République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université de RELIZANE
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Biologiques

جامعة غليزان
RELIZANE UNIVERSITY

MEMOIRE

En vue de l'obtention du diplôme de MASTER en :

Parasitologie

Intitulé

Coproscopie des selles poulets dans la wilaya de Relizane

Présenté par :

Mlle : Abderrahmane Meriem
Mlle : Ben Yamina HaLima

Devant le jury composé de :

Présidente : Dr. Hanis Fawzia — Maître de conférence (B) (U. Relizane)
Examinatrice : Dr. Sebaa Sarra — Maître de conférence (A) (U. Relizane)
Encadrente : Dr.Nabti Ismahane — Maître de conférence (A) (U. Relizane)

Année universitaire : 2025-2026

Remerciement

Tout d'abord, nous remercions **Allah** le Tout-Puissant de nous avoir donné la force, la patience et le courage pour mener à bien ce travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude et nos sincères remerciements à notre encadrante, Mme **Nabti Ismahane,** pour son encadrement rigoureux, ses conseils judicieux, sa disponibilité constante ainsi que son soutien tout au long de la réalisation de ce travail. Son accompagnement a été précieux et a grandement contribué à la finalisation de ce mémoire.

Nous adressons également nos remerciements à toutes les personnes ayant contribué, de près ou de loin, à l'élaboration et à l'aboutissement de ce travail.

Enfin, nous remercions chaleureusement les membres du binôme, **Meriem** et **Halima,** pour leur collaboration, leur sérieux et leur esprit d'équipe tout au long de ce projet.

Dédicace

Grâce à la volonté de ***Dieu***, ainsi qu'à beaucoup de patience et de persévérance, je dédie ce mémoire du plus profond de mon cœur à tous ceux qui occupent une place précieuse dans ma vie :

-***À ma chère maman***, Les mots ne suffisent pas, et les expressions ne peuvent décrire ce que tu représentes pour moi. Tu es l'histoire qu'on ne peut raconter, la bénédiction qu'on ne peut compter, et la sécurité qui ne s'achète pas. Tu es ce cœur auprès duquel nous trouvons refuge lorsque nous sommes fatigués, et dont les prières apaisent nos peines lorsque la vie devient difficile. Tu es mon paradis sur terre et le secret de ma sérénité. Merci pour ton soutien et tes encouragements constants. J'espère qu'un jour je pourrai te rendre, ne serait-ce qu'une petite partie de tout ce que tu m'as offert. Que Dieu t'accorde bonheur et longue vie.

-À mon cher père, Papa, les mots ne suffisent pas pour te remercier de tous les sacrifices consentis pour mon éducation, ni pour tes conseils et ton immense amour. Que Dieu te protège, t'accorde santé, bonheur et longue vie.

-À mon oncle Mohamed, Que Dieu t'accorde une longue vie, te protège de tout malheur et guide tes pas.

-À mes chères sœurs, ***Malika*** et ***Manel***, Que Dieu remplisse vos vies de bonheur, de santé et de réussite. ***•À toute ma famille Benyamina•***

-À mon encadrante de mémoire, ***Madame Nabti Ismahan***, Merci pour chaque mot d'encouragement et pour tout le savoir que vous nous avez transmis avec générosité et bienveillance. Nous n'oublierons jamais votre soutien et nous vous souhaitons toujours réussite et succès.

-À ma chère amie et binôme Mariem, Je te souhaite beaucoup de réussite et de succès dans ta vie ainsi que dans ton parcours, inchallah.

-À mes amis et amies : ***Sara***, ***Soumia***, ***Zineb***, ***Khawla***, ***Dalila***, ***Nabila***, ***Hanenat***, ***Hadjira***, ***Kawthar***, ***Wafaa***, ***Habiba***, ***Nour***…… et la liste est encore longue.Je vous souhaite à tous beaucoup de réussite et de bonheur.Et à toute la promotion de ***Master 2 Parasitologie 2025 / 2026.***

Ben Yamina HaLima

Dédicace

Je dédie ce modeste travail, avant tout, à ***Allah*** le Tout-Puissant, qui m'a accordé la santé, la volonté, la patience et le courage nécessaires pour mener à bien ce travail.

À mes très chers parents, Aucun mot ne saurait exprimer ma profonde gratitude et mon immense amour envers vous. Merci pour tous vos sacrifices, votre soutien inconditionnel, vos prières et vos encouragements qui ont illuminé mon chemin tout au long de mes études. Que Dieu vous protège et vous accorde une longue vie.

Une pensée toute particulière ***à ma très chère maman***, Toi qui as toujours été mon plus grand soutien, celle qui est restée à mes côtés dans tous les moments de ma vie. Tu as partagé avec moi mes peines avant mes joies, tu as pleuré avec moi, ri avec moi, et tu ne m'as jamais laissée seule. Tu m'as soutenue plus que quiconque et tu m'as toujours donné la force d'avancer. Aucun mot ne pourra exprimer l'amour, la reconnaissance et le respect que je te porte. Que Dieu te protège et te récompense pour tous les sacrifices que tu as faits pour moi.

À mes frères et sœurs, Pour leur affection, leur présence et leur soutien moral dans les moments difficiles comme dans les moments de joie.

Une dédicace toute particulière à mon cher frère Ali, Qui, malgré l'éloignement et la distance, n'a jamais cessé de me soutenir, de m'encourager et de croire en moi. Que Dieu lui facilite sa vie, lui accorde la réussite et le bonheur dans tout ce qu'il entreprend.

À la famille Abderahmane, Pour leur soutien, leurs encouragements.

À Benazouze, Ainsi qu'à toutes les personnes qui m'ont aidée et soutenue, de près ou de loin, durant la réalisation de ce projet. À toute ma famille, mes proches et mes amis, Pour leur aide, leurs conseils et leur soutien précieux.

À mon encadrante, Mme Nabti Ismahan, Pour sa disponibilité, ses précieux conseils, sa patience et son accompagnement tout au long de la réalisation de ce mémoire.

À ma chère binôme, Halima, Avec qui j'ai partagé ce travail, les efforts, les difficultés. Merci pour ta collaboration, ton sérieux et ton esprit d'équipe. Enfin, je dédie ce travail à toute personne ayant contribué, de près ou de loin, à ma réussite et à l'aboutissement de ce mémoire.

Abderrahmane Meriem

Table des matières

Remerciement ……I

Dédicace ……II

Résume……VII

Liste des figures……X

Introduction 1

Chapitre 01 : Généralités sur l'aviculture

1. Généralités sur l'aviculture : 2

1.1 Aperçu général sur le poulet : 2

1.1.1 Systématique : 2

1.1.2 Morphologie et biologie : 3

1.1.3 Tube digestif du poulet : 3

-Les étapes de digestion : 4

1.2 Mode d'aviculture en Algérie : 5

1.2.1 L'aviculture traditionnelle : 5

1.2.2 L'aviculture moderne : 6

Chapitre 02 : Principaux parasites digestifs du poulet

1. Principaux parasites digestifs du poulet 7

1.1 Le parasitisme digestif chez les poulets : 7

1.2 Les protozoaires : 7

1.2.1 La coccidiose : 7

1.2.1.1 Morphologie des coccidies de poulet : 8
A-L'oocyste : 8
B-Trophozoïte : 10
C- Caractéristiques générales des espèces d'*Eimeria* chez la poule : 10
1.2.1.2 Cycle de vie des coccidies : 10
1.2.2 La cryptosporidiose aviaire : 11
1.2.2.1 Morphologie du parasite : 12
1.2.2.2 Signe de parasite : 12
1.3 Les métazoaires : 12
1.3.1 Les helminthes : 13
1.3.1.1 Nématodoses : 13
-A- L'ascaridioses : 13
-Morphologie : 14
-Cycle de vie : 15
1.3.1.2 Les cestodes : 16
A-Genre *Davainea* : 16
B-Genre *Raillietina* : 17
1.3.1.3 Les trématodes : 17
- A-Famille des *Echinostomatidae* : 17

Chapitre 03 : Principales techniques de diagnostic coproscopique

1. Principales techniques de diagnostic coproscopique 18
1.1 Définition d'examen parasitologique des selles (EPS) : 18
1.2 Examens directs : 18
1.2.1 Examen macroscopique : 18
1.2.2 Examen microscopique direct : 18

A-État frais : 18
B- Techniques de coloration : 19
1- Coloration de Lugol : 19
2- Bleu de méthylène : 19
1.3 Méthodes microscopiques de concentration des parasites : 19
Principe générale : 19
1.3.1 Les méthodes physiques : 20
1.3.1.1 Technique par sédimentation : 20
A-Sédimentation simple multiple : 20
B-Sédimentation-centrifugation : 20
C-Sédimentation en eau glycérinée (technique de Faust -Ingallas) : 20
1.3.1.2 Technique de flottation : 21
A-Technique de Willis Pertinence : 21
B-Technique de Faust simplifiée : 21
C-Technique de Janeckso-Urbanyl : 21
1.3.2 Les méthodes physico-chimiques ou méthodes diphasiques : 22
A-Technique de Bailenger : 22
-La technique : 23
B-Technique de Telemann Rivas : 23
C-Technique de Ritchie simplifiée (éther-formol) : 24
1.3.3 Les méthodes mixtes : 25
1.3.3.1 Technique de Junod modifiée : 25
1.3.3.2 Technique spéciale : 25
A-Scotch-test anal : 25
B-Méthode de Baermann : 26
C-Coproculture des helminthes : 27
-Culture sur charbon en boîte de pétri : 27
-Culture sur papier buvard en boîte de pétri : 27

-Culture sur papier buvard en tube à essai : 27
D-Recherche d'oocystes de cryptosporidies : 27
-Technique de Ziehl-Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz : 27
1.3.3.3 Technique de numération des œufs d'helminthes : 28
1-Technique de Kato-Katz : 28
2-Technique de Mc-master : 29

Partie pratique

Partie pratique 34
Matériel et méthodes 35
1. Objectif de travail : 35
2. Zone d'étude : (Figure 17) 35
3. Choix de la zone d'étude : 36
4. Échantillonnage : 36
5. Conservation des fèces : 37
6. Matériel et Réactifs : 37
6.1 Matériel : 37
6.2 Réactifs : 38
7. Techniques de coproparasitologie : 38
7.1 Examen macroscopique : 39
7.2 Examen microscopique : 39
7.2.1 Examen microscopique direct : 39
•Examen à l'état frais : (Figure 19) 39
7.2.2 Examen microscopique direct après coloration : 40
•Coloration au Lugol : (Figure 20) 40
•Coloration au bleu méthylène : 41
7.2.3 Technique de Flottation : (Figure 21) 41

•Méthode de Willis : 41
•Méthode de Faust simplifiée : 42
7.2.4 Technique de sédimentation sans centrifugation : 43
7.2.5 Technique de sédimentation avec centrifugation : (Figure 23) 43
7.2.6 Technique de Ritchie simplifiée (éther–formol) : 44
8. Lecture : (Figure 25) 45
9. Résultats : 46
9.1 Résultats d'échantillonnage : 46
9.2 Résultats de l'examen parasitologique 47
10. Interprétation 50
11. Discussion : 52
12. Conclusion : 54

الملخص

تحتلّ تربية الدجاج مكانة مهمة في الإنتاج الحيواني، إلا أنها تتأثر في كثير من الأحيان بالعديد من الطفيليات الهضمية المسؤولة عن خسائر اقتصادية وصحية. يُعدّ الفحص البرازي الطفيلي (Coproscopie) وسيلة أساسية لتشخيص هذه الإصابات الطفيلية من خلال تحليل عينات البراز والبحث عن البيوض، الأكياس البيضية(Oocystes) ، والأكياس الطفيلية (Kystes) . يهدف هذا العمل إلى دراسة الطفيليات الهضمية لدى الدجاج في ولاية غليزان بالاعتماد على الفحوصات البرازية الطفيلية. وقد أظهرت النتائج المتحصل عليها وجود أنواع مختلفة من الطفيليات، لاسيما الكوكسيديا،

والديدان الأسطوانية (النيماتودا)، وبعض الديدان الشريطية (السيستودا). تبرز هذه الدراسة أهمية التشخيص البرازي الطفيلي في المراقبة الصحية لتربية الدواجن والوقاية من الأمراض الطفيلية

Résumé

L'élevage des poulets occupe une place importante dans la production animale, mais il est souvent affecté par plusieurs parasites digestifs responsables de pertes économiques et sanitaires. La coproscopie constitue une méthode essentielle pour diagnostiquer ces parasitoses à travers l'analyse des selles et la recherche des œufs, oocystes et kystes parasitaires.

Ce travail a pour objectif l'étude des parasites digestifs chez les poulets dans la wilaya de Relizane par des examens coproscopiques. Les résultats obtenus ont révélé la présence de différents parasites, notamment les coccidies, les nématodes et certains cestodes. Cette étude souligne l'importance du diagnostic coproscopique dans la surveillance sanitaire des élevages avicoles et la prévention des maladies parasitaires.

Abstract

Chicken farming plays a significant role in animal production, but it is frequently affected by several intestinal parasites that cause economic and health losses. Coproscopy is an essential method for diagnosing these parasitic infections through fecal analysis and the detection of parasitic eggs, oocysts, and cysts. This study aimed to investigate intestinal parasites in chickens in the Relizane province using coproscopy. The results revealed the presence of various parasites, including coccidia, nematodes, and certain cestodes. This study highlights the importance of coproscopy diagnosis in the health monitoring of poultry farms and the prevention of parasitic diseases.

Liste des figures

Figure 1: Morphologie du coq et de la poule (Camille, 2018). 3
Figure 2: Vue latérale du tractus digestif du poulet (Guérin et al., 2012). 5
Figure 3: Elevage traditionnel du poulet (photo personnelle). 6
Figure 4: Elevage moderne de poulet (Chelaghma, 2024). 6

Figure 5: *Eimeria* spp. Du poulet (Castañón et al., 2007). 8
Figure 6: Oocystes non sporulé D'*Eimeria* (Gabitodorean, 2019). 9
Figure 7: Oocystes sporulés d'*Eimeria tenella* (Avi et al., 2023). 9
Figure 8: Cycle de vie d'Eimeria spp (Avi et al., 2023). 11
Figure 9: Œuf d'*Ascaris* contenant une larve infectieuse (à gauche) et œuf d'*Ascaris* dont la masse est morte (Veronika, 2020). 14
Figure 10: Caractéristiques morphologiques d'*Ascaridia galli* (Ritu et al, 2024). 15
Figure 11: Cycle évolutif d'*Ascaridia galli* (Rocha, 2018). 16
Figure 12:Méthode de baermann 26
(Anofel et al., 2022). 26
Figure 13: Schéma technique de KATO-KATZ (Abdallahi, 2024). 29
Figure 14: Remplissage d'une lame McMaster en évitant la formation du bulles d'air (Ayres et al., 1997). 31
Figure 15: Lame McMaster de l'ancièn modèle : un volume de 0,15 ml est emprisonné sous chaque micromètre (Ayres et al., 1997). 32
Figure 16: Lame McMaster du nouveau modèle : un volume de 0.15 ml est emprisonné sous l'unique micromètre (Ayres et al., 1997). 32
2. Zone d'étude : (Figure 17) 35
Figure 17: Carte topographique de la wilaya de Relizane 35
Figure 18 : Prélèvement des selles (Photo personnelle, 2026). 37
Figure 19 : Examen parasitologique des selles à l'état frais par NACL 0.9% (Photo personnelle, 2026). 40
Figure 20: Réalisation de l'examen parasitologique des selles par coloration au Lugol (goutte épaisse) (Photo personnelle, 2026). 41
Figure 21 : Réalisation de la technique de flottation (Photo personnelle, 2026). 42
Figure 22 : Préparation de l'eau physiologique NACL (Photo personnelle, 2026). 42
Figure 23: Réalisation de la technique de sédimentation avec centrifugation (Photo personnelle, 2026). 44
Figure 24: Réalisation de la technique de Ritchie simplifiée (Photo personnelle, 2026). 45
Figure 25 : Microscope inversé « Optika Vision Lite 2.1 » relié à un ordinateur équipé d'un logiciel de mesure des œufs (Photo personnelle, 2026). 45

Liste des tableaux

Tableau 1: Caractéristiques général d'*Eimeria* (El-Shall et al., 2022)..... 10
Tableau 2: Paramètres climatiques et informations relatives aux échantillons de coproscopie aviaire 47
Tableau 3:Résultats des analyses parasitologiques réalisées sur 16 échantillons (E1 à E16), mettant en évidence les parasites présents dans les selles de poules..... 48

Introduction

L'élevage de poulet est une activité agricole vitale qui occupe une place centrale dans la sécurité alimentaire à l'échelle mondiale. Depuis des millénaires, les humains ont domestiqué les poules pour leur chair et leurs œufs, transformant ces oiseaux en une ressource de protéines largement disponible et nutritive. Actuellement, l'élevage de poulet s'impose comme l'un des secteurs les plus dynamiques et à forte croissance dans le domaine agricole, répondant ainsi à la demande grandissante de produits avicoles au niveau global (Mottet & Tempio, 2017)

Les parasites internes et externes sont particulièrement fréquents dans les régions tropicales et subtropicales. Ils peuvent affaiblir significativement les oiseaux et, dans certains cas, favoriser l'apparition ou la transmission d'autres agents pathogènes au sein du troupeau. Les ectoparasites provoquent des irritations cutanées, une perte de plumage et un inconfort chronique, entraînant une diminution de l'ingestion alimentaire et des performances zootechniques. Les endoparasites, notamment les helminthes, affectent l'appareil digestif et perturbent l'absorption des nutriments, ce qui conduit à un amaigrissement et à une baisse de productivité. Les principaux parasites internes rencontrés chez les volailles incluent les nématodes, les cestodes et les protozoaires coccidiens (Saif, 2008). Sur le plan médical, il convient de noter la mortalité élevée entraînée par la coccidiose ainsi que les cas d'infections massives par les helminthes digestifs (Morel, 1983).

Dans ce contexte, la coproscopie constitue une méthode essentielle de diagnostic des parasites intestinaux. C'est une technique de diagnostic parasitologique qui consiste à examiner les selles afin de mettre en évidence des éléments parasitaires tels que les œufs, les kystes, les larves ou les oocystes. Elle est largement utilisée en médecine vétérinaire (Beugnet et al., 2021a).

L'objectif principal de ce travail est d'étudier les parasites digestifs chez les poulets à travers l'analyse coproscopique des matières fécales dans différentes régions de la wilaya de Relizane. Cette étude vise également à :

-Identifier les principaux parasites digestifs présents chez les volailles.

-Déterminer la fréquence des différents œufs, oocystes et kystes parasitaires observés.

-Mettre en évidence l'intérêt de la coproscopie comme méthode de diagnostic parasitologique en aviculture.

-Contribuer à une meilleure connaissance de l'état parasitaire des élevages avicoles a Relizane, afin d'améliorer la prévention et le contrôle des parasitoses.

1. Généralités sur l'aviculture

L'élevage de volailles est la meilleure option pour débuter une activité d'élevage à la ferme. C'est une activité aisée à administrer, adaptable et assez fructueuse, que ce soit pour l'élevage de volailles destiné aux œufs, à la viande ou encore à la reproduction. Elever un troupeau de poules et les alimenter avec des produits provenant de la ferme ou acquérir des matières premières auprès de producteurs plus commerciaux pour nourrir ses volailles, tout en exploitant les opportunités du marché pour générer un revenu substantiel à partir de cette activité (Robin, 2005).

Dans de nombreux pays, il est de bon ton d'offrir un repas comprenant de la viande à ses hôtes, généralement de volaille. Il arrive que les hôtes offrent une volaille vivante à emporter chez eux en signe de considération. Les volailles et les produits avicoles sont commercialisés pour financer des objets permettant à la famille de s'engager pleinement dans les activités communautaires (Robin, 2005).

1.1 Aperçu général sur le poulet

La poule (*Gallus Gallus*) est une volaille domestique descendant principalement du coq sauvage rouge de la jungle, originaire d'Inde. Les poules sont élevées dans le monde entier pour leur chair et leurs œufs. Elles ont une silhouette trapue et arrondie, mesurent moins de 70 cm au garrot et pèsent en moyenne 2,6 kg. Les coqs et les poules sont reconnaissables à leur crête charnue, leurs barbillons lobés et leur queue arquée. Les poules peuvent pondre jusqu'à 300 œufs par an, et les poussins grandissent vite, leur plumage étant complet en quatre à cinq semaines. Bien qu'il existe des centaines de races, les élevages commerciaux privilégient quelques races sélectionnées, comme la leghorn blanche et le Cornish Cross (Encyclopaedia Britannica, 2026).

1.1.1 Systématique

Règne : Animalia (animal)

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata (vertébrés)

Classe : Aves (oiseaux)

Ordre : Galliformes (Gallinacés)

Famille : Phasianidae (Phasianidés)

Genre : *Gallus*

1.1.2 Morphologie et biologie

Les poulets appartiennent à la famille des *Gallinacés*, des oiseaux terrestres dont l'anatomie est spécifiquement adaptée à la vie au sol. Leur morphologie se caractérise par un corps massif soutenu par des membres inférieurs puissamment musclés tandis que leurs ailes réduites ne leur permettent que de courts déplacements aériens (Figure 1). Bien que leur squelette présente un sternum fortement échancré à la crête peu saillante, leurs os conservent une faible densité grâce à une forte aération. Enfin, leur tête est typiquement ornée de crêtes, de barbillons ou de huppes, et dispose d'un bec court, robuste et légèrement incurvé. Le dimorphisme sexuel est très marqué. Les poules sont très prolifiques, mais leur intelligence est réduite et elles peuvent avoir plusieurs partenaires. La reproduction des poules se fait par l'intermédiaire des œufs. Cela se produit lorsque la poule est inséminée naturellement par le coq ou de manière artificielle. La ponte commence généralement à l'âge de 5 à 6 mois chez les races améliorées de poules. Les poules peuvent pondre des œufs sans insémination. Cependant, un œuf de poule ne donnera naissance à un poussin que s'il a été fécondé. Il faut ensuite le maintenir à une température de 17 à 19 degrés celsius pendant 21 jours. Cette opération s'appelle la couvaison. Elle peut se produire naturellement lorsque la poule couveuse incube elle-même l'œuf. Sinon, elle peut se faire de manière artificielle dans des appareils appelés incubateurs (Diop, 1982).

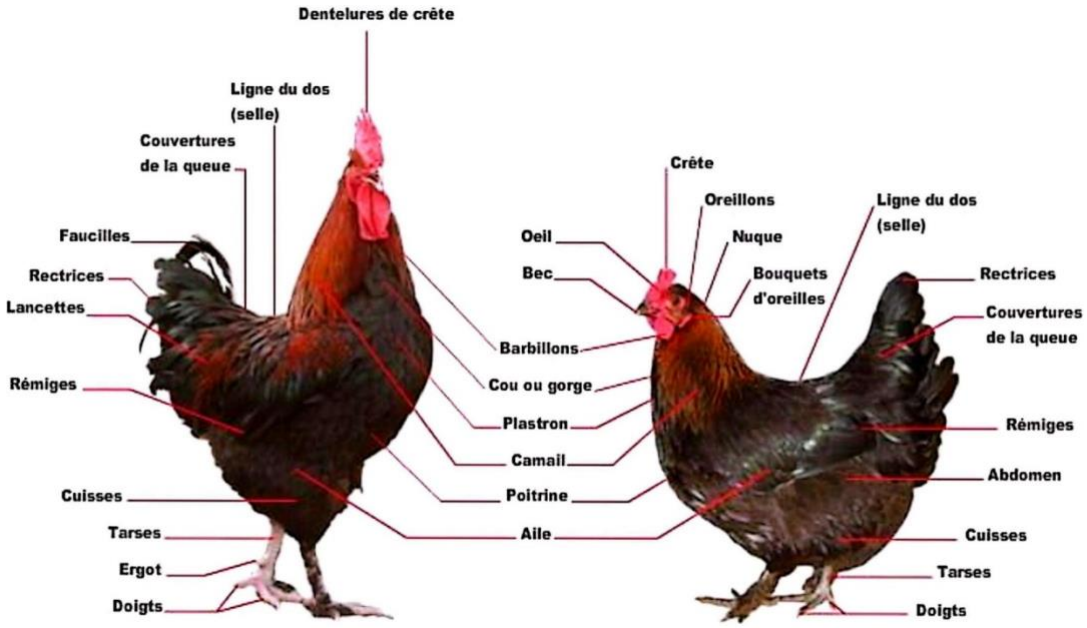


Figure 1: Morphologie du coq et de la poule (Camille, 2018).

1.1.3 Tube digestif du poulet

Le tube digestif est composé d'une série d'organes fonctionnels qui assurent l'ingestion, le transport et la digestion des aliments grâce à une succession de processus mécaniques et chimiques. Au cours de ce processus, les aliments sont décomposés en éléments plus simples

qui peuvent être absorbés par le sang. Les déchets issus de la digestion sont expulsés par l'anus. Le diamètre du tube digestif varie d'un individu à l'autre et ses composantes sont : le bec, l'œsophage, le jabot, l'estomac, les intestins, le cloaque et l'anus. Le tube digestif d'un poussin mesure environ 85 centimètres de long, tandis que celui d'un oiseau adulte peut atteindre plus de 2 mètres (Figure 2) (Bonou, 1987).

-Les étapes de digestion

1-Tout commence dans la bouche. La bouche est composée du bec et d'une langue cornée. Ces deux éléments sont très utiles pour attraper les aliments. Les poules mangent des vers, des insectes, des graines, de l'herbe, etc. les poules n'ont pas de dents. Mais cela ne pose pas de problème pour leur digestion.

2-Les aliments passent de la bouche à l'œsophage. Ensuite, ils descendent dans le jabot. Le jabot est une poche souple et étirable. C'est là que commence le processus de digestion. Le jabot sert à stocker les aliments tout au long de la journée. Les aliments peuvent y rester même la nuit, pendant jusqu'à 12 heures. Les poules ne se nourrissent pas la nuit. Elles n'en ont pas besoin. En fin de journée, les poules prennent des réserves de nourriture avant de rentrer dans leur poulailler.

3-La nourriture passe du jabot à l'estomac, qui est composé de deux parties : le proventricule et le gésier. Le proventricule produit de l'acide chlorhydrique et des enzymes digestives pour décomposer la nourriture que la poule mange. Le gésier est un muscle très fort qui écrase les aliments avec de petits cailloux qu'il contient, car les poules n'ont pas de dents. Ces petits cailloux sont essentiels pour la digestion. La poule les absorbe tous les jours lorsqu'elle se déplace. Si son environnement ne lui fournit pas suffisamment de cailloux, il est parfois nécessaire de les ajouter à sa nourriture sous forme de grit.

4-La nourriture passe ensuite du gésier dans l'intestin, où elle est davantage décomposée grâce à la bile du foie et aux sécrétions du pancréas. Il est important de noter que les caecas, qui sont deux sacs étroits semblables à notre appendice, jouent un rôle crucial dans la dégradation des aliments en raison des bonnes bactéries qui s'y développent. C'est à cet endroit que les fientes cæcales sont évacuées.

5-Enfin, les résidus restants se dirigent vers le cloaque, où les substances non digérées sont évacuées sous forme de fientes (Goriaux, 2024).

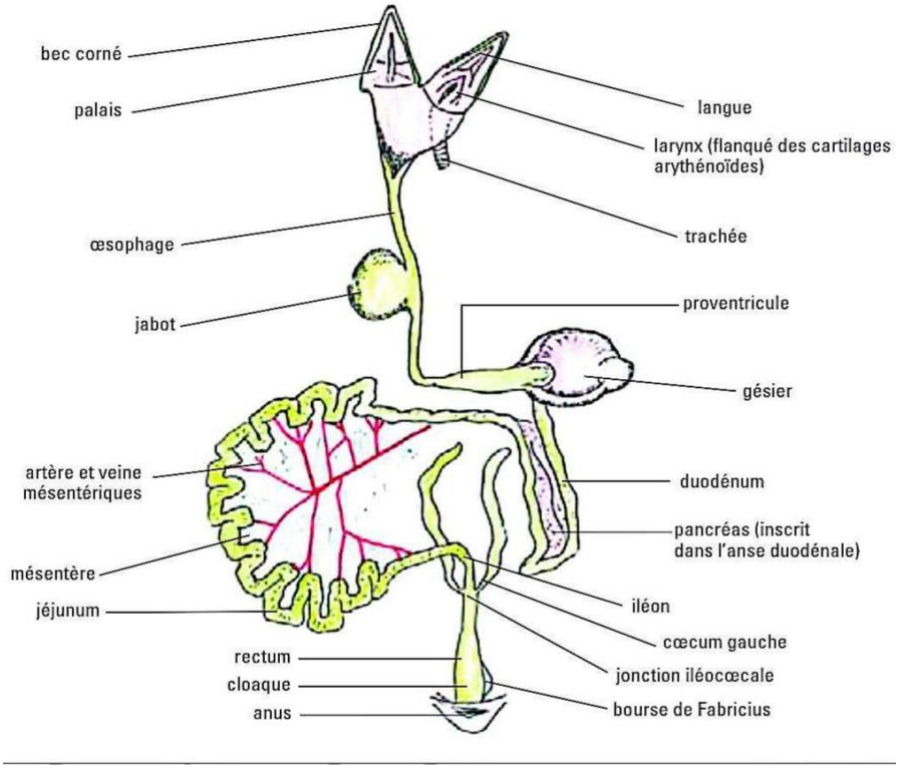


Figure 2: Vue latérale du tractus digestif du poulet (Guérin et al., 2012).

1.2 Mode d'aviculture en Algérie

Sans conteste, l'élevage de volailles est la section des productions animales en Algérie qui a connu le plus grand progrès au cours des quinze dernières années. De l'indépendance en 1962 jusqu'en 1970, cette activité demeurait principalement de nature agricole, sans organisation véritablement structurée. À l'époque, les produits d'origine animale, et plus précisément ceux dérivés de l'élevage de volailles, tenaient une position très restreinte dans le régime alimentaire des Algériens. Une étude nationale initiale conduite en 1966-1967 a révélé que l'alimentation fournissait approximativement 7,8 g/jour de protéines d'origine animale. Une autre étude, réalisée entre 1979 et 1980, a estimé cette contribution à un niveau supérieur, s'alignant sur les recommandations de la FAO et de l'OMS pour les pays en développement, établies à 76 g par jour. Cette augmentation de la consommation de protéines animales est essentiellement due à l'importance accordée au développement du secteur avicole (Fenardji, 1990).

1.2.1 L'aviculture traditionnelle

L'aviculture familiale est un mode d'élevage de volailles réalisé à petite échelle par les ménages. Elle utilise principalement les ressources locales, aussi bien pour l'alimentation que pour la main-d'œuvre (Figure 3). Les volailles circulent librement dans l'exploitation et trouvent elles-mêmes une partie de leur nourriture, tandis que l'éleveur leur fournit un complément alimentaire (Senger, 2003).



Figure 3: Elevage traditionnel du poulet (photo personnelle).

1.2.2 L'aviculture moderne

Ces systèmes sont employés par des entreprises de taille intermédiaire à grande, mais on les retrouve aussi dans le cadre familial. Les oiseaux sont totalement confinés dans des bâtiments ou des cages (Figure 4). L'investissement initial est plus important et les oiseaux sont totalement dépendants de l'éleveur pour répondre à leurs besoins ; cependant, le taux de production est supérieur par rapport aux élevages traditionnels (Senger, 2003).

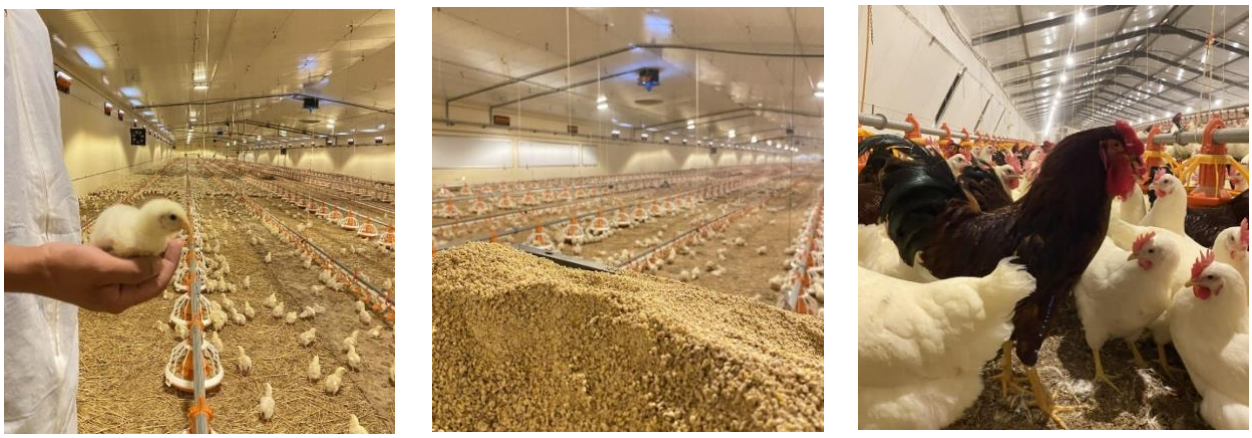


Figure 4: Elevage moderne de poulet (Chelaghma, 2024).

1. Principaux parasites digestifs du poulet

1.1 Le parasitisme digestif chez les poulets

On définit le parasitisme digestif comme l'infestation par des parasites dans les diverses sections du système digestif de la cavité buccale jusqu'au cloaque, les helminthoses et les coccidioses sont les principales maladies parasitaires qui affectent les volailles.

Les Helminthoses chez la poule sont causées par l'existence et la prolifération de vers pathogènes qui appartiennent aux classes des nématodes ou des cestodes dans son système digestif (Senger, 2003), ou plus rarement des trématodes (Cribb & O'Callaghan, 1992).

Les Coccidioses chez les poulets sont des infections protozoaires intestinales causées par la présence et la prolifération de *Sporozoasidae* du genre *Eimeria* au sein des cellules épithéliales intestinales (Fortineau & Troncy, 1985).

Les Acanthocéphales sont des vers parasites intestinaux des vertébrés, caractérisés par un rostre muni de crochets leur permettant de se fixer à la paroi intestinale (Jean, 2026). Chez la poule, les infestations par ces vers sont rares et exceptionnelles (Senger, 2003).

1.2 Les protozoaires

Les protozoaires, qui tirent leur nom du grec où « protos » signifie premier et « zoôn » signifie animal, sont des organismes unicellulaires microscopiques mesurant de 1 à 100 µm. Ce sont des eucaryotes hétérotrophes dépourvus de chlorophylles, qui s'alimentent par osmose pour les formes parasitaires ou par phagocytose pour les formes libres. Une cellule hautement spécialisée, à elle seule, peut assumer toutes les fonctions essentielles à la vie. Pour survivre, les protozoaires doivent réaliser divers processus tels que le mouvement, la digestion, la respiration, l'élimination de leurs déchets par excrétion et la reproduction. Ainsi, leur unique cellule est beaucoup plus complexe comparée à celles observées chez les métazoaires. Ils résident uniquement dans l'eau, dans les terrains humides ou à l'intérieur d'un être vivant (dans le mucus pulmonaire, l'intestin, la panse de divers animaux) (Beaumont & Cassier, 2004).

1.2.1 La coccidiose

La coccidiose, provoquée par des protozoaires du genre *Eimeria*, constitue la parasitose la plus courante chez les poulets. Les individus dans un poulailler peuvent souffrir d'une coccidiose, une maladie hautement transmissible qui entraîne de graves complications intestinales et

caecales. Cette pathologie se manifeste par une malabsorption et une entérite, accompagnées d'une dégradation des performances qui s'accompagne d'une hausse de l'indice alimentaire, d'une détérioration de la qualité de la litière, d'une baisse du bien-être animal (augmentation des cas de pododermatites) et elle favorise l'émergence de l'entérite nécrotique due au *Clostridium perfringens* (Blake et al., 2020). On identifie sept espèces d'*Eimeria* qui sont courantes et susceptibles d'infecter les poulets (*Gallus gallus domesticus*) : (a) *E. maxima, (b*) *E. brunetti*, (c)*E. tenella, (d*)*E. necatrix*, (e)*E. praecox, (* f)*E. acervulina* et (g)*E. mitis*. (Figure 05) (Hafez, 2008).

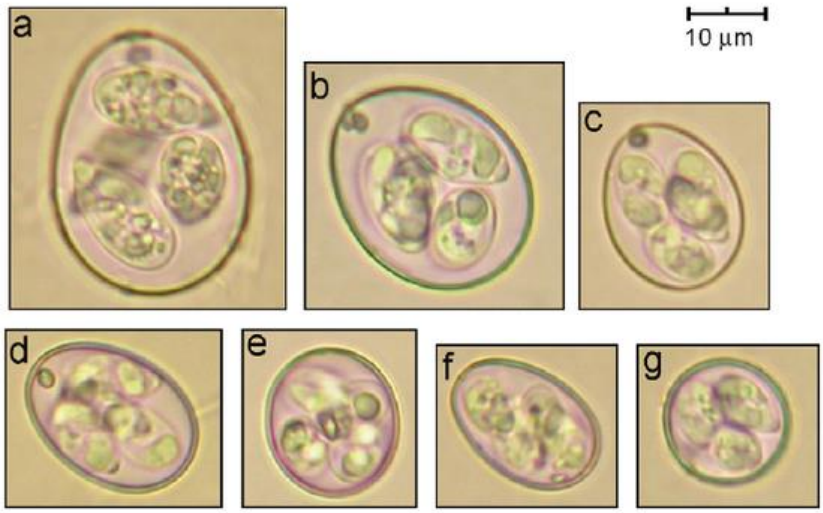


Figure 5: *Eimeria* spp. Du poulet (Castañón et al., 2007).

1.2.1.1 Morphologie des coccidies de poulet

A-L'oocyste

L'oocyste représente la forme non sporulée ou libre d'*Eimeria*. Elle se transforme en forme sporulée infectieuse en quelques jours. Les descriptions suivantes concernent les formes sporulées et non sporulées de l'oocyste.

-L'oocyst non sporulé : sa forme est ovale,Il est partiellement rempli par une cellule globuleuse, le sporonte, dont le noyau est difficilement discernable (Figure 06). La paroi oocystale est inaltérable et extrêmement robuste face aux substances chimiques, sa composition se divise en 67% de peptides, 14% de lipides et 19% de glucides. Les protéines possèdent une nature soufrée . Les composantes de cet oocyste s'organisent en deux enveloppes :

•Une enveloppe interne de 10 nm d'épaisseur, de nature lipoprotéique, résistante et imperméable aux substances hydrosolubles.

•Une enveloppe externe, lisse, de 90 nm d'épaisseur, de nature glycoprotéique, assez fragile. Elle est limitée par une structure linéaire, non documentée jusqu'ici, et qui semble jouer un rôle dans le processus infectieux (Mouafo et al., 2000).

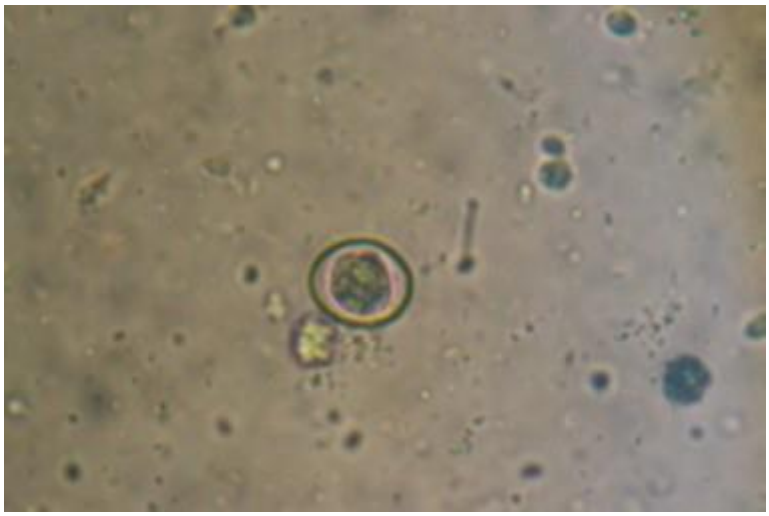


Figure 6: Oocystes non sporulé D'*Eimeria* (Gabitodorean, 2019).

-L'oocyste sporulé : contient quatre sporocystes (le sporocyste étant une seconde enveloppe de protection) contenant chacun deux sporozoïtes (les éléments invasifs) (Figure 07).

Le sporocyste peut présenter un léger renflement de sa partie apicale : c'est le corps de Stieda. Un globule réfringent est parfois présent dans la partie apicale de l'oocyste. Des corps résiduels peuvent être présents dans l'oocyste et dans les sporocystes (Bouhelier, 2024).

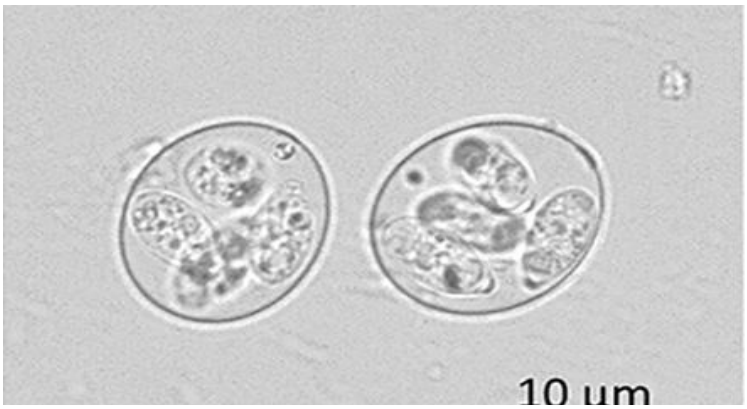


Figure 7: Oocystes sporulés d'*Eimeria tenella* (Avi et al., 2023).

B-Trophozoïte

Dérivé du grec trophein, qui signifie nourrir. Une fois entré dans la cellule et situé dans sa vacuole parasitaire, le sporozoïte se métamorphose en trophozoïte. Il est similaire au sporozoïte. Il a une forme fusiforme et contient des organelles caractéristiques du sporozoïte extracellulaire, telles que les rhoptries et les micronèmes, cependant il ne présente pas de complexe apical. On note la présence d'hétérochromatines à la fois diffuses et périphériques (Avi et al., 2023).

C- Caractéristiques générales des espèces d'*Eimeria* chez la poule

Tableau 1: Caractéristiques général d'*Eimeria* (El-Shall et al., 2022).

Caractéristique	**Description**
Type	Protozoaire intracellulaire obligatoire
Classification	Phylum Apicomplexa
Hôte principal	Poulet (volaille)
Cycle biologique	Direct (monoxène)
Stade infectieux	Oocyste sporulé
Transmission	Fécale-orale (ingestion des oocystes)
Reproduction	Asexuée (schizogonie) + sexuée (gamogonie)
Pathogénicité	Destruction des cellules intestinales → diarrhée, amaigrissement
Site d'infection (Selon espèce)	*E.tenella*: caeca/ *E.necatrix*: jéjunum +caeca/ *E.acervulina*: duodénum /*E.maxima*: jéjunum/ *E.brunetti*: iléon+rectum/ *E.mitis*: intestin grêle distal/ *E.praecox*: duodénum proximal
Résistance	Oocystes très résistants dans l'environnement
Contrôle	Anticoccidiens

1.2.1.2 Cycle de vie des coccidies

Le cycle de vie complexe des protozoaires appartenant au genre *Eimeria* présente un degré élevé de spécificité en termes de tissu et d'hôte. Ce cycle comprend une reproduction asexuée et sexuée, et se décompose en trois étapes majeures : la schizogonie (gamogonie/mérogonie), la gamétogonie (création des gamètes pour la reproduction sexuée) et la sporogonie. Le processus de sporogonie se déroule dans l'environnement extérieur, alors que les étapes de

schizogonie et de gamétogonie se produisent au sein des cellules épithéliales intestinales de l'hôte (Figure 08) (Avi et al., 2023).

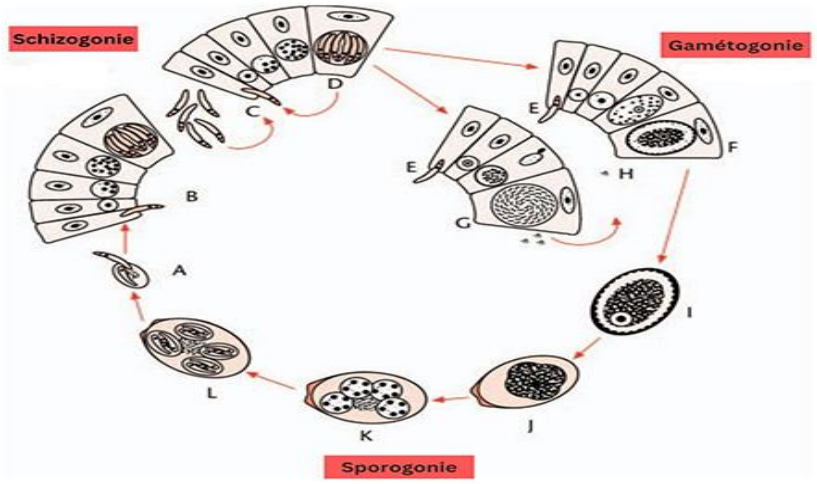


Figure 8*:* Cycle de vie d'*Eimeria* spp (Avi et al., 2023).

Les sporozoïtes (A) infectent les cellules épithéliales intestinales et réalisent une schizogonie (B) pour produire des schizontes. Les mérozoïtes sortent et infectent les cellules épithéliales intestinales adjacentes pour un nombre spécifique d'étapes schizogoniques (C-D). Après plusieurs étapes schizogoniques, les mérozoïtes commencent la gamétogonie (E) et produisent des macrogamétocytes (F) et des microgamétocytes, qui produisent des microgamètes flagellés, G) Un microgamète mobile (H) féconde un macrogamétocyte mûr pour produire un zygote, qui est excrété dans les fèces sous la forme d'un oocyste non sporulé, (I) et subit une sporogonie (I-L) dans l'environnement pour former un oocyste sporulé et infectieux (L) contenant quatre sporocystes contenant chacun deux sporozoïtes infectieu (Avi et al., 2023).

1.2.2 La cryptosporidiose aviaire

La cryptosporidiose est l'une des infections protozoaires majeures chez les oiseaux. Elle se présente soit comme une maladie respiratoire, soit comme une maladie digestive et touche un grand nombre d'espèces aviaires à travers plusieurs continents. Les parasites du genre *Cryptosporidium spp*. sont classés dans le phylum *Apicomplexa*, la classe *Sporozoea*, la sous-classe *Coccidia* et la famille *Cryptosporidiidae*, qui ne renferme qu'un seul genre :

Cryptosporidium. Quatres espèces de *Cryptosporidium* ont été identifiées chez les oiseaux, à savoir : *C. baileyi*, *C. galli*, *C. meleagridis* et *C. parvum*.

C. baileyi est responsable de maladies respiratoires et *C. meleagridis* a été signalé en lien avec des troubles intestinaux chez les oiseaux. Les cryptosporidies aviaires n'infectent généralement pas les mammifères et les isolats mammaliens ne contaminent pas aisément les oiseaux. On a découvert la présence de cryptosporidies chez divers hôtes aviaires, notamment chez les poules, dindes, oies et canards (Alsaidya, 2019).

1.2.2.1 Morphologie du parasite

Le parasite a une forme sphérique à elliptique et sa taille varie de 2 à 6 µm de diamètre ce qui est relativement petit par rapport aux autres coccidies (O'Donoghue, 1995). Il se trouve à un emplacement spécifique dans la cellule épithéliale, au niveau apical, jamais en profondeur. Les phases du cycle intra-cellulaire se manifestent en histologie sous la forme de petits éléments basophiles, ce qui confère à la bordure en brosse un aspect granulaire (Graaf et al., 1999).

1.2.2.2 Signe de parasite

Les manifestations cliniques sont essentiellement connectées aux voies respiratoires et au système gastro-intestinal, et peuvent parfois être liées à un taux de mortalité. Toutefois, *Cryptosporidium sp*. Peut coloniser d'autres tissus lors d'infections cliniques ou subcliniques : la bourse de Fabricius, la conjonctive oculaire, l'oreille moyenne, le pancréas et les reins. L'infection par *C. meleagridis* peut se présenter de manière subclinique ou se manifester cliniquement sous la forme d'une entérite. L'infection clinique se manifeste par une baisse de poids, des épisodes de diarrhée, un ballonnement de l'intestin grêle causé par des gaz et du mucus, ainsi que par l'observation des stades progressionnels de *Cryptosporidium* dans les sections proximale et distale de l'intestin grêle (Alsaidya, 2019).

1.3 Les métazoaires

Le mot Métazoaire dérive du grec meta, qui signifie « audelà », et zoon, qui veut dire « animal ». Ce terme est utilisé pour décrire un niveau d'organisation biologique supérieur aux êtres unicellulaires.

Les Métazoaires se forment à partir d'une seule cellule, l'œuf, qui se segmente et se spécialise pour créer les divers tissus et organes de l'organisme.

On utilise fréquemment le terme métazoaire en contraste avec les protozoaires, qui sont des êtres unicellulaires eucaryotes, ou encore avec les Porifera (les éponges), qui malgré leur struc

ture pluricellulaire ne disposent pas de véritables tissus. Les Métazoaires constituent un ensemble d'animaux pluricellulaires et hétérotrophes, caractérisés par la présence de tissus distincts et une structure corporelle élaborée. Ils descendent d'ancêtres unicellulaires eucaryotes et se démarquent des autres catégories d'eucaryotes par leur degré d'organisation biologique plus élevé que les êtres unicellulaires (Hickman et al., 2017).

1.3.1 Les helminthes

Le terme « helminthe » désigne un ver. Les helminthes sont des invertébrés caractérisés par un corps allongé, plat ou rond. En terminologie médicale, les vers plats (ou plathelminthes, du grec « platy », signifiant « plat ») comprennent les douves et les ténias. Les vers ronds sont des nématodes (du grec « nemato », signifiant « fil »). Ces groupes sont subdivisés, par commodité, selon l'organe hôte qu'ils habitent : douves pulmonaires, ténias extra-intestinaux et vers ronds intestinaux (Castro, 1996).

1.3.1.1 Nématodoses

Les nématodoses intestinales sont des maladies parasitaires causées par la présence de vers ronds adultes dans le tube digestif. Ces helminthoses sont principalement cosmopolites, même si certaines préfèrent être rencontrées dans les zones chaudes du monde. Les cycles évolutifs comportent plusieurs différences significatives qui ont toutes des implications cliniques, diagnostiques ou de traitement (Desoubeaux & Chandenier, 2012).

A- L'ascaridioses

Les ascaridioses sont des maladies résultant de la prolifération d'ascaris du genre *Ascaridia* dans le système digestif des volailles (Konate et al., 2020). L'*Ascaridia galli* appartient à la famille des *Ascarididés* et est un nématode. C'est le ver intestinal le plus courant et le plus imposant chez les gallinacés domestiques (Figure 09). Il s'installe principalement dans l'intestin grêle (duodénum, jéjunum, iléon) et se nourrit du contenu intestinal, privant ainsi la poule de nutriments vitaux (Soulsby, 1982).



Figure 9: Œuf d'*Ascaris* contenant une larve infectieuse (à gauche) et œuf d'*Ascaris* dont la masse est morte (Veronika, 2020).

-Morphologie

Ascaridia galli est un nématode qui présente les caractéristiques suivantes : un corps de forme cylindrique, semi-transparent, de teinte blanc crème. La cuticule est rayée de manière transversale et présente des ailes cuticulaires faiblement développées (Figure 10).

•Les dimensions indiquent un dimorphisme de genre :

Femelles : de 65 à 115 mm.

Mâles : de 45 à 81 mm

•L'extrémité antérieure montre : une bouche fortement développée entourée de trois larges lèvres trilobées, ornées de denticules semblables à des dents.

•La différence de l'extrémité postérieure est basée sur le sexe :

Femelle : queue droite et arrondie.

Mâle : une queue courte, aigüe et courbée, dotée de : 10 paires de papilles caudales une ventouse précloacale (Ritu et al, 2024).

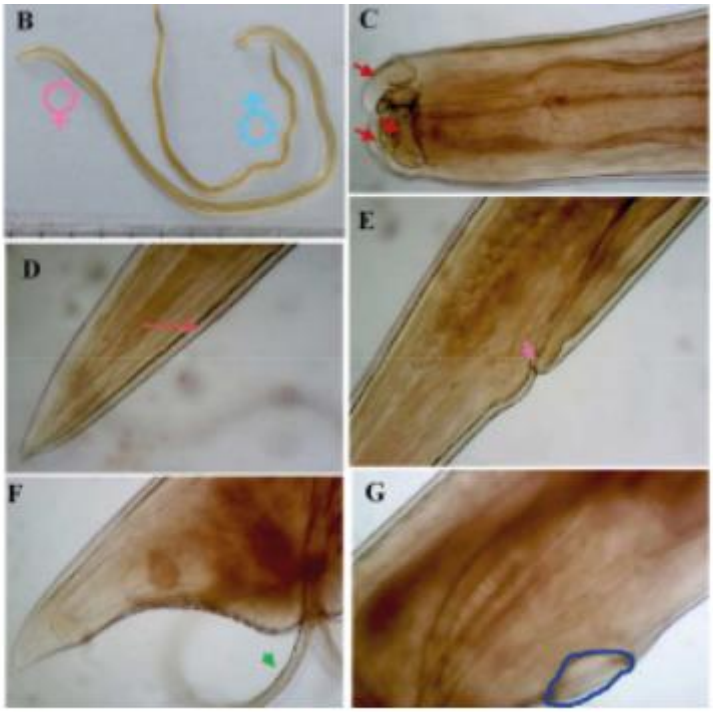


Figure 10*:* Caractéristiques morphologiques *d'Ascaridia galli* (Ritu et al, 2024).

-(B) Mâle et femelle adultes d'*A. galli*.

-(C) Segment antérieur du parasite.

-(D) Queue de la femelle :la flèche indique l'anus.

-(E) Vulve du parasite : flèche indique l'orifice génital de la femelle.

-(F) Segment postérieur du mâle : la flèche indique l'épine génitale (spikeulus).

-(G) Ventouse précloacale du mâle (entourée en bleu).

-Cycle de vie

1-Ponte des œufs : l'adulte femelle peut déposer jusqu'à 70 000 œufs quotidiennement dans l'intestin grêle.

2-Élimination par les excréments : les œufs non embryonnés sont expulsés avec les déjections, ce qui entraîne une contamination du sol et de la litière.

3-Développement larvaire : dans les conditions environnementales, les œufs se transforment en formes infectieuses (L2) en une période de 10 à 14 jours à une température de 25°C (ce processus prend plus de temps en cas de températures froides).

4-Absorption par la poule :la poule ingère les œufs infectés en grattant le sol, en picorant dans la litière ou en s'abreuvant d'eau contaminée.

5-Migration larvaire : les larves traversent la muqueuse intestinale, se déplacent dans les tissus pendant une période de 8 à 17 jours avant de retourner dans la lumière intestinale. 6_Maturité en adultes — les vers deviennent sexuellement matures 35 à 58 jours après leur ingestion et commencent alors à pondre de nouveau (Figure 11) (Ritu et al., 2024)

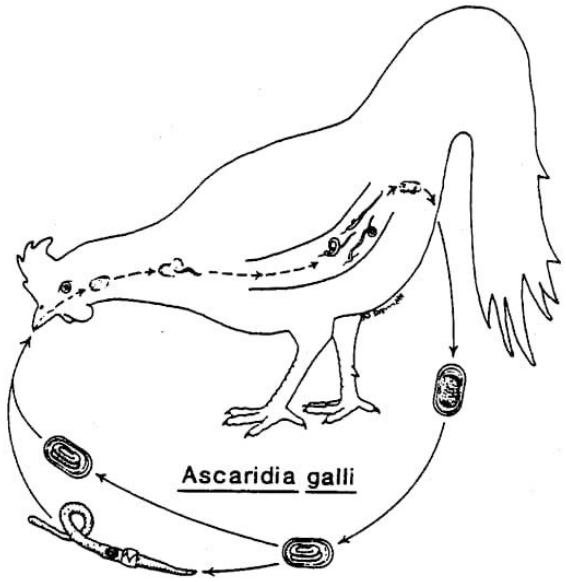


Figure 11: Cycle évolutif *d'Ascaridia galli* (Rocha, 2018).

1.3.1.2 Les cestodes

Les Cestodes sont des parasites qui vivent dans les intestins des vertébrés et ils ont également des phases de développement au sein d'hôtes intermédiaires. Habituellement, le corps de forme ruban est divisé en segments et l'extrémité avant se transforme en un organe d'attache qui possède fréquemment des ventouses ou des crochets. Chaque segment comprend une ou plusieurs séries d'organes reproducteurs masculins et féminins. Les Cestodes n'ont pas d'appareil digestif et ils assimilent les nutriments à travers la peau de leur corps. À l'instar des douves, certaines variétés de Cestodes sont à l'origine de maladies chez les animaux (Goret, 1966).

A-Genre *Davainea*

Davainea proglottina est un très petit ténia (0,5 à 2 mm) qui affecte le duodénum et la partie supérieure du jéjunum des poulets, des autres gallinacés et des pigeons. Le ténia adulte possède

quatre à neuf segments et sa tête (scolex) présente quatre ventouses entourées d'anneaux de crochets, la bouche étant également ceinturée de crochets.

•Taxonomie : Ordre : *Cyclophyllidea* / Famille : *Davaineidae* /Genre : *Davainea* (Saif, 2008).

B-Genre *Raillietina*

Raillietina est un genre de vers plats parasites (cestodes) qui ont pour hôtes définitifs les poulets, les dindes, les oies, ainsi que de nombreuses autres espèces d'oiseaux domestiques et sauvages, et parfois les rats. En 1920, ce genre a été nommé en l'honneur du vétérinaire et helminthologiste français Louis-Joseph Alcide Railliet. Il présente une répartition mondiale, notamment dans les élevages avicoles traditionnels et les systèmes d'élevage en plein air (Narayan et al., 2024).

1.3.1.3 Les trématodes

Les trématodes sont des vers plats qui n'ont pas de cavité générale. À l'exception de quelques cas, ils sont hermaphrodites. Ils ont un corps non divisé, et leur tube digestif est incomplet car il n'a pas d'anus. À l'âge adulte, ils possèdent une cuticule dépourvue de cils. Les trématodes représentent une classe au sein de l'embranchement des Plathelminthes et se subdivisent en cinq groupes distincts. Quatre familles qui font partie du groupe des Distomes ainsi qu'une famille du groupe des Monostomes abritent des parasites affectant les poules (Bussiéras & Chermette, 1992).

- **Famille des *Echinostomatidae***

Les *Echinostomatoidea* forment un groupe vaste et cosmopolite de digènes hermaphrodites qui parasitent, à l'état adulte, toutes les classes de vertébrés, mais présentent une diversité particulièrement élevée chez les oiseaux. Les trématodes qui sont les membres de cette superfamille se caractérisent par une structure morphologiquement complexe, une grande diversité spécifique et une richesse spécifique substantielle (Toledo et al., 2024).

1. Principales techniques de diagnostic coproscopique

1.1 Définition d'examen parasitologique des selles (EPS)

L'examen parasitologique des selles (EPS) implique l'analyse des selles en vue de détecter la présence de parasites sous diverses formes (végétative, œufs, kystes), lorsqu'il existe des symptômes comme une diarrhée après un voyage, une diarrhée persistante ou lorsqu'une maladie parasitaire est suspectée. Il se différencie d'une coproculture, qui est aussi effectuée sur un échantillon de selles, mais qui cherche à détecter la présence de bactéries (Rebert, 2024).

1.2 Examens directs

1.2.1 Examen macroscopique

Analyse macroscopique : C'est une étape essentielle qui fournit des informations sur : la texture des selles (mou, formé, liquide, ...) ; la teinte des selles (jauneâtre, verdâtre, brunâtre, noirâtre, ...) ; l'observation potentielle de mucus, de sang, de pus ou de mucus ; l'identification possible de parasites adultes visibles à l'œil nu (ascaris, oxyure, anneaux du ténia). On pourra aussi détecter de faux parasites (débris de plantes...) ; l'odeur est insipide, fécaloïde et fétide. L'observation de selles diarrhéiques ou glairo-sanguinolentes suggère l'examen de formes végétatives de protozoaires. L'apparition de selles dures ou en forme de pellets peut éveiller le soupçon d'une infestation par des œufs d'helminthes et des kystes de protozoaires (Hervé, 2008).

1.2.2 Examen microscopique direct

A-État frais

L'approche la plus facile en analyse coproscopique est l'observation directe, qui implique de mettre une petite portion de matières fécales directement sur une plaquette de microscope. On dépose quelques gouttes de sérum physiologique ou d'eau sur la lame, accompagnées d'une quantité identique de fèces. On mélange ensuite le tout avec un abaisse-langue en bois (ou une pipette) jusqu'à l'obtention d'une solution uniforme. Elle est ensuite répartie sur la lame pour créer un film qui doit être assez mince pour permettre une lecture. Finalement, les fragments de matière fécale sont enlevés et une lamelle est appliquée sur le frottis qui est ensuite inspecté au microscope avec un grossissement faible (×100) (Beugnet et al., 2021b).

B- Techniques de coloration

1- Coloration de Lugol

Révèle les kystes de protozoaires, notamment ceux des amibes. Elle permet également d'identifier des inclusions de Chlamydiae au sein des cellules épithéliales (rarement employée). En même temps, nous effectuons une coloration au Lugol et un examen direct sans colorant, mais potentiellement concentré. Sur la lame identifiée, on dépose une goutte de Lugol et une goutte d'eau physiologique (ou sur deux lames séparées). Après ont inséré un échantillon de selles ou le culot de concentration obtenu par les méthodes Kato ou Ritchie dans chaque goutte. Chaque préparation doit être mélangée et ensuite recouverte d'une couche mince, en s'assurant de minimiser la formation de bulles d'air (en avoir quelques-unes facilite le processus de mise au point). Finalement on examine la préparation au microscope avec un grossissement de 40x : Les kystes sont teintés de jaune-brun. Les membranes nucléaires et le caryosome apparaissent de couleur brun sombre, tandis que les vacuoles prennent une teinte brun-rougeâtre (CDC, 2024).

2- Bleu de méthylène

C'est une méthode de coloration rapide, peu coûteuse et fréquemment utilisée pour la recherche de formes végétatives d'amibes : on dépose une goutte de bleu de méthylène sur la lame marquée et on utilise spatule pour prélever un petit morceau de selle. Ensuite on incorpore l'échantillon à la goutte de bleu de méthylène, après on applique une lamelle en évitant la création de bulles d'air, finalement on examine rapidement la préparation au microscope avec un objectif x40 (CDC, 2024).

1.3 Méthodes microscopiques de concentration des parasites

Principe générale

Les méthodes de concentration visent à rassembler en un volume réduit les composants parasitaires initialement éparpillés dans une importante quantité de selles, ce qui accroît la probabilité de détection du parasite et simplifie le diagnostic. En réalité, un test coprologique de qualité combine un examen direct (état frais / coloration) et deux méthodes de concentration (Garcia, 2016).

1.3.1 Les méthodes physiques

L'idée repose sur la distinction des parasites du reste du bol fécal en s'appuyant sur le phénomène de densité. Par conséquent, les particules parasitaires vont soit flotter, soit se déposer en fonction de la densité du solvant (Garcia, 2016).

1.3.1.1 Technique par sédimentation

A-Sédimentation simple multiple

La sédimentation est une méthode employée pour détecter des œufs ou kystes ayant une densité trop élevée pour flotter dans les solutions de flottaison habituelles, ou qui pourraient être déformés par ces mêmes solution Voici la démarche la plus couramment adoptée : On dilue dix grammes de matières fécales dans 100 mL d'eau avant de les verser dans un bécher ou un autre type de contenant. La combinaison d'eau et de matières fécales est filtrée à travers une double épaisseur de compresses ou de gaze, ou d'un infuseur à thé. On recommande d'utiliser un récipient conique de 250 mL (hauteur = 18 cm) ou un bécher de 500 mL (hauteur = 12 cm) pour la collecte du filtrat. Après avoir permis au mélange de reposer pendant 20 à 30 minutes jusqu'à une heure, on retire le surnageant. On réintroduit de l'eau pour retrouver le niveau d'origine, et le sédiment est remis en suspension avant d'attendre encore 20 à 30 minutes, On élimine alors le surnageant, après quoi le sédiment est extrait et placé dans une boîte de Pétri pour inspection. Il est aussi possible de déposer quelques gouttes du mélange résiduel entre la lame et la lamelle pour une observation au microscope (Beugnet et al., 2021a).

B-Sédimentation-centrifugation

Elle utilise indifféremment l'eau du robinet, l'eau glycérinée ou l'éthanol à 10%. Dans un verre à pied, on réalise une dilution des selles dans l'un des diluants choisis. On laisse sédimenter environ 30 secondes pour centrifuger le surnageant à 1500trs/min pendant 1 à 2 minutes. On jette le surnageant et on remet le culot en suspension dans le même diluant et on répète l'opération jusqu'à l'obtention d'un surnageant limpide puis on examine le culot.Elle est indiquée pour les œufs de schistosomes (CDC, 2024).

C-Sédimentation en eau glycérinée (technique de Faust -Ingallas)

C'est une technique simple, peu onéreuse, utilisable pour la détection des œufs de schistosomes. Le principe de cette technique est de diluer la totalité des selles dans un liquide de densité inférieure à celle des éléments parasitaires. Pour l'effectuer, on utilise une grande quantité de selles dans une solution hypotonique : eau glycérinée ou solution d'alcool à 90 ° diluée à 10 %

; avec trois cycles successifs de sédimentation/ décantation. L'observation du dernier sédiment se fait entre lame et lamelle avec un grossissement ×200 (Buffaz, 2014).

1.3.1.2 Technique de flottation

Les techniques de flottation s'appuient sur le fait que les œufs possèdent une coquille qui les défend temporairement contre l'infiltration de liquides plus pesants, une dilution avec ces derniers a pour effet de les faire flotter à la surface, tandis que les restes plus lourds ou ceux qui absorbent rapidement coulent au fond des contenants (Rousset, 1993).

A-Technique de Willis Pertinence

Cette méthode est avantageuse dans les études épidémiologiques en raison de sa simplicité d'application, de sa rapidité et de son coût modique (eau chlorurée sodique). Elle se focalise effectivement sur les œufs d'ancylostomidés et d'hyménolépidés. Les fèces sont approximativement diluées au 1/10 dans une solution saturée de chlorure de sodium, soit environ 25 grammes pour 100 ml (avec une densité de 1.200), puis filtrées rapidement. Un tube est rempli de la suspension jusqu'à atteindre la limite supérieure (un léger renflement du liquide au-dessus du bord). On positionne soigneusement une lamelle qui doit englober entièrement le tube sans qu'il y ait de bulle d'air. Un quart d'heure plus tard, on enlève la lamelle qui est ensuite placée sur une lame pour mesurer la concentration avant que l'eau ne s'évapore et le sel ne se cristallise, ce qui, dans les régions chaudes, peut arriver rapidement (Rousset, 1993).

B-Technique de Faust simplifiée

Les selles sont d'abord diluées à environ 1/10 dans une solution saturée de sulfate de zinc (331 g de sulfate de zinc complétés avec de l'eau jusqu'à 1000 ml). Ensuite, la préparation est filtrée à l'aide d'un tamis puis centrifugée pendant environ une minute à 2300 tours par minute. Après l'arrêt de la centrifugation, la couche superficielle contenant les œufs est prélevée avec une anse métallique et déposée sur une lame pour être examinée au microscope (Rousset, 1993).

C-Technique de Janeckso-Urbanyl

La technique de Janeckso et Urbanyl permet une bonne concentration des œufs de grande douve, des schistosomes ainsi que des ankylostomes. Elle est également efficace pour concentrer les larves d'anguillule, même si celles-ci présentent parfois certaines déformations qui ne gênent pas leur identification. En revanche, elle donne des résultats moyennement satisfaisants pour les embryophores de ténia et les œufs de trichocéphale.

La technique de Janeckso-Urbanyl consiste à prélever environ 3 à 5 g de selles, puis à broyer l'échantillon dans 20 mL de solution iodo-mercurique. Cette solution est préparée à partir de biiodure de mercure (150 g), d'iodure de potassium (110 g) et d'eau distillée (400 mL). Pour sa préparation, on dissout d'abord l'iodure de potassium dans une faible quantité d'eau, puis on ajoute progressivement le biiodure de mercure sous agitation. Après dissolution complète, on complète avec le reste de l'eau afin d'obtenir une solution de densité finale égale à 1,440. La préparation obtenue est ensuite filtrée à travers un tamis dans un tube, puis le filtrat est centrifugé à 2500 tours/minute pendant 3 à 4 minutes. Après centrifugation, on prélève la couche superficielle à l'aide d'une anse ou d'une baguette de verre aplatie en spatule. Enfin, l'examen microscopique doit être réalisé immédiatement, dans les 15 minutes suivant la préparation (Rousset, 1993).

1.3.2 Les méthodes physico-chimiques ou méthodes diphasiques

La méthode de Télémann et ses dérivés, à la base de la concentration parasitaire, repose sur l'interaction de deux phases non miscibles, l'une aqueuse et l'autre éthérée. Ceci permet d'obtenir un coefficient de partage dont la valeur, pour chaque élément fécal (débris et parasites), dépend de son équilibre hydrophile-lipophile. En d'autres termes, les éléments dont l'équilibre hydrophile-lipophile est en faveur des groupements hydrophiles se retrouvent dans la phase aqueuse et se sédimentent au fond du tube après centrifugation. Inversement, lorsque l'équilibre penche en faveur des groupements lipophiles, les éléments restent au contact de la phase éthérée et contribuent à la formation d'un anneau à l'interface eau–éther, permettant ainsi la concentration des éléments parasitaires dans le culot de centrifugation (Bailenger, 1966).

A-Technique de Bailenger

La méthode de Bailenger prend en considération l'influence du pH, mais elle reste globalement similaire aux techniques de Telemann et Rivas.

•**Avantages :** Elle est plus efficace pour la recherche des kystes et des œufs, surtout lorsque le pH est autour de 5. Elle permet ainsi une bonne concentration de parasites tels que Giardia, les amibes, le trichocéphale et l'ankylostome.

•**Inconvénients :** Cette méthode n'est pas adaptée à la recherche des œufs de schistosomes, pour lesquels d'autre techniques sont nécessaires (Hervé, 2008).

1-Phase aqueuse : tampon acéto-acétique ph5

C'est une solution tampon utilisée en laboratoire, surtout pour les techniques de concentration des parasites dans les selles.

-Composition :

Acétate de sodium : 15 g → Sert à stabiliser le milieu.

Acide acétique : 3,60 mL→ Permet de former le système tampon et d'ajuster le pH.

Eau distillée : 1000 mL (1 litre) → Sert de solvant principal.

2-Solvant : Éther éthylique → Utilisé pour séparer les graisses et les débris des éléments parasitaires.

3-Ajustement du pH : Le pH doit être ajusté à 5, Cela se fait en ajoutant de l'acide acétique progressivement.

-La technique

Délayer 2 à 3 g de selles avec 10 fois son volume en tampon acéto-acétique,puis

Tamiser sur tamis métallique et recueillir dans un tube conique à centrifuger, ensuite

Ajouter 1 volume égal d'éther et agiter vigoureusement et attendre 2 minutes.

Centrifuger à 2500 t/min pendant 3 minutes.

En fin,retirer les couches supérieures et examiner le sédiment entre lame et lamelle au microscope (Bailenger, 1966).

B-Technique de Telemann Rivas

La technique de Telemann est une méthode de concentration utilisée pour les œufs, kystes et larves présents dans les échantillons riches en lipides. Elle est particulièrement adaptée aux matières fécales de ce type. En pratique, environ 1 g de selles est introduit dans un bécher, puis dilué dans 5 mL d'acide chlorhydrique à 15 % ou de formol. Le mélange est soigneusement homogénéisé afin d'obtenir une suspension uniforme. Cette suspension est ensuite filtrée à travers une double couche de gaze, puis recueillie dans un tube à centrifuger de 15 mL. On ajoute ensuite un volume équivalent d'éther ou d'acétate d'éthyle. Le tube est bien fermé, agité vigoureusement, puis centrifugé à 170 g pendant 1 minute. Après centrifugation, quatre couches distinctes apparaissent : une phase d'éther, un bouchon de débris fécaux, une phase d'acide ou de formol, et enfin un sédiment contenant les éléments parasitaires. Le tube est ensuite incliné à l'horizontale, et les couches supérieures sont éliminées afin de conserver uniquement le culot.

Les parois du tube sont nettoyées à l'aide d'un coton-tige. Enfin, quelques gouttes du sédiment sont déposées entre lame et lamelle pour être examinées au microscope (Beugnet et al, 2021b).

C-Technique de Ritchie simplifiée (éther-formol)

La technique de Ritchie simplifiée est une méthode de concentration standard largement utilisée en routine dans de nombreux laboratoires, car elle est simple, rapide et peut être appliquée aux selles fixées au formol, notamment lors des enquêtes épidémiologiques. Elle permet une bonne concentration des kystes et oocystes de protozoaires ainsi que de la majorité des œufs et larves d'helminthes. Cependant, son principal inconvénient est l'obtention d'un culot souvent épais, ce qui peut compliquer la lecture microscopique. En revanche, la technique de Ritchie initiale comporte plusieurs étapes préalables de sédimentation et de centrifugation avant l'ajout de l'eau formolée sur le culot après clarification du surnageant. Cette méthode est donc plus longue et plus laborieuse, mais elle permet d'obtenir un culot moins épais, facilitant ainsi l'examen microscopique (Hervé, 2008).

-La technique

La technique consiste à introduire environ 1 mL de selles dans un grand tube, puis à y ajouter 9 mL de formol à 10 % avant d'homogénéiser soigneusement le mélange. La suspension obtenue est ensuite filtrée à travers une couche de gaze, ou de préférence à l'aide d'une passoire à thé afin d'éviter la rétention d'une partie des parasites, puis recueillie dans un tube conique destiné à la centrifugation. Par la suite, on ajoute 3 mL d'éther ou d'éther de pétrole, puis on agite vigoureusement afin d'obtenir un mélange homogène. L'ensemble est centrifugé pendant 5 minutes avec une centrifugeuse manuelle, ou pendant 2 minutes 30 secondes avec une centrifugeuse électrique à vitesse moyenne. Après centrifugation, quatre couches distinctes apparaissent : une première couche d'éther, une deuxième constituée de débris, une troisième de formol et une quatrième correspondant au culot contenant les œufs, les kystes et les larves parasitaires. Les trois couches supérieures sont ensuite éliminées afin de ne conserver que le culot. Le tube est retourné brusquement, et une pipette peut être utilisée pour aspirer les surnageants. Le culot restant est remis en suspension en tapotant doucement le tube. Enfin, deux gouttes du dépôt sont placées sur une lame propre, avec ajout d'une petite goutte de lugol sur la seconde goutte uniquement, puis recouvertes d'une lamelle avant l'examen microscopique aux objectifs ×10 et ×40 (Herte, 1995).

1.3.3 Les méthodes mixtes

Chaque méthode de concentration proposée présente l'inconvénient d'éliminer des parasites. Elle doit donc être choisie en fonction de ce que l'on recherche préférentiellement. Ainsi, pour avoir plus de chance de retrouver le maximum de parasites dans les selles, les méthodes combinées sont plus intéressantes (Rousset, 1993).

1.3.3.1 Technique de Junod modifiée

-Réactifs

•Solution de formol diluée à 10 %.

•Éther éthylique.

•Solution d'iodomercurate de potassium.

-Technique

On dilue 2 à 3 noix de selles dans 50 ml de solution de formol à 10 %. La préparation est ensuite tamisée puis transférée dans un tube conique rempli aux trois quarts. On ajoute de l'éther jusqu'au bord du tube, puis on agite énergiquement pendant 30 secondes. La centrifugation est réalisée à 2500 tours/minute pendant 3 à 5 minutes. Le culot est récupéré et remis en suspension dans 10 ml de solution d'iodomercurate de potassium, puis une nouvelle centrifugation est effectuée pendant 30 secondes à 2500 tours/minute. Le surnageant est ensuite versé délicatement dans un autre tube conique, complété avec de l'eau, puis centrifugé à nouveau pendant 3 minutes à 2500 tours/minute. Enfin, le surnageant est éliminé et le culot obtenu est examiné.

-Avantages : Excellente méthode permettant de concentrer et de retrouver la majorité des kystes, œufs et larves.

-Inconvénient : Technique longue et relativement coûteuse (Hervé, 2008).

1.3.3.2 Technique spéciale

A-Scotch-test anal

Il s'agit de la méthode de la cellophane adhésive, développée par Graham en 1941, destinée à la mise en évidence des œufs d'*Enterobius vermicularis*, également appelé oxyure. La femelle du parasite pond ses œufs qui arrivent rapidement à maturité sur les plis périanaux, principalement durant la nuit, après leur migration hors de l'anus. Ainsi, le prélèvement doit

être réalisé le matin, immédiatement après le réveil et avant toute toilette anale ou défécation. Il est recommandé de réaliser des prélèvements pendant 7 jours consécutifs afin d'améliorer la sensibilité du diagnostic, notamment dans le cadre du suivi post-traitement, environ trois semaines après celui-ci (Masson, 1941).

-La technique

Le prélèvement doit être effectué le matin, immédiatement après le réveil. On commence par décoller le ruban adhésif de son support, puis on applique sa face collante sur les plis de la marge anale en exerçant une légère pression pendant environ 10 à 15 minutes. Ensuite, le ruban est retiré avec précaution et déposé sur une lame porte-objet.la même procédure est répétée avec le second ruban adhésif. Les deux lames sont ensuite replacées dans leur étui. Celui-ci doit être correctement identifié avec le nom et le prénom du patient, puis acheminé au laboratoire dans les plus brefs délais (Masson, 1941).

B-Méthode de Baermann

La technique de Baermann est une méthode d'enrichissement utilisée principalement pour rechercher les larves rhabditoïdes, notamment celles des anguillules et parfois des ankylostomidés. Elle complète l'examen direct des selles.

Cette méthode repose sur le comportement des larves qui sont attirées par l'eau tiède. Elle exploite donc leur thermotropisme et leur hygrotropisme positifs.

Concrètement, on installe un entonnoir muni à sa base d'un tube en caoutchouc fermé par une pince. Sur l'entonnoir, on place un tamis (type chapeau chinois ou passoire à thé) recouvert d'une couche de gaze. On y dépose ensuite environ 5 à 10 g de selles (2 à 4 petits fragments). On ajoute de l'eau tiède stérile jusqu'à ce qu'elle soit au contact des selles.

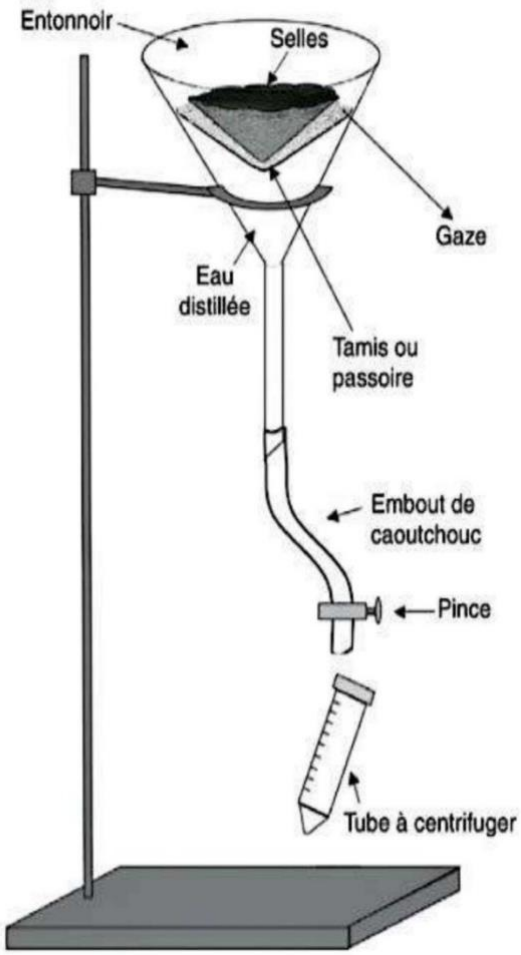


Figure 12:Méthode de baermann (Anofel et al., 2022).

Après un temps d'attente de 3 à 24 heures maximum, on recueille le liquide dans un tube conique à centrifuger en ouvrant la pince (figure12). Ce liquide est ensuite centrifugé, puis le culot est examiné au microscope, les larves sont facilement visibles au faible grossissement grâce à leur mobilité caractéristique (Anofel et al., 2022).

C-Coproculture des helminthes

-Culture sur charbon en boîte de pétri

Quelques grammes d'excréments seront mélangés avec de l'eau et du charbon de bois pour créer une pâte uniforme qui sera appliquée au centre de la boîte de Pétri sans toucher les bords, formant une petite élévation censée entrer en contact avec le couvercle une fois fermé. Les larves (qui présentent un géotropisme négatif) se retrouvent dans les gouttelettes d'évaporation condensées sur le couvercle et peuvent être facilement observées à l'aide d'une loupe. Lors d'une coproculture positive d'anguillules, avec multiplication, leur nombre peut parfois être tel qu'on arrive à distinguer leur flux migratoire lorsqu'un rayon lumineux est présent (phototropisme positif). Si les larves sont peu nombreuses (comme dans le cas des ankylostomidés ou des anguillules), une extraction de Baermann peut être réalisée sur la coproculture (Rousset, 1993).

-Culture sur papier buvard en boîte de pétri

On étale quelques grammes de selles sur la face non adhésive du paquet de lames. Les larves sont susceptibles de s'approcher de l'eau libre présente au fond de la boîte où elles ont été observées à l'aide d'une loupe ou dans le résidu du liquide centrifugé (Rousset, 1993).

-Culture sur papier buvard en tube à essai

Quelques grammes de fèces sont répartis sur les feuilles de buvard, en veillant à respecter l'orientation du papier. Le buvard sera donc immergé dans l'eau des tubes qui ne sera pas contaminée par les excréments. Les tubes seront scellés afin de prévenir les odeurs et la dessiccation. Les larves se déplaceront sur le papier buvard mouillé et atteindront le fond du tube. Lors de l'inspection des tubes, il suffit d'utiliser une pince pour enlever la bande de papier qui est en contact avec le haut du récipient (Rousset, 1993).

D-Recherche d'oocystes de cryptosporidies

-Technique de Ziehl-Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz

On réalise un frottis de selles liquides ou à partir du culot de Ritchie sur une lame, puis on le laisse sécher à l'air. On fixe ensuite le frottis dans le méthanol pendant 5 minutes, puis on le laisse à nouveau sécher à l'air. On recouvre le frottis fixé avec la fuchsine phéniquée de Ziehl

pendant 1 heure, puis on effectue un lavage à l'eau. On procède ensuite à la décoloration avec une solution d'acide sulfurique à 2 % pendant 15 à 20 secondes, suivie d'un nouveau lavage à l'eau. On recouvre ensuite le frottis avec une solution de vert de malachite à 5 % pendant 5 minutes, puis on rince à l'eau et on laisse sécher à l'air. Enfin, on observe la préparation au microscope en utilisant l'objectif à immersion (Hervé, 2008).

-Préparation de la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz (donnée à titre d'exemple)

•Solution de Fuchsine phéniquée

- Solution A

-Fuchsine basique ... 15 g

-Éthanol à 95° …1 000 mL

- Solution B

-Solution A ..... 10 mL

-Eau phéniquée à 5% ……90mL

•Solution de vert malachite à 5 % : Vert malachite oxalat…… 5g et l'eau distillée….. 100 mL

•Acide sulfurique à 2 % (Anofel et al., 2022).

1.3.3.3 Technique de numération des œufs d'helminthes

1-Technique de Kato-Katz

La technique de Kato permet la mise en évidence des Œufs d'helminthes.

-Procédure de la méthode Kato (qualitative)

Des rectangles de cellophane de 2 × 3 cm sont d'abord immergés dans une solution de vert malachite pendant au moins 24 heures. Ensuite, on réalise un frottis épais de matières fécales sur une lame porte-objet, la préparation est recouverte par un rectangle de cellophane, on exerce une légère pression à l'aide d'un papier filtre afin de bien étaler l'échantillon.la lame est ensuite laissée sous une lampe ou exposée à la lumière du soleil pendant 10 à 15 minutes pour éclaircir la préparation. Enfin, la recherche des œufs d'helminthes se fait au microscope avec un objectif ×10.

-Procédure de la méthode KATO-KATZ (quantitative)

On découpe des morceaux de cellophane en petits rectangles d'environ 3 × 2 cm et on les laisse tremper pendant au moins 24 heures dans la solution de Kato. Ensuite, on prend environ 30 g de selles et on les dépose sur du papier journal ou un carton propre, puis on recouvre l'échantillon avec un tamis métallique ou une compresse de gaze. On pose une plaque perforée sur une lame porte-objet. À l'aide d'une spatule, on récupère une partie des selles filtrées en grattant le tamis et on remplit les trous de la plaque perforée avec la matière fécale récupérée. On retire ensuite la plaque perforée avec précaution, puis on recouvre le cylindre de selles formé avec le rectangle de cellophane imbibé. On écrase doucement entre deux lames porte-objets ou sous un papier filtre afin d'étaler l'échantillon. On laisse reposer sous une lampe ou au soleil pendant 10 à 15 minutes. Enfin, on examine les œufs d'helminthes au microscope avec un objectif ×10 (Figure13) (Abdallahi, 2024).

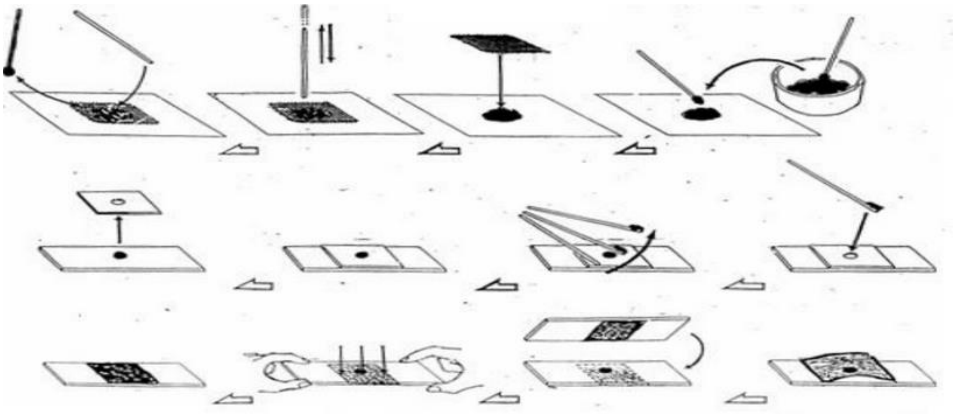


Figure 13: Schéma technique de KATO-KATZ (Abdallahi, 2024).

2-Technique de Mc-master

La lame de numération McMaster est une lame spéciale utilisée au microscope pour compter les œufs ou les larves d'helminthes présents dans un volume connu de solution de flottation. Aujourd'hui, la plupart des fournisseurs de matériel de laboratoire proposent deux modèles. Le modèle classique, le plus utilisé, est constitué de deux cellules. Chacune possède sur sa surface supérieure un quadrillage gravé. Le volume exact contenu sous chaque quadrillage est de 0,15 ml. Le modèle plus récent ne comporte qu'une seule cellule, mais le volume sous le quadrillage reste identique, soit 0,15 ml. Le principe de cette lame repose sur le comportement des éléments présents dans la solution de flottation. Les œufs, plus légers, remontent à la surface et viennent se plaquer contre la lame supérieure en verre, tandis que les débris plus lourds se déposent au

fond. Ainsi, lorsque la mise au point est effectuée sur le quadrillage, les œufs apparaissent nettement visibles, contrairement aux débris. En parcourant méthodiquement le champ microscopique de haut en bas, il devient possible de compter précisément le nombre d'œufs contenus dans le volume de 0,15 ml (Ayres et al., 1997).

-Pour utiliser une lame McMaster à deux cellules, il faut d'abord homogénéiser soigneusement la suspension de flottation finale, de préférence à l'aide d'un agitateur de type Vortex, afin d'obtenir un mélange bien uniforme.

-Ensuite, on remplit rapidement une pipette Pasteur et on dépose doucement la solution dans l'une des cellules de la lame (Figure14).

-La cellule doit être entièrement remplie, sans se soucier du fait que le comptage ne se fait que sous le quadrillage.

-Il est important de travailler rapidement et avec précaution pour éviter que les œufs ne commencent à remonter dans le tube ou la pipette.

-Il faut également s'assurer de l'absence de bulles d'air sous le quadrillage.

-La même opération est répétée pour la deuxième cellule, après avoir de nouveau homogénéisé la solution.

-La lame est ensuite laissée au repos pendant quelques minutes, afin de permettre aux œufs de flotter à la surface tandis que les débris se déposent.

-Le comptage consiste ensuite à dénombrer les œufs présents sous chaque quadrillage (Figure 15).

-Lorsque les œufs sont très nombreux et qu'ils sont coupés par les lignes de la grille, on applique une règle simple : on compte ceux qui sont touchés par deux lignes opposées (par exemple la ligne supérieure et la gauche), et on ignore ceux qui sont coupés par les deux autres (inférieure et droite).

-Cela permet d'obtenir une estimation fiable du nombre d'œufs dans 0,3 ml.

-Il est recommandé de réaliser au moins deux, et idéalement trois comptages si la quantité de suspension le permet, puis de calculer la moyenne des résultats obtenus.

-Le nombre total d'œufs dans l'échantillon initial est ensuite calculé à l'aide de la formule indiquée (en tenant compte du fait que P = 0,15 pour les lames à une seule cellule).

-Enfin, les lames McMaster sont généralement fabriquées en verre et peuvent être commandées auprès des fournisseurs de matériel scientifique.

-Il existe également des modèles en plastique, moins coûteux et moins fragiles, mais ils nécessitent plus de précaution afin d'éviter les rayures.

52256-Calcule de nombre d'œufs par litre d l'aide de la formule :

N = AXIPV

Où :

N = nombre d'œufs par litre d'échantillon.

A = nombre d'œufs comptés sur la lame McMaster ou moyenne des nombres

Trouvés dans deux ou trois lames.

X = volume du produit final (ml).

P = Contenance de la lame McMaster (0,3 ml).

V = volume de l'échantillon initial (litres).

Ne pas oublier que, si l'on utilise une lame McMaster d'une seule cellule, P = 0, l5 ml (figure16) (Ayres et al., 1997).

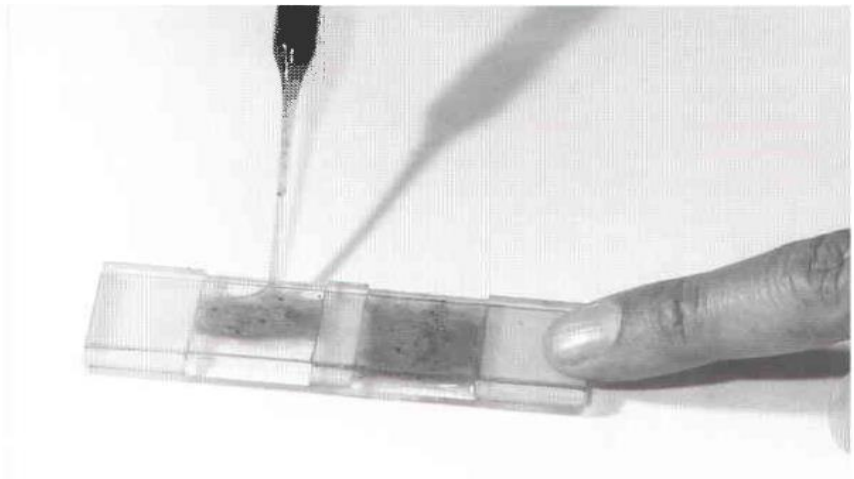


Figure 14: Remplissage d'une lame McMaster en évitant la formation du bulles d'air (Ayres et al., 1997).

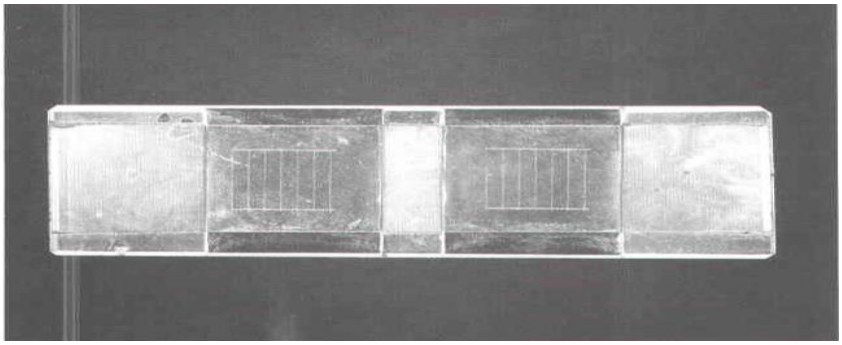


Figure 15: Lame McMaster de I'ancièn modèle : un volume de 0,15 ml est emprisonné sous chaque micromètre (Ayres et al., 1997).

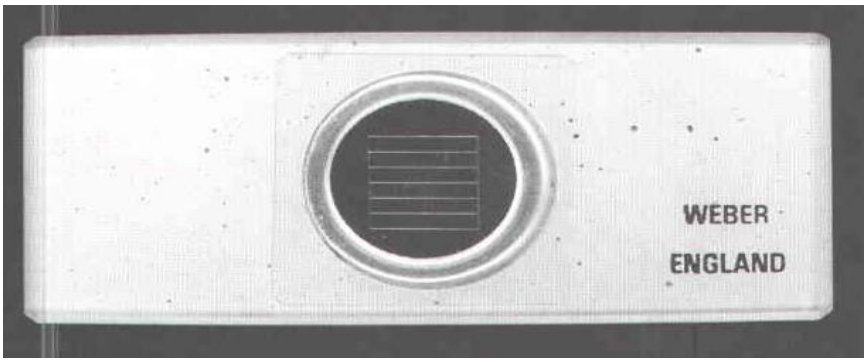


Figure 16: Lame McMaster du nouveau modèle : un volume de 0.15 ml est emprisonné sous l'unique micromètre (Ayres et al., 1997*)*.

Partie pratique

Matériel et méthodes

1. Objectif de travail

Ce chapitre décrit la région étudiée, ainsi que le matériel et les méthodes utilisés sur le terrain et en laboratoire pour identifier les parasites présents dans les matières fécales et les tubes digestifs des poules provenant de différents élevages de la wilaya de Relizane

2. Zone d'étude (Figure 17)

Cette étude a été réalisée dans la région de Relizane. Située au nord-ouest de l'Algérie et s'étend sur une superficie de 4 840,40 km², constituée essentiellement de zones rurales. Elle fait partie de la région du Cheliff et occupe une position géographique stratégique entre plusieurs wilayas voisines. Elle se distingue par un relief constitué principalement de plaines fertiles, notamment la plaine du Cheliff. Le climat y est de type méditerranéen, caractérisé par des étés chauds et secs ainsi que par des hivers relativement doux et pluvieux. Grâce à ses ressources naturelles, la wilaya de Relizane connaît un développement notable des secteurs agricole et de l'élevage, qui constituent l'un des piliers de son économie locale (DTAR, 2021).



Figure 18: Carte topographique de la wilaya de Relizane

3. Choix de la zone d'étude

La wilaya de Relizane a été retenue comme zone d'étude sur la base de considérations scientifiques et méthodologiques rigoureuses. Elle se caractérise par une densité importante des activités d'élevage avicole, constituant ainsi un support de données de terrain pertinent et représentatif. Par ailleurs, cette région présente une variabilité environnementale significative, notamment en ce qui concerne l'humidité et la température, ainsi qu'une diversité des systèmes d'élevage. Ces paramètres constituent des facteurs déterminants dans la dynamique des infections parasitaires et influencent directement les niveaux d'exposition des animaux. En outre, la wilaya de Relizane fait l'objet d'un intérêt croissant de la part des professionnels de la santé animale, notamment en ce qui concerne la problématique de la résistance aux molécules antiparasitaires, ce qui confère un intérêt scientifique accru à ce type d'investigations. Enfin, le choix de cette wilaya est également motivé par des considérations logistiques, Relizane constituant notre lieu de résidence, ce qui facilite la réalisation des enquêtes de terrain et la collecte des échantillons dans des conditions optimales de rigueur et de régularité

4. Échantillonnage

Pour réaliser ce travail, des élevages de poulets traditionnels et modernes ont été sélectionnés dans différentes zones entourant la ville de Relizane : Oued Rhiou, djidiouia et lahlef. Cette étude a été réalisée durant toute la période hiver-printemps, du mois de mars au mois d'avril 2026, afin de recueillir 16 échantillons de manière aléatoire, sans tenir compte de l'état général des sujets, ni de leur âge ou de leur sexe. L'échantillonnage consiste en un prélèvement manuel de selles fraîches dans les poulaillers, le matin. Les échantillons ont été collectés directement à partir du sol immédiatement après émission, afin d'éviter toute contamination par l'environnement extérieur. Cette technique a été réalisée à l'aide d'un matériel spécifique : gants, bottes en plastique, blouse de protection, cuillère en plastique, pots coprologiques, bavettes et lunettes de protection. Les échantillons ont ensuite été étiquetés en mentionnant la date de l'échantillonnage, la région d'étude ainsi que le numéro de l'échantillon, puis transportés au laboratoire pour examen dans un délai de 48 heures (Figure 18). Ces échantillons ont été soumis à différentes techniques coprologiques, notamment l'examen direct au NaCl avec coloration au Lugol, les techniques de flottation avec et sans centrifugation, les techniques de sédimentation avec et sans centrifugation, ainsi que la méthode de Ritchie, afin de détecter la présence éventuelle de parasites digestifs.



Figure 18 : Prélèvement des selles
(Photo personnelle, 2026).

5. Conservation des fèces

L'examen coprologique a été réalisé sur des échantillons frais ou maintenus au réfrigérateur à 4 ºC durant une période comprise entre un et trois jours.

On a évité de congeler les fèces, puisque la décongélation altère la fiabilité des résultats. Les échantillons fécaux doivent être acheminés au laboratoire en état frais et conditionnés avec des dispositifs réfrigérants (Beugnet et al., 2021a,b).

6. Matériel et Réactifs

6.1 Matériel

-Microscope optique

-Microscope inverse

-Lames et lamelles

-Pipettes Pasteur

-Bâtonnets ou spatules

-Gants

-Béchers

-Mortier et pilon

-Tubes à essai

-Tubes à centrifugation

-Centrifugeuse

-Gaze ou tamis (passoire à thé)

-Balance

-Anse métallique

-Eprouvette

6.2 Réactifs

-Sérum physiologique NaCl 0,9 %.

-Eau distillée et eau de robinet.

-Solution de Lugol.

-Bleu de méthylène.

-Solution saturée de chlorure de sodium (NaC 25%).

-Formol à 10 %.

-Éther.

-Solution de sulfate de zinc

7. Techniques de coproparasitologie

Nous avons effectué différentes techniques de coproscopie visant à rechercher les kystes de protozoaires ainsi que les œufs.

7.1 Examen macroscopique

On a observé l'aspect des selles (liquides, semi-liquides hétérogènes, dures, spongieuses, grumeleuses, présence excessive d'amidon non digéré, consistance semblable à de la pâte à modeler, abondance lipidique) ; la teinte des selles (normale, noire, verte ocre, décolorée) ; la présence d'éléments non parasitaires tels que le sang, les glaires, le mucus et les résidus alimentaires ; La présence d'éléments parasitaires comprend : des anneaux de *Taenia*, des *Oxyures* adultes, des *Ascaris* adultes, des douves adultes ainsi que des éléments pseudo-parasitaires.

7.2 Examen microscopique

7.2.1 Examen microscopique direct

•Examen à l'état frais (Figure 19)

-On a déposé une petite quantité de matières fécales sur une lame propre.

-On a ajouté quelques gouttes de sérum physiologique à 0,9% (NACL 0.9%) ou d'eau.

-On a mélangé soigneusement à l'aide d'un bâtonnet ou d'une pipette jusqu'à obtention d'une préparation homogène.

-On a étalé le mélange en une couche mince sur la lame.

-On a retiré les gros débris si nécessaire.

-On a recouvre la préparation avec une lamelle.

-On a observé au microscope à faible grossissement (×10).



Figure 19 *:* Examen parasitologique des selles à l'état frais par NACL 0.9% (Photo personnelle, 2026*).*

7.2.2 Examen microscopique direct après coloration

•Coloration au Lugol (Figure 20)

-On a identifié la lame de microscope.

-On a déposé une goutte de Lugol à droite et une goutte d'eau physiologique (NACL 0.9%) à gauche sur la lame (ou utiliser deux lames séparées).

-On a ajouté une petite quantité de selles ou du culot de concentration dans chaque goutte.

-On a mélangé délicatement chaque préparation à l'aide d'un bâtonnet ou d'une pipette.

-On a étalé le mélange en une couche mince et homogène.

-On a recouvre avec une lamelle en évitant au maximum les bulles d'air. -On observe la préparation au microscope au grossissement ×40.



Figure 20*:* Réalisation de l'examen parasitologique des selles par coloration au Lugol (goutte épaisse) (Photo personnelle, 2026).

•Coloration au bleu méthylène

-On a déposé une goutte de bleu de méthylène sur une lame propre et marquée. -On prélève, à l'aide d'une spatule, une petite quantité de selles fraîches.

-On a incorporé l'échantillon de selles à la goutte de bleu de méthylène afin d'obtenir une préparation homogène.

-On a recouvré la préparation avec une lamelle en évitant la formation de bulles d'air.

-On a examiné rapidement la préparation au microscope, généralement avec l'objectif ×40.

7.2.3 Technique de Flottation (Figure 21)

•Méthode de Willis

On a préparé une solution saturée de chlorure de sodium NACL (environ 25 g de sel pour 100 ml d'eau distillée, densité ≈ 1,200). On écrase 3g des fèces dans un pillon et ajoute 25ml de la solution saline saturée (NACL 25%).et homogénéiser soigneusement le mélange afin d'obtenir une suspension uniforme (Figure 22).

-On a filtré rapidement la suspension par passoire à thé et bécher graduée pour éliminer les grosses particules.

-On a rempli un tube à essai avec le filtrat jusqu'au bord, de manière à former un léger ménisque.

-On a déposé délicatement une lamelle à la surface du tube en évitant la formation de bulles d'air.

-On a laissé reposer pendant environ 15 minutes afin de permettre la remontée des œufs à la surface.

-On a retiré doucement la lamelle et on la dépose sur une lame porte-objet, et examiner immédiatement au microscope avant l'évaporation de l'eau et la cristallisation de sel

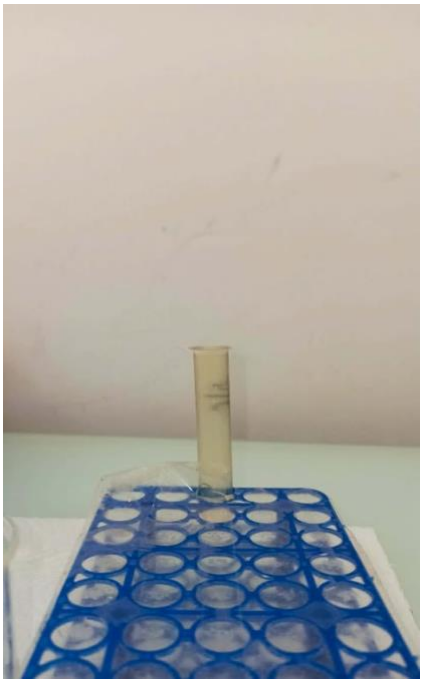


Figure 21 : Réalisation de la technique de flottation (Photo personnelle, 2026).



Figure 22 : Préparation de l'eau physiologique NACL (Photo personnelle, 2026).

•Méthode de Faust simplifiée

-On a préparé 3 g de selles dans 25 ml de solution de sulfate de zinc (25 g de sulfate de zinc dans 100 ml d'eau distillée), puis on homogénéise soigneusement le mélange.

-On a filtré la suspension à l'aide d'un tamis ou d'une gaze dans un bécher.

-On a transféré ensuite dans un tube de centrifugation.

On a centrifugé pendant environ 1 minute à 2300 tours/min.

-Après centrifugation, on a prélèvé la couche superficielle contenant les œufs à l'aide d'une anse métallique.

-On a déposé sur une lame et on recouvre d'une lamelle.

-On a observé au microscope.

7.2.4 Technique de sédimentation sans centrifugation

-On a pesé 3 g de fèces prélevées en divers points de la masse fécale.

-On a mélangé avec 15 à 25 ml d'eau distillée.

-On a tamisé le mélange dans un bécher.

-On a laissé sédimenter pendant une heure puis on jette le surnageant.

-On a mis la moitié du culot en suspension dans l'eau pendant une heure, puis on jette le surnageant.

-On a prélevé le culot à l'aide d'une pipette Pasteur, puis on le dépose entre lame et lamelle avant de l'observer à la loupe (G × 40).

7.2.5 Technique de sédimentation avec centrifugation (Figure 23)

-On a mis environ 3 g de matières fécales dans un bécher ou un mortier.

-On a ajouté 10 à 25 ml de diluant (eau physiologique 0,9 %, eau du robinet filtrée ou solution saline).

-On a homogénéisé soigneusement afin d'obtenir une suspension uniforme.

-On a filtré la suspension si nécessaire à travers une gaze ou un tamis.

-On a transféré le filtrat dans un tube à centrifuger.

-On a centrifugé à 1500 à 2000 tours/minute pendant 1 à 5 minutes.

-On a jeté le surnageant et on conserve le culot.

-On a remis le culot en suspension dans le diluant et on répète la centrifugation 2 à 3 fois jusqu'à clarification du surnageant. Après la dernière centrifugation, on dépose une goutte du culot sur une lame.

-On a recouvert d'une lamelle et on examine au microscope (objectif 10× puis 40×).



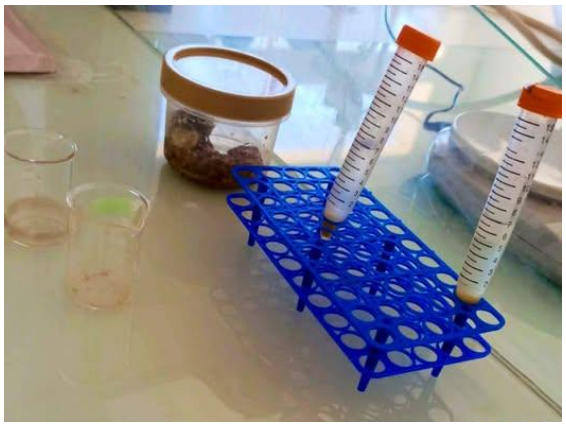


Figure 23: Réalisation de la technique de sédimentation avec centrifugation (Photo personnelle, 2026).

7.2.6 Technique de Ritchie simplifiée (éther–formol) (Figure 24)

-On a introduit environ 3 g de matières fécales dans un mortier.

-On a ajouté 25 mL de solution de formol 10 % et on homogénéise.

-On a filtré la suspension dans un bécher à travers une gaze et on recueille le filtrat dans un tube conique.

-On a ajouté 3 mL d'éther et on agite vigoureusement afin d'obtenir une émulsion homogène.

-On a centrifugé pendant 2 min 30 s à vitesse moyenne.

-Après centrifugation, on a observé la formation de "quatre couches" :

•Éther (superficiel).

•Débris organiques.

•Formol.

•Culot contenant les éléments parasitaires.

-On a éliminé les trois couches supérieures.

-On a repris le culot et on le dépose sur une lame avec une lamelle.

-On a observé au microscope aux objectifs ×10 et ×40.

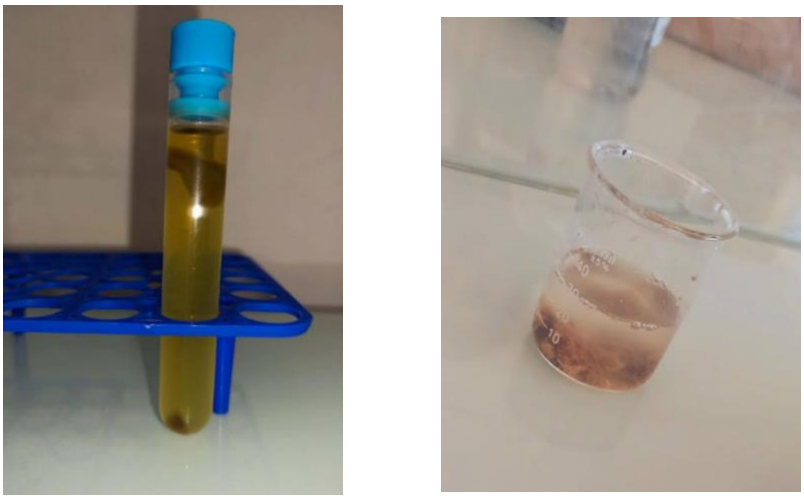


Figure 24: Réalisation de la technique de Ritchie simplifiée (Photo personnelle, 2026).

8. Lecture (Figure 25)

La lecture s'est effectuée à l'aide d'un microscope inversé optique relié à un ordinateur, équipé du logiciel « Optika Vision Lite 2.1 ». L'observation des échantillons a été réalisée principalement aux grossissements ×10, ×20 et ×40. Le logiciel a permis de mesurer la taille des œufs parasitaires afin de faciliter leur identification.

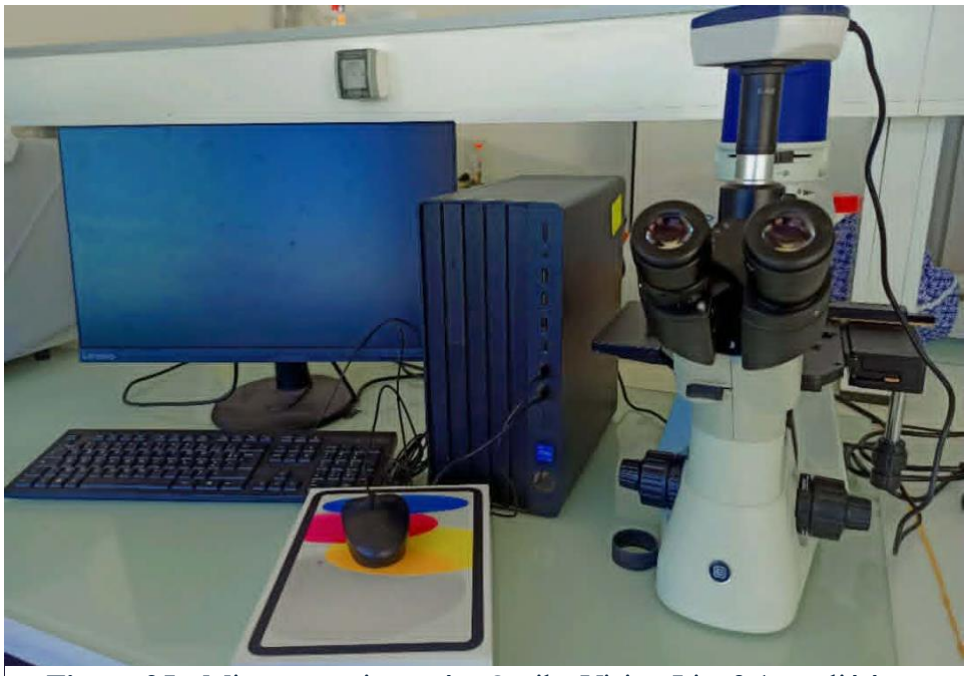


Figure 25 : Microscope inversé « Optika Vision Lite 2.1 » relié à un ordinateur équipé d'un logiciel de mesure des œufs (Photo personnelle, 2026).

9. Résultats

9.1 Résultats d'échantillonnage

Cette étude s'inscrit dans le cadre de l'identification des parasites de poulet par différentes techniques de diagnostic parasitologique, le travail a été effectué au sein du laboratoire de parasitologie de l'Université de Relizane. Durant une période de deux mois, s'étendant du 04 mars au 20 avril, nous avons analysé 16 échantillons provenant de trois élevages de volailles, comprenant des élevages traditionnels au niveau des daïras d'Oued Rhiou et de Lahlef, ainsi qu'un élevage avicole moderne situer dans la région de Djidiouia. Ces échantillons ont été classés selon la date de prélèvement et le type d'élevage, comme indiqué dans le tableau (02).

N°	Date	Heure	Région	T°c	Humidité	Vent	Type d'élevage
E01	04/03/2026	10:30	Djidiouia	19°c	45%	Modéré	Moderne
E02	04/03/2026	10:36	Djidiouia	19°c	45%	Modéré	Moderne
E03	05/03/2026	08:00	Djidiouia	20°c	45%	Faible	Moderne
E04	05/03/2026	09:45	Djidiouia	20°c	45%	Faible	Moderne
E05	09/03/2026	09:00	Lahlef	19°c	45%	Modéré	Traditionnel
E06	10/03/2026	09:30	Lahlef	20°c	45%	Modéré	Traditionnel
E07	16/03/2026	08:30	Oued Rhiou	21°c	45%	Modéré	Traditionnel
E08	16/03/2026	08:30	Oued Rhiou	21°c	45%	Modéré	Traditionnel
E09	02/04/2026	10:11	Lahlef	24°c	40%	Faible	Traditionnel
E10	03/04/2026	14:00	Lahlef	26°c	40%	Faible	Traditionnel
E11	08/04/2026	09:00	Lahlef	24°c	45%	Faible	Traditionnel
E12	08/04/2026	08:30	Oued Rhiou	25°c	47%	Modéré	Traditionnel
E13	13/04/2026	13:00	Oued Rhiou	27°c	47%	Modéré	Traditionnel
E14	13/04/2026	13:00	Djidiouia	27°c	47%	Modéré	Moderne
E15	20/04/2026	12:00	Djidiouia	28°c	45%	Modéré	Moderne

E16	20/04/2026	12:00	Djidiouia	28°c	45%	Faible	Moderne

Tableau 2: Paramètres climatiques et informations relatives aux échantillons de coproscopie aviaire

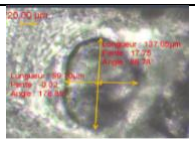
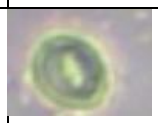
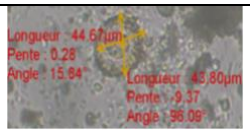
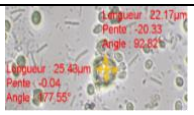
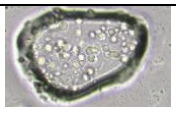
Les données météorologiques relevées durant la période d'échantillonnage (du 4 mars au 20 avril 2026) dans les régions de Lahlef, Djidiouia et Oued Rhiou, wilaya de Relizane, montrent des conditions climatiques relativement stables et typiquement printanières.

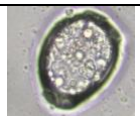
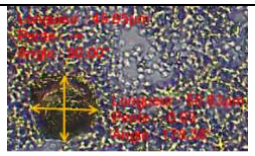
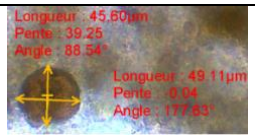
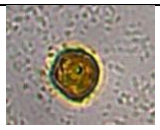
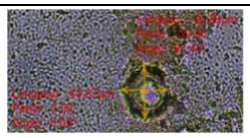
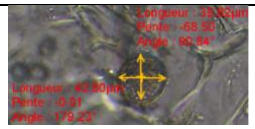
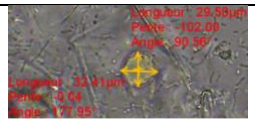
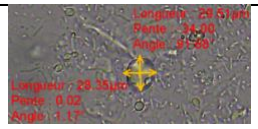
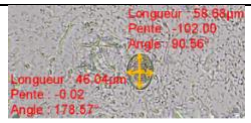
Les températures enregistrées ont varié entre 19 °C et 29 °C, avec une augmentation progressive entre le mois de mars et le mois d'avril, traduisant l'installation progressive de la saison chaude. L'humidité relative a légèrement diminué au cours de la période d'étude, avec des valeurs comprises entre 40 % et 47 %, ce qui correspond aux caractéristiques du climat semi-aride de la région au printemps. La vitesse du vent est restée globalement faible à modérée, avec quelques renforcements observés durant les après-midis du mois d'avril, probablement liés au réchauffement diurne. Dans l'ensemble, les conditions météorologiques observées durant la période d'étude étaient favorables et relativement homogènes, sans phénomènes climatiques extrêmes susceptibles d'influencer de manière significative les résultats des analyses coproscopiques et la qualité de l'échantillonnage.

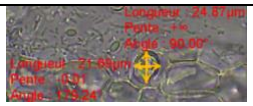
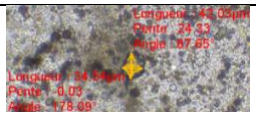
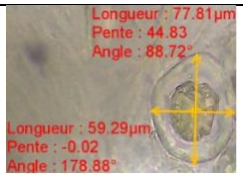
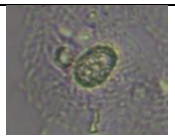
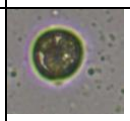
9.2 Résultats de l'examen parasitologique

L'identification morphologique a été réalisée en utilisant une clé basée sur des critères mesurables (taille, Structure de la paroi, contenu interne), appuyée par des atlas de référence : (Reinecke, 1983 ; Stürmann et al., 2026 ; Bowman & Georgi, 2009).

Tableau 3:Résultats des analyses parasitologiques réalisées sur 16 échantillons (E1 à E16), mettant en évidence les parasites présents dans les selles de poules.

N	Technique	Photo	Photo de parasite	Identification
E1	Examen direct au lugol	1		Oocyste sporule (***Eimeria***)
E1	Examen direct au lugol	2		Oocyste sporule (***Eimeria***)
E2	Flottation sans centrifugation	1		Œuf de trematode (Famille ***Echinostomatidae***)
E2	Flottation avec centrifugation	2		Oocyste sporule (***Eimeria***)
E2	Flottation avec centrifugation	3		Oocyste non sporule (***Eimeria***)
E3	Examen direct avec NACL	1	 	Kyste (***Giardia***)
E4	Sedimentation avec centrifugation	1		Œuf de cestode Famille ***Davaineidae*** ***(Raillietina***, ***Davainea)***
E5	Retchie	1		Oocyste non sporule (***Eimeria***)
E5	Retchie	2		Oocyste non sporule (***Eimeria***)
E5	Retchie	3		Oocyste non sporule (***Eimeria***)
E6	Flottation sans centrifugation	1		Oocyste non sporule (***Eimeria***)

E6	Flottation sans centrifugation	2		Oocyste non sporule (***Eimeria***)
E07	Flottation avec centrifugation	1		Oocyste non sporulé (***Eimeria***)
E08	Examen direct au lugol	1		Œuf de cestode Famille ***Davaineidae*** (***Raillietina***, ***Davainea***)
E09	Examen direct au lugol	1		Œuf de cestode Famille ***Davaineidae*** (***Raillietina***, ***Davainea***)
E10	Examen direct avec NACL	1	 	Oocyste non sporulé ***(Eimeria)***
E10	Examen direct avec NACL	2		Œuf de cestode Famille ***Davaineidae*** (***Raillietina***, ***Davainea***)
E11	Examen direct par coloration au bleu de methylene	1		Œuf de cestode Famille ***Davaineidae*** (***Raillietina***, ***Davainea***)
E12	Retchie	1		Oocyste non sporule (***Eimeria***)
E12	Retchie	2		Oocyste non sporulé (***Eimeria***)
E12	Retchie	3		Oocyste non sporulé (***Eimeria***)
E12	Retchie	4		Oocyste non sporulé (***Eimeria***)

E12	Retchie	5		Oocyste non sporule (***Eimeria***)
E13	Sedimentation avec centrifugation	1		Œuf de cestode Famille ***Davaineidae*** (***Raillietina***, ***Davainea***)
E14	Examen direct au lugol	1		Œuf de Nematode Famille ***Ascaridiidae*** (***Aascaridia galli***)
E15	Examen direct NACL	1		Oocyste non sporulé (***Eimeria***)
E16	Flottation sans centrifugation	1		 Oocyste sporulé (***Eimeria***)

10.Interprétation

Échantillon E1 : Examen direct au Lugol

Observation d'oocystes sporulés de *Eimeria*, spp agents responsables de la coccidiose aviaire. La présence de formes sporulées indique des stades infestants matures, traduisant des conditions environnementales favorables à la sporulation. L'examen direct au Lugol a permis une meilleure visualisation des structures internes grâce à la coloration iodée.

Échantillon E2 : Flottation sans centrifugation

Mise en évidence d'œufs de trématodes appartenant à la famille *Echinostomatidae*. Ces structures témoignent d'une infestation par des helminthes digènes du tractus digestif. La technique de flottation a permis leur récupération en surface en raison de leur densité relativement faible.

Échantillon E2 : Flottation avec centrifugation

Observation d'oocystes sporulés et non sporulés de *Eimeria*. La coexistence de ces deux formes reflète différents stades évolutifs du parasite au sein de l'hôte et/ou de l'environnement. La

centrifugation a amélioré la concentration des éléments parasitaires, augmentant ainsi la sensibilité diagnostique.

Échantillon E3 : Examen direct au NaCl 0,9 %

Détection de kystes de *Giardia* spp., correspondant à la forme de résistance et de dissémination du parasite. Le sérum physiologique a permis de préserver la morphologie des kystes et de faciliter leur observation microscopique.

Échantillon E4 : Sédimentation avec centrifugation

Mise en évidence d'œufs de cestodes appartenant à la famille *Davaineidae* (*Raillietina* spp., *Davainea* spp.). Ces parasites sont responsables d'affections intestinales chez les volailles. La technique de sédimentation est adaptée à la récupération des œufs lourds, concentrés au fond du tube après centrifugation.

Échantillon E5 : Méthode de Ritchie

Présence d'oocystes non sporulés de *Eimeria*. Ces formes traduisent une excrétion récente du parasite dans les fèces. La méthode de Ritchie a permis une bonne concentration des éléments parasitaires grâce à l'action combinée du formol et de l'éther.

Échantillon E6 : Flottation sans centrifugation

Observation d'oocystes non sporulés de *Eimeria*. La technique de flottation a permis la mise en évidence des éléments parasitaires légers présents dans la solution saturée.

Échantillon E7 : Flottation avec centrifugation

Présence d'oocystes non sporulés de *Eimeria*. L'étape de centrifugation a amélioré le rendement diagnostique en augmentant la concentration des oocystes.

Échantillon E8 : Examen direct au Lugol

Observation d'œufs de cestodes de la famille *Davaineidae*. La coloration au Lugol a amélioré le contraste des structures internes, facilitant leur identification.

Échantillon E9 : Examen direct au Lugol

Mise en évidence d'œufs de cestodes (*Raillietina* spp., *Davainea* spp.), indiquant une infestation intestinale par des cestodes aviaires.

Échantillon E10 : Examen direct au NaCl 0,9 %

Présence concomitante d'oocystes non sporulés de *Eimeria* et d'œufs de cestodes *Davaineidae*. Cette association traduit une infestation parasitaire mixte. Le NaCl a permis une observation directe sans altération morphologique majeure.

Échantillon E11 : Coloration au bleu de méthylène

Observation d'œufs de cestodes *Davaineidae*. Le bleu de méthylène a amélioré le contraste et la visibilité des structures morphologiques, facilitant l'identification.

Échantillon E12 : Méthode de Ritchie

Présence abondante d'oocystes non sporulés de *Eimeria*, suggérant une forte charge parasitaire dans l'échantillon analysé.

Échantillon E13 : Sédimentation avec centrifugation

Mise en évidence d'œufs de cestodes *Davaineidae*. La méthode de sédimentation s'est révélée efficace pour la récupération des œufs denses.

Échantillon E14 : Examen direct au Lugol

Observation d'œufs de nématodes de la famille *Ascaridiidae* (*Ascaridia galli*), parasite intestinal fréquent des volailles, associé à des troubles digestifs et à un amaigrissement progressif.

Échantillon E15 : Examen direct au NaCl 0,9 %

Présence d'oocystes non sporulés de *Eimeria*. L'examen direct a permis une détection rapide des formes parasitaires dans les selles fraîches.

Échantillon E16 : Flottation sans centrifugation

Observation d'oocystes sporulés de *Eimeria*, correspondant à la forme infestante du parasite, suggérant une contamination environnementale active.

11. Discussion

La présente étude coproscopique réalisée chez les poulets a permis de mettre en évidence la présence de plusieurs parasites digestifs à travers l'utilisation de différentes techniques d'analyse parasitologique. Les résultats obtenus révèlent principalement la présence d'oocystes de coccidies, d'oocystes sporulés ainsi que d'œufs d'*Ascaridia galli*, Œuf de *Davaineidae*,

Kyste de *Giardia*, traduisant une contamination parasitaire digestive au sein des élevages étudiés.

La fréquence importante des oocystes de coccidies retrouvés dans les échantillons montre que la coccidiose reste une parasitose très répandue en aviculture. Cette prévalence élevée est principalement liée aux conditions d'élevage défavorables, en particulier la promiscuité et la surpopulation dans les poulaillers, qui facilitent la transmission du parasite entre les animaux. De plus, l'humidité associée à des litières souillées constitue un milieu propice au développement et à la sporulation des oocystes, augmentant ainsi le risque d'infestation Par ailleurs, plusieurs facteurs aggravent la sensibilité des volailles à cette infection. Le stress provoqué par un changement d'alimentation, le transport ou l'introduction de nouveaux sujets affaiblit les défenses immunitaires des animaux. En outre, les jeunes poules âgées de moins de trois mois sont particulièrement exposées à la coccidiose, en raison de l'immaturité de leur système immunitaire, ce qui explique leur forte vulnérabilité à la maladie (Bachir, 2026).

L'observation d'oocystes sporulés dans certains échantillons indique que les conditions environnementales étaient favorables à la maturation des formes infestantes. Cette sporulation représente une étape importante dans le cycle évolutif des coccidies puisqu'elle permet la transmission de l'infection entre les volailles. La présence de ces formes sporulées témoigne donc d'une contamination active de l'environnement d'élevage. Par ailleurs, l'identification des œufs d'*Ascaridia galli* met en évidence l'existence d'une infestation par les nématodes digestifs chez les poulets étudiés. Ce parasite est fréquemment rencontré dans les élevages avicoles où les mesures sanitaires sont insuffisantes. Les infestations par *Ascaridia galli* peuvent provoquer des troubles digestifs, une mauvaise absorption des nutriments, un retard de croissance ainsi qu'une diminution des performances zootechniques des volailles (Olivier, 2025)

La mise en évidence des œufs de trématodes (famille *Echinostomatidae*) suggère une contamination liée au cycle de vie complexe de ces parasites, impliquant généralement des hôtes intermédiaires tels que les mollusques aquatiques. Leur présence chez les volailles peut être associée à l'accès à des sources d'eau contaminée ou à un environnement favorisant la circulation de ces hôtes intermédiaires. Ces parasites peuvent être responsables de lésions intestinales et de troubles digestifs, en fonction de l'intensité de l'infestation.

La détection de kystes de *Giardia* indique une contamination fécale-orale de l'environnement. *Giardia* est un protozoaire intestinal pouvant être rencontré chez différentes espèces animales, notamment dans des conditions d'hygiène insuffisantes et en présence d'eau ou d'aliments

contaminés. Chez les volailles, sa présence peut être associée à des troubles digestifs et à une altération de l'absorption intestinale, bien que son rôle pathogène varie selon les conditions d'infestation (Al-Fatlawi & Abdulsada, 2024).

La présence d'œufs de cestodes appartenant à la famille des *Davaineidae* révèle également une infestation par des vers plats digestifs chez les volailles étudiées. Les cestodes de cette famille sont fréquemment rencontrés chez les poulets élevés dans des conditions favorisant le contact avec les hôtes intermédiaires, tels que certains insectes ou invertébrés présents dans l'environnement. Ces parasites peuvent provoquer des troubles digestifs, une faiblesse générale, une diminution de la croissance ainsi qu'une baisse des performances de production.

Les différentes techniques coproscopiques utilisées ont montré leur complémentarité dans le diagnostic parasitaire. L'examen direct à l'état frais a permis une observation rapide des éléments parasitaires (Beugnet et al, 2021a), tandis que la technique de flottation s'est révélée efficace pour la mise en évidence des oocystes et des œufs légers (Rousset, 1993). La technique de sédimentation a, quant à elle, facilité la détection de certains éléments plus lourds (CDC, 2024), confirmant ainsi l'intérêt de l'association de plusieurs méthodes pour améliorer la sensibilité du diagnostic.

Les variations observées entre les échantillons peuvent être expliquées par plusieurs facteurs, notamment les conditions d'hygiène, la qualité de l'alimentation et de l'eau, la densité des animaux, l'âge des volailles ainsi que l'utilisation ou non de traitements antiparasitaires.

Enfin, les résultats obtenus dans cette étude sont comparables à ceux rapportés dans plusieurs travaux scientifiques, qui montrent une forte prévalence des parasitoses digestives chez les volailles élevées dans des conditions similaires. Cette étude souligne ainsi l'importance du diagnostic coproscopique et la nécessité de renforcer les mesures d'hygiène et de prévention afin de limiter la propagation des parasites dans les élevages avicoles.

12. Conclusion

Cette étude réalisée au niveau des élevages avicoles de la wilaya de Relizane a permis de mettre en évidence la présence de diverses parasitoses digestives chez les volailles à travers l'analyse coproscopique des échantillons fécaux. Les différentes méthodes utilisées, notamment l'examen direct et les techniques de flottation, ont permis d'identifier plusieurs formes parasitaires, en particulier les oocystes de coccidies sporulés et non sporulés ainsi que certains œufs d'helminthes.

Les résultats obtenus montrent que les infestations parasitaires demeurent fréquentes dans les élevages étudiés, avec des variations liées aux conditions d'élevage, au niveau d'hygiène et aux facteurs environnementaux. La présence de ces parasites constitue un problème sanitaire important pouvant entraîner une altération de l'état de santé des volailles, une diminution des performances zootechniques ainsi que des pertes économiques considérables pour les éleveurs.

Cette étude met en évidence l'importance d'un suivi parasitologique régulier associé à l'application rigoureuse des mesures prophylactiques, notamment le respect des règles d'hygiène, la désinfection des bâtiments d'élevage ainsi qu'une gestion adéquate de l'alimentation et de l'eau de boisson. Elle souligne également l'intérêt de l'utilisation des insecticides avant l'introduction des volailles dans les élevages, les fourmis pouvant intervenir comme hôtes intermédiaires dans la transmission de certains cestodes, notamment les ténias.

Enfin, ce travail constitue une contribution à la connaissance des parasitoses aviaires dans la région étudiée et pourrait servir de base à des investigations ultérieures visant à mieux évaluer l'impact des parasites digestifs sur la santé et la productivité des volailles.

13. References

Abdallahi, M. (2024). (PDF) Techniques de diagnostic microscopique des parasitoses intestinales. ResearchGate. https://doi.org/10.13140/RG.2.2.14668.73605

Al-Fatlawi, M. A., & Abdulsada, A. K. (2024). Microscopical and phylogenetic identification of Giardia lamblia from fecal samples of chickens in Baghdad governorate, Iraq. Iraqi Journal of Veterinary Sciences, 38(Suppl. I–IV), 1–5. https://doi.org/10.33899/ijvs.2024.146134.3418

Alsaidya, A. (2019). Poultry Parasitic Diseases CRYPTOSPORIDIOSIS. ResearchGate. https://doi.org/10.13140/RG.2.2.12733.92649

Anofel, Houzé, S., & Delhaes, L. (2022). Parasitologie: Techniques élémentaires. In Parasitologie et Mycologie Médicales (pp. 7–44). Elsevier. https://doi.org/10.1016/B978-2-294-77766-0.00001-7

Avi, R., Reperant, J.-M., Bussière, F., Silvestre, A., Roux, J.-F. L., Moreaud, D., & Gonzalez, J. (2023). La coccidiose chez les poulets domestiques : Revue sur les stratégies de prévention et de contrôle. INRAE Productions Animales, 36(4), 7558-7558. https://doi.org/10.20870/productions-animales.2023.36.4.7558

Ayres, R. M., Mara, D. D., & World Health Organization (WHO). (1997). *Analysis of wastewater for use in agriculture: A laboratory manual of parasitological and bacteriological techniques*. World Health Organization, Geneva. https://iris.who.int/handle/10665/41899

Bachir, S. (2026). Coccidiose chez la poule : Causes, symptômes, traitements et prévention. https://www.futura-sciences.com/planete/questions-reponses/animaux-coccidiose-chez-poule-causes-symptomes-traitements-prevention-24437/

Bailenger, J. (1966). Les méthodes diphasiques de concentration parasitaire en Coprologie : Explication de leurs divergences par l'énoncé de leur principe. Annales de

Parasitologie Humaine et Comparée, 41(6), 607-622. https://doi.org/10.1051/parasite/1966416607

Bailenger, J. (1966). Les méthodes diphasiques de concentration parasitaire en Coprologie: Explication de leurs divergences par l'énoncé de leur principe. Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 41(6), 607–622. https://doi.org/10.1051/parasite/1966416607

Beaumont, A., & Cassier, P. (2004). Des protozoaires aux métazoaires épithélioneuriens. Tome 1. Dunod.

Beugnet, F., Bourdeau, P., Chalvet-Monfray, K., Guillot, J., Halos, L., Losson, B., & Moreau, E. (2021a). Les techniques de sédimentation. ESCCAP France. https://www.esccap.fr/les-techniques-de-sedimentation.html

Beugnet, F., Bourdeau, P., Chalvet-Monfray, K., Guillot, J., Halos, L., Losson, B., & Moreau, E. (2021b). Recueil et conservation des échantillons fécaux. ESCCAP France. https://www.esccap.fr/recueil-et-conservation-des-echantillons-fecaux.html

Blake, D. P., Knox, J., Dehaeck, B., Huntington, B., Rathinam, T., Ravipati, V., Ayoade, S., Gilbert, W., Adebambo, A. O., Jatau, I. D., Raman, M., Parker, D., Rushton, J., & Tomley, F. M. (2020). Re-calculating the cost of coccidiosis in chickens. Veterinary Research, 51(1), 115. https://doi.org/10.1186/s13567-020-00837-2

Bonou, C. H. (1987). L'appareil digestif de la poule : histologie normale et histologie pathologique dans la maladie de Newcastle. Dakar : EISMV, Université Cheikh Anta Diop.

Bouhelier, B. (2005). Prévalence des coccidies en élevage de poulets sous label rouge du Gers : étude expérimentale. Thèse de doctorat vétérinaire, École Nationale Vétérinaire de Toulouse (ENVT), Université Paul-Sabatier, Toulouse, France.

Bowman, D. D., & Georgi, J. R. (2009). Georgis' parasitology for veterinarians (9. ed). Saunders Elsevier.

Buffaz, C., Hodille, E., Jourdy, Y., Louvrier, C., & Marijon, A. (2014). Parasitologie et mycologie médicale pratique. De Boeck.

Burrell, A., Marugan-Hernandez, V., Graefin Von Der Recke, K., Aguiar-Martins, K., Gabriel, H. B., Tomley, F. M., & Vaughan, S. (2023). Refractile bodies of Eimeria tenella are proteinaceous membrane-less organelles that undergo dynamic changes during infection. Frontiers in Cellular and Infection Microbiology, 13, 1082622. https://doi.org/10.3389/fcimb.2023.1082622

Bussiéras, J., & Chermette, R. (1992). Abrégé de parasotologie vétérinaire. Fascicule 2. Protozoologie vétérinaire. Service de parasitologie, Ecole nationale vétérinaire.

Camille, O. (2018). La poule, cet oiseau rare !! https://oeuf-poule-poussin.com/schema-poule/

Campbell, N. F., Almeida, P., Simões, A. R., Antunes, J., Quintas, H., Pires, H., Monteiro, H., Waap, H., & Cortes, H. (2026). Widespread benzimidazole resistance and β-tub-1 F200Y SNP in gastrointestinal nematodes of sheep across Portugal. Veterinary Parasitology, 345, 110782. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2026.110782

Castañón, C. A. B., Fraga, J. S., Fernandez, S., Gruber, A., & Costa, L. da F. (2007). Biological shape characterization for automatic image recognition and diagnosis of protozoan parasites of the genus *Eimeria*. Pattern Recognition, 40(7), 1899–1910. https://doi.org/10.1016/j.patcog.2006.12.006

Castro, G. A. (1996). Helminths : Structure, Classification, Growth, and Development. In S. Baron (Éd.), Medical Microbiology (4th éd.). University of Texas Medical Branch at Galveston. http://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK8282/

Centers for Disease Control and Prevention (CDC). (2024). *DPDx – Diagnostic procedures: Stool specimens*. https://www.cdc.gov/dpdx/diagnosticprocedures/stool/index.html

Centers for Disease Control and Prevention (CDC). (2024). *Stool Specimens – Specimen Processing*. DPDx Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. CDC DPDx Stool Specimens

Cribb, T. H., & O'Callaghan, M. (1992). An unusual trematode infecting domestic chickens. Australian Veterinary Journal, 69(3), 69-70. https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1992.tb07456.x

Desoubeaux, G., & Chandenier, J. (2012). Nématodoses intestinales : Aspects épidémio-cliniques et diagnostic. Revue Francophone des Laboratoires, 2012(440), 39-55. https://doi.org/10.1016/S1773-035X(12)71364-3

Diop, A. (1982). Le poulet de chair au Sénégal : production, commercialisation et perspectives de développement. Thèse de doctorat vétérinaire, École Inter-États des Sciences et Médecine Vétérinaires (EISMV), Université Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal, n° 8, 123 p.

Direction du tourisme et de l'Artisanat Relizane (DTAR) (2021). Notre Wilaya—Direction du Tourisme et de l'Artisanat Relizane. https://relizane.mta.gov.dz/fr/notre-wilaya/

Do Rosário, C. J. R. M., Lima, A. D. S., Tavares, C. P., Souza, R. C., Costa-Júnior, L. M., Figueiredo, P. L. B., Coimbra, V. C. S., & Da Rocha, C. Q. (2026). Seasonal and circadian dynamics of Ageratum conyzoides essential oil and its application in tick control. Veterinary Parasitology, 345, 110783. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2026.110783

Dwight, D. B. (2020). Georgis' Parasitology for Veterinarians. Elsevier eBook on VitalSource, 11th Edition—9780323543989. https://evolve.elsevier.com/cs/product/9780323543989?role=student

El-Shall, N. A., Abd El-Hack, M. E., Albaqami, N. M., Khafaga, A. F., Taha, A. E., Swelum, A. A., El-Saadony, M. T., Salem, H. M., El-Tahan, A. M., AbuQamar, S. F., El-Tarabily, K. A., & Elbestawy, A. R. (2022). Phytochemical control of poultry coccidiosis : A review. Poultry Science, 101(1), 101542. https://doi.org/10.1016/j.psj.2021.101542

Encyclopaedia Britannica. (2026). Chicken: types, characteristics & uses. *In* Encyclopaedia Britannica. https://www.britannica.com/animal/chicken

Fan, B., Bryant, R. H., & Greer, A. W. (2026). Behavioural patterns of grazing ram lambs exposed to gastrointestinal nematode parasitism. Veterinary Parasitology, 345, 110770. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2026.110770

Fawzia, C., & Souad, D. (2017). Les Techniques De Diagnostic Utilisées en Parasitologie-Mycologie Dans la Région GUELMA [Working Paper]. SNV.STU. https://dspace.univ-guelma.dz/jspui/handle/123456789/1739

Fenardji, F. (1990). Organisation, performanceset avenir de la production avicole en Algérie c).

Fortineau, O. & Troncy P.-M. (1985). Coccidioses, maladies animales majeures. II. Les coccidioses du poulet. Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire de Nouvelle-Calédonie. (Nouvelle-Calédonie). https://agritrop.cirad.fr/446932/

Gabitodorean, (2019). Oocyste non sporulé d'*Eimeria* / *Isospora* isolé de s infectés. DepositPhotos. https://depositphotos.com/fr/photo/unsporulated-oocyst-of-eimeriaisospora-isolated-from-infected-s-277362926.html

Garcia, L. S. (2016). *Diagnostic Medical Parasitology* (6th ed.). ASM Press.

Goerges, J. (2026). ACANTHOCÉPHALES. Universalis.fr. https://www.universalis.fr/encyclopedie/acanthocephales/

Goret, P. (1966). Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Par M. J. Euzéby. Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France, 119(10), 351-351.

Goriaux, I. (2024). Anatomie et morphologie de la poule et du coq. Poule's Club—Conseils d'Éleveurs Passionnés. Dernière mise à jour : 25 mars 2024. https://poules-club.com/anatomie-poule-coq/

Graaf, D. C., Vanopdenbosch, E., Ortega-Mora, L. M., Abbassi, H., & Peeters, J. E. (1999). A review of the importance of cryptosporidiosis in farm animals. International Journal for Parasitology, 29(8), 1269-1287. https://doi.org/10.1016/S0020-7519(99)00076-4

Guérin, J. L., Balloy, D., & Villate, D. (2012). *Maladies des volailles*. L'appareil digestif, pages 27-38. France Agricole.

Gürel, T., & Umur, Ş. (2026). Silent circulation of Trichinella spp. in wild boars (Sus scrofa) : Evidence from serology in the absence of detectable larvae. Veterinary Parasitology, 345, 110785. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2026.110785

Hafez, H. M. (2008). Poultry coccidiosis: Prevention and control approaches. European Poultry Science, 72(1), 2–7. https://doi.org/10.1016/S0003-9098(25)00872-0

Herte, S. (1995). Méthode de concentration des selles · devsante.org. https://devsante.org/articles/methode-de-concentration-des-selles/

Hervé, M. (2008). Examen parasitologique des selles | PDF | Matière fécale | Parasitologie. https://fr.scribd.com/document/813092958/Examens-parasitologiques-des-selles

Hickman, C. P., Roberts, L. S., Keen, S. L., Larson, A., I'Anson, H., & Eisenhour, D. J. (2017). *Integrated Principles of Zoology* (17th ed.). McGraw-Hill Education.

Janashia, I., Kovačić, M., Wilson, G., Uzunov, A., Costa, C., Chen, C., & Gill, M. C. (2026), Timing matters : Seasonal variations in the efficacy of formic acid treatments against the honey bee parasites Tropilaelaps mercedesae and Varroa destructor in the Caucasus. Veterinary Parasitology, 345, 110771. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2026.110771

Konate, Y., Diallo, A. O. S., Kourouma, A., & Sylla, A. (2020). Prévalence de l'ascaridiose chez les pintades en élevage familial dans la commune urbaine de Dalaba (République de Guinée). Cahiers Vétérinaires, (5), 7–14.

Koyabizo, Y. A. (2009). La poule, l'aviculture et le développement : Science et technique de base. Editions L'Harmattan.

Masson, E. (1941). Scotch®-test anal. EM-Consulte. https://www.em-consulte.com/article/61492/scotch-r-test-anal

Morel, P. (1983). Précis de parasitologie animale tropicale par P. M. Troncy, J. Itard et P. C. Morel. Paris (Ministère de la Coopération et du Développement), 1981. Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France, 136(1), 51-53.

Mottet, A., & Tempio, G. (2017). Global poultry production: current state and future outlook and challenges. World's Poultry Science Journal, 73(2), 245–256**.** https://doi.org/10.1017/S0043933917000071

Mouafo, A. N., Richard, F., & Entzeroth, R. (2000). Observation of sutures in the oocyst wall of Eimeria tenella (Apicomplexa). Parasitology Research, 86(12), 1015-1017. https://doi.org/10.1007/pl00008521

Narayan, K. G., Sinha, D. K., & Singh, D. K. (2024). Raillietina spp. In Handbook of Management of Zoonoses (p. 993-996). Springer, Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-99-9885-2_101

O'Donoghue, P. J. (1995). *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis in man and animals. International Journal for Parasitology, 25(2), 139-195. https://doi.org/10.1016/0020-7519(94)e0059-v

Olivier, M. (2025). Infection à *Ascaridia* : Symptômes, Diagnostic et Traitements 2025. LeMedecin.fr—Guide Médical Complet. https://lemedecin.fr/medical/pathologies/infection-a-ascaridia.html

Rebert, S. (2024). Analyse de selles: Déroulé de l'examen, quand prendre rendez-vous ?, Mis à jour le 06/11/2024. https://www.passeportsante.net/fr/Maux/examens-medicaux-operations/Fiche.aspx?doc=examen-parasitologique-selles

Reid, A. J., Blake, D. P., Ansari, H. R., Billington, K., Browne, H. P., Bryant, J., Dunn, M., Hung, S. S., Kawahara, F., Miranda-Saavedra, D., Malas, T. B., Mourier, T., Naghra,

H., Nair, M., Otto, T. D., Rawlings, N. D., Rivailler, P., Sanchez-Flores, A., Sanders, M., … Pain, A. (2014). Genomic analysis of the causative agents of coccidiosis in domestic chickens. Genome Research, 24(10), 1676-1685. https://doi.org/10.1101/gr.168955.113

Reinecke, R. K. (1983). Veterinary helminthology (pp. vii+-392pp).

Ritu, S. N., Labony, S. S., Hossain, Md. S., Ali, Md. H., Hasan, M. M., Nadia, N., Shirin, A., Islam, A., Shohana, N. N., Alam, Md. M., Dey, A. R., Alim, Md. A., & Anisuzzaman. (2024). *Ascaridia galli*, a common nematode in semiscavenging indigenous chickens in Bangladesh : Epidemiology, genetic diversity, pathobiology, ex vivo culture, and anthelmintic efficacy. Poultry Science, 103(3), 103405. https://doi.org/10.1016/j.psj.2023.103405

Robin. (2005). L'aviculture : Source de profit et de plaisir. https://www.fao.org/4/y5114f/y5114f04.htm#bm04

Rocha, B. D. (2018). *Atlas de doenças das aves*. Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia, (91), 1–89. Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), FEPMVZ/CRMV-MG, Belo Horizonte, Brasil.

Rousset, J. J. (1993). Copro-parasitologie pratique: intérêt et méthodologie: notions sur les parasites du tube digestif. Editions ESTEM.

Saif, Y. M. (2008). Diseases of poultry (12th ed). Blackwell publ.

Saif, Y. M. (Ed.). (2008). Diseases of poultry (12th ed.). Blackwell Publishing.

Sauermann, C., Candy, P., Shaw, R., Miller, C., Luo, D., & Leathwick, D. (2026). The impact of fertiliser applications on nematode larval numbers on pasture can be influenced by the subsequent migration of larvae from soil onto herbage. Veterinary Parasitology, 345, 110756. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2026.110756

Senger, P. L. (2003). Pathways to pregnancy and parturition (2nd ed.). Current Conceptions.

Soulsby, E. J. L. (1982). Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals (7th ed.). Baillière Tindall, London.

Stotish, R. L., Wang, C. C., & Meyenhofer, M. (1978). Structure and composition of the oocyst wall of Eimeria tenella. The Journal of Parasitology, 64(6), 1074-1081.

Stürmann, A., Endriss, Y., Nickel, B., Odermatt, P., & Pelikan, J. (2026). *Parasites*. Parasite Diagnosis. https://www.parasite-diagnosis.ch/parasites.html

Toledo, R., Fried, B., & Soto, L. A. (2024). Concepts in Animal Parasitology, Chapter 38: Echinostomata La Rue, 1926 (Suborder) [Platyhelminthes, Trematoda, Digenea, Plagiorchiida]. In Concepts in Animal Parasitology. https://digitalcommons.unl.edu/parasittext/53

Tomley, F. M., Bumstead, J. M., Billington, K. J., & Dunn, P. P. (1996). Molecular cloning and characterization of a novel acidic microneme protein (Etmic-2) from the apicomplexan protozoan parasite, *Eimeria tenella*. Molecular and Biochemical Parasitology, 79(2), 195-206. https://doi.org/10.1016/0166-6851(96)02662-x

Vargas, T, C., Baldoni, D., Giuliano, S., Malaga, J. L., Barriga Marcapura, X., Chavez-Fumagalli, M., Schnittger, L., Florin-Christensen, M., & Reategui Ordoñez, J. (2026). Demonstration of the adult dog (*Canis lupus familiaris*) as definitive host of *Sarcocystis aucheniae* under natural conditions. Veterinary Parasitology, 345, 110784. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2026.110784

Veronika, M. (2020). Les œufs d'*Ascaris* survivent jusqu'à trois ans et demi dans la terre. Aviculture Suisse. Edition 4/21. Page 13-14. https://www.bioactualites.ch/fileadmin/documents/bafr/production-animale/volaille/Les-oeufs-dascaris-survivent-jusqu-a-trois-ans-et-demi-dans-la-terre.pdf

Zeldenrust, E. G., Carlton, K., Jenkins, E. J., Moré, G., Nielsen, M. K., Pearl, D. L., Schott, C. R., Terier, S. M., & Barta, J. R. (2026). *Klossiella equi*, an underreported parasite of equids in the Americas. Veterinary Parasitology, 345, 110781. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2026.110781