

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique



**Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida**

**Université Saad
Dahlab-Blida 1-**



**Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire**

Les parasites digestifs chez le cheval

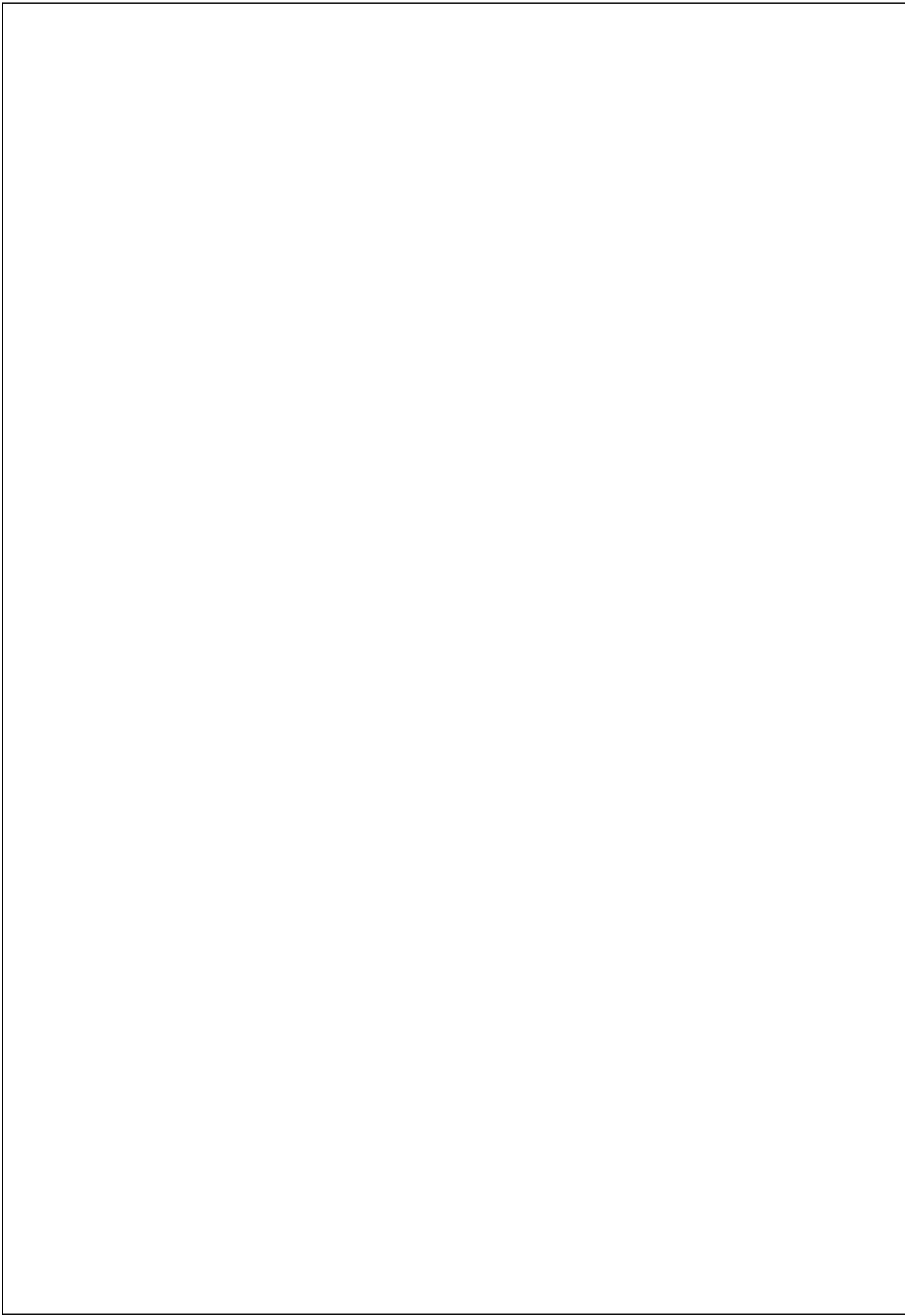
Présenté par
BELKACEMI Asma

Soutenu le 01 juillet 2025

Devant le jury :

Président(e) :	LAGHOUATI. A	MCB	Université Blida 1
Examineur :	SAIDI. A	MCA	Université Blida 1
Promoteur :	OUAKLI. N	MCA	Université Blida 1
Co-promoteur :	MEDJKOUNE. M	Docteur vétérinaire	Université Blida 1

Année : 2025



Remerciements

Louange à Dieu, le Tout-Puissant, le Clément et le Miséricordieux, qui m'a accordé la santé, la patience et la force nécessaires pour mener à bien ce travail. C'est par Sa volonté et Sa guidance que j'ai pu franchir les étapes de ce mémoire.

Je tiens ensuite à exprimer ma profonde gratitude D^r **OUAKLI Nadia** pour son accompagnement précieux, sa disponibilité, ses conseils éclairés et son soutien tout au long de cette recherche.

Je remercie également D^r **MEDJKOUNE. M** Co-promotrice, pour son aide précieuse pour trouver des prélèvements.

Ma reconnaissance s'adresse aussi aux membres de jury D^r **LAGHOUATI. A** et D^r **SAIDI.A.** pour le temps consacré à l'évaluation de ce travail, leurs observations pertinentes et leurs suggestions enrichissantes.

Ma reconnaissance va aussi à ma famille, pour leur soutien moral constant, leurs prières et leur encouragement tout au long de mon parcours.

Je n'oublie pas mes amis et collègues, dont l'aide, les échanges enrichissants et la camaraderie ont rendu ce chemin plus agréable.

À tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire, je vous adresse mes sincères remerciements.

Dédicaces

Je dédie ce mémoire :

A **moi même**,

Pour tous les efforts, le courage et la patience que j'ai eus jusqu'au bout.

À ma chère **mère**,

Pour ton amour infini, ton soutien sans faille et tes prières constantes qui m'ont accompagné à chaque étape de ce parcours. Que Dieu te comble de santé et de bonheur.

À mon **père bien-aimé**,

Pour ta sagesse, ta patience et tes précieux conseils. Tu as toujours cru en moi et m'as appris à ne jamais abandonner. Ce travail est aussi le fruit de tes encouragements.

À mes **3 frères et mes 2 sœurs**,

Merci pour votre présence rassurante, vos encouragements et votre complicité. Vous avez été une source de motivation constante.

À mes **amies fidèles**,

Pour votre soutien, vos conseils, vos mots d'encouragement dans les moments de doute, et les souvenirs partagés tout au long de ce chemin.

À **Dr Yousfi**,

Pour son précieux soutien, ses conseils éclairés et son accompagnement bienveillant tout au long de ce travail.

Sommaire

Remerciements	
Dédicace	
Sommaire.....	
Liste des tableaux.....	
Liste des figures.....	
Liste des abréviations.....	
Résumé:	
Introduction :	1
Chapitres 01: Parasites Digestifs du cheval les plus rencontrés en Algérie	2
I. Nématodes :	2
1) <i>Strongyloses</i> :	2
A) Les grands strongles:.....	2
a) Localisation, alimentation:	2
b) Cycle évolutif:	2
c) Symptômes:.....	4
d) Diagnostique:	4
B) Les petits strongles:	5
a) Agent pathogène:	5
b) Localisation, alimentation:	5
c) Cycle évolutif:	5
d) Symptômes :	6
e) Diagnostique:	6
C) <i>Trichostrongylus axei</i> :	6
a) Localisation, alimentation:	6
b) Cycle évolutif:	6
c) Symptômes:.....	7
d) Diagnostic:	7
e) Epidémiologie:.....	7
2) Strongyloidose (ANGUILLULES) :	8
A) Agent pathogène :	8
B) localisation, alimentation :	8

C) Cycle évolutif :	8
D) Symptômes:	9
E) Diagnostic:	9
F) Epidémiologie:	9
3) Ascaridiose:	10
A) Agent pathogène :	10
B) Localisation, alimentation:	10
C) Cycle évolutif:	10
D) Symptômes:	11
E) Diagnostic:	11
F) Epidémiologie:	11
4) Habronémose:	11
A) Agent pathogène :	11
B) localisation, alimentation :	11
C) cycle évolutif :	12
D) Symptômes :	12
E) Diagnostic:	13
F) Epidémiologie:	13
5) Oxyurose :	13
A) Agent pathogène :	13
B) localisation, alimentation :	13
C) Cycle évolutif :	13
D) Symptômes:	14
E) Diagnostic:	14
F) Epidémiologie:	14
II. Gastérophiles	15
A) Agent pathogène :	15
B) localisation, alimentation :	15
C) Cycle évolutif:	15
D) Symptômes :	16
E) Diagnostic:	16
III. Les cestodes:	17
A) Agent pathogene:	17
B) localisation, alimentation :	17

C) Cycle évolutif:	17
D) Symptômes :	18
E) Diagnostic:	18
F) Epidémiologie:	18
IV. Les Protistes:	19
A. COCCIDIES:	19
a) Agent pathogène :	19
b) Cycle évolutif:	19
c) Symptômes :	19
d) Epidémiologie:	20
B. GIARDIA:	20
a) Agent pathogène :	20
b) Cycle évolutif :	20
c) Symptômes:	21
d) Epidémiologie:	21
V. Les Trématodes :	21
A) Agent pathogène :	21
B) Cycle évolutif :	21
C) Symptômes:	22
D) Epidémiologie:	23
Chapitre 02: Méthodes de détection des parasites	24
1. Méthodes coproscopiques:	24
a) Examen visuel des fèces :	24
b) Techniques de flottation :	24
c) Technique de sédimentation	24
d) Coproculture	24
e) Frottis des matières fécales	24
f) Scotch-test	24
g) Méthode de MacMaster	24
h) Méthode de Baermann	25
2. Mesure de paramètres sanguins et sérologie	25
3. Biologie moléculaire	25
La partie expérimentale	26

Introduction:.....	26
I-MATÉRIEL & MÉTHODES	26
-Résultats de l'observation au microscope :.....	32
1. Fréquence des parasites gastro-intestinaux observés chez les chevaux analysés :	34
2. Fréquence des chevaux atteints selon la race :	35
3. Fréquence des chevaux atteints selon le sexe :.....	36
4. Taux d'infestation parasitaire des chevaux en rapport avec la vermifugation :.....	36
5. La fréquence des parasites par la technique de flottation :.....	36
6. La fréquence du <i>Cryptosporidium sp</i> par la technique de Ziehl neelsen modifiée:.....	37
Discussion	38
Conclusion :.....	39
Perspectives :	39
Référence bibliographique:.....	41
Questionnaire	44

Liste des tableaux

	Titre des tableaux	Page
Tableau 01 :	Principales espèces du genre <i>Gasterophilus</i>	25
Tableau 02 :	Fréquence des parasites gastro-intestinaux observés chez les chevaux analysés.....	42

Liste des figures

	Titre des figures	Page
Figure 01 :	Aspect de la capsule buccale de <i>Strongylus vulgaris</i> , <i>Strongylus equinus</i> , <i>Strongylus edentatus</i> (de gauche à droite, échelle en μm)	02
Figure 02 :	Cycle évolutif du <i>Strongylus vulgaris</i>	03
Figure 03 :	cycle évolutif de <i>Strongylus edentatus</i>	04
Figure 04 :	Cycle de <i>Strongylus equinus</i>	04

Figure 05 :	Larves de <i>cyathostomes</i> mis en évidence dans les crottins d'un cheval....	05
Figure 06 :	Cycle évolutif des <i>cyathostomes</i>	06
Figure 07 :	Cycle évolutif de <i>Trichostrongylus axei</i>	07
Figure 08 :	Cycle évolutif <i>Strongyloides westeri</i>	09
Figure 09 :	<i>Parascaris equorum</i> adultes, un mâle en haut et une femelle en bas.....	10
Figure 10 :	Cycle de <i>Parascaris equorum</i>	11
Figure 11 :	Cycle évolutif des habronèmes.....	12
Figure 12 :	<i>Oxyuris equi</i> (oxyures) adultes ♂ 0,9–1,2 cm ♀ 2,5 –15 cm, ♀ extrémité postérieure effilée, extrémité antérieure en massue, opercule, larve en forme de U	13
Figure 13 :	Cycle d' <i>Oxyuris equi</i> lors d'infestation du cheval.....	14
Figure 14 :	Larves de gastérophiles dans l'estomac.....	15
Figure 15 :	Cycle évolutif de <i>Gasterophilus intestinalis</i>	16
Figure 16 :	Cycle d' <i>Anoplocephala perfoliata</i>	18
Figure 17 :	Cycle évolutif des coccidies du genre <i>Eimeria</i> et <i>Cryptosporidium</i>	19
Figure 18 :	Cycle évolutif de <i>Giardia duodenalis</i>	21
Figure 19 :	Cycle évolutif de <i>Fasciola hepatica</i>	22
Figure 20 :	Cycle évolutif de <i>Dicrocoelium lanceolatum</i>	23
Figure 21 :	Carte géographique des zones d'étude.....	26
Figure 22 :	Des photos représentent des différentes étapes de la technique de la flottaison.....	28
Figure 23 :	Des photos représentent des différentes étapes de la technique de concentration suivie par la coloration de ziehl Neelsen.....	30
Figure 24 :	Lecture de la lame.....	31
Figure 25 :	Fréquence du parasitisme chez les chevaux en fonction de la race.....	33
Figure 26 :	Fréquence du parasitisme chez les chevaux en fonction de sexe.....	34
Figure 27 :	Fréquence des chevaux atteints selon le vermifugation.....	34
Figure 28 :	Répartition des parasites digestifs après analyse chez les chevaux atteints.....	35
Figure 29 :	Fréquence du <i>Cryptosporidium sp</i> chez les chevaux analysés.....	36
Figure 30 :	Œuf de <i>strongylus sp.</i> observé au microscope optique (Gx40) (photos	36

	personnelles).....	
Figure 31 :	Œufs de <i>strongylus sp.</i> observé au microscope optique (Gx40) (Photos personnelles).....	37
Figure 32 :	Œuf de <i>Parascaris Equorum</i> observé au microscope optique (Gx10 x40) (Photos personnelles).....	38
Figure 33 :	Oocyste d' <i>Eimeria sp</i> observé au microscope optique (Gx10) (Photos personnelles).....	38
Figure 34 :	<i>Cryptosporidium sp</i> observé au microscope optique (Gx100) par la Coloration de Ziehl Neelsen (Photos personnelles).....	39

Liste des abréviations

Abréviation	Signification
L1, L2, L3, L4, L5	Larves de stade 1 à 5
°C	Degré Celsius
mm	Millimètre
µm	Micromètre
g	Gramme
ml	Millilitre
min	Minute
X10, X20, X40, X100	Grossissements optiques utilisés au microscope
spp	Espèces multiples d'un même genre
%	Pourcentage

Résumé:

Cette étude a été réalisée dans plusieurs wilayas d'Algérie, dont Blida, Tizi Ouzou, Oran, Sétif, Annaba, Tipaza et Alger, auprès de chevaux appartenant à des éleveurs privés. Elle s'est déroulée du 7 au 26 avril 2025 et a porté sur un total de 56 chevaux (29 étalons et 27 juments), âgés de 7 à 20 ans. Des échantillons fécaux ont été collectés et analysés au laboratoire de parasitologie de l'Institut Vétérinaire de l'Université Blida 1.

L'objectif principal était d'identifier les différentes espèces de parasites digestifs présents chez ces chevaux. Les résultats ont révélé un taux global d'infestation de 87,5 %, avec un taux de 100 % dans les wilayas de Blida, Tizi Ouzou, Tipaza et Ouled Fayet. Les parasites les plus fréquemment détectés étaient les strongles avec un taux d'infestation variant de faible à élevé (66,1 %), suivis de *Parascaris* (10,7 %) et d'*Eimeria* (3,6 %).

Par ailleurs, les chevaux de race Selle Français se sont avérés les plus touchés, avec un taux d'infestation de 44,6 %. Aucune différence significative n'a été observée en fonction du sexe des chevaux. L'étude a également montré que 82,1 % des éleveurs pratiquent un déparasitage régulier de leurs chevaux, tandis que 17,9 % le font de manière irrégulière, ce qui entraîne des infestations plus importantes.

Mots clés : parasites digestifs, coprologie, chevaux, technique de flottaison, technique de concentration suivit par la coloration Ziehl Neelssen modifiée en Algérie.

ملخص

أجريت هذه الدراسة الوبائية من 7 إلى 26 أبريل 2025 في عدة ولايات جزائرية (البلدية، تيزي وزو، وهران، سطيف، عنابة، تيبازة والجزائر)، وشملت 56 حصاناً (29 فحلاً و27 فرساً) تتراوح أعمارهم بين 7 و20 سنة، تعود ملكيتهم لمربين خواص. تم تحليل عينات البراز في مخبر الطفيليات التابع للمعهد البيطري لجامعة البلدية 1 بهدف تحديد الطفيليات الهضمية الموجودة.

(Strongles) أظهرت النتائج نسبة إصابة عامة مرتفعة (87.5%)، بلغت 100% في بعض الولايات. كانت الستروجيلات الطفيليات الأكثر شيوعاً (66.1%)، تليها باراسكاريس إيكوروم (10.7%) وإيميريا (3.6%). كما تبين أن سلالة سيل فرانسيس هي الأكثر عرضة للإصابة (44.6%). لم تُلاحظ فروق ذات دلالة إحصائية بين الذكور والإناث.

فيما يتعلق بالممارسات الصحية، صرح 82.1% من المربين أنهم يقومون بالتخلص من الطفيليات بشكل منتظم، في حين يقوم 17.9% بذلك بشكل غير منتظم، ما يجعل خيولهم أكثر عرضة للإصابة.

الكلمات المفتاحية: الطفيليات الهضمية، الخيول، الفحص البرازي، الستروجيلات، التخلص من الطفيليات، الجزائر

Abstract

This epidemiological study was conducted from April 7 to 26, 2025, in several Algerian provinces (Blida, Tizi Ouzou, Oran, Sétif, Annaba, Tipaza, and Algiers) and involved 56 horses (29 stallions and 27 mares), aged between 7 and 20 years, owned by private breeders. Fecal samples were analyzed at the Parasitology Laboratory of the Veterinary Institute of Blida 1 University to identify the digestive parasites present.

The results revealed a high overall infestation rate (87.5%), reaching 100% in some provinces. Strongyles were the most frequently detected parasites (66.1%), followed by *Parascaris equorum* (10.7%) and *Eimeria* spp. (3.6%). The Selle Français breed was the most affected (44.6%). No significant difference was observed between males and females.

Regarding health practices, 82.1% of breeders reported regular deworming of their horses, while 17.9% did so irregularly, resulting in higher infestation rates.

Keywords : digestive parasites, horses, coproscopy, strongyles, deworming, Algeria.

Introduction :

Les parasites digestifs chez les chevaux représentent un problème de santé majeur qui peut affecter leur bien-être, leurs performances et, dans les cas graves, leur survie.

Le cheval et au même titre que tous les autres herbivores peut être sujet à des infestations parasitaires qui ont pour conséquence une dépréciation de l'animal tant sur le plan des performances zootechniques que sur le plan strictement médical (**Kadja, 2016**).

Les parasites digestifs représentent encore aujourd'hui une source d'inquiétude chez les propriétaires équins et leurs vétérinaires. En effet, malgré une nette évolution de l'arsenal thérapeutique antiparasitaire depuis le début du vingtième siècle, les parasitoses digestives restent des facteurs non négligeables d'amaigrissement, de mauvais état général, de troubles digestifs et coliques plus ou moins sévères, pouvant parfois induire la mort de l'animal. (**Irola, 2010**).

Le parasitisme interne des équins est très diversifié, car il comprend des nématodes (vers ronds), des cestodes et des trématodes (vers plats), des larves d'insectes et des protozoaires (**Cabaret, 2007**). Les infestations parasitaires peuvent entraîner une variété de symptômes, allant de la perte de poids et de l'anémie à des coliques sévères, des diarrhées ou même des lésions organiques irréversibles.

L'objectif principal de notre étude est l'intérêt de la coprologie chez le cheval qui consiste à la recherche des parasites digestifs dans la matière fécale pour mieux comprendre leur impact sur la santé équine, d'identifier les espèces parasitaires présentes et de développer des stratégies efficaces pour prévenir et contrôler les infestations.

Pour se faire, nous présentons la partie bibliographique visant à élucider les parasitoses digestives les plus fréquentes tout en insistant sur la définition, description des parasites, le cycle biologique, le tableau clinique et lésionnel, les méthodes de diagnostic, le traitement et prophylaxie.

Une partie expérimentale ayant pour but la recherche des parasites digestifs dans la matière fécale afin d'évaluer l'infestation des chevaux.

Chapitres 01: Parasites Digestifs du cheval les plus rencontrés en Algérie

I. /Nématodes :

1) Strongyloses :

Les nématodes c'est des parasites les plus communs et pathogènes de chevaux, qui comprend les grands strongles (*Strongylinae*) et les petits strongles (*Cyathostominae*). Le groupe de strongles parasites comprend environ 60 espèces décrites (**Lichtenfels et al. , (2008)**).

A) Les grands strongles:

a) Localisation, alimentation:

Les adultes des grands strongles vivent dans le gros intestin des équidés, principalement dans le cæcum et le côlon et sont fixés à la muqueuse par leur capsule buccale. Ce sont des parasites hématophages à l'état larvaire et histophages à l'état adulte (**Pietrement, Héloïse., 2004**).

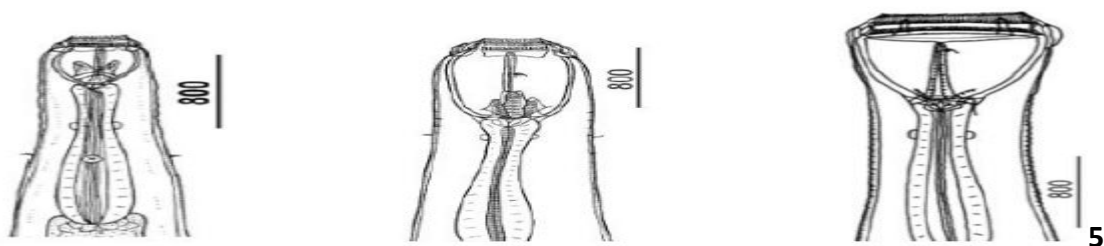


Figure 01 : Aspect de la capsule buccale de *Strongylus vulgaris*, *Strongylus equinus*, *Strongylus edentatus* (de gauche à droite, échelle en µm), (**Lichtenfels et al., 2008**).

b) Cycle évolutif:

Le cycle des Strongles est un cycle monoxène, direct avec une phase de développement libre sur le pâturage et une phase de développement endogène dans le tube digestif du cheval (**Pietrement, Héloïse., 2004**). Les espèces les plus couramment incriminées chez le cheval sont *Strongylus vulgaris*, *Strongylus edentatus* et *Strongylus equinus* (**Lajoix-Nouhaud, 2011**).

a) - Phase exogène :

Est semblable pour toutes les espèces, les femelles adultes fécondées, présentes dans le gros intestin, pondent des œufs qui sont rejetés avec les crottins. La production journalière est d'environ 5000 œufs. Dans des conditions optimales de l'environnement, les œufs évoluent vers les stades L1, L2 Puis L3 en 8 jours (**Lefèvre et al, 2003**).

b) - Phase endogène :

- *Strongylus vulgaris*:

La larve L3 ingérée perd sa gaine protectrice dans l'intestin grêle et se transforme 5 à 7 jours plus tard en L4. La L4 passe par les artéioles puis gagne l'artère mésentérique craniale (14 à 21 jours après l'ingestion). Elle reste dans l'artère pendant 2 mois puis évolue en larve L5 pré-adultes qui effectue une migration en sens inverse jusqu'à atteindre la paroi du caecum et du gros intestin où elle forme des nodules. Puis elle quitte ces nodules et se retrouve dans la lumière du gros intestin où elle devient adulte en 6 à 8 semaines. La période pré patente varie entre 6 et 7 mois (**Bosc, 2016**).

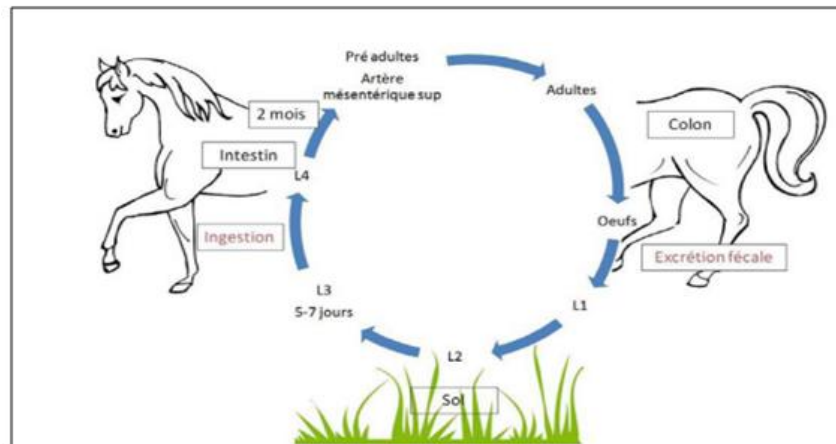


Figure 02 : Cycle évolutif du *Strongylus vulgaris* (irola ,2010).

-Strongylus edentatus :

Le strongle hépato-péritonéal suit une migration particulière. Les L3 pénètrent dans les vaisseaux veineux de la circulation porte et atteignent le foie, où elles muent en L4 dans des nodules. Les L4 traversent le parenchyme hépatique, creusent des sillons et atteignent la capsule de Glisson. Ne pouvant traverser la membrane séreuse, elles migrent dans le tissu conjonctif sous-péritonéal du flanc droit. Certaines larves peuvent se perdre dans la vaginale testiculaire des étalons. Les autres muent en pré-adultes dans des nodules sous-séreux du flanc, puis retournent dans le tube digestif. La période prépatente est de 9 à 10 mois. (**Lefèvre P.C.2003**).

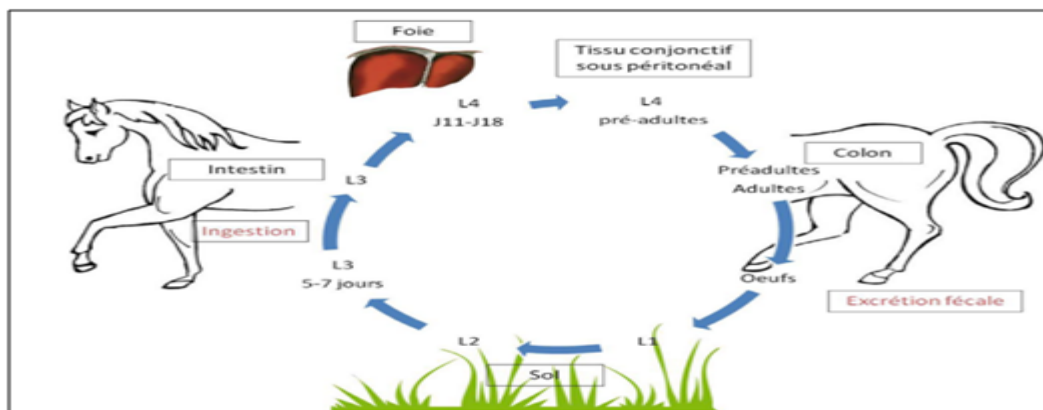


Figure 03 : cycle évolutif de *Strongylus edentatus* (irola ,2010).

- *Strongylus equinus* :

Parfois appelé « Strongle hépato-pancréatique », ses larves L3 pénètrent dans la paroi du caecum et du côlon, et forment des nodules dans la sous séreuse, où elles muent en L4. Celles-ci quittent complètement la paroi, tombent dans le péritoine et gagnent le foie où elles séjournent temporairement, pendant 6 à 7 semaines. Elles creusent ensuite la paroi péritonéale dans la région du flanc et de la fosse para lombaire droite pour effectuer leur retour vers le tube digestif par voie séreuse. La durée de la période pré patente est de 8,5 à 9,5 mois (Lefèvre P.C. 2003).

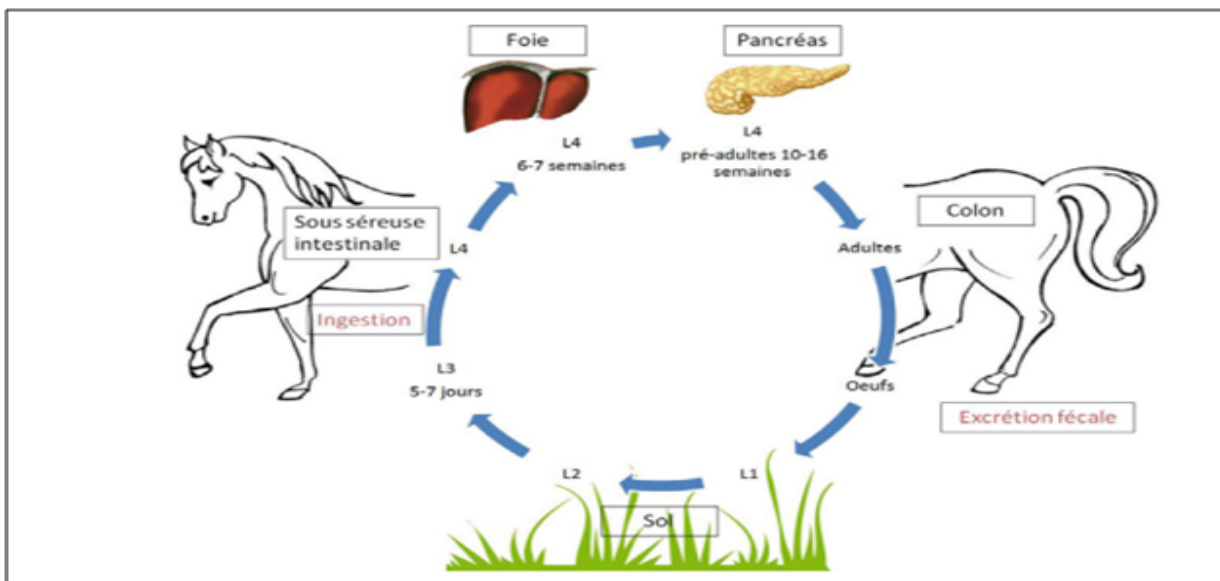


Figure 04: Cycle de *Strongylus equinus* (irola (2010)).

c) Symptômes:

La strongylose se manifeste classiquement surtout en automne et en hiver et affecte les chevaux de tout âge. Le tableau clinique se traduit par des signes généraux et digestifs : amaigrissement très rapide, la diarrhée franchement liquide et plus fréquente, une forte hyperthermie (40 à 41,1°C) et des coliques, des douleurs vives du flanc droits, une démarche douloureuse (en crabe), mauvaise croissance, des signes d'asthénie, anémie, appétit capricieux, état de cachexie, apparition d'œdèmes en région ventrale et à la base des membres et puis la mort (Lajoix-Nouhaud, E., 2011).

d) Diagnostique:

Le diagnostic clinique est difficile à réaliser, les symptômes n'étant pas caractéristiques. Une palpation ou un examen échographique par voie transrectale permettent de déceler la présence des anévrysmes de l'artère mésentérique. Les examens coproscopiques ne permettent pas de différencier morphologiquement les œufs de *Strongylus vulgaris* de ceux des autres

strongles digestifs. La coproculture permet le développement de L3 dont la diagnose est beaucoup plus aisée (**Duncan et Love, 1990**).

B) Les petits strongles:

a) Agent pathogène:

Les petits strongles ou appelé Cyathostomes (figure 05), sont les parasites les plus fréquents et qui posent un grand problème dans la lutte antiparasitaire car ce sont très résistants aux anthelminthiques. Comme les strongylus, les cyathostomes font partie de la famille des Strongylides et la sous-famille des Cyathostominés (**BEUGNET, et al.2004**).



Figure 05: Larves de *cyathostomes* mis en évidence dans les crottins d'un cheval (**Hugo, 2022**).

b) Localisation, alimentation:

Les petits strongles sont des parasites du gros intestin des équidés. Les vers adultes, généralement non fixés, vivent dans les muqueuses tapissant la paroi du gros intestin et semblent se nourrir de la muqueuse (**Lyons et al., 2000**).

c) Cycle évolutif:

-phase exogène : Elle est similaire à celle des grands strongles et ne diffère que par sa durée raccourcie. En effet, dans les conditions optimales, le développement externe des larves L1 L2 et L3 de *cyathostomes* est de 2 à 3 jours seulement (**Bérard, 2015**).

-Phase endogène : Les larves L3 se débarrassent de leur gaine et s'enfoncent dans les glandes de la paroi iléale, cæcale et colique. Certaines pénètrent jusqu'à la sous muqueuse, voire la couche musculaire. Elles y muent en L4, après un bref séjour intra pariétal de 2 semaines, les larves L4 regagnent la lumière et muent en pré adultes. La période pré patente est de 2 à 3 mois. Cependant, le développement intra pariétal des larves de cyathostomes peut être interrompu au stade L3 précoce « earlyL3 », dès sa sortie ces larves entrent en hypobiose pendant plusieurs mois, voire chez certains animaux et en cas de ré infestation, pendant des années. A la fin de l'hypobiose, en général à la fin de l'hiver, les larves accumulées reprennent en masse leur développement, ce qui peut provoquer, à cette occasion des troubles pathologique caractéristiques (**Beugnet et al., 2005**).

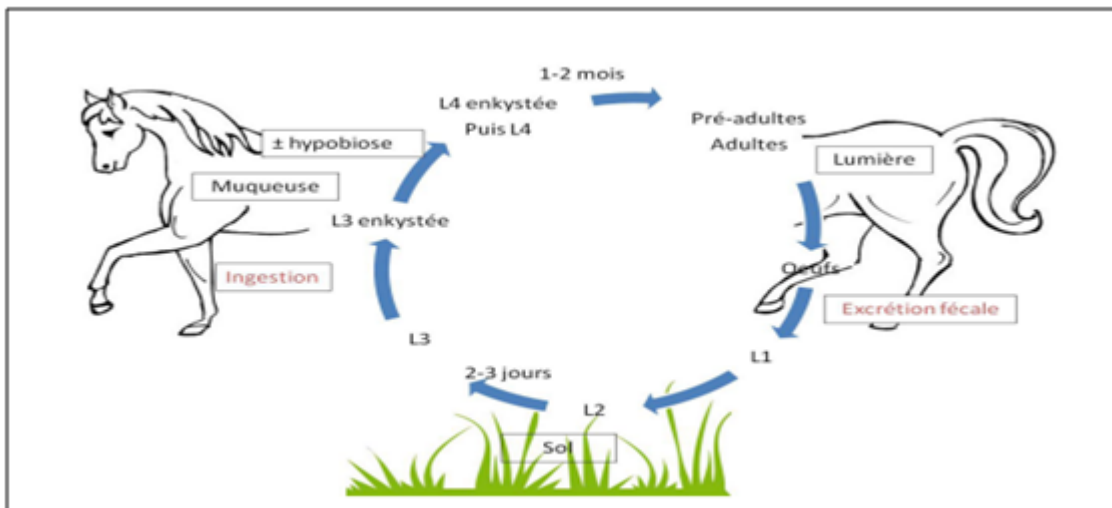


Figure 06: cycle évolutif des *cyathostomes* (Irola., 2010).

d) Symptômes :

L'animal présente un amaigrissement, anémie, poil terne et piqué auxquels s'ajoutent une diarrhée profuse d'apparition brutale, de couleur rougeâtre ce qui peut laisser penser à une hémorragie mais qui est en fait due à la couleur des larves L4 (hématophages et histophages) présentes en grand nombre dans les fèces (**Pietrement, Héloïse., 2004**). Cette diarrhée est accompagnée de signes de coliques modérées ou intenses, d'une hyperthermie modérée et éventuellement d'œdèmes déclives dus à l'hypo protéinémie (**Sellon et Long, 2007**).

e) Diagnostique:

Le diagnostic clinique est très difficile à réaliser. Les examens coproscopiques ne permettent pas de différencier morphologiquement les œufs de *cyathostomes* de ceux des autres strongles digestifs. Dans les épisodes diarrhéiques aigus on peut observer la présence de petits strongles dans les matières fécales (figure 05) (**Pietrement, Héloïse., 2004**).

C) *Trichostrongylus axei*:

a) Localisation, alimentation:

Chez le cheval, la trichostrongylose est due à *Trichostrongylus axei*, un nématode de la famille des Trichostrongylidés plus fréquemment rencontré chez les ruminants. C'est un ver filiforme de 26 mm de longueur et 70 à 90 µm de largeur, dépourvu de capsule buccale qui se localise dans l'estomac des équidés et la caillette des ruminants (**Irola, 2010**).

b) Cycle évolutif:

-Phase exogène : Les œufs sont évacués dans les crottins et évoluent rapidement en libérant les larves L1 en 48 heures. Les L1 évoluent ensuite en L2 et L3 infestantes en 5 à 10 jours

lorsque la température et l'humidité sont optimales, sinon en plusieurs semaines. Les vers de terre sont des hôtes paraténiques pouvant héberger les L3 (Irola, 2010).

-Phase endogène : Les L3 sont ingérées par les chevaux puis gagnent les culs de cas glandulaires de l'estomac où elles évoluent en L4 puis en larves de stade 5 ou larves L5 ou immatures et enfin en trichostrongles adultes. La période pré-patente, c'est-à-dire la période entre l'ingestion des larves et l'émission des œufs, est de 25 jours (Irola, 2010).

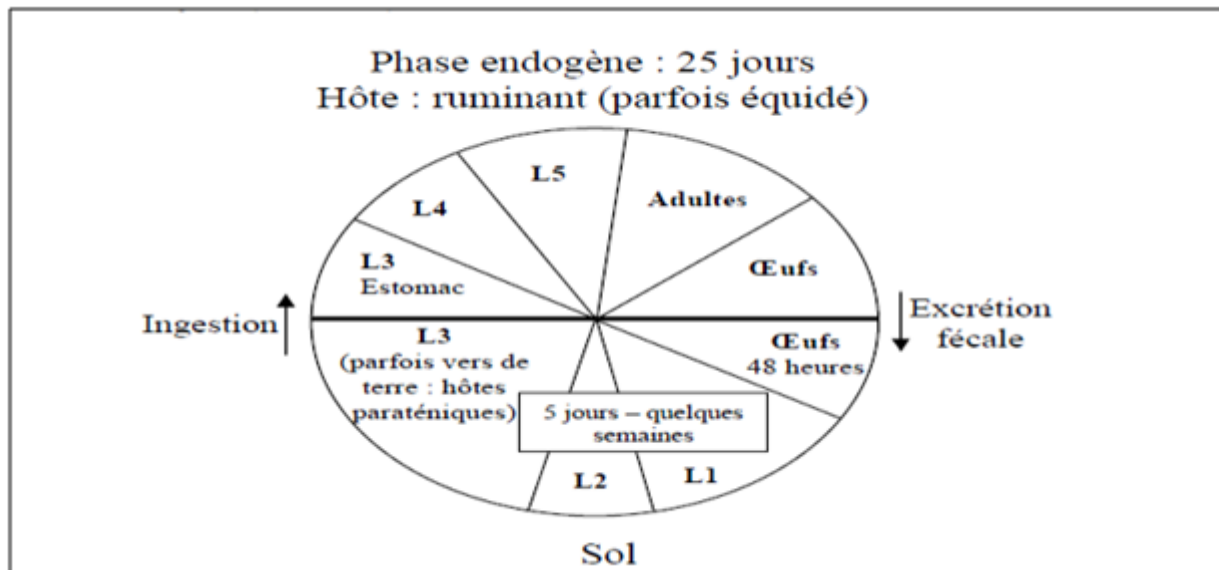


Figure 07: Cycle évolutif de *Trichostrongylus axei* (Irola, 2010).

c) Symptômes:

Les signes cliniques sont le plus souvent absents chez les chevaux adultes sauf parasitisme massif. Dans ces cas et plus particulièrement chez les jeunes poulains, on observe une diarrhée aqueuse profuse et de couleur vert foncé. Cette diarrhée entraîne de la déshydratation, un arrêt de croissance, un mauvais état général. On peut également observer des œdèmes des régions déclives et l'apparition d'une gastrite chronique (Bussières, 1995).

d) Diagnostic:

En recherchant les œufs du parasite au microscope dans les crottins (coproscopie) : c'est la technique diagnostique de référence. Cependant, les œufs de *Trichostrongylus axei* ressemblent à ceux des petits et des grands strongles. Pour obtenir une confirmation, il est nécessaire de procéder à la mise en culture des crottins (coproculture), car cela permet d'obtenir des larves du parasite, qui sont plus faciles à identifier que les œufs (Irola, 2010).

e) Epidémiologie:

Tous les équidés sont affectés quel que soit leur âge. Cependant la contamination peut se faire au box (par les poulains par exemple) par ingestion de crottins contaminés, les équidés infestés et notamment les juments (Irola, 2010).

2) Strongyloïdose (ANGUILLULES) :

A) Agent pathogène :

La strongyloïdose ou anguillulose du cheval est due à *Strongyloides westeri* qui est un nématode appartenant à l'ordre des *Rhabditidae* et à la famille des *Rhabditidés* et qui mesure 0,7 à 9 mm de longueur et 0,05 mm de diamètre. **(Chermette R. et Kilani M., (1991).**

B) localisation, alimentation :

Les femelles parthénogénétiques vivent dans l'intestin grêle et s'enfoncent dans des galeries qu'elles creusent dans l'épithélium glandulaire ou dans la sous-muqueuse, surtout au moment de la ponte. Elles sont hématophages et histiophages. **(Pietrement, Héloïse., 2004).**

C) Cycle évolutif :

- **Phase exogène** : les chevaux éliminent des œufs contenant des larves L1. En milieu extérieur, si les conditions sont favorables (température > 25°C et forte humidité).

Les larves L1 évoluent selon deux cycles :

Cycle direct : Deux mues successives transforment les larves L1 en L2 puis en L3 infestantes qui pénètrent l'hôte par voie transcutanée ou orale.

Cycle indirect : Les larves subissent quatre mues et évoluent en adultes mâles et femelles qui s'accouplent et pondent des œufs donnant des larves en milieu extérieur **(Bertrand, 2015).**

-**Phase endogène** : les larves L3 infestantes entrent dans l'organisme et migrent par le sang ou les tissus jusqu'aux poumons. Elles évoluent en L4, gagnent la trachée, puis l'intestin grêle où elles deviennent des femelles parthénogénétiques. Ces femelles pondent des œufs qui évoluent en larves L1, éliminées par les fèces. La contamination peut aussi se faire par transmission transplacentaire ou via le lait maternel **(Beugnet et al, (2005).**

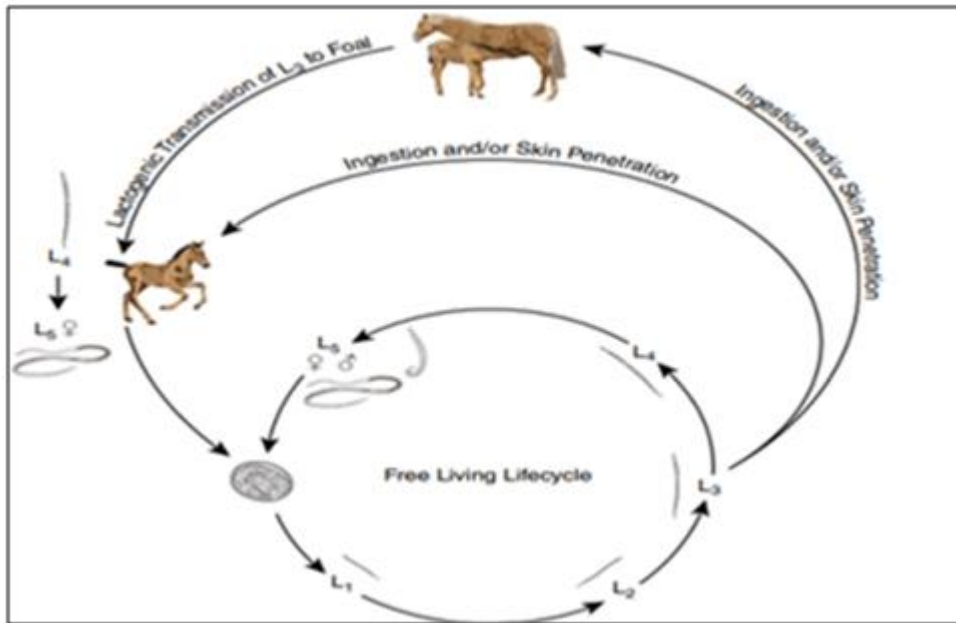


Figure 08: cycle évolutif *Strongyloides westeri* (Norris, J.K., 2017).

D) Symptômes:

La migration des larves au niveau de la peau est un risque pour le développement de dermatite et d'irritation cutanée. Au niveau pulmonaire, elle cause des hémorragies des pneumonies, des bronchites et des trachéites par surinfection bactérienne. Dans le tube digestif, l'érosion et l'irritation. On observe alors un amaigrissement, une faiblesse du poulain et des diarrhées aiguës plus ou moins sévères pouvant aboutir à la mort du poulain (Pietrement, Héloïse., 2004).

E) Diagnostic:

Un examen coproscopique permet de mettre en évidence les œufs embryonnés ou la présence de ces larves rhabditoïdes, essentiellement chez le poulain. En effet, les examens coproscopiques effectués chez la jument sont le plus souvent négatifs (Bussières, 1995).

F) Epidémiologie:

Ce sont les poulains de 1 à 4 semaines qui présentent les formes cliniques les plus graves. La contamination des adultes est asymptomatique. On pourra retrouver des œufs dans les fèces des poulains après 10 à 14 jours post infestation. La prévalence des strongylo doses équines varie entre 1,5 % (Lyons et Tolliver., 2004)   6 % (Lyons et al., 1993).

3) Ascaridiose:

A) Agent pathogène :

L'ascaridiose ne touche principalement que les jeunes poulains. Elle est causée par *Parascaris equorum*, de la Classe des Nématodes, Ordre des Ascaridida, Super Famille des Ascaridoïdea, Famille des Ascaridés et sous-famille des Ascaridinés, *Parascaris equorum* est un parasite rond blanchâtre de 20-25 cm de long (**Pietrement, Héloïse., 2004**).

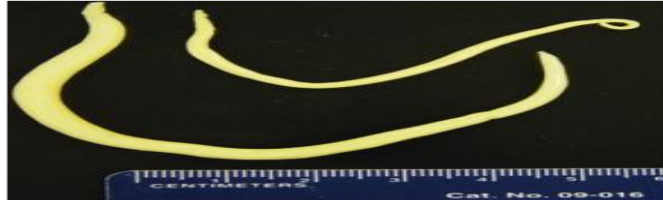


Figure 09 : *Parascaris equorum* adultes, un mâle en haut et une femelle en bas (**NIELSEN et al., 2014**) .

B) Localisation, alimentation:

Parascaris equorum est un parasite de l'intestin grêle des chevaux. Les parasites se nourrissent du chyme intestinal (**Pietrement, Héloïse., 2004**).

C) Cycle évolutif:

- **Phase exogène :** C'est un cycle monoxène. La femelle vit dans l'intestin grêle et pond plus de 100 000 œufs par jour excrétés avec les selles. Ces œufs, protégés par une coque résistante, peuvent survivre jusqu'à 2 ans dans l'environnement. Lorsque les conditions favorables (chaleur 35°et humidité), l'œuf évolue en larve infectieuse (L2) en 10 à 15 jours (**Beugnet et al, 2005**).

-**Phase endogène :** Le cheval s'infecte en ingérant un œuf contenant L2. La larve traverse la paroi intestinale, migre vers le foie via le péritoine ou la veine porte, puis atteint les poumons en passant par le cœur. Après 3 à 4 jours, dans les poumons, elle devient L3, migre vers le pharynx, est déglutie et retourne dans l'intestin grêle. Elle évolue ensuite en L4, puis en adulte capable de pondre. La maturité est atteinte en 10 semaines, et la période pré-patente dure environ 60 à 75 jours (**MOUKHTARIA, 2018**).

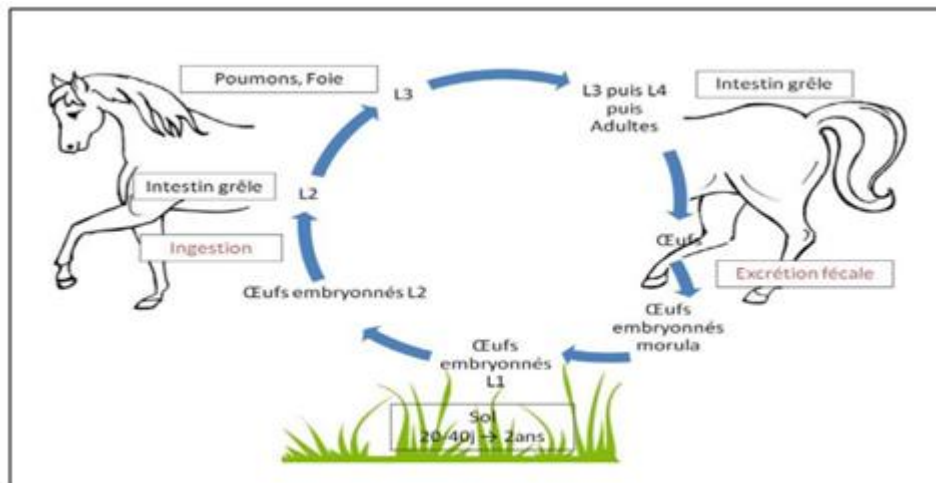


Figure 10: Cycle de *Parascaris equorum* (Irola, 2010).

D) Symptômes:

Sont caractérisés par une diarrhée, avec parfois des périodes de constipation (Kilani MC et Chermette R.,(2003).

E) Diagnostic:

Il n'existe pas de diagnostic clinique spécifique. La présence des adultes de *P. equorum* peut être visualisée par endoscopie digestive. Un examen coproscopique permet de mettre en évidence les œufs caractéristiques de ce parasite digestif. Il est conseillé d'effectuer ces examens coproscopiques de façon régulière (2 à 3 fois par an) pour évaluer la situation parasitaire (Kaufmann J.(1996).

F) Epidémiologie:

Cette parasitose peut affecter tous les équidés quel que soit leur âge mais elle est beaucoup plus fréquente et de façon beaucoup plus massive chez les jeunes animaux, et plus particulièrement chez les animaux de moins de 2 ans. Des études en Australie, France, Etats-Unis et en Pologne ont estimé des prévalences respectives de 58 % (Armstrong et al., 2014), 30,5 % (Laugier et al., 2012), 22 % (Lyons et Tolliver, 2004), et 7 % (Kornas et al., 2010).

4) Habronémose:

A) Agent pathogène :

L'habronémose chez les équidés est due à plusieurs espèces de nématodes : *Habronema muscae*, *Habronema microstoma* (ou *H. majus*) et *Habronema megastoma* (ou *Draschia megastoma*). Ils appartiennent à la famille des Spiruridés et à l'ordre des Spirurida(Irola, 2010).

B) localisation, alimentation :

L'adulte vit dans le cul de sac droit de l'estomac des équidés, soit libres à la surface de la muqueuse, soit enfermés dans des nodules de 1 à 10 cm (*Habronema megastoma*). Les vers se nourrissent de mucus et de débris de muqueuse (Pietrement, Héloïse., 2004).

C) cycle évolutif :

- **Phase exogène** : Les larves L1 sont absorbées par les asticots de différentes espèces de mouches Muscides (*Musca spp.* ou *Stomoxys spp.*) qui se développent dans les crottins. Elles poursuivent leur développement dans ces asticots qui jouent le rôle d'hôte intermédiaire. Progressivement les larves L1 évoluent en larves L2 dans les tubes de Malpighi des pupes, puis en larves L3 infestantes lorsque la mouche adulte émerge de sa pupa. Ces larves L3 migrent jusqu'à la tête et plus précisément le labium et la trompe de la mouche, pouvant ainsi être transmises lors d'un contact avec l'hôte (Irola, 2010).

- **Phase endogène** : Le cheval ingère les larves 3 déposées en région péri-buccale puis les déglutit. Elles gagnent ensuite l'estomac où elles se développent en larves 4, en stade 5 puis en adultes dans la paroi de l'estomac pour *Habronema megastoma* et la surface de la paroi gastrique pour les deux autres espèces. Parfois, les larves 3 peuvent être déposées au niveau d'une plaie cutanée ce qui est d'origine d'habronérose larvaire « plaies d'été ». La larve migre sous la peau où elle est d'origine d'une réaction d'hypersensibilité récidivante. Il s'agit d'une localisation erratique. La période prépatente est de 2 mois (Irola, 2010).

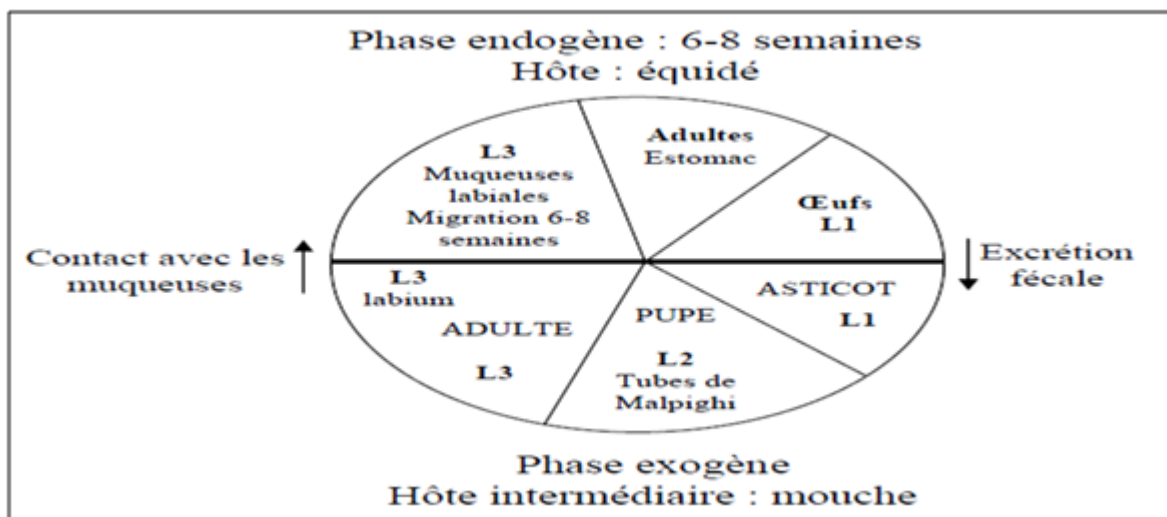


Figure 11 : Cycle évolutif des habronèmes (Irola, 2010).

D) Symptômes :

La présence de nodules contenant des adultes de *Habronema megastoma* au niveau stomacal peut entraîner un arrêt transit digestif et dans le cas où ces nodules se rompent, il s'en suit une péritonite fatale (Beugnet et al, (2005).

E) Diagnostic:

Les examens coproscopiques pour mettre en évidence les œufs ou les larves sont souvent négatifs dans la mesure où ces éléments sont très fragiles (**Bussièrès, 1995**).

F) Epidémiologie:

Ce sont des parasites spécifiques des équidés, quel que soit leur âge. Cette parasitose se rencontre de juin à septembre, lorsque les mouches sont les plus nombreuses. Les animaux ayant déjà été infestés sont prédisposés à une réinfection. (**Irola, 2010**).

5) Oxyurose :

A) Agent pathogène :

Oxyuris equi est un nématode du gros intestin et du rectum des équidés, appartenant à la famille des *Oxyuridés* et au genre *Oxyuris*. adultes ♂ 0,9–1,2 cm de longueur ♀ 2,5 –15 cm de longueur avec une extrémité caudale rétrécie pour former une queue de longueur variable (**Beugnet et al., 2005**).



Figure 12 : *Oxyuris equi* (oxyures) (ESCCAP France2022/ Jakub Gawor /K. Seidl).

B) localisation, alimentation :

Les adultes sont libres dans la lumière de gros intestin : caecum, colon et dans le rectum, puis les femelles gagnent les marges de l'anus. Ils nourrissent de petites particules alimentaires présentes dans le tube digestif et de débris muqueux (**Pietrement, Héloïse., 2004**).

C) Cycle évolutif :

- **Phase exogène** : Les adultes vivent fixés dans la muqueuse du cæcum et du côlon. Après fécondation les femelles migrent vers l'anus et y pondent leurs œufs en masse (entre 6000 et 8000 œufs). Ils sont enveloppés dans une substance adhésive. Dans cette substance, les œufs vont se développer en larves L3 infestantes. La substance va ensuite se dessécher et s'effriter libérant ainsi les larves dans l'environnement : sur la mangeoire, le mur et le sol (**Bérard, 2015**).
- **phase endogène** : Les chevaux ingèrent les œufs larvés contenant les larves L3 infestantes. Ces dernières pénètrent sous la muqueuse du caecum ou du colon et muent en L4 en 10 jours les larves se fixent à la muqueuse du gros intestin et s'y développent en une cinquantaine de jours

avant d'évoluer en pré-adulte, puis en adultes en quelques semaines. La période prépatente est de 5 mois (Irola , 2010).

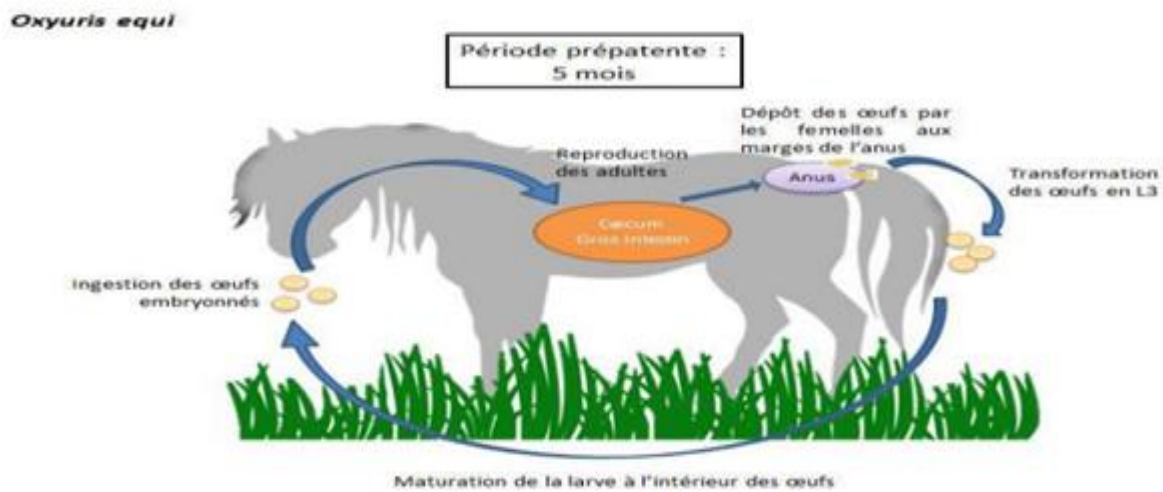


Figure 13 : Cycle d'*Oxyuris equi* lors d'infestation du cheval (Bérard, 2015).

D) Symptômes:

Le signe clinique le plus fréquent est un prurit intense de la région péri-anale, provoqué par les irritations des œufs collés sur la peau à cet endroit (Beugnet et al., 2005). L'animal infesté se frotte environnement (mangeoire, murs, poteaux). Dans des cas rares d'infestations massives, un certain inconfort intestinal peut être observé (signes légers de coliques) (Bertrand, 2015).

E) Diagnostic:

La présence de ses amas d'œufs en région péri-anale. Un examen microscopique de ses amas permet d'identification des œufs caractéristiques d'*O. equi*. La coproscopie peut être négative. La technique de choix est celle du "Scotch-test" (test de Graham). Application d'une bande adhésive aux marges anales puis coller celle-ci sur une lame de verre et l'examiner au microscope (Bowman DD. et al., 1999) .

F) Epidémiologie:

Les oxyuroses peuvent toucher les chevaux de tout âge (chez les poulains, les signes cliniques n'apparaissent qu'après 5 mois). La prévalence varie selon le mode d'élevage car elle touche plutôt les chevaux aux box. *Oxyuris equi* peut être observé chez plus de 25 % des équidés (Lajoix-Nouhaud, E., 2011).

II. /Gastérophiles

A) Agent pathogène :

Ces parasitoses sont liées à la présence et au développement dans le tractus digestif du cheval de larves de diptères, parasites de la famille des Gastérophilidés. Les gastérophiles sont des insectes qui se présentent sous la forme de petites mouches de 11 à 15 mm de long, ayant l'aspect d'un petit bourdon. Seules les larves sont parasites obligatoires (**Bérard, 2015**).

B) localisation, alimentation :

Ils sont dépourvus de pièces buccales, ne se nourrissent donc pas et ne font que pondre. Leur vie est très courte, d'un à sept jours. Seules les larves sont parasites (**Pietrement, Héloïse., 2004**).



Figure 14 : Larves de gastérophiles dans l'estomac (**Grosjean, 2003**).

Tableau 02 : Principales espèces du genre *Gasterophilus* (**Grosjean, 2003**).

Gastérophiles	Lieu de ponte	Localisation dans le tube digestif
<i>Gasterophilus intestinalis</i>	Membres antérieurs Poitrail (+/-)	Bouche, muqueuse glandulaire du cul de sac gauche de l'estomac
<i>Gasterophilus nasalis</i>	Aug , Ligne inférieure du 1/3 inférieur de l'encolure.	Bouche, pylore, duodénum
<i>Gasterophilus haemorrhoidalis</i>	Naseaux, Lèvre supérieure	Bouche, estomac, rectum
<i>Gasterophilus inermis</i>	Joues	Bouches, rectum
<i>Gasterophilus pecorum</i>	Sur les végétaux	Bouche, pharynx, œsophage, estomac

C) Cycle évolutif:

C.1) *Gasterophilus intestinalis* :

-Phase exogène :

En été, surtout aux heures chaudes, la mouche adulte pond entre 400 et 1000 œufs sur le pelage des chevaux, notamment sur les membres antérieurs, le poitrail, le dos et les flancs, avec une préférence pour les robes foncées. Chaque œuf est fixé sur la partie distale des poils.

-Phase endogène :

Le cheval les ingère en se léchant, ce qui provoque leur éclosion. La larve L1 pénètre la muqueuse sous la langue, y creuse un tunnel, puis migre vers la gencive où elle se nourrit. L2 se fixe temporairement à la racine de la langue, est avalée, atteint l'estomac et mue en L3. Cette dernière reste fixée à la muqueuse pendant environ 10 mois, puis se détache en été, est évacuée par les crottins, tombe au sol et se transforme en pupe. L'adulte émerge après un mois environ, ou plus tard si la température est basse, et recommence le cycle (**Grosjean, 2003**).

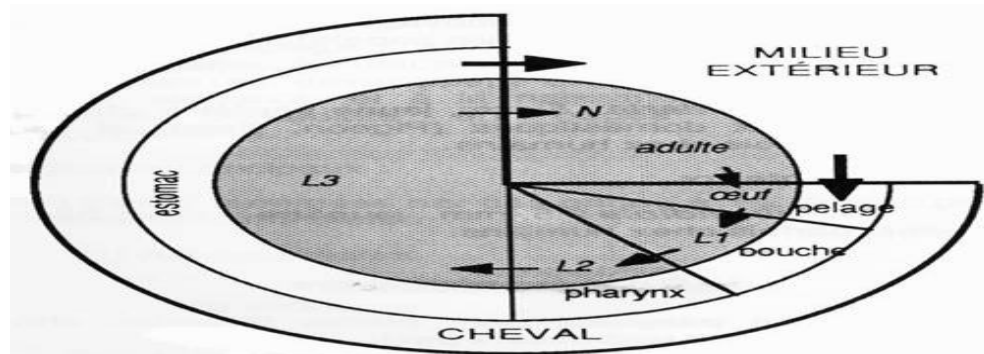


Figure 15 : Cycle évolutif de *Gasterophilus intestinalis* (**Pietrement, Héloïse., 2004**).

C-2) Particularités des autres espèces :

Le cycle évolutif est similaire. Pour *G. haemorrhoidalis*, *G. nasalis* et *G. inermis* les œufs sont pondus au niveau de la face (auge et lèvres pour les deux premiers, joues pour le dernier). Ils éclosent de façon spontanée et migrent directement à travers la peau ou les lèvres vers la cavité buccale. Les larves L3 de *G. haemorrhoidalis* passent un mois fixées à la muqueuse rectale après la phase stomacale, et celles de *G. inermis* y passent les 10 mois de leur développement (**Irola, 2010**).

D) Symptômes :

Les symptômes digestifs sont discrets, moins spécifiques, mais s'intensifient vers le mois de février. On observe : Des coliques d'intensité modérée, une dysphagie et dyspepsie. Un retard de croissance ou un amaigrissement, et une baisse de performances (**Beugnet et al, 2005**).

E) Diagnostic:

Observation directe : Présence des larves L3 dans les crottins. Endoscopie digestive : Visualisation des larves fixées au niveau stomacal. Il faut différencier ces œufs (stries jaunes) des lentes de poux (ponctuées et nettement plus blanches). L'infestation par les poux est plus fréquente en hiver qu'en été (**Blagburn B.L. et al., 1991**).

III. /Les cestodes:

A) Agent pathogene:

Les Cestodes constituent une classe d'embranchement des Plathelminthes, «vers plats ». Les Cestodes (ou *Tænia*s) parasites des Equidés font partie d'ordre des Cyclophyllidea et de la famille des Anoplocéphalidés. Ils regroupent trois espèces : *Anoplocephala magma*, *Anoplocephala perfoliata* et Par *Anoplocephala mamillana* (Pietrement, Héloïse., 2004).

B) localisation, alimentation :

Les Anoplocéphales sont fixés à l'aide de leurs ventouses dans l'intestin grêle alors que le reste du strobile est libre dans la lumière intestinale, On retrouve parfois *Anoplocephala magma* et *Paranoplocephala mamillana* dans l'estomac et le plus souvent dans le caecum, en amas au niveau de la valvule iléo-caecale .Il se nourrit du chyme intestinal, c'est pour cette raison qu'il ne possède pas de rostre (Chauve, 2001).

C) Cycle évolutif:

-Phase exogène :

Les chevaux infestés excrètent des segments ovigères ou directement des œufs d'*Anoplocephala*. Ces œufs sont ingérés par des acariens oribates présents dans les pâturages, qui se nourrissent de débris végétaux. En deux semaines, des larves cysticercoïdes se développent et s'enkystent dans la cavité générale des oribates. Ces larves deviennent infestantes en 15 jours et survivent aussi longtemps que les oribates, dont la longévité est de 10 à 18 mois (Irola, 2010).

-Phase endogène :

Au printemps, lors de la mise à l'herbe, les chevaux ingèrent les oribates contenant les larves cysticercoïdes. Ces dernières se libèrent dans l'intestin et deviennent adultes en 6 à 10 semaines. Les vers adultes vivent ensuite 4 à 6 mois dans l'intestin grêle, principalement au niveau de la valvule iléo-caecale. La reproduction, classique ou hermaphrodite, conduit à la libération de segments ovigères dans le gros intestin, qui sont excrétés entiers ou après avoir libéré leurs œufs. La période pré-patente est de 6 à 10 semaines (Irola, 2010).

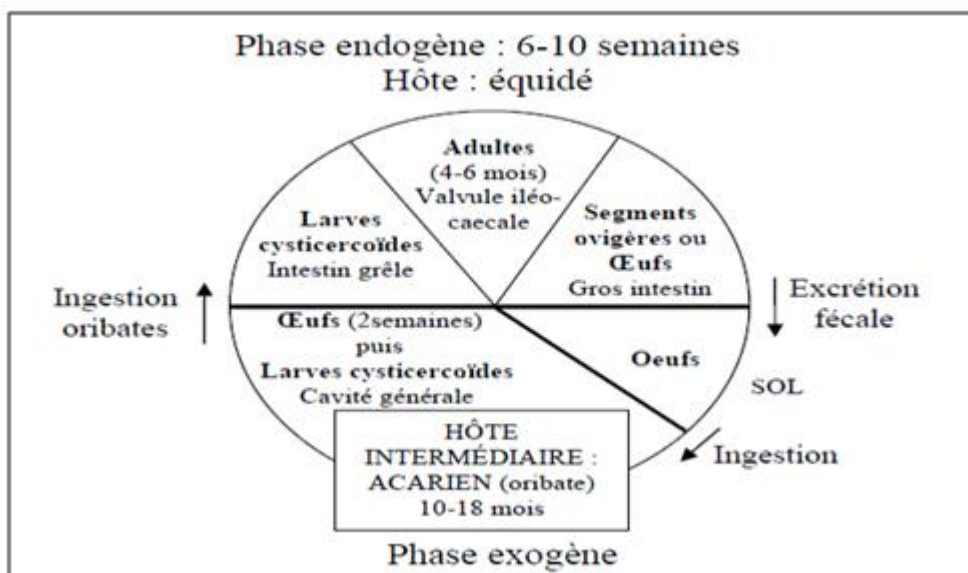


Figure 16 : cycle d' *Anoplocephala perfoliata* (Irola, 2010).

D) Symptômes :

Des coliques en relation avec un dysfonctionnement de la valve iléo-caecale qui se traduisent souvent par des coliques spastiques simples, des impactions iléales ou plus rarement des intussusceptions iléo-caecale (Walden et al., 2014).

E) Diagnostic:

Diagnostic coprologique très spécifique, en raison de l'apparence des œufs caractéristique, mais les selles des chevaux infectés contiennent un petit nombre d'œufs de ténia, résultant en une faible sensibilité. Les études de validation du rapport des sensibilités de 11-61%, ce qui indique que la technique de la centrifugation classique de flottation est insuffisante pour diagnostiquer la cestodose équine (Edwards et Proudman 1992).

F) Epidémiologie:

Toutes les espèces d'équidés et toutes les catégories d'âge sont concernées par les problèmes de téniasis. Cette parasitose peut débuter au printemps et atteint son maximum en octobre-novembre. La prévalence des *Anoplocephala perfoliata* est comprise, selon les études, entre 65 % à 82 % 55 % et 28 % ont été estimées respectivement en Angleterre et en Allemagne La source des parasites est à la fois représentée par la population des chevaux infestés ainsi que par les oribates, dont la durée de vie peut aller jusqu'à 18 mois et qui survivent dans le sol en hiver. Il en résulte que la prévalence de cette maladie est élevée pour les chevaux ayant accès à une pâture (Rehbein et al., 2013).

IV. /Les Protistes:

A. COCCIDIES:

a) Agent pathogène :

Les agents responsables des coccidioses sont des protozoaires, parasites obligatoires appartenant à l'embranchement des Sporozoaires, à la classe des Coccidea et à l'ordre des *Eimeriida*. Chez les équidés, on retrouve les deux genres *Eimeria* et *Cryptosporidium* (les cryptosporidies) représentés par les espèces *Eimeria leuckarti* et *E. solipedum* d'une part, et *Cryptosporidium parvum* d'autre part. Les équidés sont notamment sensibles aux génotypes «bovin» et «équien» de *C. parvum* (Irola, 2010).

b) Cycle évolutif:

-**Phase exogène** : les oocystes de *Cryptosporidium parvum* sont excrétés déjà sporulés avec quatre sporozoïtes, tandis que ceux d'*Eimeria* sont éliminés non sporulés et sporulent en 36 à 48 heures, formant quatre sporocystes contenant chacun deux sporozoïtes ; ces oocystes sporulés sont très résistants dans l'environnement.

- **Phase endogène** : les oocystes sont ingérés par les équidés, libèrent leurs sporozoïtes dans l'intestin, qui pénètrent les cellules épithéliales et se multiplient en schizontes (schizogonie), puis donnent des microgamètes et macrogamètes (gamétogonie) formant des oocystes ; ceux-ci sont excrétés, ou relancent un cycle in situ si leur paroi est mince. La période prépatente est d'un mois pour *Eimeria* et de 2 à 5 jours pour les cryptosporidies (Beugnet et al, (2005).

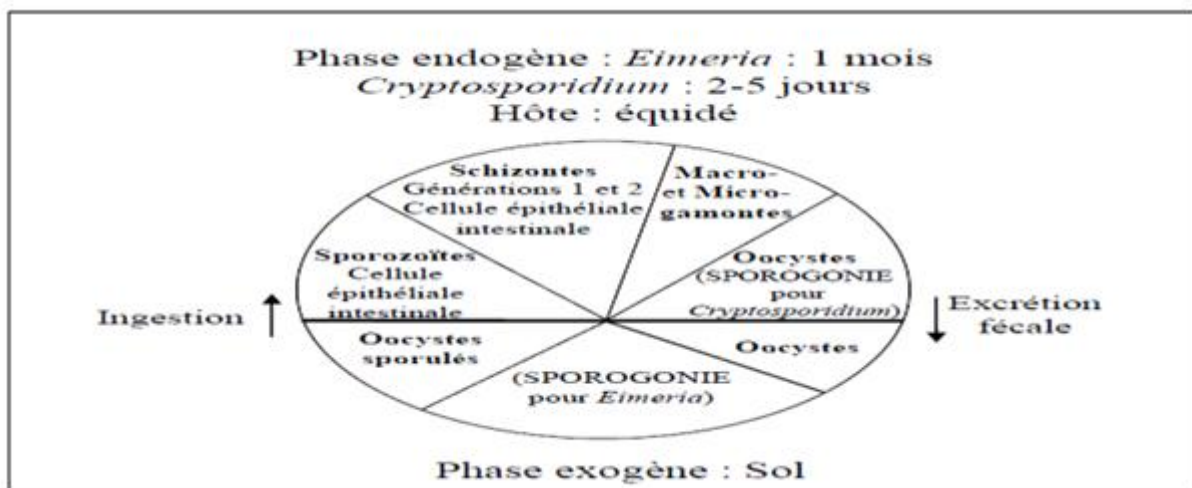


Figure 17: Cycle évolutif des coccidies du genre *Eimeria* et *Cryptosporidium* (Irola, 2010).

c) Symptômes :

Bien que l'infection soit très souvent asymptomatique, *Eimeria leuckarti*, espèce la plus pathogène, et *Cryptosporidium* peuvent provoquer une entérite diarrhéique aiguë chez le jeune

de moins de 1 mois (**Lengronne et al., 1985**). La sévérité des signes cliniques est très variable et dépend de l'immunocompétence du poulain. Chez les individus de moins de 6 mois, on peut voir apparaître une diarrhée chronique (**Bertrand, 2015**).

d) **Epidémiologie:**

Tous les équidés sont affectés mais ce sont généralement les jeunes (jusqu'à l'âge d'un an). Les juments notamment peuvent transmettre des cryptosporidies à leur poulain. Les sources de parasites sont : les oocystes contenus dans les matières fécales des chevaux infestés. Dans le cas de *Cryptosporidium parvum*, les bovins peuvent également être excréteurs. Les oocystes sporulés sont très résistants dans le milieu extérieur donc le risque d'infestation est important. La prévalence des cas de coccidiose est de 15 à 31 % chez les poulains (**Xiao et al., 1994**).

B. **GIARDIA:**

a) **Agent pathogène :**

La giardiose est également une parasitose de l'intestin grêle. *Giardia duodenalis*, appartenant à l'ordre des *Diplomonadida* et à la famille des *Héxamitidés*, est l'espèce principale retrouvée chez les mammifères, en particulier chez les carnivores, même si l'infestation des équidés semble rare (**Bertrand, 2015**).

b) **Cycle évolutif :**

- **Phase exogène** : Les équidés éliminent des kystes dans leurs crottins qui sont les formes de contamination et peuvent souiller les aliments et l'eau de boisson (**Irola, 2010**).

- **Phase endogène** : Les équidés ingèrent les kystes à partir d'aliments ou d'eau de boisson contaminés puis il y a maturation des deux trophozoïtes contenus dans les kystes et leur libération dans le duodénum. Puis ils se multiplient par reproduction asexuée et donnent de nouveaux kystes qui se développent en fonction des conditions de pH, concentration en sels biliaires, acides gras, au cours du passage de l'intestin grêle au gros intestin. Ces kystes sont ensuite évacués dans les matières fécales (**Pietrement, Héloïse., 2004**).

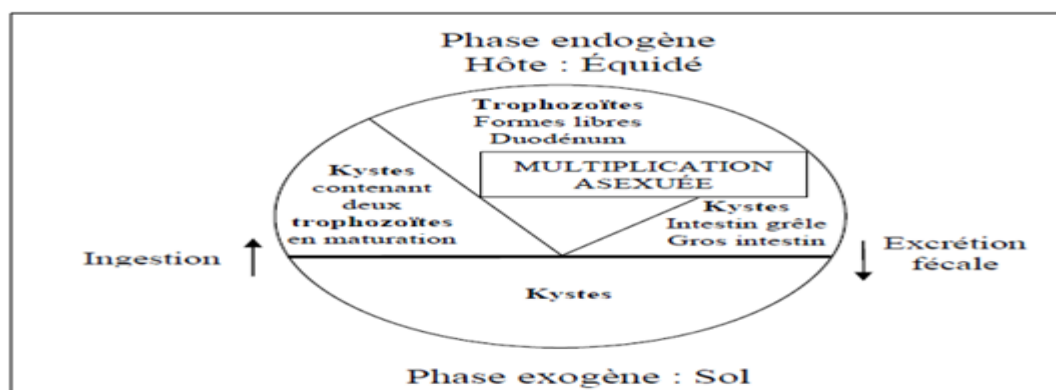


Figure 18: Cycle évolutif de *Giardia duodenalis* (Irola, 2010).

c) Symptômes:

Les signes cliniques d'une giardiose consistent d'abord en une baisse de l'état général avec un amaigrissement, un abattement et une inappétence. On peut observer une diarrhée aiguë chez le poulain nouveau-né et éventuellement une diarrhée chronique intermittente chez l'adulte accompagnée de stéatorrhée (Kirkpatrick et Skand., 1985).

d) Epidémiologie:

Giardia duodenalis affecte des animaux de tout âge. Les poulains nouveau-nés sont néanmoins ceux qui excrètent le plus de kystes, du fait de leur faible immunité. La prévalence de la giardiose en Europe n'est pas connue mais les études américaines indiquent des valeurs comprises entre 17 % à 35 % chez les poulains (Xiao et al., 1994).

V. /Les Trématodes :

A) Agent pathogène :

Deux trématodes peuvent être dans le foie des équidés : *Fasciola hepatica* communément appelée grande douve du foie et *Dicrocoelium lanceolatum* communément appelée petite douve du foie (Irola, 2010).

B) Cycle évolutif :

B- 1) *Fasciola hepatica* :

- **Phase exogène :** Les œufs de *Fasciola hepatica* se développent uniquement si les conditions d'humidité, d'oxygénation et de température (au-dessus de 10°C, optimales à 22°C) sont réunies. Après 3 à 6 semaines, un miracidium émerge et infecte un mollusque, la limnée tronquée. À l'intérieur, il évolue en sporocyste puis en rédies, qui produisent des cercaires. Ces cercaires sont libérées après 6 à 8 semaines, perdent leur queue et s'enkystent sur des végétaux en métacercaires, résistantes plusieurs mois (Beugnet et al, 2005).

- **Phase endogène :** Après ingestion de métacercaires par l'animal, les formes immatures libérées traversent l'intestin, migrent vers le foie, provoquent des lésions, puis se développent en adultes dans les canaux biliaires. Ces vers hermaphrodites produisent 3000 à 4000 œufs par jour, excrétés dans les fèces. La période prépatente est de trois mois (Beugnet et al, (2005).

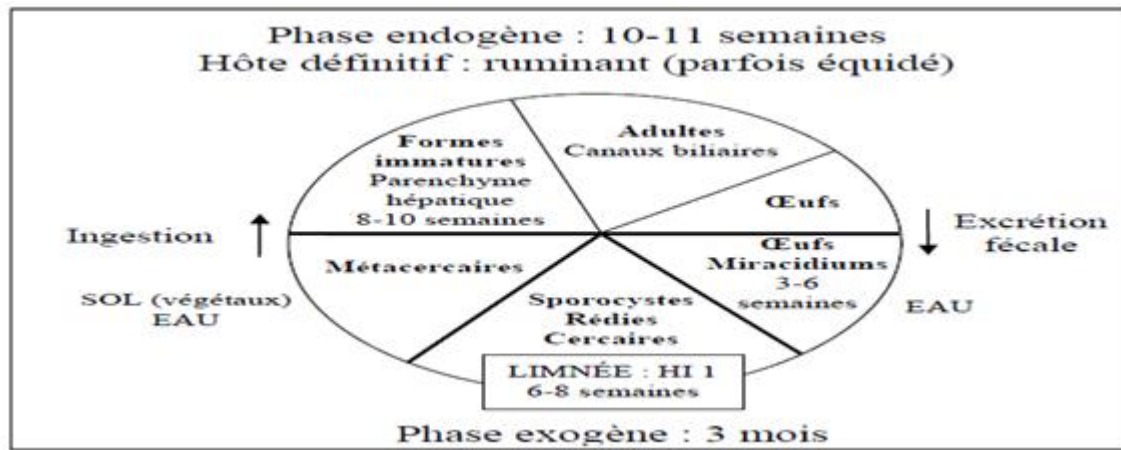


Figure 19 : Cycle évolutif de *Fasciola hepatica* (Irola, 2010).

B-2) *Dicrocoelium lanceolatum* :

- **Phase exogène** : *Dicrocoelium lanceolatum* suit un cycle hétéroxène avec deux hôtes intermédiaires : un gastéropode terrestre du genre *Helicella*, adapté aux zones sèches, puis une fourmi. Les œufs éclosent en miracidiums qui infectent le gastéropode, où ils se transforment en sporocystes puis en cercaires. Ces cercaires sont libérées sous forme de grappes dans le milieu extérieur et sont ensuite ingérées par une fourmi, où elles deviennent des métacercaires localisées dans l'abdomen et les ganglions cérébraux, modifiant le comportement de la fourmi, surtout par temps froid, la poussant à rester accrochée en haut des brins d'herbe.

-**Phase endogène** : L'hôte définitif ingère la fourmi porteuse de métacercaires. La suite du développement est similaire à celui de *Fasciola hepatica*. La période prépatente est de deux mois. (Beugnet et al., 2005).

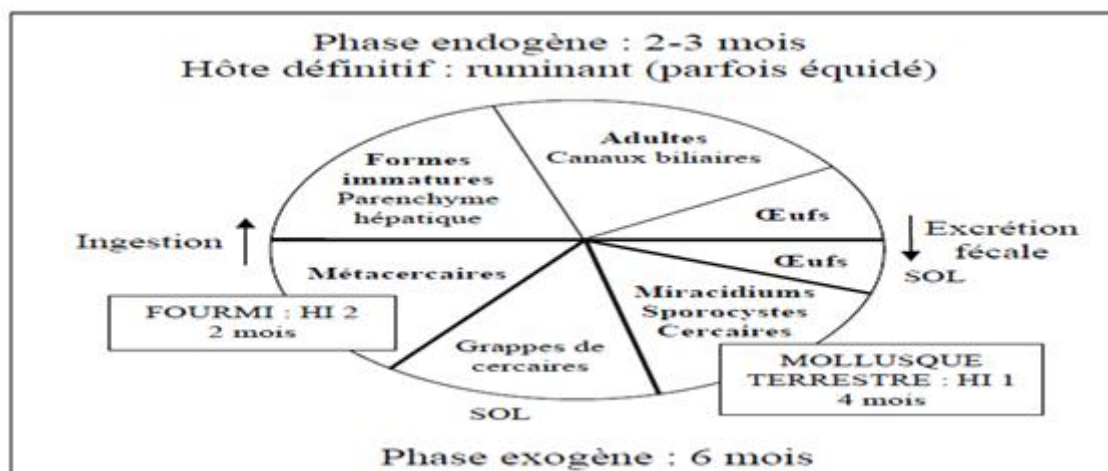


Figure 20 : Cycle évolutif de *Dicrocoelium lanceolatum* (Irola, 2010).

C) Symptômes:

Les signes cliniques de fasciolose sont en général assez frustes et dépendent du nombre de parasites présents chez l'hôte. C'est surtout une baisse de l'état générale du cheval qui est

observée : poil piqué et terne, amaigrissement. Des coliques légères peuvent également apparaître avec alternance de diarrhée et de constipation (**Owen, 1977**).

D) Épidémiologie:

La fasciolose touche les équidés de tout âge. La prévalence chez le cheval reste cependant assez faible. Il semble que les équidés soient particulièrement résistants aux infestations par les douves ont néanmoins mis en évidence une prévalence de 0,7% pour *Fasciola hepatica* lors d'une étude post-mortem sur 150 chevaux en Australie. La dicrocoeliose est rare chez les équins (**Bertrand, 2015**).

Chapitre 02: Méthodes de détection des parasites

1. Méthodes coproscopiques:

a) Examen visuel des fèces :

Permet de détecter des anomalies visibles (ex. vers adultes, sang, etc.) qui donnent déjà une indication diagnostique sur l'état de santé de l'animal. Le but est d'observer les caractéristiques macroscopiques (couleur, consistance, sang, parasites visibles) avant toute manipulation (Sellon et Long, 2007).

b) Techniques de flottaison :

On mélange les fèces à une solution dense (ex. nitrate de sodium), ce qui fait flotter les œufs de parasites, récupérés sous une lamelle. Permet une observation rapide. Le but est de faire flotter les œufs ou kystes pour les isoler à la surface. (Beugnet et al., 2004).

c) Technique de sédimentation

Moins sensible que la flottation, mais complémentaire. On utilise un détergent, puis on laisse sédimenter ou on centrifuge. L'échantillon est ensuite observé au microscope. Le but est de récupérer les œufs plus lourds qui ne flottent pas. (Reinemeyer et Nielsen., 2013)

d) Coproculture

Technique de culture des fèces pour favoriser le développement des larves, notamment utile pour différencier les espèces de strongles, surtout chez les ruminants. Le but est de faire éclore les larves pour identifier les strongles. (Kornas et al., 2009)

e) Frottis des matières fécales

Utilisée pour des cas de diarrhée aiguë, cette technique consiste à mélanger les fèces dans une solution saline et à observer immédiatement au microscope. Le but est de détecter rapidement les protozoaires. (Sellon et Long, 2007).

f) Scotch-test

Le scotch est appliqué autour de l'anus le matin pour recueillir les œufs déposés durant la nuit, puis observé au microscope. Le but est de détecter les œufs d'Oxyures. (Beugnet ,2005)

g) Méthode de MacMaster

Seule méthode coproscopique quantitative. Utilise une chambre spéciale pour compter les œufs, utile pour suivre l'évolution d'une infestation. Le but est de quantifier l'infestation parasitaire (nombre d'œufs/g de fèces). (Zajac, A.M., 2012)

h) Méthode de Baermann

Technique d'enrichissement utilisée pour rechercher les larves dans les fèces. Les fèces sont placées dans une passoire avec de la gaze, elle-même dans un entonnoir contenant de l'eau. L'humidité et la gravité permettent aux larves de migrer dans le liquide. Le but est de détecter la présence de larves vivantes de certains nématodes (formes mobiles). **(Riley et Agudelo, 2008)**

2. Mesure de paramètres sanguins et sérologie

Cette méthode utilise l'hématologie, la biochimie et la sérologie pour diagnostiquer des infestations parasitaires, surtout chez les chevaux. Même en absence de symptômes cliniques, des anomalies comme l'anémie, des variations de protéines. Des tests comme l'ELISA permettent de détecter des anticorps spécifiques (ex : téniasis, strongylose). L'ELISA est sensible mais peut donner de faux positifs. Elle permet aussi de quantifier l'infestation pour estimer le risque de coliques parasitaires. Le but est de détecter les infestations parasitaires par des analyses sanguines et sérologiques. **(Elsheikha et Hallowell, 2014).**

3. Biologie moléculaire

La biologie moléculaire est une méthode de plus en plus utilisée pour le diagnostic des maladies infectieuses. La technique principale est la PCR, qui permet d'amplifier de très petites quantités d'ADN parasite pour le rendre détectable. On utilise des régions spécifiques de l'ADN, appelées ITS (Internal Transcribed Spacer), très variables entre espèces, pour identifier les parasites avec précision. Des études ont permis d'identifier plusieurs espèces de *Strongylus* et de *cyathostomes* grâce à l'amplification de ces régions. Pour quantifier l'infestation, la PCR en temps réel (qPCR) est utilisée : elle mesure la quantité de parasite par le nombre de cycles nécessaires à l'amplification. Le but est d'utiliser les techniques d'amplification de l'ADN (notamment la PCR) pour diagnostiquer, identifier et quantifier les parasites dans les échantillons biologiques (sang, urine, fèces...). **(Zajac, A.M., 2012)**

La partie expérimentale

Introduction:

Dans le cadre de la recherche de parasites intestinaux, il est important d'utiliser des techniques adaptées pour faciliter leur détection au microscope. La présente manipulation a porté sur deux méthodes : la technique de flottaison, utilisée pour concentrer les œufs et oocystes parasitaires, et la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée, permettant de mettre en évidence spécifiquement les oocystes de *Cryptosporidium*.

OBJECTIF

L'objectif de notre étude est la recherche et l'identification des différentes espèces parasitaires localisées dans l'appareil digestif chez le cheval.

I-MATÉRIEL & MÉTHODES

1-Matériel

1-1-La zone d'étude :

L'étude a été menée dans les wilayas suivantes à savoir : La wilaya de Blida (Club hippique Mitidja, Ferme Equestre L'Hacienda, Station expérimentale du département vétérinaire université Blida 1, la Wilaya de Tizi Ouzou (région Larbaa Nath Irathen), la wilaya de Tipaza où s'est déroulé le concours qualificatif CSI à Sidi Rached ou Haras Elégance avec la participation des wilayas suivantes : Oran, Sétif, Annaba, Tipaza, Alger (**Figure 21**)

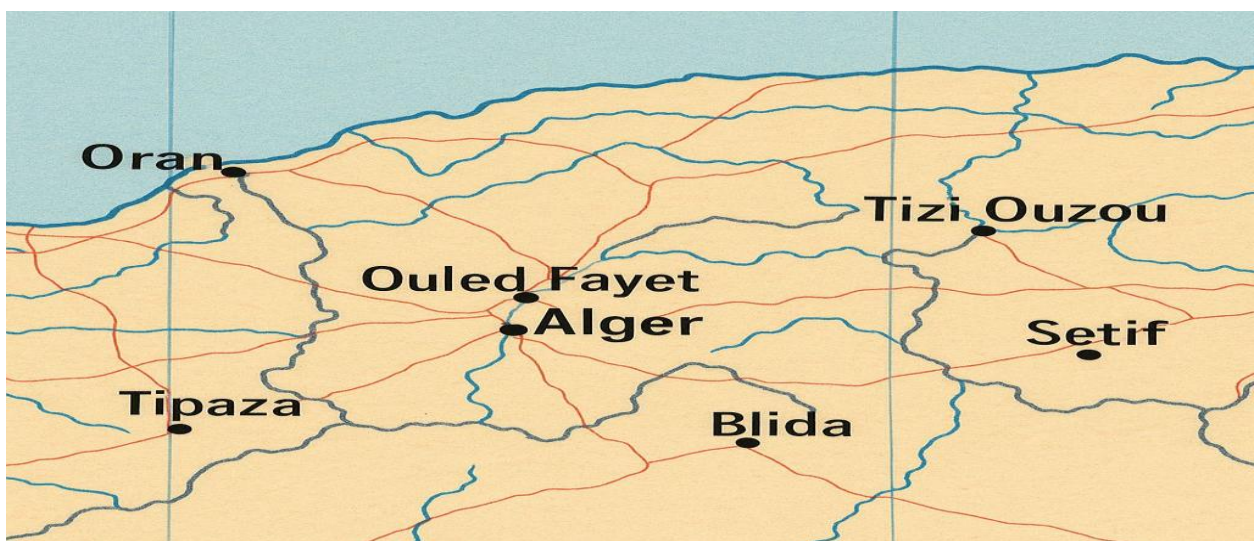


Figure 21 : Carte géographique des zones d'étude.

1-2-Durée de l'étude :

L'étude s'est déroulée sur 1 mois (durant la période s'étalant du 07 Avril au 26 Avril 2025) .Des prélèvements de matière fécale ont été effectués sur des chevaux et analysés au laboratoire de parasitologie du département vétérinaire de l'université Blida 1.

Un total de 56 chevaux (29 étalons et 27 juments) âgés de 7 à 20 ans appartenant aux propriétaires privés ont fait l'objet de notre étude.

1-3-Prélèvement des crottins

Chaque prélèvement est accompagné d'une fiche signalétique au sujet de chaque cheval comportant l'âge, la race, le sexe, la date de naissance et la consistance des fèces.

Les matières fécales ont été récoltées la matinée avant que les chevaux quittent leurs box. Nous avons veillé à prélever les parties superficielles des crottins (n'ayant pas été en contact avec le sol). Ces crottins ont été directement mis dans des flacons en plastique et identifiés à l'aide d'une étiquette et acheminés le même jour vers le laboratoire de parasitologie de l'institut vétérinaire pour être examinés conservés à 4 °C pour un délai ne dépassant pas les 3 jours.

1-4- Matériel utilisé pour la technique de flottation

- Des gants, des flacons stériles en plastique, une minuterie.
- Des étiquettes pour l'identification des prélèvements.
- Une passoire à thé, lames, lamelles, béciers, une pince, mortier avec pilon.
- Un microscope optique, des pipettes pasteur, éprouvette.
- Solution salée (1 kg de sel de cuisine pour 2 litres d'eau distillée).

2-Méthodes

Recherche des parasites dans la matière fécale :

2-1-Technique de flottaison

Principe : faire flotter les œufs ou kystes pour les isoler à la surface.

2-2-Protocole



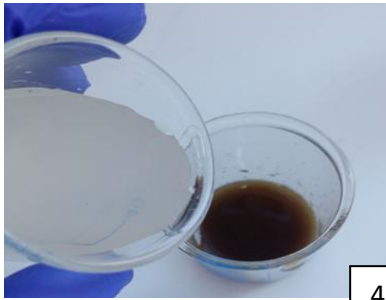
1
Prélever une petite quantité (3g) de fèces avec une pince et la déposer dans un flacon propre.



2
Ajouter environ 10 ml de solution salée et mélanger le tous.

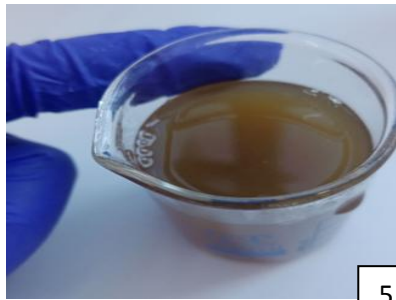


3
Bien délayer et passer à la passoire juste après.



4

Ajouter de l'eau salée (40 ml) au reste de la dilution jusqu'à un doigt de la surface.



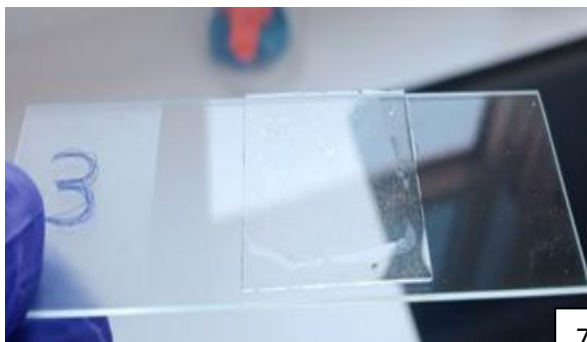
5

Enlever les bulles d'air avec le souffle respiratoire.



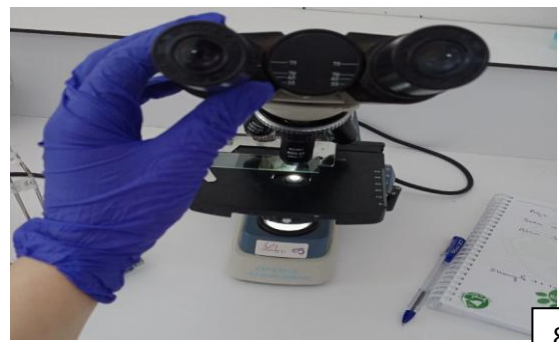
6

Prendre deux ou trois lamelles avec une pince et les déposer sur la surface de la solution. Laisser reposer pendant 20 min.



7

Prendre deux ou trois lamelles avec une pince et les déposer sur la lame.



8

Observation au microscope (G X10 ou X 20) et baisser la lumière. La lecture doit être rapide. Sinon, on aura une cristallisation.

Figures 22 : Des photos représentent des différentes étapes de la technique de la flottaison.

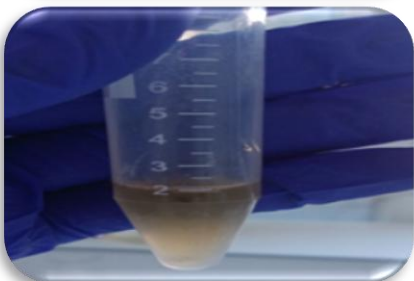
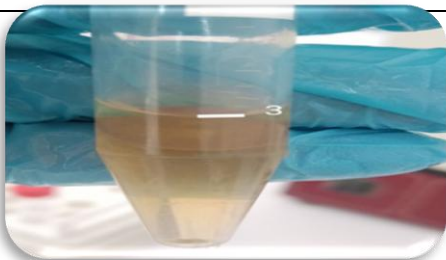
2-3- Technique de coloration de Ziehl Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz

Principe : La coloration de Ziehl Neelsen permet de caractériser l'acido-alcool-résistance des germes ayant la capacité à retenir la fuchsine après traitement par un alcool ou un acide, ces derniers apparaissent en rouge malgré l'utilisation du bleu de méthylène. Elle est la technique de coloration de référence utilisée pour l'identification spécifique des cryptosporidies (CDC, 2013).

2-4-Matériel utilisé pour la technique de la coloration

- Balance, ver à pied, spatule, ver à pied, portoir, porte lame, une centrifugeuse, microscope,
- Formol à 10%, fuschine phéniquée, méthanol, éther, acide sulfurique à 2%, vert de malachite .

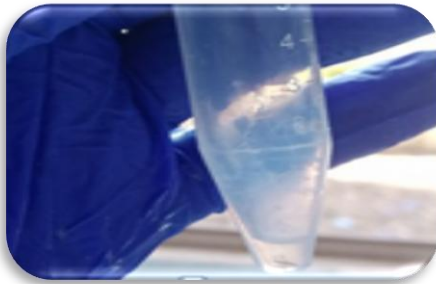
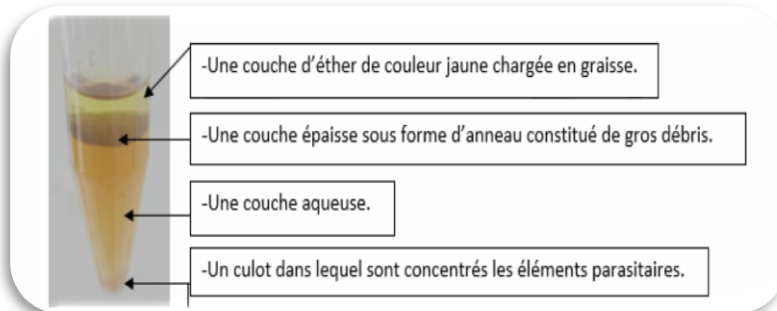
2-5-Protocole :

	- Peser 3 à 5 g de selles.
	-Déposer la matière fécale dans un verre à pied conique.
	-Verser un volume de formol à 10 % 2 à 3 fois supérieur à celui des selles et bien mélanger jusqu'à homogénéisation.
	-Laisser décanter 1 à 2 minutes pour éliminer les gros débris fécaux
	-Verser le surnageant dans un tube conique de 15 ml. -Ajouter de l'éther : le 1/3 du volume décanté.
	-Laisser environ 1 cm de l'ouverture du tube qui permet l'émulsion de matières fécales pendant l'agitation.



- Fermer le tube et agiter énergiquement de façon à obtenir un liquide homogène.
- Centrifuger pendant 5 mn à 2500 tours.

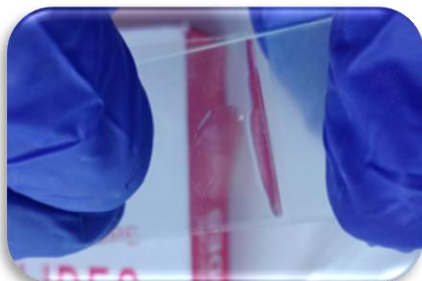
Après centrifugation, le contenu du tube se répartit en 4 couches qui sont de haut en bas



- Jeter énergiquement le surnageant constitué par les 3 couches et garder le Culot.



- À l'aide d'une pipette Pasteur, on prélève 1 goutte du culot ensuite l'étaler avec une lamelle sur toute la surface de la lame, d'une manière continue en zigzag sans revenir au point de départ.



- Laisser la lame sécher à l'air

Mode opératoire de la coloration des lames :



- Le frottis fécal est fixé au méthanol pendant 5 minutes et laissé sécher à l'air.

	
	-Colorer dans une solution de Fuschine phéniquée pendant 60 min. -Rincer à l'eau du robinet.
	-Différencier avec une solution d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes, pour décolorer et éliminer les débris et les autres microorganismes. - Rincer à l'eau du robinet
	- Contre-colorer avec une solution de vert de malachite à 5% pendant 10 minutes. -Tout est coloré en vert sauf les cryptosporidies qui gardent la coloration rouge - Rincer à l'eau du robinet - Laisser sécher à l'air.

Figures 23 : Des photos représentent des différentes étapes de la technique de concentration suivie par la coloration de ziehl Neelsen.

-Lecture des lames :

La lecture se fait au microscope optique à l'objectif G x 40 puis G x 100, avec de l'huile à immersion en mettant au point sur le coin supérieur gauche, puis en déplaçant la lame régulièrement d'avant en arrière ou de haut en bas (**figure 24**). Cette technique permet de visualiser nettement les oocystes de *Cryptosporidium*, qui sont colorés en rouge vif, parfois en rose sur un fond vert. Les oocystes sont des éléments ronds à ovoïdes, de 4-6 μm de diamètre en moyenne, à paroi épaisse. Dans le cytoplasme, il y a une zone centrale ou latérale plus claire, non colorée, qui correspond au corps résiduel (reliquat oocystal), et en périphérie ou au centre, des granulations noirâtres au nombre de quatre, qui correspondent aux sporozoïtes.



Figure 24 : Lecture de la lame.

II-Résultats avec Discussion :

A) -Résultats de l'observation au microscope :

Résultats de l'analyse après observation au microscope : La technique de flottaison

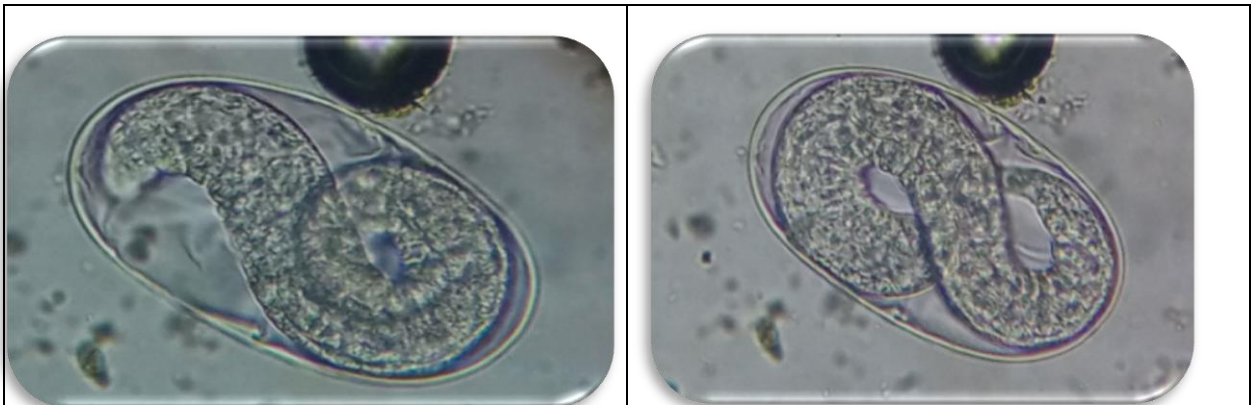
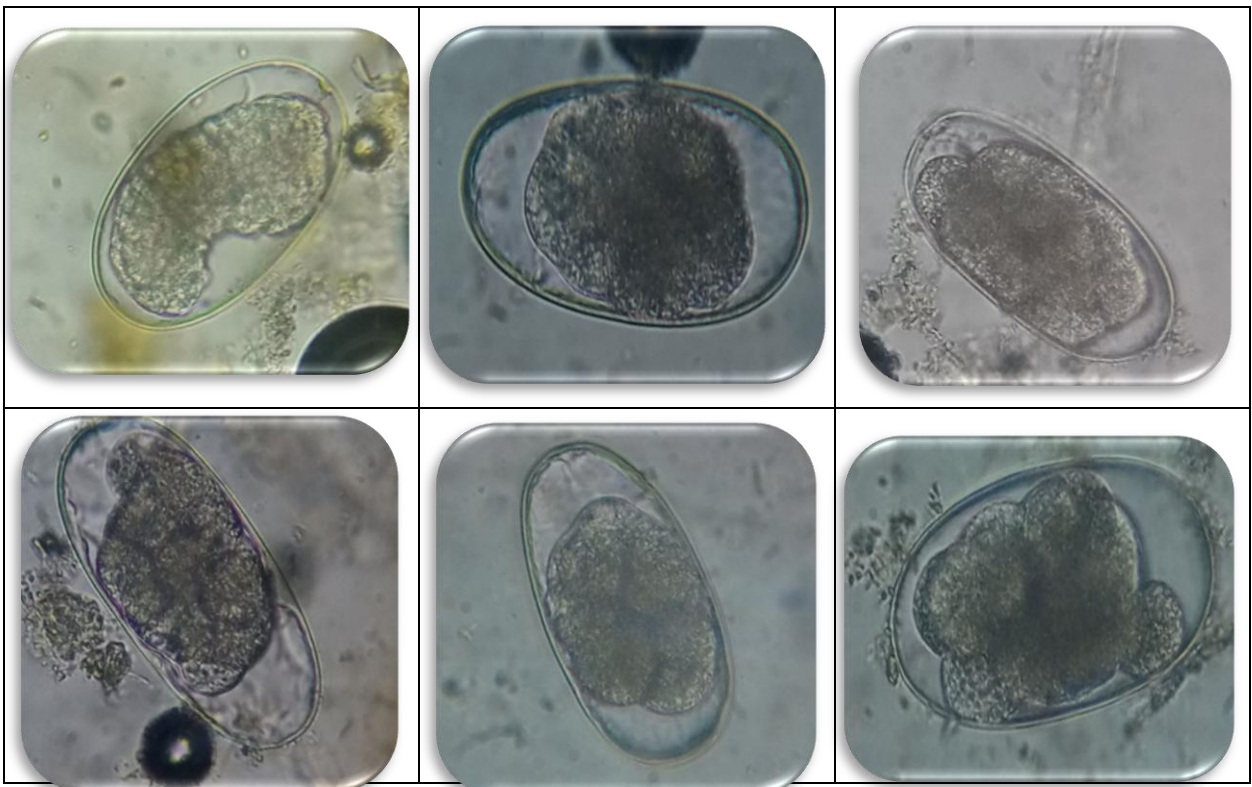


Figure 30 : Œuf de *strongylus sp.* observé au microscope optique (Gx40) (photos personnelles).



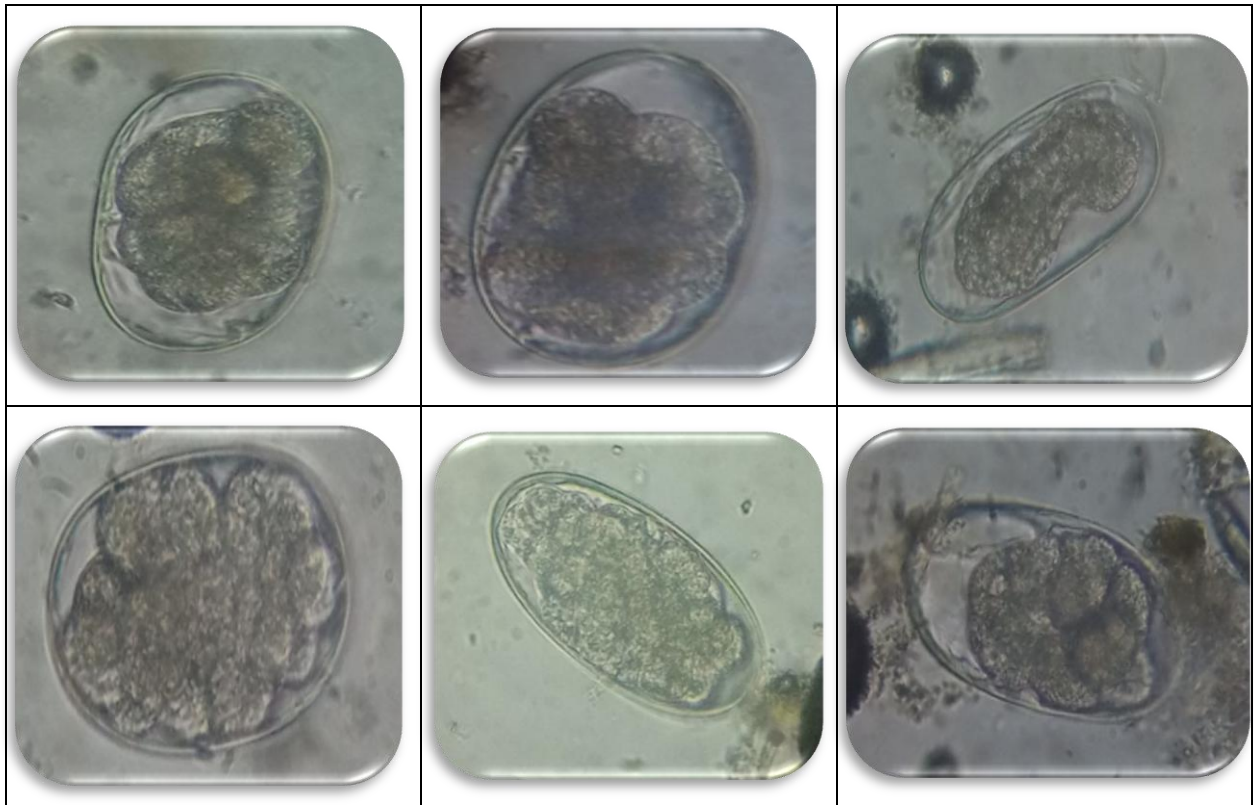


Figure 31 : Œufs de *strongylus sp.* observé au microscope optique (Gx40) (Photos personnelles).

Ces œuf possède une paroi fine et renferme une morula composée de 8 à 16 cellules.

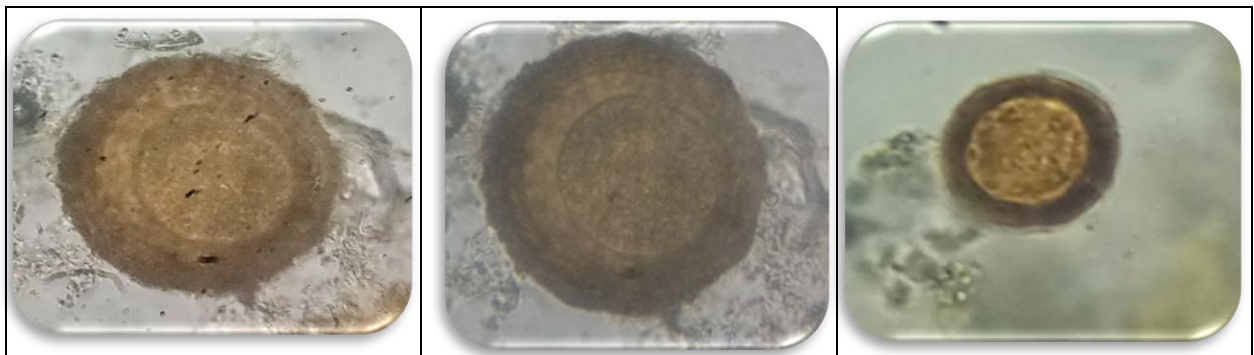
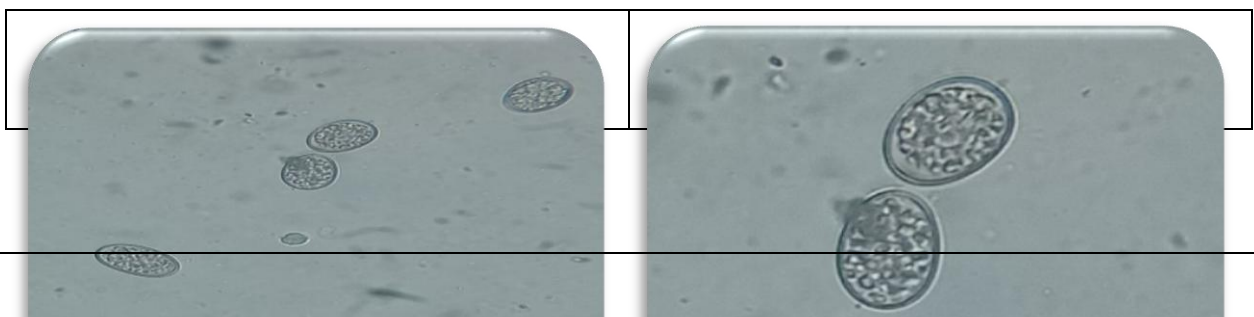


Figure 32 : Œuf de *Parascaris Equorum* observé au microscope optique (Gx40) (Photos personnelles).

L'œuf de *Parascaris equorum* est un œuf globuleux, ne contient qu'une seule cellule. Il est très pigmenté avec une paroi épaisse et d'aspect rugueux.



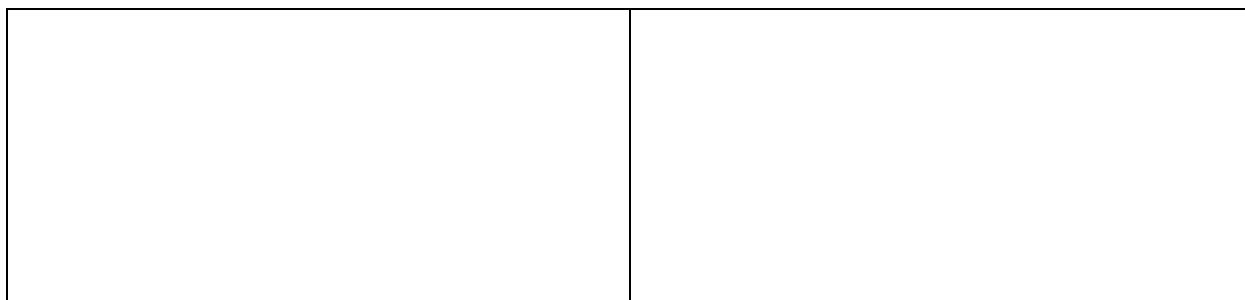


Figure 33 : Oocyste d'*Eimeria sp* observé au microscope optique (Gx40)(Photos personnelles).

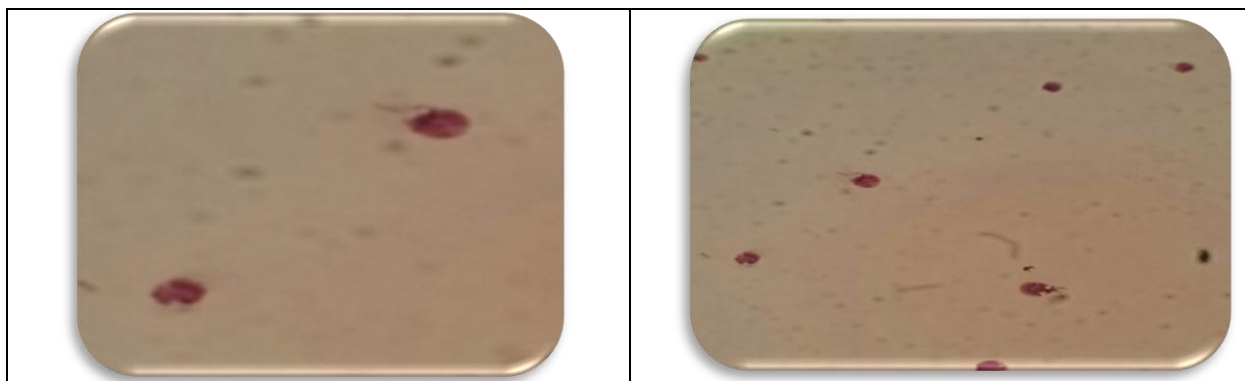


Figure 34 : *Cryptosporidium sp* observé au microscope optique (Gx100) par la Coloration de Ziehl Neelsen (Photos personnelles).

1. Fréquence des parasites gastro-intestinaux observés chez les chevaux analysés :

L'analyse coprologique de la matière fécale des chevaux ayant fait l'objet de notre étude a abouti aux observations suivantes (**tableau 02**)

Tableau 02 : Fréquence des parasites gastro-intestinaux observés chez les chevaux analysés.

Zone d'étude	Nombre de chevaux examinés	Nombre de chevaux positif	Fréquence (%)
Club Hippique Mitidja	15	15	100
Ferme Equestre L'Hacienda	05	04	80
Station expérimentale du département vétérinaire de Blida	05	05	100
Wilaya de Tizi Ouzou	05	05	100
Ouled fayet Alger	06	06	100
Oran	05	03	60

Sétif	05	04	80
Annaba	05	02	40
Tipaza (Haras Élégance)	05	05	100
	56	49	87,5

L'analyse coproscopique des 56 chevaux provenant de différentes régions d'Algérie a révélé un nombre important de chevaux positifs, avec un taux global de 87,5 %, indiquant une prévalence très élevée. Certaines zones présentaient des résultats particulièrement alarmants, avec un taux de positivité de 100 %, notamment au Club Hippique Mitidja, à la Station expérimentale de l'Institut vétérinaire de l'Université Blida 1, ainsi que dans les wilayas de Tizi Ouzou, Ouled Fayet (Alger) et Tipaza (Haras Élégance). Par ailleurs, tous les chevaux examinés dans ces régions étaient porteurs du parasite, ce qui suggère une infestation généralisée. En revanche, dans les wilayas d'Oran, Sétif et Annaba, les chevaux analysés présentaient des taux d'infestation variables, allant de faibles à élevés (entre 40 % et 80 %), confirmant néanmoins la présence du parasite dans ces zones.

2. Fréquence des chevaux atteints selon la race :

Notre étude a révélé concernant le facteur race des chevaux montre que le Selle français est la race la plus touchée, avec 25 chevaux atteints, représentant un taux de 44,6%, après l'Arabe barbe, qui occupe une position intermédiaire avec 15 chevaux atteints, soit un taux de 26,8 %. Enfin, le Pur-sang arabe est la race la moins affectée, avec 9 chevaux atteints, correspondant à 16,1 %. (Figure 22).

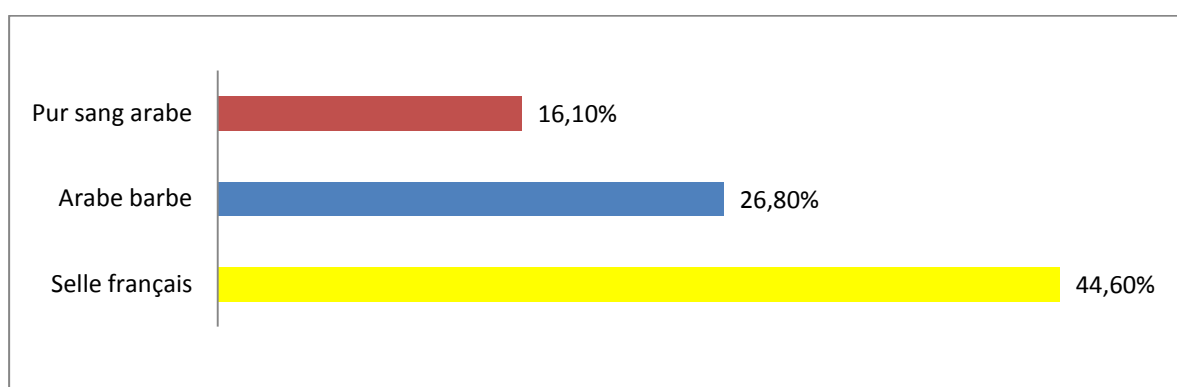


Figure 25 : Fréquence du parasitisme chez les chevaux en fonction de la race.

3. Fréquence des chevaux atteints selon le sexe :

Les résultats montrent une répartition semblable du parasitisme entre les étalons avec un taux de 44,5 % et les juments avec un taux de 43%, suggérant l'absence d'impact significatif du sexe sur la parasitose équine (figure 23).

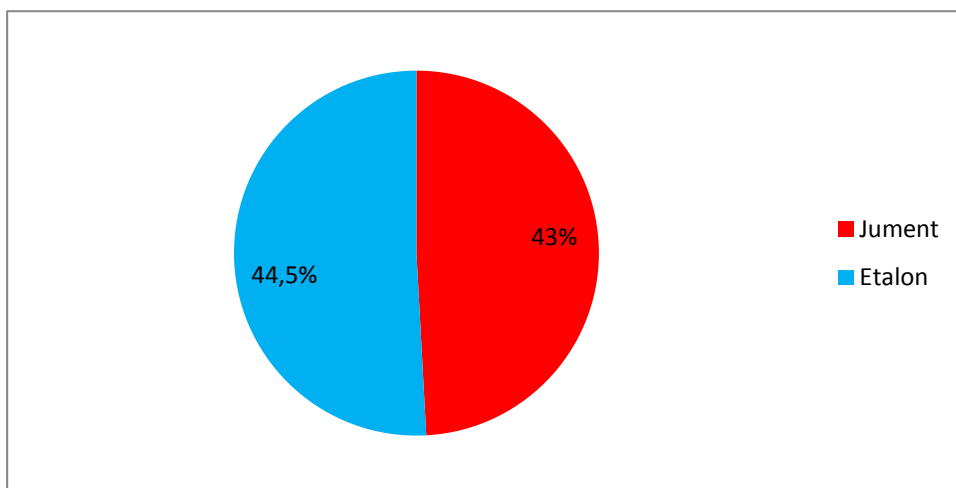


Figure 26 : Fréquence du parasitisme chez les chevaux en fonction de sexe.

4. Taux d'infestation parasitaire des chevaux en rapport avec la vermifugation :

D'après l'enquête menée auprès des propriétaires de chevaux dans le cadre de notre étude sur la vermifugation, nous avons enregistré un taux de **82,1 %** des propriétaires vermifugent leurs chevaux deux fois par an, respectant ainsi les recommandations vétérinaires et assurant une prévention efficace parasitaire. En revanche, un taux de **17,9 %** des propriétaires pratiquent la vermifugation de manière irrégulière, ce qui peut exposer leurs chevaux à un risque accru d'infestation.(figure 24).

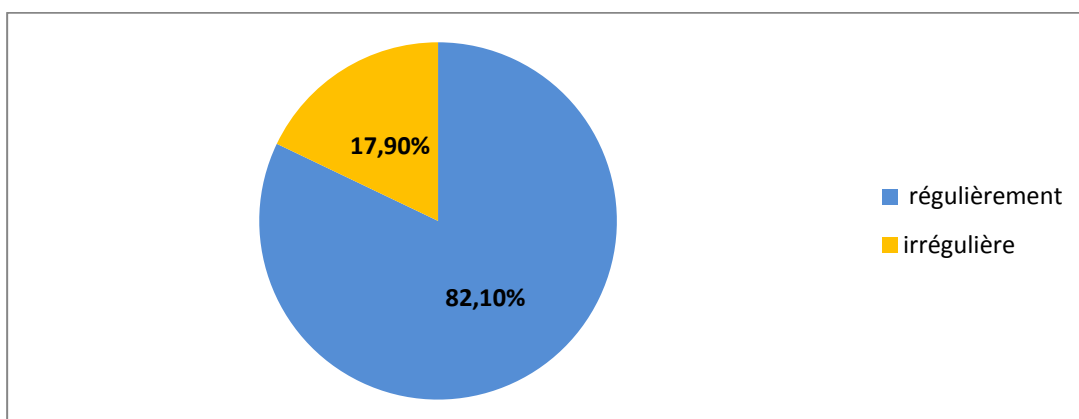


Figure 27 : Fréquence des chevaux atteints selon le vermifugation.

5. La fréquence des parasites par la technique de flottation :

D'après les données du tableau 05, les strongles digestifs dominent clairement avec des taux d'infestation allant de faible à massive avec des taux de 37.5 %, 17.9% ,10.7% respectivement. Par ailleurs, la présence d'Eimeria est relativement faible avec un taux de 3.6 %. Nous avons également enregistré des cas de co-infections : Parascaris et Strongles digestifs avec une infestation massive (10.7%), ainsi qu'Eimeria et strongles digestifs avec une infestation modérée avec (7.1 %) (Figure 25).

+ : infestation faible, ++ : infestation moyenne, +++ : infestation massive

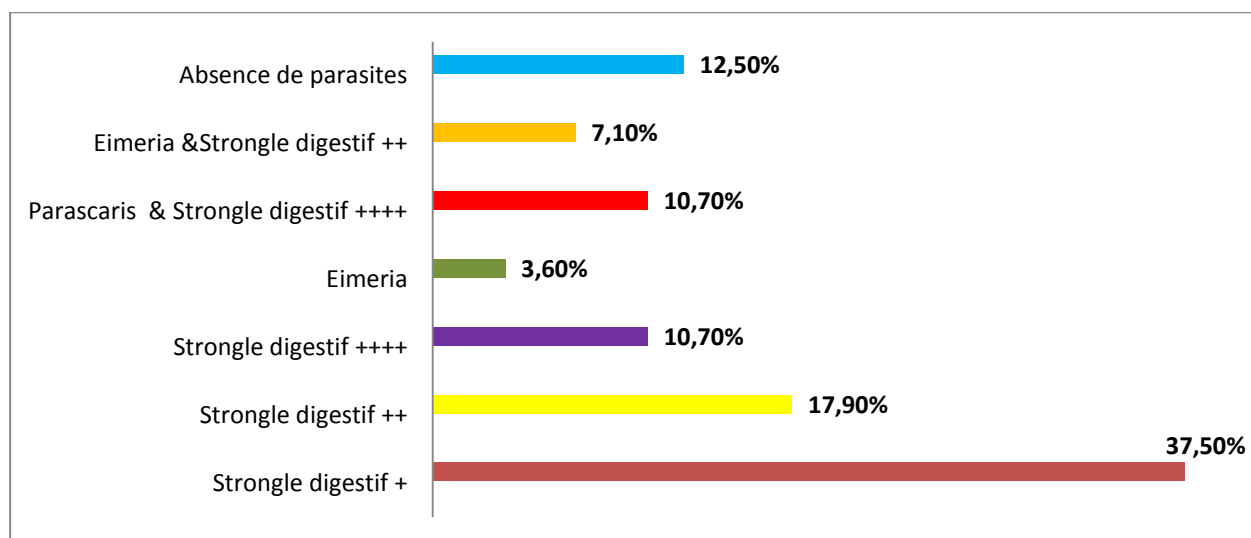


Figure 28 : Répartition des parasites digestifs après analyse chez les chevaux atteints

6. La fréquence du *Cryptosporidium sp* par la technique de Ziehl neelsen modifiée:

Sur un total de 56 chevaux analysés, *Cryptosporidium sp* a été détecté dans 16% (9/56) des cas. Cette prévalence pourrait s'expliquer par la cohabitation de ces chevaux avec des bovins (figure 26).

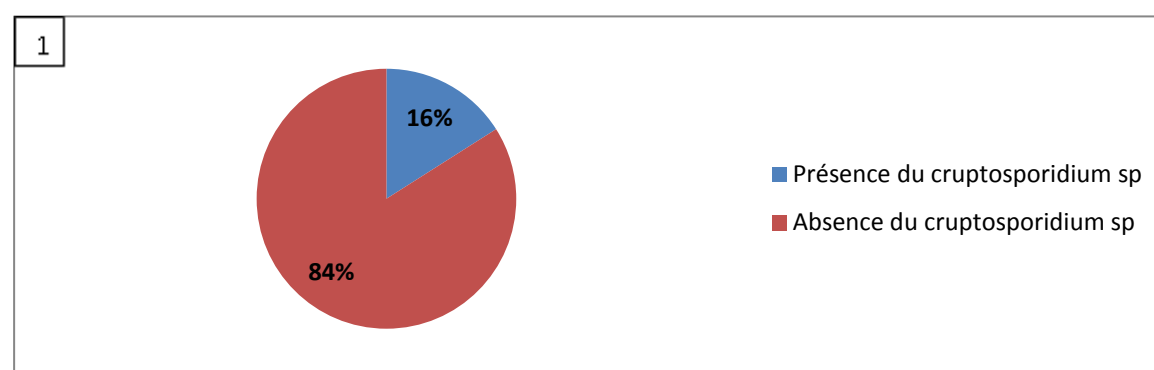


Figure 29 : Fréquence du *Cryptosporidium sp* chez les chevaux analysés

Discussion

À la lumière des résultats obtenus lors de notre d'étude, il ressort que les infestations parasitaires peuvent avoir un impact significatif sur la santé, les performances et le bien-être des équidés. Parmi ces parasitoses, la parasitose digestive constitue un sujet d'importance clinique et zootechnique majeure. L'analyse coproscopique menée sur 56 chevaux provenant de différentes wilayas algériennes révèle un taux d'infestation élevé (87,5 %). Ce chiffre met en évidence une parasitose digestive généralisée, malgré une majorité de chevaux vermifugés régulièrement.

Qualité et validité des résultats :

La méthode de flottaison et la technique de concentration suivi par la coloration de Ziehl-Neelsen sont des outils fiables pour détecter les œufs et les oocystes. Cependant, certaines limites persistent, notamment la difficulté à différencier les espèces de strongles sans recourir à une culture larvaire.

Comparaison à la littérature :

Nos résultats rejoignent ceux rapportés par Irola (2010) et Beugnet et al. (2005), qui ont signalé une forte prévalence des strongles et une infestation notable par *Eimeria sp.* La présence importante de cyathostomes et leur résistance anthelminthique ont été largement étudiées et confirmées par de nombreuses recherches scientifiques.

Au Maghreb, les *Strongylus sp.* sont des parasites digestifs très fréquents chez les chevaux, avec une prévalence pouvant atteindre 87.5 % en Algérie. Leur forte présence est liée aux conditions d'élevage extensif, au pâturage libre et au manque de vermifugation régulière. Des taux élevés sont également observés au Maroc et en Tunisie entre 70% et 85%, ce qui souligne la nécessité d'un suivi vétérinaire rigoureux et de mesures de prévention adaptées. (El Allali, 2014 et Zrelli, M 2010)

Interprétation :

Les zones présentant un taux d'infestation de 100 % (Blida, Tizi Ouzou, Tipaza, Ouled Fayet) reflètent probablement une combinaison de facteurs : une densité animale élevée, des conditions climatiques humides et des pratiques de gestion parfois inadéquates. La quasi-égalité entre mâles et femelles confirme que le sexe n'est pas un facteur déterminant dans le parasitisme digestif. La race Selle Français a été la plus touchée, ce qui pourrait s'expliquer par

un mode d'élevage plus intensif, une plus grande exposition ou une sensibilité génétique accrue. En revanche, les chevaux Pur-sang Arabe, mieux adaptés aux conditions climats, pourraient bénéficier d'une résistance physiologique ou immunitaire accrue.

Conclusion :

L'analyse coprologique réalisée sur des chevaux de la station expérimentale de l'Institut vétérinaire de l'Université de Blida 1 et sur des chevaux appartenant à des propriétaires privés situés dans plusieurs wilayas d'Algérie nous a permis d'obtenir plusieurs données concernant les différentes espèces parasites du tube digestif.

Les strongles sont les parasites les plus dominants, avec un taux d'infestation de 87,5 %, suivis par *Eimeria* avec un taux de 3,6 %, ce qui reste relativement faible. Par ailleurs, nous avons enregistré des cas de co-infections :

- *Parascaris equorum* et strongles (10,7 %)
- *Eimeria* et strongles (7,1 %).

Notre étude a également permis de mettre en évidence la présence de *Cryptosporidium sp.* dans les matières fécales, uniquement chez les chevaux en cohabitation avec des vaches.

Les résultats montrent que la régularité de la vermifugation a un impact direct sur la réduction du parasitisme. D'autres facteurs, tels que l'alimentation, l'hygiène du personnel et des boxes, pourraient également influencer cette pathologie chez les équidés et mériteraient des études complémentaires.

Perspectives :

À la lumière des résultats obtenus lors de notre étude sur la situation de la parasitose digestive chez les équins. Nous souhaiterions apporter quelques recommandations dans le but d'essayer de minimiser l'impact de cette pathologie chez les équidés.

1-Coproscopie systématique : Il serait utile de préciser que la fréquence des coproscopies peut varier en fonction de l'âge, de l'état de santé et du mode de vie des équidés (p. ex., les poulains et les chevaux en pâturage pourraient nécessiter un suivi plus fréquent).

2-Coprocultures ciblées : Souligner l'importance de collaborer avec des laboratoires spécialisés pour garantir des résultats fiables et interprétables.

3-Rotation des anthelminthiques : Insister sur la nécessité de suivre les recommandations vétérinaires pour éviter une rotation inappropriée, qui pourrait aggraver les résistances.

4-Méthodes moléculaires (PCR) : Mentionner que ces méthodes, bien que plus coûteuses, sont particulièrement utiles pour détecter les infections précoces ou les parasites difficiles à identifier par des méthodes traditionnelles.

5-Sensibilisation des propriétaires :

-Proposez des ateliers ou des supports éducatifs (fiches pratiques, vidéos) pour faciliter la compréhension et l'adoption des bonnes pratiques.

-Remplacez « pression de sélection » par « développement de résistances » pour une meilleure clarté. Par exemple, dans un environnement où un antibiotique est largement utilisé, les bactéries résistantes à cet antibiotique auront un avantage et se multiplieront davantage, ce qui entraîne un développement de résistances au sein de la population bactérienne.

*Mise en prairie : Recommandez une gestion proactive des pâturages, comme la rotation des parcelles et le fauchage régulier, pour réduire la charge parasitaire.

*Infestation au box : Encouragez l'utilisation de litières de qualité et leur renouvellement fréquent pour limiter les risques d'infestation.

Référence bibliographique:

- Armstrong, S. K., (2014). The efficacy of ivermectin, pyrantel and fenbendazole against *Parascaris equorum* infection in foals on farms in Australia. *Vet. Parasitol* , 205, pp. 575- 580.
- Beugnet F, POLACK B, DANG H (2004). *Atlas de Coproscopie*. Auxon, Kaliaxis, 277p.
- Beugnet et al, (2005) - *Abrégé de Parasitologie Clinique des Equidés*. Volume.2 : Parasitoses et mycoses internes. Clichy : Kaliaxis. 321 pages.
- Bertrand O . (2015). intérêt de l'analyse coproscopique pour le suivi des infestations parasitaires digestives des chevaux. Thèse Med. Vet., Alfort . Créteil.
- Bérard C.H.A.(2015). impact environnemental des médicaments anthelminthiques utilisés en filière équine ; premières études au sein de la réserve de fontainebleau et du gâtinais .
- Bowman DD. et al., 1999 - *Georgis' parasitology for veterinarians*, 7th edition, 1999, W.B. Saunders Company, Philadelphia 426p.
- Box Géline, 2016 : thèse en vue du diplôme D'état de docteur en pharmacie « Anthelminthiques et strongyloses digestives chez le cheval : Résistances rencontrées et moyens de lutte Enquête sur la gestion du parasitisme en Bretagne ».
- Bussièrès, 1995: *Abrégé de parasitologie vétérinaire*. Fascicule III : Helminthologie vétérinaire. 2nde éd. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Service de parasitologie 299 p.
- Cabaret J. 2007. Parasitisme interne du cheval au pâturage : évaluation et maîtrise, 33e Journée de la recherche équine, Les Haras Nationaux - Direction des connaissances, 261-268.
- Chauve C. 2001. Les ténias du cheval. *Action vétérinaire*, édition spéciale du 6 juillet, 4-7.
- Chermette R. et Kilani M., (1991) - *Abrégé de parasitologie vétérinaire*, fascicule IV, entomologie vétérinaire service parasitologie, ENV, Maisons-Alfort, France p 161.
- Collobert C. (1994) - *maladies des chevaux* édition 1 (édition France agricole) chapitre 6. p 46.
- Edwards G.B. et C.J. Proudman (1992) Validation d'une centrifugation / technique de flottation pour le diagnostic de cestodes équine. *Vet. Rec*, 131 p.
- Elshiekh HM, HALLOWELL GD (2014). Strongylosis in equines: biology, diagnosis and future needs. *Vet. Times (Clinical equidae)*, 21, 27-30.
- El Allali, K., Moudil, M., et al. (2014). Étude épidémiologique des strongyloses digestives chez les chevaux dans la région de Rabat-Salé-Zemmour-Zaër (Maroc). *Revue de Médecine Vétérinaire*, 165(11-12), 283-287
- Grosjean, H.G.H.A. (2003). *épidémiologie des parasitoses intestinales équines : étude de quatre établissements du nord de la Loire. mise au point d'un plan de vermifugation* . Thèse Med. Vet., Alfort . Créteil.
- Hugo, F. (2022). *Gestion des parasitoses gastro-intestinales du cheval*. Sciences pharmaceutiques.

- Irola, E. A. M., 2010. Le diagnostic et le traitement des parasitoses digestives des équidés – Synthèse bibliographique et conclusions de la réunion d’experts organisée par l’AVEF à Reims le 8 octobre 2008. Thèse de Doctorat Vétérinaire : Parasitologie, École Nationale Vétérinaire d'Alfort (ENVA), Maisons-Alfort, 179 p.
- Kadja, L. 2016. Suivi de certains paramètres hématologiques et biochimiques chez le cheval reproducteur de la remonte de Constantine : essai de corrélation avec certains nématodes, Université des frères montouri. Constantine.
- Kaufmann J.(1996)- Parasitic infections of Domestic Animals: a diagnostic manual, 1996, Birkhäuser Verlag, Berlin.
- Kilani M.et Chermette R., (2003)- principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail (Europe et régions chaudes).
- Kirkpatrick CE, SKAND DL (1985). Giardiasis in a horse. J. Am. Vet. Med. Assoc., 187, 163-164.
- Kornas, S., CABARET, J., & NOWOSAD, B. (2010). Parascaris and cyathostome nematodes in foals: parasite in transit or real infection ,Pol J Vet Sci , 13 (4), pp. 713-717.
- Kornas S, GAWOR J, CABARET J, MOLENDKA K, SKALSKA M, NOWOSAD B (2009). Morphometric Identification of Equid Cyathostome (Nematoda: Cyathostominae) Infective Larvae. Vet. Parasitol., 162(3–4), 290-94.
- Lajoix-Nouhaud, E., 2011. Épidémiologie, diagnostic et traitement de quelques parasitoses équine. Étude expérimentale menée en Limousin. Thèse de doctorat en pharmacie : Parasitologie. Université de Limoges, 97 p.
- Laugier, C., SEVIN, C., MENARD, S., & MAILLARD, K. (2012). Prevalence of Parascaris equorum infection in foals on French stud farms and first report of ivermectinresistant P. equorum populations in France. Vet. Parasitol , 188, pp. 185-189.
- Lefèvre P.C. (2003): principales maladies infectieuses et parasitaires du Bétail.
- Lichtenfels JR, KHARCHENKO VA, DVOJNOS GM (2008). Illustrated Identification Keys to Strongylid Parasites (strongylidae: Nematoda) of Horses, Zebras and Asses (Equidae). Vet. Parasitol., 156(1–2), 4-161.
- Love S, DUNCAN JL (1990). The development of naturally acquired cyathostome infection in ponies. Vet. Parasitol., 44, 127-42.
- Lyons, E. T., & TOLLIVER, S. C. (2004). Prevalence of parasite eggs (Strongyloides westeri, Parascaris equorum, and strongyles) and oocysts (Eimeria leuckarti) in the feces of Thoroughbred foals on 14 farms in central Kentucky in 2003. Parasitol Res , 92 (5), pp. 400- 404.
- Lyons E.T., DRUDGE J.H., TOLLIVER S.C. (2000) Larval cyathostomosis Vet. Clin. Of North Am. Eq. Pract., 16, 3, 501-613.
- Lyons ET, TOLLIVER SC, DRUDGE H, GRANSTROM DE, COLLINS SS (1993). Natural infections of Strongyloides westeri: prevalence in horse foals on several farms in central Kentucky in 1992, Vet.Parasitol., 50 (1-2), 101-107.

- Moukhhtaria et ,Koudri, S.,Mechkiour, L., Meddah, K., Khellil, S., & Haddouche, Z. (2018).Ascaridiose du cheval dans la région de Tiaret : fréquences et proposition de moyens de contrôle. Journal of Advanced Research in Science and Technology, 858-862p.
- Nielsen MK, REINEMEYER CR, SELLON DC (2014). Chapter 57 – Nematodes. In Equine Infectious diseases. Second Edition, St Louis, Missouri : Elsevier, pages 475 – 489, ISBN 978-1-4557-0891-8.
- Norris, J.K.,. (2017) The propensity of density: determining specific gravity of equine parasite eggs. American Association for Veterinary Parasitologists Conference.
- Owen JM (1977). Liver fluke infection in horses and ponies. Equine Vet. J., 9(1), 29-31
- Oxyures (internet). ESCCAP France. Disponible sur : <https://www.esccap.fr/parasitesgastro-intestinaux-cheval/oxyures-oxyurose-cheval.html> consulté le 18.06.2022.
- Proudman CJ et al. Tapeworms as a cause of intestinal disease in horses, 1999, Parasitol Today, 15(4); 156-9.
- Pietrement, Héloïse., 2004. Parasitisme digestif équin et modifications immunologiques. Thèse de Doctorat en Médecine Vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Lyon, Université Claude-Bernard - Lyon I, 199p.
- Rehbein, S., VISSER, M., & WINTER, R. (2013). Prevalence, intensity and seasonality of gastrointestinal parasites in abattoir horses in Germany. Parasitol Res. , 112 (1), pp. 407- 413.
- Reinemeyer CR, NIELSEN MK (2013). Handbook of Equine Parasite Control. Ames, Iowa, Wiley-Blackwell, 224p.
- Riley MB, AGUDELO P (2008). Worms in the grass: a case study concerning the extraction and identification of plant-parasitic nematodes. In: Plant Health Instructor, Department of Entomology, Soils and Plant Sciences, Clemson University. [<http://www.apsnet.org/edcenter/instcomm/TeachingArticles/Wormsinthegrass/Pages/default.aspx>] (consulté le 22/08/2014).
- Sellon DC, Long MT (2007). Equine Infectious Diseases. St. Louis, Mo.: Saunders Elsevier, 653p.
- Walden HS, JORDAN ME, DIPIETRO JA. Chapter 58 - Cestodes, in: Long, D.C.S.T. (Éd.), Equine Infectious Diseases (Second Edition). 2014a,. W.B. Saunders, St. Louis, p. 490-494.e2.
- Xioa L, HERD RP (1994). Epidemiology of equine Cryptosporidium and Giardia infections. Equine Vet. J., 26(1), 14-17.
- Zajac, A.M., Conboy, G.A., 2012. Veterinary Clinical Parasitology. 8e éd. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, USA, 354 p.
- Zrelli, M., Ben Romdhane, R., et al. (2010).Parasites gastro-intestinaux chez les chevaux de travail dans le nord-ouest de la Tunisie.Revue Méd. Vét., 161(2), 87-92

Questionnaire:

1. Informations générales :

-Âge :

-Sexe : ☐ Mâle ☐ Femelle

-Race :

-Région de résidence / d'élevage :

2. Conditions de vie :

-Type de cohabitation :

☐ Seul ☐ En groupe ☐ Autre (préciser) :

-Type d'alimentation :

☐ Pâturage libre ☐ Foin/ensilage ☐ Aliment concentré ☐ Mélangé ☐ Autre :

-Accès à l'eau :

☐ Abreuvoir automatique ☐ Bassin naturel ☐ Seau/bidon ☐ Autre :

3. Hygiène et soins :

-Fréquence du nettoyage de l'abri :

☐ Quotidienne ☐ Hebdomadaire ☐ Rare ☐ Jamais

Pratiques de déparasitage :

-Dernier traitement antiparasitaire (date) :

-Type de produit utilisé :

-Fréquence de déparasitage :

☐ Tous les 3 mois ☐ 2 fois/an ☐ 1 fois/an ☐ Jamais

4. État clinique et observations :

-Conséquences observées au niveau des fesses (ou région périnéale) :

☐ Lésions ☐ Grattage fréquent ☐ Perte de poils ☐ Aucune

-Signes cliniques généraux :

☐ Amaigrissement ☐ Diarrhée ☐ Anémie (muqueuses pâles) ☐ Diminution de performance
☐ Aucun

-Autres signes :