

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
الشعب وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

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



MEMOIRE

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

Intitulé

Examen Parasitologique des selles des animaux d'élevage

Présenté par :

Mme : Nekaa Imen

Mlle : Saidane Leila

Devant le jury composé de :

Président : Mlle Hanis Fouzia

Examineur : Dr. Belkheir

Encadreur : Dr. Nabti Ismahane

Maître assistant (A) (U. Relizane)

Maître de conférence (A) (U. Relizane)

Maître de conférence (B) (U. Relizane)

Année universitaire : 2024-2025

Remerciements

Nous remercions tout d'abord le bon Dieu, le tout puissant, de nous avoir donné la force, la patience et la volonté de mieux mener ce travail.

On exprime ensuite nos profonds remerciements et notre vive connaissance à **Mme *Ismahane Nabti*** pour avoir encadré et dirigé ce travail avec une grande rigueur scientifique, sa disponibilité, ses conseil et la confiance qu'il nous a accordé, nous ont permet de réaliser ce travail.

Je ne saurais omettre d'adresser mes remerciements et ma reconnaissance au membre de jurys **Mme *Belkheir*** et **Mlle *Hanis*** et a tous les enseignants, pour le soutien et la formation qu'ils nous ont prodigué tout au long de mes études, qu'ils trouvent ici l'expression de nos profond respect et grand considération.

Enfin, on remercie toute personne qui a participé de près ou loin, directement ou indirectement à la réalisation de ce travail.

Dédicace

À mes très chers parents

Pour votre amour inconditionnel, votre soutien sans faille, et pour m’avoir toujours encouragé à croire en moi. Ce travail est le fruit de ce que vous m’avez transmis.

À mes chers frères

Fethi, Mhamed , Nabil et Abdelkarim

À mon cher mari

À mes chères amies

Je ne peux trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, vous : *Leïla Saïdane*, a toutes mes collègues et amies de la promotion.

Imen

Dédicace

C'est avec l'aide et la grâce du dieu que j'ai achevé ce modeste travail que je dédie

A mes très chers parents :

Pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études.

À Ma chère sœur

Fatima

À Mes chers Frères

Mohamed, Miloud, Ahmed

À Mes chères amies

Amina , Ghani

À Ma moitié

Imen Nekaa: Merci Pour ta présence lumineuse, ton amour inestimable, et ton soutien dans chaque pas de ce chemin. Merci d'être celle qui fait battre mon cœur un peu plus fort chaque jour.

Leíla

Résumé	1
Liste des tableaux	2
Liste des figures	2
Introduction générale	4
Chapitre 1: Partie bibliographique	
1 Historique des maladies parasitaires	6
2 Parasites de tube digestif	6
2.1 Protozoaires	6
2.1.1 Caractéristiques des protozoaires	7
2.1.2 Classification des protozoaires	7
2.2 Les métazoaires	8
2.2.1 Les helminthes	8
2.2.1.1 Les nématodes	8
a. Biologie	8
b. Cycle de vie	9
2.2.1.2 Les cestodes	10
a. Biologie	10
b. Anatomie externe	11
c. Anatomie interne	11
d. Cycle de vie	12
2.2.1.3 Les trématodes :	13
a. Biologie	13
b. Cycle de vie	13
2.2.2 Les helminthes commun chez les animaux d'élevage	14
2.2.2.1 Chez les bovins	14
2.2.2.2 Chez les ovins	14
2.2.2.3 Chez les volailles	14
3 Les maladies digestives à origine parasitaire chez les animaux d'élevage	15
3.1 Chez les bovins	15
3.1.1 Les strongles gastro-intestinaux	15
3.1.2 La cryptosporidiose	15

3.2	Chez les ovins	15
3.2.1	La fasciolose	15
3.2.2	La coccidiose	16
3.3	Chez les volailles	16
3.3.1	La coccidiose	16
3.3.2	La capillariose	17
4	Techniques de diagnostic parasites	17
4.1	Examen direct	17
4.2	Examen microscopique	18
4.2.1	Technique de concentration des selles	18
4.2.1.1	Techniques de flottation	18
a.	Méthode de willis (1921)	18
b.	Méthode de Faust	18
c.	Méthode Janeckso-Urbanyi (1931)	18
4.2.1.2	Technique de ritchie modifiée	19
4.2.1.3	Technique de Telemann rivas	19
4.2.2	Techniques de coloration	20
4.2.2.1	Coloration de Lugol	20
4.2.2.2	Bleu de méthylène	20
4.2.3	Technique de Baermann :	20
4.3	Méthodes spéciales	21
4.3.1	Kato-Katz	21
4.3.2	Scotch test de Graham	21
4.4	La spectrophotométrie	22
4.4.1	L'application de spectrophotométrie	22
4.4.2	Le principe de spectrophotométrie	22
4.5	Technique d'imagerie médicale qui utilise les rayonnements ionisants	22
4.5.1	Techniques d'imagerie médicale en radiologie	23
4.5.1.1	Radiographie	23
4.5.1.2	Radioscopie	23
4.5.1.3	Scanner : CT-Scan	23

4.5.1.4	Echographie et IRM n'utilisent pas de rayonnements ionisants	23
4.5.2	Techniques d'imagerie en médecine nucléaire	23
4.5.2.1	Scintigraphies	23
4.5.2.2	Tomographie d'émission monophotonique (Single Photon Emission Computed Tomography - SPECT)	23
4.5.2.3	Tomographie par émission de positons (Positron Emission Tomography - PET-scan)	24
Chapitre 2: Partie pratique		
1	Matériels et méthodes	25
1.1	Région d'étude	25
1.2	Méthodes d'échantillonnage :	25
1.3	Fréquence d'échantillonnage :	26
1.4	Prise des valeurs climatique durant la période d'échantillonnage	26
1.5	Techniques d'analyse de laboratoire	26
1.5.1	Technique d'analyse des selles à état frais	26
1.5.2	Technique de Willis (Recherche des œufs d'helminthes par méthode de flottation)	27
1.5.3	Méthode de Ritchie	27
2	Résultats	29
2.1	Résultats d'échantillonnage	29
2.2	Variante climatique durant la période d'échantillonnage	30
2.3	Résultats de l'examen parasitologique	30
3	Discussion	32
4	Conclusion	33
	Références bibliographique	34

تشكل الطفيليات الهضمية تحديًا كبيرًا لصحة الحيوانات وإنتاجية الثروة الحيوانية في الجزائر، خاصة عند الأبقار والأغنام والدواجن. تتسبب هذه الإصابات، الناتجة عن وحيدات الخلايا والديدان، في خسائر اقتصادية كبيرة، وقد تشكل خطرًا على الصحة العامة. في هذا العمل، تم إجراء دراسة طفيلية على البراز في ولاية غليزان بين شهري فيفري وأفريل 2025. تم جمع ثلاثين عينة براز عشوائيًا من عدة مزارع. أُجري التحليل الطفيلي باستخدام تقنيات التركيز والتلوين. كشفت النتائج عن نسبة إيجابية بلغت 16.67%، تمثلت في وجود بيض *Strongyloides papillosus*، وبيض يُشتبه أنه لـ *Entamoeba coli* عند الأغنام. أما في الدواجن، فقد تم رصد أكياس بيض غير متبوعة من *Eimeria spp.*، في حين لم يتم الكشف عن أي طفيليات في عينات الأبقار. تشير هذه النتائج إلى وجود دورة نشطة للطفيليات الهضمية لدى الأغنام والدواجن في المنطقة. يندرج هذا العمل في إطار المراقبة الصحية والوقاية، بهدف تحسين البيئة الصحية للحيوان والحد من خطر انتقال العدوى بين الحيوان والإنسان.

Résumé

Les parasitoses digestives représentent un enjeu majeur pour la santé animale et la productivité des élevages en Algérie, notamment chez les bovins, les ovins et les volailles. Ces infections, causées par des protozoaires et des helminthes, entraînent des pertes économiques importantes et peuvent constituer un risque pour la santé publique. Dans ce travail, une étude parasitologique des selles a été réalisée dans la wilaya de Relizane entre février et avril 2025. Trente échantillons de selles ont été prélevés de manière aléatoire dans différentes exploitations agricoles. L'analyse parasitologique a été réalisée à l'aide de techniques de concentration et de coloration. Les résultats ont révélé un taux positif de 16,67%, ce taux est représenté par la présence d'œufs de *Strongyloides papillosus*, d'œufs présumés de *Haemonchus contortus*, de larves L1 de *Dictyocaulus filaria*, ainsi que de kystes suspects d'*Entamoeba coli* chez les ovins. Chez les volailles, des oocystes non sporulés d'*Eimeria spp.* ont été observés. Aucun parasite n'a été détecté dans les échantillons bovins. Ces résultats témoignent d'une circulation active de parasites digestifs chez les ovins et les volailles dans la région. Ce travail s'inscrit dans une perspective de surveillance et de prévention sanitaire, visant à améliorer le bien-être animal et à limiter les risques de transmission croisée entre les animaux et l'homme.

Abstrat

Digestive parasitoses represent a major concern for animal health and livestock productivity in Algeria, particularly in cattle, sheep, and poultry. These infections, caused by protozoa and helminths, result in significant economic losses and can pose a public health risk. In this study, a parasitological examination of feces was conducted in the wilaya of Relizane between February and April 2025. Thirty fecal samples were randomly collected from various farms. Parasitological analysis was performed using concentration and staining techniques. The results revealed a positivity rate of 16.67%, represented by the presence of *Strongyloides papillosus* eggs, presumed *Haemonchus contortus* eggs, L1 larvae of *Dictyocaulus filaria*, and suspected cysts of *Entamoeba coli* in sheep. In poultry, unsporulated oocysts of *Eimeria spp.* were observed. No parasites were detected in the bovine samples. These findings indicate active circulation of digestive parasites among sheep and poultry in the region. This work falls within a framework of health surveillance and prevention, aiming to improve animal welfare and reduce the risk of cross-transmission between animals and humans.

Liste des tableaux

Tableau 1 Méthode d'analyse par échantillon 1

Tableau 2 Recensement des effectifs par site et type d'élevage. Le tableau présente pour chaque enregistrement le numéro d'identification, la date de recensement, la localisation (numéro de site), la catégorie d'élevage et le nombre d'individus comptabilisés. Données collectées sur la période du 05/02/2025 au 29/04/2025. 1

Tableau 3 Résultats des analyses parasitologiques effectuées sur 30 échantillons (G1 à G30), indiquant la présence ou l'absence de parasites selon les cas (résultats positifs ou négatifs) 1

Liste des figures

Figure 1 Types des sarcomastigophora (Parasites Protozoaire, 2017). 7

Figure 2 Sprozoa (Vector Illustration Sporozoa Stock Vector (Royalty Free) 1014922297, s. d.) 7

Figure 3 Microsporidia (Cnidospora - Alchetron, The Free Social Encyclopedia, 2017). 8

Figure 4 Ciliophora (Wiki1.png (359×317), s. d.) 8

Figure 5 Les Helminthes (1 200+ Helminthe Photos Photos, taleaux et images libre de droits - iStock, s. d.). . 8

Figure 6 Les nématodes (« Nematoda », 2025) 9

Figure 7 Cycle de vie des nématodes (NEMATODES-A-TRANSMISSION-PER-OS-Dr-BENLARIBI-2023-24 (2).pdf, s. d.). 10

Figure 8 Les oeufs des Cestodes (Universalis, s. d.) 10

Figure 9 Segmonté (Universalis,s. d.) 10

Figure 10 Cycle de vie des cestodes (CDC - DPDx - Taeniasis, 2024) 12

Figure 11 Douve Trématodes (Wiki1.png (359×317), s. d.) 13

Figure 12 Cycle de vie des Trématodes (Aquaportail, s. d.) 14

Figure 13 Cycle direct des strongles digestifs (euriden, 2017). 15

Figure14 Veau infecté par cryptosporidiose (kevin, 2020). 15

Figure 15 La fasciolose chez les ovins (« Grande douve et paramphistome – 29 janvier 2025 », 2025). 16

Figure 16 Intestins atteints par la coccidiose a l'autopsie (Leconte, 2024). 16

Figure 17 La coccidiose chez les poulets (Aquaportail, s. d.) 16

Figure 18 La capillariose chez les poules (isabelle, 2023) 17

Figure 19 Carte topographique de LA WILAYA DE RELIZANE 25

Figure 20 Méthodes d'écouvillonnage 25

Figure 21 Fréquence d'échantillonnage pendant la durée d'étude de 05/02/2025 au 29/04/2025 26

Figure 22 Fushine 27

Figure 23 Bleu de Méthylène 27

Figure 24 Lugole Lugole 27

Figure 25 Technique de flottation 27

<i>Figure 26 Préparation de l'eau physiologique</i>	27
<i>Figure 27 Grammage de 1g des selles des bovins</i>	27
<i>Figure 28 Préparation de mélange éther +selles</i>	28
<i>Figure 29 Évolution quotidienne de la température (°C) et de l'hygrométrie (%) pendant la durée d'échantillonnage. La courbe rouge (axe gauche) indique la température ambiante, tandis que la courbe bleue (axe droit) représente le taux d'humidité relative. Données enregistrées du 05/02/2025 au 29/04/2025</i>	30
<i>Figure 30 Observation Microscopique d'une Oeuf D'helminth Groupe N°07 selles des Ovins (grox40)</i>	30
<i>Figure 31 Observation microscopique d'une larve d'helminthe G12 selles des ovins (Groxx40)</i>	30
<i>Figure 32 Observation microscopique d'un kyste de protozoaire groupe G21(grox40) selles des ovins</i>	31
<i>Figure 33 Observation Microscopique D'un oocyste de protozoaire. Groupe N°09 selles des Volailles (groxx40)</i>	31
<i>Figure 34 Observation Microscopique D'une Oeuf D'helminth Groupe N°29 selles des Ovins (groxx40)</i>	31

Introduction générale

La coprologie parasitaire, ou examen parasitologique des selles (EPS), permet de détecter la présence de parasites intestinaux tels que les protozoaires (amibes, *Giardia*) et les helminthes (*Ascaris*, *Taenia*). Cet examen est souvent prescrit en cas de symptômes digestifs persistants, de diarrhées chroniques ou après un séjour dans des zones à risque (mustafa 2007).

En coprologie parasitaire l'examen de base consiste à examiner les selles sur le plan macroscopique et microscopique. Il permet le diagnostic d'un grand nombre de parasites intestinaux (vers ou protozoaires) et extra-intestinaux (œufs de douves des voies biliaires voire du poumon après déglutition pour lesquels les selles constituent le véhicule normal de leur forme de dissémination dans le milieu extérieur (Guiguen et al 2021).

La coprologie est un outil diagnostique essentiel pour la gestion de la santé intestinale des bovins, ovins et volailles. Elle permet une détection précoce des infestations parasitaires, une évaluation précise de la charge parasitaire et une mise en place de traitements ciblés, contribuant ainsi à la santé et à la productivité des élevages.

Les maladies digestives d'origine parasitaire chez les animaux d'élevage, tels que les ovins, les bovins et les volailles, sont également fréquentes et peuvent compromettre gravement leur santé ainsi que leur rendement zootechnique. Elles sont provoquées par une grande variété de parasites internes, notamment des nématodes (*Haemonchus*, *Trichostrongylus*), des cestodes (*Moniezia*), et des protozoaires (*Eimeria*, *Cryptosporidium*). Ces infections se manifestent par des troubles digestifs tels que diarrhée, amaigrissement, baisse de l'appétit et retard de croissance. La transmission survient principalement par l'ingestion de formes parasitaires présentes dans l'eau, les aliments ou les pâturages contaminés (Forbes 2021).

Les troubles gastro-intestinaux, également appelés troubles digestifs, peuvent affecter soit plusieurs parties de l'appareil digestif simultanément, soit une seule région ou un seul organe. Le diagnostic clinique seul n'est souvent pas suffisant pour identifier ces troubles ; des examens complémentaires sont indispensables pour confirmer la maladie et orienter la prise en charge. Bien que les examens complémentaires puissent être très utiles pour diagnostiquer la présence ou l'absence de certains troubles digestifs, le choix de ces examens repose toujours sur l'examen clinique et les symptômes observés chez les animaux malades (euriden 2017).

La coproscopie revêt une importance capitale dans le diagnostic des parasitoses intestinales chez les animaux. Elle consiste en l'examen microscopique des matières fécales afin de détecter la présence d'éléments parasitaires tels que les œufs, les larves ou les kystes. Cette technique permet d'identifier de manière précise les parasites responsables des infections, qu'ils s'agissent de nématodes, de cestodes ou de protozoaires. Elle joue un rôle essentiel dans le diagnostic précoce des infestations, souvent avant l'apparition des signes cliniques, ce qui permet une prise en charge rapide et efficace. La coproscopie est également utilisée pour évaluer l'efficacité des traitements antiparasitaires en mesurant la charge parasitaire avant et après l'administration des médicaments. De plus, elle constitue un outil précieux dans les études épidémiologiques, permettant de déterminer la prévalence et la répartition des parasites au sein d'un élevage ou d'une population animale. Facile à mettre en œuvre, peu coûteuse et non invasive, la coproscopie s'impose ainsi comme une méthode de choix dans le suivi sanitaire des animaux, en particulier dans les élevages de ruminants et de volailles (BEUGNET ET AL 2021).

L'élevage des animaux, notamment celui des ovins, des bovins et des volailles, occupe une place primordiale dans le secteur agricole en Algérie. Ces espèces animales jouent un rôle crucial dans la sécurité alimentaire à travers la production de viande, de lait et d'œufs. Toutefois, la productivité et la santé de ces animaux peuvent être gravement compromises par diverses affections, parmi lesquelles les maladies parasitaires occupent une place importante. Parmi ces affections, les parasitoses digestives sont particulièrement fréquentes et représentent un véritable problème de santé animale. Elles sont causées par une variété de parasites (protozoaires et helminthes) qui infectent le tractus digestif, provoquant des troubles gastro-intestinaux, une perte de poids, une baisse de rendement, voire la mortalité, surtout chez les jeunes animaux. De plus, certaines de ces parasitoses sont transmissibles à l'homme, ce qui constitue un risque pour la santé publique (gherroucha 2018).

L'objectif de ce travail est de rechercher les parasites digestifs dans les fèces des animaux d'élevage, afin d'évaluer leur situation sanitaire vis-à-vis des infections parasitaires digestives. Cette démarche s'inscrit dans une perspective de prévention et de contrôle sanitaire, visant à améliorer le bien-être animal et à limiter les risques de transmission croisée entre animaux et humains.

1 Historique des maladies parasitaires

Les principales découvertes sur les parasites protozoaires, y compris ceux des carnivores, sont présentées, à partir des années 1890 jusqu'à la première décennie du XXI^e siècle. Des avancées importantes concernant l'étude des parasites arthropodes et helminthes ont eu lieu pendant une période de trois décennies, à partir des années 1970. (Junker et al 2015).

L'invention du microscope (par Antonie van Leeuwenhoek, 1674) a permis les premières descriptions de protozoaires (ex. *Giardia lamblia* observé en 1681). Aux XVIII^e et XIX^e siècles, de nombreux parasites d'importance médicale et vétérinaire sont identifiés et classifiés : *Ascaris*, *Fasciola*, *Plasmodium*, *Taenia*, etc (Cox 2002).

En XX^e siècle, c'était l'essor de la parasitologie médicale et vétérinaire. Entre 1920–1950, la parasitologie a été développée comme une discipline scientifique ; et la fondation de nombreux instituts s'est installée (Pasteur, London School of Hygiene and Tropical Medicine...). Le monde a vu aussi le développement des techniques de diagnostic (coproscopie, histologie, immunologie) et des anthelminthiques modernes (ex. thiabendazole, albendazole) pendant ce siècle ; aussi, l'épidémiologie parasitaire a devenu un champ de recherche à part entière, surtout dans les pays tropicaux (Longstaffe 1984).

Au XXI^e siècle, un nouvel enjeu majeur a émergé : l'émergence ou la réémergence des maladies parasitaires est devenue un problème de santé mondiale. Ce phénomène est principalement lié au changement climatique, à la mondialisation et à l'apparition de résistances aux traitements. Pour y faire face, le développement de la parasitologie moléculaire, du diagnostic par PCR, du séquençage génomique, ainsi que de la cartographie épidémiologique par SIG, a grandement contribué au contrôle et à la surveillance de ces maladies (Feasey et al 2010; Torgerson & Macpherson 2011).

2 Parasites de tube digestif

2.1 Protozoaires

Les protozoaires (du grec protos = premier; zoôn = animal) sont des organismes unicellulaires microscopique de 1 à 100 µm de diamètre, eucaryote hétérotrophes dépourvue de chlorophylles, se nourrit par osmose pour les formes parasites ou phagocytose pour les formes libres. Une seule cellule très spécialisée capable de remplir toutes les fonctions vitales. Les protozoaires doivent se déplacer, digérer, respirer, éliminer leurs déchets par excrétion et se reproduire pour survivre. Leur cellule unique est donc beaucoup plus complexe que les cellules retrouvées chez les métazoaires. Ils vivent exclusivement dans l'eau ou dans les sols humides ou à l'intérieur d'un organisme (dans le mucus pulmonaire, l'intestin, la panse de certains animaux (André Beaumont 2004).

Le groupe des protozoaires est para phylétique. S'il a été par le passé décrit comme un embranchement, il ne constitue plus un taxon valide dans les classifications phylogénétiques modernes. Les protozooses digestives sont dues à des amibes (*Entamoeba histolytica*, *Entamoeba coli*...), flagellés (*Giardia sp* et *Trichomonas sp*) les ciliés (*Balantidium coli*) et des coccidies (*Isospora sp*, *Cryptosporidium sp*, *Microsporidium sp* et les *blastocystis sp*. Ils sont connus pour être responsables de nombreuses maladies telles que l'amibiase et certaines dysenteries, giardiose, cryptosporidiose. (Cavalier-Smith T 1993) .

2.1.1 Caractéristiques des protozoaires

Les protozoaires sont des organismes eucaryotes microscopiques et unicellulaires. Ils n'ont pas de paroi cellulaire, mais certains d'entre eux ont une "coquille" élastique appelée pellicule. Ils sont le plus souvent nus, mais certains protozoaires ont un endosquelette ou un exosquelette simple.

Ils sont pour la plupart hétérotrophes, c'est-à-dire qu'ils ne peuvent pas fabriquer leur nourriture et consomment donc d'autres animaux, des plantes ou de la matière organique morte. Cependant, certains protozoaires sont autotrophes (ils fabriquent leur propre nourriture). Les protozoaires peuvent être mobiles ou non, et leur locomotion dépend de la présence de pseudopodes, de cils ou de flagelles.

Les protozoaires vivent en liberté dans différents habitats tels que l'eau douce et les sols, et entretiennent également des relations symbiotiques ou parasitaires avec d'autres organismes. Les protozoaires peuvent se reproduire de manière asexuée ou sexuée.

2.1.2 Classification des protozoaires

La classification taxonomique des protozoaires selon la révision proposée en 1964 par *B.M. Honigberg* et ses collègues, publiée sous le titre *A Revised Classification of the Phylum Protozoa*. Cette classification, largement acceptée à l'époque, divise l'embranchement des protozoaires en quatre sous-phyla principaux :

1. *Sarcomastigophora* : Ce sous-embranchement regroupe les protozoaires se déplaçant à l'aide de pseudopodes ou de flagelles. Il inclut les amibes (*Sarcodina*) et les flagellés (*Mastigophora*), caractérisés par un noyau unique et une reproduction principalement asexuée.
2. *Sporozoa* : Composé exclusivement de parasites, ce groupe se distingue par l'absence d'organites locomoteurs à l'état adulte. La reproduction y est complexe, souvent marquée par des cycles sexués et asexués, comme observé chez *Plasmodium*, l'agent du paludisme.
3. *Cnidospora* : Ce sous-embranchement comprend des parasites formant des spores multicellulaires dotées de filaments polaires. Il est subdivisé en deux classes : les *Myxosporidea*, parasites principalement de poissons, et les *Microsporidea*, parasites intracellulaires d'arthropodes et de vertébrés
4. *Ciliophora* : Caractérisés par la présence de cils utilisés pour la locomotion et l'alimentation, ces protozoaires possèdent deux types de noyaux (macronoyau et micronoyau) et présentent une reproduction asexuée par fission binaire ainsi qu'une reproduction sexuée par conjugaison (Gabriel 2005).

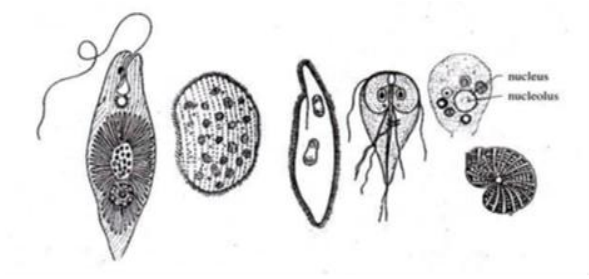


Figure 1 Types des sarcomastigophora (Parasites Protozoaire, 2017).

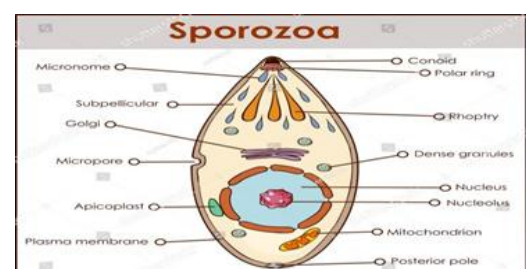


Figure 2 Sporozoa (Vector Illustration Sporozoa Stock Vector (Royalty Free) 1014922297, s. d.)

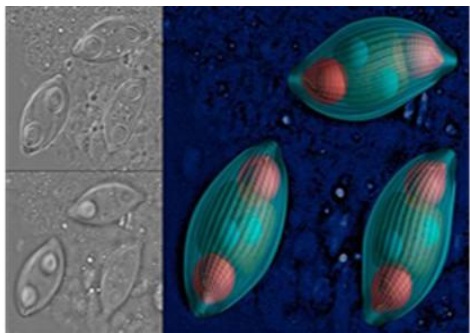


Figure 3 Microsporidia (Cnidospora - Alchetron, The Free Social Encyclopedia, 2017).

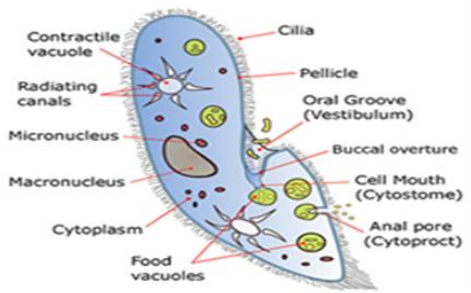


Figure 4 Ciliophora (Wiki1.png (359×317), s. d.).

2.2 Les métazoaires

L'ensemble des animaux vivants, les métazoaires, sont issus d'un seul assemblage multicellulaire ancestral qui s'est formé dans les océans, il y a des centaines de millions d'années. L'origine et l'évolution de cet unique ancêtre sont parmi les questions les plus fascinantes de la biologie. Ce congrès réunira une communauté internationale émergente, interdisciplinaire qui commence à construire un nouveau cadre pour comprendre l'origine des métazoaires.



Figure 5 Les Helminthes (1 200+ Helminthe Photos Photos, tableaux et images libre de droits - iStock, s. d.).

Des experts en paléontologie et en phylogénie moléculaire apporteront un éclairage nouveau sur les moyens de reconstituer l'histoire de l'évolution animale. La question cruciale de la topologie de la base de l'arbre des métazoaires sera discutée en se focalisant sur les clades autres que celui des bilatériens : les éponges, les cténophores, les cnidaires et les placozoaires (HOULISTON 2021).

2.2.1 Les helminthes

Les helminthes sont des parasites vermiformes. Les groupes cliniquement pertinents sont séparés selon leur forme externe générale et l'organe hôte qu'ils habitent. Il existe des espèces hermaphrodites et bisexuées. La classification définitive repose sur la morphologie externe et interneet larvaire adulte

2.2.1.1 Les nématodes

a. Biologie

Les nématodes sont un groupe de « vers ronds » à symétrie bilatérale marquée. Ils représentent l'un des taxons les plus abondants parmi les invertébrés. Ils comprennent de nombreux parasites d'animaux tels que les ascarides, les oxyures, les ankylostomes, les strongles, les filaires, etc

La collection nationale des *Nématodes zooparasites*, initiée au XIXe siècle, s'est développée depuis 1960, date de la création de la chaire de *Zoologie-Vers*, et son actuelle diversité en fait une des trois premières collections mondiales. Pour les parasites des vertébrés, elle couvre tous les groupes de *Secernentea* (clades III, IV, V) *rhadiasides*, *cosmocercides*, *ascarides*, *oxyurides*, *spirurides* et *filaires*, *strongles*, *trichostrongles*, *metastrongles* etc., ainsi que des groupes d'*Adenophorea* (clade I), répandus (*Trichinelloidea*) ou rares (*Muspiceoidea*). Pour les parasites d'*arthropodes*, les *oxyures* et les *rhigonematides* constituent l'essentiel de la collection ;

tylenchides et *mermithides* sont moins représentés, ainsi que les parasites d'oligochètes et mollusques.

Les spécimens proviennent du monde entier et sont particulièrement abondants pour les régions tropicales. Ils ont été récoltés au cours de missions du Muséum national d'Histoire naturelle ou sont des dons de collègues français et étrangers. La collection est particulièrement riche en nématodes de rongeurs, marsupiaux australiens et sud-américains, ainsi que de « poissons », mais aucun groupe de vertébré n'est exclu. Au total, la collection comprend environ 1 000 lots de types, 2 000 lames et plus de 25 000 lots en tube. Des formes larvaires issues de cycles expérimentaux sont aussi conservées. La collection de Nématodes zooparasites est en grande partie informatisée et enregistrée dans la base de données COLLVERS, commune aux Nématodes et aux autres Helminthes. La base comprend pour le parasite et pour l'hôte : le nom de genre et espèce, la superfamille, la position géographique, la date de la récolte.



Figure 6 Les nématodes (« Nematoda », 2025)

b. Cycle de vie

Le cycle de vie des nématodes est plus compliqué que celui de la plupart des vers.

- Des larves de *Strongyloides* de stade précoce (appelées larves *rhabdittiformes*) sont excrétées dans les selles dans le sol.
- Dans la terre, ces larves deviennent des vers adultes qui vivent et se reproduisent dans le milieu extérieur (vers adultes libres), ou elles peuvent devenir des larves qui traversent la peau humaine et sont infestantes (appelées larves filariformes).
- Les vers adultes libres s'accouplent, et les femelles pondent des œufs.
- Les œufs libèrent des larves
- Ces larves peuvent devenir des vers adultes libres ou des larves filariformes.
- Les larves filariformes traversent la peau d'une personne.
- Les larves migrent par différentes voies jusqu'à l'intestin grêle, où elles deviennent adultes.
- Dans l'intestin grêle, le vers adulte femelle produit des œufs.
- Les œufs éclosent et libèrent les larves. La plupart des larves sont excrétées dans les selles.
- Certaines larves deviennent des larves filariformes dans le colon et réinfestent la personne. Elles traversent la paroi intestinale ou elles sont excrétées dans les selles et traversent la peau dans la zone péri-anale ou dans la peau des fesses ou des cuisses. Dans les deux cas, elles suivent le cycle normal d'infection (migration jusqu'aux poumons et à la gorge pour y être avalées) (merck 2021).

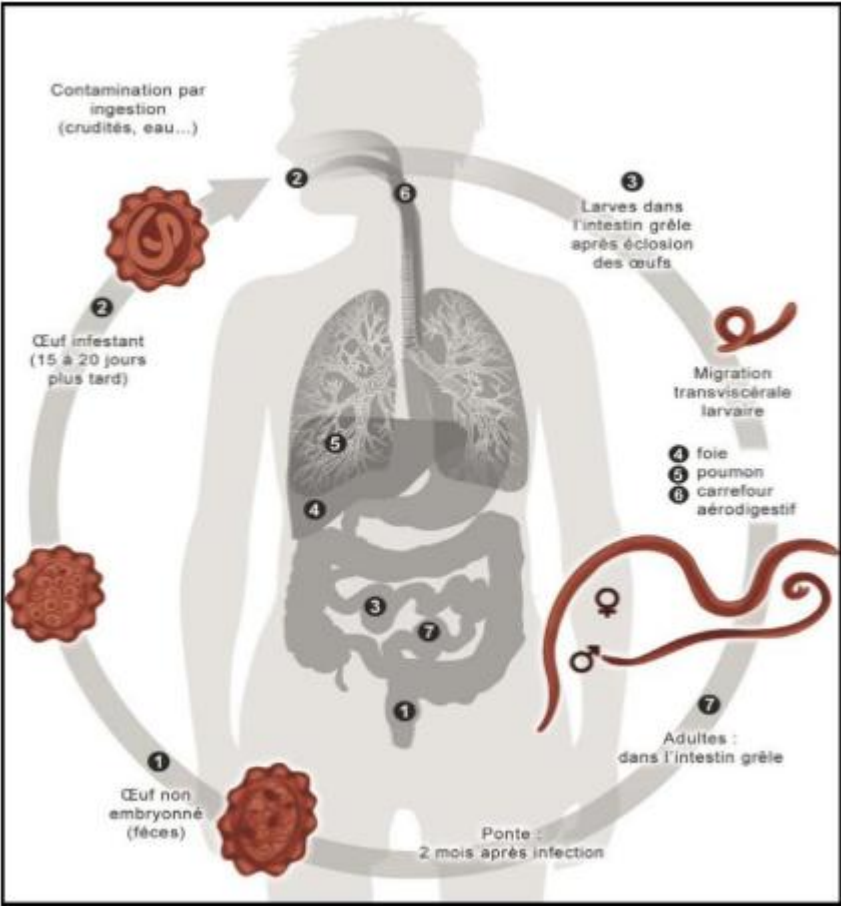


Figure 7 Cycle de vie des nématodes (NEMATODES-A-TRANSMISSION-PER-OS-Dr-BENLARIBI-2023-24 (2).pdf, s. d.).

2.2.1.2 Les cestodes

a. Biologie

Les cestodes souvent appelés vers solitaires, sont des Plathelminthes endoparasites de l'intestin de Vertébrés, dépourvus de système digestif à tous les stades de leur développement. Leur corps, en général aplati, rubané, présente un organe de fixation, *le scolex*, en arrière duquel une zone de croissance produit de façon continue des *segments* ou *proglottis*, formant ainsi une chaîne, le strobile. Chaque segment renferme un appareil reproducteur *hermaphrodite* dont la maturation se fait progressivement le long du strobile, d'avant en arrière. Les œufs renferment une *larve hexacanthé* ou *oncosphère* dont le cycle évolutif, *hétéroxène*, comporte des métamorphoses. Hautement spécialisés à la fois par leur morphologie et par leur physiologie, les Cestodes sont étroitement inféodés à leurs hôtes (spécificité parasitaire), fournissant ainsi des arguments quant à l'évolution et aux relations réciproques de ces derniers.

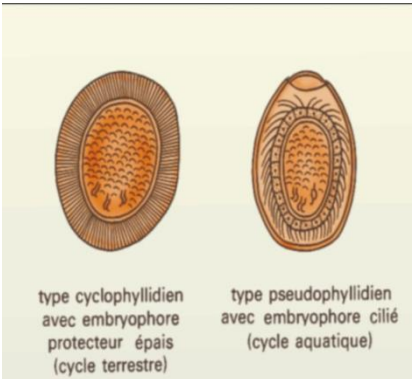


Figure 8 Les oeufs des Cestodes (Universalis, s. d.)



Figure 9 Segmenté (Universalis,s. d.)

b. Anatomie externe

Le corps des cestodes varie en taille, allant de moins d'un millimètre à plusieurs mètres de long (jusqu'à 8–10 m), avec une largeur pouvant atteindre 1 à 1,5 cm. Il est constitué de trois parties principales :

- Scolex : situé à l'extrémité antérieure, il sert d'organe de fixation à l'hôte. Sa forme peut être sphérique, ovoïde ou cubique, et il porte des structures d'attachement telles que :
- Ventouses : au nombre de quatre, caractéristiques des *Cyclophyllidea*.
- Bothries : deux sillons allongés, dorsal et ventral, typiques des *Pseudophyllidea*.
- Crochets : microscopiques, disposés en une ou plusieurs couronnes sur le rostre.
- Cou : zone de croissance située immédiatement derrière le scolex. C'est à partir de cette région que bourgeonnent les segments du corps.
- Strobile : chaîne de segments appelés proglottis, formée par le processus de strobilisation.
- Organisation des proglottis
- Les proglottis se différencient selon leur degré de maturité :
- Proglottis immatures : situés près du cou, ils sont plus larges que longs et ne présentent pas encore de différenciation sexuelle.
- Proglottis matures : localisés au centre du strobile, ils contiennent des organes reproducteurs mâles et femelles pleinement développés.
- Proglottis gravides : situés à l'extrémité postérieure, ils sont plus longs que larges, les organes génitaux y dégénèrent, laissant place à un utérus rempli d'œufs. Ces segments sont éliminés individuellement ou en groupes.

c. Anatomie interne

- Le corps des cestodes est composé de deux parties principales :
- Ceinture périphérique :
- Cuticule : fine et perméable, munie de papilles, elle joue un rôle dans l'absorption des nutriments et la résistance à l'expulsion.
- Membrane basale : située sous la cuticule.
- Couche musculaire : assure la mobilité et aide le ver à résister à l'expulsion.
- Parenchyme central :
- Système excréteur : composé de cellules spécialisées et de quatre canaux longitudinaux (deux dorsaux et deux ventraux) qui s'ouvrent à l'extrémité postérieure du dernier segment.
- Système nerveux : un ganglion cérébral situé dans le scolex d'où partent des nerfs innervant les organes de fixation et le strobile.
- Appareil reproducteur : Les cestodes sont hermaphrodites, chaque proglottis mature contenant :
 - ✓ Appareil génital mâle : De nombreux testicules répartis dans le segment, des canaux efférents convergeant vers un canal déférent, qui se dilate en vésicule séminale externe, puis interne, avant de se prolonger en un canal éjaculateur menant au cirre (organe copulateur).
 - ✓ Appareil génital femelle : Un vagin s'ouvrant dans l'atrium génital, se dilatant en réceptacle séminal, un ovaire bilobé, un oviducte recevant les sécrétions des glandes vitellogènes, formant un ootype entouré de la glande de Mehlis, un utérus servant de réservoir pour les œufs, s'ouvrant à l'extérieur chez certaines espèces.
 - ✓ Pores génitaux : Leur nombre et leur position varient selon les espèces ; un seul pore pouvant être unilatéral ou médian, ou deux pores latéraux ou ventraux.

- ✓ Particularités des segments ovigères Dans les segments gravides, les glandes génitales dégénèrent, tandis que l'utérus se développe considérablement pour contenir les œufs. Selon les espèces, l'utérus peut présenter :
 - ✓ Des branches latérales ramifiées.
 - ✓ Des capsules ovigères, poches fermées contenant un ou plusieurs œufs.
 - ✓ Des organes para-utérins, poches épaisses où l'utérus pénètre avec les œufs.

d. Cycle de vie

L'adulte se retrouve exclusivement au niveau du tube digestif de l'homme, au niveau du *jéjunum*. Le ver s'accroche à cet endroit via son *scolex* (« tête »), équipé à cet effet de quatre « ventouses ».

- Tout commence par l'ingestion d'œufs présents dans le milieu extérieur, par un bovidé. Une fois ingéré, l'œuf éclora, libérant une larve qui va s'empresse de migrer vers les muscles du bovidé, ou elle formera une larve cysticerque.
- L'homme s'infectera par ingestion de viande peu ou pas cuite.
- Contrairement à d'autres cestodoses, on ne retrouve qu'un seul *Taenia saginata* adulte au niveau du tube digestif (d'où le nom de « ver solitaire »). Des infestations multiples (association avec un autre *Taenia*, d'autres cestodes, ou même d'autres parasites) ne se retrouveraient que dans 1 % des cas.
- *Taenia saginata* peut vivre très longtemps. Ainsi, si la parasitose est non traitée, le ver peut vivre aussi longtemps que son hôte.

Chaque jour, *Taenia saginata* perd une dizaine de ses proglottis (« anneaux ») les plus distaux, qui vont être éliminés avec les selles de l'hôte. Les œufs s'échapperont des anneaux lors de l'élimination de ces derniers, ou par lyse des anneaux dans le milieu extérieur (DUONG, 2011).

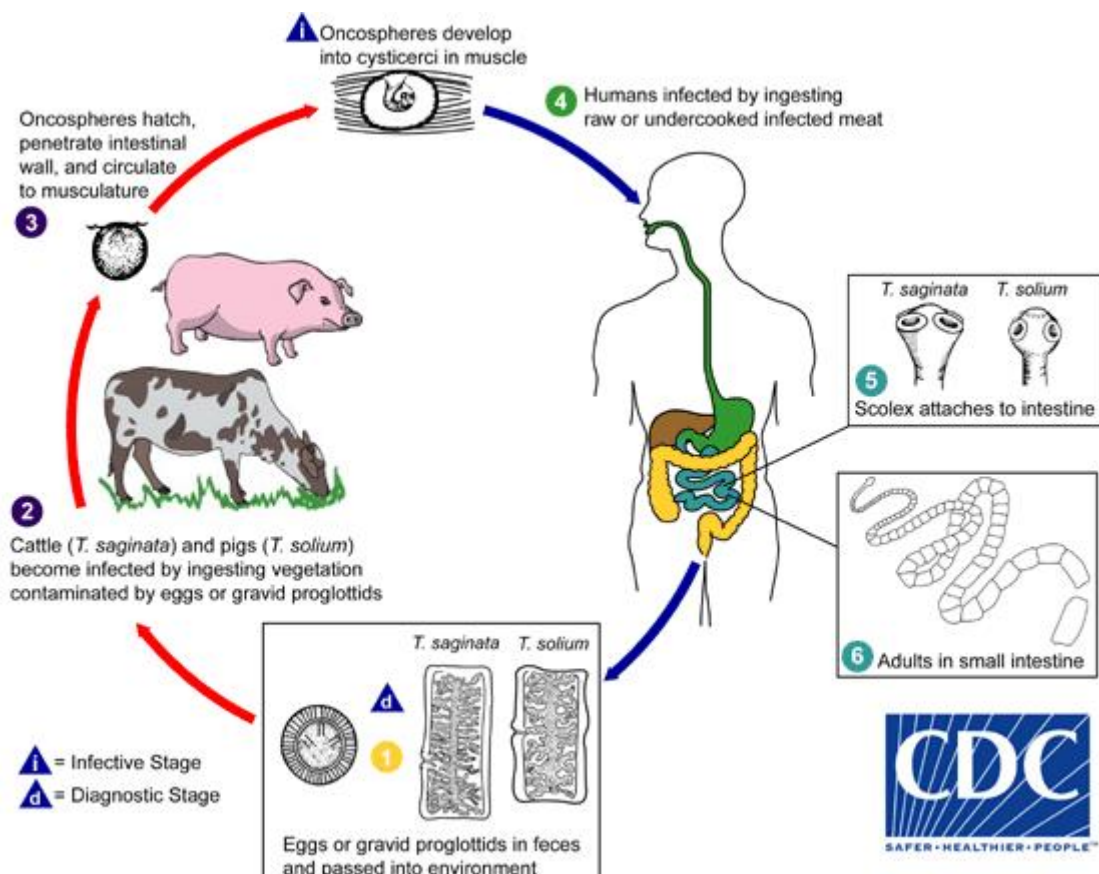


Figure 10 Cycle de vie des cestodes (CDC - DPDx - Taeniasis, 2024)

2.2.1.3 Les trématodes :

a. Biologie

Trématodes, souvent appelés aussi Douves, sont des Plathelminthes non segmentés, endoparasites de Vertébrés, munis d'un organe de fixation représenté par une ventouse située à la face ventrale du corps. Le cycle évolutif est hétéroxène, c'est-à-dire avec hôtes successifs d'espèces différentes, et comporte chez le premier hôte (un mollusque) une phase de multiplication intense des germes larvaires par *polyembryonie*. À l'état adulte, les Trématodes habitent les cavités organiques des animaux qu'ils parasitent : intestin, voies biliaires et pancréatiques, vessie, poumons, sinus crâniens, kystes sous-muqueux, ainsi que le sang. Mais, quelle que soit la localisation, les œufs sont toujours évacués par les voies naturelles de l'individu parasité. Les relations entre les Trématodes et leurs hôtes intermédiaires ou définitifs sont de nature écologique et physiologique, et permettent de comprendre que de nombreuses espèces signalées chez l'homme sont également hébergées par des animaux sauvages ou domestiques



Figure 11 Douve Trématodes (Wiki1.png (359×317), s. d.)

b. Cycle de vie

Les Trématodes ont un cycle de vie complexe, avec une évolution en plusieurs stades de développement. À l'état larvaire, souvent aquatique, ils peuvent être parasites de végétaux, de mollusques aquatiques (escargots d'eau douce ou escargots terrestres), de poissons d'eau douce, etc., comme hôte intermédiaire et ils ont parfois un troisième hôte selon le stade de développement.

Le cycle de vie d'un trématode digénien typique commence quand son œuf est immergé dans l'eau. Suite à cela, un miracidium prend forme et il nage pour trouver un hôte mollusque. La miracidie (francisation de *miracidium*) passe par plusieurs étapes de l'hôte mollusque, qui débouche finalement sur des larves cercaires mobiles. Les cercaires infectent les vertébrés par la peau ou sont ingérés.

- Chez son hôte vertébré, la cercaire atteint la forme adulte, devient mature et pond des œufs qui sont déversés avec les excréments ou les urines de l'hôte. En présence d'eau libre, les œufs éclosent et le stade de la vie miracidique est à nouveau atteint.
- Tous les trématodes ne suivent pas la séquence typique d'œufs, de miracidies, de sporocystes, de rédies, de cercaires et d'adultes. Chez certaines espèces, l'étape de reconstitution est omise, et les sporocystes produisent des cercaires. Chez certaines espèces, la cercaire se développe chez un adulte dans le même hôte.
- De nombreux trématodes digéniens nécessitent deux hôtes, un (typiquement un escargot) où la reproduction asexuée intervient dans les sporocystes, l'autre un vertébré (typiquement un poisson) où la forme adulte s'engage dans la reproduction sexuelle pour produire des œufs.
- Chez certaines espèces (par exemple *Ribeiroia*), la cercaire enkyste et attend jusqu'à ce que l'hôte soit mangé par un troisième hôte, à l'intérieur duquel il émerge et se développe en adulte (Pastorale 2016).

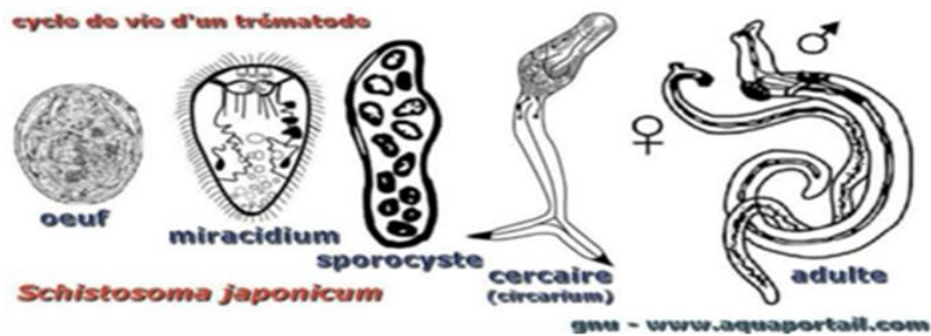


Figure 12 Les stades de développement (shistosomes) (Aquaportail, s. d.).

2.2.2 Les helminthes commun chez les animaux d'élevage

Voici quelques-uns des parasites helminthes courants chez les bovins, les ovins et les volailles :

2.2.2.1 Chez les bovins

- ✓ *Taenia saginata* (Ténia du bœuf) : un parasite intestinal qui peut causer des problèmes digestifs.
- ✓ *Fasciola hepatica* (Douve du foie) : un parasite qui infecte le foie et peut causer des problèmes de santé.
- ✓ *Dictyocaulus viviparus* (Ver solitaire des poumons) : un parasite qui infecte les poumons et peut causer des problèmes respiratoires
- ✓ *Haemonchus contortus* (Ver à crochet) : un parasite qui infecte l'estomac et peut causer des problèmes digestifs.

2.2.2.2 Chez les ovins

- ✓ *Trichostrongylus colubriformis* (Ver à queue) : un parasite qui infecte l'intestin grêle et peut causer des problèmes digestifs.
- ✓ *Fasciola hepatica* (Douve du foie) : un parasite qui infecte le foie et peut causer des problèmes de santé.
- ✓ *Nematodirus battus* (Ver à tête ronde) : un parasite qui infecte l'intestin grêle et peut causer des problèmes digestifs.
- ✓ *Ascaridia galli* (Ver à intestin) : un parasite qui infecte l'intestin et peut causer des problèmes digestifs.
- ✓ *Heterakis gallinarum* (Ver à caecum) : un parasite qui infecte le caecum et peut causer des problèmes digestifs.

2.2.2.3 Chez les volailles

Les volailles, notamment les poules, sont fréquemment exposées à divers parasites qui peuvent affecter leur santé, leur bien-être et leur productivité. Ces parasites se classent en deux grandes catégories : les parasites externes (ectoparasites) et les parasites internes (endoparasites).

- ✓ *Ascaridia galli* (Ascaris) : Ce sont de longs vers ronds qui vivent dans l'intestin des poules. Ils peuvent provoquer des obstructions intestinales, une perte de poids et une baisse de ponte.
- ✓ *Capillaria spp.* (Capillaires) : Ces vers très fins attaquent la muqueuse intestinale, entraînant des diarrhées, une perte d'appétit et un affaiblissement général.
- ✓ *Ténias* (Cestode) : Des vers segmentés, ces vers se fixent à la paroi intestinale et privent la volaille des nutriments essentiels, conduisant à une malnutrition et une baisse de productivité.

3 Les maladies digestives à origine parasitaire chez les animaux d'élevage

Chez les animaux d'élevage, les parasites digestifs constituent une cause fréquente de troubles gastro-intestinaux. Ces parasites, souvent transmis par l'ingestion d'aliments ou d'eau contaminés, ou par contact avec des excréments infectés, affectent principalement les jeunes animaux ou ceux dont le système immunitaire est affaibli. Outre les signes cliniques visibles comme la diarrhée ou les vomissements, certaines infestations peuvent rester asymptomatiques tout en représentant un risque pour la santé publique, notamment dans le cas de parasites zoonotiques.

3.1 Chez les bovins

3.1.1 Les strongles gastro-intestinaux

Les strongles digestifs Les strongles digestifs sont inévitables chez les bovins au pâturage. Il s'agit en premier lieu d'*Ostertagia* le plus fréquent et le plus pathogène, mais également de *Haemonchus*, *Cooperia*, *Nematodirus* et *Oesophagostomum*. Tous ces vers ronds transitent dans la muqueuse de la caillette en y provoquant des lésions, à l'origine de la baisse de production, de diarrhée et d'amaigrissement. Le bovin se contamine en ingérant des larves présentes dans l'herbe de la prairie (euderin 2017).

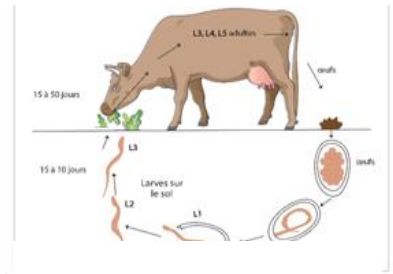


Figure 13 Cycle direct des strongles digestifs (euderin, 2017).

3.1.2 La cryptosporidiose

La cryptosporidiose est due à *Cryptosporidium parvum*, un parasite protozoaire de l'intestin grêle très contagieux, qui engendre chez le veau pendant 4 à 15 jours des diarrhées verdâtres, nauséabondes, collantes et glaireuses. Cette maladie peut entraîner la mort dans 5 à 10 % des cas, voire 30 % si elle est associée à d'autres problèmes.

D'après une étude vétérinaire, le parasite *Cryptosporidium* est encore très présent dans les élevages bretons, et particulièrement chez ceux dont les veaux nouveau-nés présentent des diarrhées. La prévalence est de 58,5 % (kevin2020).



Figure14 Veau infecté par cryptosporidiose (kevin, 2020).

3.2 Chez les ovins

3.2.1 La fasciolose

Les Trématodes sont des parasites internes des ruminants fréquemment rencontrés, on parle de grande douve ou Fasciolose. Son impact sur la santé et sur la croissance des animaux peut être sévère et entraîner des pertes économiques majeures en élevage, d'où l'intérêt de bien connaître cette parasitose afin de la maîtriser de manière efficace.

La Fasciolose est provoquée par la migration dans le parenchyme hépatique et l'accumulation dans les voies biliaires de *Fasciola hepatica*. C'est une maladie fréquente en France, pouvant entraîner de lourdes pertes notamment chez les ovins. Deux formes sont observées chez les ovins:

La forme aiguë est due aux formes immatures en migration intra-hépatique. Elle apparaît en automne suite à une infestation d'été. On observe un syndrome d'anémie aiguë (pâleur des muqueuses, léthargie, essoufflement) avec parfois une mortalité rapide et forte liée à une hépatite

hémorragique nécrosante (complication due à des clostridies). Le foie est friable et contient des jeunes douves en quantité.

La Forme chronique est plus fréquente et liée à une infestation modérée. Elle apparaît en fin d'automne et s'affirme durant l'hiver. En premier lieu, la migration des formes immatures entraîne des signes semblables à la forme aiguë. Puis l'action des formes adultes liée à leur séjour dans les canaux biliaires et à leur hématophagie entraîne une phase d'état caractérisée par : une anémie, une hypoalbuminémie, et une angiocholite.

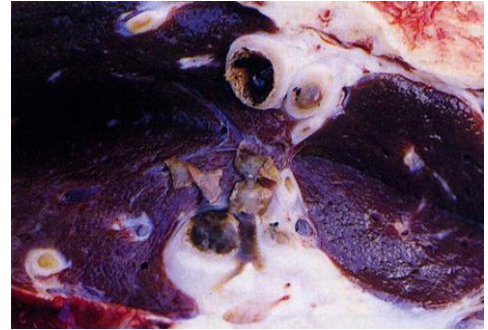


Figure 15 La fasciolose chez les ovins (« Grande douve et paramphistome – 29 janvier 2025 », 2025).

Les symptômes sur les animaux sont variables : pâleur des muqueuses, œdème de la conjonctive et sous glossien (attention ces deux symptômes sont présents également lors d'haemonchose), cachexie, perte de production et de croissance, troubles de fertilité, avortement...

L'évolution vers la mort se fait en 4-5 mois et à l'autopsie le foie présente des lésions de cirrhose, de cholangite chronique avec hypertrophie des canaux biliaires et des douves adultes sont visibles à la section.

La grande douve est particulièrement pathogène chez les ovins en raison d'une immunité de protection faible et de la longévité des formes adultes chez cette espèce (Laurent 2018).

3.2.2 La coccidiose

Si de jeunes agneaux à partir d'un mois d'âge présentent une diarrhée verdâtre ou noirâtre, qu'ils ont une laine « piquée » (sèche et hirsute), et qu'ils se lèchent le ventre donnant à la laine un aspect marbré, la coccidiose peut être suspectée. Liée au développement de coccidies dans l'intestin, cette pathologie entraîne des baisses de croissance qui peuvent être sévères et dans tous les cas, des lots d'agneaux hétérogènes. Et comme toute atteinte de parasitisme interne, elle peut favoriser des épisodes d'entérotoxémie avant même les premiers symptômes. Seuls les jeunes sont sensibles, les adultes deviennent résistants. Un stress (sevrage, changement d'alimentation....) est souvent un facteur déclenchant.



Figure 16 Intestins atteints par la coccidiose a l'autopsie (Leconte, 2024).

Douze espèces de coccidies sont connues en ovins, mais seulement 3 espèces sont pathogènes, les autres étant inoffensives. C'est la raison pour laquelle, lors d'une coproscopie, un typage des espèces est nécessaire (Pastorale 2015).

3.3 Chez les volailles

3.3.1 La coccidiose

La coccidiose est la maladie parasitaire la plus fréquente chez les poulets, causée par des protozoaires intracellulaires du genre *Eimeria*. La coccidiose est une maladie fortement contagieuse qui provoque des problèmes intestinaux et cæcaux graves dans cette espèce. Cette maladie se caractérise par une malabsorption et une entérite, ainsi que par une diminution des performances avec une augmentation de



Figure 17 La coccidiose chez les poulets (Aquaportail, s. d.)

l'indice de consommation, une dégradation de la qualité de la litière, une diminution du bien-être des animaux (augmentation des cas de pododermatites) et favorise le développement de l'entérite nécrotique causée par *Clostridium perfringens*.

La coccidiose du poulet peut se manifester sous une forme subclinique ou clinique. La gravité de la maladie dépend de divers facteurs tels que l'espèce d'*Eimeria* en cause, la quantité d'oocystes, le potentiel infectieux des oocystes sporulés ingérés, l'âge, l'immunité, l'état général de l'hôte et les conditions de gestion de l'environnement. Les volailles affectées peuvent présenter des signes de modifications comportementales, tels que le recroquevillement et l'ébouriffage des plumes, la déshydratation, et une diminution de la consommation d'aliments. De plus, les oiseaux peuvent également présenter des diarrhées hémorragiques avec sang frais ou sang digéré avec mucus, en particulier dans le cas d'infection par *E. tenella* et *E. necatrix*, ce qui augmente leur taux de mortalité. Les cas de coccidiose subclinique, qui peuvent passer inaperçus en raison de l'absence de signes cliniques spécifiques, présentent des lésions d'intensité modérée, un indice de consommation dégradé et un ralentissement de la croissance. L'intensité des lésions provoquées par les espèces d'*Eimeria* dans les différentes parties de l'intestin dépend principalement de leur degré de pathogénicité. Ces lésions comprennent la nécrose, l'entérite hémorragique, les exsudats mucoïdes à sanglants, les hémorragies pétéchiales ou des pétéchies sans hémorragies des muqueuses et l'épaississement de la paroi intestinale.

3.3.2 La capillariose

La capillariose est une infestation de vers fins, les capillaires dans le jabot de la poule. À ne pas confondre avec le jabot gonflé et bouché dont le symptôme prédominant est le jabot disproportionné et plutôt dur au toucher. La différence est que dans le cas présent, le jabot est mou et souvent rempli de liquide. Les capillaires peuvent aussi se trouver dans l'intestin grêle ou l'œsophage. Ces vers mesurent environ 7 à 18 mm de long, et sont tellement fins (0.05 mm), qu'ils ressemblent à des cheveux, d'où leur nom. La contamination se fait par voie orale : les vers de terre ou les insectes porteurs d'œufs de capillaires, les transmettent à la poule lorsqu'elle les ingère (isabelle 2023).



Figure 18 La capillariose chez les poules (isabelle, 2023)

Vingt jours après l'ingestion des œufs, la présence de capillaires adultes provoque : diarrhée, jabot gonflé et mou, dépérissement, perte d'appétit, abattement.

4 Techniques de diagnostic parasitaires

4.1 Examen direct

La méthode la plus simple d'analyse coproscopique est l'examen direct, qui consiste à placer une petite quantité de fèces directement sur une lame de microscope. Certains praticiens réalisent les étalements à partir des matières fécales qui adhèrent au thermomètre après avoir pris la température rectale des animaux. Quelques gouttes de sérum physiologique ou d'eau sont déposées sur la lame avec une quantité équivalente de fèces. L'ensemble est ensuite mélangé avec un abaisse-langue bois (ou une pipette) jusqu'à l'obtention d'une solution homogène. Celle-ci est alors étalée sur la lame pour former un film qui doit être suffisamment fin pour la lecture. Enfin, les morceaux de matière fécale sont retirés et une lamelle est placée sur le frottis qui est examiné au microscope à faible grossissement ($\times 100$). Il est aussi possible de laisser les étalements sécher avant de les colorer pour identifier les protozoaires intestinaux (trichrome

Giardia et fuchsine phéniquée, *Giemsa* ou *Ziehl-Neelsen* pour *Cryptosporidium*) (BEUGNET ET AL 2021) .

4.2 Examen microscopique

OBJECTIFS :

- Séparer les parasites des débris fécaux.
- Les selles concentrer dans un faible volume de fixateur.

TYPES :

- Sédimentation : parasites plus denses que la solution utilisée retrouvés dans le sédiment.
 - Flottation : parasites moins denses que la solution utilisée retrouvés à la surface.
- Sédimentation formol-éther (F-E) 1,2,8 (Annexe 1) - Récupération générale des parasites. - Aucune contrainte technique. - Éther peut être remplacé par des substituts (acétate d'éthyle^{4,16} ou CitriSolv (anc.Hemo-De10)). Donc, technique la plus couramment utilisée dans les laboratoires.

4.2.1 Technique de concentration des selles

Les techniques de concentration font partie intégrante de l'examen parasitologique des selles comme de le précise l'actuelle nomenclature des actes de biologie médicale (NABM). Elles ont pour but d'augmenter la sensibilité de l'examen microscopique direct (ANOFEL et al., 2022a).

4.2.1.1 Techniques de flottation

Ils existent trois principales techniques : méthode de Willis, technique de Faust, méthode de Janeckso Urbanyl.

a. Méthode de willis (1921)

Cette méthode repose sur l'utilisation d'une solution saturée de chlorure de sodium (Filll, 1920) et sur l'aptitude des parasites à adhérer au verre. Procédure : Diluer 10 g de matières fécales dans 200 ml d'une solution saturée de NaCl dans un verre conique. Homogénéiser soigneusement. Filtrer la suspension. Verser dans un tube à centrifuger jusqu'à ce que le liquide affleure le bord. Appliquer délicatement une lamelle sur le tube en évitant la formation de bulles d'air. Après 15 à 45 minutes, retirer la lamelle, la déposer sur une lame et observer immédiatement, avant cristallisation des sels. Indications : Recherche des œufs d'ankylostomes et d'ascaris fertiles. Contre-indications : Inefficace pour les larves, les kystes, et les œufs de douves, schistosomes ou d'ascaris non fécondés (S 2019).

b. Méthode de Faust

Bien qu'exigeant plusieurs étapes de manipulation, demeure avantageuse en raison de son faible coût et de son efficacité dans la détection des œufs d'helminthes. Cependant, il convient de noter qu'elle peut provoquer des déformations des kystes de protozoaires. Contre-indications : Kystes (risque de déformation) Œufs d'ascaris non fécondés Œufs à opercule (douve et Bothriocephalus) Œufs de Schistosoma et larves (susceptibles d'altérations).

c. Méthode Janeckso-Urbanyi (1931)

Préparation de la solution iodo-mercurique : Solution mère : Dissoudre 74 g d'iodure de potassium (KI) dans 50 ml d'eau. Ajouter progressivement, sous agitation, 100 g de bi-iodure de

mercure. Conserver la solution obtenue dans un flacon teinté hermétiquement fermé. Préparation de la solution d'emploi (au moment de l'utilisation) : Prendre 10 ml de solution mère Ajouter 24 ml d'eau distillée

4.2.1.2 *Technique de ritchie modifiée*

La technique de Ritchie est une méthode physico-chimique utilisée pour la concentration des parasites dans les échantillons de selles. Cette technique est particulièrement utile pour détecter les parasites présents en faible nombre en augmentant leur concentration dans un plus petit volume de selles, ce qui facilite leur observation au microscope.

C'est une méthode diphasique qui repose sur l'utilisation de deux phases non miscibles : une phase hydrophile (aqueuse) et une phase lipophile. Les parasites, en raison de leur nature physique et chimique, tendent à se concentrer dans le culot après centrifugation. Cette technique exploite le coefficient de partage des parasites entre ces deux phases pour les isoler efficacement.

Depuis son introduction par Ritchie en 1948, la méthode a été modifiée par de nombreux chercheurs pour améliorer son efficacité et sa facilité d'utilisation. Actuellement, c'est l'une des méthodes les plus utilisées en laboratoire de parasitologie.

Préparation de la solution fécale :

- Diluer une noisette de selles dans dix fois son volume de solution de formol à 10%.
- Laisser décanter pendant une minute pour éliminer les gros débris (il est déconseillé d'utiliser un tamis ou une gaze, car ils retiennent les éléments parasitaires).
- Mélange avec l'éther
- Dans un tube conique à centrifuger, mettre 2/3 du volume de la solution fécale et ajouter 1/3 de volume d'éther.
- Boucher le tube à l'aide d'un bouchon de caoutchouc et mélanger énergiquement pendant une minute jusqu'à obtenir une homogénéité des deux phases.
- Centrifugation
- Centrifuger pendant 3 minutes à 1500 tours/minute.
- Séparation des phases
- Après centrifugation, on observe de haut en bas les phases suivantes :
- Une phase étherée chargée de graisses.
- Une phase épaisse (gros débris).
- Une phase aqueuse.
- Le culot où sont concentrés éventuellement les parasites.
- Élimination des phases supérieures
- Éliminer énergiquement les trois premières phases en ne gardant que le culot. À l'aide d'une pipette Pasteur, prélever une à deux gouttes du culot et les déposer entre lame et lamelle.
- Identification et équilibrage des tubes
- Identifier les tubes coniques à centrifuger au moyen d'une étiquette ou d'un feutre spécial.
- S'assurer que les rotors de la centrifugeuse sont équilibrés, surtout si l'on centrifuge un nombre impair de tubes (ANOFEL et al 2022).

4.2.1.3 *Technique de Telemann rivas*

La technique de Telemann concentre les œufs, kystes et larves dans les échantillons à forte teneur en lipides

Technique principalement diphasique utilisée dans la coprologie pour le décollement de la membrane des Kystes d'*Entamoeba histolytica*, le réactif c'est solution aqueuse à 5% d'acide acétique.

Étapes de la technique de Rivas (concentration diphasique) :

Préparation de l'échantillon : Une portion d'échantillon fécal (environ 1g) est mélangée à un volume d'acide chlorhydrique (15%) ou de formol.

Homogénéisation et filtration : La suspension est homogénéisée puis filtrée à travers une gaze.

Ajout du solvant organique : Un volume équivalent d'éther ou d'acétate d'éthyle est ajouté et le tube est agité puis centrifugé.

Observation des phases : Après la centrifugation, plusieurs phases sont observées. Le sédiment contenant les éléments parasitaires est le plus bas.

Séparation et préparation : Le sédiment est prélevé et préparé pour l'examen au microscope.

4.2.2 Techniques de coloration

4.2.2.1 Coloration de Lugol

Réalisation : réaliser un examen direct classique (une goutte d'eau sur une lame porte objet + un fragment des Rajouter une goutte de lugol (iode 1g, iodure de potassium 2g, eau distillée qsp 1000mL)

Interet : La coloration au lugol est utilisée pour identifier des formes kystiques de protozoaire (surtout d'amibe) Elle permet de mieux visualiser certains éléments d'identification : vacuole, noyau, caryosome.

4.2.2.2 Bleu de méthylène

tamponné Acide acétique Acétate de Na Bleu de méthylène Formes végétatives d'amibes Noyaux en bleu foncé Cytoplasme bleu clair (Achir s. d.).

4.2.3 Technique de Baermann :

Cette technique est employée pour isoler les larves dans des échantillons de fèces. Elle repose sur le principe de migration des larves des fèces vers l'eau qui les attire. Les larves s'accumulent au fond du récipient où elles sont retrouvées. Un équipement est requis pour maintenir l'échantillon de fèces dans l'eau afin que les larves puissent migrer et être récoltées.

La technique est la suivante :

Mettre de l'eau tiède (à environ 25 °C) dans un entonnoir en verre dont l'extrémité est reliée à un tube en caoutchouc fermé par un robinet ou une pince. Au moins 5 g de fèces sont enveloppés dans une double couche de compresses ou de gaze et déposés dans l'eau de l'entonnoir.

Un support (tamis ou passoire) est positionné dans l'entonnoir et les fèces enveloppées de gaze y sont déposées.

Après avoir attendu au moins 12 heures, la pince est retirée (ou le robinet ouvert) et les dix premiers mL de liquide sont recueillis dans un tube à centrifuger.

Après une centrifugation à 170 g pendant au moins 3 minutes, le surnageant est éliminé et le sédiment examiné (BEUGNET ET AL 2021).

4.3 Méthodes spéciales

4.3.1 Kato-Katz

Pour effectuer cette technique on a besoin de :

- Kit Kato : modèle avec trou (template), tamis (nylon ou plastique), spatule en plastique
- Journal ou carreau émaillé
- Lames microscopiques
- Cellophane utilisée comme couvre-objet, imbibée d'une solution glycérol-malachite verte ou glycérol-méthylène bleue
- Selles fraîches
- Gants

Procédure de la technique *Kato-Katz*

1. Identification :
Marquez une lame avec le numéro d'échantillon. Placez le modèle plastique (template) avec un trou au centre sur la lame.
2. Tamisage des selles :
Déposez une petite quantité de selles sur un journal ou une surface propre. Posez le tamis par-dessus, puis, à l'aide de la spatule, faites passer les matières fécales tamisées à travers le tamis pour éliminer les gros débris.
3. Chargement de l'échantillon :
À l'aide de la spatule, remplissez le trou du modèle avec les selles tamisées, en évitant les bulles d'air. Nivelez la surface pour enlever l'excédent.
4. Retrait du modèle :
Soulevez délicatement le modèle et plongez-le immédiatement dans un seau d'eau savonneuse concentrée pour nettoyage.
5. Application du couvre-objet :
Posez un morceau de cellophane, préalablement trempé dans la solution de glycérol-teinture, sur l'échantillon fécal.
6. Pression et fixation :
Placez une deuxième lame propre sur le dessus et appuyez uniformément pour étaler les selles en cercle fin, jusqu'à ce que l'on puisse lire un journal à travers la préparation. Retirez la lame supérieure délicatement en la glissant latéralement pour ne pas décoller la cellophane. La cellophane doit rester sur la lame inférieure.
7. Observation microscopique :
Retournez la préparation (cellophane vers le haut). Laissez agir la glycérine, qui clarifie les matières fécales autour des œufs. Après un délai (souvent 30 à 60 minutes), observez au microscope et comptez les œufs. Calculez ensuite le nombre d'œufs par gramme de selles (Tankeshwar 2016).

4.3.2 Scotch test de Graham

Scotch test de Graham recherche d'œufs d'*Enterobius vermicularis* et œufs de *Taenia saginata*.

Intérêt : Ce test permet de mettre en évidence les œufs d'Oxyures (vers intestinaux), très fréquents chez les enfants et très contagieux, entraînant des démangeaisons et troubles du sommeil. L'étui contenant 2 lames est fourni par le laboratoire.

Préconisations pour le prélèvement :

Le prélèvement doit être effectué au lever avant toute toilette et l'émission des premières selles. - Prendre un morceau de scotch transparent. - Ecarter les fesses et appliquer le côté adhésif sur les plis de la marge anale et le maintenir en appuyant quelques secondes. - Retirer le scotch et l'étaler sur la lame support. - Renouveler l'opération avec le second scotch. - Remplacer les 2

lames dans l'étui, sur lequel vous inscrirez votre nom et prénom si cela n'a pas été fait par le laboratoire.

Coller un morceau de scotch transparent sur un abaisse langue ou tube à essai (côté adhésif à l'extérieur)

Demander au patient d'écarter lui-même les fesses et appliquer le ruban adhésif sur les plis radiés de l'anus

Coller le ruban adhésif sur une lame (Saussay 2022).

4.4 La spectrophotométrie

La spectrophotométrie est une technique d'analyse qui utilise la lumière pour étudier les propriétés des substances chimiques. C'est une technique quantitative qui permet de mesurer la concentration d'une substance en solution en se basant sur l'absorption de la lumière à une longueur d'onde spécifique. L'absorbance d'une substance chimique dépend de la nature et de la concentration de cette substance ainsi que de la longueur d'onde à laquelle on l'étudie. Cette méthode utilise un instrument appelé spectrophotomètre.

4.4.1 L'application de spectrophotométrie

La spectrophotométrie a de nombreuses applications dans divers domaines tels que la chimie, la biochimie, la biologie moléculaire, l'industrie pharmaceutique, l'environnement et l'industrie alimentaire. Elle est utilisée pour déterminer la concentration de composés organiques et inorganiques, pour suivre la cinétique des réactions chimiques, pour étudier les interactions entre les molécules, et pour analyser la qualité de l'eau, des aliments (concentration des vitamines, des colorants et les additifs alimentaires) et des médicaments. En biologie moléculaire, la spectrophotométrie est utilisée pour mesurer la concentration d'ADN, d'ARN et de protéines dans les solutions. En médecine, elle est utilisée pour diagnostiquer certaines maladies en mesurant la concentration de marqueurs spécifiques dans le sang ou les urines (Rocchiccioli 1967).

4.4.2 Le principe de spectrophotométrie

La spectrophotométrie a de nombreuses applications dans divers domaines tels que la chimie, la biochimie, la biologie moléculaire, l'industrie pharmaceutique, l'environnement et l'industrie alimentaire. Elle est utilisée pour déterminer la concentration de composés organiques et inorganiques, pour suivre la cinétique des réactions chimiques, pour étudier les interactions entre les molécules, et pour analyser la qualité de l'eau, des aliments (concentration des vitamines, des colorants et les additifs alimentaires) et des médicaments. En biologie moléculaire, la spectrophotométrie est utilisée pour mesurer la concentration d'ADN, d'ARN et de protéines dans les solutions. En médecine, elle est utilisée pour diagnostiquer certaines maladies en mesurant la concentration de marqueurs spécifiques dans le sang ou les urines.

4.5 Technique d'imagerie médicale qui utilise les rayonnements ionisants

L'imagerie médicale désigne les différentes techniques permettant d'obtenir des images du corps. L'imagerie médicale comprend 2 domaines:

- ✓ la radiologie,
- ✓ la médecine nucléaire.

Les techniques d'imagerie médicale sont indispensables pour explorer les troubles digestifs de manière non invasive, en localisant précisément les anomalies. Elles sont couramment utilisées chez l'homme et également chez les animaux, avec des adaptations selon l'espèce et les

équipements disponibles. Ces méthodes permettent un diagnostic rapide et précis, souvent crucial pour le traitement.

Comment sont-elles utilisées en médecine vétérinaire ? Radiographie et échographie : très fréquentes en clinique vétérinaire, par exemple pour diagnostiquer une ingestion de corps étranger chez un chien. Endoscopie : utilisée dans les cliniques spécialisées, pour explorer l'estomac ou le côlon d'un animal sans chirurgie. Scanner et IRM : disponibles dans les centres vétérinaires spécialisés, souvent sous anesthésie générale car les animaux doivent rester immobiles. ➤ Exemples de troubles diagnostiqués : Occlusion intestinale Gastrite ou entérite Tumeurs digestives Hernies diaphragmatique Torsion d'estomac chez les grands chiens (bushong 2022).

4.5.1 Techniques d'imagerie médicale en radiologie

4.5.1.1 Radiographie

La radiographie utilise les rayons X pour produire une image de l'intérieur du corps.

4.5.1.2 Radioscopie

La radioscopie ou "fluoroscopie" utilise des rayons X pour produire sur un écran une image dynamique de l'intérieur du corps en temps réel. A titre de comparaison, la radiographie est à la photo ce que la radioscopie est à la vidéo.

4.5.1.3 Scanner : CT-Scan

Le scanner utilise des rayons X pour réaliser un nombre important d'images et obtenir une image tridimensionnelle de l'intérieur du corps .La dose de radiation est beaucoup plus élevée qu'avec une radiographie.

4.5.1.4 Echographie et IRM n'utilisent pas de rayonnements ionisants

L'échographie et l'imagerie par résonnance magnétique (IRM) sont des techniques d'imagerie médicale qui n'utilisent pas de rayonnements ionisants. Elles peuvent être une alternative au scanner pour certaines indications.

4.5.2 Techniques d'imagerie en médecine nucléaire

4.5.2.1 Scintigraphies

On injecte un produit radioactif dans le corps. Les tissus du corps absorbent ce produit et émettent un rayonnement qui est détecté par un appareil spécial. On obtient une image de la répartition du produit radioactif à l'intérieur du corps, ce qui peut permettre de comprendre son fonctionnement.

4.5.2.2 Tomographie d'émission monophotonique (Single Photon Emission Computed Tomography - SPECT)

Le rayonnement émis par le produit radioactif injecté est mesuré par des détecteurs qui tournent autour du patient. La transformation en images des mesures prises sous différents angles permet la réalisation d'une image tridimensionnelle de la répartition dans le corps du produit radioactif.

4.5.2.3 *Tomographie par émission de positons (Positron Emission Tomography - PET-scan)*

Le produit radioactif est principalement absorbé par les cellules très ‘actives’. Un examen PET permet donc de visualiser les parties du corps présentant des activités cellulaires élevées (tumeurs, infections,...). Pour localiser ces zones très précisément, on réalise souvent un examen CT complémentaire.

1 Matériels et méthodes

1.1 Région d'étude

La présente étude a été réalisée dans la wilaya de Relizane, située au nord-ouest de l'Algérie. Elle s'étend sur une superficie d'environ 4 870 km² et compte plus de 700 000 habitants. Relizane est caractérisée par un climat semi-aride avec des étés chauds et secs et des hivers doux à modérément froids. Cette région possède une activité agro-pastorale importante, avec un élevage diversifié comprenant les bovins, ovins, caprins ainsi que la volaille, ce qui peut favoriser la circulation de divers agents parasitaires.



Figure 19 Carte topographique de LA WILAYA DE RELIZANE

1.2 Méthodes d'échantillonnage :

Dans le cadre de cette étude, un échantillonnage aléatoire a été adopté. Les échantillons de selles ont été collectés de manière à représenter les différentes espèces animales élevées dans la région (bovins, ovins, volailles) et les différentes zones géographiques de la wilaya de Relizane. Cette méthode permet une meilleure représentativité des résultats et une évaluation plus précise de la prévalence des parasites intestinaux.

Un total de 30 échantillons a été recueilli entre Février et Mars 2025, auprès d'exploitations agricoles, et cliniques vétérinaires.

Nous avons abordé une technique de l'écouvillonnage, qui consiste à prélever les échantillons à l'aide d'un écouvillon. Les échantillons ont été prélevés dans des conditions d'hygiène strictes, étiquetés et transportés au laboratoire pour analyse dans un délai n'excédant pas 24 heures.

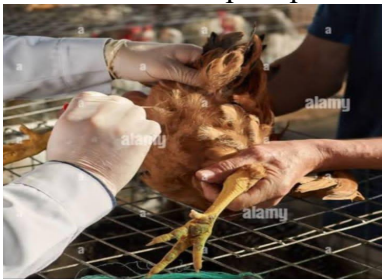


Figure 20 Méthodes d'écouvillonnage

(Dans le cadre de ce travail, des échantillons de selles ont été collectés à partir de plusieurs exploitations agricoles et cliniques vétérinaires situées dans différentes communes de la wilaya, notamment Relizane, Oued Rhiou, Mendes et Ammi Moussa. Ces prélèvements ont été analysés au laboratoire afin de détecter la présence de parasites intestinaux, dans le but d'évaluer la

prévalence des infections parasitaires dans cette région et de proposer des mesures de prévention adaptées).

1.3 Fréquence d'échantillonnage :

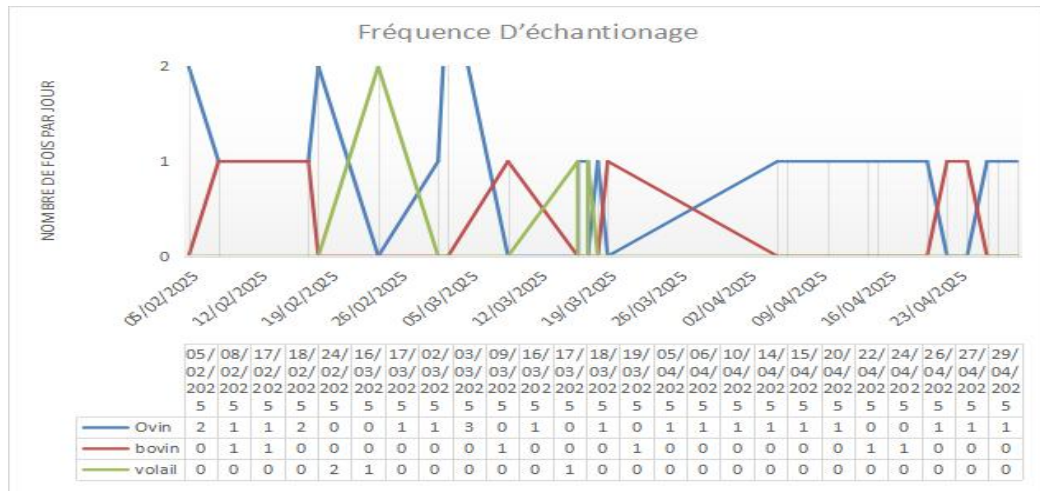


Figure 21 Fréquence d'échantillonnage pendant la durée d'étude de 05/02/2025 au 29/04/2025

La visualisation des données a été réalisée à l'aide d'Excel afin d'obtenir les courbes.

La figure 20 illustre la fréquence d'échantillonnage réalisée chez les ovins, bovins et volailles sur une période de près de trois mois. On observe que les ovins ont fait l'objet d'un nombre plus élevé de prélèvements, notamment entre le 05/02/2025 et le 29/04/2025, avec une fréquence allant jusqu'à deux fois par jour. En revanche, les bovins et les volailles ont été échantillonnés de manière plus sporadique. Cette variation peut s'expliquer par une différence dans la disponibilité des animaux, la prévalence parasitaire suspectée, ou encore des objectifs spécifiques à chaque espèce dans le cadre de l'étude.

1.4 Prise des valeurs climatique durant la période d'échantillonnage

La prise des valeurs climatiques a été effectuée à partir du site web : <https://www.historique-meteo.net/afrique/algerie>.

1.5 Techniques d'analyse de laboratoire

Nous avons abordée différentes techniques de coproscopie pour chercher les kystes de protozoaires, les œufs et larves d'helminthe :

1.5.1 Technique d'analyse des selles à état frais

Matériels utilisés :

- Lames et lamelle
- Pipette pasteur
- Lugol

Méthode utilisée :

- Mettre une goutte d'eau physiologique sur la lame
- Prendre une petite quantité des selles sur la goutte et bien mélanger
- Verser le mélange sur une autre lame
- Ajouter une goutte du lugol sur la première lame

- Ajouter peut de selle sur la goutte du lugol et bien mélanger



Figure 24 Lugole Lugole



Figure 23 Bleu de Méthylène



Figure 22 Fushine

1.5.2 Technique de Willis (Recherche des œufs d'helminthes par méthode de flottation)

Matériels utilisés :

- Un verre à pied
- Un tube conique
- Lame et lamelle
- Eau physiologique

Méthode utilisée :

- Les selles sont diluées avec du Na cl à 25% dans un verre à pied et on laisse sédimenter quelques secondes
- On remplit un tube jusqu'à l'obtention d'un ménisque à concavité supérieure
- On dépose une lamelle au-dessus et on laisse en contact 15 minutes
- On retire la lamelle qu'on dépose sur une lame porte objet pour l'examiner
- Dilution : 25g de NaCL (concentration initial 100%) + 75ml d'eau distillé



Figure 26 Préparation de l'eau physiologique



Figure 25 Technique de flottation

1.5.3 Méthode de Ritchie

Formule de préparation de solution de Ritchie

- 100ml de formol
- 9ml de Na cl
- 900ml d'eau distillé

Concentration des selles avec la méthode de Ritchie



Figure 27 Grammage de 1g des selles des bovins

- 9ml de solution de Ritchie +1g des selles
- Bien mélangé
- Prendre 2ml de mélange +1ml d'éther
- Agiter le mélange
- Centrifugé pour 10 min à 1500 T/m
- Mettre une goutte entre lame et lamelle
- Observer à l'aide de microscope

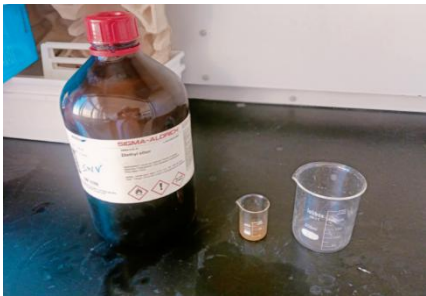


Figure 28 Préparation de mélange éther +selles

Tableau 1 Méthode d'analyse par échantillon

N°	Technique utilisée	Type d'échantillon
G1	Coloration par lugol	Ovin
G2	Flottation	Ovin
G3	Coloration par lugol	Bovin
G4	Coloration par fushin et lugol	Ovin
G5	Flottation	Ovin
G6	Coloration par lugol	Bovin
G7	Coloration par lugol	Ovin
G8	Coloration par lugol	Ovin
G9	Coloration par fushin /flottation	Volaille
G10	Coloration au bleu de Mthn et flottation	Volaille
G11	Flottation	Ovin
G12	Coloration au bleu de Mthn	Ovin
G13	Coloration par fushin	Ovin
G14	Coloration au bleu de Mthn et lugol	Ovin
G15	Ritchié formole	Bovin
G16	Coloration par Lugol	Ovin
G17	Coloration par fushin	Volaille
G18	Ritchié formole	Ovin
G19	Ritchié formole	Bovin
G20	Flottation	ovin
G21	Coloration par fushin	Ovin
G22	Coloration par lugol	Ovin
G23	Flottation	Ovin
G24	Coloration par fushin	Ovin
G25	Coloration au bleu de Mthn	Ovin
G26	Coloration par fushin	Bovin
G27	Coloration par lugol	Bovin
G28	Coloration par lugol	Ovin
G29	Coloration par lugol	Ovin
G30	Coloration au bleu de Mthn et lugol	Ovin

2 Résultats

2.1 Résultats d’échantillonnage

Durant la période d’étude, un total de 30 échantillons a été collecté à partir de trois types d’élevage : ovin, bovin et volaille. Chaque échantillon a été analysé en utilisant une ou plusieurs techniques de coloration ou de flottation. Ces échantillons ont été classés selon la date de collecte et le type d’élevage, comme illustré dans le tableau 3 (N=30). Ce classement a permis une meilleure compréhension de la répartition des techniques d’analyse appliquées selon le type d’échantillon.

Tableau 2 Recensement des effectifs par site et type d'élevage. Le tableau présente pour chaque enregistrement le numéro d'identification, la date de recensement, la localisation (numéro de site), la catégorie d'élevage et le nombre d'individus comptabilisés. Données collectées sur la période du 05/02/2025 au 29/04/2025.

N°	Date	Numéro de site	Type d’élevage	Nombre des individus
G1	05/02/2025	S1	Ovin	50
G2	05/02/2025	S2	Ovin	15
G3	08/02/2025	S3	Bovin	4
G4	08/02/2025	S4	Ovin	20
G5	17/02/2025	S5	Ovin	35
G6	17/02/2025	S6	Bovin	7
G7	18/02/2025	S7	Ovin	13
G8	18/02/2025	S1	Ovin	50
G9	24/02/2025	S8	Volaille	60
G10	24/02/2025	S9	Volaille	21
G11	02/03/2025	S11	Ovin	30
G12	03/03/2025	S12	Ovin	42
G13	03/03/2025	S5	Ovin	35
G14	03/03/2025	S11	Ovin	30
G15	09/03/2025	S13	Bovin	40
G16	16/03/2025	S14	Ovin	65
G17	17/03/2025	S8	Volaille	60
G18	18/03/2025	S15	Ovin	20
G19	19/03/2025	S16	Bovin	40
G20	05/04/2025	S17	Ovin	52
G21	06/04/2025	S18	Ovin	40
G22	10/04/2025	S19	Ovin	52
G23	14/04/2025	S20	Ovin	36
G24	15/04/2025	S21	Ovin	47
G25	20/04/2025	S22	Ovin	35
G26	22/04/2025	S23	Bovin	15
G27	24/04/2025	S24	Bovin	30
G28	26/04/2025	S25	Ovin	47
G29	27/04/2025	S26	Ovin	70
G30	29/04/2025	S27	Ovin	23

2.2 Variante climatique durant la période d'échantillonnage

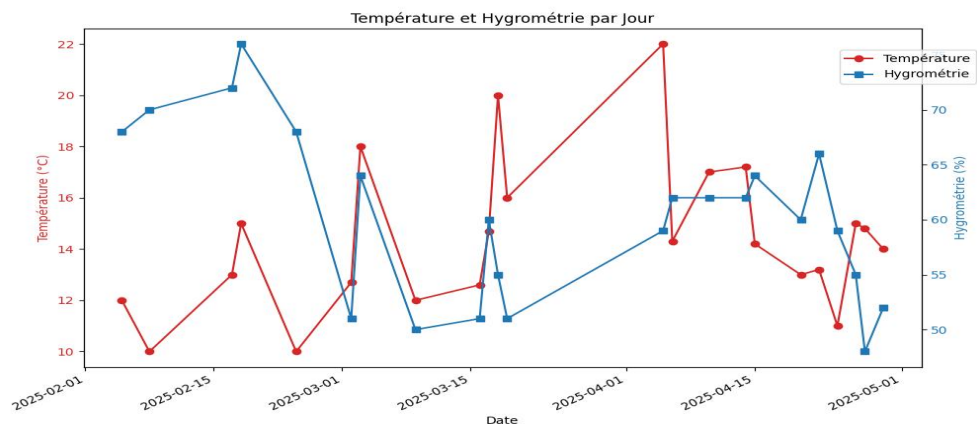


Figure 29 Évolution quotidienne de la température (°C) et de l'hygrométrie (%) pendant la durée d'échantillonnage. La courbe rouge (axe gauche) indique la température ambiante, tandis que la courbe bleue (axe droit) représente le taux d'humidité relative. Données enregistrées du 05/02/2025 au 29/04/2025 .

Le graphique illustré dans la figure 28 montre l'évolution quotidienne de la température ambiante (en °C) et de l'hygrométrie relative (en %) enregistrées entre le 05 février et le 29 avril 2025. On observe une variation importante des deux paramètres au cours de la période d'échantillonnage. La température (courbe rouge) présente des fluctuations marquées, avec des pics et des baisses successives, reflétant probablement les changements climatiques saisonniers. De son côté, l'hygrométrie (courbe bleue) reste globalement plus stable, bien qu'elle connaisse aussi certaines variations, notamment une baisse notable vers la fin de la période. Ces données sont essentielles pour interpréter les conditions environnementales pouvant influencer la présence ou la prolifération des parasites chez les animaux étudiés.

2.3 Résultats de l'examen parasitologique

Lors de l'examen coproscopique réalisé à l'aide d'un microscope optique (grox40 EFG7), des structures parasitaires ont été identifiées dans les échantillons fécaux collectés. La figure 29 illustre clairement la présence d'un œuf d'helminthes, mis en évidence par une flèche verte. Cet œuf, de forme ovale symétrique, mesure environ 60a 70µm, de couleur jaune pâle à brun clair, entouré d'une coquille fine lisse et à double paroi. L'œuf est probablement de *Haemonchus contortus*, une nématode caractéristique des parasites helminthes gastro-intestinaux fréquemment rencontrés chez les ovins. Ce résultat confirme l'infestation parasitaire chez les sujets étudiés.



Figure 30 Observation Microscopique d'une Oeuf D'helminth Groupe N°07 selles des Ovins (grox40)

Figure 30 : Observation microscopique d'une larve d'helminthe provenant du groupe G12, identifiée dans un échantillon de selles d'ovins. La larve, de forme allongée et filiforme, est typique des stades larvaires de nématodes parasitant le tube digestif des petits ruminants. Probablement, la larve est une L1 de *Dictyocaulus*.

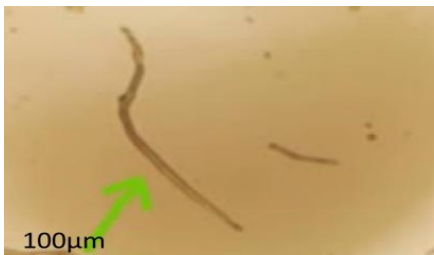


Figure 31 Observation microscopique d'une larve d'helminthe G12 selles des ovins (Groxx40)

Dans la figure 31 : un échantillon de selles ovines a été analysé au microscope optique à un grossissement de 40x. L'image montre un fond intensément coloré en teintes rougeâtres-rosées, à cause de la coloration par fuchsine. L'observation microscopique a montré des kystes protozoaire de petit taille entre 10 et 15µm, c'est probablement des kystes d'*Entamoeba coli*, néanmoins, les noyaux ne sont pas visible pour la confirmation de l'identification. La coloration semble mieux fixer certaines structures internes, ce qui aide à distinguer les contours du kyste malgré la densité de la matrice environnante. Cette technique est particulièrement utile dans le diagnostic parasitologique car elle permet de différencier les kystes des débris non parasitaires.

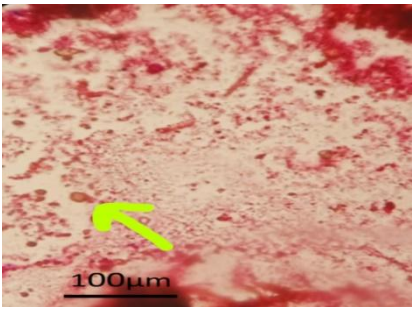


Figure 32 Observation microscopique d'un kyste de protozoaire groupe G21(grox40) selles des ovins

Figure 32 : Observation microscopique d'un œuf d'helminthes (Groupe N°09, selles des volailles, grossissement x40) Cette image montre un oocyste de protozoaire repéré par une flèche verte retrouvé dans un échantillon de fèces de volaille. Le fond est fortement coloré en rouge à cause de la coloration à la fuchsine. L'œuf mesure environ 40 µm de forme arrondie et paroi fine. Probablement c'est un oocyste non sporulé d'*Eimeria spp.*

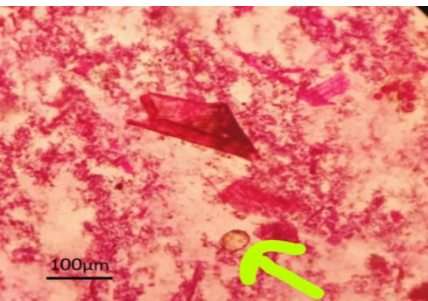


Figure 33 Observation Microscopique D'un oocyste de protozoaire. Groupe N°09 selles des Volailles (grox40)

Figure 33 : c'est une observation microscopique d'un échantillon de G29. Sur cette microphotographie, on distingue un œuf d'helminthes isolé d'un échantillon de fèces ovines. L'observation est faite à un grossissement de 40x, la flèche verte indique clairement la structure ovoïde. L'arrière-plan est coloré en teintes rosées, à cause de la coloration à la fuchsine. L'œuf semble posséder une coque externe bien définie et une larve à l'intérieur. Elle mesure environ 40 µm. Elle a une forme ovoïde et une paroi fine. C'est probablement une œuf de *Strongyloides papillosus*, sa présence indique une infestation parasitaire active du sujet examiné.

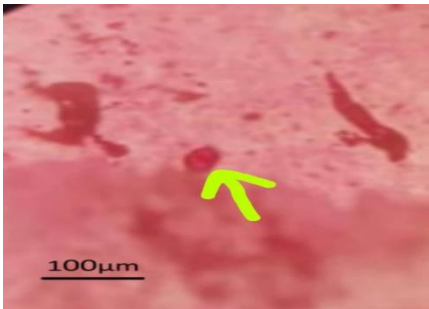


Figure 34 Observation Microscopique D'une Oeuf D'helminth Groupe N°29 selles des Ovins (grox40)

Le tableau 3 présente de manière détaillée les résultats des analyses parasitologiques menées sur un ensemble de 30 échantillons, identifiés de G1 à G30. Les résultats révèlent que parmi ces échantillons, 5 ont été testés positifs (consistent en kystes des protozoaires et oeufs d'helminthes), confirmant ainsi la présence de parasites, tandis que les 25 échantillons restants ont été déclarés négatifs, indiquant l'absence de parasites.

La fréquence des résultats calculée comme suit : $5 \times 100 / 30 = 16.67\%$

Tableau 3 Résultats des analyses parasitologiques effectuées sur 30 échantillons (G1 à G30), indiquant la présence ou l'absence de parasites selon les cas (résultats positifs ou négatifs)

Les échantillons	Les résultats
G1	Négatif
G2	Négatif
G3	Négatif
G4	Négatif
G5	Négatif
G6	Négatif
G7	Positif
G8	Négatif
G9	Positif
G10	Négatif
G11	Négatif
G12	Négatif
G13	Négatif
G14	Négatif
G15	Négatif
G16	Négatif
G17	Négatif
G18	Négatif
G19	Négatif
G20	Positif
G21	Positif
G22	Négatif
G23	Négatif
G24	Négatif
G25	Négatif
G26	Négatif
G27	Négatif
G28	Négatif
G29	Positif
G30	Négatif

3 Discussion

L’étude menée entre février et avril 2025 sur 30 échantillons issus d’élevages ovins, bovins et avicoles a permis de mettre en évidence la présence de parasites digestifs dans 16,67 % des cas. Cette prévalence, bien que relativement faible, témoigne néanmoins de la circulation de parasites intestinaux dans les élevages étudiés. Les parasites identifiés incluent des œufs d’helminthes et des kystes ou oocystes de protozoaires, ce qui est cohérent avec les données de la littérature concernant les agents parasitaires les plus couramment rencontrés en élevage (M.A. Taylor R.L. Coop and R.L. Wall 2016).

La détection parasitaire a été réalisée à l’aide de techniques de flottation et de coloration, adaptées à la mise en évidence d’une diversité de stades parasitaires (MAFF, 1986) (Zajac, 2012) .Le choix méthodologique d’appliquer plusieurs techniques a permis d’augmenter la sensibilité de détection, bien que la prévalence reste relativement faible. Cela pourrait s’expliquer

par une faible charge parasitaire au moment de l'échantillonnage, ou par l'efficacité des mesures de prophylaxie mises en place dans certains élevages (Urquhart et al. 1996). Néanmoins, la qualité du microscope utilisé est une chose importante pour pouvoir identifier précisément les espèces de parasites, surtout que les kystes et l'œuf d'helminthes sont difficiles à être identifiés sur le niveau d'espèce.

La variabilité climatique observée pendant la période d'échantillonnage, notamment les fluctuations importantes de la température ambiante, pourrait avoir influencé la survie et le développement des stades parasitaires dans l'environnement. En effet, les œufs et les kystes de nombreux parasites digestifs sont sensibles aux conditions environnementales, en particulier à la température et à l'humidité (Chaudary et al., 2008) (O'Handley et al., 1999). La baisse de l'hygrométrie observée en fin de période pourrait, par exemple, limiter la viabilité des oocystes de coccidies, connues pour leur sensibilité à la dessiccation (Fayer 2010).

Les résultats coproscopiques obtenus dans cette étude ont révélé la présence de plusieurs parasites digestifs chez les ovins et les volailles, tandis que les échantillons bovins se sont révélés négatifs. Chez les ovins, des œufs de *Strongyloides papillosus* ont été détectés, caractérisés par une coque mince et la présence possible de larves embryonnées; cette espèce est fréquente chez les jeunes ovins et peut provoquer des diarrhées et un retard de croissance, notamment en milieu humide (Kaufmann, 2013; Longstaffe, 1984). L'identification présumée de kystes d'*Entamoeba coli* n'indique pas un problème sanitaire car c'est une amibe non pathogène (Levine, 1985; Taylor et al., 2015). La mise en évidence d'une larve L1 de *Dictyocaulus filaria*, parasite pulmonaire des petits ruminants, suggère une contamination respiratoire; toutefois, une confirmation par la méthode de Baermann serait nécessaire pour affirmer le diagnostic (Department & Food, 1971). Les œufs observés comme appartenant à *Haemonchus contortus* pourraient en réalité correspondre à d'autres strongles gastro-intestinaux, étant donné leur similarité morphologique; seule une coproculture permettant l'identification des larves L3, ou une analyse moléculaire, permettrait de les différencier avec certitude (Taylor et al., 2015). Concernant les volailles, la détection d'oocystes non sporulés d'*Eimeria spp.* est fréquente dans les élevages, particulièrement ceux en conditions intensives; une incubation pour sporulation serait nécessaire pour identifier les espèces impliquées et évaluer leur pathogénicité potentielle (Conway & McKenzie, 2007). Enfin, l'absence d'éléments parasitaires dans les échantillons bovins pourrait s'expliquer par le faible nombre d'animaux échantillonnés ou par des infections subcliniques à charge parasitaire trop basse pour être détectée par les méthodes utilisées (Taylor et al 2015).

Concernant la répartition des résultats selon le type d'élevage, une analyse plus approfondie serait nécessaire pour évaluer s'il existe une susceptibilité différente entre espèces animales, ce qui a été suggéré par plusieurs études (Kgira, 2001). De même, l'effet de la gestion des élevages (type d'alimentation, densité animale, accès au pâturage) pourrait constituer un facteur déterminant dans la dynamique parasitaire (Vercruysse & Claerebout 2001).

En somme, bien que la prévalence parasitaire observée soit modérée, ces résultats soulignent l'importance d'une surveillance continue et d'un contrôle rigoureux des parasites digestifs en élevage, en tenant compte des facteurs environnementaux et des pratiques de gestion zootechnique. Une étude sur un échantillon plus large et à des périodes climatiques contrastées permettrait de mieux comprendre les dynamiques spatio-temporelles de ces infections.

4 Conclusion

L'étude parasitologique des selles des ovins, bovins et volailles menée dans le cadre de ce travail a permis de mettre en évidence la présence de diverses espèces parasitaires affectant le tractus digestif de ces animaux. Ces parasites, qu'ils soient protozoaires ou helminthes,

représentent un enjeu sanitaire majeur, tant pour la santé et la productivité des animaux que pour la santé publique en cas de zoonoses. Les résultats obtenus montrent une prévalence faible de parasite de tractus digestif qui peut être multipliée dans la période chaude, ce qui nécessite un suivi régulier et rigoureux de l'état parasitaire du cheptel, notamment par des examens coproscopiques périodiques. Simultanément, l'identification de ces agents parasites constitue une étape essentielle pour mettre en place des mesures de prévention, de traitement et de contrôle adaptées. Ainsi, ce travail s'inscrit dans une démarche de gestion intégrée de la santé animale, visant à améliorer le bien-être des animaux, à réduire les pertes économiques et à prévenir les risques de transmission à l'homme. En conclusion, cette étude confirme la nécessité de renforcer les programmes de surveillance parasitologique dans les élevages et de promouvoir des pratiques d'élevage hygiéniques, ainsi qu'une éducation vétérinaire continue auprès des éleveurs.

Références bibliographique

- Achir, D. I. (s. d.). *La coprologie parasitaire en question(s)*.
- André Beaumont. (2004). *Biologie animale : Des protozoaires aux métazoaires épithélioneuriens Tome 1 (3e édition)* - André Beaumont, Pierre Cassier - Dunod - Grand format - Dalloz Librairie Paris. <https://www.librairiedalloz.fr/livre/9782100486953-biologie-animale-des-protozoaires-aux-metazoaires-epithelioneuriens-tome-1-3e-edition-andre-beaumont-pierre-cassier/>
- ANOFEL, Houzé, S., & Delhaes, L. (2022a). *Parasitologie et mycologie médicales*. Elsevier Health Sciences.
- ANOFEL, Houzé, S., & Delhaes, L. (2022b). *Parasitologie et mycologie médicales*. Elsevier Health Sciences.
- BEUGNET ET AL. (2021a). *Coproscopie : Les bonnes pratiques—ESCCAP France*. <https://www.esccap.fr/coprosopie-les-bonnes-pratiques.html>
- BEUGNET ET AL. (2021b). *Examen direct—ESCCAP France*. <https://www.esccap.fr/l-examen-direct.html>
- BEUGNET ET AL. (2021c). *Les techniques de sédimentation—ESCCAP France*. <https://www.esccap.fr/les-techniques-de-sedimentation.html>
- bushong. (2022, février 3). *Techniques d'imagerie médicale qui utilisent les rayonnements ionisants*. <http://santeseu.public.lu/fr/espace-citoyen/dossiers-thematiques/r/radioactivite/radioprotection-patient/techniques-imagerie.html>
- Chaudary, F. R., Qayyum, M., & Miller, J. E. (2008). Development and survival of *Haemonchus contortus* infective larvae derived from sheep faeces under sub-tropical conditions in the Potohar region of Pakistan. *Tropical Animal Health and Production*, 40(2), 85-92. <https://doi.org/10.1007/s11250-007-9037-x>
- Conway, D. P., & McKenzie, M. E. (2007). *Poultry Coccidiosis : Diagnostic and Testing Procedures*. John Wiley & Sons.
- Cox, F. E. G. (2002). History of Human Parasitology. *Clinical Microbiology Reviews*, 15(4), 595-612. <https://doi.org/10.1128/CMR.15.4.595-612.2002>
- Department, C. V. L. P., & Food, G. B. M. of A., Fisheries and. (1971). *Manual of Veterinary Parasitological Laboratory Techniques*. H.M. Stationery Office.

DUONG, T.-H. (2011). *Parasitoses internes—Téniose*. http://unt-ori2.crihan.fr/unspf/Concours/2012_Lyon_Bonijol_Walchshofer_Parasitoses/co/Teniose.html

euderin. (2017). *Strongles gastro-intestinaux bovins—Gestion du parasitisme en élevage*. <https://fr.virbac.com/home/toutes-les-maladies/strongles-bovins.html>

euriden. (2017, octobre 13). Les strongles gastro intestinaux chez les génisses. *Journal Paysan Breton*. <https://www.paysan-breton.fr/2017/10/les-strongles-gastro-intestinaux-chez-les-genisses/>

Fayer, R. (2010). Taxonomy and species delimitation in *Cryptosporidium*. *Experimental Parasitology*, 124(1), 90-97. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2009.03.005>

Feasey, N., Wansbrough-Jones, M., Mabey, D. C. W., & Solomon, A. W. (2010). Neglected tropical diseases. *British Medical Bulletin*, 93(1), 179-200. <https://doi.org/10.1093/bmb/ldp046>

Forbes, A. B. (2021). Parasitic gastroenteritis in cattle. In *Parasites of cattle and sheep : A practical guide to their biology and control* (p. 10-36). <https://doi.org/10.1079/9781789245158.0010>

Gabriel, freitas. (2005). *Protozoaires : Types, Habitats | StudySmarter*. StudySmarter FR. <https://www.studysmarter.fr/resumes/biologie/organismes-biologiques/protozoaires/>

gherroucha, benhamza. (2018). *Infection parasitaire des foies et des poumons chez les bovins et les ovins dans les abattoirs de Constantine, Algérie, de 2009 à 2018 | Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*. <https://revues.cirad.fr/index.php/REMVT/article/view/36763>

Guiguen, C., Autier, B., Gangneux, J.-P., & Chabasse, D. (2021). Coprologie parasitaire : Conduite de l'examen et pièges diagnostiques. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2021(529), 32-42. [https://doi.org/10.1016/S1773-035X\(21\)00036-8](https://doi.org/10.1016/S1773-035X(21)00036-8)

HOULISTON, E. (2021, novembre 2). *Origine des Métazoaires | CNRS Biologie*. <https://www.insb.cnrs.fr/fr/origine-des-metazoaires-0>

isabelle, goriaux. (2023, novembre 13). *La capillariose, vers du jabot chez la poule : Traitement*. <https://poules-club.com/la-capillariose-ou-les-vers-du-jabot-chez-la-poule/>

Junker, K., Horak, I. G., & Penzhorn, B. (2015). History and development of research on wildlife parasites in southern Africa, with emphasis on terrestrial mammals, especially ungulates. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4(1), 50-70. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2014.12.003>

Kaufmann, J. (2013). *Parasitic Infections of Domestic Animals : A Diagnostic Manual*. Birkhäuser.

kevin, duknidt. (2020). *Cryptosporidiose. L'hygiène, première ligne de défense*. <https://www.plm-magazine.com/actualites/cryptosporidiose.-l-hygiene-premiere-ligne-de-defense>

Kgira. (2001). • Kagira, J. M., & Kanyari, P. W. N. (2001). *The role of parasitic diseases in the health and productivity of small ruminants in Kenya : A review*. *The Kenya Veterinarian*, 25(1), 48–54. - Google Search. [https://www.google.com/search?q=%E2%80%A2Kagira%2CJ.+M.%2C+%26+Kanyari%2C+P.+W.+N.+\(2001\).+The+role+of+parasitic+diseases+in+the+health+and+productivity+of+small+ruminants+in+Kenya%3A+A+review.+The+Kenya+Veterinarian%2C+25\(1\)%2C+48%E2%80%9354.&oq=%E2%80%A2++Kagira%2CJ.+M.%2C+%26+Kanyari%2C+P.+W.+N.+\(2001\).+The+role+of+parasitic+diseases+in+the+health+and+productivity+of+small+ruminants+in+Ken](https://www.google.com/search?q=%E2%80%A2Kagira%2CJ.+M.%2C+%26+Kanyari%2C+P.+W.+N.+(2001).+The+role+of+parasitic+diseases+in+the+health+and+productivity+of+small+ruminants+in+Kenya%3A+A+review.+The+Kenya+Veterinarian%2C+25(1)%2C+48%E2%80%9354.&oq=%E2%80%A2++Kagira%2CJ.+M.%2C+%26+Kanyari%2C+P.+W.+N.+(2001).+The+role+of+parasitic+diseases+in+the+health+and+productivity+of+small+ruminants+in+Ken)

ya%3A+A+review.+The+Kenya+Veterinarian%2C+25(1)%2C+48%E2%80%9354.&gs_lcrp=EgZjaHJvbWUyBggAEEUYOdIBCDE0NTdqMGo3qAIAAsAIA&sourceid=chrome&ie=UTF-8

Laurent, S. (2018, août 31). *La grande douve : Mieux la comprendre pour mieux la gérer*. <https://www.alliance-elevage.com/informations/article/la-grande-douve-mieux-la-comprendre-pour-mieux-la-gerer>

Levine, N. D. (avec Internet Archive). (1985). *Veterinary protozoology*. Ames : Iowa State University Press. <http://archive.org/details/veterinaryprotoz0000levi>

Longstaffe, J. A. (1984). Helminths, arthropods and protozoa of domesticated animals (7th edition) : E. J. L. Soulsby, 1982. London: Baillière Tindall, 809 pp., illus. ISBN 0-7020-0820-6. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 78(3), 329. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(84\)90110-X](https://doi.org/10.1016/0035-9203(84)90110-X)

M.A. Taylor, R.L. Coop and R.L. Wall. (2016). *Veterinary Parasitology* | *Wiley Online Books*. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/book/10.1002/9781119073680>

MAFF. (1986). *MAFF (Ministry of Agriculture, Fisheries and Food) (1986) Manual of Veterinary Parasitological Laboratory Techniques*, ADAS, HMSO, UK. - *References—Scientific Research Publishing*. <https://www.scirp.org/reference/referencespapers?referenceid=1357670>

merck, rahway. (2021). *Image: Cycle de vie des nématodes strongyloïdes*. Manuels MSD pour le grand public. <https://www.msdmanuals.com/fr/accueil/multimedia/image/cycle-de-vie-des-nematodes-strongyloides>

mustafa, ouzyrth. (2007). (PDF) *Evaluation of intestinal parasites in a period of four years in the coprology laboratory of a training hospital*. https://www.researchgate.net/publication/5626431_Evaluation_of_intestinal_parasites_in_a_period_of_four_years_in_the_coprology_laboratory_of_a_training_hospital

O'Handley, R. M., Cockwill, C., McAllister, T. A., Jelinski, M., Morck, D. W., & Olson, M. E. (1999). Duration of naturally acquired giardiasis and cryptosporidiosis in dairy calves and their association with diarrhea. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 214(3), 391-396.

Pastorale, A. (2015, décembre 1). *Coccidiose des ovins*. <https://www.alliance-elevage.com/informations/article/coccidiose-des-ovins>

Pastorale, A. (2016, mars 1). *Troubles respiratoires au pâturage : N'oublions pas les strongyloses pulmonaires*. <https://www.alliance-elevage.com/informations/article/troubles-respiratoires-au-paturage-noublions-pas-les-strongyloses-pulmonaires>

Rocchiccioli, C. (1967). *La spectrophotométrie d'absorption infrarouge : Conférence donnée au Palais de la découverte le 28 janvier 1967*. FeniXX.

S, A. (2019, novembre 4). *Techniques de concentration en parasitologie | PPT*. <https://www.slideshare.net/slideshow/techniques-de-concentration-en-parasitologie-190268362/190268362>

Saussay. (2022). <https://gcs-lcsh.manuelprelevement.fr/DocumentNew.aspx?idDoc=24489>

Tankeshwar, A. (2016, mai 24). Kato Katz Technique : Principle, Procedure, Results • Microbe Online. *Microbe Online*. <https://microbeonline.com/kato-katz-technique-principle-procedure-results/>

Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. (2015). *Veterinary Parasitology*. John Wiley & Sons.

Torgerson, P. R., & Macpherson, C. N. L. (2011). The socioeconomic burden of parasitic zoonoses : Global trends. *Veterinary Parasitology*, 182(1), 79-95.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.07.017>

Urquhart et al., V. (1996). *Veterinary Parasitology*- G. M. Urquhart J. Armour J. L. Duncan A. M. Dunn F. W. Jennings.
https://www.academia.edu/43129589/Veterinary_Parasitology_G_M_Urquhart_J_Armour_J_L_Duncan_A_M_Dunn_F_W_Jenning

Vercruysse, J., & Claerebout, E. (2001). Treatment vs non-treatment of helminth infections in cattle : Defining the threshold. *Veterinary Parasitology*, 98(1-3), 195-214.
[https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(01\)00431-9](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(01)00431-9)

Zajac. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology, 8th Edition* | Wiley. Wiley.Com.
<https://www.wiley.com/en-us/Veterinary+Clinical+Parasitology%2C+8th+Edition-p-9780813820538>