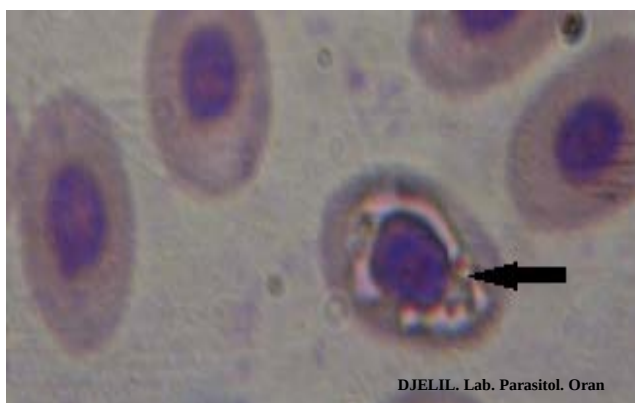
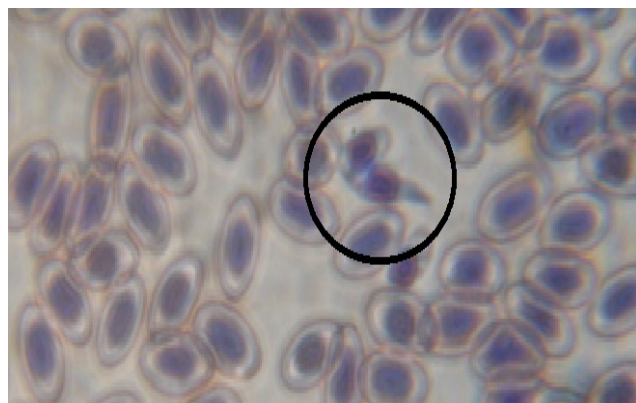
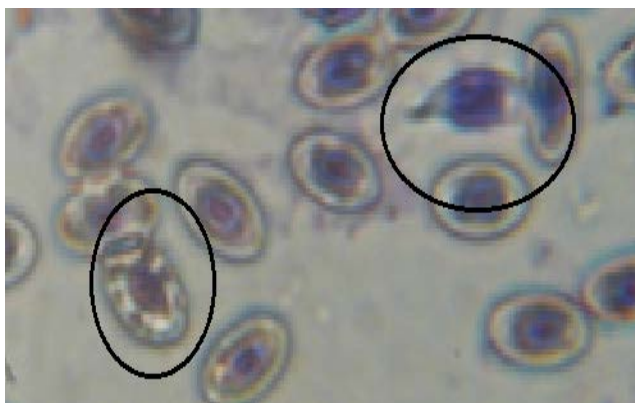
Genres	Description
Plasmodium	-Présence de granulations formant des amas hétérogènes autour du noyau qui correspondent probablement au schizontes ou gamétocytes.
Haemoproteus	-Présence de plages ressemblant à des vacuoles correspondant au stade gamétocytes.
Leucocytozoon	-Erythrocytes déformé (forme allongée, fusiforme) par des gamétocytes.

Nous nous sommes confrontés à d'énormes difficultés dans la détermination de ces genres. Cette identification serait imprécise car la plupart des stades de développement de ces Hémoparasites montrent un aspect identique, sachant que ces derniers font partie du même Ordre celui des Haemospororida.

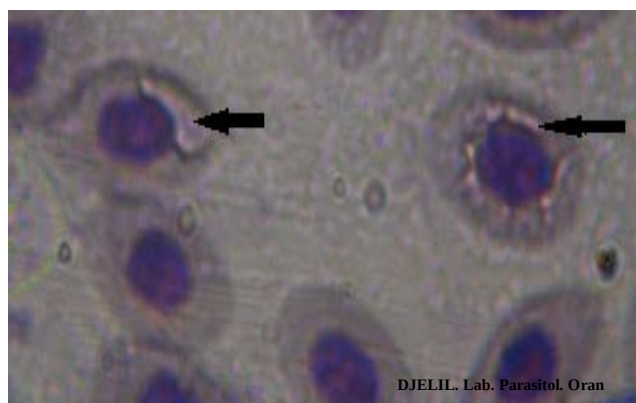
La grande difficulté d'identification réside dans le fait que les premiers stades de développement de ces trois genres sont morphologiquement confondus ; il en est de même pour les genres *Babesia*, *Toxoplasma* et « *Aegyptianella* ». En effet, tous ces stades se présentent généralement sous forme d'une unique granulation rendant son observation difficile.

Cette difficulté à identifier les Hémoparasites a été également rencontrée par Fromont (1993) qui a constaté que l'identification de ces protozoaires n'est pas toujours possible même si le frottis est de bonne qualité et bien lisible.

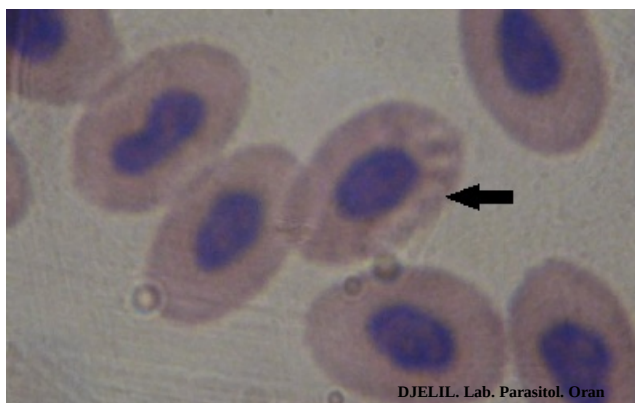
L'identification des espèces nécessite selon Sehgal *et al.*, (2006) une étude plus approfondie employant en plus de l'observation microscopique des méthodes plus sophistiquées telle que l'étude génétique avec la Réaction de Polymérisation en Chaîne (PCR).



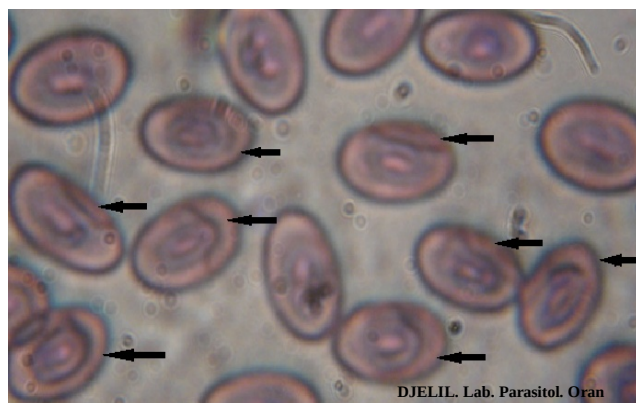
Plasmodium, G×100.



Haemoproteus et *Plasmodium*, G×100.



Haemoproteus, G×100.



Haemoproteus, G×100.

Figure 76. Aspect morphologique de *Plasmodium*, *Haemoproteus* et *Leucocytozoon* sous le microscope optique.

2. Etude Analytique

En raison de l'échantillonnage aléatoire, nous n'avons pas pris en considération dans l'analyse de nos résultats, les données en relation avec le sexe, le poids et le milieu de collecte des poulets.

Dans un premier temps nous avons calculé la prévalence et/ou l'abondance globale et l'abondance moyenne de chaque espèce des groupes étudiés provenant des 72 poulets indépendamment des mois et des saisons.

Dans un deuxième temps, nous avons évalué l'abondance moyenne et la prévalence par mois et par saison.

Définition des paramètres utilisés dans notre étude :

- L'abondance est le nombre total d'individus d'une espèce parasite dans un échantillon d'hôte.
- L'abondance moyenne est le rapport du nombre total d'individus d'une espèce parasite dans un échantillon d'hôte sur le nombre total d'hôtes infestés ou non.
- La prévalence est le rapport du nombre d'hôtes infestés sur le nombre total d'hôtes examinés.

L'analyse statistique de nos résultats est descriptive et concerne uniquement la variation mensuelle et saisonnière ; pour ces deux paramètres nous avons appliqué un test non paramétrique celui de Kruskal-wallis avec l'utilisation du logiciel XLSTAT 2012.

Ce test est utilisé pour traiter l'abondance moyenne et/ou prévalence des différentes espèces d'insectes, d'Acariens et genres d'Hémoparasites.

2.1 Ectoparasites

2.1.1 Insectes

2.1.1.1 Abondance moyenne et prévalence de chaque espèce de Mallophages

Durant notre échantillonnage, nous avons prélevé 28 751 Mallophages toutes espèces confondues. L'abondance, l'abondance moyenne et la prévalence de chaque espèce sont résumées dans le tableau XIII.

Tableau XIII. Abondance, Abondance moyenne et prévalence des Mallophages

Sous-ordre	Sous-ordre	Espèce	Abondance	Abondance moyenne	Prévalence %
Mallophages	Ischnocera	<i>Goniodes gigas</i>	920	12,78	80,55
		<i>Goniodes dissimilis</i>	270	3,75	33,33
		<i>Goniocotes gallinae</i>	5031	69,87	93,05
		<i>Cuclotogaster heterographus</i>	120	1,67	18,05
		<i>Lipeurus caponis</i>	4209	58,46	94,44
	Amblycera	<i>Menopon gallinae</i>	16055	222,99	100
		<i>Menacanthus pallidulus</i>	1618	22,48	56,94
		<i>Menacanthus cornutus</i>	528	7,33	34,72

L'analyse de ces résultats montre que *M.gallinae* est l'espèce qui présente l'abondance la plus élevée suivie respectivement de *G.gallinae* et *L.caponis* par rapport à *G.dissimilis* et *C.heterographus* ayant l'abondance la plus faible.

Nous constatons que *M. gallinae* est l'espèce la plus répandue sur les poulets examinés (prévalence de 100%) et cela concordent avec les constatations de Pinto *et al.*, (2001) et Prelezov et Koinarski (2006) mais avec des valeurs faibles et différentes (respectivement : 69,34%, 35,9%).

La prévalence de *M.gallinae* est suivie par celle de *L.caponis*, *G.gallinae* et *G.gigas* représentée respectivement par 94,44%, 93,05% et 80,55%. Par contre la prévalence de *C.heterographus* est la plus faible avec un taux de 18,05%.

A partir des données de la littérature résumées dans le tableau XVII nous constatons une grande variabilité dans le nombre d'espèces répertoriées d'une région à l'autre.

Par comparaison avec ces résultats, notre étude a permis de recenser un plus grand nombre d'espèces Mallophages (8 espèces) par rapport aux autres travaux.

M.gallinae, *G.gallinae* et *L.caponis* sont les Mallophages les plus observés sur le poulet, ces résultats concordent avec ceux de la littérature.

Selon Lancaster et Meish, (1986); Trivedi *et al.*, 1992; Gabaj *et al.*, 1993 et Morariu *et al.*, (2008) la plupart des espèces de Mallophages ont une distribution cosmopolite et s'adaptent apparemment très facilement à différentes régions et conditions climatiques, contrairement à certaines espèces comme *M. pallidulus* et *G.gigas*, qui se localisent dans les zones où le climat est tropical et subtropical. Leur présence dans la région d'Oran pourrait s'expliquer par l'influence du climat méditerranéen qui permet le maintien de ces espèces après leur introduction dans cette région. Nos résultats concordent aussi à ceux obtenus en Serbie (Pavlovici et Nesic, 1991) et en Turquie (Okursoy et Yilmaz, 2002).

2.1.1.2 Abondance moyenne (Am) des Mallophages par mois et par saisons

L'histogramme suivant est obtenu par le calcul de l'abondance moyenne mensuelle de chaque espèce de Mallophages.

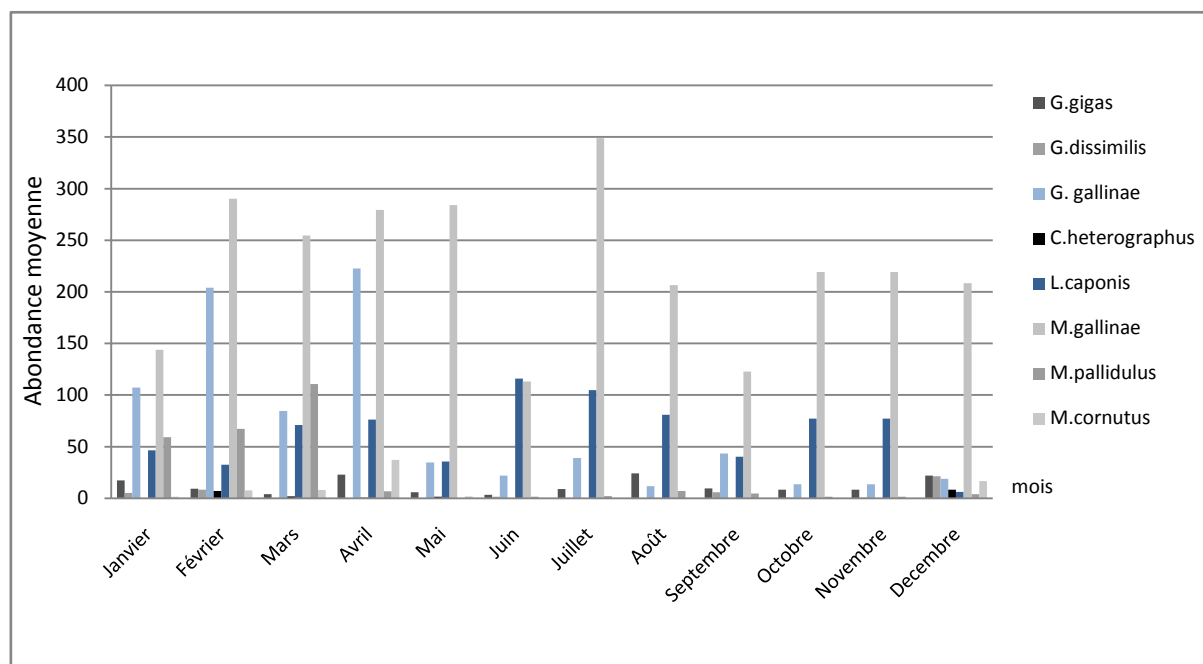


Figure 77. Répartition des Mallophages : Abondance moyenne/mois

Nous constatons que l'abondance moyenne varie globalement d'un mois à l'autre, avec une prédominance de *M.gallinae* qui atteint le seuil maximal au mois de juillet (Am: 348,83). *G.gallinae* présente l'abondance moyenne la plus élevée au mois d'avril (Am : 222,66). Celle de *L.caponis* prédomine au mois de juin (Am:115,83) et *M.pallidulus* au mois de mars (Am: 110,66).

G.dissimilis et *C.heterographus* atteignent une valeur maximale au mois de décembre (respectivement Am: 21,5- 8,33), *G.gigas* au mois d'août (Am: 24,33) et *M.cornutus* au mois d'avril (Am: 37,5) ; cependant, pour ces quatre dernières espèces, l'abondance moyenne reste faible voire négligeable par rapport aux autres.

Durant notre étude, nous avons remarqué que l'abondance moyenne de certaines espèces s'annule durant certains mois, comme c'est le cas de *G.dissimilis* aux mois d'avril, mai et août; *C.heterographus* de juin à novembre et *M.cornutus* de juillet à novembre.

Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de l'abondance moyenne ($P > 0,05$) de plusieurs espèces, évaluée sur un seul mois. Par contre elle est très significative ($P < 0,05$) quand l'abondance moyenne d'une espèce donnée est évaluée sur plusieurs mois.

L'étude des variations saisonnières du parasitisme causé par les insectes Mallophages montre de grandes diversités selon les espèces répertoriées.

L'histogramme suivant résume l'abondance moyenne saisonnière de chaque espèce.

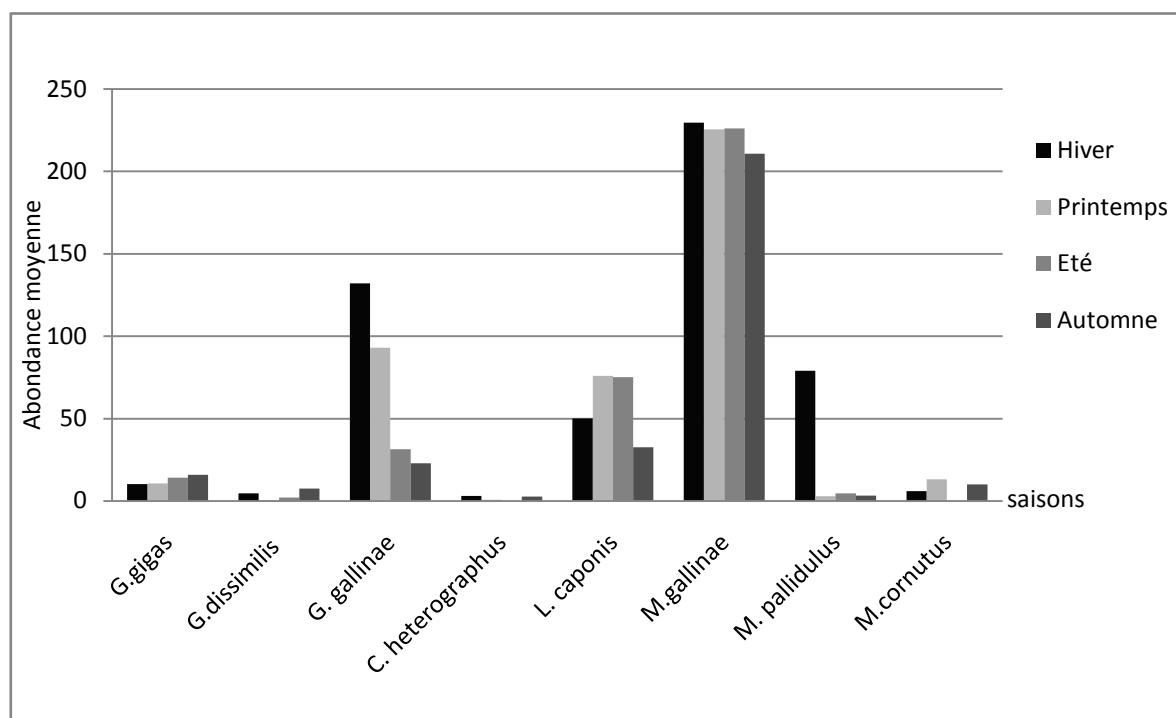


Figure 78. Répartition des Mallophages : Abondance moyenne/saison

L'analyse de l'histogramme révèle une importante infestation des poulets par *M.gallinae* avec un taux sensiblement égal durant toutes les saisons de l'hiver à l'automne (Am: 229,55 - 225,55 - 226,11 - 210,72).

L'espèce *G.gallinae* est caractérisée par une abondance moyenne décroissante de l'hiver à l'automne (respectivement Am: 132,05 - 93,11 - 31,44 - 22,88). Pour *L.caponis* cette abondance atteint son maximum au printemps et en été (Am : 75,94 - 75,22).

G.gigas est caractérisé par une faible abondance durant toutes les saisons (Am: 10,22 - 10,72 - 14,27 - 15,88).

G.dissimilis et *G.heterographus* présentent une abondance moyenne nulle au printemps et en été alors que pour les autres saisons le taux reste très faible voire négligeable. Quant à *M.pallidulus* montre un taux maximal en hiver (Am : 79,11) puis disparaît au printemps et se retrouve de façon négligeable en été et en automne. L'abondance moyenne de *M.cornutus* révèle un taux nul en été et faible durant les autres saisons.

Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de l'abondance moyenne saisonnière ($P > 0,05$).

2.1.1.3 Prévalence (P) des Mallophages par mois et par saisons

L'histogramme suivant illustre la prévalence de chaque espèce de Mallophages par mois.

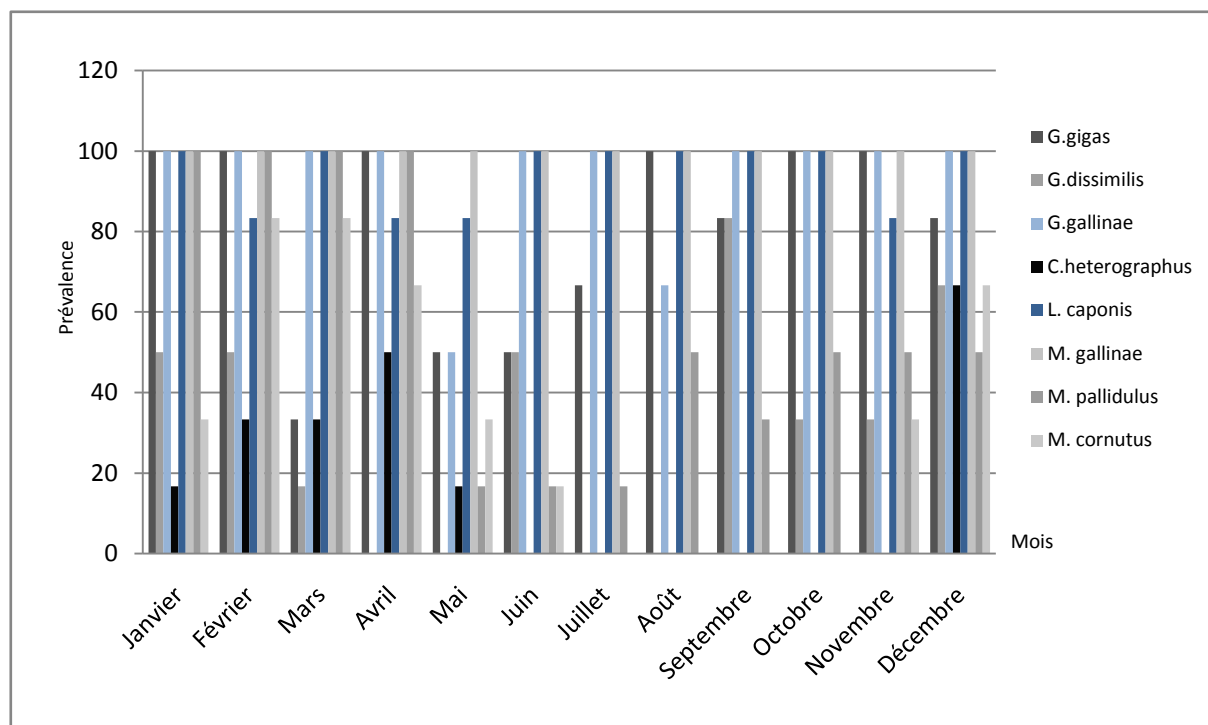


Figure 79. Répartition des Mallophages : Prévalence/mois

Les six poulets examinés par mois sont presque toujours infestés par la plupart des espèces de Mallophages répertoriés. Cependant, on note l'absence de certaines espèces comme : *C.heterographus* de juin à novembre, *G. dissimilis* aux mois d'avril, mai puis juillet et août, et *M.cornutus* du mois de juillet à octobre.

Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de la prévalence ($P>0,05$) de plusieurs espèces, évaluée sur un seul mois par contre elle est très significative ($P<0,05$) quand la prévalence d'une espèce donnée est évaluée sur plusieurs mois.

L'histogramme suivant résume la prévalence saisonnière de chaque espèce de Mallophages.

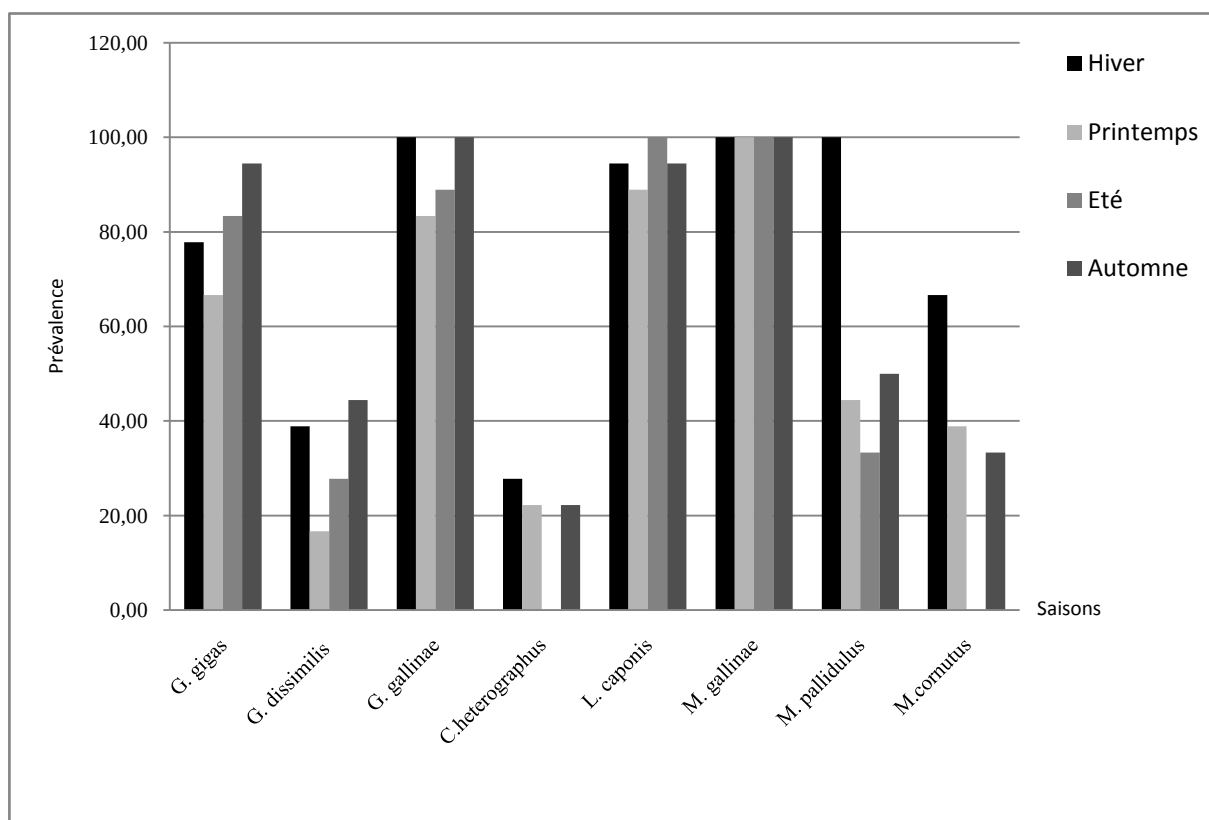


Figure 80. Répartition des Mallophages : Prévalence/saisons

Les huit espèces de Mallophages que nous avons identifiées sont présentes durant toutes les saisons à l'exception de *C.heterographus* et *M.cornutus* qui disparaissent en été.

M.gallinae est l'espèce qui présente la prévalence la plus élevée de l'hiver à l'automne (P: 100%), suivie de *G.gallinae* (P: 100 - 83,33 - 88,89 - 100) et *L.caponis* (P : 94,44 - 88,89 - 100 - 94,44) puis *G.gigas* (P : 77,78 - 66,67 - 83,33 - 94,44); tandis que pour les autres espèces la prévalence est variable avec des taux plus ou moins faibles.

Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de la prévalence saisonnière ($P > 0,05$).

2.1.2 Acariens

2.1.2.1 Abondance moyenne et prévalence de chaque espèce d'Acariens

Contrairement aux insectes, l'estimation de l'abondance et l'abondance moyenne n'est pas possible pour *les Acariens de petite taille* pour des raisons d'ordre technique.

En plus, après avoir ébouriffé le poulet, l'échantillon obtenu est examiné directement sous la loupe binoculaire. Malheureusement ceci rend difficile l'observation voire le comptage de ces Acariens car ces derniers sont souvent mêlés et cachés par les débris et les insectes. C'est pour ces raisons que seule la prévalence a pu être évaluée.

Cependant, *les Acariens de grande taille* sont observés, prélevés et comptés ce qui facilite le calcul de la prévalence, de l'abondance et de l'abondance moyenne.

Le calcul de ces trois paramètres est résumé dans le tableau suivant.

Tableau XIV: Abondance, Abondance moyenne et prévalence des Acariens

Espèces	Abondance	Abondance moyenne	Prévalence %
<i>Syringophilus bipectinatus</i>	indéterminée	indéterminée	41,66
<i>Cnemidocoptes mutans</i>	indéterminée	indéterminée	41,66
<i>Epidermoptes sp</i>	indéterminée	indéterminée	8,33
<i>Dermoglyphus elongatus</i>	indéterminée	indéterminée	2,78
<i>Paralges pachynemis</i>	indéterminée	indéterminée	2,78
<i>Dermanyssus gallinae</i>	114	1,58	20,83
<i>Argas persicus</i>	147	2,04	6,94

Pour les Acariens de grande taille, *A. persicus* est l'espèce la plus abondante (Am: 2,04) et la moins prévalente (P: 6,94%). Cette prévalence concorde approximativement avec celle constaté par Mungube *et al* (2008); elle est aussi comparable avec celle de Permin *et al* (2002).

La prévalence la plus élevée parmi tous les Acariens identifiés est notée chez *S.bipectinatus* et *C.mutans* avec un taux de 41.66% suivie de 20.83% chez *D.gallinae*.

Le taux le plus faible évalué à 2,78% est observé chez *D.elongatus* et *P.pachynemis* suivi par *Epidermoptes sp* avec une prévalence de 8,33%.

2.1.2.2 Abondance moyenne des Acariens par mois et par saisons

L'histogramme suivant est obtenu à partir du calcul de l'abondance moyenne mensuelle des Acariens Metastigmata et Mesostigmata.

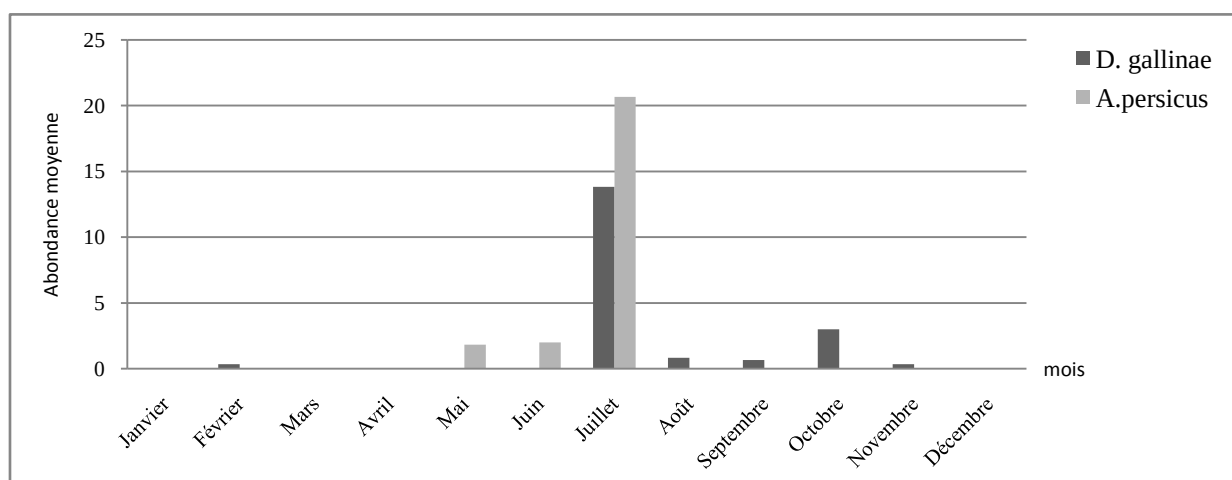


Figure 81. Répartition des Acariens : Abondance moyenne/mois

Les deux espèces représentées dans cet histogramme apparaissent avec une abondance moyenne élevée au mois de juillet avec une prédominance pour *A.persicus* (Am: 20, 67).

Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de l'abondance moyenne mensuelle ($P > 0,05$).

Dans l'histogramme suivant, nous résumons l'abondance moyenne saisonnière des Acariens de « grande » taille.

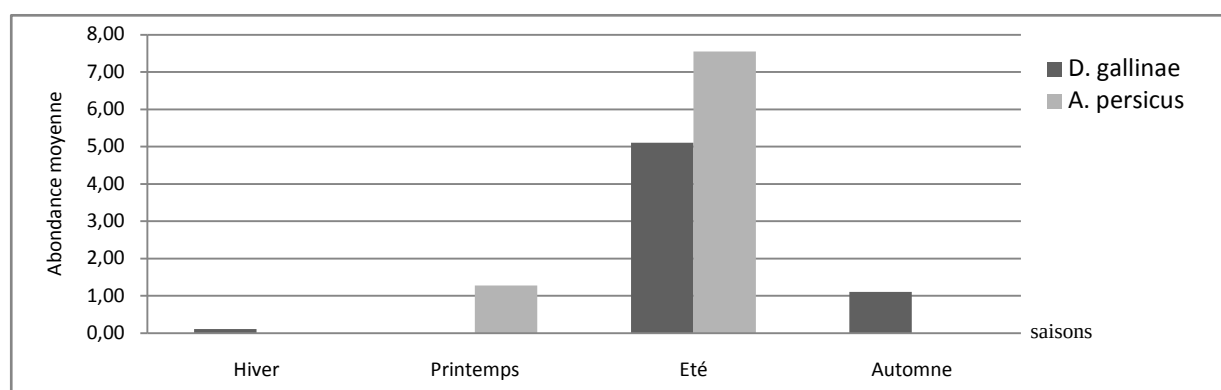


Figure 82. Répartition des Acariens : Abondance moyenne/saison

Ces résultats révèlent une abondance moyenne élevée en été pour les deux espèces avec une prédominance d'*A.persicus* (Am: 7,56). Cependant, *A.persicus* et *D.gallinae* apparaissent respectivement au printemps et en automne avec un faible taux. Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de la prévalence saisonnière ($P > 0,05$).

2.1.2.3 Prévalence des Acariens par mois et par saisons

L'histogramme suivant illustre la prévalence de chaque espèce d'Acariens par mois.

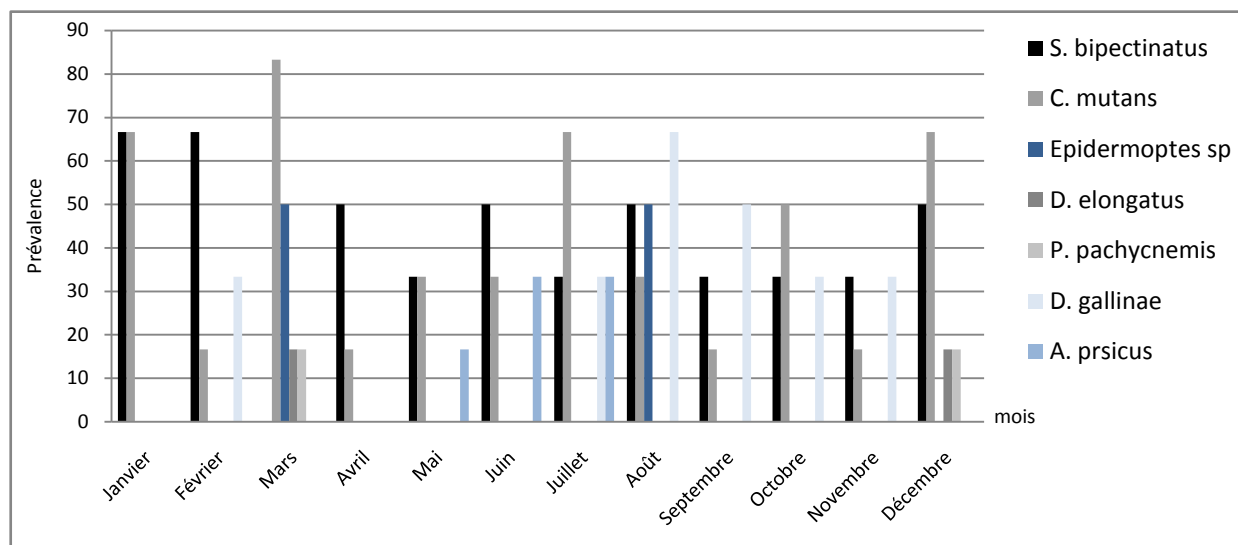


Figure 83. Répartition des Acariens : Prévalence/mois

L'espèce d'Acariens la plus observée durant notre étude est *C.mutans*. Cette espèce est présente durant tous les mois et chez presque tous les poulets examinés avec une prévalence maximale de 83.33% au mois de mars.

S.bipectinatus, aussi très répandue, est présente durant tous les mois à l'exception du mois de mars avec une prévalence maximal de 66.66% au mois de janvier et février.

Epidermoptes sp ne se manifeste qu'au mois de mars et août avec une prévalence de 50%.

D.elongatus et *P.pachycnemis* n'apparaissent qu'au mois de mars et décembre avec une prévalence de 16.66%.

La première observation de *D.gallinae* est effectuée au mois d'Octobre (premier mois de l'étude) puis Novembre avec une prévalence de 33.33%, par la suite elle disparaît durant deux mois (décembre et janvier) pour réapparaître au mois de février avec la même prévalence et s'éteint de mars à juin pour se manifester de nouveau au mois de juillet puis août où elle atteint sa prévalence maximale 66.67% et à partir de ce mois elle décroît régulièrement pour atteindre sa prévalence initiale.

A.persicus n'est observée que durant trois mois de l'année, elle apparaît en mai et atteint sa prévalence maximale aux mois de juin et de juillet (P : 33.33%).

Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de la prévalence ($P>0,05$) de plusieurs espèces, évaluée sur un seul mois par contre elle est très significative ($P<0,05$) quand la prévalence d'une espèce donnée est évaluée sur plusieurs mois.

L'histogramme suivant résume la prévalence saisonnière de chaque espèce d'Acariens.

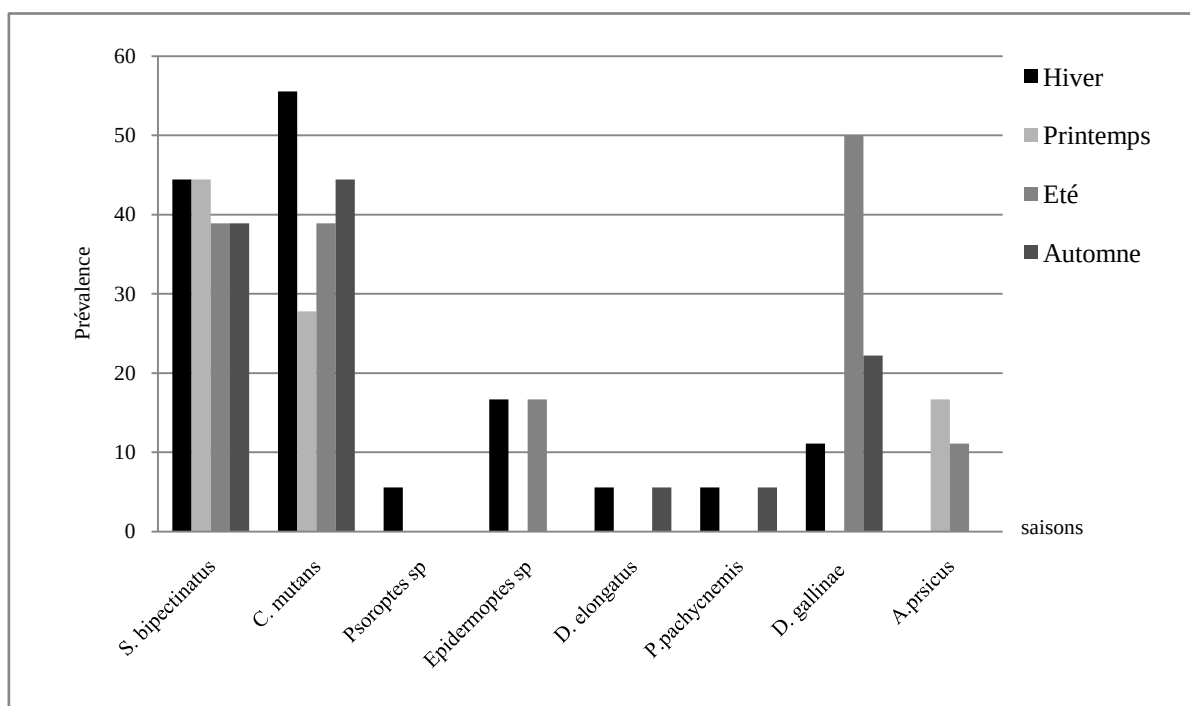


Figure 84. Répartition des Acariens : Prévalence/saison

L'analyse de l'histogramme révèle une forte prévalence saisonnière de *S. bipectinatus* et *C. mutans* durant toute l'année. Cependant, *D. gallinae* prédomine durant la saison chaude ou l'été avec une prévalence de 50%. Cette dernière disparaît complètement au printemps. Les autres espèces manifestent une faible prévalence durant une ou deux saisons et une prévalence nulle pendant les autres saisons comme c'est le cas de *D. elongatus* et *P. pachynemis* qui n'apparaissent qu'en hiver et en automne (P : 5,56%). Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de la prévalence saisonnière ($P > 0,05$).

Pour tenter d'expliquer les variations mensuelles et saisonnières du parasitisme, nous nous sommes rapprochés des services climatologiques pour évaluer les paramètres pouvant interférer sur nos résultats. D'autre part, nous avons effectué une mise au point des comparaisons de nos résultats avec ceux de la littérature d'une manière générale car à notre connaissance, peu de travaux similaires à notre étude ont été publiés.

Le tableau suivant résume les variations météorologiques annuelles d'Oran (année 2011).

Tableau XV. Variations météorologiques de l'année 2011 de la région d'Oran

Mois	Humidité (%)		Température (%)		Pluviométrie (mm)
	Min	Max	Min	Max	
Janvier	52	94	6	18	24
Février	50	94	5	18	28
Mars	40	90	9	21	17
Avril	50	90	13	24	48
Mai	50	91	16	26	50
Juin	41	88	18	29	12
Juillet	38	85	20	33	0
Aout	40	85	21	33	0
Septembre	48	91	18	30	11
Octobre	48	92	14	26	59
Novembre	54	94	11	21	125
Décembre	54	97	6	18	50

Min : minimum, Max : maximum

L'analyse statistique des résultats obtenus par le test de Kruskal-wallis, appliqué sur plusieurs espèces d'Ectoparasites (Mallophages et Acariens) par mois et par saisons, révèle une différence non significative de l'abondance moyenne et de la prévalence.

Selon les données météorologiques de la région d'Oran, obtenues au près de l'ONM (office national météorologique) et résumées dans le tableau précédent, nous remarquons que le climat de la région d'Oran se caractérise par une température moyenne modérée et un taux d'humidité élevé presque stable durant tous les mois de l'année ce qui ne différencie pas bien les saisons.

Ce climat confère à la majorité des espèces d'Ectoparasites des conditions favorables à leur développement et leur maintien.

Par contre l'analyse de l'abondance moyenne et de la prévalence pour une espèce de Mallophage ou la prévalence pour une espèce d'Acarien sur plusieurs mois révèle une différence significative. Cela est probablement en relation avec le manque d'entretien des oiseaux et de leur habitat.

En effet, lors de notre enquête sur terrain nous avons constaté que les oiseaux étaient élevés en divagation ou dans un poulailler ne présentant aucune mesure d'hygiène.

En comparant nos résultats avec ceux de la littérature nous constatons de grandes variations soit des similitudes soit des différences et ceci serait dû probablement à la diversité des régions (pays) d'étude, à leur localisation géographique par rapport à la mer et aussi aux conditions d'élevage qui diffèrent d'une société à l'autre.

Selon Saxena (1995) et Nadeem *et al* (2007), la température ambiante joue sans doute un rôle important dans l'infestation des poulets par les Ectoparasites.

Boyd (1951) ; Ash (1960) ; Eveleigh et Threlfall (1976) ; Agarwal et Saxena (1979) ; Chandra *et al* (1990), Fabiyi (1996) et Salam *et al* (2009), ont constaté que la prévalence des Ectoparasites est élevée durant l'été et diminue pendant l'hiver et cela serait liée à la température et l'humidité plus élevée durant les mois d'été.

En outre, Salifou *et al.*, (2008), ont révélé que le taux d'infestation est plus élevé pendant la période humide et que la prévalence du parasitisme due aux Insectes est significativement plus élevée que celle due aux Acariens.

Selon Dube *et al.* (2010), la prévalence de *M.gallinae* est plus élevée pendant la saison chaude et humide de même que pour *G.gallinae* et *D.gallinae*. La prévalence d'*A.persicus* et *C.mutans* est importante pendant la saison chaude-humide et froide-sèche.

Par contre, Mungube *et al.*, (2008) et Ayana *et al.*, (2009) ont enregistré une prévalence élevée des Ectoparasites pendant la saison sèche qui est selon le deuxième auteur de novembre à mai.

Helina (2000), affirme que la prévalence des Ectoparasites est de 100% pendant la saison des pluies qui est selon l'auteur de juin à septembre. Bersabeh (1999) a rapporté des taux différents pendant la saison sèche.

Saxena *et al.*, (2004), ont constaté une corrélation significative entre la prévalence mensuelle et la température mensuelle moyenne ainsi que la photopériode. Cependant, la corrélation avec l'humidité mensuelle moyenne n'est pas significative.

Selon Guèye *et al.*, (2004) et Dube *et al.*, (2010) l'espèce *A.persicus* est présente dans la basse-cour pendant toute l'année. Elle est très abondante dans les zones qui bénéficient d'un microclimat caractérisé par des températures modérées et une humidité relativement élevée, ainsi que durant la saison des pluies, aux mois de mai et juin.

En ce qui concerne *D. gallinae*, Cosoroaba (2001) a observé une évolution rapide des générations de cet Acarien lors du maintien d'une température de 20-30° C pendant trois semaines avec une hygrométrie relative des abris de 70-80 %.

Cela lui a permis de constater que dans les élevages de type fermier, les populations d'Acariens se maintiennent à des niveaux supportables, par rapport aux élevages avicoles modernes où les infestations massives sont rares.

Selon Shoker *et al.*, (2001), les Acariens présentent des taux fluctuants de la prévalence et de l'abondance.

Tchedre (1998) a révélé que la prévalence de *C.mutans* est plus élevée chez les poulets libres alors que celle d'*A.persicus* (63 %) et de *M.gallinae* (59 %) est plus élevée chez les poules en couvaision.

Selon Ash (1960) ; Eveleigh et Threlfall (1976) la litière influence aussi l'infestation par les poux.

Sabuni *et al.*, (2010), ont démontré à partir de leur étude réalisée au Kenya que les Ectoparasites sont répandues (prévalence élevée) chez le poulet indigène.

Selon Mungube *et al.*, (2008), le mode d'élevage en divagation offre un environnement plus durable pour les parasites.

Des observations similaires ont été signalées dans d'autres pays d'Afrique par (Fabiyyi 1996), (Abebe *et al.*, 1997), (Permin *et al.*, 2002), (Sadiq *et al.*, 2003), (Njunga, 2003), (Maina, 2005), (Ayana *et al.*, 2009) et (Mekuria et Gezahegn, 2010). Selon ces auteurs, la prévalence élevée serait associée en partie à l'hygiène déficiente dans le système de gestion qui crée un environnement propice à la propagation et la progression du cycle de vie de ces parasites.

En dehors du facteur environnement, d'autres facteurs biologiques pourraient participer dans la variation saisonnière de la prévalence des poux (Saxena, 1995), tels que la mue de l'hôte (Baum, 1968) et la saison de reproduction (Foster, 1969 ; Chandra *et al.*, 1990). De plus, la modification du comportement de l'hôte, en raison d'une malformation ou d'une blessure, conduit à une augmentation des populations de poux (Klockenhoff et Wink, 1973).

Le facteur âge peut jouer ou non un rôle dans l'infestation des poulets par les parasites.

Nnadi et George (2010) ; Sabuni *et al.*, (2010) et Mekuria et Gezahegn (2010) ont constaté que les poulets adultes sont les plus/ou tous infestés par les Ectoparasites ; il en est de même pour Salifou *et al.*, (2008) qui jugent que la prévalence du parasitisme augmente significativement avec l'âge des oiseaux.

Des rapports contradictoires sur l'impact du sexe sur la prévalence des poux aviaires sont signalés. Sabuni *et al.*, (2010) ont noté la même prévalence chez les deux sexes ce qui laisse à dire que le sexe n'est pas un facteur influant sur le taux de la prévalence des Ectoparasites chez les volailles.

Mungube *et al* (2008) et Ayana *et al* (2009) trouvent que la prévalence des Ectoparasites est légèrement plus élevée chez les coqs par rapport aux poules, alors que, Saxena *et al* (1995) et Biu *et al* (2007) ont constaté que les femelles avaient une prévalence plus élevée des Ectoparasites.

Dans une autre étude traitant l'influence du plumage sur la prévalence des parasites Ayana *et al.*, (2009) n'ont trouvé aucune différence significative en rapport avec la couleur du plumage.

Selon Hien *et al* (2011) l'origine des pertes (mort) des oiseaux est liée à l'effet des Ectoparasites à 11,6%, à la prédation à 47,4%, aux maladies à 35,8% et aux accidents à 5,3%.

2.2 Hémoparasites

2.2.1 Prévalence de chaque genre d'Hémoparasites

Dans cette dernière partie l'analyse statistique a concerné la prévalence des Hémoparasites car l'estimation de l'abondance moyenne n'est pas possible étant donné que ces protozoaires sont hébergés dans les érythrocytes (globules rouges) à raison de plusieurs éléments par cellule.

Le tableau suivant regroupe les différents genres observés durant notre étude et leur prévalence.

Tableau XVI. Prévalence des genres d'Hémoparasites identifiés

Genre	Prévalence%
Plasmodium	16.66
Haemoproteus	19.44
Leucocytozoon	6.94

A partir de ce tableau nous constatons que *Haemoproteus* est le genre dont la prévalence est la plus élevée, suivi par *Plasmodium*. *Leucocytozoon* est l'Hémoparasite le plus rarement rencontré durant notre échantillonnage.

2.2.2 Prévalence des Hémoparasites par mois et par saisons

L'histogramme suivant illustre la prévalence de chaque genre d'Hémoparasites par mois.

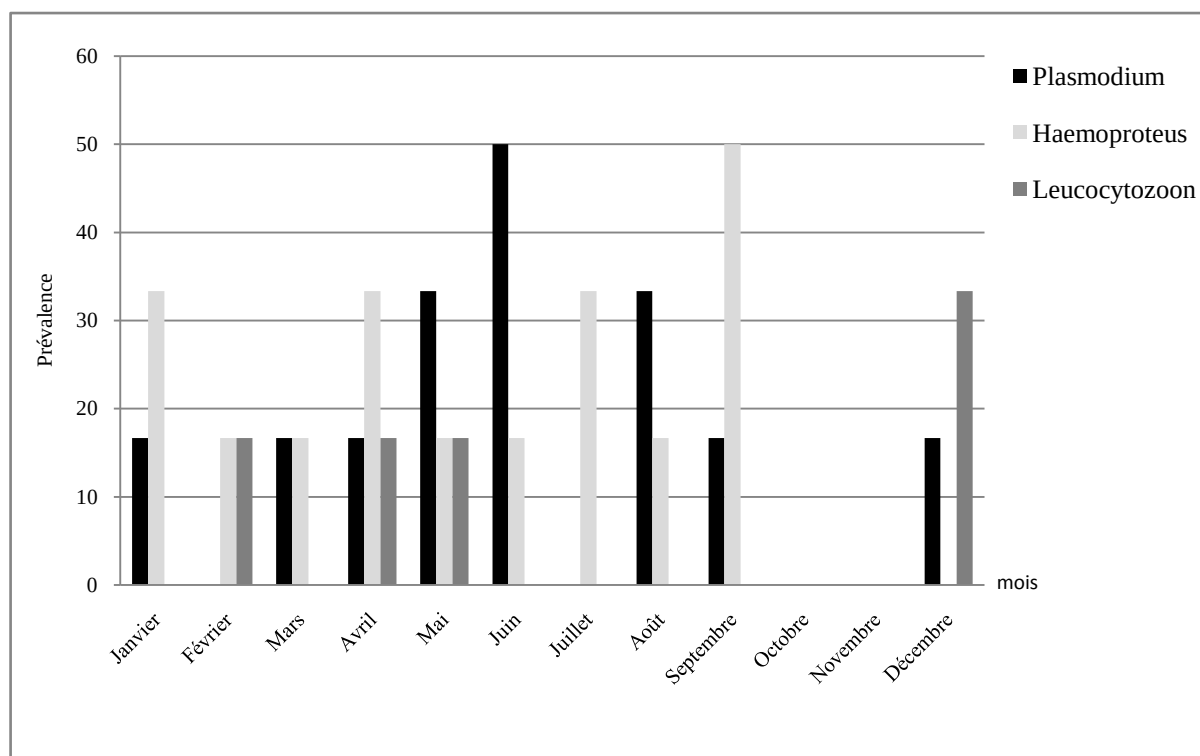


Figure 85. Répartition des Hémoparasites : Prévalence/mois

Nous constatons à partir de ces résultats que la prévalence des Hémoparasites est variable durant chaque mois et également d'un mois à l'autre.

Nous notons également une absence totale de ces parasites durant le mois d'octobre et novembre.

De plus, pour chaque mois, nous avons observé qu'un seul genre de ces parasites manifestant une prévalence optimale ce qui laisse à penser qu'il existerait une compétition entre les trois Hémoparasites.

Plasmodium et *Haemoproteus* sont les genres ayant la prévalence la plus élevée (P : 50%), recensés au mois de juin pour *Plasmodium* et au mois de septembre pour *Haemoproteus* ; *Leucocytozoon* marque une prévalence maximale au mois de Décembre (P : 33,33%).

Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de la prévalence mensuelle ($P > 0,05$).

L'histogramme suivant résume la prévalence saisonnière de chaque genre d'Hétoparasites.

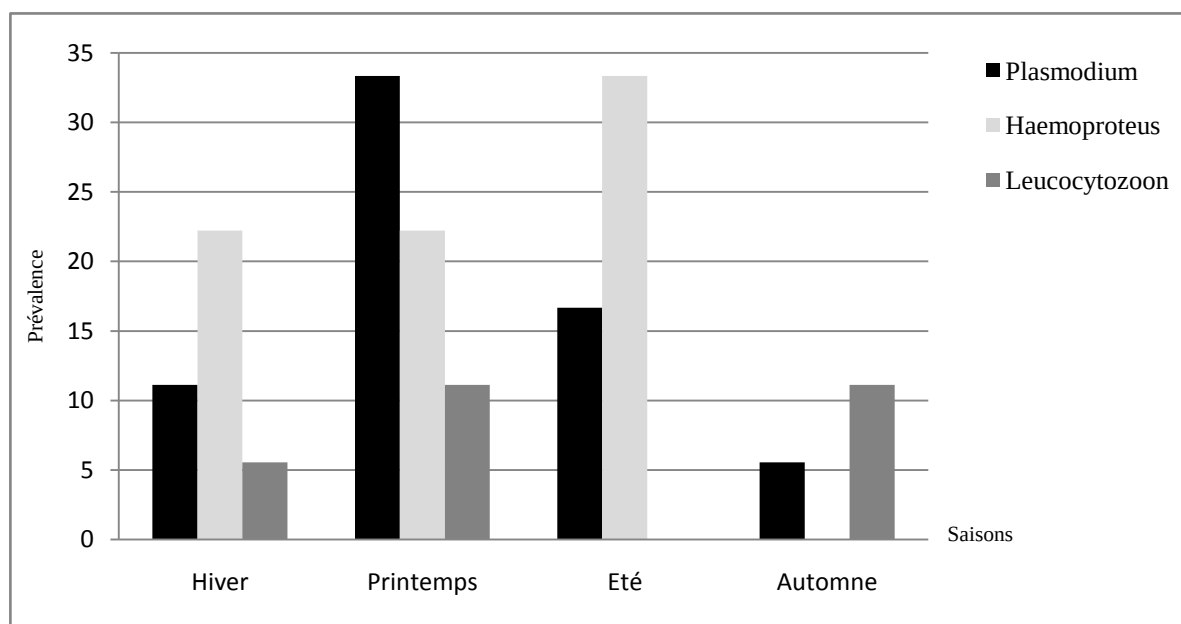


Figure 86. Répartition des Hétoparasites : Prévalence/saison

A partir de cet histogramme, nous observons que *plasmodium* existe durant chaque saison avec une prédominance au printemps (P : 33,33%) suivi d'*Haemoproteus* avec une prévalence élevée en été (P : 33,33%) et une absence en automne, quant à *Leucocytozoon*, il est absent en été et manifeste sa plus forte prévalence au printemps et en automne (11,11%) avec des taux sensiblement faibles.

Le test de Kruskal-wallis a révélé une différence non significative de la prévalence saisonnière ($P > 0,05$).

La prévalence mensuelle et saisonnière des Hétoparasites s'est révélée non significative après son analyse statistique, cela est en relation avec le climat modéré de la région d'étude caractérisée par une température et une humidité presque stable durant tous les mois et toutes les saisons ce qui est favorable au développement des vecteurs (Insectes : Diptères).

Tchedre (1998) a constaté durant son étude que les poulaillers frais et humides sont favorables au développement des Diptères, cet auteur a pu identifier cinq genres d'Hétoparasites : *Plasmodium* (P : 24,2 %), *Aegyptianella* (P : 14,2 %), *Leucocytozoon* (P : 8,3 %), *Trypanosoma* (P : 3,33 %) et *Haemoproteus* (P : 0,8 %).

Par contre au Sénégal, Guèye *et al* (2004), n'ont observé après examen des frottis aucun Hétoparasite durant la saison sèche ainsi qu'à la saison des pluies.

Durant notre étude nous avons observé que la prévalence d'*Haemoproteus* était plus élevée que celle de *Plasmodium* contrairement à Tchedre (1998) qui a décrit le poulet comme étant l'oiseau le plus sensible aux *Plasmodium* aviaires car selon cet auteur, ce parasite aurait deux voies de pénétration (par pique et par ingestion de vecteurs). Cette différence de résultat serait probablement due à notre faible échantillonnage ou à l'indisponibilité du vecteur.

Durant notre étude, la prévalence de *Leucocytozoon* est estimée à 6.94%, ce taux est faible par rapport à celui enregistré par Adene et Dipeolu (1975) soit 34% sur un total de 163 poulets examinés à Ibadan au Nigeria.

Par contre, Poulsen *et al.*, 2000 n'ont observé aucune infection par *Leucocytozoon* et aussi par le genre *Trypanosoma* au Ghana. Il en est de même pour Orajaka et Nweze (1991) qui n'ont signalé aucune infection par ces Hémoparasites pour les 110 poulets examinés à Anambra au Nigéria.

Notre échantillonnage a révélé que 6,94% des poulets examinés infestés par *A.persicus*, mais aucune rickettsie *Aegyptianella* n'a été observée sur les frottis. Cela est dû probablement à la difficulté de son identification, car d'après Marchand (1994), cette rickettsie est toujours retrouvée chaque fois que la présence d'Argasidés est prouvée. Selon cet auteur les poules et surtout celles au stade de couvaison sont plus touchées par *Aegyptianella* car celles-ci sont en contact permanent avec le vecteur. Mais dans notre cas, *Aegyptianella* ne serait pas transmise par *A.persicus*. En effet, les œufs sont destinés à la vente immédiatement après leur ponte et de ce fait les poules ne restent pas en contact permanent avec la litière de couvaison.

En conclusion, bien que tous les poulets que nous avons examiné durant notre étude, étaient infestés par des parasites, quelque soit leur groupe Ecto ou Hémoparasites, seuls 20,83% présentaient un état de santé plus au moins détérioré. Selon Tchedre (1998), les poulets seraient moins sensibles aux Hémoparasites suivants: Trypanosome, Haemoproteus et *Aegyptianella*. Marchand (1994), confirme également le fait que beaucoup de protozoaires infestent les oiseaux mais très peu sont pathogènes. Selon la plupart des auteurs, les jeunes poulets sont plus sensibles aux infestations parasitaires et cela pourrait expliquer les résultats obtenus au cours de notre étude car nous n'avons examinés que des poulets adultes. Sans oublier la rusticité du poulet domestique qui lui permet de résister à toute sorte de difficultés.

Le tableau suivant constitue un support bibliographique regroupant l'ensemble des résultats obtenus par les auteurs dans différentes régions du monde.

Tableau XVII. Revue des principales données bibliographiques à travers le monde de 1981 à 2012:

Régions/pays	Espèces parasites répertoriées	Auteurs
Nepal	<i>M. gallinae</i> , <i>L. caponis</i> , <i>G. gigas</i> , <i>M. stramineus</i> .	Devi et Mishra (1981) Fabiyyi (1988)
Ouest du Nigéria	<i>M. cornutus</i> , <i>M. pallidulus</i> , <i>M. gallinae</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>Anyriodea powellion</i> et <i>Numidulipenes tropicalis</i>	
Nigeria	<i>M. gallinae</i> , <i>G. gigas</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>L. caponis</i> , <i>D. gallinae</i> , <i>M. stramineus</i> , <i>Numidilipeurus</i> <i>tropicalis</i> , <i>Damalinia bovis</i> , <i>Bdellonyssus bursa</i> , <i>Megninia cubitalis</i> , <i>Echidnophaga gallinacea</i> , <i>Ctenocephalides felis</i> .	Okaeme (1988)
Korè	<i>L. caponis</i> , <i>G. dissimilis</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>C. columbae</i> .	Noh et al., (1989)
Arabie saoudite	<i>M. pallidulus</i> , <i>M. cornutus</i> , <i>G. dissimilis</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>M. gallinae</i> , <i>M. stramineus</i> et <i>Amyrsidea</i> sp.	Aldryhim et al., (1991)
Niger	<i>M. gallinae</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>L. caponis</i> , <i>A. persicus</i> , <i>C. mutans</i> ,	Tager-Kagan et al., (1992)
Libye	<i>L. caponis</i> , <i>C. heterographus</i> , <i>G. dissimilis</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>G. gigas</i> , <i>M. gallinae</i> , <i>M. stramineus</i> . <i>D. gallinae</i> (46,9%) et <i>Ornithonyssus sylviarum</i> (17, 3%).	Gabaj et al., (1993) Nakamae et al., (1996)
Kampala (Ouganda)	<i>M. gallinae</i> (55.9%), <i>Haemoproteus</i> (76,5%), <i>Plasmodium</i> . <i>M. stramineus</i> et <i>Chelopistes meleagridis</i> ,	Dranzoo et al., (1999)
Turquie	<i>M. gallinae</i> , <i>M. cornutus</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>G. dissimilis</i> , <i>C. heterographus</i> , <i>M. stramineus</i> .	Dik et al., (1999)
El-Minia (Egypte)	24 espèces d'acariens sont identifiées parmi lesquelles : <i>Paralges pachynemis</i> .	Shoker et al., (2001)
Sao Jose (Brésil)	<i>M. gallinae</i> (P :69,34%), <i>L. caponis</i> , <i>G. gigas</i> et <i>G. dissimilis</i> , <i>Eomenacanthus stramineus</i> ,	Pinto et al., (2001)
Zambie	<i>M. gallinae</i> , <i>M. pallidulus</i> , <i>M. cornutus</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>G. gigas</i> , <i>L. caponis</i> , <i>C. mutans</i> , <i>D. gallinae</i> , <i>M. stramineus</i> , <i>Lipeurus lawrensis tropicalis</i> , <i>Ornithonyssus bursa</i> .	Lumbwe (2002)
Zimbabwe	<i>A. persicus</i> , <i>C. mutans</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>M. gallinae</i> , <i>Leucocytozoon sabraesia</i> , <i>Plasmodium gallinaceum</i> <i>M. stramineus</i> , <i>Aegyptinella pullorum</i> , <i>Trypanosoma avium</i> , <i>E. gallinacea</i> .	Permin et al., (2002)
Sénégal	<i>A. persicus</i>	Guèye et al., (2004)
Rampur (Inde)	<i>M. gallinae</i> (51.3%), <i>G. gallinae</i> (25.4%), <i>L. caponis</i> (11.5%), <i>M. cornutus</i> (8.1%), <i>G. dissimilis</i> (7.9%), <i>L. heterographus</i> (6.9%), <i>Lipeurus lawrensis tropicalis</i> (15.8%),	Saxena et al., (2004)
Stara Zagora (Bulgarie)	<i>M. gallinae</i> (35,9%), <i>G. gallinae</i> (25,8%), <i>M. cornutus</i> (15,0%) et <i>Eomenacanthus stramineus</i> (23,3%).	Prelezov et Koinarski (2006)
Yathui (Kenya)	<i>D. gallinae</i> (60,0%), <i>Echidnophaga gallinacea</i>	Mungube et al., (2007)

Awka (Nigéria)	(76,7%) et <i>Menacanthus stramineus</i> (79,4%). <i>L.caponis</i> (P :41,61%), <i>M.gallinae</i> (P :31,90%), <i>G. gallinae</i> (P :7,07%), <i>C. mutans</i> (P :27,70%) <i>Echidnophaga gallinacea</i> (P :69,37%).	Ikpeze et al., (2008)
Caras-Severin (Roumanie)	<i>M.gallinae</i> (A :1143-P :33.80%), <i>G.gallinae</i> (A :897-P :26.53%), <i>L.caponis</i> (A :420-P :12.42%), <i>M.cornutus</i> (A :393-P :11.62%) et <i>G.gigas</i> (A :45-P :1.34%). <i>Eomenacanthus stramineus</i> (A : 483-P : 14.38%),	Morariu et al., (2008)
Donga (Bénin)	<i>M. gallinae</i> , <i>L.caponis</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>C. mutans</i> , <i>D. gallinae</i> , <i>A. persicus</i> , <i>Epidermoptes bilobatus</i> , <i>Hyalomma rufipes</i> , <i>Amblyomma variegatum</i> , <i>Haemaphysalis hoodi</i> , <i>Menacanthus stramineus</i> , <i>Goniodes meleagridis</i> , et <i>Echidnophaga gallinacea</i>	Salifou et al., (2008)
East de Shoa (Ethiopie)	<i>G.gigas</i> (18,8%), <i>G. gallinae</i> (1,3%), <i>C. heterographus</i> (25%), <i>L.caponis</i> (0,8%), <i>M. gallinae</i> (19,7%), <i>A.persicus</i> (5,3%), <i>Echidnophaga gallinacea</i> (51,3%), <i>Amblyomma</i> (4,3%), <i>Menacanthus stramineus</i> (64,8%),	Ayana et al., (2009)
vallée du Cachemire (Inde)	<i>L.caponis</i> , <i>G.gigas</i> , <i>M.gallinae</i> , <i>M.cornutus</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>Eomenacanthus stramineus</i> .	Salam et al., (2009)
Matabeleland (Zimbabwe)	<i>M.gallinae</i> , <i>G. gallinae</i> , <i>D.gallinae</i> , <i>A.persicus</i> , <i>C. Mutans</i> , <i>M.stramineus</i> , <i>Ornithonyssus bourse</i> , <i>Gonocoites hologester</i> , <i>Echidnophaga gallinacé</i> .	Dube et al., (2010)
Kenya	<i>L.caponis</i> , <i>G.gigas</i> , <i>Epidermoptes</i> sp, <i>Laminosioptes cysticola</i> , <i>Megninia</i> sp.	Sabuni et al., (2010)
Wolayta Soddo (sud de l'Ethiopie)	<i>M. gallinae</i> (49%), <i>C.heterographus</i> (40%), <i>C. mutans</i> (8,1%).	Mekuria et Gezahegn (2010)
Burkina Faso	<i>G. gigas</i> , <i>L.caponis</i> , <i>M.gallinae</i> , <i>A. persicus</i> (stade: larve) et <i>Echidnophaga gallinacae</i>	Hien et al., (2011)
Oran (Algérie)	<i>M.gallinae</i> , <i>M.pallidulus</i> , <i>M.cornutus</i> , <i>G.gigas</i> , <i>G.dissimilis</i> , <i>G.gallinae</i> , <i>L.caponis</i> , <i>C.heterographus</i> , <i>A.persicus</i> , <i>D.gallinae</i> , <i>C.mutans</i> , <i>Syringophilus bipectinatus</i> , <i>D.elongatus</i> , <i>P.pachycnemis</i> , <i>Epidermoptes</i> sp, <i>Plasmodium</i> , <i>Haemoproteus</i> et <i>Leucocytozoon</i> .	Djelil (2012)

Conclusion

Le système d'aviculture à petite échelle est très répandu dans les pays en voie de développement, l'élevage du poulet traditionnel jouant un rôle socioéconomique important.

En Algérie, l'aviculture traditionnelle est confrontée à de nombreuses difficultés en particulier les pathologies parasitaires provoquées par les Ectoparasites et les Hémoparasites, objet de notre étude.

Notre étude a porté sur 72 poulets de la région d'Oran et a permis de recenser:

Huit espèces de Mallophages: *Goniodes gigas* (P: 80,55%; Am: 12,78; A: 920), *Goniodes dissimilis* (P: 33,33%; Am: 3,75; A: 270), *Gonicotes gallinae* (P: 93,05%; Am: 69,87; A: 5031), *Lipeurus caponis* (P: 94,44%; Am: 58,46; A: 4209), *Cuclotogaster heterographus* (P: 18,05%; Am: 1,67; A: 120), *Menopon gallinae* (P: 100%; Am: 222,99; A: 16055), *Menacanthus pallidulus* (P: 56,94%; Am: 22,48; A: 1618) et *Menacanthus conutus* (P: 34,72% ; Am: 7,33; A: 528);

Sept espèces d'Acariens : *Cnemidocoptes mutans* (P : 41,66%), *Dermanyssus gallinae* (P: 20,83%; Am: 1,58; A: 114), *Syringophilus bipectinatus* (P : 41,66%), *Epidermoptes sp* (P : 8,33%), *Dermoglyphus elongatus* (P : 2,78%), *Paralges pachycnemis* (P : 2,78%) et *Argas persicus* (P : 6,94%; Am : 2,04; A : 147).

Trois genres d'Hémoparasites : *Haemoproteus* (P : 19.44%), *leucocytozoon* (P : 6.94%) et *plasmodium* (P : 16.66%).

De l'analyse de ces résultats, il ressort:

-L'ensemble des poulets examinés sont infestés par au moins l'un des groupes de parasites identifiés, Ectoparasites (Insectes et Acariens) et Hémoparasites.

-L'analyse statistique des résultats obtenus par le test de Kruskal-wallis, appliqué sur plusieurs espèces d'Ectoparasites (Mallophages ou Acariens) par mois et par saisons, révèle une différence non significative de l'abondance moyenne et de la prévalence.

-Par contre l'analyse de l'abondance moyenne et de la prévalence par rapport à une espèce de Mallophage ou la prévalence d'une espèce d'Acarien sur plusieurs mois indique une différence significative.

-La prévalence mensuelle et saisonnière des Hémoparasites est également non significative.

-Le climat de la région d'Oran confère à la majorité des espèces d'Ectoparasites des conditions favorables à leur développement et leur maintien. Ce climat se caractérise par une température moyenne modérée et un taux d'humidité élevé presque stable durant tous les mois de l'année ce qui ne différencie pas bien les saisons.

Ces résultats, indiquant la présence permanente des Parasites, résulte de l'élevage du poulet domestique conduit par des éleveurs sans qualification. De plus, les conditions environnementales sont primitives : les animaux sont logés dans des poulaillers rudimentaires construits en matériaux inappropriés, l'aliment est servi à même le sol et dans de vieux récipients abandonnés constituent la source d'abreuvement.

L'Algérie, caractérisée par la grande diversité des conditions pédoclimatiques, dispose des ressources indispensables pour faire face au défi d'un développement agricole durable. Dans le domaine de l'élevage, comme dans les autres secteurs agricoles, le souci de durabilité et d'efficacité mène à privilégier les ressources et capacités locales comme base du développement rural.

La connaissance et la préservation des races locales d'animaux de production revêtent donc un caractère crucial à cet égard, seules ces races présentent les qualités d'adaptation et d'appropriation nécessaires à la réussite de projets d'élevage. Souvent mal connues et peu décrites dans la littérature, ces races locales sont aujourd'hui en grande partie menacées d'extinction et leur disparition continuelle constitue un désastre pour le patrimoine génétique universel par la perte irrémédiable de caractères potentiellement utiles au futur.

En Afrique, où le problème n'est pourtant pas moins aigu, la faible priorité politique accordée à l'aviculture traditionnelle fait que ce type de recensement est actuellement indisponible.

L'analyse globale de cette situation rudimentaire déficiente, liée au mode traditionnel de l'élevage pratiqué dans la région d'Oran, laisse envisager des mesures de lutte associant des traitements antiparasitaires des oiseaux à l'amélioration de l'hygiène de l'habitat et de la qualité de l'alimentation afin de préserver la pérennité du poulet domestique.

A l'avenir, il y a lieu de conforter notre analyse par l'augmentation de l'échantillonnage, de diversifier les zones de prélèvement et par la mise en œuvre de méthodes performantes pour l'identification des espèces de parasites en particulier les Acariens et les Hémoparasites.

D'autre part, la détermination des diptères vecteurs des Hémoparasites devra faire l'objet d'une étude sur le terrain et capture par piégeage de ce groupe d'insectes, afin d'établir la relation existant entre les Hémoparasites et ces vecteurs hématophages impliqués.

Eu égard aux conditions climatiques difficiles et à la nécessité de la lutte contre la pauvreté rurale, une augmentation de la productivité avicole ne pourrait pas être obtenue par le simple calque des méthodes de production intensives industrielles.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ABBAS K. (1996). Eléments de situation des productions animales et du secteur avicole en Algérie. Laboratoire de Zootechnie, INRA Algérie. p1-11.

ABEBE W., ASFAW T., GENETE B., KASSA B., DORCHIES P.H. (1997). Comparative studies of external parasites and gastrointestinal helminthes of chicken kept under different management systems in and around Addis Ababa (Ethiopia). Review of Medicine and Veterinary 148: 497-500. In SABUNI Z.A., MBUTHIA P.G., MAINGI N., NYAGA P.N., NJAGI L.W., BEBORA L.C., MICHIEKA J.N. (2010). Prevalence of Ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya. [Livestock Research for Rural Development 22 \(11\)](#).

ADENE D.F., DIPEOLU O.O. (1975). Survey of blood and Ectoparasites of domestic fowls in Ibadan, western state of Nigeria. Bulletin of Animal Health and Production in Africa 23: 333-335. In SEHGAL R.N.M., VALKIUNAS G., IEZHOVA T.A., SMITH T.B. (2006). Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *leucocytozoon schoutedeni* and *trypanosoma gallinarum*. American society of parasitologists. J. parasitol, 92(6), p1336-1343.

ADLER P.H., MCCREADIE J.W. (2002). Black Flies (Simuliidae). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science (USA). p187; 196, 197.

AGARWAL G.P., SAXENA A.K. (1979). Studies on seasonal dynamics of *Lipeurus lawrensis tropicalis* Peters (Phthiraptera: Ischnocera) infesting poultry birds. Zeitschrift fur angewandte Entomologie 88: 470-476. In SAXENA A.K., KUMAR A., SINGH S.K., SURMAN. (1995). Prevalence of *Menopon gallinae* Linne. (Phthiraptera : Amblycera) on poultry birds of Garhwal. Journal of Parasitic Diseases. vol.19. p69-72.

AGBEDE G.B., TÈGUIA A., MANJELI Y. (1995). Enquête sur l'élevage traditionnel des volailles au Cameroun. *Tropicultura*, 13(1) : 22-24. In HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1ères Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

Agriculture et Agroalimentaire Canada. (2005). Cycle de vie du moustique *Culex pipiens*. Accessible au : http://res2.agr.gc.ca/ecorc/diptera/moustique-mosquito_f.htm. In AUBE-MAURICE B., GINGRAS D., LABBE Y. (2005). Étude d'impact stratégique du Plan d'intervention gouvernemental de protection de la santé publique contre le virus du Nil occidental. Rapport Sectoriel 1. Problématique du virus du Nil occidental. p29.

AKOUCO F., MOUCO F., GANONGO G. (2004). Phenotypes et performances d'élevage chez des populations locales de volailles à Brazzaville. Cah. Agric. 13, 257-262. In MOULA N., MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P. (2009). Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction: la poule *Kabyle* (*Thayazit lekayel*). Ann. Méd. Vét.153, 178-186.

ALDRYHIM Y.N. (1991). Mallophaga of the domestic chicken in the central region of Saudi Arabia. Emir. J. Agric. Sci., 3: 143-150.

ARENDS J.J. (2003). External Parasites and Poultry Pests. eds. Iowa State Press, Ames, Iowa, p905-927. In BAKER D.G. (2007). Flynn's Parasites of Laboratory Animals. Second edition. Blackwell Publishing. USA. p255-259; 263,264-274.

ASFORD R.W., GREEN E.E., HOLMES P.R., LUCAS A.J. (1991). *Leucocytozoon toddy* in British sparrowhawks *Accipiter nisus*: patterns of infection in nestlings. J.Nat. Hist. p25; 269-277. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

ASH J.S. (1960). A study of the Mallophaga of the birds with particular reference to their ecology. Ibis. 102: 93-110. In SAXENA A.K., KUMAR S., GUPTA N., SINGH S.K. (2004). Prevalence of phthirapteran ectoparasitic insects on domestic hens of Rampur (U.P.). Department of Zoology, India. Journal of Parasitic Diseases. Vol. 28 (1). p57-60.

ATKINSON C.T. (1991). Vectors, epizootiology, and pathogenicity of avian species of *Haemoproteus* (Haemosporina: Haemoproteidae). Bulletin of the Society for Vector Ecology 16; 109-126. In ATKINSON C.T, THOMAS N.J, BRUCE H.D. (2008). Parasitic Diseases of Wild Birds. Wiley- Blackwell A John Wiley & Sons, Ltd., Publication. p15, 38, 83.

ATKINSON C.T., FORRESTER D.J. (1987). Myopathy associated with megaloschizonts of *Haemoproteus meleagridis* in a wild turkey from Florida. J.Wildl. Dis. 23 ; 495-498. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

ATKINSON C.T., FORRESTER D.J., GREINER E.C. (1988). Pathogenicity of *Haemoproteus meleagridis* (Haemosporina: haemoproteidae) in experimentally infected domestic turkeys. J. parasitol. 74 ; 228-239. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

ATKINSON C.T., GREINER E.C., FORRESTER D.J. (1986). Pre-erythrocytic development and associated host responses to *Haemoproteus meleagridis* (Haemosporina: haemoproteidae) in experimentally infected domestic turkeys. J. protozool. 33 ; 375-381. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

ATKINSON C.T, THOMAS N.J, BRUCE H.D. (2008). Parasitic Diseases of Wild Birds. Wiley- Blackwell A John Wiley & Sons, Ltd., Publication. p15, 38, 83.

AYANA D., BELIHU K., MAMO A., LOBAGO F. (2009). Prevalence of ectoparasites in backyard local chickens in three agroecologic zones of East Shoa, Ethiopia. Revue Méd. Vét., 160, 11, 537-541.

BAKER A. (1999). Mites and ticks of domestic animals. The stationery Office. p134-136. In BON G. (2006). Le pou rouge des volailles *Dermanyssus gallinae* dans les élevages de poules pondeuses du Sud-Est de la France: Etude épidémiologique et expérimentale pour application en agriculture biologique. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n°35. p24-30.

BAKER D.G. (2007). Flynn's Parasites of Laboratory Animals. Second edition. Blackwell Publishing. USA. p255-259; 263-274.

BAKER J.R. (1975). Epizootiology of some hematozoic protozoa of English birds. J. Nat. Hist. 9; 601-609. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

BAKER J.R. (1976). Biology of trypanosomes of birds. In Lumsden WHR ed. Biology of the Kinetoplastida. London, Academic press, vol I, 131-174. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

BAKER J.R., BENNETT G.F., CLARK G.W., LAIRD M. (1972). Avian blood coccidians. Adv. Parasitol.10:1-30. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

BAUCK L., ALTMAN R.B., CLUBB S.L., DORRESTEIN G.M., QUESENBERRY K.E. (1997). Avian Dermatology. Avian medicine and Surgery. p540-561. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

BAUD'HUIN B. (2003). Les parasites de la caille des blés (*coturnix coturnix*). Toulouse. p35-44 ; 53, 54.

BAUM H. (1968). Biologie und ökologie der Amselfederlouse. Angew. Parasitol. 9; 129-175. In SAXENA A.K., KUMAR S., GUPTA N., SINGH S.K. (2004). Prevalence of phthirapteran ectoparasitic insects on domestic hens of Rampur (U.P). Department of Zoology, India. Journal of Parasitic Diseases. Vol. 28 (1), p57-60.

BEAUFRERE H. (2006). La plume et le vol. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. p20.

BEDFORD G.A.H. (1932). Trichodectidae (Mallophaga) found on South African Carnivora. Parasitology 24, 350-364. In DURDEN L.A. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p45-50, 52-53, 57; 63.

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.

BENBROOK E.A. (1965). External parasites of poultry. p925-963. In BIESTER H.E and SCHWARTE L.H. (Editors). Diseases of Poultry. 5th Edition. Iowa State University Press, USA. In IKPEZE O.O., AMAGBA I. C., ENEANYA C.I. (2008). Preliminary survey of ectoparasites of chicken in awka, south-eastern Nigeria. Animal Research International. 5(2): 848 – 851, 848.

BENHAMOUDA A. (1998). Caractérisation de l'élevage avicole traditionnel dans la région de Tiaret : Inventaire de la population locale . Thèse de DPGS. UFC de Mostaganem, p64. In HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1ères Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

BENNETT G.F., BISHOP M.A., SQUIRES-PEARSONS D. (1992). Communications personnelles; International Reference Centre for Avian Hematozoa, Memorial University of Newfoundland, St John's, Newfoundland, Canada. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

BENNETT G.F., CAINES J.R., BISHOP M.A. (1988). Influence of the blood parasites on the body mass of passeriform birds. J. Wildl. Dis. 24: 339-343. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

BENNETT G.F., GARNHAM P.C.C., FALLIS A.M. (1965). On the status of the genera *Leucocytozoon* Ziemann, 1898 and *Haemoproteus* Kruse, 1890 (Haemosporidiida: Leucocytozoidae and Haemoproteidae). Can. J.Zool.43:927-932. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

BENNETT G.F., PEIRCE M.A. (1988). Morphological forms in the avian Haemoproteidae and an annotated checklist of the genus *Haemoproteus* Kruse, 1890. J. Nat Hist. 22:1683-1696. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

BERENGER J.M, DELAUNAY P, PAGES F. (2008). Les punaises des lits (Heteroptera, Cimicidae) : une actualité « envahissante ».Vecteur Trop. Med Trop; 68: 563-567.

BERENGER J.M., PAGES F. (2007). Les Triatominae: une domestication qui se généralise. Vecteur Trop. Med Trop. 67 : 217-222.

BERSABEH T. (1999). A survey of ectoparasite and gastrointestinal helminthes of backyard chickens in three-selected agroclimatic zone in central Ethiopia, DVM thesis, Faculty of Veterinary Medicine, Addis Ababa University, Debre Zeit, Ethiopia. In AYANA D., BELIHU K., MAMO A., LOBAGO F. (2009). Prevalence of ectoparasites in backyard local chickens in three agroecologic zones of East Shoa, Ethiopia. Revue Méd. Vét, 160, 11, 537-541.

BESSADOK A., KHOCHLEF I., EL GAZZAH M. (2003). Etat des ressources génétiques de la population locale du poulet en Tunisie. Tropicultura, 21, 4, 167-172.

BINDOULA G. (1989). Contribution a l'étude des helminthes du tube digestif chez le poulet au Sénégal: région de Dakar. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop de Dakar - école inter-états des sciences et médecine vétérinaires (E.I.S.M.V). n° 50. p29-32.

BIU A.A., AGBEDE R.I., PEACE P. (2007). Studies on ectoparasites of poultry in Maiduguri, Nigeria. Nigerian Journal of Parasitology, 28: 69-72. In SABUNI Z.A., MBUTHIA P.G., MAINGI N., NYAGA P.N., NJAGI L.W., BEBORA L.C., MICHIEKA J.N. (2010). Prevalence of ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya. Livestock Research for Rural Development 22 (11).

BON G. (2006). Le pou rouge des volailles *Dermanyssus gallinae* dans les élevages de poules pondeuses du Sud-Est de la France: Etude épidémiologique et expérimentale pour application en agriculture biologique. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n°35. p24-30.

BONFOH B. (1997). Les dominantes pathologiques et les contraintes sur les productivités des poulets dans les systèmes avicoles extensifs en Gambie: Proposition de solutions. Université de Dakar. p188. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

BOUZOUAIA M. (2001). Techniques et trouvailles d'autopsie. El Baytary n° 26. P 4.

BOX E.D. (1971). Lankesterella (Atoxoplasma). In DAVIS, ANDERSON, KARSTAD et TRAINER, eds. Infectious and parasitic diseases of wild birds. Ames, Iowa State University Press. p309-312. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

BOYD E.M. (1951). A survey of parasitism of the starling, *Sturnus vulgaris* L. in NorthAmerica. J. Parasitol. 37: 56-84. In SAXENA A.K., KUMAR S., GUPTA N., SINGH S.K. (2004). Prevalence of pththirapteran ectoparasitic insects on domestic hens of Rampur (U.P). Department of Zoology India. Journal of Parasitic Diseases. Vol. 28 (1), p57-60.

BRANCKAERT R.D.S, GUÈYE E.F. (1999). FAO's programme for support to family poultry production. In DOLBERG F et PETERSEN P.H. (eds) Poultry as z tool in poverty eradication and promotion of gender equality, Tune Landboskole, Denmark. p244. In FOTSA J.C. (2008). Caractérisation des populations de poules locales (*gallus gallus*) au Cameroun. Thèse doctorat d'agroparistech et de phylosophy. p74, 75.

BRUMPT B. (1978). Précis de Parasitologie, Masson : Paris New York, Barcelone Milan. p1042. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

BULDGEN A., PARENT R., STEYAERT P., LEGRAND D. (1996). Aviculture semi-industrielle en climat subtropical; Guide pratique. Les presses agronomiques de gembloux A.S.B.L. Gembloux (Belgique) p122. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

BUSSIERAS J., CHERMETTE R. (1991). Abrégé de Parasitologie vétérinaire. Fascicule IV: Entomologie vétérinaire. Service de parasitologie, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. p163. In BAUD'HUIN B. (2003). Les parasites de la caille des blés (*coturnix coturnix*). Toulouse. p35-44 ; 53, 54.

CALNEK B.W., BARNES H.J., BEARD C.W., REID W.M., YODER H.W. (1991). The Iowa State University Press Ames, IA., USA. In KAUFMANN J. (1996). Parasitic infections of domestic animals: A diagnostic Manual. Basel; Boston; Berlin; Birkhauser Verlag. p389-390.

CALNEK B.W., BARNES H.J., BEARD C.W., MCDOUGALD L.R, SAIF Y.M. (1997). Diseases of poultry. 10th edition. Iowa State University Press, International Publishers limited. p1080. In BAUD'HUIN B. (2003). Les parasites de la caille des blés (*coturnix coturnix*). Toulouse. p35-44 ; 53, 54.

CAMPBELL T.W. (1988). Avian hematology and cytology. Ames, Iowa State University Press. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

CAMPBELL T.W., DEIN F.J. (1982). Avian hematology, the basics. Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract. p11:81-85. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

CANE A.K., SPEARMAN R.I.C. (1967). A histochemical study of keratinization in the domestic fowl (*Gallus gallus*). Journal of Zoology 153: 337-352. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

CAPINERA J.L. (2008). Encyclopedia of Entomology. Second Edition. Volume 4 S–Z. Springer Science & Business Media B.V. p405-408; 838; 1474-1476.

CHANDRA S., AGARWAL G.P., SAXENA A.K. (1990). Seasonal changes in a population on *Menacanthus eurysternus* (Mallophaga :Amblycera) on the common Myna, *Acridotheres tristis*. Int. J. Parasitol. 20: 1063-1065 In SAXENA A.K., KUMAR S., GUPTA N., SINGH S.K. (2004). Prevalence of phthirapteran ectoparasitic insects on domestic hens of Rampur (U.P). Department of Zoology India. Journal of Parasitic Diseases. Vol. 28 (1), p57-60.

CHEKE R.A., HASSAL M., PEIRCE M.A. (1976). Blood parasites of British birds and notes on their seasonal occurrence at two rural sites in England. J. Wildl. Dis. 12: 133-138. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

CLARK P., BOARDMAN W.S.J., RAIDAL S.R. (2009). Atlas of Clinical Avian Hematology. Wiley-Blackwell A John Wiley & Sons, Ltd., Publication. Singapore. p130-136.

COATNEY G.R. (1933). Relapse and associated phenomena in the Haemoproteus infection of the pigeon. Am. J. Hyg. 18: 133-160. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

Commission Nationale AnGR. (2003). Rapport national sur les ressources génétiques animales: Algérie, République algérienne démocratique et populaire. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural. p46. In MOULA N., MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P. (2009). Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction: la poule *Kabyle* (*Thayazit lekvayel*). Ann. Méd. Vét.153, 178-186.

COOK R. (1971). Haemoproteus and Leucocytozoon in wild bird. In: Infectious and parasitic diseases of wild birds, JW Davis Ed, Ames, Iowa State University Press, 291-315. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

COOPER J.E., GSCHMEISSNER S., GREENWOOD A.G. (1989). Atxoplasma in greenfinches (*Carduelis chloris*) as a possible cause of "going light". Vet. Rec. 124: 343-344. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

COOPER J.E., HARISSON G.J. (1994). Anatomy and Physiology of the Avian Integument. Avian medicine: principles and application. Ritchie B.W., Harisson G.J. and H.L.R. 608-639. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

COQUERELLE G. (2000). Les poules: diversité génétique visible. INRA. p181. In FOTSA J.C. (2008). Caractérisation des populations de poules locales (*gallus gallus*) au Cameroun. Thèse doctorat d'agroparistech et de phylosophy. p74, 75.

COSOROABA I. (2001). Observation d'invasions massives par *Dermanyssus gallinae* De Geer 1778, chez les poules élevées en batterie en Roumanie. Cas clinique, Revue Méd. Vét.152 (1). p 89-96.

COWAN AB. (1957). Reactions against the megaloschizonts of *Leucocytozoon simondi* Mathis and Léger in ducks. J. Infect. Dis. 100: 82. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

DA MASSA A.J., ADLER H.E. (1979). Avian spirochetosis: natural transmission by *Argas (Persicargas) sanchezi* (Ixodoidea: Argasidae) and existence of different serologic and immunologic types of *Borrelia anserina* in the United States. Am. J. Vet. Res. 40, 154–157. In BAKER D.G. (2007). Flynn's Parasites of Laboratory Animals. Second edition. Blackwell Publishing. USA. p255-259; 263-274.

DARE I. (1977). Contribution à l'étude de l'aviculture au Niger. Thèse Méd. Vét Université de Dakar N°9.p145. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

DARRIGADE M. (1999). Parasites de la bécasse des bois. Thèse: Méd.Vét. Toulouse. In BAUD'HUIN B. (2003). Les parasites de la caille des blés (*coturnix coturnix*). Toulouse. p35-44 ; 53, 54.

DE PURY P. (1968). Comment élever les poules. Guide d'aviculture africaine de la ferme. Ecole de l'église presbytérienne camerounaise libamba b.p. 41 makak Cameroun-Afrique équatoriale. p11-14.

DEVI N.C.T., MISHRA P.N. (1981). Record of some avian biting lice from Kathmandu Valley. J. Nat. Hist. Museum, 5: 11–22. In KHAN M.N, NADEEM M, IQBAL Z, SAJID M.S., ABBAS R.Z. (2003). Review, Lice Infestation in Poultry. Department of veterinary parasitology, university of Agriculture, Pakistan. International journal of agriculture & biology. 1560–8530-05–2–213–216.

DIK B, YAMAN M, KÖSE M, GÜLBAHÇE S. (1999). Konya' da tavuklarda bulunan Mallophaga Türleri. T Parazitol Derg, 23(3): 327-330. In DİK B., USLU U. (2006). Konya'da Halkali Sülünlerde (*Phasianus colchicus*) *Cuclotogaster heterographus* (Mallophaga: Lipeuridae) Enfestasyonu. Türkiye Parazitoloji Derneği. Acta Parasitologica Turcica . Turkish Society for Parasitology. Türkiye Parazitoloji Dergisi, 30 (2): 125-127.

DIOP A. (1982). Le poulet de chair au Sénégal production commercialisation perspectives de développement. Thèse docteur vétérinaire. Université de Dakar. École inter - états des sciences et médecine vétérinaires. p47-50.

DORNEY R.S., TODD A.C. (1960). Spring incidence of ruffed grouse blood parasites. J. parasitol. 46: 687-694. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

DRANZOA C., OCAIDO M., KATETE P. (1999). The ecto-, gastro-intestinal and haemo-parasites of live pigeons (*Columba livia*) in Kampala, Uganda. Faculty of Veterinary Medicine, Department of Wildlife and Animal Resource Management, Makerere University, P.O. Box 7062, Kampala, Uganda. Avian Pathology 28, 119-124.

DUBE S., ZINDI P., MBANGA J., DUBE C. (2010). A Study of Scavenging Poultry Gastrointestinal and Ecto-parasites in Rural Areas of Matebeleland Province, Zimbabwe. Asian Network for Scientific Information. International Journal of Poultry Science 9 (9): 911-915, ISSN 1682-8356.

DURDEN L.A. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p45-50, 52-53, 57 ; 63; 103-113.

DURDEN L.A., TRAUB R. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science (USA). P 103-113.

EMERSON K.C. (1956). Mallophaga (chewing lice) occurring on the domestic chicken. Stillwater, Oklahoma. Repmide from the journal of the Kansas Entomological Society. Vol 29, No.2.

EVELEIGH E.S., THRELFALL W. (1976). Population dynamics of lice (Mallophaga) on auks (alcidae) from Newfoundland. Can. J. Zool. 65: 2998-3005. In SAXENA A.K., KUMAR S., GUPTA N., SINGH S.K. (2004). Prevalence of phthirapteran ectoparasitic insects on domestic hens of Rampur (U.P). Department of Zoology India. Journal of Parasitic Diseases. Vol. 28 (1), p57-60.

FABIYI J.P. (1988). Lice infestations of domestic chickens in Nigeria. Bulletin of Animal Health and production in Africa. 36 (4), 390-394. In NJUNGA G.R. (2003). Ecto and haemoparasites of chicken in Malawi with emphasis on the effects of the chicken louse, *Menacanthus cornutus*. MSc thesis. The Royal Veterinary and Agriculture University, Denmark.

FABIYI J.P. (1996). Association between duration of humid season and geographical distribution of patterns of different species of chewing lice (Mallophaga: Insecta) infesting domestic chickens in Nigeria. Journal of Parasitology 82: 1034-1036. In SABUNI Z.A., MBUTHIA P.G., MAINGI N., NYAGA P.N., NJAGI L.W., BEBORA L.C., MICHIEKA J.N. (2010). Prevalence of ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya. [Livestock Research for Rural Development 22 \(11\).](#)

FALLIS A.M., DAVIES D.M., VICKERS M.A. (1951). Life history of *Leucocytozoon simondi* Mathis et Léger in natural and experimental infections and blood changes produced in the avian host. Can. J. zool. 29: 305-328. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

FALLIS A.M., DESSER S.S., KHAN R.A. (1974). On species of *Leucocytozoon*. Adv. Parasitol. 12: 1-67. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

FENARDJI F. (1990). Organisation, performances et avenir de la production avicole en Algérie. Institut de Développement des Petits Elevages, Oued el Kerma, Birkhadem (Algérie). CIHEAM-Options Méditerranéennes. Sér. A/n°7. p1-9.

FETTAH M .A. (2008). Morphologie et anatomie de la poule. Dz Vet. p2.

FOSTER M. (1969). Synchronized life cycle in orangeeowned warbler and its mallophagan parasites. Ecology 50. 315-323. In SAXENA A.K., KUMAR A., SINGH S.K., SURMAN. (1995). Prevalence of *Menopon gallinae* Linne. (Phthiraptera : Amblycera) on poultry birds of Garhwal. Journal of Parasitic Diseases. vol.19. p69-72.

FOSTER W.A., WALKER E.D. (2002). Mosquitoes (Culicidae). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p206; 209; 217; 249; 251, 252.

FOTSA J.C. (2008). Caractérisation des populations de poules locales (*gallus gallus*) au Cameroun. Thèse doctorat d'agroparistech et de phylosophy. p74, 75.

FOURNIER A. (2005). L'élevage des Poules. p8, 9.

FRANC M. (1994). Puces et méthodes de lutte. Rev.sci.tech.Off.int.Epiz. 13 (4), 1019-1037.

FRAZIER CA. (1984). Insect allergy: allergic and toxic reactions to insects and other arthropods. Second edition. Warren H. Green, Inc., St Louis, Missouri, USA. p478. In BERENGER J.M, DELAUNAY P, PAGES F. (2008). Les punaises des lits (Heteroptera, Cimicidae) : une actualité « envahissante ».Vecteur Trop. Med Trop; 68: 563-567.

FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

GABAJ M.M., BEESLEY W.N., AWAN M.A.Q. (1993). Lice of farm animals in Libya. Med. Vet. Entomol., 7, 138-140. In MORARIU S., BRĂILĂ P., COSOROABĂ I., DĂRĂBUS G.H., OPRESCU I., NARCISA M.M., MORARIU I.F. (2008). The prevalence of mallophagean species on gallinaceous birds from Caras-severin county. Lucrări stiintifice medicină, veterinară vol. xli, Timisoara 443.

GAIDY C. (1999). Les coqs de pêche en Limousin : de la plume à la mouche artificielle. Edition du Gerfaut. Paris. P45-51.

GALAL S. (2006). Protéger les ressources génétiques de poulets locaux dans une situation pandémique d'influenza aviaire en Egypte. Bulletin RIDAF, 16, 63-64. In MOULA N., MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P. (2009). Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction: la poule *Kabyle* (*Thayazit lekvayel*). Ann. Méd. Vét.153, 178-186.

GARNHAM P.C.C. (1966). Malaria parasites and other Haemosporidia. Oxford, Blackwell Scientific Publishers. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

GEORGI J.R., GEORGI M.E. (1990). Arthropods: Mites. Parasitology for veterinarians. p57-76. In BON G. (2006). Le pou rouge des volailles *Dermanyssus gallinae* dans les élevages de poules pondeuses du Sud-Est de la France: Etude épidémiologique et expérimentale pour application en agriculture biologique. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n°35. p24-30.

GNAKARI D., BEUGRE G., RAH A.M., AGBO A.E. (2007). Croissance corporelle et qualité organoleptique de la viande du poulet de chair et du poulet africain et leurs croisements en Cote d'Ivoire. Livest. Res. Rural Dev., 19. In MOULA N., MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P. (2009). Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction: la poule *Kabyle* (*Thayazit lekvayel*). Ann. Méd. Vét.153, 178-186.

GOATER B. (1983). Influence des maladies infectieuses et parasitaires. Le courrier avicole, N°828, p25. In TCHEDRE W.K. (1998). Contribution à l'étude de l'effet de quelques facteurs environnementaux sur le parasitisme externe et la parasitémie du poulet traditionnel (*Gallus gallus domesticus*) en Gambie. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

GOTHE R. (1992). *Aegyptianella*: an appraisal of species, systematics, avian hosts, distribution, and developmental biology in vertebrates and vectors and epidemiology. Adv. Dis. Vector Res. 9, 67-100. In BAKER D.G. (2007). Flynn's Parasites of Laboratoty Animals. Second edition. Blackwell Publishing. USA. p255-259; 263-274.

GRASSE P. (1951). Traité de Zoologie, Anatomie, Systématique, Biologie. Insectes supérieurs et Hémiptéroïdes. Tome X, 2ème fascicule, 1341-1384. In FRANC M. (1994). Pucés et méthodes de lutte. Rev.sci.tech.Off.int.Epiz. 13 (4), 1019-1037.

GUEYE A., SYLLA M., DIOUF A., TOURE I., CAMICAS J.L. (2004). Distribution et variations d'abondance saisonnières d'*Argas persicus* au Sénégal. Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.57 (1-2) : 65-70.

GUEYE E.F. (2005). L'aviculture familiale ne doit plus être une 'moisson cachée'. Bulletin RIDAF, 15 (1), 1-2. In FOTSA J.C. (2008). Caractérisation des populations de poules locales (*gallus gallus*) au Cameroun. Thèse doctorat d'agroparistech et de phylosophy. p74, 75.

GUILLAUME V. (2007). Parasitologie : Auto-évaluation, Manipulations. Biologie Médicale Pratique. De Boeck. Belgique. p170.

HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1ères Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

HALL D.G. (1932). A new biting Culicoides from saltmarshes in the southeastern states. Proceedings of the Entomological Society of Washington. p34, 88-89. In MULLEN G.R. (2002). Biting Midges (Ceratopogonidae). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p164; 173; 178-180.

HALL R.D., GERHARDT R.R. (2002). Flies (Diptera). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science USA. p127-133, 142.

HAMILTON W.D., ZUK M. (1982). Heritable true fitness and bright birds: a role for parasites. 218: 384-387. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

HARRISON G.J., HARRISON L.R eds. (1986). Clinical avian medicine and surgery. Philadelphia, WB Saunders Company. P67-84, 174-191, 327-355, 472-485. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

HAWKEY C., GULLAND F. (1988). Clinical hematology. In PRICE C.J, ed. Manual of parrots, budgerigars and other psittacine birds. Cheltenham, Glos UK, British Small Animal Veterinary Association, 35-45. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

HEIN O.C., DIARA B., DRABO Y., BOLY H., SAWADO L. (2005). Pratiques de l'aviculture traditionnelle par les différents groupes ethniques de la région des cascades au Burkina Faso. Agr. Afric. 17, 227-239. In MOULA N., MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P. (2009). Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction: la poule *Kabyle (Thayazit lekvayel)*. Ann. Méd. Vét. 153, 178-186.

HELINA M. (2000). Epidemiology of Gastrointestinal Helminthes and Ectoparasites of Backyard Poultry in Three-Selected Agroecological Zones of Central Ethiopia. A Rainy Season Appraisal, DVM thesis, Faculty of veterinary Medicine, Addis Ababa University. In AYANA D., BELIHU K., MAMO A., LOBAGO F. (2009). Prevalence of ectoparasites in backyard local chickens in three agroecologic zones of East Shoa, Ethiopia. Revue Méd. Vét, 160, 11, 537-541.

HIEN O.C., DIARRA B., DABIRE R., WANGRAWA J., SAWADO L. (2011). Effects of External Parasites on the Productivity of Poultry in the Traditional Rearing System in the Sub-humid Zone of Burkina Faso. Asian Network for Scientific Information. International Journal of Poultry Science 10 (3): 189-196, ISSN 1682-8356.

HODGES R.D. (1974). The Integumentary System. The Histology of the Fowl: 1-34. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

HOFSTAD M.S., BARNES A.H., CALNEK B.W., REID M.W., YODER H.W. (1984). Diseases of poultry. Ames, Iowa State University, p649-648. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

HOPLA C.E., DURDEN L.A., KEIRANS J.E. (1994). Ectoparasites and classification. Rev. sci. tech. Off. int. Epiz., 13 (4), 985-1017. p994, 995.

HUQUE O.M.E. (2002). People fight poverty-with poultry strategies for family poultry in developing countries. Proceedings, 7th WPSA Asian Pacific Conference Gold Coast, Australia, p565-572. In FOTSA J.C. (2008). Caractérisation des populations de poules locales (*gallus gallus*) au Cameroun. Thèse doctorat d'agroparistech et de phylosophy. p74, 75.

IKPEZE O.O., AMAGBA I.C., ENEANYA C.I. (2008). Preliminary survey of ectoparasites of chicken in awka, south-eastern Nigeria. Department of Parasitology and Entomology, Nnamdi Azikiwe University, Awka, Anambra State, Nigeria. Animal Research International 5(2): 848 – 851, 848.

IYAWA D. (1988). L'aviculture traditionnelle Dans l'Adamaoua (Cameroun). Thèse Méd. Vét., Université de Dakar, n° 4, p51-58; 102.

JAMES M.T. (1947). The flies that cause myiasis in man. U.S. Dept. Agr., Misc. Publ. 631. p175. In BAKER D.G. (2007). Flynn's Parasites of Laboratoty Animals. Second edition. Blackwell Publishing. USA. p255-259; 263-274.

JULIAN R.J., GALD D.E. (1980). Mortality in Muscovy Ducks (*Cairina moschata*) caused by *Haemoproteus* infection. J. Wildl. Dis. 16: 39-44. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

KALANTAN A., ARFIN M., AL-AREFI H., BOBSHAIT H., HAMADAH S., AL-THAWAB F., AL SHAMRANI A. (1997). Occurrence of larval *Philophthalmus gralli* Mathis and Leger, 1910 in freshwater snail *melanoides tuberculatus* (muller) from al-hatuf, saudi arabia and its development into adult in various experimental hosts. Parasitology international. p46, 2, 127-136. In BAUD'HUIN B. (2003). Les parasites de la caille des blés (*coturnix coturnix*). Toulouse. p35-44 ; 53, 54.

KAUFMANN J. (1996). Parasitic infections of domestic animals: A diagnostic Manual. Basel, Boston, Berlin; Birkhauser Verlag. p11; 389-423.

KETTLE D.S. (1990). Medical and veterinary entomology. CAB International, Wallingford, Royaume-Uni. p658. In FRANC M. (1994). Poux et méthodes de lutte. Ecole nationale vétérinaire de Toulouse. France. Rev. sci. tech. Off. int. Epiz., 13 (4), 1019-1037. p1043.

KETTLE D. (1993). Gamasida-Dermanyssoidea-Acari-Prostigmata and Gamasida. Medical and veterinary entomology. p380-406. In BON G. (2006). Le pou rouge des volailles *Dermanyssus gallinae* dans les élevages de poules pondeuses du Sud-Est de la France: Etude épidémiologique et expérimentale pour application en agriculture biologique. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n°35. p24-30.

KILPINEN O., ROEPSTORFF A., PERMIN A., NORGARD-NIELSEN G., LAWSON L., SIMONSEN H. (2005). Influence of *Dermanyssus gallinae* and *Ascaridia galli* infections on behaviour and health of laying hens (*Gallus gallus domesticus*). British poultry science- 46 (1) - p26-34. In BON G. (2006). Le pou rouge des volailles *Dermanyssus gallinae* dans les élevages de poules pondeuses du Sud-Est de la France: Etude épidémiologique et expérimentale pour application en agriculture biologique. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n°35. p24-30.

KINGSTON N., REMPLE J.D., BURNHAM W., STABLER R.M., MCGHEE P.R. (1976). Malaria in a captively produced F1 gyrfalcon and in two F1 peregrine falcons. J. Wildl. Dis. 12: 562-565. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

KLOCKENHOFF H., RHEINWALS G., WINK M. (1973). Mallophagen befall bei vogeln, Massenbefall als Folge von Schaden an den Wirten. Bonn. Zool. Beitr. 24: 122-133. In SAXENA A.K., KUMAR S., GUPTA N., SINGH S.K. (2004). Prevalence of phthirapteran ectoparasitic insects on domestic hens of Rampur (U.P). Department of Zoology India. Journal of Parasitic Diseases. Vol. 28 (1), p57-60.

KONE S. (2008). Etude du secteur avicole en côte d'Ivoire, structure, importance et perspectives, cas de l'aviculture semi-industrielle. DANHO Thérèse. Etude du sous secteur de l'aviculture familiale. Division de la production et de la santé animales de la FAO. Centre d'urgence pour les maladies animales transfrontalières. Unité de socio-économie, production et biodiversité. Revue du secteur avicole. p26-27.

KORPIMAKI E., HAKKARAINEN H., BENNETT G.F. (1992). Reduction of fecundity in female Tengmalm's Owls by blood parasites. Behaviour Ecology and Sociobiology; in press. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

KRINSKY W. I. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p67-73; 79, 82-85.

LAINSON R. (1959). *Atoxoplasma* Garnham, 1950, as a synonym for *Lankesterella* Labbé, 1889. Its life cycle in the English sparrow (*Passer domesticus domesticus*, Linn). J. Protozool 6: 360-371. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

LANCASTER G.E. (1983). 5e conférence de la commission régionale de l'OIE pour l'Afrique (Nairobi): incidence des maladies aviaires. Rev. sei. tech. Off. Int. Epiz., 2: 1081-1088. In TCHEDRE W.K. (1998). Contribution à l'étude de l'effet de quelques facteurs environnementaux sur le parasitisme externe et la parasitémie du poulet traditionnel (*Gallus gallus domesticus*) en Gambie. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

LANCASTER J.L., MEISCH M.V. (1986). Poultry lice. Arthropods in Livestock and Poultry Production. Ed. Ellis Harwood Ltd., Chichester. In MORARIU S., BRĂILĂ P., COSOROABĂ I., DĂRĂBUS G.H., OPRESCU I., NARCISA M.M., MORARIU I.F. (2008). The prevalence of mallophagean species on gallinaceous birds from Caras-severin county. Lucrări științifice medicină, veterinară vol. xli, Timisoara 443.

Le Carrefour d'Algérie. (15/08/2010). Quotidien national d'information. 9ème année, n°2719. www.lecarrefour-algerie.com. p5.

LEVINE B.S. (1987). Reviewing the integumentary syndromes common to captive birds. Veterinary Medicine 82(11): 1155-1165. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

LEWIS R.E. (1993). Fleas (Siphonaptera). Medical insects and arachnids (R.P. Lane and R.W. Crosskey, eds.). Chapman & Hall, London. p529-575. In DURDEN L.A., TRAUB R. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p103-113.

LEWIS R.E. (1998). Résumé of the Siphonaptera (Insecta) of the world. J.Med.Entomol. 35, 377-389. In DURDEN L.A., TRAUB R. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p103-113.

LLOYD J.E. (2002). Louse Flies, Keds, and Related Flies (Hippoboscoidea). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p357-358.

LUCAS A.M. (1979). Integumentum Commune. Nomina Anatomica Avium. Baumel J.J, King A.S., Lucas A.M., Breazile J.E and Evans H.E. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

LUCAS A.M., JAMOZ C. (1961). Atlas of avian hematology. Monograph n°25, Washington DC, US, Department of Agriculture. p271. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

LUCAS A.M., STETTENHEIM P. (1972). Avian Anatomy Integument. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

LUMBWE H. (2002). (unpublished). The occurrence of ectoparasites on indigenous chickens among smallholder farmers in Chongwe district of Zambia. University of Malawi, Lilongwe. In NJUNGA G.R. (2003). Ecto and haemoparasites of chicken in Malawi with emphasis on the effects of the chicken louse, *Menacanthus cornutus*. MSc thesis. The Royal Veterinary and Agriculture University, Denmark.

MADR. (2010). Présentation de la politique de Renouveau Agricole et Rural en Algérie et du programme quinquennal 2010-2014. La politique de renouveau agricole et rural en Algérie. p1-7.

MAINA A.N. (2005). Prevalence, intensity and lesion associated with gastrointestinal parasites of indigenous chicken in Kenya. MSc thesis. University of Nairobi. In SABUNI Z.A., MBUTHIA P.G., MAINGI N., NYAGA P.N., NJAGI L.W., BEBORA L.C., MICHIEKA J.N. (2010). Prevalence of ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya. [Livestock Research for Rural Development 22 \(11\).](#)

MALLIA J.G. (1998). The Black Maltese: a Mediterranean light breed of poultry. AGRI 24, 41-48. In HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1ères Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

MARCHAND B. (1994). Les animaux parasites. Biologie et systématique. Sénégal, NEAS, p294. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

MARKUS M.B. (1972). Pathogenicity of Haemoproteus columbae. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene; 66: 186-187. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

MARSHALL A.J. (1960). The integumentary system. Biology and Comparative Physiology of Birds. L. A. Press; New-York. 1: 190-240. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

MAZIAD S., MORSY T., FEKRY A., FARRAG A.M. (1999). Mites infesting two migratory birds, coturnix c-coturnix (Quail or Simaan) and Sturnus vulgaris (Starling or Zarzuur) with reference to avian zoonosis. Journal of the Egyptian Society of Parasitology. 29, 3, 745-761. In BAUD'HUIN B. (2003). Les parasites de la caille des blés (*coturnix coturnix*). Toulouse. p35-44 ; 53, 54.

MCLAUGHLIN J.D. (2003). Protocoles du réseau d'évaluation et de surveillance écologiques (résé) pour mesurer la biodiversité : parasites des oiseaux. Département de biologie, université Concordia. Canada et comité d'organisation du module de parasitologie. Section de parasitologie, société canadienne de zoologie. p91.

MCLELLAND J. (1990). A colour Atlas of Avian Anatomy. Wolfe Publishing Ltd. p89, 90.

MEKURIA S., GEZAHEGN E. (2010). Prevalence of External parasite of poultry in intensive and backyard chicken farm at Wolayta Soddo town, Southern Ethiopia. University, Faculty of Veterinary Medicine P.O.box 05 Hawassa, Ethiopia. Veterinary World, Vol.3(12):533-538.

MISSOHO A., DIEYE P., TALAKI E. (2002). Rural poultry production and productivity in Southern Senegal. Livest. Res. Rural Dev.,14. In MOULA N., MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P. (2009). Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction: la poule Kabyle (*Thayazit lekvayel*). Ann. Méd. Vét.153, 178-186.

MISSOHO A., SOW R.S., NGWE-ASSOUMOU C. (1998). Caractéristiques morphologiques de la poule du Sénégal AGRI 24: 63- 69. In HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1ères Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

MOLYNEUX D.H. (1977). Vector relationships in the Trypanosomatidae. Advances in Parasitology 15: 1-82. In SEHGAL R.N.M., VALKIUNAS G., IEZHOVA T.A., SMITH T.B. (2006). Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *leucocytozoon schoutedeni* and *trypanosoma gallinarum*. American society of parasitologists. J. parasitol, 92(6), p1336-1343.

MOON R.D. (2002). Muscid Flies (Muscidae). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p283; 293, 294; 296-298.

MOREKI J.C. (1997). Small-scale poultry production systems in Serowe-Palapye Sub district (Botswana). Master of Applied Science in Agriculture de l'Université de Melbourne, en Australie. In BESSADOK A., KHOCHLEF I., EL GAZZAH M. (2003). Etat des ressources génétiques de la population locale du poulet en Tunisie. Tropicultura, 21, 4, 167-172.

MORII T. (1992). A review of *Leucocytozoon caulleryi* infection in chickens. Journal of Protozoology Research 2: 128–133. In SEHGAL R.N.M., VALKIUNAS G., IEZHOVA T.A., SMITH T.B. (2006). Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *leucocytozoon schoutedeni* and *trypanosoma gallinarum*. American society of parasitologists. J. parasitol, 92(6), p1336-1343.

MORISHITA T.Y., JOHNSON G., THILSTED J., PROMSOPONE B., NEWCOMER C. (2005). Digit necrosis associated with scaly-leg mite infestation. J. Avian Med. Surg. 19, 230-233. In BAKER D.G. (2007). Flynn's Parasites of Laboratoty Animals. Second edition. Blackwell Publishing. USA. p255-259; 263-274.

MOULA N., MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P. (2009). Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction: la poule *Kabyle* (*Thayazit lekvyael*). Ann. Méd. Vét.153, 178-186.

MUKHERJEE T.K. (1992). Usefulness of indigenous breeds and imported stocks for poultry production in hot climates. Proceedings world's poultry congress. Amsterdam, The Netherlands. p31-37. In BESSADOK A., KHOCHLEF I., EL GAZZAH M. (2003). Etat des ressources génétiques de la population locale du poulet en Tunisie. Tropicultura, 21, 4, 167-172.

MULLEN G.R. (2002). Biting Midges (Ceratopogonidae). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p164; 173; 178-180.

MUNGUBE E.O., BAUNI S.M., MUHAMMED L., OKWACH E.W., NGINYI J.M., MUTUOKI T.K. (2006). A survey of the constraints affecting the productivity of the local scavenging chickens in the Kionyweni cluster, Machakos District.. In SABUNI Z.A., MBUTHIA P.G., MAINGI N., NYAGA P.N., NJAGI L.W., BEBORA L.C., MICHIEKA J.N. (2010). Prevalence of ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya. [Livestock Research for Rural Development 22 \(11\).](#)

MUNGUBE E.O., BAUNI S.M., TENHAGEN B.A., WAMAE L.W., NZIOKA S.M., MUHAMMED L.J., NGINYI M. (2008). Prevalence of parasites of the local scavenging chickens in a selected semi-arid zone of Eastern Kenya. Springer Science, Business Media B.V. Trop Anim Health Prod 40:101–109.

NADEEM M., KHAN M.N., IQBAL Z., SAJID M.S., ARSHAD M., YASEEN M. (2007). Determinants influencing prevalence of louse infestations on layers of district Faisalabad (Pakistan). British Poultry Science, 48: 546-550. In SALAM S.T., MIR M.S., KHAN A.R. (2009). Prevalence and seasonal variation of ectoparasite load in free-range chicken of Kashmir valley. Springer Science, Business Media B.V. Trop Anim Health Prod 41:1371–1376.

NAKAMAE H., FUJISAKI K., KISHI S., YASHIRO M. (1996). The new parasitic ecology of chicken mites *Dermanyssus gallinae*, parasitizing and propagating on chickens even in the daytime. Jpn. Poult. Sci., 34 (2).

NETT C.S., TULLY T.N. (2003). Anatomy, Clinical Presentation and Diagnostic Approach to Feather-Picking Pet Birds. Compendium on continuing Education for the Praticing. Veterinarian 25(3): 206-218. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

NEVEU L. (1938). Traité d'entomologie médicale et vétérinaire. Vigot Frères, Paris, p1339. In FRANC M. (1994). Poux et méthodes de lutte. Ecole nationale vétérinaire de Toulouse. France. Rev. sci. tech. Off. int. Epiz., 13 (4), 1019-1037. p1043.

NGOUPAYOU N.J.D., (1990). Country report on small holder rural poultry production in Cameroon. CTA Seminar proceedings on Small holder Rural Poultry production, Thessaloniki, Greece, 2: 39–41. 9-13. In HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1ères Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

NGUETE A., DOMENECH A., KACOU A., DIAWARA S., FORMENTY P. (1992). La pathologie infectieuse et parasitaire en élevage aviaire en Côte d'Ivoire. In Actes de la 7^e conférence internationale des institutions de médecine vétérinaire tropicale. CIRAD-EMVT. Volume1, Yamoussoukro, Côte d'Ivoire, p385. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

NICKEL R. et al. (1977). The skin Integumentum commune. Anatomy of the Domestic Birds: 156-163. . In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

NJUNGA G.R. (2003). Ecto and haemoparasites of chicken in Malawi with emphasis on the effects of the chicken louse, *Menacanthus cornutus*. MSc thesis. The Royal Veterinary and Agriculture University, Denmark. In SABUNI Z.A., MBUTHIA P.G., MAINGI N., NYAGA P.N., NJAGI L.W., BEBORA L.C., MICHIEKA J.N. (2010). Prevalence of ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya. [Livestock Research for Rural Development 22 \(11\)](#).

NNADI P.A., GEORGE S.O. (2010). A Cross-Sectional Survey on Parasites of Chickens in Selected Villages in the Subhumid Zones of South-Eastern Nigeria. Hindawi Publishing Corporation Journal of Parasitology Research Volume, Article ID 141824, 6p.

NOH Y.T., BACK K.M., MOON I.H. (1989). Taxonomic studies on chewing lice (Mallophaga, Philopteridae) in Korea. Korean L. Ent., 19: 143-7. In KHAN M.N, NADEEM M, IQBAL Z, SAJID M.S., ABBAS R.Z. (2003). Review, Lice Infestation in Poultry. Department of veterinary parasitology, university of Agriculture, Pakistan. International journal of agriculture & biology. 1560–8530-05–2–213–216.

NURU M.M.D. (2002). Extension and training support for family poultry development-Proshika experience. Proceedings, 7th WPSA Asian Pacific Conference Gold Coast, Australia, p408- 409. In FOTSA J.C. (2008). Caractérisation des populations de poules locales (*gallus gallus*) au Cameroun. Thèse doctorat d'agroparistech et de phylosophy. p74, 75.

Observatoire des filières avicoles d'Aldérie OFIAAL. (2001). Rapport, Ed. ITPE, Alger. In HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1^{ères} Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

OKAEME A.N, (1988). Ectoparasites of Guinea fowl (*Numida meleagris galeata pallas*) and local domestic chicken (*Gallus gullus*) in Southern Guinea Savana, Nigeria. Veterinary research communications. 12, 270-280. In NJUNGA G.R. (2003). Ecto and haemoparasites of chicken in Malawi with emphasis on the effects of the chicken louse, *Menacanthus cornutus*. MSc thesis. The Royal Veterinary and Agriculture University, Denmark.

OKURSOY S., YILMAZ F, (2002). Prevalence of species of lice in chickens in the province of Bursa. Turk. Parasitol. Derg. 26, 1, 71-75. In MORARIU S., BRĂILĂ P., COSOROABĂ I., DĂRĂBUS G.H., OPRESCU I., NARCISA M.M., MORARIU I.F. (2008). The prevalence of mallophagean species on gallinaceous birds from Caras-severin county. Lucrări stiintifice medicină, veterinară vol. xli, Timisoara 443.

OLSEN O.W. (1974). Animal parasites, their life cycles and ecology. Dover Publications Inc, Mineola, New York. p562. In SEHGAL R.N.M., VALKIUNAS G., IEZHOVA T.A., SMITH T.B. (2006). Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *leucocytozoon schoutedeni* and *trypanosoma gallinarum*. American society of parasitologists. J. parasitol, 92(6), p1336-1343.

OLSON C. (1965). Avian hematology. In HE Biester and LH Schwarte Eds, Diseases of poultry, Fourth Ed, Ames, Iowa State University Press. p53-69. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

OMS (Organisation Mondiale de la Santé). (1993). Parasitologie médicale: techniques de base pour le laboratoire. p41.

OPITZ H.M., JAKOB H.J., WIENSENHUETTER E., DEVI V.V. (1982). A myopathy associated with protozoan schizonts in chickens in commercial farms in peninsular Malaysia. Avian Pathology; 11: 527-534. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

ORAJAKA L.J.E., NWEZE L.C. (1991). Prevalence of blood protozoan parasites of avian species in Nsukka area of Anambra State, Nigeria. Beitrage zur tropischen Landwirtschaft und Veterinarmedizin 29: 91–95. In SEHGAL R.N.M., VALKIUNAS G., IEZHOVA T.A., SMITH T.B. (2006). Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *leucocytozoon schoutedeni* and *trypanosoma gallinarum*. American society of parasitologists. J. parasitol, 92(6), p1336-1343.

O'ROKE E.C. (1934). A malaria-like disease of ducks caused by *Leucocytozoon anatis* Wickware. University of Michigan School of Forestry and Conservation. Bulletin 4, 1-44. In ADLER P.H., MCCREADIE J.W. (2002). Black Flies (Simuliidae). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science (USA). p187; 196, 197.

OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-47.

PASS D.A. (1989). The pathology of avian integument: a review. Avian Pathology 18: 1-15. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

PASS D.A. (1995). Normal Anatomy of the Avian Skin and Feathers. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine 4: 152-160. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

PAVLOVIC I., NESIC D. (1991). Parasite fauna in intensively farmed poultry in Serbia in 1989. Vet. Glasnik, 45, 3-4, 390-394. In MORARIU S., BRĂILĂ P., COSOROABĂ I., DĂRĂBUS G.H., OPRESCU I., NARCISA M.M., MORARIU I.F. (2008). The prevalence of mallophagean species on gallinaceous birds from Caras-severin county. Lucrări stiintifice medicină, veterinară vol. xli, Timisoara 443.

PEIRCE M.A. (1981). Current Knowledge of the hematozoa of raptors. In: COOPER J.E., GRENEWOOD A.G., eds. Recent advances in the study of raptor diseases. Keighly, England, Chiron publications Ltd, 15-19. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

PERMIN A., ESMANN J.B., HOJ C.H., HOVE T., MUKARATIR W.A.S. (2002). Ecto-endo and haemoparasites in free-range chickens in the Goromonzi District in Zimbabwe. Preventive Veterinary Medicine, 54 (3), 213–224. In DUBE S., ZINDI P., MBANGA J., DUBE C. (2010). A Study of Scavenging Poultry Gastrointestinal and Ecto-parasites in Rural Areas of Matebeleland Province, Zimbabwe. Asian Network for Scientific Information. International Journal of Poultry Science 9 (9): 911-915.

PINTO C., POSSATI M., VILLAÇA A., GUERIM L., SÁ-FREIRE L., SERRA-FREIRE N.M. (2001). Mallophaga on rustic hens and its relation to the plumage standard. Entomol. Vect., 8, 3, 295-301. In MORARIU S., BRĂILĂ P., COSOROABĂ I., DĂRĂBUS G.H., OPRESCU I., NARCISA M.M., MORARIU I.F. (2008). The prevalence of mallophagean species on gallinaceous birds from Caras-severin county. Lucrări stiintifice medicină, veterinară vol. xli, Timisoara 443.

PINTO L.J., COOPER R., KRAFT S.K. (2007). Bed bugs handbook. The complete guide to bed Bugs and their control. Pinto & Associates, Mechanicsville, Maryland. p 266. . In BERENGER J.M., DELAUNAY P., PAGES F. (2008). Les punaises des lits (Heteroptera, Cimicidae) : une actualité « envahissante ». Vecteur Trop. Med Trop; 68: 563-567.

POULSEN J., PERMIN A., HINDSBO O., YELIFARI L., NANSEN P., BLOCH P. (2000). Prevalence and distribution of gastro-intestinal helminthes and haemoparasites in young scavenging chickens in upper eastern region of Ghana, West Africa. Preventative Veterinary Medicine 45: 237–245. In SEHGAL R.N.M., VALKIUNAS G., IEZHOVA T.A., SMITH T.B. (2006). Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *leucocytozoon schoutedeni* and *trypanosoma gallinarum*. American society of parasitologists. J. parasitol, 92(6), p1336-1343.

PRELEZOV P.N., KOINARSKI V.T.S. (2006). Species variety and population structure of Mallophaga (Insecta: Phthiraptera) on chickens in the region of Stara Zagora. Bulg. J. Vet. Med., 9, No 3, 193-200. In MORARIU S., BRĂILĂ P., COSOROABĂ I., DĂRĂBUS G.H., OPRESCU I., NARCISA M.M., MORARIU I.F. (2008). The prevalence of mallophagean species on gallinaceous birds from Caras-severin county. Lucrări științifice medicină, veterinară vol. xli, Timisoara 443.

PRICE M.A., GRAHAM O.H. (1997). Chewing and sucking lice as parasites of mammals and birds. US Department of Agriculture Technical Bulletin No.1849. In DURDEN L.A. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p45-50, 52-53, 57; 63.

PRITCHARD M.H., KRUSE G.O.W. (1982). The collection and préservation of animal parasites. Technical Bulletin NO.1. The Harold W. Manter laboratory. University of Nebraska press. Lincoln and London. p94.

QIN Z.R., FUKATA T., BABA E., ARAKAWA A. (1995). Effect of *Eimeria tenella* infection on *Salmonella enteritidis* infection in chicken. Poultry sciences, 74:1-7. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

REYNAUD M.C., CHAUVE C.M., BEUGNET F. (1997). *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) : Reproduction expérimentale du cycle et essai de traitement par la moxidectine et l'ivermectine. Rev. Med. Vet-148 (5)-P. 433-438. In BON G. (2006). Le pou rouge des volailles *Dermanyssus gallinae* dans les élevages de poules pondeuses du Sud-Est de la France: Etude épidémiologique et expérimentale pour application en agriculture biologique. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n°35. p24-30.

ROTH M. (1980). Initiation à la morphologie, la systématique et la biologie des insectes. Initiations-documentations techniques, N°23. O.R.S.T.O.M. Paris, p125.

SABUNI Z.A., MBUTHIA P.G., MAINGI N., NYAGA P.N., NJAGI L.W., BEBORA L.C., MICHIEKA J.N. (2010). Prevalence of ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya. [Livestock Research for Rural Development 22 \(11\).](#)

SADIQ N.A., ADEJINMI J.O., ADEDOKUN O.A., FASHANU S.O., ALIM I.A.A., SOFUNMADE Y.T. (2003). Ectoparasites and haemoparasites of indigenous chicken (*Gallus domesticus*) in Ibadan and environs. Tropical Veterinarian 21: 187-191. In SABUNI Z.A., MBUTHIA P.G., MAINGI N., NYAGA P.N., NJAGI L.W., BEBORA L.C., MICHIEKA J.N. (2010). Prevalence of ectoparasites infestation in indigenous free-ranging village chickens in different agro-ecological zones in Kenya. [Livestock Research for Rural Development 22 \(11\).](#)

SALAM S.T., MIR M.S., KHAN A.R. (2009). Prevalence and seasonal variation of ectoparasite load in free-range chicken of Kashmir valley. Springer Science et Business Media B.V. Trop Anim Health Prod 41:1371-1376.

SALIFOU S., NATTA Y.A., ODJO AM., PANGUI L.J. (2008). Arthropodes ectoparasites du dindon (*Meleagris gallopavo*) dans le nord-ouest du Bénin. Pathologie parasitaire. Revue Elev. Méd. vét. Pays trop., 61 (3-4) : 185-189.

SARAKBY T. (1995). Some ideas to enhance poultry production in Yemen. Poultry middle east & North Africa, n° 123. p10-13. In BESSADOK A., KHOCHLEF I., EL GAZZAH M. (2003). Etat des ressources génétiques de la population locale du poulet en Tunisie. Tropicultura, 21, 4, 167-172.

SARTER G. (2004). Entre beldi et roumi : préférences des consommateurs urbains et production de poulets au Maroc. Cah. Agric., 3, 75-78. In MOULA N., MOUSSIAUX N., FARNIR F., DETILLEUX J., LEROY P. (2009). Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction: la poule *Kabyle* (*Thayazit lekvaeyel*). Ann. Méd. Vét.153, 178-186.

SAWYER R.H. et al. (1986). The Skin of Birds: Epidermis, Dermis and Appendages. Biology of the Integument. 2-Vetebrates. Bereiter-Hahn J., Matoltsy A-G. and Richards K.S.: 194-237. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

SAXENA A.K., KUMAR S., GUPTA N., SINGH S.K. (2004). Prevalence of phthirapteran ectoparasitic insects on domestic hens of Rampur (U.P). Department of Zoology India. Journal of Parasitic Diseases. Vol. 28 (1), p57-60.

SAXENA A.K., KUMAR A., SINGH S.K., SURMAN. (1995). Prevalence of *Menopon gallinae* Linne (Phthiraptera : Amblycera) on Poultry Birds of Garhwal. Journal of Parasitic Diseases, Vol. 19. 69-72. In KHAN M.N, NADEEM M, IQBAL Z, SAJID M.S., ABBAS R.Z. (2003). Review, Lice Infestation in Poultry. Department of veterinary parasitology, university of Agriculture, Pakistan. International journal of agriculture & biology. 1560-8530-05-2-213-216.

SCHAEFER C.W. (2000). Bed bugs (*Cimicidae*). In Heteroptera of Economic Importance. Ed. CW Schaefer, AR Panizzi, Boca Raton, FL : CRC Press ed. p519-38. In BERENGER J.M, DELAUNAY P, PAGES F. (2008). Les punaises des lits (Heteroptera, Cimicidae) : une actualité « envahissante ».Vecteur Trop. Med Trop; 68: 563-567.

SCHOFIELD C.J. (1994). Triatominae: biology and control. Eurocommunica, West Sussex. In KRINSKY W. l. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science (USA). p67-73; 79, 82-85.

SEHGAL R.N.M., VALKIUNAS G., IEZHOVA T.A., SMITH T.B. (2006). Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *leucocytozoon schoutedeni* and *trypanosoma gallinarum*. American society of parasitologists. J. parasitol, 92(6), p1336-1343.

SHELDON B.L. (2000). Research and development in 2000: Directions and priorities for the World's Poultry Science Community. Poultry Sci., 79: 147-158. In HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1ères Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

SHOKER N.I., TAWFEK N.S, IBRAHIM M.H., OSMAN E.S. (2001). Mites associated with some birds in El-Minia Governorate, Upper Egypt. Zoology Department, Faculty of Science, El-Minia University, Proceedings of the First International Conference (Egyptian British Biological Society, EBB Soc). Printed in Egypt. Modern Press, Cairo. Egyptian Journal of Biology, Vol. 3, pp 124-136.

SINGHAPOL C. (2003). Genetic characterization by microsatellite polymorphism in thai native chicken compare with broiler nad layer fowls. University of Technology. ISBN 974-533-292-5. p17.

SMART J.A. (1943). Handbook for the identification of insects of medical importance. British Museum (Natural History), London. In WALL R., SHEARER D. (2001). Veterinary Ectoparasites: Biology, Pathology and Control. Second edition, Blackwell Science. USA. p87; 104-106.

SMIT F.G.A.M. (1982). Siphonaptera. In Synopsis and classification of living organisms (S.P. Parker, édit.), Vol. II. McGraw-Hill, New York, 557-563. In DURDEN L.A., TRAUB R. (2002). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p103-113.

SMITH V.S. (2000). Avian louse phylogeny (Phthiraptera: Ischnocera): a cladistic study based on morphology. Division of Environmental and Evolutionary Biology, Institute of Biomedical and Life Sciences, University of Glasgow, G12 8QQ. p86.

SMITH K.E., QUIST C.F., CRUM J.M. (1997). Clinical illness in a wild turkey with *Laminosioptes cysticola* infestation of the viscera and peripheral nerves. Avian Dis. 41, 484-489. In BAKER D.G. (2007). Flynn's Parasites of Laboratoty Animals. Second edition. Blackwell Publishing. USA. p255-259; 263-274.

SONAIYA E.B., SWAN S.E.J. (2004). Production en aviculture familiale. Manuel FAO de Production et Santé Animales. Un manuel technique. Ed. FAO, Rome. IBS 92-5- 205082-5, p136. In FOTSA J.C. (2008). Caractérisation des populations de poules locales (*gallus gallus*) au Cameroun. Thèse doctorat d'agroparistech et de phylosophy. p74, 75.

SPEARMAN R.I.C., HARDY J.A. (1985). Integument. Form and Function in Birds. Vol 3. King A.S. and Mc Lelland J: 1-56. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

STETTENHEIM P. (1972). The integument of Birds. Avian Biology Farner D.S. and King J.R. **2:** 1-63. In OUZIAUX J. (2007). Particularité de la peau et de la Cicatrisation chez les oiseaux : Application aux plaies accidentelles. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. p17, 18; 23-29; 36-38; 42-45; 47.

TADELLE D., ALEMU Y., PETERS K.J. (2000). Indigenous chickens in Ethiopia : genetic potential and attempts at improvement. World Poultry Science Journal, 56, 45-54. In FOTSA J.C. (2008). Caractérisation des populations de poules locales (*gallus gallus*) au Cameroun. Thèse doctorat d'agroparistech et de phylosophy. p74, 75.

TAGER-KAGAN P., TIBAYRENC R., DJIBO G. (1992). Epidémiologie du parasitisme aviaire en élevage villageois dans la région de Niamey (Niger). Revue Elev. Méd. vét. Pays trop., 45: 139-147. In SALIFOU S., NATTA Y.A., ODJO AM., PANGUI L.J. (2008). Arthropodes ectoparasites du dindon (*Meleagris gallopavo*) dans le nord-ouest du Bénin. Pathologie parasitaire. Revue Élev. Méd. vét. Pays trop., 61 (3-4) : 185-189.

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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

THRELFALL W., BENNETT G.F. (1989). Avian Haematozoa. Wildl.J.12:3-16. In FROMONT E. (1993). Hématologie et parasites sanguins des rapaces, Etude chez les oiseaux en réhabilitation. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n° 19. p4-39.

TOUZET C. (2007). Particularités cliniques et difficultés thérapeutiques rencontrées chez les oiseaux et les reptiles de compagnie – apports de la Pharmacovigilance et étude de cas. Ecole Nationale Veterinaire De Lyon. p75-77.

TRAORE O. (1985). Les apports du projet développement aviculture villageoise sur l'amélioration sanitaire et la productivité avicole au Burkina faso. Thèse Méd. Vét. Université de Dakar, N°19, p132. In 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. Thèse doctorat d'état. Université Cheikh Anta Diop De Dakar. Ecole Inter-états Des Sciences Et Médecine Veterinaires (E.I.S.M.V). p35-40.

TRAORE A. (2006). Première évaluation de la structure et de l'importance du secteur avicole commercial et familial en Afrique de l'Ouest. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture. Rapport du Mali. p6-7.

TRIVEDI M.C., RAWAT B.S., SAXENA A.K. (1991). The distribution of lice (Phthiraptera) on poultry (*Gallus domesticus*). Zool. J. Linn. Soc., 132, 81-84. In MORARIU S., BRĂILĂ P., COSOROABĂ I., DĂRĂBUS G.H., OPRESCU I., NARCISA M.M., MORARIU I.F. (2008). The prevalence of mallophagean species on gallinaceous birds from Caras-severin county. Lucrări stiintifice medicină, veterinară vol. xli, Timisoara 443.

URQUHART G.M., ARMOUR J., DUNCAN J.L et al. (1987). Veterinary parasitology. Blackwell Science, Oxford. In WALL R., SHEARER D. (2001). Veterinary Ectoparasites: Biology, Pathology and Control. Second edition, Blackwell Science Ltd. p36-95.

USINGERR L. (1996). Monograph of Cimicidae (Hemiptera-Heteroptera). Thomas Say Monograph No. VII. Entomological Society of America, College Park, Maryland. In HOPLA C.E., DURDEN L.A., KEIRANS J.E. (1994). Ectoparasites and classification. Rev. sci. tech. Off. int. Epiz., 13 (4), 985-1017. p994, 995.

VALIENTE M.C., CHAUVE C., ZENNER L. (2005). Vectorial rôle of some dermanyssoid mites (Acari, Mesostigmata, Dermanyssidae). Parasite-12-P. 99-109. In BON G. (2006). Le pou rouge des volailles *Dermanyssus gallinae* dans les élevages de poules pondeuses du Sud-Est de la France: Etude épidémiologique et expérimentale pour application en agriculture biologique. Thèse Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France. n°35. p24-30.

VAN EEKEREN N., MAAS A., SAATKAMP H.W., VERSCHUUR M. (2006). L'élevage des poules à petite échelle. Agrodok 4. World's Poultry Science Association (WPSA). p9-12.

VAN RIPER C., et al. (1994). Plasmodia of birds. In Parasitic Protozoa (J.P.Kreier, Ed.), 2nd ed., Vol. 7, Academic Press, New York. p73-140. In FOSTER W.A., WALKER E.D. (2002). Mosquitoes (Culicidae). Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Science. USA. p206; 209; 217; 249; 251, 252.

VILAS BOAS FILHO D. (2008). Acaros associados a algumas aves domésticas, sinantropicas e silvestres da Região de Campinas, SP (Acari: Astigmata; Prostigmata e Mesostigmata). Capítulo 6. Ácaros calamícolos da galinha doméstica (*Gallus gallus domesticus* L.) de criação rústica, de Campinas, SP, com a descrição das primeiras ocorrências de *Gaudoglyphus minor* Nörner (Acari: Astigmata: Gaudoglyphidae) e *Paralges pachycnemis* Trouessart & Mégnin (Acari: Astigmata: Dermoglyphidae) no Brasil. Universidade estadual de Campinas. p74-88.

VOTYPKA J., SVOBODOVA M. (2004) *Trypanosoma avium* : experimental transmission from black flies to canaries. Springer-Verlag .Parasitol Res 92: 147-151.

WALL R., SHEARER D. (2001). Veterinary Ectoparasites: Biology, Pathology and Control. Second edition, Blackwell Science Ltd. p36-95; 104-106 ; 143-149; 155-158; 168-170.

WHEELER W.C., SCHUH R.T., BANG R. (1993). Cladistic relationships among higher groups of Heteroptera: congruence between morphological and molecular data sets. Entomol Scand; 24 :121-37. In BERENGER J.M, DELAUNAY P, PAGES F. (2008). Les punaises des lits (Heteroptera, Cimicidae) : une actualité « envahissante ».Vecteur Trop. Med Trop; 68: 563-567.

YOUSFI F. (2012). Faune parasitaire helminthique du tube digestif du poulet fermier (*Gallus gallus domesticus*, Linnaeus 1758) dans le nord-ouest d'Algérie, région d'Oran. Magister.

ZELEDONR., RABINOVICH J.E. (1981). Chagas' disease: an ecological appraisal with special emphasis on its insect vectors. Annu. Rev. Entomol, P 26, 101-133. In HOPLA C.E., DURDEN L.A., KEIRANS J.E. (1994). Ectoparasites and classification. Rev. sci. tech. Off. int. Epiz., 13 (4), 985-1017. p994, 995.

ZIDANE A. (2003). Typologie des élevages avicoles traditionnels dans la région de Chlef. Mémoire de Magister, Université de Mostaganem, p74. In HALBOUCHE M., DAHLOUM L., MOUATS A., DIDI M., GHALI S., BOUDJENAH W., FELLAHI A. (2009). Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-Ouest algérien. Caractérisation morphologique des animaux et des œufs. Actes des 1ères Journées D'étude Ressources Génétiques Avicoles Locales: Potentiel et Perspectives de Valorisation. 23-24 Juin. Mostaganem.

ANNEXES

ANNEXE 1

Fiche technique utilisée lors de l'échantillonnage.

N°:	Date:	Origine:	Observation :		
Genre et espèce:		sexe:	Poids:		
Hemoparasites					
Ectoparasites	Classe	Ordre	Espèce	nb/p	nbr/T/p
	Insectes				
	Arachnides	Acaréens			

ANNEXE 2

Préparation de la gélatine à base de cristaux de phénol : (Prithard et Kruse, 1982)

Elle préparée à partir de :

- 8g de granulés de gélatine
- 25ml d'eau distillée
- 50ml de Glycérol
- 0,1g de cristaux de phénol

La préparation se fait comme suit :

- Faire fondre les granulés de gélatine dans l'eau distillée pendant une heure ou plus,
- Mettre le mélange dans un bain mari à une température de 65 à 75°C,
- Ajouter le Glycérol puis les cristaux de Phénol,
- Mettre à nouveau le tout dans le bain mari pendant 30min
- Conserver la préparation dans un réfrigérateur, dans un flacon,
- Ne la faire sortir qu'avant l'utilisation, en la réchauffant dans un bain mari à 50°C.

ANNEXE 3

Préparation de la solution mère de GIEMSA : (OMS, 1993)

Elle est préparée à partir de :

- 3,8g de poudre de GIEMSA
- 250ml de Méthanol
- 250ml de Glycérol

La préparation se fait de préférence dans un flacon brun, propre, sec et de taille convenable.

- Verser le méthanol et ajouter la poudre du colorant,
- Fermer le flacon hermétiquement. Laisser la poudre s'enfoncer entre le méthanol et se déposer au fond du flacon,
- Agiter le flacon d'un mouvement circulaire pendant 2 à 3 minutes,
- Ajouter le glycérol et agiter à nouveau,
- Continuer à agiter 2 à 3 minutes toutes les demi-heures, au moins à 6 reprises,
- Pendant 2 à 3 jours, agiter le flacon 3 à 4 fois par jour jusqu'à ce que le colorant soit entièrement mélangé, et aussi agiter avant chaque usage,
- Etiqueter le flacon en mentionnant la date de la préparation de la solution mère,
- Conserver dans un endroit frais, à l'abri de la lumière solaire.

Résumé :

L'Elevage du poulet local 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. L'Ectoparasitisme et la Parasitémie, évalués au cours de notre étude, constituent l'un des obstacles qui empêche l'aviculture traditionnelle d'avoir une place économique importante.

Cette étude s'est déroulée de Novembre 2010 à Octobre 2011 et concerne 72 poulets collectés de façon aléatoire dans différentes fermes de la région d'Oran dont le mode d'élevage est extensif.

Le but de ce travail, réalisé au niveau du laboratoire de parasitologie pour la première fois à Oran, est de déterminer les caractéristiques de l'hôte (*G.gallus domesticus*, L), d'effectuer un inventaire des différentes espèces d'Ectoparasites et d'Hémoparasites et de déterminer l'abondance moyenne et la prévalence de ces parasites par mois et par saisons.

La récolte des **Ectoparasites** est réalisée selon trois méthodes : par congélation, à l'aide d'un insecticide, par l'utilisation d'Ether. D'autres méthodes sont appliquées spécifiquement aux Acariens tels que le prélèvement direct des Tiques à l'aide d'une pince, le prélèvement par raclage des pattes et du corps et par scission ou digestion du Calamus. La fixation des échantillons est réalisée dans l'Ethanol 70° et le montage est effectué dans le baume de Canada ou dans la gélatine à base de cristaux de Phénol.

Le prélèvement des **Hémoparasites** est obtenu à partir du sang prélevé au niveau du cœur ou d'une veine de l'aile et le frottis obtenu est fixé dans le méthanol et coloré au GIEMSA.

Au cours de notre analyse, huit espèces de Mallophages, sept espèces d'Acariens et trois genres d'Hémoparasites ont été identifiés. Tous les poulets sont infestés par au moins l'un des groupes de parasites identifiés Ectoparasites et/ou Hémoparasites.

L'étude statistique des résultats obtenus par le test de Kruskal-wallis, appliqué sur plusieurs espèces d'Ectoparasites (Mallophages ou Acariens) par mois et par saisons, révèle une différence non significative de l'abondance moyenne et de la prévalence. Par contre, concernant l'analyse de l'abondance moyenne et/ou de la prévalence pour une des espèces de Mallophages et d'Acariens sur plusieurs mois, révèle une différence significative.

La prévalence mensuelle et saisonnière des Hémoparasites est également non significative.

La présence permanente de ces parasites du poulet, liée au mode traditionnel de l'élevage pratiqué dans la région d'Oran, nécessite la mise en œuvre de mesures de lutte associant des traitements antiparasitaires des oiseaux à l'amélioration de l'hygiène de l'habitat et à la qualité de l'alimentation.

Mots clés :

Aviculture; Poulet domestique; Ectoparasites; Hémoparasites; Région d'Oran; Poulet de ferme; Insectes; Acariens; Protozoaires; Mallophages .