

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Amar TELIDJI Laghouat

جامعة عمار ثليجي الأغواط

Faculté des Sciences

كلية العلوم

Département de la biologie

قسم البيولوجيا



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Option : Parasitologie

Thème

*Contribution à l'étude du parasitisme gastro-intestinal du lapin de chair (*Oryctolagus cuniculus*) dans certaines régions de l'Est et du Centre de l'Algérie*

Présenté par :

MIRA Abdelhamid EL Mahdi

Le **04/07/2022**

Devant le jury:

M. Becheur Mourad

MAA

Université de Laghouat

Président

M. Chaibi Rachid

PROF.

Université de Laghouat

Examineur

Mme. Bettahar Samia

MCB

Université Blida 1

Rapporteur

M. Saidi Radhwane

PROF.

Université de Laghouat

Co Rapporteur

Juillet 2022

MIRA ABDELHAMID EL MAHDI

**Contribution à l'étude du parasitisme gastro-intestinal du lapin de chair
(*Oryctolagus cuniculus*)**

BETTAHAR SAMIA, SAIDI RADHWANE

Résumé

Ce travail a permis l'étude des parasites intestinaux du lapin de garenne (*Oryctolagus cuniculus*) durant les mois de mars et avril 2022 dans les régions Centre Est du pays.

L'objectif de notre projet a été de détecter la présence de parasites gastro-intestinaux et d'évaluer les charges parasitaires chez les lapins de chair dans les contenus digestifs et dans les crottes. La recherche des parasites s'est effectuée par un examen qualitatif et quantitatif des crottes et des contenus digestifs. Les parasites digestifs sont présents dans 34/46 des élevages prospectés et dans 65/97 des tubes digestifs récoltés. Les résultats ont montré la présence de trois genres parasitaires à savoir *Eimeria sp.*, *Trichostrongylus sp.* et *Passalurus sp.* Les niveaux d'excrétions par genre parasitaire montrent que la majorité des élevages ont des excrétions oocystales plus importantes que les excrétions des œufs de nématodes. Les œufs de *Trichostrongylus sp.* excrétés par les lapins étaient très minoritaires lors du comptage.

En conclusion, ce travail a permis de mettre en évidence la présence des parasites chez les lapins de chair et d'évaluer la charge parasitaire

Mots clés: Coprologie, contenus digestifs, lapin, parasites gastro-intestinaux, œuf, oocyste.

ميرة عبد الحميد المهدي
دراسة حول طفيليات الجهاز الهضمي عند الارانب
بالتاھر سامية , سعدي رضوان

ملخص

سمح هذا العمل بدراسة الطفيليات المعوية للأرنب الاوروبي خلال شهري مارس وأبريل 2022 في مناطق وسط و شرق البلاد.

كان الهدف من مشروعنا هو الكشف عن وجود طفيليات معدية معوية وتقييم حمولات الطفيليات في لحوم الأرنب في محتويات الجهاز الهضمي وفي الفضلات. تم إجراء البحث عن الطفيليات من خلال الفحص النوعي والكمي للفضلات ومحتويات الجهاز الهضمي. تواجدت الطفيليات الهضمية في 46/34 من المزارع التي تم مسحها وفي 97/65 من الامعاء بعد الذبح. أظهرت النتائج وجود ثلاثة أجناس طفيلية.

في الختام ، أتاح هذا العمل إبراز وجود طفيليات في أرنب اللحوم وتقييم عددها .

الكلمات المفتاحية: تحليل البراز، محتويات الجهاز الهضمي ، أرنب ، طفيليات معوية ، بيضة ، بيض الطفيليات

MIRA ABDELHAMID EL MAHDI

Contribution to the study of gastrointestinal parasitism in rabbits (*Oryctolagus cuniculus*)

BETTAHER SAMIA, SAIDI RADHWANE

Abstract

This work allowed the study of intestinal parasites of the wild rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) during the months of March and April 2022 in the Central Eastern regions of the country.

The objective of our project was to detect the presence of gastrointestinal parasites and to evaluate parasite loads digestive contents and in fecal pellets of rabbits. The search for parasites was carried out by qualitative and quantitative examinations were present in 34/46 of the farms surveyed and in 65/97 of the digestive tubes collected. The results showed the presence of three parasitic genera, namely *Eimeria* sp. *Trichostrongylus* sp. and *Passalurus* sp. The levels of excretions per parasitic genus show that the majority of the farms had higher oocyst excretions than nematode eggs. *Trichostrongylus* sp eggs excreted by rabbits were in a very small minority when counted.

In conclusion, this work allowed to highlight the presence of parasites in broiler rabbits and to evaluate the parasite load

Key words: Coprology, digestive contents, rabbit, gastrointestinal parasites, egg, oocyst.

Université Amar Télidji Laghouat / Département d'Agronomie

BP 37G Route de Ghardaïa / 03000 Laghouat - Algérie - Tel : +213 29.93.26.98 poste : 242.

e-mail : dep.agro@mail.lagh-univ.dz / web : www.lagh-univ.dz

Remerciements

Avant tout, je remercie « Dieu tout puissant » de m'avoir donné la bonne santé, la patience, la volonté et le courage pour venir à terme de ce travail.

Mes plus vifs remerciements vont à Mme **Bettahar Samia**, Maître de Conférences à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'université Blida1 pour m'avoir encadrée et conseillée tout au long de la concrétisation de cette thèse. Qu'elle trouve ici l'expression de ma profonde gratitude.

Je tiens à exprimer ma grande reconnaissance et profonde gratitude au Professeur **Saidi Radhwane**, pour avoir assuré mon encadrement tout au long de ce travail et pour toutes les précieuses informations que j'ai retenu grâce à lui.

Je tiens aussi à exprimer mes vifs remerciements aux membres de jury :

Docteur **Becheur Mourad**, pour avoir bien voulu présider le jury et juger ce modeste travail.

Professeur **Chaibi Rachid**, pour avoir accepté d'évaluer ce travail en faisant partie de jury.

A tous ceux, qui ont contribué de près ou de loin à ce travail, un grand merci.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail:

A ma très chère maman :

Quoi que je fasse ou je dise, Je ne te remercierai jamais assez pour tout ce que tu fais pour nous.

A mon très cher père:

J'espère que tu sois toujours fier de moi. Puisse Dieu te donner longévité afin que tu jouisses des fruits de la graine que tu as semée.

A mes chers frères et sœurs :

Merci d'être là pour moi et de me soutenir dans les bons et les mauvais moments.

A toute la famille, les amis :

Je vous souhaite une vie pleine de santé et de bonheur.

MEHDI

Table des matières

Résumé	I-III
Remerciements	IV
Dédicace	V-VII
Liste des tableaux	VIII
Liste des figures	IX
Liste des abréviations	X
Introduction	1
PARTIE I SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	
I-Généralités sur le lapin	2
I-1 Lapin de garenne <i>Oryctolagus cuniculus</i>	2
I-2 Systématique	3
I-3 Particularités anatomo-physiologiques de l'appareil digestif	4
I-3-1 Intestin grêle	5
I-3-2 Caecum et colon	5
I-3-3 Doubles fonctionnements du côlon proximal	5
I-3-4 Caecotrophie	6
I-4 Cuniculture en Algérie	7
I-4-1 Secteur traditionnel	7
I-4-2 Secteur moderne	8
I-5 Rendement de la carcasse	8
I-5-1 Définition de la carcasse	8
I-5-2 Critères de qualité de la carcasse	8
I-5-2-1 Poids et rendement de la carcasse	8
II Les principaux parasites digestifs du lapin (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	9
II.1 Introduction	9
II.2. Les parasites du compartiment gastrique	9
II.2.1 Nématode	9
II.2.1.1 <i>Graphidium strigosum</i> (maladie : Graphidiose)	9
Cycle évolutif du parasite	9
II. 2.1.2 <i>Obeliscoides cuniculi</i> (maladie: Strongylose)	10
Cycle évolutif du parasite	11
II.3. Les parasites des glandes annexes	12

II.3.1. Trématodes	12
II.3.1.1. Fasciola hepatica et Dicrocoelium lanceolatum. (Les douves)	12
Grande douve du foie Fasciola hepatica (maladie: Fasciolose)	12
Cycle évolutif du parasite	12
Petite douve du foie Dicrocoelium lanceolatum (maladie: Dicroceliose)	13
Cycle évolutif du parasite	13
II.3.2. Protozoaires	14
II.3.2.1 Eimeria stiedai (maladie :Coccidiosehépatique).	14
Cycle évolutif du parasite	14
II.3.3 Cestodes larvaires	15
II.3.3.1 Cysticercus pisiformis (maladie : Cysticercose)	15
Cycle évolutif du parasite	15
II.3.3.2 Echinococcus granulosus (maladie : Echinococcosehydatique)	15
Cycle évolutif du parasite	15
II.4. Les parasites intestinaux	16
II.4.1. Protozoaires : (Embranchement de Apicomplexa = Sporozoaires)	16
II.4.1.1. Eimeria sp (maladie : Coccidiose intestinale)	16
Cycle évolutif du parasite	17
II.4.1.2.Cryptosporidium sp (maladie: cryptosporidiose)	19
Cycle évolutif du parasite	19
II.4.2. Protozoaires : (Embranchement : flagellés)	20
II.4.2.1. Giardia lamblia. (Maladie : Lambliaose)	20
Cycle évolutif du parasite	20
II.4.3. Nématodes	21
II.4.3.1. Trichostrongylus sp (maladie: Strongylose)	21
Cycle évolutif du parasite	22
II.4.3.2. Passalurus ambiguus (maladie : Oxyurose)	23
Cycle évolutif du parasite	23
II.4.3.3. Trichuris sp (maladie : Trichiurose)	25
Cycle évolutif du parasite	25
II.4.4. Cestodes adultes	26
II.4.4.1 Cittotaenia ctenoïdes (maladie : Téniasis)	26
Cycle évolutif du parasite	26

PARTIE II PARTIE EXPERIMENTALE

I. Objectif	28
II. Matériel et méthodes	28
II.1. Période et zone de l'étude	28
II.2. Echantillonnage	29
II.3. Examen de laboratoire	29
II.3.1. Technique de flottation (technique qualitative)	29
II.3.2. Technique de numération	30
II.3.3. Paramètres mesurés et calculés	34
II.3.3.1 Paramètres zootechniques mesurés	34
II.3.4. Analyses	36

Partie III RESULTATS ET DISCUSSIONS

I. Résultats	37
I.1. Prévalence des parasites digestifs	37
I.1.1. Prévalence des parasites digestifs au niveau des élevages	37
I.1.2. Prévalence des parasites digestifs après abattage	37
I.2. Identification des parasites digestifs retrouvés pour l'ensemble des lapins de l'étude	40
I.3. Degré d'infestation des parasites digestifs au niveau des élevages	40
I.4. Etude des facteurs associés au genre <i>Eimeria sp.</i> sur les performances d'abattage	40
IV. Discussion	42
Conclusion	44
Références bibliographiques	

Liste des tableaux

Tableau	Titre	Page
Tableau 1	Systématique du lapin.	3
Tableau 2	Particularités morphologiques et taille des œufs de quelques Trichostrongylus	22
Tableau 3	Le gras péri rénal a été évalué selon la grille	35
Tableau 4	Prévalence des parasites digestifs dans les élevages enquêtés selon la catégorie des lapins.	37
Tableau 5	Distribution des parasites digestifs chez les lapins selon le sexe et l'âge	38
Tableau 6	Répartition des élevages par genre parasitaire selon la classe d'excrétion fécale	40
Tableau 7	Effet du niveau d'excrétions parasitaires sur les caractéristiques de la carcasse à l'abattage des lapins	41

Liste des figures

Figure	Titre	Page
Figure1	Ordre des Lagomorphes	2
Figure 2	Parties externes du lapin	3
Figure 3	Morphologie générale du tube digestif du lapin à 12 semaines d'âge	4
Figure 4	Phénomène de caecotrophie chez le lapin	6
Figure 5	types de crottes chez les lapins	7
Figure 6	Œufs de <i>Graphidium strigosum</i> GX400	10
Figure 7	Larve de <i>Graphidium strigosum</i> dans l'estomac.	10
Figure 8	Œufs d' <i>Obeliscoides cuniculi</i>	11
Figure 9	Cycle de vie d' <i>Obeliscoides cuniculi</i>	11
Figure 10	<i>Fasciola hepatica</i>	12
Figure 11	Petite douve du foie (<i>Dicrocoelium</i>)	13
Figure 12	foie affecté par <i>Eimeria stiedai</i>	15
Figure 13	Les différentes espèces d' <i>Eimeria</i>	17
Figure 14	Cycle des <i>Eimeria</i> chez le lapin	18
Figure 15	Oocyste de <i>Cryptosporidium</i> GX100	19
Figure 16	Giardia lamblia : Les kystes	21
Figure 17	Œuf de <i>Trychostrongylus</i> sp.	23
Figure 18	Ver <i>Trichostrongylus</i> sp	23
Figure 19	Œuf d'oxyure de lapin : <i>Passalurus ambiguus</i>	24
Figure 20	Individus adultes de <i>Passalurus ambiguus</i>	24
Figure 21	Œuf de <i>Trichuris leporis</i>	25
Figure 22	Ver de <i>Cittotonia cténoïdes</i> .	26

Figure	Titre	Page
Figure23	Cittotoenia dans le formol.	27
Figure 24	<i>Cittotoenia</i> trouvé sur un lapin de Garenne	28
Figure 25	Solutionde flottaison	29
Figure 26	Préparation et tamisage de la suspension fécale	30
Figure 27	Retrait du surnageant	32
Figure28	La technique de concentration de McMaster	33
Figure29	Prévalence des parasites digestifs selon l'âge des lapins	38
Figure 30	Observation microscopiques des œufs de nématodes et de coccidie (x400).	39
Figure 31	Distribution des genres parasitaires	39
Figure 32	Distribution de la note de gras péri rénale chez les lapins infestés et non infestés	41

Liste des abréviations

% : pour cent

FAO : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

FFC : Fédération française de cuniculiculture

Fig : figure

G : gramme

GX : grossissement microscope optique

INRA : Institut national de la recherche agronomique

ITAVI : Institut Technique de l'Aviculture

Kg : kilogramme

m : mètre

mm : millimètre

OPG : œufs par gramme de fèces

Tab : Tableau

UM: University of missouri

µm : micromètre

Introduction

L'élevage et les ressources animales ont un rôle important dans la sécurité alimentaire des pays en développement. En Algérie, la recherche d'une solution durable à la couverture des besoins en protéines d'origine animale a conduit à la promotion des espèces animales d'élevage à cycle court et prolifiques. Ainsi, depuis les années 2000, l'élevage du lapin connaît un essor considérable et de nouveaux élevages voient le jour régulièrement à travers tout le pays. La filière cunicole est passée progressivement du mode traditionnel à moderne et rationnel.

Cependant, le développement de la cuniculture algérienne reste handicapé par plusieurs contraintes parmi lesquelles, les pathologies d'origine parasitaires dont les pertes sur le plan économiques sont importantes (mortalité, retard de croissance...).

Parmi, les parasitoses décrites chez le lapin, nous avons celles causées par les coccidies, protozoaires du genre *Eimeria* qui se développent dans le foie et l'intestin, les nématodes du genre *Passalurus* ou encore *Trichostrongylus* qui se développent dans le colon et l'intestin. Les cestodes larvaires du genre *Echinococcus* qui parasitent le foie et le rendent impropre à la consommation.

Le présent travail se propose de se pencher sur l'étude des parasites gastro-intestinaux du lapin, qui est considéré comme étant un réservoir non négligeable de divers parasites.

Pour se faire, un plan de travail et de rédaction a été adopté.

Notre travail se compose de deux parties :

- Une partie bibliographique sur les généralités du lapin (systématique, description, particularités anatomo-physiologiques de l'appareil digestif, et quelque paramètres zootechnique) et sur la biologie des parasites
- Une partie expérimentale comprendra les méthodes mises en œuvre et les résultats obtenus. Enfin une discussion générale permettra de faire une synthèse des résultats et d'envisager les perspectives de travail.

**PARTIE I SYNTHÈSE
BIBLIOGRAPHIQUE**

I. Généralités sur le lapin

I.1 Lapin de garenne *Oryctolagus cuniculus*

Le lapin européen (*Oryctolagus cuniculus* Linné 1758, du grec Oruktês = fouisseur et Lagôs = lièvre, littéralement ceux qui ressemblent aux lièvres) fait partie de l'ordre des Lagomorphes (**Rougeot, 1981, Arnold, 2000**). Cet ordre regroupe les lapins, les lièvres (*Lepus europaeus*) et les pikas ou les ochotones (**Lebas, 2008**). Le genre *Oryctolagus* (lapin vivant en Europe et en Afrique du Nord) ne compte qu'une seule espèce (**Fig. 1**).

Le genre *Oryctolagus* se distingue de celui des Rongeurs en particulier par l'existence d'une deuxième paire d'incisives à la mâchoire supérieure (**Lebas, 2008**).

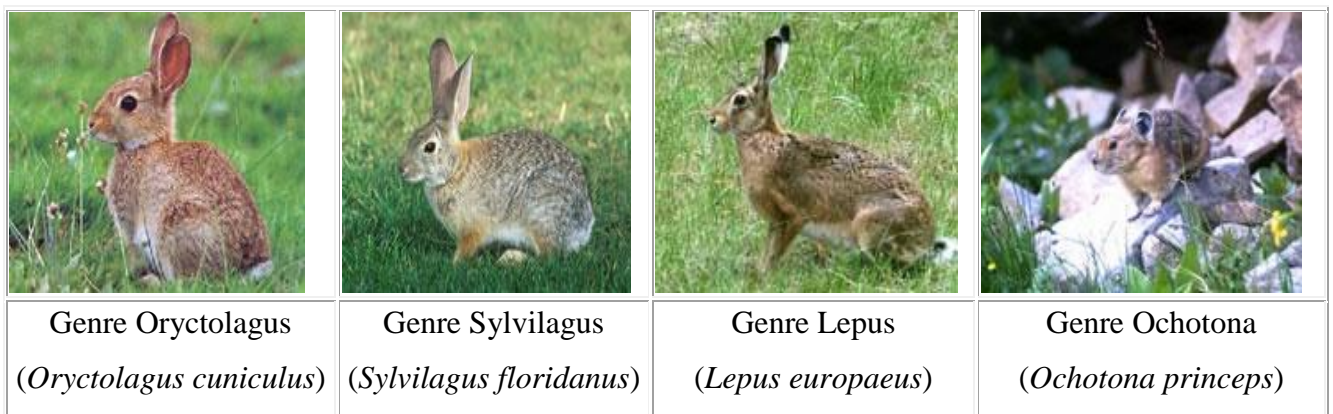


Figure 1 : Ordre des Lagomorphes (**Lebas, 2008**)

La connaissance de la biologie de lapin, de ses exigences (conditions favorables) alimentaires, de ces pathologies est en effet une des clés pour conduire un élevage productif économiquement performant, respectueux de l'environnement et du bien-être animal, dont la finalité principale est la production de viande (**Gidenne, 2015**).

L'allure générale du corps de lapin est différente selon le sexe. Le mâle est caractérisé par une tête large et forte, un thorax développé, des membres relativement épais et une musculature bien extériorisée, la femelle présente toutes proportions gardées, plus de finesse générale avec une tête plus étroite, un corps paraissant plus allongé et une ossature un peu plus légère. Seul l'arrière-train est plus développé avec un bassin large (**FFC, 2000**). Les principales parties du corps du lapin sont identifiées dans la (**Fig. 2**):

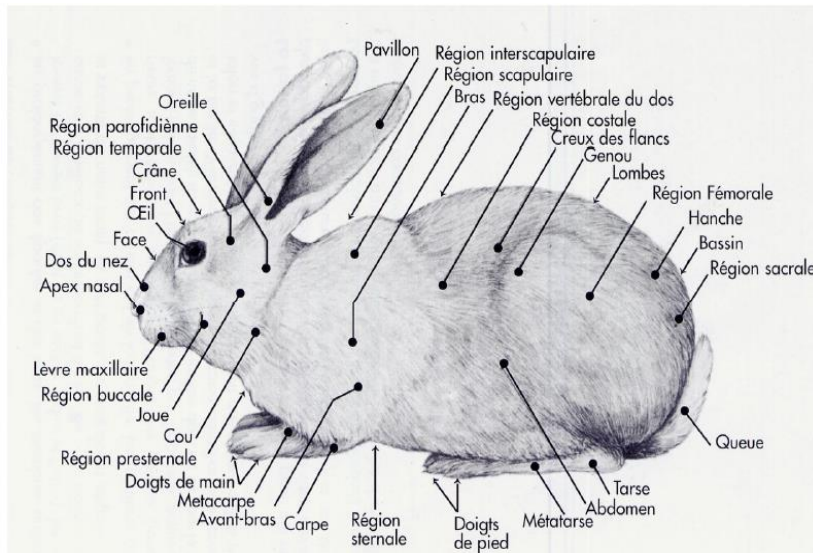


Figure 2 : Parties externes du lapin. (Barone *et al.* 1973)

I-2 Systématique

Selon Veron(2002), Picaud *et al.* (2008) et Macdonald(2010), la classification du lapin mentionnée dans le (Tab. 1).

Tableau 1 : Systématique du lapin.

Régne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Classe	Mammalia
Sous-classe	Theria
Infra-classe	Eutheria
Super-ordre	Glires
Ordre	Lagomorpha
Famille	Leporidae
Sous-famille	Leporinea
Genre	<i>Oryctolagus</i>
Espèce	<i>O. cuniculus</i> (Linné,1758)

I-3 Particularités anatomo-physiologiques de l'appareil digestif

Le tube digestif d'un lapin adulte (4 à 5 kg) ou sub adulte (2.5 à 3 kg) a une longueur de 5 à 7.5 mètre (**Gidenne, 2015**) dont le rôle est d'assurer la préhension des aliments et l'eau, leur ingestion, l'absorption des nutriments et enfin le rejet des déchets sous forme de crottes et de déchets du métabolisme protidique (urée). Il est composé d'une succession de compartiments : la bouche, l'œsophage, l'estomac, l'intestin grêle (duodénum, jéjunum puis iléon), le cæcum, le côlon (proximal et distal), puis le rectum aboutissant à l'anus, accompagné des glandes et organes annexes sécrétoires reliés à différents niveaux de ce dispositif : les glandes salivaires, le foie et le pancréas. Par ailleurs des éléments lymphoïdes, diffus ou organisés, sont disséminés tout au long de l'appareil digestif lui conférant un rôle important dans la défense de l'organisme : les plaques de Peyer de l'intestin grêle, le sacculus rotundus au niveau de la jonction iléo-cæcale et l'appendice cæcal (ou vermiforme) à l'extrémité distale du cæcum (**Mage, 1998**) (**Fig. 3**).

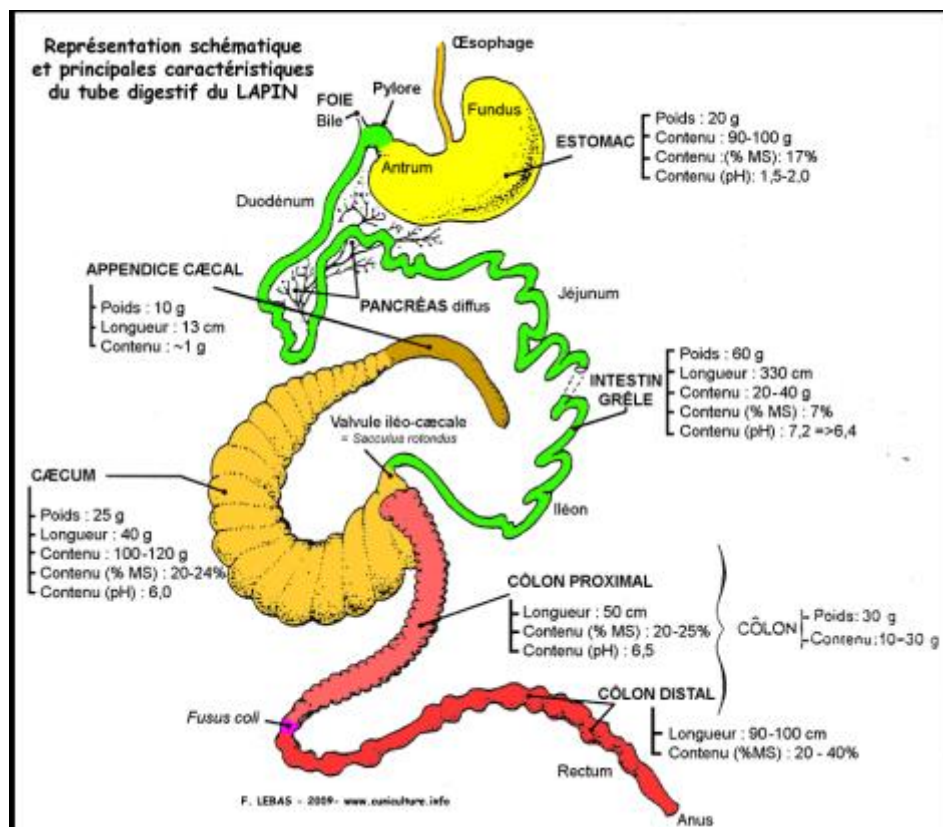


Figure 3 : Morphologie générale du tube digestif du lapin à 12 semaines d'âge, d'après **Lebas et al. (1996)**

Particularités néonatales de l'estomac Après la naissance l'estomac a un pH de 5 à 6,5 et est plein de lait. Cela pourrait en faire un excellent milieu de culture pour les bactéries, mais pendant les 3 premières semaines de vie, une réaction entre les enzymes du lapereau et le lait produit des acides gras qui acidifient le milieu. Au bout de deux semaines, en mangeant les caecotrophes de sa mère, le lapereau commence également à acquérir une flore digestive qui colonisera le caecum. Au sevrage le pH gastrique descend fortement ce qui rend l'estomac presque stérile (**O'malley, 2005**).

➤I-3-1 Intestin grêle

Dans l'intestin grêle la digestion s'accomplit grâce aux sucs pancréatiques et intestinaux et à la bile, au fur et à mesure de leur production, les substances nutritives dissoute ou émulsionnées, passent à travers la paroi des capillaires intestinaux pour être entraînées dans la circulation, le reste est stocké dans le caecum (**Gahery, 1996**). Achevant la digestion menée dans l'intestin grêle le contenant de caecum passe dans le côlon.

➤I-3-2 Caecum et colon

Le lapin a un caecum très volumineux par rapport à sa taille. Il contient 40 % de l'ingesta et a un volume dix fois supérieure à l'estomac et un PH de 6, comme il est le siège d'une intense digestion d'origine microbienne (**Yapi, 2013**), alors que la quantité d'excrétion fécal dépend de l'activité du côlon (**Colombo et Zago, 2003**) qui fait suite au caecum et est aussi relativement bien développé puisqu'il mesure de 1,3 à 1,5 m. Il comprend deux parties distinctes : côlon proximal et le côlon distal, le côlon proximal a un pH proche de celui du caecum (pH = 5,8), sont séparés par le fusus coli qui est propre aux Lagomorphes (**Fabrice, 2008**).

➤I-3-3 Double fonctionnement du côlon proximal

L'originalité principale de la physiologie digestive du lapin se situe dans le fonctionnement particulier du côlon proximal. En effet si le contenu caecal s'engage dans le côlon à la fin de la nuit ou au début de la matinée, il subit peu de transformations biochimiques, la paroi colique sécrète un mucus qui les enrobe progressivement. Ces boulettes sont appelées « crottes molles » où « caecotrophes » Par contre si le contenu caecal s'engage dans le côlon à un autre moment de la journée, son devenir est différent.

On observe alors dans le côlon proximal des successions de contractions ayant des directions opposées : les unes tendent ainsi à évacuer « normalement » le contenu vers le rectum tandis que les autres le refoulent vers le caecum. Ces contractions ont pour effet de presser le contenu digestif comme une éponge. Il y a séparation entre une fraction solide renfermant surtout de grosses particules (plus de 0,3 mm) et une autre fraction plus liquide contenant les petites particules (moins de 0,1 mm) et les éléments solubles. (Gidenne et Lebas, 1984).

➤I-3-4 Caecotrophie

Le comportement de caecotrophie débute chez le jeune dès l'âge de trois semaines d'âge au moment où les animaux commencent à ingérer des aliments solides en plus du lait maternel. Il présente un intérêt nutritionnel non négligeable (Lebas, 2008). La pratique de la caecotrophie présente un intérêt nutritionnel important par son apport en protéines de haute valeur biologique (environ 30% d'origine microbienne) et des vitamines hydrosolubles. La composition des caecotrophes est similaire à celle du contenu caecal mais différent de celle des crottes dures (Kimse, 2009) (Fig. 04).

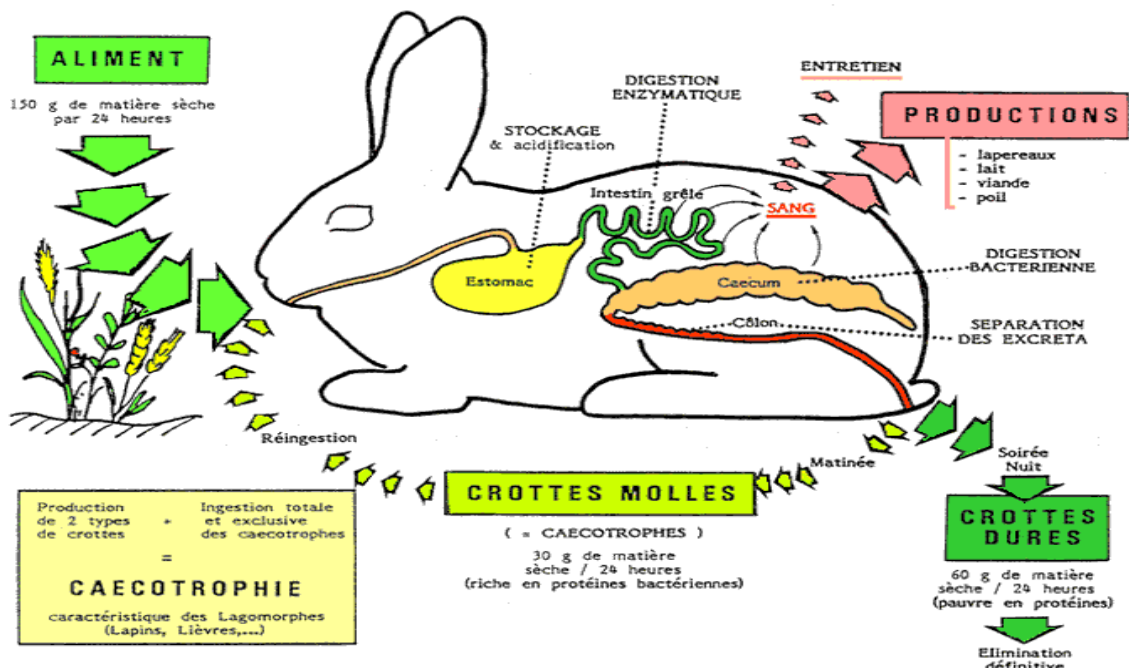


Figure 4 : Phénomène de caecotrophie chez le lapin (Lebas, 2008)

Le côlon des lagomorphes a donc la capacité de fabriquer deux types de crottes, les crottes dures évacuées dans la litière et les crottes molles réingérées par le lapin dès leur émission au niveau de l'anus (Fig. 05).

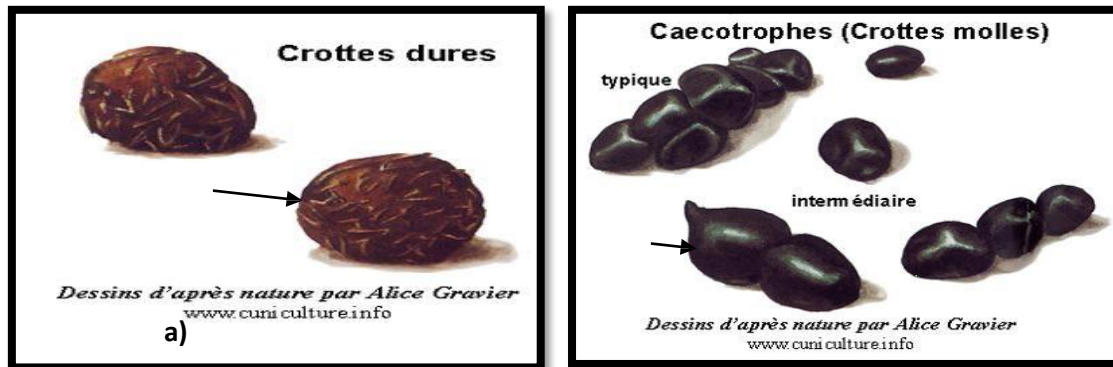


Figure 5 : types de crottes chez les lapins. (www.cuniculture.com).

I-4 la cuniculture en Algérie

L'élevage cunicole algérien comporte deux secteurs :

- Un secteur traditionnel Constitué de très petites unités à vocation vivrière.
- Un secteur moderne comprenant de grandes ou moyennes unités orientées vers la commercialisation de leurs produits.

I-4-1 Secteur traditionnel:

La cuniculture algérienne selon un mode traditionnel existe toujours, de type fermier, familial, de faible effectif comparé aux élevages rationnels. Il est constitué de nombreux petits élevages de 5 à 8 lapines, plus rarement 10 à 20 localisés en milieu rural ou à la périphérie des villes; leur orientation principale est l'autoconsommation, qui représente 66% de la production traditionnelle mais les excédents sont vendus sur les marchés. La gestion de ses unités est très souvent assurée par les femmes, la quasi-totalité des ménagères étant femme au foyer (Ait Tahar et Fettal ,1990 ; Berchiche, 1992 ; Djellal, Mouhous et Kadi, 2006). Ainsi, ce type d'élevage constitue parfois une source de revenus supplémentaires pour le foyer (Lukefahr et Cheeke 1990a ; Lukefahr et Cheeke, 1990b)

Les animaux utilisés sont de race locale, ils sont logés dans des vieux locaux récupérés et quelquefois dans des bâtiments traditionnels aménagés spécialement à cet élevage. L'alimentation est, presque exclusivement, à base d'herbe et de sous-produits--u domestiques (les végétaux et les restes de table) quelquefois complétés avec du son (Berchiche ,1992), ce qui est commun à plusieurs contrées dans le monde (Finzi ,2006). L'élevage fermier de lapin en Algérie évolue progressivement; cette évolution s'explique par les qualités intrinsèques à l'espèce et son adaptation à des environnements différents. Aussi son exploitation en petits

élevages nécessite peu d'investissements et évite de grandes pertes comparativement à son exploitation en grands élevages. (**Djellal, Mouhous et Kadi, 2006**).

I-4-2 Secteur moderne:

Il comprend de grandes ou de moyennes unités d'élevages orientées vers la commercialisation. Il n'est apparu qu'au début des années quatre-vingt, à la suite d'une volonté des pouvoirs publics, ainsi, 5000 femelles et 650 mâles ont été installés entre 1985 et 1988 (**Anonyme, 1986**), parallèlement ont commencé des fabrications nationales des cages et d'aliment composé pour lapin. Dans ces élevages, les animaux sont généralement des hybrides importés de France ou de Belgique, mais leur adaptation s'est souvent révélée difficile à cause des conditions climatiques et de l'alimentation locale (**Berchiche, 1992**). Les performances obtenues restent moyennes, surtout en raison des fortes mortalités au nid : 30 à 35 lapins/ femelle /an (**Ait Tahar et Fettal, 1990; Berchiche, 1992**) ; Ces élevages rationnels sont regroupés en coopératives, elles-mêmes encadrées par différents instituts techniques (**Colin et Lebas, 1995**).

I-5 Rendement de la carcasse :

I-5-1 Définition de la carcasse :

La carcasse est un produit de l'abattage après saignée, dépouillement et sans ses viscères abdominales (**Jaim Camps, 1983**).

I-5-2 Critères de qualité de la carcasse :

Les critères de la valeur bouchère dont la mesure est recommandée sont : le poids de la carcasse, le rendement à l'abattage, l'adiposité, le rapport muscle/os et la découpe (**Larzul et Gondret, 2005**).

I-5-2-1 Poids et rendement de la carcasse :

Le poids de la carcasse dépend surtout du poids de l'animal à l'abattage. L'âge de l'animal a une influence moins marquée sur le poids de la carcasse (**Roiron et al. 1992**).

Le rendement à l'abattage est le paramètre de composition corporelle le plus étudié. C'est le rapport entre le poids de la carcasse commerciale et le poids vif. Il se situe entre 50 et 60% (**Ouhayoun, 1990**).

II Les principaux parasites digestifs du lapin (*Oryctolagus cuniculus*)

II.1 Introduction

Les lapins sont susceptibles d'être infestés par un nombre très important d'espèces parasitaires. Leur mode de vie influencera cependant sur les espèces qui peuvent être rencontrées ainsi pour les animaux élevés strictement en intérieur, on retrouvera principalement des parasites à cycle direct ou des parasites transmissibles par contact comme les ectoparasites alors que pour les animaux ayant un accès à l'extérieur, le nombre d'espèces parasitaire peut augmenter.

Enfin les notions de parasitisme et de maladie parasitaire sont à distinguer, en effet la présence de parasite n'implique pas systématiquement l'apparition de signe clinique (**Bonnet, 2006**). Les maladies respiratoires peuvent être la cause de mortalité chez les lapins, toutefois les troubles digestifs sont courants et constituent une des principales causes importantes de mortalité. Parfois en conséquence indirecte, ces troubles provoquent une diminution de la résistance (**Licois et Marlier, 2008**).

II.2. Les parasites du compartiment gastrique

II.2.1 Nématode

II.2.1.1 *Graphidium strigosum* (maladie : Graphidiose)

Graphidium strigosum est un nématode hématophage faisant parti des strongles digestifs. Cette espèce parasite l'estomac et l'intestin grêle du lapin et du lièvre. Ce parasite ne présente pas de risque zoonotique. (**Raunier, 2016**).

❖ Cycle évolutif du parasite

Les œufs mesurent environ 95x50 µm (micromètre) (**Fig.6**), et sont pondus par la femelle au stade de morula. Dans des conditions environnementales favorables, les œufs éclosent environ 10 heures plus tard. Le stade larvaire L2 est atteint 2-3 jours plus tard, au stade L3 deviennent infectieuses et migrent le long de plantes herbacées selon la période de la journée : vers la pointe au crépuscule, plus bas durant la journée, jusqu'à leur ingestion par un hôte. Les vers adultes mâles ou femelles sont rouges (**Fig.7**), avec de nombreuses striations longitudinales et transversales. Les mâles mesurent environ 12 mm, alors que les femelles mesurent environ 16 mm (**Wetzel et Rieck, 1966**).



Figure 6 : Œufs de *Graphidium strigosum* GX400. (Raunier, 2016).

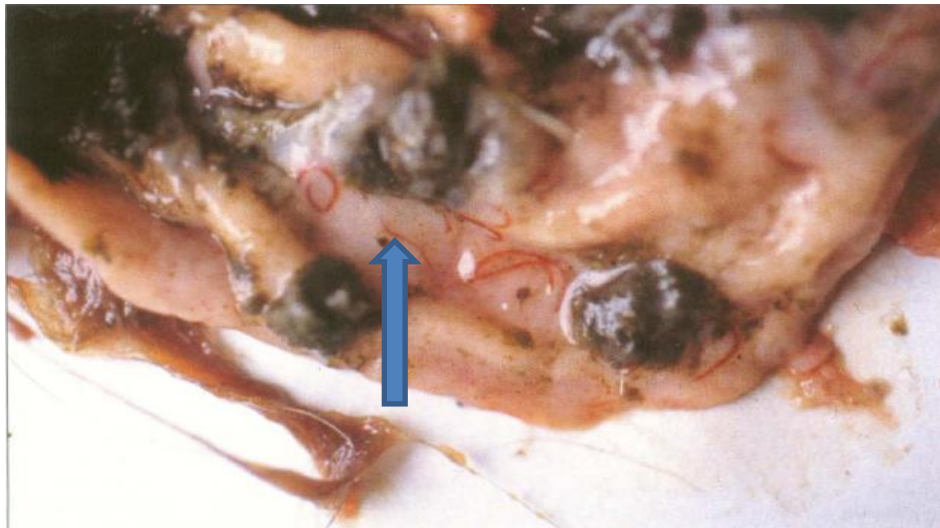


Figure 7 : Larve de *Graphidium strigosum* dans l'estomac. (Boucher et Nouaille, 2002).

II. 2.1.2 *Obeliscoides cuniculi* (maladie: Strongylose)

Obeliscoides cuniculi est un parasite de l'estomac du lapin et du lièvre. (Schoeb et al, 2007).

(Hendrix et al. 2012).

Obeliscoides cuniculi fait partie de la famille Trichostrongylidés. Les vers adultes sont roses et n'ont pas de capsule buccale. Les femelles mesurent 546 μm de large et 15–18 mm longue. Les mâles mesurent 230 μm de large et 10–15 mm de long. Des œufs mesurent 75–91 sur 42–53 μm et sont à coque mince et ovale (Alcata, 1932).

Obeliscoides cuniculi n'infecte pas l'homme. (Schoeb et al. 2007).

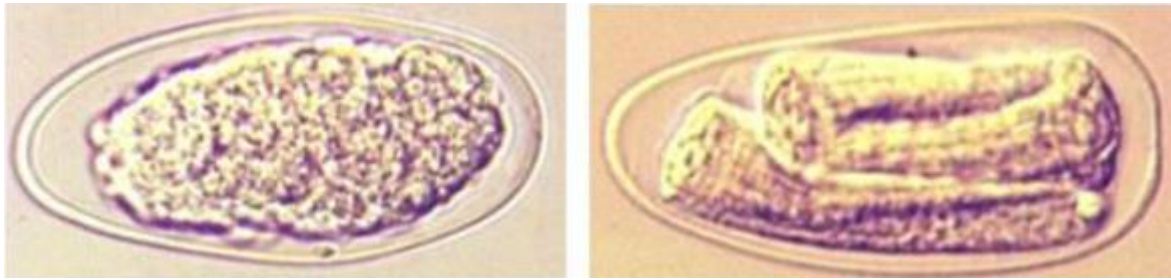


Figure 8 : Œufs d'*Obeliscoides cuniculi* (Schoeb et al, 2007).

❖ Cycle évolutif du parasite

Les animaux se contaminent par ingestion des larves infestantes qui se développent dans l'estomac, et atteignent la muqueuse en moins de 24 heures. (Schoeb et al, 2007).

La dernière mue a lieu lorsque les larves ressortent de la muqueuse. Certaines larves peuvent néanmoins rester en hypobiose au sein de la muqueuse (Schoeb et al, 2007). Les premiers adultes sont présents 10 jours après l'infestation (Schoeb et al, 2007). La période prépatente dure 16 à 20 jours (Schoeb et al, 2007). Une semaine après l'excrétion des œufs par l'hôte, apparait le stade L3 infestant (Schoeb et al, 2007). Grâce aux capacités d'hypobiose, des L4 peuvent rester à l'abri de l'hôte pendant la période hivernale, et permettent une présence maximale d'adultes matures au printemps, où les chances de survie des œufs et des L1 et L2 sont maximisées (Measures et Anderson, 1983).

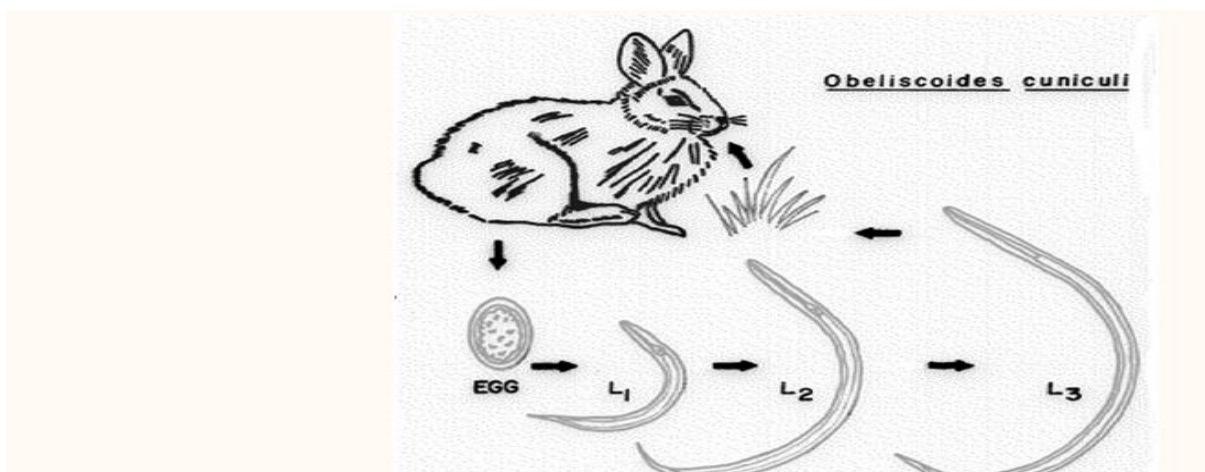


Figure 9 : Cycle de vie d'*Obeliscoides cuniculi* (www.medirabbit.com)

II.3. Les parasites des glandes annexes

II.3.1. Trématodes

II.3.1.1. *Fasciola hepatica* et *Dicrocoelium lanceolatum*. (Les douves)

Les douves sont très peu fréquentes, voire inexistantes sur les lapins d'élevage ou les lapins de compagnie. En revanche, il est possible d'en rencontrer sur des lapins vivant dehors (lapins de garenne, lapins en semi-liberté). Cette parasitose peut également toucher l'Homme. (Boucher et al, 2013).

Il existe deux types de douves capables d'infester le lapin: la grande douve: *Fasciola hepatica* et la petite douve: *Dicrocoelium lanceolatum*. (Boucher et Nouaille, 2002).

Les douves contaminent habituellement les ruminants (vaches et moutons) et sont présentes dans 1 espérés humides. Les lapins vivant dans ce type de pâture seront plus exposés. (Boucher et al, 2013).

- Grande douve du foie *Fasciola hepatica* (maladie: Fasciolose)

Fasciola hepatica c'est un trématode qui peut parasiter le foie de nombreux animaux ayant accès au pâturage (bovins, ovins, caprins, ...), mais aussi celui des lapins. (Hofing et al 1994), (Schoeb et al, 2007). (Fig. 12).



Figure 10 : *Fasciola hepatica* (Dechambre, 1955).

❖ Cycle évolutif du parasite

Fasciola hepatica: Le cycle de ce parasite est indirect et nécessite le passage par un mollusque aquatique du genre *Lymnaea*. (Ballweber et al, 2007), (Dar, 2004), (Phalee et al, 2015).

Une fois ingérées les métacercaires sont libérées au niveau de l'intestin grêle et traversent la paroi intestinale puis la capsule du foie, où elles migrent durant 6 à 8 semaines pour rejoindre les canaux biliaires. Elles se transforment alors en adultes, et produisent des œufs rejetés dans

les fèces qui éclosent en 1 à 2 semaines. Le miracidium ainsi libéré pénètre dans la limnée, s'y multiplie (multiplication asexuée) et donne naissance à des cercaires qui vont s'enkyster (métacercaires) sur la végétation. (Ballweber et al, 2007), (Dar, 2004), (Phalee et al, 2015). La période prépatente est de 8 à 12 semaines pour *Fasciola hepatica*. (Ballweber et al. 2007). Les adultes se développent dans le foie de l'hôte et sont responsables de lésions biliaires et hépatiques. (Ballweber et al, 2007), (Dar, 2004), (Phalee et al, 2015). Les adultes de *Fasciola hepatica* peuvent survivre jusqu'à 37 mois chez le lapin. (Hofing et al, 1994).

- **Petite douve du foie *Dicrocoelium lanceolatum* (maladie: Dicroceliose)**

Dicrocoelium lanceolatum est un trématode pouvant parasiter le foie de nombreux animaux ayant accès au pâturage (bovins, ovins, caprins, ...), mais aussi celui des lapins.). (Schoeb et al, 2007), (Taylor et al, 2015).



Figure 11 : Petite douve du foie (*Dicrocoelium*) (Dechambre, 1955).

Les vers adultes sont en forme de feuille aplatie et mesurent 6 à 12 mm de long et 1,5 à 2,5 mm de large. Ils possèdent 2 ventouses, une buccale et une ventrale. (Taylor et al, 2015). Les œufs sont ovoïdes, brunâtres, avec une épaisse coque brune. Ils sont souvent asymétriques, avec un opercule peu visible à l'un des pôles. Ils sont embryonnés et contiennent deux masses germinatives très sombres. Leur taille varie de 36 à 46 µm de long par 10 à 30 µm de large. (Beugnet et al, 2004), (Taylor et al, 2015), (Hendrix et al, 2012), (Zajaca et al, 2012).

- ❖ **Cycle évolutif du parasite**

Le cycle de *Dicrocoelium lanceolatum* est sensiblement le même que celui de *Fasciola hepatica*, mais comprend un passage obligatoire par un second hôte intermédiaire, une fourmi. Le lapin infecté libère des œufs dans le milieu extérieur. Ces derniers sont ingérés par un

premier hôte intermédiaire, un mollusque terrestre, dans lequel le parasite se reproduit pour former des cercaires. Les cercaires sont rejetées dans l'environnement entourées de mucus, et vont être ingérées par un second hôte intermédiaire, une fourmi. Les cercaires s'y transforment en métacercaires et occasionnent des lésions au niveau du cerveau, qui font adopter à la fourmi un comportement anormal. La fourmi reste à l'extrémité des brins d'herbe ce qui facilite son ingestion par le lapin qui se contamine ainsi. Les métacercaires éclosent dans l'intestin grêle et les adultes migrent ensuite dans les canaux biliaires. Il n'y a pas de migration dans le parenchyme hépatique. La période prépatente est de 10 à 12 semaines, mais le cycle total dure 6 à 7 mois. (Boucher et al, 2002), (Taylor et al, 2015).

Les adultes peuvent survivre plusieurs années chez l'hôte définitif. (Taylor et al, 2015).

La présence des vers dans les canaux biliaires induit une hyperplasie de leur épithélium qui peut provoquer à terme une obstruction des canaux biliaires. (Hendrix et al, 2012). Une cirrhose peut se développer en cas de forte infection, menant à une anémie et une perte de poids. (Zajaca et al, 2012).

II.3.2. Protozoaires

II.3.2.1 *Eimeria stiedai* (maladie : Coccidiose hépatique).

Elle est due à *Eimeria stiedai* qui passe du duodénum au foie par la circulation au foie par la circulation lymphatique et sanguine. En élevage rationnel cette maladie est de plus en plus rare et ne provoque des pertes économiques qu'au niveau de l'abattage en raison des saisies. En effet, dans les conditions naturelles d'infestation, la coccidiose hépatique n'est pas mortelle et entraîne rarement des baisses de performance (Licois, 1996).

❖ Cycle évolutif du parasite

Seule *Eimeria stiedae* a un cycle de vie qui diffère. La reproduction s'effectue dans les cellules des canaux biliaires. Les ookystes sont libérés par la destruction de ces cellules et passent dans le tractus intestinal avec la bile avant d'être éliminés dans les fèces. (Taylor et al, 2015).

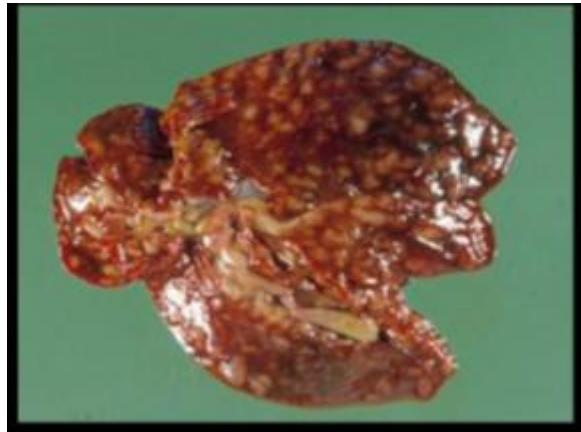


Figure 12 : foie affecté par *Eimeria stiedai* (www.medirabbit.com).

II.3.3 Cestodes larvaires

II.3.3.1 *Cysticercus pisiformis* (maladie : Cysticercose)

La cysticercose est une maladie parasitaire causée par un tænia pisiformis. C'est la plus fréquente des cestodes du lapin et du lièvre mais elle se développe qu'en présence du chien contaminé. Elle n'est pas causée par les ténias eux-mêmes, mais par leurs formes larvaires présentes chez les chiens, on les nomme *Cysticercus pisiformis*. Les lapins, ne sont que des hôtes intermédiaires du ver solitaire. (Boucher *et al*, 2002).

❖ Cycle évolutif du parasite

L'hôte définitif (chien ou renard), porteur du tænia adulte dispersent par leur excrément des œufs .qui sont absorbés par les lapins, se transforme chez eux en cysticerque que l'on trouve au niveau des parois ou des viscères de la cavité abdominale, le chien se recontamine en consommant les viscères d'un lapin parasité (Bernard, 1992).

II.3.3.2 *Echinococcus granulosus* (maladie : Echinococcose hydatique).

Est un cestode parasite qui parasite les canidés et autres animaux carnivores. La maladie considérée comme une zoonose. (Van Praag, 2015).

Elle provoque des kystes translucides pouvant se localiser au niveau du foie mais qui peuvent se généraliser au cœur et aux poumons et même au cerveau. (FAO, 2018).

❖ Cycle évolutif du parasite

Le chien, hôte définitif, héberge *Echinococcus granulosus*, parasite qui se reproduit et donne des œufs éliminés dans le milieu extérieur. Comme le mouton, plus généralement concerné, le lapin, hôte intermédiaire, ingère des végétaux souillés supportant les œufs d'Echinocoque.

Il peut aussi être contaminé par de l'eau souillée. Les œufs migrent par voie circulatoire et gagnent le foie ou le poumon. Ils peuvent aussi, mais plus rarement, gagner le cœur, le foie, les reins, les muscles, les centres nerveux. (Boucher et Nouaille, 2002).

Des larves se développent alors lentement en 8 à 12 mois et forment un kyste hydatique. Les larves sont appelées *Ehinoeoeus polymorphus*. Le chien les ingérera et se contaminera alors. (Boucher et Nouaille, 2002).

II.4. Les parasites intestinaux

II.4.1. Protozoaires : (Embranchement de Apicomplexa = Sporozoaires).

II.4.1.1. Eimeria sp (maladie : Coccidiose intestinale)

On dénombre 14 espèces d'*Eimeria* parasites du lapin. Toutes sont parasites du tractus intestinal à l'exception d'*Eimeria stiedae* retrouvée dans le foie. (Raunier, 2016).

Les espèces de coccidies intestinales les plus courantes sont : *Eimeria perforans*, *Eimeria piriformis*, *Eimeria exigua*, *Eimeria media*, *Eimeria magna*, *Eimeria coecicola*, *Eimeria vejdoskyi*, *Eimeria flavescens* et *Eimeria intestinalis*. (Boucher et Nouaille, 2002), (Schoeb et al, 2007), *Eimeria nagpurensis*, *Eimeria irresidua*, *Eimeria matsubayashi*, *Eimeria roobroucki*, et *Eimeria oryctolagi* sont beaucoup plus rares. (Duszynski et al, 2013)

La distinction entre les différentes espèces porte essentiellement sur des critères morphologiques d'oocyste en raison de sa grande variabilité de taille et de forme (Fig. 13). D'autres caractéristiques permettent d'identifier les coccidies : période prépatente, durée de la sporulation, tropisme différentiel pour les segments intestinaux (Coudert et al, 1995).

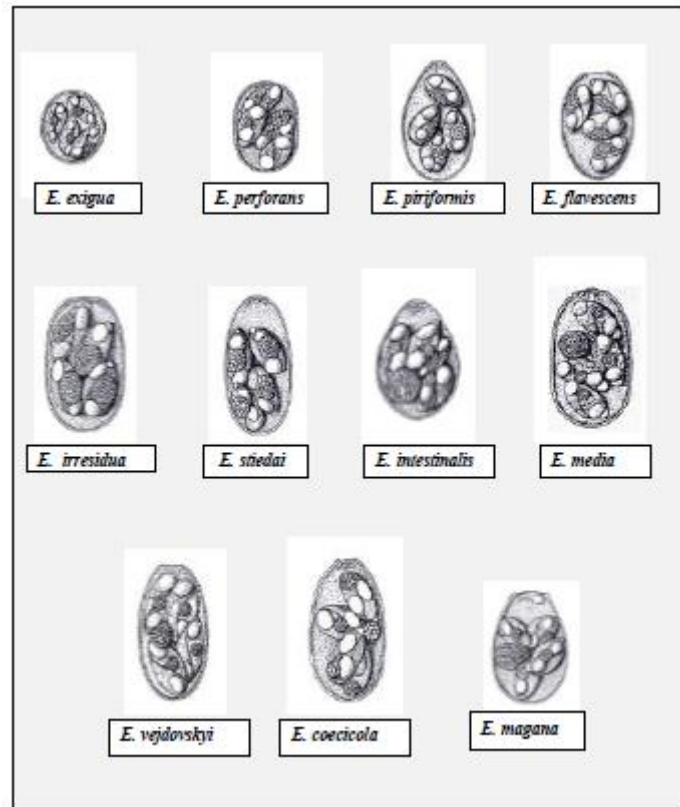


Figure 13 : Les différentes espèces d'Eimeria (Coudert *et al.* 1995).

❖ **Cycle évolutif du parasite**

Les Eimeria sont monoxènes et ont une spécificité très poussée vis-à-vis de leur hôte. De ce fait le lapin ne peut pas être parasité par les coccidies d'autres espèces animales, et réciproquement. Le cycle des Eimeria comprend deux parties distinctes : une partie interne et une externe (Fig. 14) (Lebas *et al.*, 1996), la reproduction est à la fois sexuée (gamogonie) et asexuée (mérogonie ou schizogonie) au sein des cellules épithéliales du tractus intestinal (Raunier, 2016).

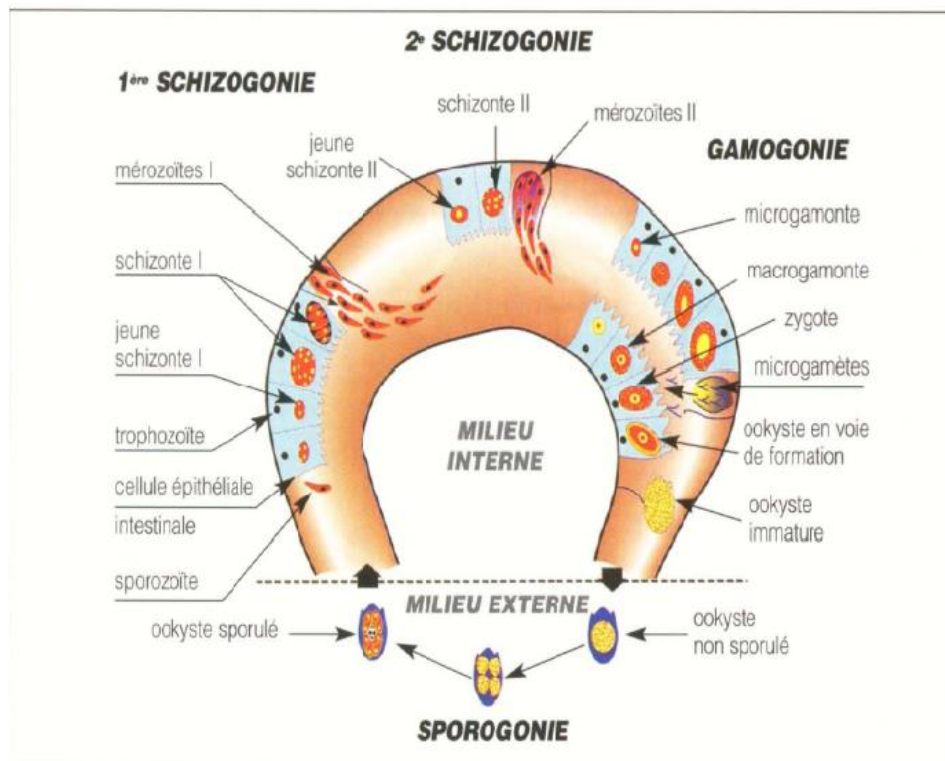


Figure 14 : Cycle des *Eimeria* chez le lapin (Boucher, 2002)

- Phase externe (sporogonie)

Les oocystes (non sporulés), passés dans les excréments demandent un milieu favorable pour sporuler (Blood et al. 1976). Les oocystes ainsi dispersés subissent une phase de maturation, la sporogonie : une série de transformations aboutit à la formation d'oocystes sporulés infectants ; L'oocyste renferme une cellule diploïde, le sporonte qui va se diviser plusieurs fois (une méiose suivie de deux mitoses) pour aboutir à la formation de quatre sporocystes contenant deux sporozoïtes (Henneb, 2011).

Le temps de sporulation est variable selon l'espèce et dépend de la température, du degré d'hygrométrie et de l'oxygénation (Burgaud, 2010). L'oocyste est la forme permettant la survie dans le milieu extérieur. Il se caractérise par son extraordinaire résistance, notamment aux agents chimiques (Renaux, 2001)

- Phase interne (mérogonie, schizogonie)

Cette phase commence lorsque l'animale se contamine en ingérant des oocystes sporulés. Dans l'estomac, la paroi des oocystes est lysée, libérant ainsi des sporocystes après l'excystation ; les sporozoïtes (éléments infestants) se transforme alors en trophozoïtes et subit plusieurs phases de reproduction asexuée appelées mérogonies ou schizogonie aboutissant à la formation de générations successives de mérontes ou schizontes contenant des mérozoïtes. A maturité, les mérozoïtes sont libérés de la cellule hôte et vont infecter les

cellules voisines (Pankdal et al, 2003). Puis, il se forme lors la phase sexuée (ou gamogonie) un oeuf (ou zygote) (Boucher et Nouaille, 2013) qui s'entoure d'une coque et forme un oocyste immature libéré de sa cellule hôte et excrété avec les fèces dans le milieu extérieur (Licois et al, 1992).

II.4.1.2. *Cryptosporidium* sp (maladie: cryptosporidiose)

La cryptosporidiose est une parasitose émergente, opportuniste due un à protozoaire intracellulaire du genre *Cryptosporidium* appartenant à la famille des coccidies (Mezal et al, 2015).

Le lapin peut être infecté par *Cryptosporidium parvum*, parasite de la bordure épithéliale de l'intestin. Les ookystes sont sub-sphérique avec une paroi épaisse et lisse (Fig. 15). Mesurant entre 5,55 et 6,40 μ m (Micromètre) de long et entre 5,02 et 5,92 μ m de large. Ils contiennent 4 sporozoites et un corps résiduel. (Raunier, 2016).

Ce parasite infectant aussi l'homme (zoonose) et de nombreuses espèces animales. (Boucher et al, 2013).

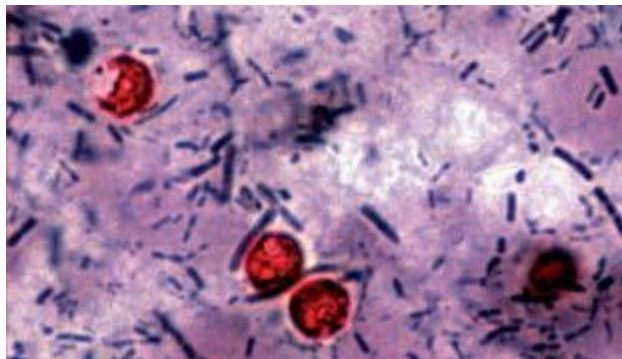


Figure 15 : Oocyste de *Cryptosporidium* (rouge), GX100 (Guyot et al, 2012).

❖ Cycle évolutif du parasite

Le cycle de *Cryptosporidium* est monoxène. La contamination se fait par ingestion d'oocyste sporulés présents dans l'eau et les aliments (Raunier, 2016). La sporulation de ces derniers se fait chez l'hôte contrairement aux coccidies ou elle se fait dans le milieu extérieur (Abahri et al, 2015). Les sporozoites libérés envahissent les cellules épithéliales gastro-intestinales. Une reproduction à la fois asexuée et sexuée a lieu et mène à la formation d'oocystes, dont la majorité développent une double paroi épaisse et sont par la suite éliminés avec les selles

contaminant ainsi l'environnement; et environ 20% présentent une paroi mince et servent à maintenir l'infection au sein de l'hôte (**Raunier, 2016**).

II.4.2. Protozoaires : (Embranchement : flagellés).

II.4.2.1. *Giardia lamblia*. (Maladie : Lamblia)

Giardia lamblia, parfois aussi appelé *Giardia duodenalis*. Il s'agit d'un protozoaire flagellé. Retrouvés très fréquemment dans l'intestin de lapins présentant une diarrhée. Cependant le caractère pathogène de ce parasite chez le lapin n'a pas encore été démontré : il est rarement retrouvé seul et accompagnerait plutôt d'autres infections (**Licois, 1995**).

Les lapins peuvent être porteurs d'agents pathogènes zoonotiques, dont *G. duodenalis* (**Wang et al, 2013**), (**Qi et al, 2015**).

Trois assemblages ont été identifiés chez les lapins, A, B et E, et tous sont des sources potentielles d'infection pour l'homme (**Akinkuotu et al, 2018**), (**Heyworth, 2016**), (**Ignatius et al, 2012**), (**Li et al, 2020**), (**Prystajecy et al, 2015**), (**Zhang et al, 2012**), (**Zhang et al, 2018**).

L'assemblage B de *Giardia* est transmissible à l'homme. (**Lebbad et al, 2010**), (**Hendrix et al, 2012**).

Le taux d'infection à *G. duodenalis* varie de 1,90 % à 72,30 % (**Akinkuotu et al, 2018**), (**Jin et al, 2017**), (**Li et al 2020**), (**Liu et al, 2014**), (**Ortega-Pierres et al, 2018**), (**Qi et al, 2015**), (**Zhang et al, 2012**), (**Zhang et al, 2018**).

❖ Cycle évolutif du parasite

Les kystes sont résistants et sont responsable de l'infestation, ils peuvent être retrouvés dans les selles et survivre durant des années dans l'eau froide. (**Pacha et Yamani, 2011**).

L'infection se produit par l'ingestion d'aliment ou d'eau, ou par voie fécau-ORALE (Mains). Dans l'intestin grêle, le désenkystement libère les trophozoïtes (chaque kyste produit deux trophozoïtes). Le trophozoïte se multiplie par fission binaire longitudinale, et reste dans la lumière de l'intestin grêle proximal, attaché à la muqueuse par des ventouses ventrales. L'enkystement se produit lors de transit dans le colon (**Pacha et Yamani, 2011**).

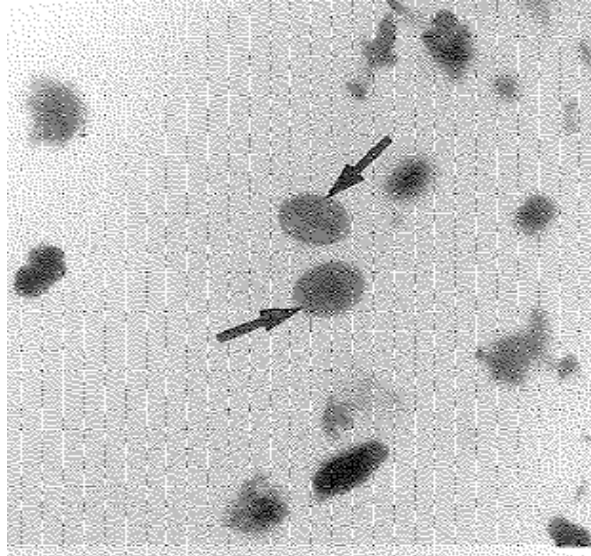


Figure 16 : Giardia lamblia : Les kystes (foreyt, 2001)

II.4.3. Nematodes

II.4.3.1. Trichostrongylus sp (maladie: Strongylose).

L'espèce de strongles colonisant l'intestin grêle et le colon du lapin et du lièvre est *Trichostrongylus* sp. (Taylor et al., 2013). Il n'y a pas de migration du parasite vers d'autres organes et cette espèce ne présente pas de danger zoonotique pour l'homme (Wetzel et Rieck, 1966). Selon (Raunier, 2016), les adultes mesurent 4 à 9 mm de long et 100 à 200 μm de large. Les oeufs des strongles sont ovoïdes, leurs pôles présentent une asymétrie, l'un plus aplati que l'autre. Ces derniers ont une coque fine et lisse et renferment une morula qui contient 16 à 32 blastomères. La morphologie des spicules chez le male permet la distinction entre les différentes espèces de *Trichostrongylus* (Tab. 2).

Tableau 2 -Particularités morphologiques et taille des œufs de quelques *Trichostrongylus* (Raunier, 2016).

Espèces	Particularités morphologiques	Taille des œufs
<i>T. axei</i>	Spicules dissymétriques de taille inégale, le droit est plus court que le gauche	90-100 µm X 40-50 µm
<i>T. colubriformis</i>	couleur marron, de longueur égale extrémité en forme d'hameçon	79-101 µm X 39-47 µm
<i>T. calcaratus</i>	Deux courts spicules de taille égale raie dorsale asymétrique	65 µm X 33 µm
<i>T. affinus</i>	Deux courts mais larges spicules de taille égale recourbés ventralement et qui s'affinent pour se terminer en crochets ronds dorsalement	57-66 µm X 33-40 µm
<i>T. retortaeformis</i>	Deux spicules courts et larges recourbes avec deux fines ramifications les males sont sillonnés par des raies longitudinales et transversales femelles possèdent un double ovojecteur.	80-91 m X 40-56 µm

➤ Strongylose

Les strongyloses sont très rares en élevage rationnel mais un peu plus fréquent en élevage fermier et très fréquentes chez les lapins élever au sol .On estime que moins de 0,5% des animaux à diarrhée hébergent des strongles. Elle est due à des strongles (*trichostrongylus retortaeformis* ou *trichostrongylus axei*) qui loge dans l'intestin du lapin (**Boucher et Nouaille, 2013**).

❖ Cycle évolutif du parasite

Les œufs pondus par la femelle seront excrétés avec les excréments et vont éclore hors de l'hôte. Ils mesurent entre 80 et 90 µm (micromètre). Ils sont en général déjà segmentés lors de la ponte, et les larves infectieuses émergentes en moins de 6 jours. La larve se développe et atteint après 16-18 jours le stade L3 ; elle ne se nourrit pas et devient infectieuse après

ingestion. Les stades L3, L4 et L5 sont des adultes immatures, qui deviennent matures une fois présents dans le système digestif.

Leur cycle de vie est direct, sans hôtes intermédiaires (Wetzel et Rieck, 1966).

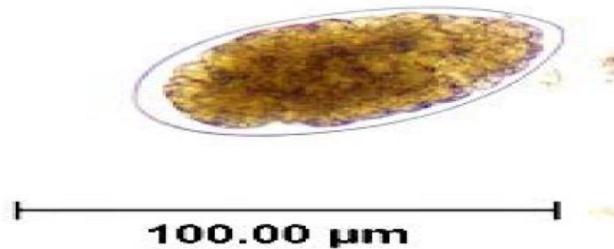


Figure 17 : Œuf de *Trychostrongylus* sp. (Raunier, 2016)

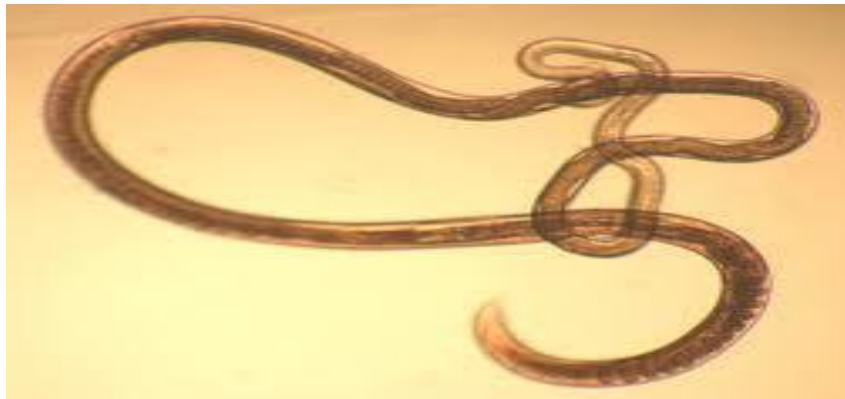


Figure 18 : Ver *Trichostrongylus* sp (Amir et Belkhir, 2015).

II.4.3.2. *Passalurus ambiguus* (maladie : Oxyurose)

L'oxyuridiose "oxyurose" est extrêmement fréquente chez les lapins, que ce soient des lapins d'élevage ou des lapins fermiers. On la rencontre également fréquemment sur les lapins de compagnie. L'oxyuridiose n'est pas une maladie grave et les oxyures ont une action spoliatrice négligeable. C'est plus leur localisation qui est gênante et dérange les lapins. L'oxyuridiose est due à des oxyures ayant pour nom scientifique *Passalurus ambiguus*. Ce sont des petits vers ronds. La femelle mesure environ 1 centimètre de long, le mâle fait la moitié. (Fig. 20 et 21) (Samuel et Loic, 2002).

❖ Cycle évolutif du parasite

Le cycle de ces parasites est direct et homoxène, sans hôte intermédiaire. Le lapin se contamine en mangeant des aliments souillés par des œufs de parasites. Les oxyures gagnent par voie digestive le caecum et le gros intestin du lapin. Les femelles se laissent

entraîner dans le rectum et pondent aux marges de l'anus. L'animal se contamine en ingérant des œufs (dans lequel une larve L3 s'est développée). Les stades immatures se trouvent dans la muqueuse de l'intestin grêle ou encore du caecum et les adultes migrent dans le caecum et le gros intestin. La femelle libère ses œufs dans le caecum et ceux-ci sont infectants dès leur sortie de l'animal. (UM, 2013 *in* Bouladoux, 2016)



Figure 19 : Œuf d'oxyure de lapin : *Passalurus ambiguus* (Machacek, 2014)



Figure 20 : Individus adultes de *Passalurus ambiguus* (Sultan *et al*, 2015)

II.4.3.3. *Trichuris* sp (maladie : Trichiurose)

Trichuris leporis est un parasite du gros intestin du lapin, du lièvre, et du ragondin. (Taylor et al, 2015).

Trichuris leporis n'infecte pas l'homme, et ne représente donc pas un risque zoonotique. (Schoeb et al, 2007).

Les vers adultes mesurent 19 à 21 mm de long et 4,2 à 8,7 mm de large pour certains auteurs (Hofing et al, 1994), (Schoeb et al, 2007), (Taylor et al, 2015). Jusqu'à 30 à 70 mm de long pour d'autres (Euzeby, 1981). L'extrémité distale du mâle est enroulée en hélice, il possède un spicule unique entouré d'une gaine cylindrique et lisse ; la femelle à queue incurvée et un lutérus rempli d'œufs en chapelet. (Euzeby, 1981).

Les œufs sont en forme de citron et de couleur orangée, avec à chaque pôle un bouchon réfringent saillant. La paroi est épaisse et les bords bombés. Ils mesurent 50 à 65 µm de long et 29 µm de large (Euzeby, 1981), (Hofing et al, 1994), (Schoeb et al, 2007), et peuvent atteindre 60 à 85 µm de long et 40 à 45 µm de large. (Beugnet et al, 2004). (Fig. 21).



Figure 21 : Œuf de *Trichuris leporis* (Beck et Pantchev, 2009).

❖ Cycle évolutif du parasite

Le cycle est monoxène, le stade infectant est la larve L1 contenue dans l'œuf, qui se développe en 1 à 2 mois selon les conditions climatiques. Ces œufs larvés sont relativement résistants dans le milieu extérieur, et si les conditions environnementales sont optimales, ils peuvent survivre pendant plusieurs années. (Taylor et al, 2015).

La contamination se fait par ingestion des œufs. Les bouchons sont digérés libérant la larve L1 qui pénètre dans les glandes muqueuses de l'iléon, du caecum et du colon. Elle subit 4 mues successives qui se déroulent dans ces glandes, puis les adultes en émergent mais restent fichés dans la muqueuse par l'intermédiaire de leur extrémité proximale. (Schoeb et al, 2007) La période prépatente est d'environ 7 à 10 semaines. (Taylor et al, 2015). Le ver adulte est hématophage. (Euzeby, 2008).

II.4.4. Cestodes adultes

II.4.4.1 *Cittotaenia ctenoïdes* (maladie : Téniasis)

Ver plat parasite l'intestin grêle du l'animal et peuvent atteindre une longueur de 20 cm (Watzel et Rieck, 2015). Le parasite a l'aspect classique des ténias adultes. (Boucher et Nouaille, 2002).

Cittotaenia ctenoïdes est l'agent causale de Le téniasis , ce dernier est une helminthiase très fréquente chez le lapin. (Boucher et Nouaille, 2002).



Figure 22 : Ver de *Cittotaenia ctenoïdes*. (Boucher et Nouaille, 2002).

❖ Cycle évolutif du parasite

Il est hétéroxène et indirect avec comme hôte intermédiaire un acarien de la famille des Oribatidae. Les œufs sont rejetés dans le milieu extérieur puis sont ingérés par cet acarien où se développent des larves cysticercoïdes. Le lapin se contamine en ingérant l'acarien infesté (Raunier, 2016). (Fig. 23)

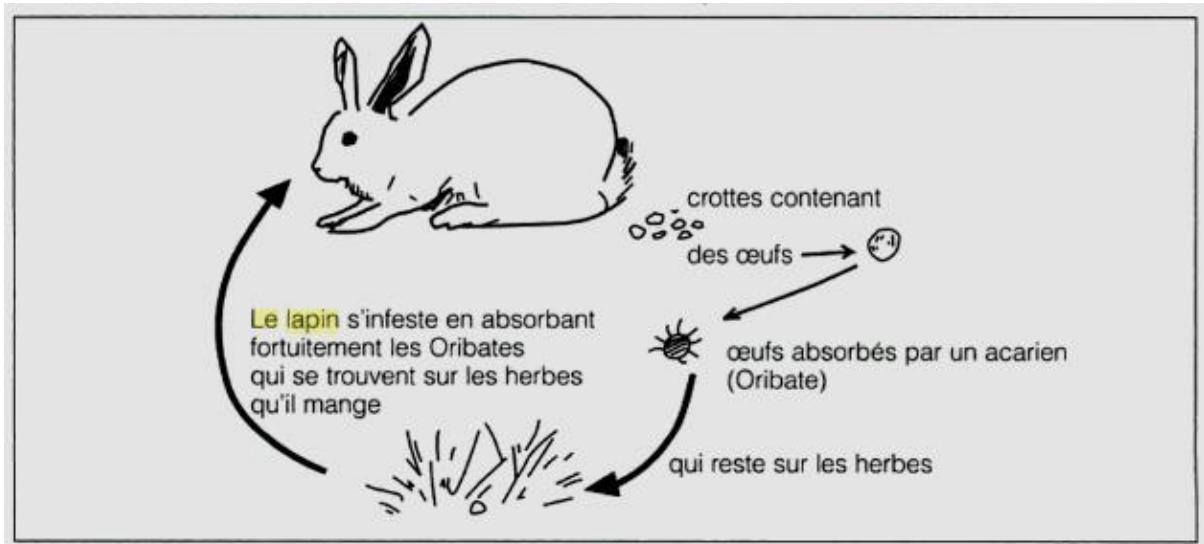


Figure 23 : Cycle évolutif du *tænia citottoenia cténoides* (Boucher *et al*, 2002)

PARTIE II
PARTIE EXPERIMENTALE

I. Objectif

L'objectif de l'étude est de détecter la présence de parasites gastro-intestinaux et d'évaluer les charges parasitaires chez les lapins de chair dans les contenus digestifs et dans les crottes.

II. Matériel et méthodes

II.1. Période et zone de l'étude

Cette étude s'est déroulée durant les mois de mars et avril 2022 dans les régions Centre Est du pays. Les prélèvements ont été récoltés dans quatre régions à savoir Laghouat, M'Sila, Constantine et Béjaia. (**Fig. 24**).

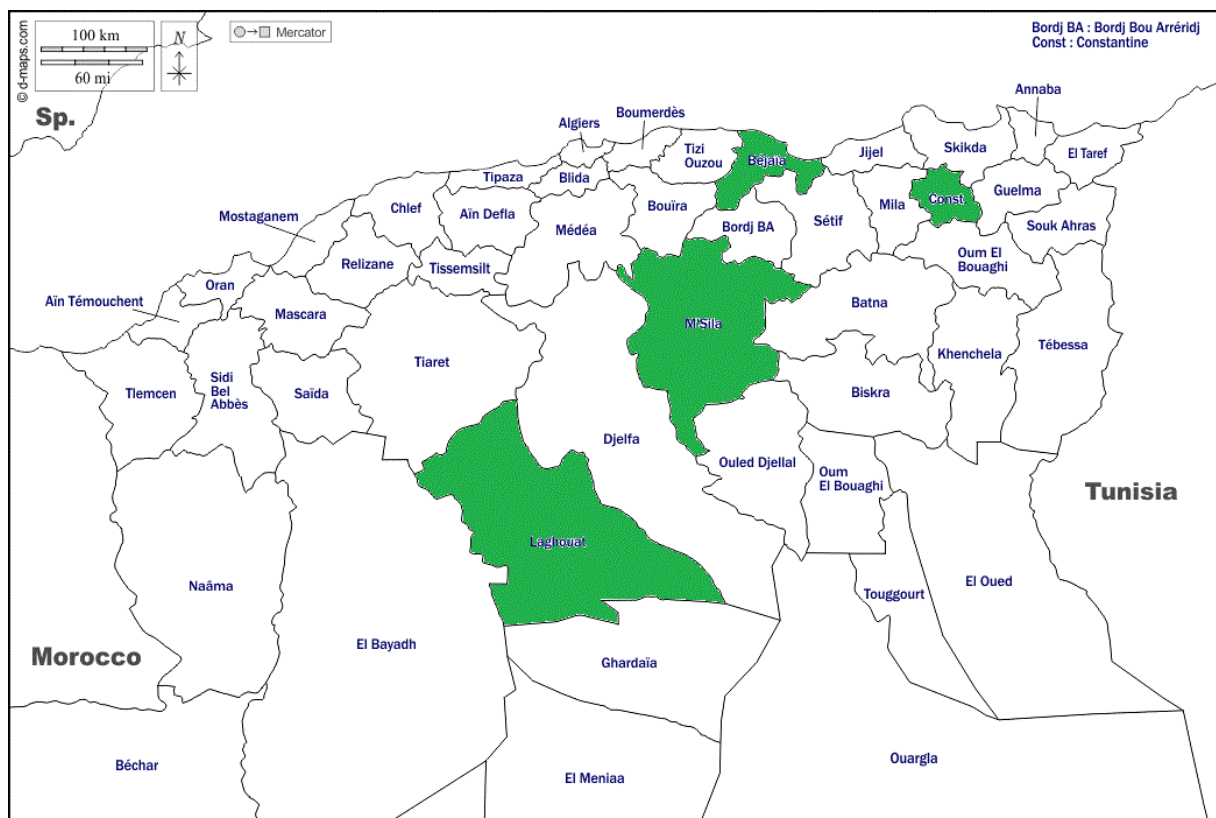


Figure 24 : Identification des régions où les prélèvements ont été réalisés. (<https://d-maps.com/>).

II.2. Echantillonnage

Pour l'identification des parasites internes, deux études ont été réalisées ;

La première a été conduite après abattage des lapins de boucherie (n=97) dans les régions de Laghouat, M'sila et Bejaia. Les parasites ont été récoltés à partir d'échantillons des contenus des différentes parties du tube digestif des animaux à savoir : estomac, caecum, intestin grêle et gros intestin.

La seconde étude s'est déroulée dans les régions de Constantine et de M'sila. Les récoltes des crottes ont été réalisées sous chaque cage (n=46), des filets à fines mailles ont été placés 24 heures avant les prélèvements. Les échantillons de crottes ont été collectés une seule fois puis conservés dans des flacons stériles et transportés au laboratoire dans une glacière à 4°C.

II.3. Examen de laboratoire

Les analyses coproscopiques ont été réalisées à l'unité de parasitologie du laboratoire de recherche de Santé et Production Animale (SPA) de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger.

II.3.1. Technique de flottation (technique qualitative)

- ✓ But et principe

Elle repose sur l'utilisation de solutions de flottaison dont la densité est supérieure à celle des oocystes. L'objectif est de faire flotter les éléments parasitaires à la surface de la solution (Fig. 25).



Figure 25 : Solution de flottaison (photo personnelle, 2022)

✓ Principe

La technique de l'examen qualitatif est décrite ci-après :

- Diluer les crottes dans une solution dense et les triturer dans un mortier, jusqu'à obtention d'une suspension homogène (**Fig. 26**).

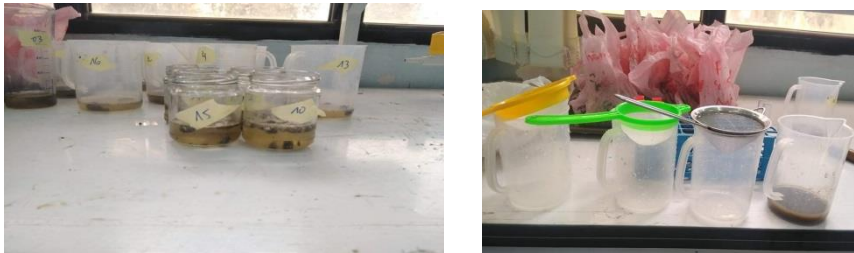


Figure 26 : Préparation et tamisage de la suspension fécale (**photos personnelles, 2022**)

- Tamiser la suspension au moyen d'un passe thé.
- Remplir totalement les tubes à essai du filtrat, jusqu'à obtention d'un ménisque convergent tout en évitant la formation de bulles.
- Placer une lamelle sur le sommet de chaque tube préalablement rempli et laisser 20 minutes au repos.
- La lamelle est déposée délicatement sur une lame. Après quoi, s'effectue à l'aide du microscope optique, la lecture des lames, au grossissement $\times 10$ et $\times 40$ en vue de la recherche de parasite.

II.3.2. Technique de numération :

L'examen quantitatif des prélèvements décrit ci-après a été réalisé selon la méthode de **MacMaster** modifiée (**Permin et Hansen, 1998**).

✓ Équipement

Afin de réaliser la méthode il faut avoir l'équipement suivant :

- 2 bécards ou récipients en plastique (jetables ou à recycler)
- Balance
- Éprouvette graduée

- Dispositif d'agitation (fourchette, abaisse-langue)
- Passoire à thé en nylon ou une seule couche de gaze en coton
- Tube à essai avec marques de 4 ml et 10 ml
- Bouchon de tube à essai
- Support pour tubes à essai
- Centrifugeuse
- Fluide de flottaison : NaCl saturé avec 650g de glucose par litre
- Pipettes Pasteur et poire en caoutchouc
- Chambre de comptage McMaster.
- Papier filtrant coupé en bandes d'environ 1 cm de large
- Microscope avec un grossissement de 40-100 x.

✓ Procédure

La technique de concentration de McMaster est illustrée à la figure 28.

- Peser 4,0 g de fèces et les transférer dans le récipient 1. Le récipient doit être étiqueté de manière non ambiguë (les récipients jetables peuvent être étiquetés avec une encre de marquage imperméable).
- Ajouter 56 ml d'eau de robinet à l'aide de l'éprouvette graduée.

Il est permis de peser entre 4,0 et 6,0 g de matières fécales dans la première étape, puis ajouter le volume correspondant d'eau du robinet (le rapport doit toujours être de 14 ml d'eau du robinet pour 1,0 g de matières fécales). Ce rapport garantit que 15 ml de la suspension fécale résultante correspondent à 1,0 g de fèces.

- Mélangez soigneusement les matières fécales et l'eau du robinet à l'aide d'un dispositif d'agitation.
- Laissez la suspension fécale reposer pendant 30 minutes à température ambiante, puis mélangez à nouveau les matières fécales et l'eau du robinet à l'aide d'un agitateur.
- Verser la suspension fécale à travers une passoire à thé ou une seule couche de gaze en coton dans le récipient 2, immédiatement après le raidissement, et jeter les débris retenus. Si des récipients jetables sont utilisés, le récipient 2 peut être placé dans le récipient 1, qui est toujours étiqueté.

- Immédiatement après la procédure de filtrage, verser la suspension fécale dans un tube à essai jusqu'à la marque de 10 ml. Comme 15 ml de suspension fécale représentent 1 g de fèces, la suspension de 10 ml représentera 2/3 g.
- Centrifugez le tube à essai pendant 5 à 7 minutes à 1200 tours par minute.
- Retirez le surnageant avec une pipette ou un autre dispositif d'aspiration, mais faites attention à ne pas remettre en suspension le sédiment. Correctement réalisé, le sédiment représente encore 2/3 g de fèces (**Fig. 27**).



Figure 27 : Retrait du surnageant (photo personnelle, 2022)

A ce stade, il est possible d'interrompre la procédure en fermant le tube et en le conservant au réfrigérateur (environ 4°C) pendant 7 jours maximum sans réduction significative du nombre d'œufs. Si de nombreux échantillons doivent être traités simultanément, cette possibilité de stockage rend le travail du laboratoire plus flexible et plus rationnel, puisque 50 à 100 échantillons peuvent être tamisés et centrifugés en une seule étape, puis ils sont stockés jusqu'à ce qu'ils soient comptés. Peu de temps avant le comptage, le liquide de flottaison est ajouté à la marque de 4 ml (le volume total de sédiment fécal et de liquide de flottation est de 4,0 ml). Ces 4 ml représentent maintenant 2/3 g de fèces.

- Remettez le sédiment en suspension très soigneusement, en aspirant de haut en bas dans une pipette Pasteur à plusieurs reprises. Évitez de faire des bulles dans la suspension, car elles rendraient le comptage des œufs moins fiable.
- Remplir les deux côtés de la chambre de comptage McMaster avec la suspension fécale immédiatement après la remise en suspension du sédiment. Soyez attention à éviter les bulles d'air.

- Laissez la chambre de McMaster remplie reposer sur la table pendant 3-5 minutes avant de la compter (minimum 3 minutes pour permettre à tous les œufs de flotter, et maximum 10 minutes, car certains œufs peuvent être déformés dans le liquide de flottaison). Comptez le nombre d'œufs dans les deux champs de comptage et calculez le nombre d'œufs par gramme de fèces en multipliant le nombre d'œufs par 20.
- Après le comptage, la chambre de McMaster doit être lavée à l'eau courante, puis séchée avec un chiffon en coton à l'extérieur et avec une bande de papier filtre à l'intérieur de la chambre.

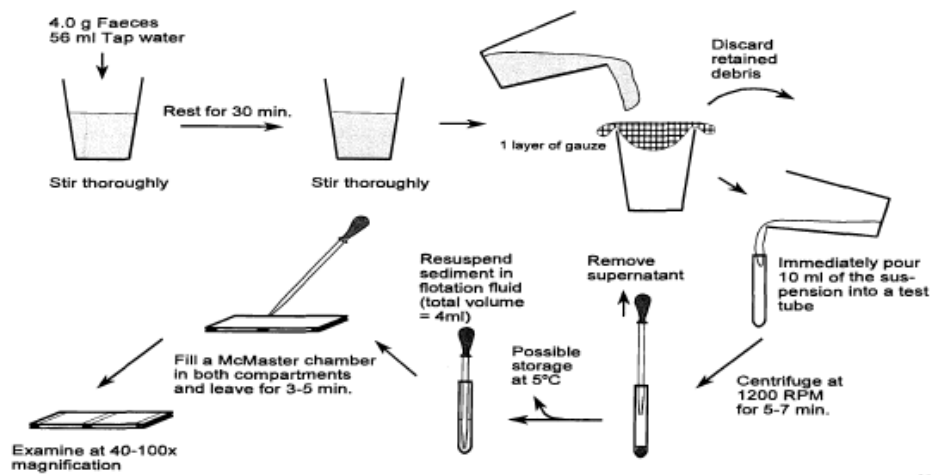


Figure 28 : La technique de concentration de McMaster (Permin et Hansen, 1998).

✓ Procédure de comptage de la chambre de McMaster

La chambre McMaster remplie doit reposer sur la table pendant au moins 3 à 5 minutes pour permettre à tous les œufs de flotter, c'est-à-dire de s'accumuler juste sous le verre supérieur de la chambre. Il est important que les œufs aient suffisamment de temps pour flotter afin d'éviter une sous-estimation du nombre d'œufs. D'autre part, l'échantillon devient moins clair, et certains types d'œufs peuvent être déformés et couler si l'échantillon repose trop longtemps (15-20 minutes) dans la chambre avant l'examen microscopique.

- Les règles générales de comptage doivent être suivies : tous les œufs à l'intérieur de la grille doivent être comptés plus tous les œufs touchant deux côtés de la grille (par exemple, les lignes de bordure supérieure et gauche), tout en excluant tous les œufs touchant les deux autres côtés de la grille (par exemple, les lignes de bordure inférieure et droite).
- Chaque type d'œuf de nématode, de cestode ou d'oocyste de coccidie doit être compté séparément.
- La distance entre les verres supérieur et inférieur de la chambre de McMaster est de 0,15 cm, et les deux champs de comptage mesurent chacun 1 x 1 cm. Par conséquent, la suspension fécale sous les deux champs de comptage a un volume de $2 \times 0,15 \text{ ml} = 0,3 \text{ ml}$.
- Dans la technique de concentration de McMaster, 4 ml de la suspension fécale finale dans le tube à essai représentent $2/3$ g de fèces, et donc le volume compté de 0,3 ml de suspension fécale représente $1/20$ g de fèces. Le nombre d'œufs par gramme de fèces (OPG) peut maintenant être calculé en multipliant le nombre total d'œufs des deux côtés de la chambre par 20.

II.3.3 Paramètres mesurés et calculés

II.3.1 Paramètres zootechniques mesurés

- ✓ Poids vif et poids de carcasse

Le sexe, la catégorie des animaux ont été enregistrés. Seuls les lapins destinés à l'abattage ont été pesés avant la saignée ainsi que le poids des carcasses.




- ✓ Rendement de carcasse



Le rendement de carcasse a été calculé selon la formule suivante :

$$\frac{\text{Poids de carcasse}}{\text{Poids vif}} \times 100$$

- ✓ Note de gras péri rénal

Tableau 3 : Le gras péri rénal a été évalué selon la grille décrite par INRA-ITAVI (2021)

	<p>NOTE 1</p> <ul style="list-style-type: none"> • Pas ou peu de gras • Les 2 reins sont découverts et saillants
	<p>NOTE 2</p> <ul style="list-style-type: none"> • Deux masses adipeuses individualisées latérales atteignant l'aîne en deux bandes étroites. • Absence de cordon gras le long de la colonne vertébrale • Le rein droit est légèrement recouvert sur le côté externe • Le rein gauche adhère au tissu adipeux mais n'est pas du tout recouvert.
	<p>NOTE 3</p> <ul style="list-style-type: none"> • Deux masses adipeuses latérales assez larges sur toute la longueur de la cavité abdominale et présence d'un mince cordon gras le long de la colonne vertébrale. • Le rein droit est à moitié recouvert par le tissu adipeux • Le rein gauche est légèrement recouvert, son contour reste apparent

	<p>NOTE 4</p> <ul style="list-style-type: none">• Deux masses adipeuses épaisses et larges sur toute la longueur de la cavité abdominale, et présence d'un cordon gras très net le long de la colonne vertébrale.• Le rein droit est enrobé aux deux tiers, sa surface supérieure reste visible.• Le rein gauche est recouvert sur plus de la moitié de sa surface
	<p>NOTE 5</p> <ul style="list-style-type: none">• Deux masses adipeuses épaisses et larges englobant le cordon gras central dans la zone rénale et couvrant plus de la moitié de la surface du râble.• Le rein droit reste légèrement visible.• Le rein gauche est entièrement recouvert.

II.3.4. Analyse statistique

Les données ont été saisies à l'aide d'un Microsoft Excel ® 2010. L'analyse statistique a été effectuée à l'aide du logiciel XISTAT 2016. Les mesures de comparaisons et d'association ont été appliquées sur le test de khi-deux.

PARTIE III
RESULTATS ET DISCUSSION

I. Résultats

I.1. Prévalence des parasites digestifs.

I.1.1. Prévalence des parasites digestifs au niveau des élevages

Nous avons enregistré une prévalence de 74 %, pour l'ensemble des individus prospectés (n=46). Les parasites digestifs sont présents dans 34/46 des élevages prospectés (**Tab. 3**). Par catégorie de lapin, nous avons enregistré une prévalence de 63% chez les lapines allaitantes, 90 % chez les femelles en gestation, 70% chez les non gestantes. Chez les futurs reproducteurs (pré cheptel) et chez les lapins à l'engraissement, nous avons enregistré une prévalence de 50% et de 80% respectivement.

Tableau 3 : Prévalence des parasites digestifs dans les élevages enquêtés selon la catégorie des lapins.

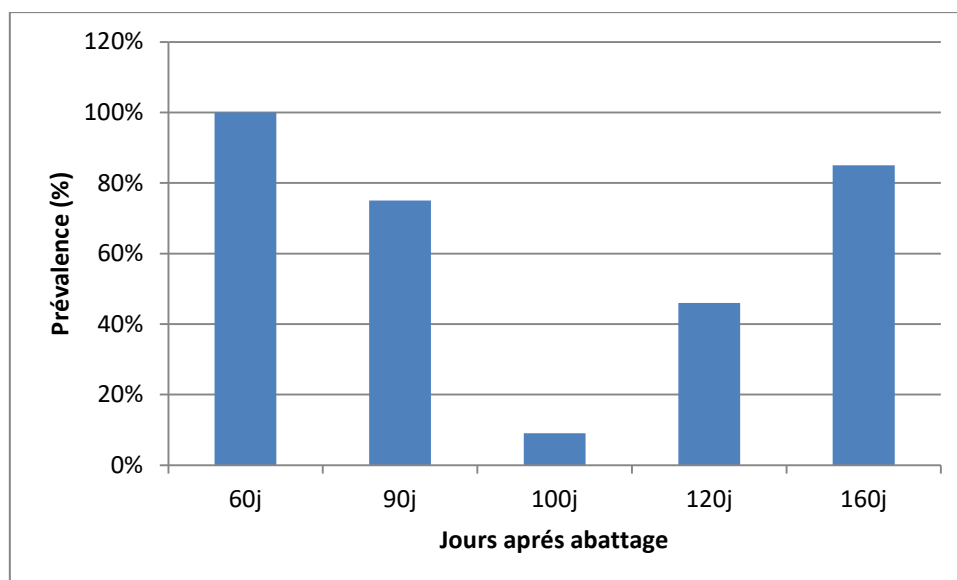
<i>Catégories des lapins</i>	<i>Pourcentage x/n</i>	<i>Fréquence %</i>
Allaitante	5/8	63%
Gestante	9/10	90%
Non gestante	7/10	70%
Male adulte	4/6	67%
Pré-cheptel	1/2	50%
Engraissement	8/10	80%
Total	34/46	74%

I.1.2. Prévalence des parasites digestifs après abattage

Le tableau et la figure montrent les prévalences des parasites digestifs prélevés dans les contenus caecaux des lapins après abattage (n=97). Les parasites digestifs sont présents dans 65/97 des tubes digestifs récoltés. Les résultats ont montré aucune différence entre les excréments parasitaires des mâles et des femelles quel que soit le genre parasite ($P < 0,90$ vs $P < 0,20$). En revanche, l'âge des lapins semble avoir un effet hautement significatif notamment pour les coccidies ($P < 0,001$).

Tableau 4 : Distribution des parasites digestifs chez les lapins selon le sexe et l'âge

	Nombre de lapins examinés	Nombre de lapins infectés (%)	
		<i>Eimeria sp</i>	<i>Eimeria sp</i> + <i>Passalurus sp</i>
Sexe			
Male	49	32 (65,3 %)	1 (2 %)
Femelle	48	27 (56,3%)	5 (10,2%)
Khi deux		0,15	2,27
(Valeur-p)		(p<0,90)	(p<0,20)
Age			
60 j	9	9 (100%)	0 (0%)
90j	4	3 (75%)	0 (0%)
100j	11	1(9,1%)	0 (0%)
120 j	26	12 (46,2%)	0 (0%)
160 j	47	34 (72,3%)	6 (12,8%)
Khi deux		29,92	4,34
(Valeur-p)		(p<0,001)	(p<0,20)

**Figure 29 :** Prévalence des parasites digestifs selon l'âge des lapins

I.2. Identification des parasites digestifs retrouvés pour l'ensemble des lapins de l'étude

L'identification des classes et genres parasites a été possible dans 99 échantillons sur 143. Deux classes parasites ont été identifiées à savoir la classe des protozoaires avec *Eimeria sp* et la classe des nématodes avec *Passalurus ambiguus* et *Trichostrongylus sp*. Les représentants de la classe des cestodes ou des trématodes n'ont pas été observés.

Sur l'ensemble des observations microscopiques *Eimeria sp*. (52%) a été la plus souvent rencontrée en mono infection, suivi de *Passalurus ambiguus* (1%). Seule *Trichostrongylus sp*. a été observée en association soit avec *Eimeria sp* ou/et avec *Passalurus ambiguus* (**Fig. 30**).

L'infection mixte avec plus de deux genres parasite est retrouvée dans 24 sur 99 observations microscopiques (**Fig. 31**).

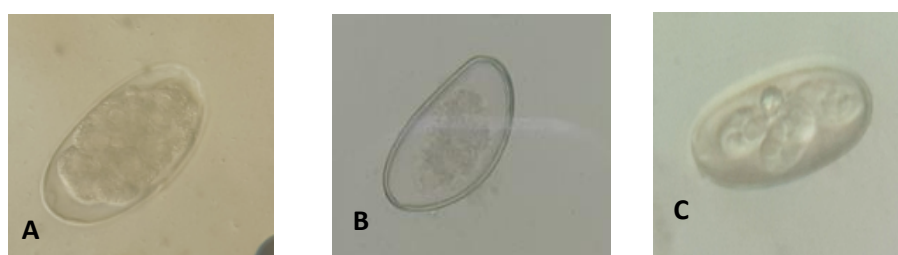


Figure 30 : Observation microscopiques des œufs de nématodes et de coccidie (x400).

A : *Trichostrongylus sp.* ; B. *Passalurus ambiguus* ; C : *Eimeria sp.* (**Photos personnelles, 2022**)

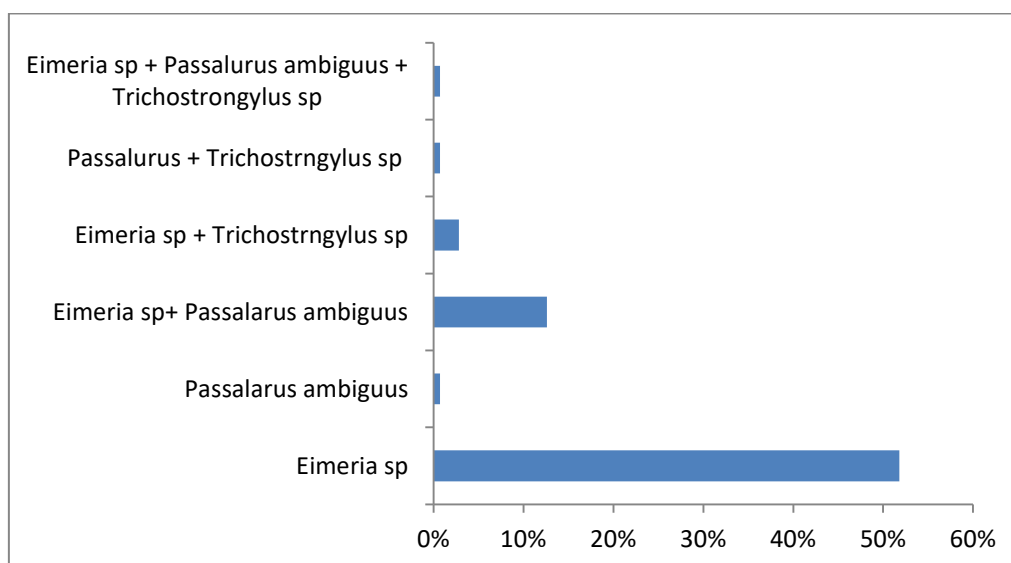


Figure 31 : Distribution des genres parasites

I.3. Degré d'infestation des parasites digestifs au niveau des élevages

Les niveaux d'excrétions par genre parasitaire (**Tab. 5**) montrent que la majorité des élevages ont des excrétions oocystales plus importantes que les excrétions des œufs de nématodes. Les œufs de *Trichostrongylus sp* excrétés par les lapins étaient très minoritaires lors du comptage. Les classes 5 et 6 des excrétions d'œufs de *Passalurus ambiguus* et *Trichostrongylus sp* n'ont pas été retrouvées.

Tableau 5 : Répartition des élevages par genre parasitaire selon la classe d'excrétion fécale

Classe des excrétions parasitaires		Pourcentage des élevages par classe d'excrétion et genre parasitaire (n=46)		
Classe	OoPG/OPG	<i>Eimeria sp</i>	<i>Passalurus ambiguus</i>	<i>Trichostrongylus sp.</i>
1	< 20	30,4	63,04	80,4
2	20-100	10,7	15,2	10,9
3	100-1000	28,3	13,04	2,2
4	1000-10000	19,6	2,2	0
5	10000-50000	4,3	0	0
6	>50000	6,5	0	0

I.4. Etude des facteurs associés au genre *Eimeria sp.* sur les performances d'abattage

Le tableau (**Tab. 6**) présente les résultats des performances d'abattage chez les lapins infestés et non infestés. Les lapins ayant une charge parasitaire supérieure 50000 oocystes ont présenté un poids vif avant abattage inférieure à ceux dont les excrétions étaient inférieures à 10000 ou entre 10000 et 50000 oocystes par gramme. De même, à l'abattage se sont les lapins qui ont enregistrés des charges supérieures à 50000 qui enregistrent un poids moyen de carcasse le plus faible (1268,3 g \pm 1020,6) et une note de gras péri rénale de 1 à 4 (**Fig. 32**).

Tableau 6 : Effet du niveau d'excrétions parasitaires sur les caractéristiques de la carcasse à l'abattage des lapins

Groupes de lapins	Performances zootechniques		
	Poids vif (g)	Poids carcasse (g)	Rendement de carcasse (%)
Groupe non infectés (n=32)	2859,1± 441,8	2126,6±350,7	74,3± 4,2
Groupe infectés (n=65)			
< 10 000	2574±635,9	1943,7±515,5	74,7±6,8
10 000-50 000	2051,51±914,2	1553,8±807,9	71,8±10,04
>50000	1683,7±1158,2	1268,8±1020,6	67,2±14,05

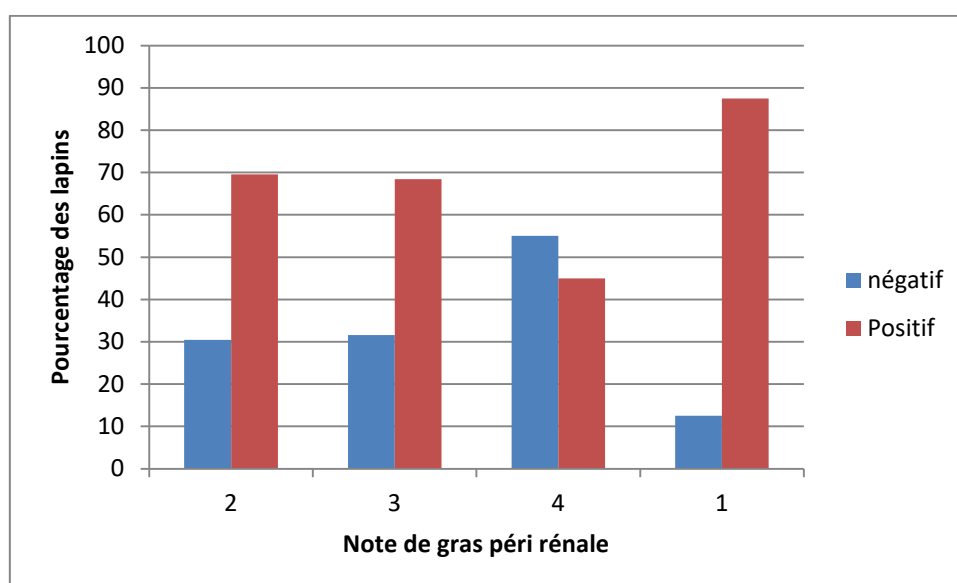


Figure 32 : Distribution de la note de gras péri rénale chez les lapins infestés et non infestés

IV. Discussion

Les parasites digestifs étaient présents au niveau des élevages et après abattage.

Au niveau des élevages, les parasites digestifs sont présents dans 34/46 des cages prospectés. Par catégorie de lapin, nous avons enregistré une prévalence de 63% chez les lapines allaitantes, 90 % chez les femelles en gestation, 70% chez les non gestantes. Chez les futurs reproducteurs (pré cheptel) et chez les lapins à l'engraissement, nous avons enregistré une prévalence de 50% et de 80% respectivement.

A l'abattage des lapins, les parasites digestifs sont présents dans 65/97 des tubes digestifs récoltés. Les résultats ont montré aucune différence entre les excréments parasitaires des mâles et des femelles quel que soit le genre parasite ($P < 0,90$ vs $P < 0,20$). En revanche, l'âge des lapins semble avoir un effet hautement significatif notamment pour les coccidies ($P < 0,001$). En effet, Selon **Pappeshi et al. (2013)**, l'intensité de l'infection des lapereaux se situe après le sevrage entre 46 et 51 jours d'âge. De nombreux auteurs signalent la sensibilité des lapereaux à l'infection comparativement aux lapins adultes considérés comme des porteurs sains (**Pakandl, 2009 ; Coudert et al, 1995 ; Lebas et al, 1996 ; Bhat et al, 1996**). Aussi, le rôle des lapines dans la contamination de leurs portées contribue fortement à l'infection de ces derniers (**Pappeshi et al, 2013**). En effet, les conditions de stress et les changements hormonaux qui surviennent chez la lapine pendant la gestation, la parturition et la période de lactation peuvent entraîner une diminution de la résistance aux infections parasitaires (**Xiao et al, 1994**). De plus, l'augmentation des besoins en nutriments pendant l'allaitement est un autre facteur qui pourrait également jouer un rôle important dans l'excrétion du parasite par les lapines et entraîner la contamination des lapereaux à partir de 21 jours d'âge (**Pakandl et al, 2007**).

Notre étude a permis de mettre en évidence, l'omniprésence des coccidies en élevages mais aussi dans les tubes digestifs des lapins. Les nématodes ont été les moins prévalent en raison du mode d'élevage en cage qui ne favorise pas l'infestation parasitaire par les nématodes.

L'excrétion fécale totale d'œufs de nématode a été numériquement moins importante comparativement à l'excrétion des oocystes. Les lapins ayant une charge parasitaire supérieure 50000 oocystes ont présenté un poids vif avant abattage inférieure à ceux dont les excréments étaient inférieures à 10000 ou entre 10000 et 50000 oocystes par gramme. De même, à l'abattage se sont les lapins qui ont enregistrés des charges supérieures à 50000 qui enregistrent un poids moyen de carcasse le plus faible ($1268,3 \text{ g} \pm 1020,6$) et une note de gras péri rénale de 1. Il est bien connu que les coccidies sont responsables d'une perte de poids ainsi que la possibilité de l'apparition d'une coccidiose clinique (**Peeters *et al*, 1988**).

Malgré des niveaux d'intensité d'infestation importants, aucuns signes de diarrhées, ni de lésions macroscopiques n'ont été observés au niveau des élevages ou sur les compartiments digestifs même si ces dernières peuvent être difficile à repérer. De plus, pour **Barker et Ford (1975)** l'intensité de la présence des parasites ne serait pas nécessairement corrélée à l'intensité des lésions

Conclusion

Chez le lapin, les parasitoses digestives représentent un frein au développement de la filière cunicole dans notre pays.

Pour une meilleure connaissance de ces maladies, il nous est apparu nécessaire de réaliser une étude terrain afin d'évaluer la prévalence des parasites, de recenser les genres présents et d'évaluer leur charges parasitaires.

Nos résultats ont indiqué que les parasites digestifs étaient présents au niveau des élevages et après abattage, avec une prévalence de 74% et de 67%, pour l'ensemble des individus prospectés respectivement. Aucune différence entre les excréments parasitaires des mâles et des femelles quel que soit le genre parasite a été enregistrée. En revanche, l'âge des lapins avait un effet hautement significatif notamment pour les coccidies. On peut conclure que les lapereaux sont plus sensibles à l'infection parasitaire que les adultes, et que cette infestation par les parasites gastro-intestinaux des lapereaux serait à l'origine de la contamination des portées par leurs mères infestées. Les résultats ont montré également que l'excrétion fécale totale d'œufs de nématodes a été numériquement moins importante comparativement à l'excrétion des oocystes. D'après ces résultats, on peut déduire que le mode d'élevage en cage ne favorise pas l'infestation parasitaire par les nématodes. Les lapins ayant une charge parasitaire importante d'oocystes (>50000) ont présenté un poids vif avant abattage et un poids moyen de carcasse le plus faible.

En conclusion, nos résultats indiquent clairement que les parasites gastro-intestinaux ont un effet sur les performances zootechniques des lapins de chair et qu'il est nécessaire d'adopter des moyens prophylactiques efficaces afin de réduire l'incidence de ces derniers.

Références bibliographiques

1. ABAHRI M. et BOUTRIK K., 2015- *Etude des endoparasites chez le lapin de l'élevage rationnel et fermier Oryctolagus cuniculus (Linné, 1758)*. Mémoire de Master en parasitologie. UMMTO, Tizi-Ouzou, 49p.
2. AKINKUOTU OA, GREENWOOD SJ, MCCLURE J, TAKEET MI, OTESILE EB, OLUFEMI F. 2018. Multilocus genotyping of *Giardia duodenalis* infecting rabbits in Ogun State, Nigeria. *Veterinary Parasitology Regional Studies Reports*, 13, 171–176.
3. ALICATA J.E. Life History of the Rabbit Stomach Worm, *Obeliscoides cuniculi*. *J. Agricultural. Res.* 1932, 44, 401-419.
4. AMIR L. et BELKHIR K. (2015)- *Contribution à l'étude des parasites intestinaux du lapin de garenne Oryctolagus cuniculus (linée ,1758) dans la réserve de chasse de Zéralda*. Mémoire de Master. Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques Département de Biologie Animale et Végétale, UMMTO.50p
5. ANAWAT PHALEE, CHALOBOL WONGSAWAD*, AMNAT ROJANAPAIBUL, JONG-YIL CHAI.2015.*Korean J Parasitol Vol. 53, No. 1: 59-64, February 2015 <http://dx.doi.org/10.3347/kjp.2015.53.1.59> and function of mammals, birds, reptiles, and amphibians*. Ed. Elsevier Saunders, Edinburgh,
6. ANONYME 01: www.cuniculture.com
7. ANONYME 02: <http://www.medirabbit.com/>
8. ARNOLD J., 2000. - L'Elevage du lapin au Moyen Age (ICTe partie). CUNICULTURE n° 151-27(1), 17-20.
9. ASTHER VAN PRAAG. Cysticercose et échinococcose hydatique, formes larvaires parasites dangereuses chez le lapin. 2015,7p.

10. BALLWEBER L.R. , HARKNESS J.E. Parasites of Guinea Pigs. In : BAKER D.G. Flynn's parasites of laboratory animals. 2nd edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2007, 421-449.
11. BARONE, R.; PAVAUX, C.; BLIN, B.C.; CUQ, P. 1973. Atlas d'anatomie du lapin.
12. BECK W., PANTCHEV N. Magen-Darm-Parasiten beim Kaninchen. Erregerbiologie, Pathogenese, Klinik, Diagnose und Bekämpfung. *Kleintierpraxis*. 2009, 54, 278-288.
13. BEGNOCHE D., 2002- Lièvre du cap. Animal diversity web. University of Michigan Museum : 1-5.
14. BERNARD C., 1992. *Petit dictionnaire de la médecine du gibier*. Ed. Perron-Allieur,
15. BEUGNET F. , POLACK B. , DANG H. Atlas de coproscopie. Clichy : Kalianxis. 2004, 277p.
16. BHAT T.K., JITHENDRAN K.P., KURADE N.P. 1996. Rabbit coccidiosis and its control: a review. *World Rabbit Sci*. 4(1), 37-41.
17. BLOOD D. C. et HENDERSON J. A. (1976)- *Médecine Vétérinaire*, 2ème édition. Vigot Frères Editeurs, Paris, 1077 P.
18. BOCAR H. (2011)- *Contribution à l'étude de la filière lapin de chair au Sénégal*. Thèse de Doctorat. Université Cheikh Anta Diop de DAKAR, 93p
19. BONNET O. (2006). *Elaboration d'un protocole de visite d'élevage des rongeurs et lagomorphes de compagnie*, Thèse de Doctorat .Université CLAUDE BERNARD .LYON I , 189p.
20. BOUCHER S. (2004)- Coccidioses du lapin. *Pratique Vét Anim Comp* 11: 29-30.
21. BOUCHER S. et NOUAILLE L. (2002)- *Maladies des lapins*. 2ème Edition : France Agricole, Paris, 272p.
22. BOUCHEUR S. et NUOAILLE L. (2013)- *Maladies des lapins*. 3ème Edition : France Agricole, Paris, 400 p.

23. BOUSSARIE D. , RIVAL F. Médecine et chirurgie du lapin de compagnie. Valence : Editions Vetnac. 2013, 479p.
24. BURGAUD A. (2010)- *La pathologie digestive du lapin en élevage rationnel*. Thèse Doctorat. Faculté de médecine de Créteil, 124p
25. COLOMBO T. et ZAGO L-G. (2003)- *Les lapins*. Ed. Vecchi S.A , Paris, 159p.
26. COUDERT P. , LICOIS D. , DROUET-VIARD F. 1995. *Eimeria* and *Isoospora*. *Eimeria* species and strains of rabbits. In: Biotechnology. Guidelines on Techniques in Coccidiosis Research.- Office for official publications of the European communities.- Luxembourg. pp. 52-73.
27. COUDERT P., LICOIS D. et VIARD F. (1995)- *Eimeria* species and strains of rabbits. In :biotechnology Guiddelines on techniques in coccidiosis research .ECHERT J.,BRAUN R.SHIRLEY M-W,.,COUDERT P, *Sc.eds,Luxembourg :European commission*. 219-34.
28. DAR Y. Générations rédiennes de *Fasciola gigantica* (Digenea) et productivité cercarienne chez deux espèces de lymnaeidae (Mollusca). Thèse de doctorat en Pharmacie. 2004. Université de Limoges : Faculté de médecine et de pharmacie.
29. DECHAMBRE E., 1955 -*Maladie du gibier*. Ed. Maison Rustique, Paris, 205p.
30. DJAGO A.Y., KPODEKON M. et LEBAS F., 2007 - Elevage en milieu tropical : Méthodes et techniques d'Elevage du lapin. 2. France : Association « cuniculture », 71p.
31. DUSZYNSKI D.W. , COUCH L. *Coccidia* (Eimeriidae) of the family Leporidae : genus *Oryctolagus*. In : The Biology and Identification of the *Coccidia* (Apicomplexa) of Rabbits of the World. Amsterdam: Elsevier. 2013, 121-187.
32. EUZEBY J. , *INFORMATIONS TECHNIQUES DES SERVICES VETERINAIRES*. Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Tome 1 : Généralités - diagnostic ante mortem. Paris : Information technique des services vétérinaires. 1981, 347p.

33. EUZEBY J. Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire. Paris : Editions Tec & Doc. 2008, 815p.
34. FABRICE P-S. (2008)- *contribution a l'étude anatomique de l'appareil digestif du grand aulacode (thryonomys swinderianus temminck 1827*. Thèse de Doctorat. Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar, 98p.
35. FAO. 2018. MANUEL TECHNIQUE DE L'ÉLEVEUR DE LAPIN AU BÉNIN. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture (FAO) et Centre Cunicole de Recherche et d'Informations (CECURI), Université d'Abomey-Calavi Cotonou, 2018. 86P.
36. FOREYT W.J., 1990-Coccidiosis and Cryptosporidiosis in Sheep and Goats.Vet.Clin. N. Am. Food. An. Pract. 6, 655-670.
37. GAHERY A. (1996)- *Les Lapins. Races. Soins. Elevage*. Editions Rustica, France, 124p.
38. GIDENNE T. (2015)- *Le lapin de la biologie à l'élevage*. Ed. Quae, 270p.
39. GIDENNE T. et LEBAS F. (1984)- Evolution circadienne du contenu digestif chez le lapin en croissance. Relation avec la caecotrophie. *Proc. 3rd the World Rabbit Congrès 2* :494-501.
40. GUYOT K., SARFATI C. et DEROUIN F., 2012- Parasitologie Cryptosporidiose : Actualités sur l'épidémiologie et le diagnostic de la cryptosporidiose. Feuillet de Biologie, VOL III N° 304 : 21-29.
41. HENDRIX C.M. , ROBINSON E. Diagnostic parasitology for veterinary technicians. 4th edition. St Louis : Mosby Elsevier, 2012, 392p.
42. HENNEB M. (2011)- *Contribution à l'étude de la coccidiose du lapin local au niveau des wilayas de Boumerdes et Tizi Ouzou*. Mémoire de Magister. Ecole Nationale Supérieur Vétérinaire. Algérie, 203p.
43. HEYWORTH MF. 2016. *Giardia duodenalis* genetic assemblages and hosts. Parasite, 23, 13.
44. HOFING G.L. , KRAUS A.L. Arthropod and Helminth Parasites. In :MANNING P.J. , RINGLER D.H. , NEWCOMER C.E.The biology of the laboratory rabbit.Second edition. San Diego : Academic Press. 1994, 231-257.

45. HOUESSO G-B. (2015)- *Etude diagnostique de l'élevage de lapin (Oryctolagus cuniculus) sur la ferme d'élevage du LAMS*. Mémoire de licence. Université d'Abomey-Calavi, Département des Sciences et Techniques de Production Animale, 57p.
46. IGNATIUS R, GAHUTU JB, KLOTZ C, STEININGER C, SHYIRAMBERE C, LYNG M, MUSEMAKWERI A, AEBISCHER T, MARTUS P, HARMS G, MOCKENHAUPT FP. 2012. High prevalence of *Giardia duodenalis* Assemblage B infection and association with underweight in Rwandan children. PLOS Neglected Tropical Diseases, 6(6), e1677.
47. JAIM CAMPS, 1983 : In reniff et Douala T, 2002 : Contribution à l'étude de la croissance du lapin de population locale algérienne. Mémoire Ingénieur, Université de Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 63p.
48. KIMSE M. (2009)- *Caractérisation de l'écosystème caecal et santé digestive du lapin: contrôle nutritionnel et interaction avec la levure probiotique saccharomyces cerevisiae*. Thèse de doctorat. Institut National Polytechnique de Toulouse, 229p.
49. LARZUL C., GONDRE F., 2005. Aspects génétiques de la croissance et de la qualité de la viande chez le lapin. INRA, Productions Anim., 18 (2), 119-129.
50. LEBAS F., 2008- Enseignement Post Universitaire « Cuniculture : génétique – conduite d'élevage- pathologie» Yasmine Hammamet (Tunisie), 16-17 avril 2008 :1-49.
51. LEBAS F., COUDERT P., DE ROCHAMBEAU H. et THEBAULT R-G. (1996)- *le lapin : élevage et pathologie*. Nouvelle version révisée, FAO éditeur. ROME, 277p
52. LEBBAD M. , MATTSSON J.G. , CHRISTENSSON B. , LJUNGSTROM B. , BACKHANS A. , ANDERSSON J.O. , SVARD S.G. From mouse to moose: multilocus genotyping of *Giardia* isolates from various animal species. *Vet. Parasitol.* 2010, 168, 231-239.

53. LI J, WANG Z, KARIM MR, ZHANG L. 2020. Detection of human intestinal protozoan parasites in vegetables and fruits: a review. *Parasites & Vectors*, 13, 380.
54. LICOIS D., COUDERT P., BAHAGIA S. et ROSSI G-L. (1992)- Endogenous development of *Eimeria intestinalis* in rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) .*J.Parasitol* 78 :1041-1048.
55. LICOIS D. (1996)- Risque associé à l'utilisation des antibiotiques chez le lapin : un mini revu. *World rabbit science* 4(2) : 63-68.
56. LICOIS D. et MARLIER D. (2008)- Pathologies infectieuses du lapin en élevage rationnel INRA, UR 1282 Infectiologie Animale et Santé Publique, *INRA. Prod. Anim* 21(3) :257-268. Liège, 473p.
57. LISSOT G. (1974)- *L'élevage moderne du lapin: familial, commercial, industriel et 94 consultations utiles*. Ed : Flammarion. Paris, 242 p
58. MACDONALD W., 2010 - The encyclopedia of Mammals. Ed. Oxford university press, Oxford, 936p
59. MACHÁČEK T., ČERVENKOVÁ I., VOJTĚCHOVÁ I. ETKOVÁŘOVÁ I., 2014 - Nematoda. Biomach, výpisky z biologie
60. MAGE R. (1998)- Immunology og lagomorphs. *Handbook of Vertebrate Immunology. A press*: 233-260. Masson éditeur, Paris, 220p.
61. MEASURES L.N. , ANDERSON R.C. Development of the stomach worm, *Obeliscoides cuniculi* (Graybill), in lagomorphs, woodchucks and small rodents. *J. Wildl. Dis.* 1983, 19, 225-233.
62. MEZAL L., MEBKHOUT F., SAIDJ D., MERHAS S., RAZALI H. et LARBI B., 2015-Premières données sur la Cryptosporidiose chez l'espèce *Oryctolagus cuniculus domesticus* en Algérie. *16ème journée de la recherche cunicole, Le Mans, France* :47-50 p.
63. MICHAUT S-M. et CATHERINE C. (2006)- *Homéopathie préventive en élevage cunicole, étude zootechnique et économique*. Thèse de Doctorat. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, 124p.
64. O'MALLEY B., 2005. Rabbits.In: Clinical anatomy and physiology of exotic species. Structures
65. ORTEGA-PIERRES MG, Jex AR, Ansell BRE, Svard SG. 2018. Recent advances in the genomic and molecular biology of *Giardia*. *Acta Tropica*, 184, 67-72.

66. OUHAYOUN J., 1990. Abattage et qualité de la viande de lapin. *seme.lourn.*
Rech. Cunicole, Paris, France, Communication 40.
67. PACHA ET YAMANI 2011 CYCLE BIOLOGIQUE DES PARASITES :
OPU.
68. PAKANDL M. 2009. Coccidia of rabbit: a review. *FoliaParasitol.*, 56 (3):
153-166.
69. PAKANDL M., CERNIK F. et COUDERT P. (2003) - The rabbit coccidium
Eimeria Flavescens Mortel and Ghilhon ,1941 :an electron microscopie study
of its life cycle .*Parasitol RES* (91) :304-311.
70. PAKANDL M., HLÁSKOVÁ L. 2007. The reproduction of *Eimeria*
flavescens and *Eimeria intestinalis* in suckling rabbits. *Parasitol. Res.* 101:
1435-1437.
71. PAPESCHI C., FICHI G., PERRUCCI S. 2013. Oocyst excretion pattern of
three intestinal *Eimeria* species in female rabbits. *World Rabbit Sci.* 21:77–83
72. PEETERS J.E.; GEEROMS R.; HALEN P., 1988. Evolution of coccidial
infection in commercial and domestic rabbits between 1982 and 1986. *Vet.*
Parasitol., **29** : 327-331.
73. PERMIN, A., AND HANSEN, J.W. (1998). Diagnostic Methods:
Epidemiology, Diagnosis and Control of Poultry Parasites. FAO animal health
manual, No 4. Food and Agriculture Organization of the United Nations,
Rome, Italy; Pp. 33-118.
74. PICAUD J.L., BAEHR J.C. et MAISSIAT J., 2008 – Biologie animale. Ed.
Dunod, Paris, 298p. *PLoS One.* 2012, 7, 1-5. pp:173-195.
75. PRYSTAJECKY N, TSUI CK, HSIAO WW, UYAGUARI-DIAZ MI, HO J,
TANG P, ISAAC-RENTON J. 2015. *Giardia spp.* are commonly found in
mixed assemblages in surface water, as revealed by molecular and whole-
genome characterization. *Applied and Environmental Microbiology*, 81(14),
4827–4834.
76. QI M, XI J, LI J, WANG H, NING C, ZHANG L. 2015. Prevalence of
zoonotic *Giardia duodenalis* Assemblage B and first identification of
Assemblage E in rabbit fecal samples isolates from Central China. *Journal*
Eukaryotic Microbiology, 62, 810–814.

77. QUINTON J.F. Nouveaux animaux de compagnie : petits mammifères. Paris : Masson. 2003. 222p.
78. RAUNIER A. (2016)- *Etude du parasitisme digestif par coproscopie chez le lapin et le cobaye de compagnie*. Thèse de Doctorat. Université Claude-Bernard I (Médecine- Pharmacie), 124p.
79. RENAUX S., DROUET-VIRAD F., CHANTELOUP N-K., Le VERN Y., KERBOEUF D., PANKDAL M. et COUDET P. (2001)- Tissues and cells involed in the invasion of rabbit intestinalis tract by *Eimeria coecicola* .*R.E.S* 87 : 98-106.
80. ROIRON A., OUHAYOUN J., DELMAS D. 1992. Effets du poids et de l'agea l'abattage sur la carcasse et la viande de lapin. *Cuniculture* 105, 19(3), 143-146.
81. ROUGEOT J., 1981. Origine et histoire du lapin. Le lapin ; Aspects historiques, culturels et sociaux. Colloque Société d'Ethnozootechnie, Paris 15. *Ethnozootechnie* n°27.
82. SAMUEL B. et LOIC N., 2002 - *Maladies des lapins: Manuel pratique*.2. Ed. France gricole, Paris, 271p.
83. SCHOEB T.R. , CARTNER S.C. , BAKER R.A. , GERRITY L.W. Parasites of Rabbits. In : BAKER D.G. *Flynn's parasites of laboratory animals*. 2nd edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2007, 452-499.
84. SOVELL J.R. , HOLMES J.C. Efficacy of ivermectin against nematodes infecting field populations of snowshoe hares (*Lepus americanus*) in Yukon, Canada. *J. Wildl. Dis.* 1996, 32, 23-30.
85. SULTAN K., ELHAWARY N.M., SOROUR S.H.G.H. et SHARAF H.M., 2015 - Observations de l'oxyure de lapin *Passalurus ambiguus* (Rudolphi, 1819) chez des lapins domestiques (*Oryctolagus cuniculus*) en Égypte à l'aide d'un microscope électronique à balayage. *Biomédecine tropicale* 32 (4): 1–8.
86. TAYLOR M.A. , COOP R.L. , WALL R.L. *Veterinary parasitology*. 4th edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2015, 1056p.
87. TAYLOR M.A., COOP B. et WALL R., 2013- *Veterinary Parasitology*. Ed. Wiley-Blackwell, Oxford, 600p.

88. UNIVERSITY OF MISSOURI., 2013a- *Passalurusambiguus* [En ligne]. [<http://dora.missouri.edu/rabbits/passalurus-ambiguus/>] (consulté le 9/9/16). In: BOULADOUX C.G.L., 2016- Création d'un outil pédagogique à visée diagnostique et thérapeutique des parasitoses digestives chez les nouveaux animaux de compagnie (petits mammifères). Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire, Alfort, 109 p.
89. VERON G., 2002 – Organisation et classification du monde animal. Ed. Dunod, Paris, 145p
90. WANG L, XIAO L, DUAN L, YE J, GUO Y, GUO M, LIU L, FENG Y. 2013. Concurrent infections of *Giardia duodenalis*, *Enterocytozoon bienersi*, and *Clostridium difficile* in children during a cryptosporidiosis outbreak in a pediatric hospital in China. PLOS Neglected Tropical Diseases, 7, e2437.
91. WETZEL R. & RIECK W., 1966. Les maladies du gibier. Ed. Maloine , Paris, 273p Widar J., 2011. Les livrets de l'agriculture. Les dégâts de la faune sauvage en zone agricole. Ed.Chaussée de Louvain, Namur, 121p.
92. WETZEL R. et RIECK W., 1966- Les maladies du gibier. Ed. Médicales et Scientifiques, Paris, 271 p.
93. William J. Foreyt. (2001)- Veterinary Parasitology Reference Manual, 5th Edition : GV
94. XIAO L., HERD R.P., MCCLURE K. E. 1994. Periparturient rise in the excretion of *Giardia* sp. Cysts and *Cryptosporidium parvum* oocysts as a source of infection for lambs. J. Parasitol., 80 (1), p. 55-59.
95. YAPI Y-M. (2013)- *Physiologie digestive de l'aulacode (Thryonomys swinderianus) en croissance et impact des teneurs en fibres et céréales de la ration sur la santé et les performances zootechniques*. Thèse de doctorat. Institut National Polytechnique de Toulouse (INP Toulouse). Faculté Sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques et Bioingénieries (SEVAB).Toulouse, 226p.
96. ZAJACA.M. ,CONBOY G.A. Fecal examination for the diagnosis of parasitism In : Veterinary clinical parasitology. 8th edition. Ames : Wiley-Blackwell. 2012, 3-170.

97. ZHANG W. , SHEN Y. , WANG R. , LIU A. ,LING H. , LI Y. , CAO J. ,
ZHANG X. , SHU J. , ZHANG L. Cryptosporidium cuniculus and Giardia
duodenalis in rabbits: genetic diversity and possible zoonotic transmission.
ZHANG X, QI M, JING B, YU F, WU Y, CHANG Y, ZHAO A, WEI Z, DONG H, ZHANG L.
2018. Molecular characterization of *Cryptosporidium* spp., *Giardia* *duodenalis*,
and *Enterocytozoon bieneusi* in rabbits in Xinjiang, China. Journal of Eukaryotic
Microbiology, 65, 854–859.