

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'enseignement supérieur
et de la recherche scientifique
Université Chadli Bendjedid
El Tarf



وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
جامعة الشاذلي بن جديد
الطارف

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des sciences Vétérinaires

جامعة الشاذلي بن جديد

كلية علوم الطبيعة و الحياة
قسم العلوم البيطرية

UNIVERSITE CHADLI BENDJEDID

Projet de Fin d'Études

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de Docteur Vétérinaire

LES HELMINTHES DIGESTIFS DES CHEVAUX : ENQUETE DANS LA REGION D'EL TARF

Présenté Par :

HARZLI Fatma Zohra née le 26/02/1996 à ANNABA

Président : ZEROUAL Faycal

MCA

Université d'El Tarf

Examineur : BOUCHEIKHCHOUK Mehdi

MCB

Université d'El Tarf

Encadreur : RIGHI Souad

MCA

Université d'EL Tarf

Année universitaire 2019 - 2020

Université Chadli Bendjedid d'El Tarf. BP : 73, El Tarf 36000 Algérie الجزائر 70333 - الطارف 37 رقم ب.ب. ص.ب. الطارف -
Téléphone : +213 38 60 09 43 Fax : +213 38 60 14 17 :+213 38 60 18 93: الهاتف

<http://www.univ-eltarf.dz>

Remerciements

Avant tout, nous remercions ALLAH qui nous a guidé et donné la force, le courage et la volonté pour réaliser ce modeste travail.

À M. ZEROUAL F. qui nous a fait l'honneur d'accepter de présider ce jury, Veuillez trouver ici notre entière reconnaissance.

À M. BOUCHEIKHCHOUKH M. qui nous a fait l'honneur d'accepter de d'examiner ce modeste travail. Veuillez accepter nos vifs remerciements.

À Mademoiselle RIGHI SAUAD, qui a accepté de diriger ce travail.

Veuillez trouver ici notre profond respect et notre reconnaissance

Un grand merci à tous les membres de ma promo pour les merveilleux moments passés parmi eux.

Nous remercions également Mme MELLOUK N. pour son aide durant nos déplacements lors de la réalisation de la partie pratique de ce travail

Enfin, nous remercions toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Zahra

Dédicace

Je dédie ce projet de fin de cycle à
mes chers parents **Harzli Mohamed** et **Salmi Mahbouba** pour
ce qu'ils font chaque jour pour moi

Mais je peux dire que vous êtes

Le bonheur de ma vie

D'avoir une mère qui m'aime très fort
et un père qui me guide tout le temps et me soutient.

Vous êtes ma source d'honneur et de fierté.

Que le bon Dieu leur prête longue vie.

Je remercie tout particulièrement ma cousine **Asma Nacib**
pour m'avoir aidé à rédiger mon travail

À ceux qui ont été mon modèle

et le centre de ma fierté

«**Baha**» et «**AbdelWahed**»

et ma sœur compatissante «**Cherifa**».

Résumé

Une enquête ciblant l'infestation des chevaux par les helminthes digestifs s'est déroulée dans la région d'El -Tarf pendant une période de 2 mois (octobre et novembre 2020). Ainsi sur 11 chevaux examinés, 10 se sont révélés infestés par les helminthes. Deux types d'helminthes ont pu être identifiés en l'occurrence : les strongles (100%) et *Parascaris equorum* (10%). L'étude de l'influence des facteurs de risques ont montré une plus grande fréquence de l'infestation chez les chevaux adultes par rapport aux jeunes et des femelles par rapport aux mâles.

Mots clés : chevaux, coproscopie, helminthes digestifs, El Tarf

Abstract

A survey targeting the infestation of horses with digestive helminths took place in the El -Tarf region over a period of 2 months (October and November 2020). Out of 11 horses examined, 10 were found to be infested with helminths. Two types of helminths could be identified in this case: strongles (100%) and Parascaris equorum (10%).

The study of the influence of risk factors showed a higher frequency of infestation in adult horses compared to young horses and females compared to males.

Key words: horses, coproscopy, digestive helminths, El Tarf

ملخص

تم إجراء بحث استهدف تفشي الديدان الطفيلية الهضمية للخيول بمنطقة الطارف على مدى شهرين (أكتوبر ونوفمبر 2020). من بين 11 حصانًا تم فحصها ، وجد أن 10 منها مصابة بالديدان الطفيلية. يمكن تحديد نوعين من الديدان الطفيلية هنا:

(100%) strongles و (10%) Parascaris equorum أظهرت دراسة تأثير عوامل الخطر ارتفاع وتيرة الإصابة في الخيول البالغة مقارنة بالصغار والإناث مقارنة بالذكور.
الكلمات المفتاحية: الخيول ، التنظير ، الديدان المعوية ، الطارف.

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
01	Propriétés des agents conservateurs (Bathiard et Vellut, 2002)	22
02	Description des œufs des principaux parasites digestifs des équidés retrouvés lors d'une coprologie (d'après Bussiéras et Chermette, 1991 ; schémas de F. Mahé)	26
03	Présentation des chevaux retenus pour l'étude dans la région d'El-Tarf	41
04	Les résultats des examens coproscopiques	48
05	Les résultats de l'infestation en fonction de l'âge	50
06	Les résultats de l'infestation en fonction du sexe	51

Liste des figures

N°	Titre	Page
01	Anatomie simplifiée des nématodes	2
02	Fonctionnement des cycles monoxène et hétéroxène	3
03	Œuf allongé	4
04	Petits strongles	5
05	Extrémité antérieure des strongles du genre <i>Strongylus</i>	5
06	A = Larve L3 <i>S. vulgaris</i> , 28 à 32 cellules intestinales B = Larve L3 <i>S. edantatus</i> , 20 cellules intestinales C = Larve L3 <i>S. equinus</i> , 16 cellules intestinales (Bosc, 2016)	6
07	Cycle biologique des grands strongles	7
08	Cycle biologique des petits strongles	8
09	<i>Parascarisequorum</i>	9
10	Cycle évolutif de <i>Parascarisequorum/ univalens</i>	10
11	<i>Oxyurisequi</i>	11
12	Cycle de vie de l'oxyure	12
13	Vers plats (« <i>Tenia</i> »)	13
14	<i>Anoplocephalaperfoliata</i> sur la muqueuse caecale	14
15	Œuf d' <i>Anoplocephalaperfoliata</i> X800	14
16	Cycle évolutif de <i>Anoplocephalaperfoliata</i>	15
17	La petite douve (<i>Dicrocoelium lanceolatum</i>)	16
18	La grande douve (<i>Fasciola hepatica</i>)	17
19	Cycle <i>Fasciola hepatica</i>	17
20	La grande douve	19
21	Schéma du montage de Baermann	28
22	Schéma du dispositif proposé pour réaliser la coproculture	29
23	Schéma de larve L3 et des principaux critères de diagnose	30
24	Schéma et photographie d'une lame de Mac Master	32
25	Situation géographique de la Wilaya d'El-Tarf (site : d-maps.com)	37
26	Oum El Agareb (photo originale)	38
27	Douar Guergour	38
28	Club Hippique d'El Kala	39
29	Ain El kerma	39
30	Tonga	40
31	La contention du cheval par le tord-nez	44
32	Materiel dans le labo d'Universite El-Chadle Benjdedid	45
33	La technique d'enrichissement quantitative par flottaison en lame de Mac master	45
34	Strongles digestifs	49
35	<i>Parascaris equorum</i>	49

Liste des Abréviations

N°	Abréviation	Page
01	OPG : Calcul du nombre d'œuf par gramme de fèces	47
02	L3 : Larve 3	06
03	L4 : larve 4	06
04	L5 : larve 5	06

SOMMAIRE

Contenu	Page
Partie Bibliographique	
INTRODUCTION	1
I. Les nématodes	2
I.1. Les strongles digestifs	3
I.1.1. Principales espèces	4
I.1.2. Biologie	7
I.1.3. Symptômes	8
I.2. Les ascarides	9
I.2.1. Biologie	10
I.2.2. Symptômes :	11
I.3. Les oxyures	11
I.3.1. Biologie	11
I.3.2. Symptômes	12
II. Les Cestodes	13
II.1. Principales espèces	13
II.2. Biologie	14
II.3. Symptômes	15
III. Les trématodes	16
III.1. Principales espèces	16
III. 2. Biologie	17
III. 3. Symptômes	18
IV. Diagnostic des helminthoses digestives	19
IV.1. Diagnostic épidémiologique	19
IV.2. Diagnostic clinique	20
IV. 3. Diagnostic coprologique	20
IV. 3.1. Méthode de prélèvement	21
IV.3.2. Conservation	21
IV.3.3. Examen macroscopique	22
IV.3.4. Examen microscopique	23
IV.3.5. Méthodes de coproscopie qualitative	24
IV.4. Cas particuliers	33
IV.5. Autres méthodes de diagnostic	33
V. Traitements et prévention	34
V.1 Les Traitements anthelminthiques	34
V.1.1 Les principales familles d'anthelminthiques	34
V.2 Les anthelminthiques naturels	35
V. 2.1 Les plantes « vermifuges »	35
V.3 Les limites d'utilisation des anthelminthiques .	36
Partie Expérimentale	
I. Cadre et objectifs	37
II. Matériels et méthodes	37
II.1. Présentation de la zone d'étude	37
II.1.1. Les sites des prélèvements	38
II.2. Présentation des chevaux de l'étude	40

II.2.1. Alimentation	43
II.2.2 Mode d'élevage	43
II.3. Période d'échantillonnage	43
II.4.1. La contention des chevaux	43
II.4.2. Méthode de récolte des matières fécales	44
II.5. Le matériel utilisé	44
II.6. Mode opératoire des différentes méthodes coprologiques	46
II.6.1. technique de flottaison	46
II.6.2. Methode de Mac Master	46
III. Résultats	47
III.1. Evaluation du parasitisme intestinal par les helminthes et facteurs de risque	47
III.1.1. Evaluation du parasitisme intestinal par les helminthes	47
III.1.2. Etude de l'influence des facteurs de risque	50
IV. Discussion et conclusion	51

Introduction

Introduction

INTRODUCTION

En 1989, Louis Euzet propose : « Le parasitisme est une association hétérosécifique dans laquelle une des deux espèces, l'hôte, sert de milieu de vie à l'autre, le parasite ».

En fonction de la localisation, les parasites peuvent être classés en : ectoparasite : vit à la surface extérieure de l'hôte, accroché aux téguments ou aux phanères de celui (cas des arthropodes), et endoparasite : localisé à l'intérieur de l'hôte, dans des cavités closes (système circulatoire) ou dans ses tissus (muscles, etc.) (**Boualleg, 2018**).

Le mode de vie du cheval l'expose à être infesté par une population de parasites qu'il est impossible de supprimer mais qu'il est important de contrôler (**Jouve, 2017**). Les infestations parasitaires du cheval sont principalement provoquées par de trois classes de parasites : les nématodes, les cestodes et les insectes. Certains parasites se distinguent par la gravité des symptômes provoqués, allant jusqu'à la mise en jeu du pronostic vital. D'autres, moins pathogènes, n'en sont néanmoins pas moins importants du fait de leur forte prévalence chez les équidés (**Memain, 2010**).

Les principaux parasites digestifs du cheval sont les grands strongles, les petits strongles, les ascaris, les oxyures, les cestodes ou ténias, et les gastérophiles. Ils occasionnent des décès de chevaux et représentent la principale cause de coliques (**Site 02**). Ectoparasites des chevaux regroupent les tiques, les acariens, les mouches et les poux (**Bob 2006 ; Kaufman et al., 2008**) et continuent à présenter une menace importante sur la santé des chevaux. Ils peuvent entraîner une diminution des performances et certains peuvent contribuer à la prolifération du cycle de vie de certains parasites internes (**Brendal, 2009**).

La présente étude vise, dans sa première partie, de faire le point sur les principales caractéristiques des parasites digestifs du cheval et des moyens de luttés disponibles, puis dans une deuxième partie, nous présentons un bilan parasitaire effectué dans plusieurs effectifs de chevaux.

Partie
Bibliographique

Partie bibliographique

I. Les nématodes

La classe des nématodes se caractérise par des vers adultes ronds et une structure du tégument complexe. Le nématode possède une cavité buccale contenant ou non des dents permettant de se nourrir de l'intestin du cheval. De plus, il possède des organes génitaux et un intestin. La présence du tégument musculaire confère au nématode la possibilité de se mouvoir (**Memain, 2010**).

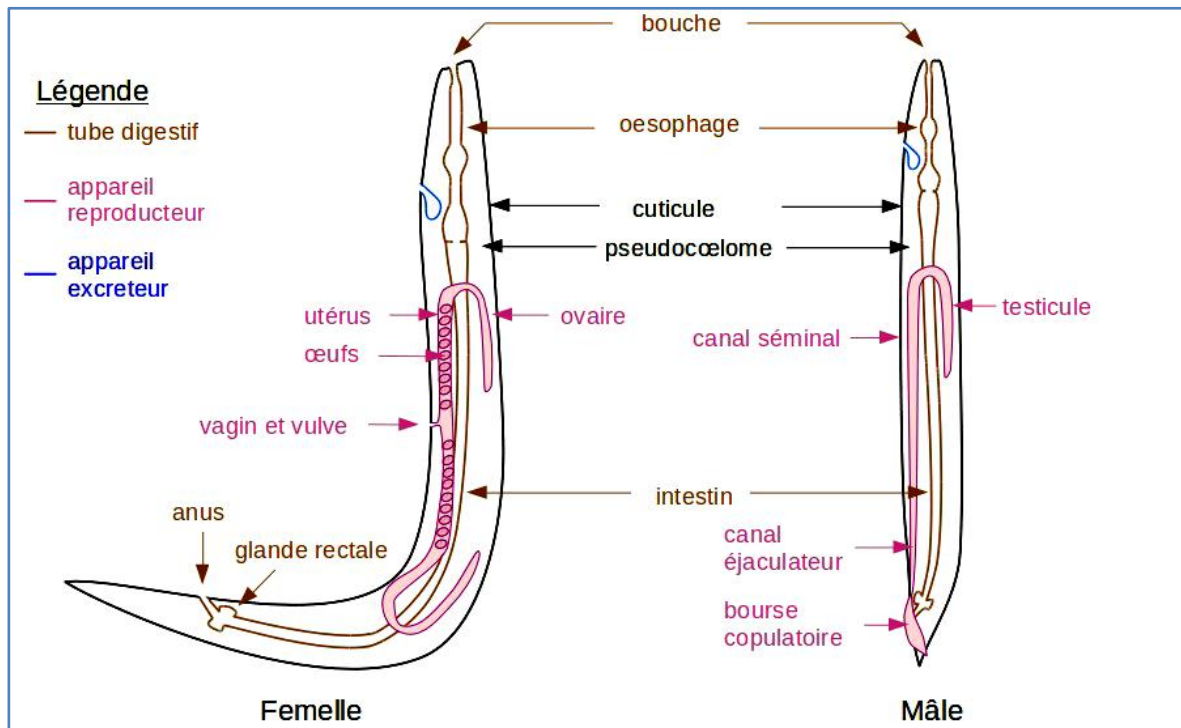


Figure 1: Anatomie simplifiée des nématodes
(d'après Levine, 1980 ; Castro, 1996 ; Bowman et al., 2013)

Selon **Moulinier (2003)**, le cycle évolutif des nématodes se fait en deux phases : une phase exogène et une phase endogène.

a-Phase exogène : les œufs sont émis dans le milieu extérieur par l'hôte définitif, que ce soit par expectoration ou dans les fèces. Ensuite, l'éclosion a lieu dans le milieu extérieur, puis, par mues successives, transformation en trois stades larvaires : L1, L2 puis L3. Ce troisième stade larvaire (L3) est la forme infestante, de dissémination et de résistance dans le milieu extérieur.

- ✓ **Chez les espèces parasitaires monoxènes** : la phase exogène a lieu dans le milieu extérieur, depuis l'émission des œufs jusqu'à l'infestation de l'hôte définitif.
- ✓ **Chez les espèces hétéroxènes** : un ou plusieurs hôtes intermédiaires, obligatoires ou

Partie bibliographique

facultatifs, peuvent intervenir. Au sein de l'ordre des Strongylida, toutes les espèces sont monoxènes

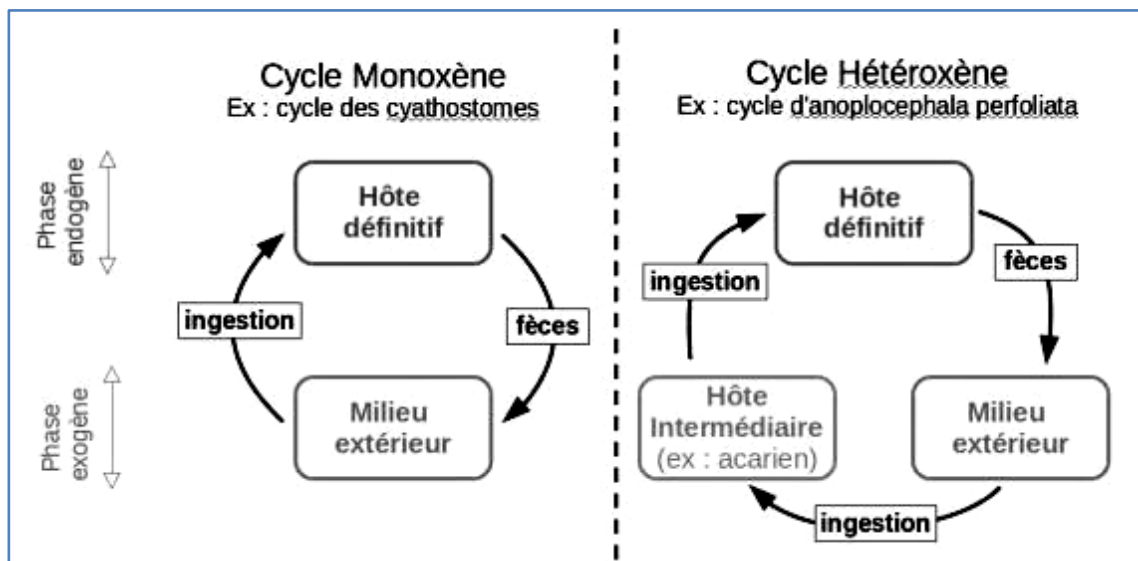


Figure 2 : Fonctionnement des cycles monoxène et hétéroxène (Bowman et al., 2013)

b-Phase endogène : elle se déroule chez l'hôte définitif.

L'hôte se contamine, soit en ingérant des larves de stade L3 depuis le milieu extérieur, soit en ingérant un hôte intermédiaire, soit par pénétration active des larves.

I.1. Les strongles digestifs

Les strongles des Equidés sont des nématodes parasites, à savoir, des vers cylindriques non segmentés caractérisés par un tube digestif complet et l'existence de sexes séparés (Landrin, 2017).

Caractéristiques de l'œuf : Œuf allongé aux bouts arrondis; la paroi est mince; contient un embryon multicellulaire (de 8 à des centaines) de couleur brunâtre. Quand les cellules sont peu nombreuses, on voit clairement leur forme arrondie. Comme les œufs d'une cinquantaine d'espèces pondent des œufs de ce type, chez le cheval seulement, il existe une certaine variation dans les dimensions (70-90 μm x 40-50), la morphologie et le stade de développement de l'embryon.

Partie bibliographique

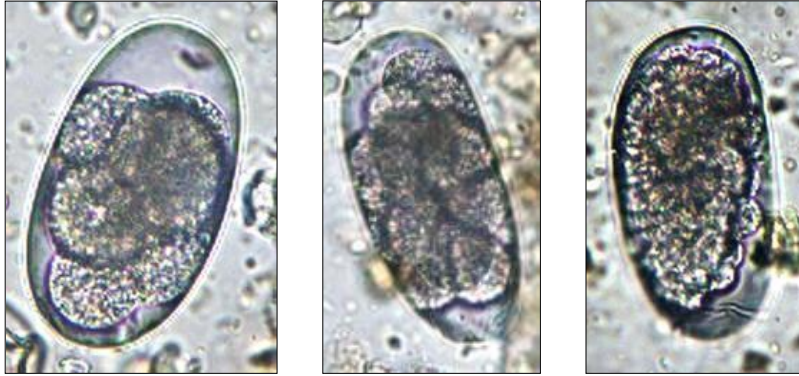


Figure 3 : Œuf allongé (Villeneuve, 2010)

Description de l'adulte : Les grands strongles adultes peuvent atteindre de 2 à 8 cm de longueur tandis que les petits strongles mesurent généralement moins de 2 cm. L'identification à l'espèce de ces nématodes se fait par la morphologie de certaines pièces buccales (Villeneuve, 2010).

I.1.1. Principales espèces

Selon Villeneuve (2010), les espèces de strongles en cause appartiennent à :

- **Sous-famille Cyathostominae** ou petits strongles : Ce sont actuellement les parasites intestinaux les plus fréquents chez le cheval. Le pouvoir pathogène est principalement dû aux formes larvaires enkystées et surtout aux larves en hypobiose. Ils effectuent tout leur cycle dans le gros intestin, sans migration dans d'autres organes comme les grands strobiles. Les adultes sont de petite taille (moins d'1,5 cm de long), vivent sur la muqueuse du gros intestin, sans être fixés, et se nourrissent de débris de muqueuse (Site 02).

Ces cyathostominés sont représentés par 13 genres et plus de 50 espèces. Cependant, moins de 12 espèces sont fréquemment rencontrées et parmi elles, 5 seulement représentent 80 à 90% de la population totale pathogène. Ces espèces sont : *Cyathostomum catinatum* et *C. coronatum*, *Cylicocyclus nassatus*, *Cylicostephanus longibursatus* et *C. goldi*. (Lichtenfels et al. 1998 ; Collobert-Laugier, 1999).

Partie bibliographique



Figure4 : Petits strongles(Site 01)

- **La sous-famille des strongylinae** ou grands strongles : les adultes sont des vers ronds d'une longueur de 2,5 à 5 cm, sur environ 1 mm de diamètre, blanchâtres, fixés sur la muqueuse du gros intestin grâce à leur capsule buccale équipée de dents. Ils se nourrissent en aspirant des fragments de muqueuse (Site 02). Elle comprend les genres : *Strongylus*, *Triodontophorus*, *Oesophagodontus*, *Craterostomum*.
- *Strongylus* : sont regroupés sous cette appellation plusieurs espèces de strongylinés parasites du gros intestin et ayant une phase de migration somatique (*Strongylus vulgaris*, *S. edentatus* et *S. equinus*, (ESCCAP, 2019).

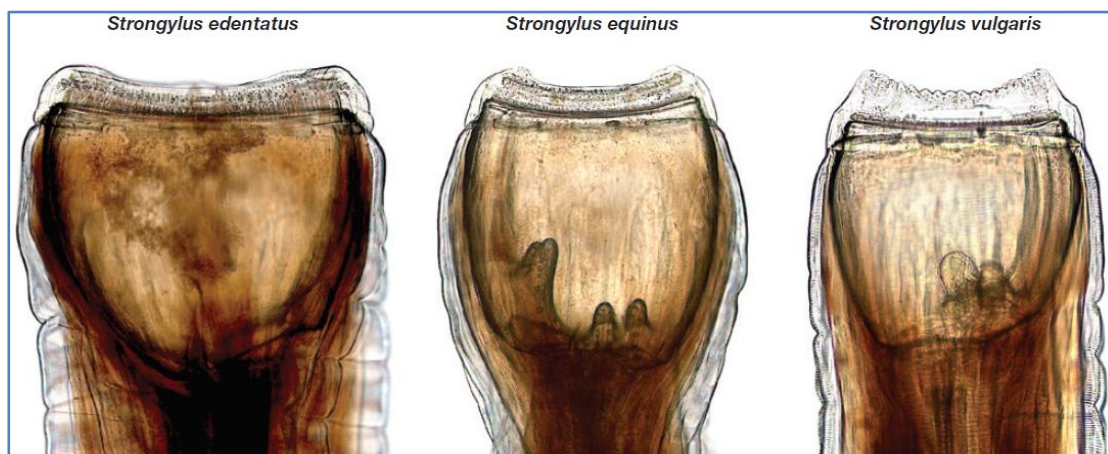


Figure5 : Extrémité antérieure des strongles du genre *Strongylus* : capsule buccale, coronule et parfois dents (ESCCAP, 2019)

Partie bibliographique



Figure 6 : A = Larve L3 *S. vulgaris*, 28 à 32 cellules intestinales B = Larve L3 *S. edentatus*, 20 cellules intestinales C = Larve L3 *S. equinus*, 16 cellules intestinales (**Bosc, 2016**)

Strongylus vulgaris : Les larves sont responsables de « l'artérite vermineuse », qui est une cause majeure de coliques.

Après ingestion de L3 par un cheval, les larves traversent la paroi de l'intestin (intestin grêle et gros intestin), puis arrivent dans les petites artères qui irriguent la paroi de l'intestin, où elles muent en L4 en 3 à 7 jours. Puis les larves remontent les artères, jusqu'aux plus gros vaisseaux, dont les artères mésentériques, qu'elles atteignent en une quinzaine de jours.

Après 3 à 4 mois, les larves muent en pré-adultes (ou stade 5), qui émergent du caillot et retournent par voie sanguine vers la paroi du gros intestin (cæcum essentiellement), qu'elles traversent, pour se transformer en adultes en 6 à 8 semaines.

Le cycle interne de *Strongylus vulgaris* dure 6 à 7 mois, également appelé « période prépatente » : c'est le délai entre l'ingestion d'une larve infestante et l'apparition d'œufs dans les crottins (**Site 02**).

Strongylus edentatus : Le cycle interne de *Strongylus edentatus* dure 9 mois. Les larves L3 migrent, non pas dans les artères comme *S. vulgaris*, mais dans la veine porte, qui les conduit au foie, où elles muent en L4. Elles traversent ensuite le foie, forment des nodules sur le péritoine dans le flanc droit, où elles muent en L5.

Elles passent ensuite dans la cavité péritonéale pour rejoindre la paroi du gros intestin (cæcum et colon), où elles muent en adultes avant de gagner la lumière intestinale (**Site 02**).

Partie bibliographique

Strongylus equinus : Le cycle interne de *Strongylus equinus* dure 11 mois. Les larves L3 forment des nodules dans la paroi intestinale. Elles « tombent » ensuite dans la cavité péritonéale, sans passer par la circulation sanguine.

Elles se déplacent d'abord vers le foie, où elles muent en L4 au bout de 2 semaines, puis elles gagnent le pancréas, où elles muent en L5, et retournent enfin, toujours par la cavité péritonéale, vers la paroi du gros intestin (cæcum), où elles forment des nodules, et muent en adultes (**Site 02**).

- *Triodontophorus* : Tous les membres du genre *Triodontophorus* sont de grands strongles non migrateurs. On les trouve le plus souvent dans le côlon, où ils peuvent causer des dommages importants à la surface de la muqueuse, et l'ulcération qui s'ensuit (**Taylor et al., 2007**).

I.1.2. Biologie

Grands strongles : Genre *Strongylus*

Le développement des différents stades est dépendant des conditions de température et d'hygrométrie. Le stade larvaire 3 peut survivre à des températures proches de 0°C et à la dessiccation.

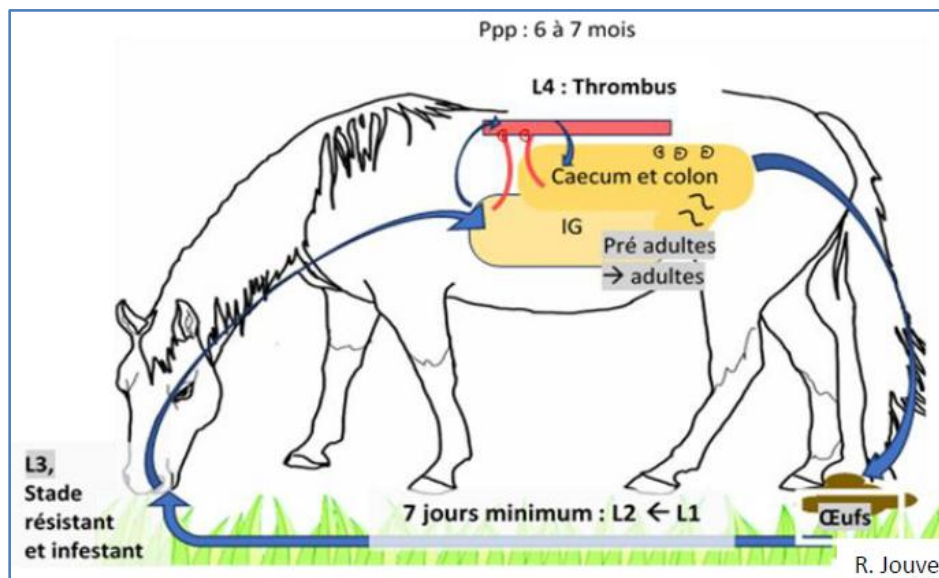


Figure 7 : Cycle biologique des grands strongles (Jouve, 2017).

Petits strongles : Genres : *Cyathostomum* et autres

Comme tous les strongles des équidés, les cyathostomes ont un cycle direct comportant une phase de développement libre, puis une vie larvaire avec migrations dans les tissus de l'hôte, avant de retourner dans le gros intestin et de devenir adultes.

Partie bibliographique

Lorsque les conditions sont optimales (hygrométrie 80% et T° entre 12 et 30°C), les œufs libérés dans le milieu extérieur se transforment en quelques jours en larves rhabditoïdes. Elles donnent ensuite en 2 à 3 jours des larves strongyloïdes qui muent à leur tour, sans quitter leur enveloppe, en larves strongyloïdes infestantes L3.

Ce stade larvaire est capable de résister à des températures proches de 0 degrés et de survivre aux hivers doux des régions tempérées. Les larves quittent les crottins et sont ingérées par le cheval. Une fois dans l'intestin grêle, elles se débarrassent de leur paroi et gagnent l'épaisseur de la muqueuse et de la sous-muqueuse du caecum et du côlon via les glandes de Lieberkühn (Beugnet et al., 2005 ; Jouve, 2017).

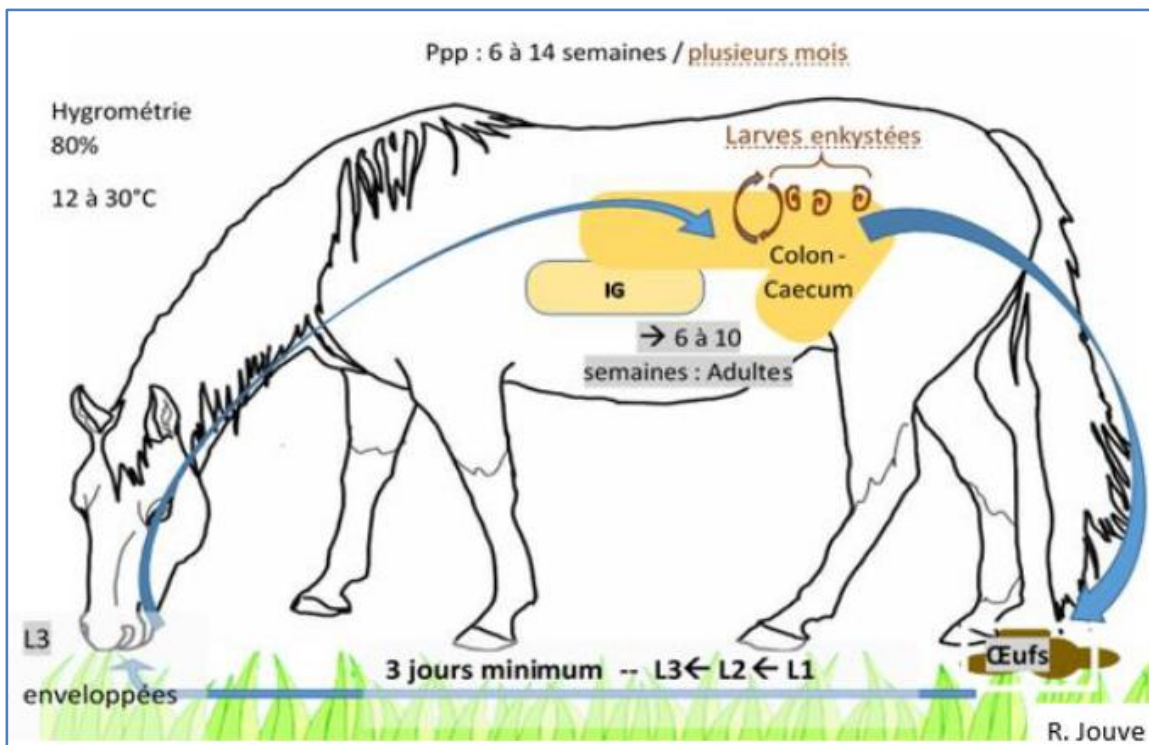


Figure 8 : Cycle biologique des petits strongles (Jouve, 2017).

I.1.3. Symptômes

✓ Famille des grands strongles

Les vers adultes sont à l'origine de **coliques chez le cheval**.

Les larves effectuent une partie de leur cycle dans les artères et sont responsables de rupture d'anévrisme, et d'hémorragie.

Ils peuvent causer des ulcères de l'intestin, un amaigrissement, une anémie et des saignements digestifs. Mais ce pouvoir pathogène des adultes reste mineur par rapport aux risques que font

Partie bibliographique

courir les larves en migration dans l'organisme. Ce trajet de migration est variable selon les espèces de strongles (**Site 01, Site 02**).

✓ **Famille des petits strongles**

Ils sont la **cause principale des diarrhées chroniques du cheval**, et peuvent aussi passer inaperçus, en étant juste responsables d'un **amaigrissement**. Le pronostic vital du cheval peut être engagé (**Site 01**).

I.2. Les ascarides

Selon **Bosc (2016)**, *Parascaris equorum* est l'unique représentant parasite de l'espèce équine. Les parasites adultes peuvent mesurer entre 15 et 50 cm. Ces vers ronds, blanchâtres et rigides, ont la particularité de posséder une bouche proéminente.



Figure 9 : *Parascaris equorum* (Bosc, 2016)

Partie bibliographique

I.2.1. Biologie

Les ascarides adultes, dont la taille peut atteindre 50 cm, vivent dans la lumière de l'intestin grêle. La femelle peut pondre plusieurs milliers d'œufs par jour, contribuant ainsi à une forte contamination de l'environnement.

Le stade infestant est la larve L3, laquelle se développe au sein de l'œuf (œuf embryonné). Suite à l'ingestion des œufs embryonnés, les larves sont libérées dans la lumière digestive puis traversent la paroi de l'intestin grêle et migrent via les vaisseaux sanguins vers le foie, le cœur et les poumons. Elles gagnent ensuite l'arbre respiratoire, et, transportées par le mouvement ciliaire vers le larynx, sont dégluties. Elles retrouvent donc la lumière digestive environ 3 semaines après l'ingestion des œufs embryonnés. L'évolution vers la forme adulte et la ponte des premiers œufs dure 7 semaines, pour une période pré-patente de 10 à 16 semaines (**Fig.) (ESCCAP, 2019).**

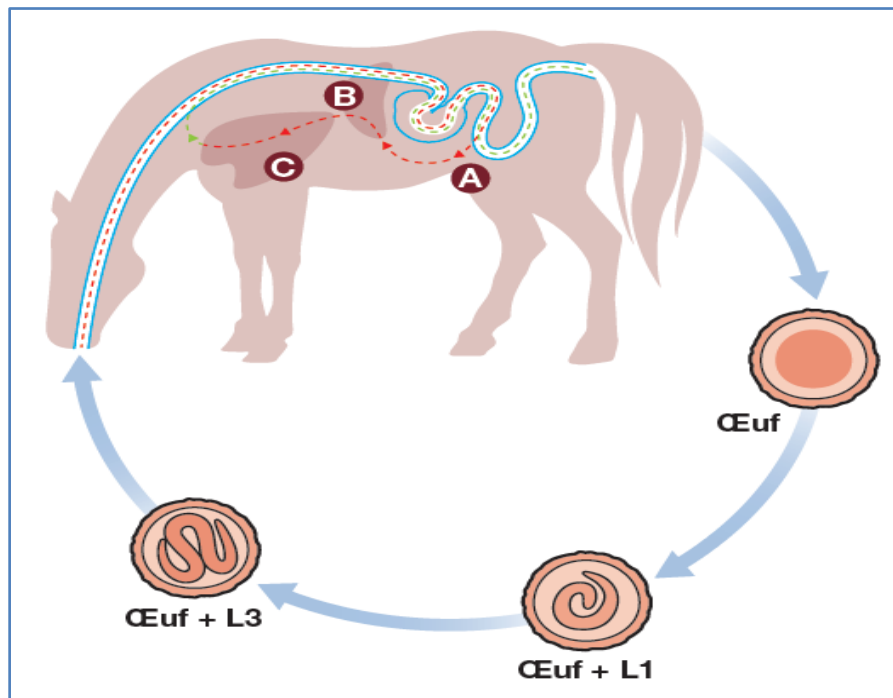


Figure 10 : Cycle évolutif de *Parascaris equorum / univalens* (ESCCAP, 2019)

- A. Libération de la larve L3 dans la lumière stomacale et intestinale, pénétration dans les veines intestinales.
- B. Les larves migrent vers le foie via la veine porte, traversent le tissu hépatique et gagnent les veines hépatiques.
- C. Migration vers les poumons via la veine cave et le cœur droit, pénétration au sein des alvéoles pulmonaires, remontée vers la trachée et le larynx, retour à la lumière de l'intestin grêle (mue en L4 puis pré-adulte, puis développement au stade adulte). (ESCCAP, 2019)

Partie bibliographique

I.2.2. Symptômes :

Amaigrissement, coliques souvent graves chez le poulain jusqu'à deux ans (Site 01).

I.3. Les oxyures

Il existe chez les équidés deux parasites de la famille des oxyuridés:

Oxyuris equi :est un parasite du gros intestin et du rectum des équidés. C'est un nématode appartenant à la famille des Oxyuridés et au genre *Oxyuris*. Il existe un très net dimorphisme sexuel chez les adultes. Les mâles mesurent de 9 à 12 mm de long et ont une extrémité caudale obtuse avec un spicule grêle et étroit. Les femelles font de 40 à 150 mm de long avec une extrémité caudale rétrécie pour former une queue de longueur variable (Site 03).



Figure 11 : *Oxyuris equi* (Site 04)

Probstmayria vivipara : qui appartient au genre *Probstmayria*, est de taille beaucoup plus petite (2 à 3 mm de long). Il ne semble pas posséder de réel pouvoir pathogène.

Ces oxyures sont spécifiques des équidés et il n'existe aucune transmission inter-spécifique (Site 03).

I.3.1. Biologie

Le cycle de vie de l'oxyure commence par la ponte. Pour accomplir cette tâche, les femelles migrent du colon vers le rectum. Elles déposent ensuite leurs près de 80 000 œufs au niveau de l'anus du cheval. Les œufs évoluent en 4 à 5 jours pour donner naissance à des larves. Dès ce stade, les larves d'oxyures ont une capacité infestante.

Partie bibliographique

La contamination par les nouvelles larves est directement liée à l'environnement. En effet, lorsque le cheval se gratte contre un support, il dépose les œufs et les larves tout juste écloses. Il les ingère ensuite lors de la distribution de la ration.

Une fois dans le tube digestif du cheval, les larves de stade L4 se fixent à la muqueuse intestinale et entament leur dernière phase de développement : elles mettront environ 5 mois à atteindre le stade adulte (**Site 05**).

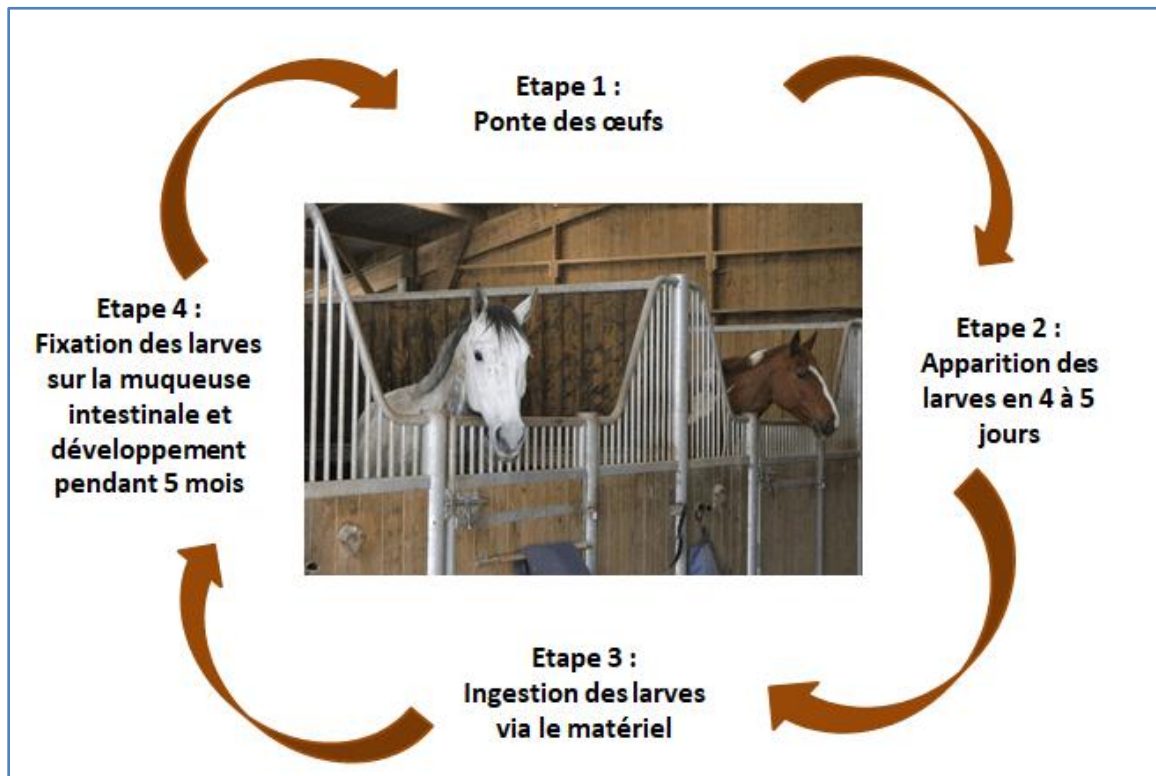


Figure12 : Cycle de vie de l'oxyure (**Site 05**)

I.3.2. Symptômes

Ils se fixent en partie terminale du tube digestif et provoquent des démangeaisons de la région anale qui ne passent pas inaperçues. Les équidés se grattent la queue, les fesses, le haut de cuisses et ce, parfois, jusqu'au sang (**Site 06**). Cette irritation locale est responsable d'un prurit intense. L'animal se frotte la queue contre les murs, les poteaux, les mangeoires, etc. Il s'en suit une dépilation plus ou moins importante de la queue avec souvent des lésions d'excoriation cutanée (**Site 03**).

Partie bibliographique

II. Les Cestodes

Les Cestodes se composent d'une structure tégumentaire simple. Ces vers plats sont segmentés en anneaux appelés proglottis. Les vers ne possèdent pas de tube digestif et l'absorption des nutriments se fait alors par la surface tégumentaire. La partie antérieure du vers se compose d'un scolex correspondant à la tête comprenant un certain nombre de ventouses lui permettant de se fixer à la paroi digestive de son hôte.

Les Cyclophillidiens possèdent quatre ventouses alors que les Bothriocéphales possèdent des Pseudobothridies longitudinales servant de ventouses. A l'arrière des cestodes se trouvent les organes sexuels, testicules et ovaires. Les vers adultes sont de couleur blanchâtre (Memain, 2010).



Figure 13 : Vers plats (« Tenia ») (Site 01)

II.1. Principales espèces

Les Anoplocéphalidés, et en particulier *Anoplocephala perfoliata* (et plus rarement *Anoplocephala magna* et *Paranoplocephala mamillana*) sont les cestodes parasites des équidés. Les cas de téniasis sont très fréquents chez les chevaux et peuvent conduire à des troubles intestinaux (Olonde, 2015).

✓ *Anoplocephala perfoliata*

Morphologie du parasite adulte : C'est un vers plat de couleur blanchâtre. Les anneaux sont plus larges que longs. En arrière de chacune des 4 ventouses, on note la présence d'un petit appendice ou lobe céphalique (Figure).

Leur taille est variable : elle dépend de la quantité de parasites présents dans l'intestin (effet « foule »). On peut citer en moyenne les valeurs suivantes : longueur : 40 à 80 mm, largeur : 10 à 20 mm. Le parasite adulte est présent dans l'intestin grêle ou le cæcum, très souvent à la valvule iléo-cæcale.

Partie bibliographique

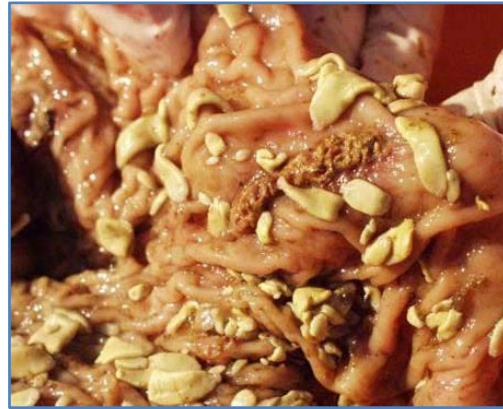


Figure 14 : *Anoplocephalaperfoliata* sur la muqueuse caecale

Morphologie de l'œuf : sa taille est de 65 à 80 μm de diamètre, on le voit donc au microscope à l'objectif X10. Sa structure est plus ou moins arrondie, en forme de « D » et présente une coque épaisse. Il contient un embryon hexacanthé

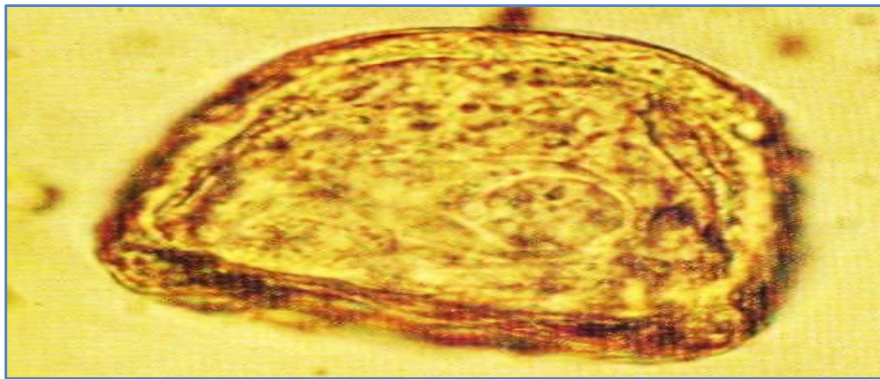


Figure 15 : Œuf d'*Anoplocephalaperfoliata* X800 (Thienpont et al. 1998)

II.2. Biologie

Selon Proudman et Trees (1999), les anoplocéphales adultes sont des parasites de l'intestin grêle se situent au niveau de la valvule iléo-caecale. Leur taille varie de 4 à 8 cm pour *Anoplocephala perfoliata*, de 20 à 80 cm pour *Anoplocephala magna* et 1 à 5 cm pour *Paranoplocephala mamillana*.

Partie bibliographique

D'après **Bowman (1999)**, **Beugnet et al. (2005)** et **Olonde (2015)**, après fécondation, les segments distaux appelés ovigères pouvant contenir jusqu'à 4000 œufs se détachent du corps du cestode pour rejoindre le gros intestin. Ils peuvent alors se déchirer ou bien être libérés tels quels dans le milieu extérieur. Les œufs sont directement infestants pour les acariens oribates, hôtes intermédiaires. L'œuf est ingéré par ces acariens puis libère une larve cysticercoïde qui s'encyste dans la cavité générale de l'oribate. Cette larve reste en vie dans l'oribate jusqu'à l'ingestion par le cheval au printemps.

Après digestion, le cysticerque est libéré dans l'intestin grêle et se fixe sur la muqueuse du caecum. En 6 à 10 semaines, l'adulte est formé. La période prépatente relativement courte et la durée de vie de l'adulte comprise entre 4 et 6 mois permettent plusieurs ré-infestation au cours de la belle saison

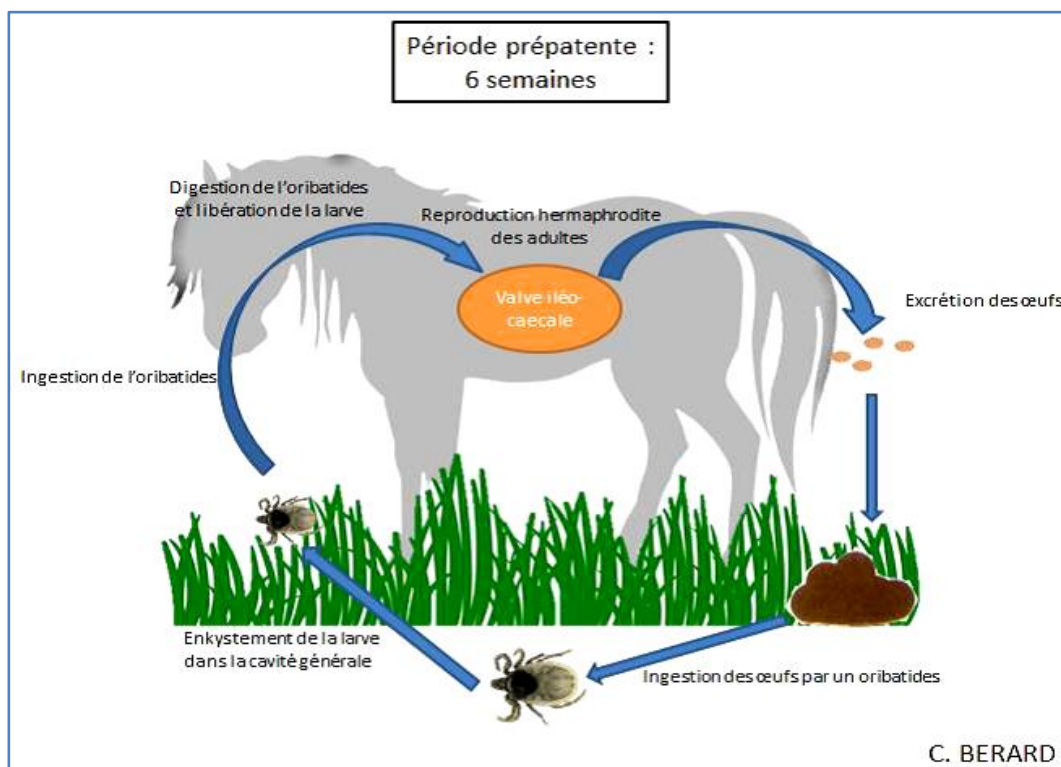


Figure 16 : Cycle évolutif de *Anoplocephala perfoliata* (C. Bérard)

II.3. Symptômes

Ces parasites peuvent déclencher des coliques mais aussi un amaigrissement ou une perforation intestinale.

Symptômes : diarrhées chroniques, coliques, en favorisant même le développement de tumeurs intestinales (**Site 01**).

Partie bibliographique

III. Les trématodes

Se sont des plathelminthes dont le corps est non segmenté, habituellement aplatie et foliacé. Il présente généralement 2 ventouses musculieuses circulaires : une buccale antérieure, entourant l'orifice buccal et l'autre ventrale ou acétabulum, postérieure à position variable.

III.1. Principales espèces

On distingue deux types de douves :

- ✓ **La petite douve ou *Dicrocoelium lanceolatum* :**

C'est un parasite de la famille des trématodes, est un ver plat de 6 à 10 mm de long sur 2 à 3 mm de large, muni de deux ventouses. La petite douve se nourrit de bile contrairement à la grande douve (*Fasciola hepatica*) qui est hématophage. *Dicrocoelium lanceolatum* se nourrit également de cellules épithéliales desquamées et de mucus dont la présence du parasite entraîne une hypersécrétion (Site 07).



Figure 17 : La petite douve (*Dicrocoelium lanceolatum*) (Site 09)

- ✓ **La grande douve ou *Fasciola hepatica* :**

Les adultes de *Fasciola hepatica* vivent principalement dans les canaux biliaires et sont hermaphrodites. Ils mesurent 2 à 3 cm de long sur 8 à 13 mm de large. Leur corps est aplati, foliacé, de couleur brun pâle, de forme ovale avec une extrémité antérieure plus effilée. Une ventouse buccale et une ventouse ventrale leur permettent de se fixer.

Les œufs (140 x 80 µm) sont ovoïdes, operculés, de couleur jaunâtre avec un contenu granuleux et homogène (Site 07).

Partie bibliographique

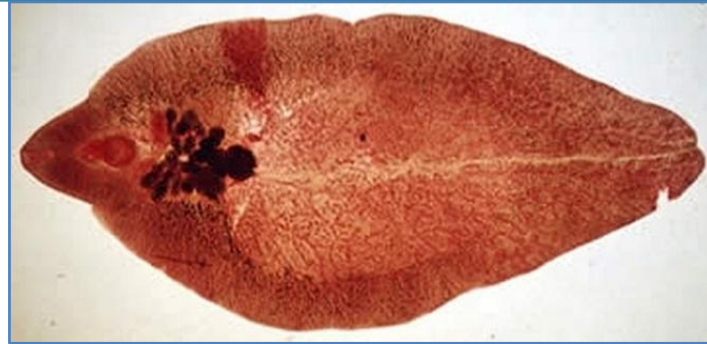


Figure 18 : La grande douve (*Fasciola hepatica*) (Site 10)

III. 2. Biologie

- La grande douve : l'infestation des animaux se fait par ingestion de végétaux porteurs de métacercaires ou d'eau contenant ces mêmes métacercaires. Les kystes ainsi ingérés sont dissous dans l'intestin et libèrent des douves immatures qui migrent de l'intestin vers le parenchyme hépatique (en moins d'une semaine) en passant par la cavité péritonéale.

Les jeunes douves histophages migrent au travers du parenchyme hépatique en augmentant de taille et gagnent les canaux biliaires en 7 à 8 semaines. En quelques semaines ces jeunes douves deviennent adultes et acquièrent leur maturité sexuelle.

Le cycle complet de développement est de l'ordre de 6 mois (3 mois de cycle exogène de l'œuf aux métacercaires et 3 mois de cycle endogène de l'ingestion des métacercaires à la présence de douves adultes dans les canaux biliaires) (Site 07).

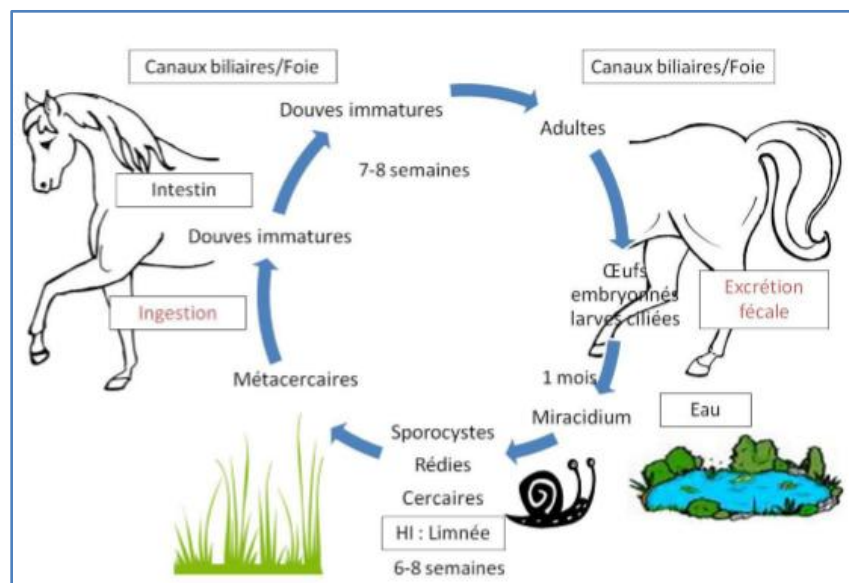


Figure 19 : Cycle *Fasciola hepatica* d'après Collobert (1998)

Partie bibliographique

- La petite douve : les œufs pondus sont entraînés par la bile vers l'intestin et rejetés à l'extérieur avec les fèces. Ils sont asymétriques de 40µ contenant un embryon brun rougeâtre avec 2 taches sombres caractéristiques.

Ces oeufs sont ingérés par un premier hôte intermédiaire xérophile : gastéropode pulmoné terrestre du genre *Cochlicella*, *Zebrina*, *Helicella*, *Cionella*. Les oeufs éclosent libèrent le miracidium qui se transforme en sporocyste, puis en sporocystes fils où se forment les cercaires qui quittent le sporocyste vers la chambre pulmonaire du mollusque où elles s'agglomèrent en kystes de 200-300 cercaires (*Cerceria vitrina*). Le mollusque rejette ces kystes sur les végétaux qui s'agglutinent par son mucus en grappes de kystes ou "boules de baves". De cette manière ils sont protégés de la dessiccation et attirent le deuxième hôte intermédiaire qui les ingère.

Chez la fourmi il y a formation des métacercaires qui vont s'enkyster et se loger dans les centres nerveux. Ils provoquent ainsi une modification comportementale quand la température s'abaisse au-dessous de 15°C. La fourmi alors, par crispation des mandibules reste tétanisée sur les végétaux ce qui favorise son ingestion par l'hôte définitif.

Dans l'intestin de l'hôte les jeunes douves sont libérées, elles gagnent le foie principalement par la veine porte mais aussi par voies péritonéale et rétrograde par remontée du cholédoque. Les adolescarias migrent dans le parenchyme hépatique pour atteindre les canaux biliaires. La période prépatente est de 7 semaines la durée du cycle est de 6 mois. (**Bentounsi B. 2001**).

III. 3. Symptômes

Chez le cheval la symptomatologie est peu évocatrice (**Site 07**).

Elle est, souvent, asymptomatique et plus rarement altération de l'état général mais des signes cliniques très variés peuvent être observés dans la mesure où les équidés ne représentent pas l'hôte habituel de la douve, et le fait que des localisations erratiques sont possibles.

Elle se traduit par un mauvais état général évoluant de façon sub-chronique, une baisse de forme, un poil piqué, des alternances de diarrhée et de constipation, des coliques légères. Dans les cas les plus sévères on peut observer de l'anémie, un subictère, un amaigrissement et un état de grande fatigue. La sévérité des symptômes est également fonction du nombre d'adultes présents au niveau des canaux biliaires (**Lajoix-Nouhaud, 2011**).

Partie bibliographique



Figure 20 : La grande douve (Site 07)

IV. Diagnostic des helminthoses digestives

Le diagnostic des parasitoses digestives peut se réaliser à partir de diverses méthodes, de sensibilité et disponibilité variables. Les différentes méthodes disponibles sont : le diagnostic épidémiologique, clinique, et les méthodes diagnostiques de laboratoire : coprologique, cytologique, biochimique, immunologique et nécropsique. De plus, des méthodes de dépistage utilisant la biologie moléculaire ont récemment été développées.

IV.1. Diagnostic épidémiologique

L'épidémiologie est à prendre en compte lors d'un diagnostic de parasitose chez les équidés, en corrélation avec d'autres critères diagnostiques. En effet, le clinicien peut orienter son diagnostic différentiel après observation :

- des individus affectés : âge, stade physiologique (gestation), mode de vie, origine (introduction récente par exemple), affections concomitantes (pouvant notamment causer une immunodépression), traitements mis en place
- de la population atteinte : nombre d'animaux affectés et leurs liens (animaux de même lot, même mode de vie, même âge ou stade physiologique), atteinte d'autres espèces (ruminants)
- du système d'élevage : pâturage et/ou écurie, alimentation (carences), traitements antiparasitaires entrepris et fréquence (pour détecter une mauvaise gestion des anthelminthiques), mesures d'hygiène
- des conditions extérieures : saison d'apparition des symptômes, température, hygrométrie, milieu favorable ou non au développement larvaire ou d'hôtes intermédiaires.

Partie bibliographique

IV.2. Diagnostic clinique

Il est rarement concluant en parasitologie. La plupart des affections parasitaires digestives sont à l'origine des troubles généraux suivants, non spécifiques et traduisant le caractère chronique de la majorité des parasitoses : amaigrissement, retard de croissance, baisse des performances, atteinte de l'état général et parfois œdème des zones déclives (trichostrongylose, cyathostomose).

Parfois on observe également de la diarrhée (trichostrongylose, ascaridose, strongyloïdose, téniasis, cryptosporidiose, strongylose à grands et petits strongles, fasciolose), et/ou des coliques (téniasis dû notamment à *Anoplocephala perfoliata*, ascaridose, strongyloses à grands et petits strongles et éventuellement la fasciolose).

Lors d'association de symptômes digestifs et respiratoires chez un jeune, les ascaridoses et les strongyloïdoses sont à suspecter.

Ces signes généraux nécessitent d'ailleurs souvent la mise en place d'un traitement symptomatique en plus du traitement anthelminthique spécifique.

Ces symptômes ne sont pas spécifiques d'un parasite en particulier mais leur présence et notamment l'association des symptômes, et la corrélation avec les données épidémiologiques permettent de suspecter une parasitose. Par exemple, une forte suspicion de strongylose digestive est formulée lors de surpâturage, traitements anthelminthiques peu réguliers, et observation de perte de poids ou retard de croissance.

Les signes spécifiques peuvent permettre ensuite de déterminer quelle est la parasitose ou plus probablement quelles sont les parasitoses incriminées.

IV. 3. Diagnostic coprologique

L'objectif est de rechercher des éléments parasitaires (œufs, larves) dans les matières fécales. Il s'agit de la méthode diagnostique de choix pour dépister et confirmer une parasitose.

Partie bibliographique

IV. 3.1. Méthode de prélèvement

- Récolte : (**Euzéby, 1981 ; Bussiéras et Chermette, 1991 ; Beugnet et al., 2004**)

Il est possible de préserver les selles d'un ou de plusieurs individus pour diagnostiquer une parasitose ou faire un bilan parasitaire d'un lot d'animaux.

Les matières fécales récoltées pour analyse doivent être prélevées directement dans le rectum (en utilisant un gant dont le retournement devient sac de prélèvement) ou dans la partie supérieure de crottins n'ayant pas été en contact avec le sol (afin d'éviter leur contamination par des parasites ou éléments étrangers du milieu) et juste après émission (afin d'éviter l'évolution des éléments parasitaires).

Euzéby (1981) recommande d'analyser un échantillon moyen donc de récolter plusieurs crottins pour chaque animal, puis les mélanger et d'analyser une fraction de ce mélange.

Pour un cheval produisant 10 à 20 kg de selles par jour, il est recommandé de prélever quelques dizaines de grammes de fèces, puis les placer dans un pot après identification.

L'examen devra se faire juste après récolte dans la mesure du possible. S'il est différé, certaines conditions de conservation sont à respecter.

IV.3.2. Conservation

L'objectif est d'empêcher l'évolution des stades parasitaires émis, sans modifier leur morphologie.

Les différents moyens de conservation sont rappelés par **Beugnet et al. (2004)**: - la réfrigération (de 2 à 8°C) qui ralentit de manière réversible l'évolution des parasites, - la dilution dans de l'eau formolée à 8-10%, - la congélation : elle est à éviter car elle détruit certains éléments parasitaires.

Partie bibliographique

Tableau 1 : Propriétés des agents conservateurs (Bathiard et Vellut, 2002)

	Durée de conservation	Avantages	Inconvénients
Réfrigération (+ 4°C)	Conservation courte (2 à 3 jours)	- Possibilité de coproculture ultérieure - Pas d'altération des formes parasitaires	- Faible durée de conservation
Congélation (-15°C)	Conservation longue (au-delà d'une année)	- Permet de conserver les fèces en vue d'un examen différé (expertise)	- Risque de provoquer l'éclatement de certains éléments - Nécessite une congélation précoce - Pas de coproculture possible ultérieurement
Formol à 10% (Formol 100mL, NaCl 8g, eau qsp 1000mL)	Conservation longue	- Permet de conserver les fèces en vue d'un examen différé (expertise) - Transposable en dehors du cabinet	- Pas de coproculture possible ultérieurement - Pas d'analyse quantitative possible ultérieurement (dilution)

IV.3.3. Examen macroscopique

(Euzéby, 1981 ; Bussiéras et Chermette, 1991 ; Bathiard et Vellut, 2002)

Il s'effectue à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe. Il permet d'avoir une appréciation des qualités physiques des fèces : consistance (diarrhée, constipation), coloration (présence de sang digéré ou non, de pigments), présence de mucus, présence de débris alimentaires (Bussiéras et Chermette, 1991).

Il peut également permettre de mettre en évidence des éléments parasitaires macroscopiquement visibles comme par exemple des ascarides adultes, des larves rougeâtres de cyathostomes (lors d'épisode diarrhéique aigu), des oxyures adultes ou des segments ovigères d'Anoplocéphalidés (Euzéby, 1981). Les larves L3 de gastérophiles sont parfois également retrouvées dans les crottins et ont un aspect caractéristique : elles sont cylindriques, de grande taille (20x8mm) et possèdent des

Partie bibliographique

rangées d'épines et leurs pièces buccales sont équipées de 2 paires de crochets qui assurent leur fixation sur la muqueuse gastrique ou intestinale.

Remarque : En cas de difficulté pour isoler les éléments parasitaires, il est possible de déliter une grande quantité de fèces dans une grande quantité de NaCl 0,9% puis de passer le mélange sur un tamis d'une maille d'environ 1 mm (**Bathiard et Vellut,2002**).

IV.3.4. Examen microscopique

(**Bathiard et Vellut, 2002 ; Beugnet *et al.*, 2004**)

- **Matériel**

Le matériel est relativement simple et aisément disponible au sein du cabinet vétérinaire.

- Microscope muni des objectifs : x4, x10, x40, +/- x100 (objectif à immersion),
- Lames porte objet et lamelles couvreobjet,
- Lames de MacMaster (pour l'approche quantitative),
- Pipettes et verrerie graduées,
- Ehrlenmeier en plastique/verre, ou verres à pied,
- Agitateurs de verre ou spatules de bois,
- Tubes à essais,
- Tamis, passoire à thé (si possible avec maille de 600 µm voire 200µm),
- Pilon et mortier,
- Balance,
- Produits consommables (gants, gazes, pipettes plastiques),
- Liquide dense,
- Centrifugeuse (pour certaines méthodes).

Pour la méthode de Baermann :

- Entonnoir,
- Tamis et gaze,
- Tuyau en caoutchouc muni d'un robinet ou d'une pince de Mohr/d'un clamp,
- Boîte de Petri,
- Loupe binoculaire (de préférence).

Partie bibliographique

IV.3.5. Méthodes de coproscopie qualitative

a. Méthode qualitative sans enrichissement (Bussiéras et Chermette, 1991)

Elle consiste en une simple dilution sur une lame d'un fragment de fèces dans deux gouttes d'eau, puis d'une lecture entre lame et lamelle.

Cette méthode est donc très simple et disponible mais les résultats sont le plus souvent décevants du fait d'un faible nombre de parasites ou d'une préparation peu lisible à cause des nombreux débris.

b. Méthode qualitative avec enrichissement : méthode de flottation (Euzéby, 1981 ; Bathiard et Vellut, 2002)

Il s'agit de la méthode coproscopique la plus utilisée. Son principe consiste en la concentration des éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de fèces en les mélangeant à un liquide dense (de densité supérieure à celle de la plupart des éléments parasitaires) afin que sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation, les débris sédimentent dans le culot tandis que les éléments parasitaires remontent à la surface du liquide où ils sont recueillis puis identifiés.

Cette technique présente les avantages d'être rapide, facile à réaliser, peu coûteuse et sensible.

L'inconvénient provient des effets néfastes d'une erreur de solution dense : en effet, si la solution n'est pas assez dense, certains éléments tels que les œufs de trématodes ou les kystes d'*Eimeria leuckarti* ne vont pas flotter, et si elle est trop dense, il peut y avoir déformation ou lyse des éléments parasitaires (Foreyt, 1989). Par ailleurs, l'iodo-mercurate présente des problèmes d'écotoxicité et est donc soumis à la réglementation.

Mode opératoire : Méthode classique (Beugnet *et al.*, 2004)

1. Homogénéiser le prélèvement,
2. Déliter 5g de fèces dans 70mL de solution dense dans un verre à pied,
3. Tamiser le mélange dans une passoire à thé,
4. Remplir un tube à ras bord avec le mélange obtenu (ménisque convexe) puis recouvrir le tube d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air,
5. Laisser reposer durant environ 20 à 30 minutes ou centrifuger 5 minutes à 2000 tours/min (300g),
6. Récupérer la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés (face inférieure) et l'observer sur une lame au microscope.

Partie bibliographique

Principales solutions denses :

- Liquide de Faust : solution de sulfate de Zinc à 33% (densité=1,18),
- Liquide de Willis : solution aqueuse de NaCl à saturation (d=1,20),
- Sulfate de Magnésium : à saturation (d=1,28) (300g MgSO₄ qsp 1L d'eau),
- Sulfate-Acétate de Zinc : 33g de sulfate de Zinc et 15g d'acétate de Zinc qsp 100mL d'eau (d=1,33),
- Solution de Janeckso-Urbanyl (=iodo-mercurate de Potassium) notamment pour les trématodes : 150g de biodure de Mercure, 11g de iodure de Potassium et 400mL d'eau (d=1,44),
- Solution de sulfate de Zinc à saturation (jusqu'à d=1,42).

La technique de flottation (ou flottaison) permet la détection des :

- **œufs de strongles** mais les œufs des grands strongles digestifs ne sont pas différenciables entre eux par simple examen coproscopique et difficilement différenciables des œufs de petits strongles;
- **œufs et adultes d'Anoplocéphalidés**. Cependant, les œufs ne sont pas toujours observables et un nombre d'adultes inférieur à 20 donne souvent des résultats faussement négatifs. C'est pourquoi **Beugnet et al. (2005)** recommandent de favoriser le diagnostic en début d'automne, lorsque l'infestation est maximale et de réaliser un dépistage de groupe, à partir de 5 à 10 coproscopies. A l'échelle individuelle, il est conseillé de réaliser trois coproscopies à 8-10 jours d'intervalle;
- **œufs de *Parascaris equorum***;
- **œufs embryonnés et larves rhabditoïdes de *Strongyloides westeri*** chez les poulains. En revanche, le test est plus souvent négatif chez les juments car l'essentiel des larves sont retrouvées dans le tissu mammaire;
- **oocystes d'*Eimeria*** peuvent être mis en évidence par cette technique et la distinction d'espèce est également possible : les oocystes d'*E. leuckarti* sont volumineux (55- 60x70-80µm) de forme ovoïde et avec une paroi très épaisse et brune, tandis que les oocystes d'*E. solipedum* sont subsphériques (15-28 µm de diamètre) avec une paroi fine. En revanche les oocystes de cryptosporidies sont beaucoup plus difficiles à mettre en évidence et nécessitent notamment la coloration de Ziehl Neelsen modifiée;
- **kystes de *Giardia duodenalis*** : la coproscopie avec méthode de flottation et utilisation d'une solution de sulfate de Zinc à 33% est la méthode diagnostique de choix.

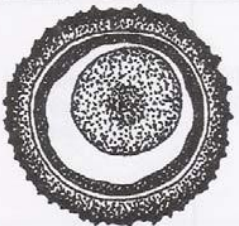
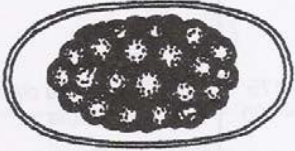
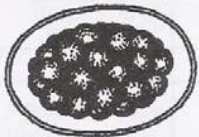



Concernant le diagnostic de fasciolose ou dicrocoeliose, la coproscopie est rarement utile dans la

Partie bibliographique

mesure où les œufs ne sont excrétés dans les selles que de façon intermittente, en fonction des vidanges biliaires. Par ailleurs, la période prépatente est longue (3 mois).

Ces œufs des différents parasites retrouvés à la coproscopie sont identifiés d'après leurs caractéristiques physiques comme cela est détaillé dans le tableau2.

Tableau 2 : Description des œufs des principaux parasites digestifs des équidés retrouvés lors d'une coprologie (d'après Bussiéras et Chermette, 1991 ; schémas de F. Mahé)

		Dimensions (en microns)	Coque	Contenu
<i>Parascaris equorum</i>		90 - 100	épaisse, foncée, surface irrégulière	1 cellule
Strongles digestifs (Cyathostomines)		100 - 110 x 40 - 45 (longueur > double du diamètre)	mince, côtés rectilignes, pôles égaux	morula emplissant incomplètement la coque, 8-16 blastomères
Strongles digestifs (Strongylus sp.)		80 - 90 x 45 - 50 (longueur < double du diamètre)	mince, côtés convexes, pôles égaux	morula emplissant incomplètement la coque, 8-16 blastomères
<i>Oxyuris equi</i>		90 x 40	mince, asymétrique, 1 opercule	embryon
<i>Anoplocephala</i> sp.		50 - 80	épaisse, complexe, un appareil piriforme	embryon hexacanthé
<i>Strongyloides westeri</i>		40 - 50 x 30 - 40	mince	embryon

c. Méthode qualitative avec enrichissement : méthode desédimentation

Le principe de cette méthode est la dilution du prélèvement dans une solution aqueuse de densité inférieure à celle des éléments parasitaires afin de les concentrer dans le culot du tube tandis que certains débris flottent.

Partie bibliographique

Les avantages de cette technique sont sa simplicité, son faible coût et l'absence de déformation comme lors d'utilisation de solutions denses. De plus elle permet d'obtenir dans le culot les œufs de toutes les espèces de parasites y compris les plus lourds (comme les œufs de trématodes et les kystes d'*E. leuckarti*).

En revanche, le culot analysé peut encore contenir de nombreux débris, diminuant ainsi la sensibilité, et cette technique peut être longue en l'absence de centrifugation.

Remarque : pour augmenter la sensibilité de cette technique, il est possible d'ajouter du bleu de méthylène qui colore les débris mais pas les œufs de nématodes (**Sloss *et al.*, 1994**).

Mode opératoire : (**Beugnet *et al.*, 2004**)

1. Homogénéiser le prélèvement,
2. Déliter un volume de fèces dans 10 à 15 volumes d'eau (ou formol à 7%) dans un verre à pied,
3. Tamiser le mélange dans une passoire à thé,
4. Laisser le filtrat reposer 6 heures au minimum ou centrifuger pendant 5 minutes à 2000 tours/min (300g),
5. Observer au microscope quelques gouttes de culot.
6. Il s'agit de la technique de choix pour la détection des œufs lourds : trématodes, kystes d'*E. leuckarti*.

d. Méthode qualitative avec enrichissement : méthode de Baermann

Le principe est d'extraire des larves vivantes de nématodes du prélèvement, en utilisant leurs propriétés d'hygro-tropisme positif et phototropisme négatif. En effet elles migrent des fèces vers un entonnoir rempli d'eau, où elles sont concentrées, puis récoltées et analysées.

Les avantages sont que cette méthode est relativement facile, peu coûteuse, la quantité de débris est limitée et il n'y a pas de déformation des larves (**Foreyt, 1989**).

L'inconvénient majeur est qu'elle permet uniquement la détection des larves et celles-ci doivent être vivantes (les crottins doivent donc être frais). De plus, une quantification ultérieure est impossible et cette technique est assez longue : plus de 8 heures (**Foreyt, 1989**).

Mode opératoire : (**Beugnet *et al.*, 2004**)

1. Déposer la gaze chargée de fèces (minimum 20g) sur letamis,
2. Raccorder l'entonnoir au tuyau en caoutchouc dont l'extrémité terminale est fermée par un robinet ou un clamp. Fixer le tamis au sommet de l'entonnoir et remplir d'eau l'entonnoir,

Partie bibliographique

3. Le tamis affleure la surface de l'eau. La gaze doit s'imbiber d'eau,
4. Attendre jusqu'au lendemain (unenuit),
5. Récolter dans une boîte de Petri ou un béccher les 5 premiers millilitres du filtrat en ouvrant le robinet,
6. Observation à la loupe binoculaire (grossissement x10 à x40). Les larves sont facilement reconnaissables à leurs mouvements ondulatoires. Pour leur identification, elles sont prélevées avec une pipette pasteur et observées au microscope, éventuellement tuées par une goutte d'iodo-mercurate ou delugol.

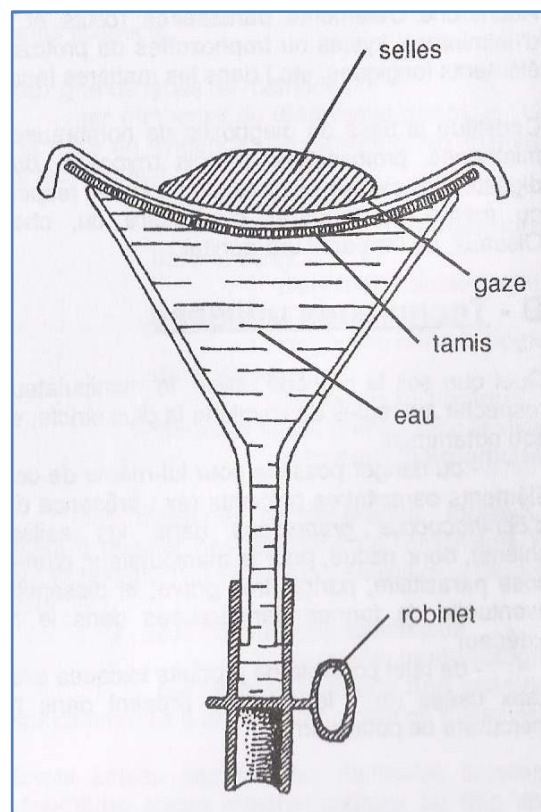


Figure 21 : Schéma du montage de Baermann (d'après Bussiéras et Chermette, 1991)

e. Coproculture (Bathiard et Vellut, 2002)

Le principe est de faire évoluer les œufs présents dans le prélèvement en larves, notamment en larves L3, afin de faciliter l'identification de certains parasites.

Cette technique est utile pour affiner le diagnostic notamment des strongles dont les œufs sont plus difficiles à reconnaître.

En revanche l'interprétation nécessite une certaine expérience, et la mobilité des larves complique

Partie bibliographique

la diagnose. De plus sa réalisation est longue : les résultats sont obtenus en 8 à 10 jours. Le prélèvement doit provenir d'un crottin non contaminé, frais ou réfrigéré.

Mode opératoire : (Gevrey, 1971)

1. Pratiquer une analyse coproscopique préliminaire afin d'avoir une idée des populations présentes en plus des strongles digestifs (strongles respiratoires, *Strongyloides*, nématodes libres...),
2. Confectionner le milieu de culture : déliter les fèces avec de l'eau dans le récipient de coproculture (bacs, boîte de Petri...) ; le récipient doit être muni d'un couvercle.
3. Maintenir constants les paramètres suivants : humidité entre 50 et 80% (confection d'enceintes humides ou ajout d'eau), température de 23 à 25°C, oxygénation satisfaisante (aération des prélèvements, brassage des coprocultures épaisses),
4. Mettre en culture 8 à 15 jours (une coproscopie classique peut être pratiquée afin de vérifier l'état d'avancement de la coproculture. Il est fortement déconseillé d'utiliser le Sulfate de Zinc comme liquide d'enrichissement car il stimule la mobilité des larves),
5. Piéger les larves par la méthode de Baermann à partir d'un échantillon prélevé dans le milieu de culture,
6. Identifier les larves au microscope (grossissement x200).

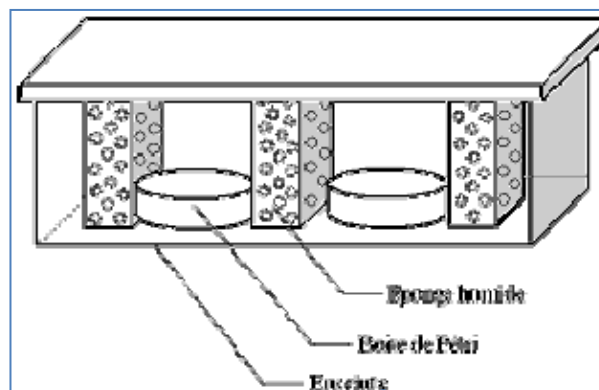


Figure 22 : Schéma du dispositif proposé pour réaliser la coproculture

La coproculture en larves L3 permet de mieux distinguer les différents strongles digestifs, dont la diagnose n'est pas possible par simple observation des œufs.

Cette technique s'applique donc essentiellement pour la diagnose des strongles, notamment de *Strongylus vulgaris*.

Partie bibliographique

DIAGNOSE DES LARVES L3

Les principaux critères de diagnose des larves portent sur la forme de l'œsophage, la gaine, la taille des larves et la forme des cellules intestinales.

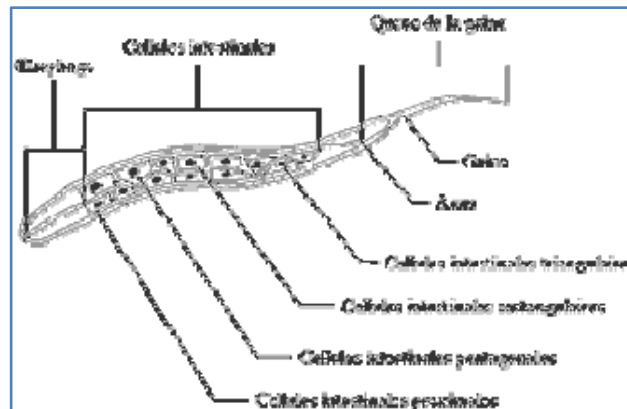


Figure 23 : Schéma de larve L3 et des principaux critères de diagnose (Gevrey, 1971)

Les larves L3 de *Strongylus vulgaris* sont les plus faciles à reconnaître du fait de leur très grand nombre (18 à 32) de cellules intestinales. En revanche plusieurs espèces possèdent entre 16 et 20 cellules intestinales. Ainsi, *S. Edentatus* ne peut être distingué de *Triodontophorus* spp., et *S. equinus* ne peut être différencié de *Poteriostomum* spp. (Cyathostominé), *Oesophagodontus robustus* (Strongyliné) et *T. axei*, que par la forme des cellules et autres critères de morphologie (Bevilaqua *et al.*, 1993) et il peut y avoir des erreurs de classification.

Les larves L3 de toutes les espèces de cyathostomes ont 8 cellules intestinales, sauf les espèces du genre *Poteriostomum* qui en ont 16. Elles sont donc aisément différenciables des larves L3 de grands strongles, mais les différentes espèces de cyathostomes sont difficiles à différencier entre elles. Actuellement la classification est en évolution concernant le genre *Gyalocephalus* qui comporte 12 cellules intestinales.

Bien que largement décrite (Craven *et al.*, 1998 ; von Samson-Himmelstjerna *et al.*, 2007) et régulièrement utilisée en pratique, cette technique n'a pas été standardisée et validée à ce jour (Nielsen *et al.*, 2009).

Une possible démarche à suivre permettant d'aboutir à l'identification d'une larve L3 est de suivre l'arbre de diagnose proposé par Euzéby en 1981 repris dans la figure 19.

Remarque : il est possible de retrouver des larves possédant un œsophage rhabditoïde. Il s'agit de larves de nématodes libres.

Partie bibliographique

Méthodes de coproscopie quantitative (Méthode de MacMaster)(Beugnet *et al.*, 2004 ; Euzéby, 1981 ; Loudiere, 1996)

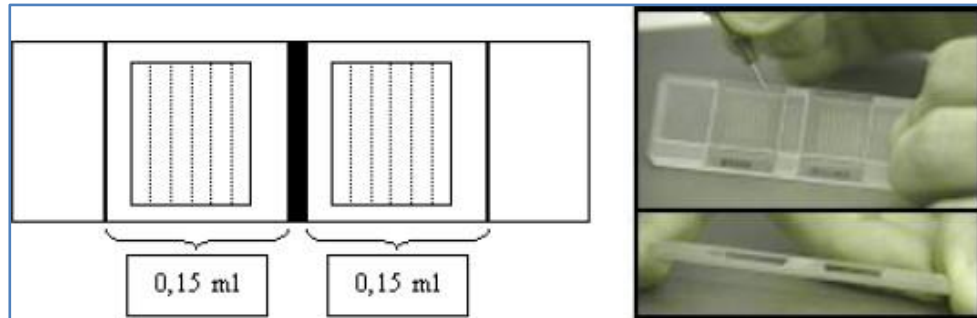
Il existe plusieurs techniques quantitatives permettant le comptage des œufs excrétés dans les fèces. **Nielsen *et al.* (2009)** évoquent ainsi la méthode de Mac Master (Gordon & Whitlock, 1939), la méthode de Stoll (**Stoll, 1923**) et la méthode Wisconsin (Cox & Todd, 1962). Toutes utilisent le principe de la flottation. Récemment des méthodes dérivées de la technique de Mac Master ont été publiées : la méthode FECPAK (**Presland *et al.*, 2005**) et FLOTAC (**Rinaldi *et al.*, 2007 d'après Nielsen *et al.*, 2009**). Les solutions denses les plus employées sont à base de sulfate de Zinc, chlorure de Sodium et/ou des sucres comme le glucose ou le saccharose. Les méthodes de Mac Master et FECPAK exploitent la flottaison passive tandis que les méthodes Wisconsin et FLOTAC nécessitent une centrifugation. Les premières sont donc plus simples à réaliser et peuvent se faire chez l'éleveur à condition

La méthode de coproscopie quantitative de choix est la méthode de Mac Master, qui utilise le principe de la flottation et permet de déterminer la richesse d'un prélèvement en éléments parasitaires. Elle consiste en une dilution des matières fécales au 1/15^e puis du comptage du nombre d'éléments parasitaires contenus dans 0,30 mL de la suspension à l'aide d'une lame de Mac Master aussi appelée cellule de Mac Master.

Cette technique présente l'avantage majeur d'apporter un résultat quantitatif et d'être rapide. En revanche le comptage s'effectue avec l'objectif x10 uniquement induisant une perte de sensibilité, et les larves qui sont en bas de la cellule ne peuvent être quantifiées (Raynaud, 1974). De plus le coût est non négligeable, une lame de Mac master coûtant entre 45 et 230 €, et l'interprétation nécessite un minimum d'expérience.

Présentation de la lame de Mac Master

La lame de Mac Master se compose de deux compartiments contigus séparés par une cloison, chacun ayant un volume de 0,15 mL. Le plafond de chaque compartiment est divisé en 6 cellules de 1,7 mm de largeur (Chartier, 2000).



**Figure 24 : Schéma et photographie d'une lame de Mac Master
(Bathiard et Vellut, 2002)**

Mode opératoire : (Beugnet *et al.*, 2004)

1. Dilution des fèces au 1/15^e dans un liquide de flottation (5g de fèces qsp 75mL de liquide dense),
2. Même technique que pour une méthode de flottation qualitative,
3. 0,5mL sont placés dans chaque partie de la cellule de MacMaster,
4. Les œufs viennent se coller sous le verre supérieur, après environ 10 minutes d'attente,
5. Ils sont observés à l'objectif x10 et comptés en suivant les colonnes gravées dans la cellule,
6. Le nombre d'œufs total est comptabilisé dans chaque colonne puis le total des deux groupes de colonnes est effectué : n_1 et n_2 ,
7. La moyenne $(n_1+n_2)/2$ est calculée puis multipliée par 100 ou, plus conseillé par 50 si l'on compte les deux compartiments : ce qui indique le **nombre d'œufs** (ou de kystes de protozoaires) **par gramme de matières fécales** =opg.

=> **Conclusion : OPG = nombre d'œufs dans les deux compartiments x 50**

Cette technique est employée pour quantifier les œufs de nématodes et notamment les œufs de strongles, d'ascarides, de *Strongyloides westeri*, les oocystes d'*Eimeria leuckarti* et parfois les œufs d'*Oxyuris equi*.

IV.4. Cas particuliers

Détection des oxyures : le scotchtest (Thienpont *et al.*,1979)

Les œufs d'*Oxyuris equi* n'aboutissent généralement pas dans les matières fécales mais adhèrent au pourtour de l'anus. En appliquant un ruban adhésif transparent à cet endroit, on peut récolter les œufs et les regarder directement au microscope. Les avantages de ce test sont sa facilité de réalisation, sa rapidité et son faible coût. L'inconvénient est qu'il n'est valable que pour les oxyures.

Matériel :

Morceaux de ruban adhésif transparent de 2,5 cm de largeur (un peu plus étroits que la lame porte-objet) et de +/- 15 cm de longueur.

Mode opératoire :

1. Laver la zone anale le jour précédant le prélèvement pour éviter qu'il y ait trop de sébum et d'impuretés,
2. Presser le ruban entre les plis anaux,
3. Coller le ruban sur la lame porte-objet,
4. Observer au microscope.

Remarque : pour améliorer la transparence, on peut ajouter une goutte d'eau ou de solution de soude sous le ruban puis recoller le ruban.

Un autre moyen d'observer des œufs d'oxyures consiste à prélever les grappes d'œufs observés macroscopiquement à la base de la queue, à l'aide d'une spatule, puis de les observer entre lame et lamelle au microscope.

IV.5. Autres méthodes de diagnostic

D'autres méthodes de diagnostic peuvent également être utilisées en l'occurrence : le diagnostic cytologique, le diagnostic hématologique, le diagnostic biochimique, le diagnostic immunologique, le diagnostic nécropsique ainsi que le diagnostic moléculaire.

V. Traitements et prévention

V.1 Les Traitements anthelminthiques

V.1.1 Les principales familles d'anthelminthiques

Le marché des anti-parasitaires, particulièrement les strongylicides présente un large panel de molécules qui sont à la fois actives sur les strongles digestifs et pulmonaires.

Ces produits appartiennent à plusieurs familles chimiques. Trois groupes de familles sont dominants et plus fréquemment utilisés dans l'élevage :

- Les benzimidazoles et pro benzimidazoles
- Les imidazothiazoles et les tétrahydropyrimidines
- Les lactones macrocycliques : avermectine et milbémycines

A cela s'ajoute la famille des salicylanides, molécules actives contre les strongles hématophages.

Les deux premiers groupes renferment des produits surtout efficaces contre les nématodes digestifs et respiratoires, et pour certains contre les cestodes et ou les trématodes. Par contre le dernier groupe: les lactones macrocycliques souvent désignés par le terme d' « endectocides » est essentiellement nématodicide et également efficace contre des ectoparasites arthropodes.

a. Les benzimidazoles et pro benzimidazoles

Mode d'action :

Plusieurs modes d'action ont été identifiés pour certains membres de la famille des BZ : l'inhibition de la synthèse d'ADN, l'inhibition de la fumarate réductase et l'inhibition de l'absorption du glucose
SILVESTRE A. et al(2000a)

Spectre d'action :

Leur spectre d'action est large; les molécules sont efficaces contre les nématodes digestifs et respiratoires et pour certaines molécules contre la grande douve et les cestodes. La dose optimale varie selon l'espèce du parasite.

b. Les imidazothiazoles et les tétrahydropyrimidines

Mode d'action : Ils agissent en tant qu'antagonistes cholinergiques (**Callait et al., 2000**). Ils perturbent la fonction musculaire en se fixant sur les récepteurs cholinergiques, provoquant une contraction musculaire qui ne peut être supprimée par la cholinestérase.

Spectre d'action :

Leur spectre d'action est étroit, ces molécules sont actives contre les formes matures et immatures des parasites mais sont inactives contre les larves en hypobiose.

c. Les lactones macrocycliques : avermectine et milbémycine

Mode d'action :

C'est un groupe plus récent de molécules anti-parasitaires qui sont les produits de fermentations d'actinomycètes.

De nombreuses études ont permis d'établir un mode d'action unique pour l'ensemble des macrolides endectocides. Ce mode d'action fait intervenir le système glutaminergique.

Ils agissent sur la transmission nerveuse, ils se fixent sur un récepteur au glutamate au niveau de certains canaux chlore (**Martin, 1997**)

Spectre d'action :

Ils présentent une grande efficacité à l'égard de nombreux parasites internes et externes et leur activité s'exerce à de nombreux stades parasitaires, elle comprend une action anthelminthique et une action insecticide acaricide.

Ils sont particulièrement indiqués contre les strongles digestifs (*Haemonchus*, *Ostertagia*, *Teladorsagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Nematodirus*, *Bunostomum*, *Oesophagostomum*) et les strongles respiratoires (*Dictyocaulus*, *Protostrongylus*), les anguillules (*Strongyloides*) et les trichures chez les ruminants.

V.2 Les anthelminthiques naturels

V. 2.1 Les plantes « vermifuges » :

Plusieurs plantes ont des propriétés anthelminthiques. Leur utilisation faisait d'ailleurs partie des pratiques traditionnelles des éleveurs et de la médecine populaire partout dans le monde avant l'adoption généralisée des vermifuges de synthèse (**Duvale et al., 1994**).

Ces pratiques ancestrales représentent une piste fiable de traitement ; L'Afrique est susceptible d'être la source majeure en phytothérapie, de même que l'Amérique du sud, l'Asie et l'Europe (38). (**Cabaret et al., 2002**).

En Afrique la phytothérapie est largement pratiquée et cela depuis fort longtemps pour différentes pathologies et notamment contre les strongles (**Nfi et al., 1997**). De plus le coût des traitements anthelminthiques a conduit les éleveurs à avoir recours aux plantes

Parmi ces plantes il y a ; l'ail, armoise vulgaire, armoise absinthe, certains chénopodes, conifères, cucurbitacées, fougère, lupin, ombellifères. Certains ingrédients vermifuges peuvent être ajoutés à l'alimentation des animaux: radis, navet, raifort, graine de moutarde, cependant l'efficacité de ces dernières restent sans validité scientifique réelle (**ORGANIC LIVESTOCK HANDBOOK, 2000**).

V.3 Les limites d'utilisation des anthelminthiques (Cabaret et al., 2004).

Le parasitisme des ruminants est un frein majeur au bien-être des animaux et à leur productivité, le contrôle et la gestion de ce parasitisme reposant uniquement sur les traitements fréquents et collectifs par les anthelminthiques, met en exergue le problème des résidus médicamenteux dans l'environnement et dans les denrées alimentaires d'origines animales (**Cabaret et al., 2004**). De plus l'apparition et l'amplification de la résistance au sein des populations de parasites remettent largement en cause leur efficacité et leur utilisation.

Partie Expérimentale

Partie Expérimentale



Figure 26 :Oum El Agareb (photo originale)



Figure 27 :Douar Guergour (photo originale)

Partie Expérimentale



Figure 28: Club Hippique d'El Kala (photo originale)



Figure 29 : Ain El kerma (photo originale)



Figure 30 : Tonga (photo originale)

II.2. Présentation des chevaux de l'étude

Le tableau n°03 représente les données relatives à la race, le sexe, et l'âge de chaque cheval examiné dans les sites visités (El-Tarf).

Partie Expérimentale



Tableau 03 : Présentation des chevaux retenus pour l'étude dans la région d'El-Tarf

CHEVAL	PHOTO	NOM	AGE	SEXE	RACE	REGION DATE
N°01		Noufal	(5mois-1an)	Mâle	Pur-sang barbe	Tonga El kala- 21/10/2020
N°02		Fard	17ans	Mâle	Anglo-arabe	Club épique (El kala) 22/10/2020
N°03		Bark	1an 5mois	Mâle	Anglo-arabe	Tonga – El kala- 21/10/2020
N°04		Taurak 1	09 ans	Femelle	Pur- sang - anglais	Club épique (El kala) 22/10/2020

Partie Expérimentale

N°05		Adriana	13 ans	Femelle	Arabe-barbe	22/10/2020 Club épique (El kala) Police
N°06		Abas	1 an et 4 mois	Male	Anglo-arabe	Ain El Karma TAREF 27/10/2020
N°07		Michel	07 ans	Male	Arabe-barbe	Ain El Karma TAREF 27/10/2020
N°08		Assil	06 ans	Mâle	Arabe-barbe	Club épique (El kala) 26/10/2020
N°9		Adhem	04 ans	Mâle	Arabe-barbe	Guergour 16/11/2020

Partie Expérimentale

N°10		Noura	07 ans	Femelle	Arabe-barbe	Oum El Agareb 16/11/2020
N°11		Fahde	1 an	Mâle	Arabe-barbe	Guergour 16/11/2020

II.2.1. Alimentation

Les chevaux examinés sont alimentés en liberté (pâturage) soit alimentés par un mélange de céréales et de foin.

II.2.2 Mode d'élevage

L'élevage des chevaux dans la région d'El-Tarf est majoritairement de type extensif par rapport à l'élevage intensif.

II.3. Période d'échantillonnage

La période de récolte des matières fécales s'est étalée sur deux mois (de 21 octobre 2020 au 16 novembre 2020).

II.4. Technique d'échantillonnage

II.4.1. La contention des chevaux

Avant d'effectuer des prélèvements des matières fécales, il est indispensable de contentionner le cheval. Le meilleur moyen de contention reste le tord-nez, où il faut agir rapidement. Les signes à ne pas manquer lors des prélèvements sont l'accélération de la respiration (polypnée), les tremblements musculaires, la transpiration, l'émission de bruits, la posture ramassée. (<http://www.cheval-savoir.com/15-contention-cheval>)



Figure n°31 : La contention du cheval par le tord-nez.

II.4.2. Méthode de récolte des matières fécales

- Prélever jusqu'à 400 g des matières fécales prises directement ou fraîchement émises pour éviter la contamination avec le sol.
- Les prélèvements des chevaux ne doivent pas être mélangés. Il est nécessaire d'analyser les prélèvements un par un pour apprécier l'hétérogénéité des résultats
- Lors de prélèvements sur plusieurs animaux pris successivement, le gant a été changé pour ne pas contaminer les prélèvements qui suivent.
- le prélèvement de chaque cheval est individuellement conservé dans des sacs de congélation identifiés, sur chaque sac une étiquette porte les mentions suivantes: numéro de l'échantillon, date de récolte, âge, sexe, et la région de récolte.
- Les prélèvements ont été transportés dans une glacière au laboratoire de parasitologie de l'université d' El Tarf pour y être analysés .

II.5. Le matériel utilisé

- Balance électrique.
- Becher.
- Burette graduée.
- Cellule de Mac Master.
- Eprouvette.
- Boîtes de pétrie avec des étiquettes à identification.
- Gants.
- Glacière.
- Marqueur.

Partie Expérimentale

- Micropipette.
- Microscope muni des objectifs : x 10, x40, x100.
- Mortier et pilon.
- Spatule.
- Tamis 106 μ et 250 μ .
- Solution de NaCl.
- Tubes à essais.



Figure n°32 : Matériel utilisé dans le labo d'Université El-Chadli Bendjdide Photo originale



Figure n°33 : La technique d'enrichissement quantitative par flottaison en lame de Mac master

II.6. Mode opératoire des différentes méthodes coprologiques

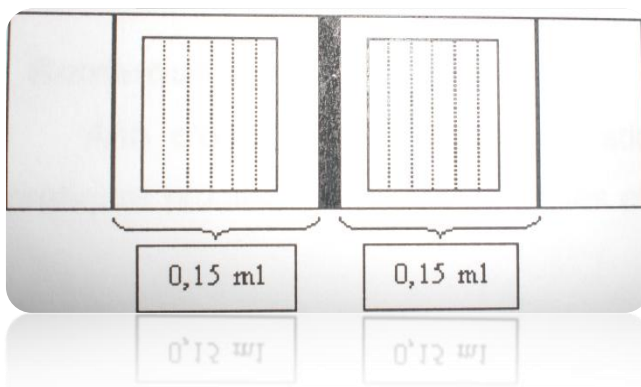
II.6.1. technique de flottaison

- Peser 5 grammes de matières fécales.
- Les placer dans un mortier.
- Ajouter 70 ml d'une solution de flottation dense.
- Délayer soigneusement le mélange à l'aide d'un pilon de façon à obtenir une solution homogène.
- Filtrer le mélange sur une passoire à thé sous laquelle on dépose un récipient en plastique.
- Remplir un tube à essai avec le liquide filtré jusqu'à formation d'un ménisque convexe.
- Eliminer les bulles d'air à la surface.
- Recouvrir le ménisque d'une lamelle
- Attendre 15 à 20 minutes la remontée des œufs par ascension (ou centrifuger le mélange 4 min à 3000 tours/min).
- Récupérer la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés (face inférieure).
- Poser la face inférieure de cette lamelle sur une lame porte objet.
- Observer au microscope.

II.6.2. Methode de Mac Master

Cette méthode suit le principe de la technique de flottaison mais nécessite l'emploi d'une " cellule de Mac Master" (Euzeby, 1981). Elle consiste à compter le nombre d'éléments parasitaires contenus dans 0,30 ml d'une suspension de matière fécale diluée 1/15 (Chermette et al, 2003).

La lame de Mac Master est composée de deux compartiments contigus séparés par une cloison, chacun d'entre eux ayant un volume de 0,15 ml. le plafond de chaque compartiment est divisé en 6 cellules de 1,7 mm de largeur (Chartier, 2000).



✓ Réalisation

- Réaliser l'inspection macroscopique du prélèvement.
- Peser précisément 5 grammes de matières fécales.
- Homogénéiser le prélèvement au moyen d'un mortier et d'un pilon.
- Ajouter à ce prélèvement 70 ml d'une solution de NaCl et homogénéiser le mélange.
- Passer la préparation au tamis 106 μ puis 250 μ .
- Remplir à l'aide d'une pipette les compartiments de la lame de Mac Master avec la suspension.
- Poser la lame sur la platine du microscope et attendre pendant 5 min environ pour que les œufs remontent.
- Visualiser la lame sous l'objectif x 10 (la largeur des cellules est alors juste contenue dans le champ du microscope).
- Faire défiler successivement 6 cellules et compter le nombre total d'œufs en les identifiant.

✓ Calcul du nombre d'œuf par gramme de fèces (OPG)

- Chaque compartiment de la cellule a un volume connu de 0,15 ml. Comme la solution est diluée au quinzième, le nombre d'œufs comptés est celui contenu dans un centième de gramme de fèces. Pour obtenir le nombre d'œufs par gramme, on multiplie le résultat obtenu lors du comptage sur un compartiment par un facteur 100. On conseille de compter les deux compartiments, le facteur de multiplication sera alors de 50.

III. Résultats

III.1. Evaluation du parasitisme intestinal par les helminthes et facteurs de risque

III.1.1. Evaluation du parasitisme intestinal par les helminthes

Les examens coroscopiques effectués sur les 11 chevaux examinés ont révélé que 10 sur les 11 chevaux examinés sont parasités (90,90%). Par ailleurs, deux types de parasites ont pu être mis en évidence, en l'occurrence : les strongles et les ascaridés (*Parascaris equorum*). (Tableau n°...)

Partie Expérimentale

Cheval	Examen coproscopique	Type de parasite	Nbre des œufs (OPG)
1	+	Strongles	45
2	+	Strongles	225
3	-	/	/
4	+	Strongles	2550
5	+	Strongles	480
6	+	Strongles	700
7	+	Strongles	645
8	+	Strongles	105
9	+	Strongles	130
10	+	Strongles et <i>Parascaris equorum</i>	525 59
11	+	Strongles	375

Tableau n°04: Les résultats des examens coproscopiques

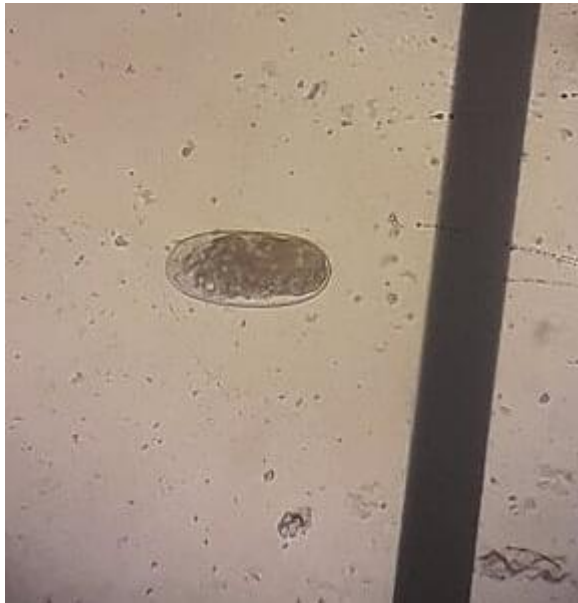


Figure 34 : *Strongylus digestifis* (photo originale)

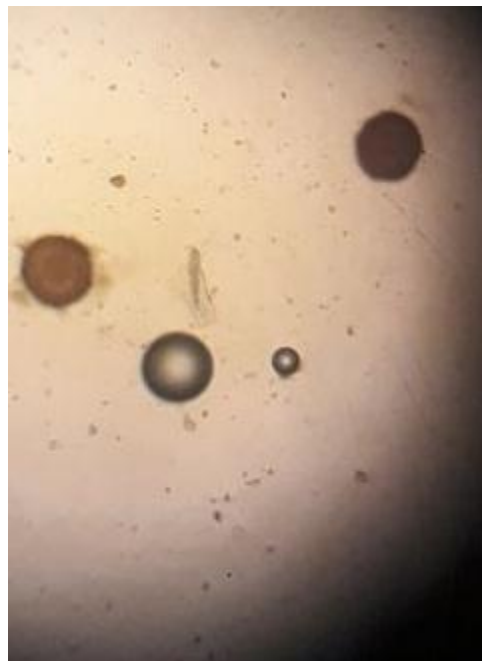


Figure 35 : *Parascaris equorum* (photo originale)

III.1.2. Etude de l'influence des facteurs de risque

a- Etude de l'influence de l'âge en fonction des espèces parasitaires

Tableau n°05 : les résultats de l'infestation en fonction de l'âge

Parasites	Age	
	≤ 3 ans (4)	> 3ans (7)
Strongles	3/4 (75%)	7/7 (100%)
<i>P. equorum</i>	0/4 (0%)	1/7 14,28%

L'étude de l'influence de l'âge a montré une grande réceptivité des chevaux adultes par rapport aux poulains que ce soit pour les strongles que pour *P. equorum*.

b- Etude de l'influence du sexe en fonction des espèces parasitaires

Partie Expérimentale

Tableau n°06 : Les résultats de l'infestation en fonction du sexe

Parasites	Sexe	
	Mâle (8)	Femelle (3)
Strongles	7/8 (87,5%)	3/3 100%
<i>P. equorum</i>	0/8 (0%)	1/3 (33%)

L'étude de l'influence du sexe a montré une grande réceptivité des femelles par rapport aux mâles que ce soit pour les strongles que pour *P. equorum*.

Conclusion

IV. Discussion et conclusion

Les résultats de l'enquête entreprise dans la région d'El Tarf durant la période allant du 21 octobre 2020 au 16 novembre 2020 ont montré globalement des taux forts d'infestation où 90,90% des chevaux examinés étaient porteurs d'helminthes digestifs.

Nos résultats rejoignent ceux trouvés dans d'autres travaux : 88.2% à Lesotho (Upjohn et al, 2010), 91% en Ethiopie (Fikru et al., 2005) et au Mexique ((Valdez-Cruz et al., 2006), et 100% en Turquie (Uslu et Guçlu, 2007),.

Il faut juste préciser que les variations potentielles découlant des différences en matière, de climat, des conditions d'élevage des animaux et de saisonnalité rendent les comparaisons directes difficiles, à cela s'ajoute l'effectif examiné dans notre étude qui reste faible.

Les résultats des examens coproscopiques ont révélé une grande fréquence des strongles par rapport aux ascaridés. Plusieurs auteurs ont déjà signalé la grande fréquence des strongles (Burgu et al, 1995 ; Soulsby, 1986 ; Gehlen et al, 2020). Par ailleurs nous avons pu mettre en évidence pour ces parasites une intensité d'infestation très lourde d'un cheval qui présentait un OPG de l'ordre de 2550.

P. equorum a été signalé chez un seul cheval (10%), ce qui corrobore les résultats trouvés par Uslu et Guçlu (2007), où ils ont rapporté une fréquence de l'ordre de 10.81%. Nos résultats restent par contre faibles par rapports à ceux signalé par M Upjohn, et al (2010) où ils ont enregistré un taux de 21.6%.

Nous avons signalé la présence de ce parasite chez un cheval adulte âgé de 7 ans, à ce propos les discussions concernant l'infection par *P. equorum* chez les chevaux dans les pays développés décrivent systématiquement l'infection par *P. equorum* comme un problème uniquement pour les jeunes chevaux. Reinemeyer et Nielsen (2009) rapportent que les chevaux développent une excellente immunité acquise contre l'infection à *P. equorum*, ce qui fait que les infections se limitent aux tétées, aux sevrages et aux yearlings et ne sont observées qu'occasionnellement chez les chevaux de plus de deux ans.

Pour ce qui de l'influence des facteurs de risque, nous avons enregistré une grande fréquence de l'infestation chez les chevaux adultes par rapport aux jeunes pour les strongles et pour *P. equorum*.

Umur et Açıci dans leur travail effectué en Turquie (2009) n'ont pas signalé de différences

Conclusion

significatives entre les adultes et les jeunes.

Gehlen et al (2020) ont rapporté que pratiquement la ½ des chevaux appartenant aux différentes classes d'âges sont porteurs d'helminthes digestifs.

En ce qui concerne l'influence du facteur sexe, nous avons enregistré une plus grande infestation des femelles par rapport aux mâles, quoique il faut signaler ici que notre échantillon est biaisé (3 femelles). Nos résultats rejoignent ainsi ceux trouvés par Upjohn et al, qui ont signalé une tendance à l'augmentation des risques d'infection des strongles chez les chevaux femelles mais ont signalé que cette association est devenue moins forte lorsqu'elle a été ajustée pour tenir compte de l'utilisation d'anthelminthiques brevetés également suite aux discussions avec les propriétaires qui ont déclaré que les chevaux femelles sont gérés différemment des chevaux mâles.

Contrairement à nos résultats, Umur et Açıci (2009) et Gehlen et al, (2020) n'ont signalé aucune différence entre les mâles et les femelles.

Au vu des résultats obtenus dans la présente étude, il est nécessaire d'accorder plus d'importance à ces entités pathologiques par la mise en place d'un protocole sanitaire approprié et une utilisation raisonnée des anthelminthiques pour lutter contre les phénomènes de résistance.

Références

Références

- ✓ **Bérard C. In :Olonde B., 2015.** Intérêt de l'analyse coproscopique pour le suivi des infestations parasitaires digestives des chevaux.Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Créteil, Ecole Nationale Vétérinaire d'ALFORT. 96 p.
- ✓ **Beugnet F., Fayet G., Guillot J. et al. 2005.** Abrégé de parasitologie clinique des équidés. Auxon, Kalianxis, 321p.
- ✓ **Bosc C., 2016.**Anthelminthiques et strongyloses digestives chez le cheval : Résistances rencontrées et moyens de lutte- Enquête sur la gestion du parasitisme en Bretagne. Thèse de docteur en pharmacie, Faculté de Pharmacie, Université de Rennes. 173 p.
- ✓ **Boualleg C, 2018.** Polycopié du cours Parasitologie destiné aux étudiants Master I Ecotoxicologie animale. Université Med Chérif Messaadia, Souk-Ahras, Algérie. 58 p.
- ✓ **Bowman DD., 1999.**Georgis' Parasitology for Veterinarians. 7th ed. Philadelphia: W.B. Saunders Co, 426p.
- ✓ **Bowman DD., et al., 2013.** Georgis' Parasitology for Veterinarians, 10th Edition. Saint Louis (USA) : Elsevier Saunders, 496p.
- ✓ **Burgu, A., Öge, S., Doğanay, A., Pişkin, C., Öge, H.:**Helminth species found in horses. Ankara Üniv. Vet. Fak. Derg., 1995; 42:193-205.
- ✓ **Cabaret J. (2004).** Parasitisme helminthique en élevage biologique ovin : réalités et moyens de contrôle. INRA Productions Animales 17.
- ✓ **Cabaret J.,OuïholM.B.,Mage C .(2002).** Managing helminths of ruminants in organic farming.*Vet rec* 33; 625-640
- ✓ **Callait MP., Bourdoiseau G. (2000).** De l'utilisation curative des anthelminthiques chez les bovins. *Cavegat*, 9-18.
- ✓ **Castro G.A.** Chapter 86 Helminths: Structure, Classification, Growth, and Development. *In* : Baron S. (dir.) (1996). Medical Microbiology. 4th edition. Galveston (USA) : University of Texas Medical Branch at Galveston.
- ✓ **Collobert C., 1998.** Importance du parasitisme digestif à l'autopsie : prévalence des différentes espèces parasitaires et signification pathologique des lésions associées. Journées nationales GTV-Tours, 85-88.

Références

- ✓ **Duval J. (1994).** Moyens de lutte contre les parasites internes chez les ruminants. *Revue Agro Bio.*, 370 P.
- ✓ **ESCCAP, 2019. (European Scientific Counsel Companion Animal Parasites).** 8- Traitement et prévention des parasitoses gastro-intestinales chez le Cheval. Guide de recommandations, vol.8, 2e édition. 30 p.
- ✓ **Euzet L, 1989.** Ecologie et parasitologie. *Bulletin Ecologique* 20: 277-280.
- ✓ **Heidrun Gehlen, Nadine Wulke¹, Antonia Ertelt, Martin K. Nielsen, Simone Morelli, Donato Traversa, Roswitha Merle, Douglas Wilson and Georg von Samson-Himmelstjerna :** Comparative Analysis of Intestinal Helminth Infections in Colic and Non-Colic Control Equine Patients, *Animals* 2020, 10, 1916.
- ✓ **Jouve R, 2017.** Bilan parasitaire dans une population de chevaux de sport et de loisir : applications à une vermifugation prophylactique. Thèse pour l'obtention du titre de docteur vétérinaire. Université Claude-Bernard, Lyon, France. 142 p.
- ✓ **Lajoix-Nouhaud E., 2011.** Epidémiologie, diagnostic et traitement de quelques parasitoses équine. Etude expérimentale menée en Limousin. Thèse pour le diplôme de docteur en pharmacie, Faculté de Pharmacie, Université de Limoges. 110 p.
- ✓ **Landrin VBJ., 2017.** La résistance des strongles de chevaux vis-à-vis des anthelminthiques : Résultats d'une enquête coproscopique en Normandie. Thèse pour le doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Créteil, Ecole Nationale Vétérinaire d'ALFORT. 114 p.
- ✓ **Levine N.D., 1980.** Nematode parasites of domestic animals and of man. Minneapolis (USA) : Burgess publishing company, 477p.
- ✓ **Martin R.J. (1997).** Mode of Action of anthelminthique drugs *The veterinary journal*, 154,11-34
- ✓ **Memain EJA, 2010.** La vermifugation du cheval. Thèse pour l'obtention du titre de docteur en pharmacie. Université Joseph Fourier, Grenoble, France. 94 p.
- ✓ **Moulinier C., 2003.** Parasitologie et mycologie médicales - Eléments de morphologie et de biologie. Editions Médicales Internationales. 796 p.
- ✓ **Nfi A., Mbanya J.N., Kameni A., Vabi M., Pingpoh D., Younkeu S., Moussa C.**

Références

- (1997). Ethnoveterinary medicine practice in the North and Extreme North provinces of Cameroon, *Sci. Tech. Rev. Ser. Agron. Zootech.* 427-29
- ✓ **Olonde B., 2015.** Intérêt de l'analyse coproscopique pour le suivi des infestations parasitaires digestives des chevaux. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Créteil, Ecole Nationale Vétérinaire d'ALFORT. 96 p.
 - ✓ **Organic Livestock Handbook. (2000).** A project of Canadian organic growers Inc .A. Macey (ed) Ontario, Canada, p179.
 - ✓ **Proudman C.J. et Trees A.J., 1999.** Tapeworms as a cause of intestinal disease in horses. *Parasitol. Today*, 15(4), 156-159.
 - ✓ **Reinemeyer, C.R. and Nielsen, M.K.. Parasitism and colic,** *Veterinary Clinics of North America. Equine Practice*, 2009, 25, 233-245.
 - ✓ **Silvestre A. (2000a).** Résistance aux benzimidazoles des communautés de nématodes parasites du tractus digestif des petits ruminants : mécanismes génétiques et facteurs environnementaux. *Thèse de doctorat science de la vie : génétique.*
 - ✓ **Soulsby, E.J.L.:** Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals, 7th edn. Baillière Tindall, London. 1986: 167-174.)
 - ✓ **Taylor MA., Coop RL. et Wall R.L., 2007.** *Veterinary parasitology.* 3rd ed. Blackwell Publishing Ltd. 2080 p.
 - ✓ **Thienpont D., Rochette F., Vanparijs O., 1998.** Diagnostic de verminoses par examen coprologique. Maloine, 203 p.
 - ✓ **Umur Ş, Açıcı M.** A survey on helminth infections of equines in the Central Black Sea region, Turkey. *Turk J Vet Anim Sci.* 2009;33:373–378.
 - ✓ **Upjohn, M.M., Shipton, K., Lertholi, T., Attwood, G., Verheyen, K.L.,** Coprological prevalence and intensity of helminth infection in working horses in Lesotho, *Tropical Animal Health and Production*, 2010, 42, 1655–1661.
 - ✓ **Uslu U, Feyzullah G.** Prevalence of endoparasites in horses and donkeys in Turkey. *Bull Vet Inst Pulawy.* 2007;51:237–40
 - ✓ **Villeneuve A., 2010.** Les parasites du cheval. Laboratoire de parasitologie Faculté

Références

de médecine vétérinaire Saint-Hyacinthe. 10 p.

Webographie

Site 01 : <https://www.classequine.com/fiches-maladies/parasites-vermifuges-cheval/>

(Consulté le 01/06/2020).

Site 02 : <https://respe.net/maladie-equine/autre/parasites-digestifs/>(Consulté le

01/06/2020).

Site 03: <https://www.1cheval.com/magazines/magazine-cheval/parasites-cheval/oxyures.htm>(Consulté le 03/06/2020)

Site 04 : <https://www.ajcnature.com/fr/15-vers-et-parasitisme-intestinal-du-cheval>

(Consulté le 03/06/2020)

Site 05: <https://www.cheval-partage.net/parasitologie-les-oxyures/#>(Consulté le 03/06/2020)

Site 06 : <http://www.techniquesdelevage.fr/2019/01/parasites-equins-les-oxyures.html>(Consulté le 03/06/2020)

Site 07: <https://www.1cheval.com/magazines/magazine-cheval/parasites-cheval/douve-du-foie.htm>(Consulté le 05/06/2020)

Site 08: <http://www.gdscreuse.fr/?p=5178>(Consulté le 05/06/2020)

Site 09: <https://www.msdrvmanual.com/digestive-system/fluke-infections-in-ruminants/fasciola-hepatica-in-ruminants>(Consulté le 05/06/2020)

Site 10 :

https://fr.wikipedia.org/wiki/Dicrocoelium_dendriticum#/media/Fichier:Dicrocoelium-adult-fresh.jpg(Consulté le 05/06/2020)