

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
جامعة عمار ثليجي بالأغواط
UNIVERSITE AMAR TELIDJI LAGHOUAT

كلية العلوم
FACULTE DES SCIENCES
قسم البيولوجيا
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Filière : Sciences Biologiques

Option : Parasitologie

THEME

Enquête sur les parasites à élimination fécale chez les équins à Laghouat

Présenté par : Saka Hakima

Devant le jury :

Président : M. Laoudi Mourad, Maitre assistant classe A.

Examineur : M. Becheur Mourad, Maitre assistant classe A.

Rapporteur : M. Saidi Radhwane, Maitre de conférences classe A.

Soutenu publiquement : juin / 2018.

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier tout d'abord DIEU le tout puissant de m'avoir donné la foi et de m'avoir donné cette dure volonté pour arriver au bout de mes objectifs....DIEU MERCI.

A mon promoteur : **DR SAIDI RADEWAN** pour leur aide et la réalisation de ce travail.

mon examinateur Docteur pour leurs implication leurs sympathie.

Tous les enseignants et enseignantes qui nous ont enrichis par leur savoir durant de cette formation.

.

A mes parents pour leur soutien financier et moral.....que DIEU leur bénisse.

Et enfin, j'exprime ma sympathie à tous ceux qui de loin ou de près ont contribué à la réalisation de ce travail

TABLE DES MATIERES

	Page
Introduction.....	01
Chapitre I : Etude bibliographique sur Rappels d'anatomie et de physiologie de l'appareil digestif équin	
I- Rappels d'anatomie et de physiologie sur l'appareil digestif équin	03
I-1- L'estomac.....	03
I-2-Les intestins	04
I-3 Le système circulatoire	04
ChapitreII Les principaux parasites de l'appareil digestif équin	
II -Les principaux parasites de l'appareil digestif équin	06
II-1 Les Nématelminthes	06
II-2 Strongylinés	07
II-2-1- Généralités	07
II-2-2- Morphologie	07
II-2-3- Pathogénicité	10
II-2-4-Epidémiologie	10
II-3- Strongyloïdés.....	12
II-3-1-Généralités	12
II-3-2- Morphologie.....	13
II-3-3-Pathogénicité	13
II-3-4- Epidémiologie	15
II-4-Ascaridés	16
II-4-1- Morphologie	16
II-4-2-Pathogenicite	18
II-4-3- Epidémiologie	19
II-5- <i>Oxyuris equi</i>	19
II-5-1-Morphologie	19
II-5-2-Pouvoir pathogène	21
II-5-3- Epidémiologie	21
II-6-Petits strongles ou cyathostomes	22
II-6-1-Morphologie	22

II-6-2-Pathogénicité.....	26
II-6-3-Epidémiologie	27
II-7 Anoplocéphalidés.....	27
II-7-1-Morphologie	27
II-7-2-Pathogénicité.....	29
II-7-3- Epidémiologie	29
II-8-Douves du foie	30
II-8-1- <i>Fasciola hepatica</i>	30
II-8-2-Pathogénicité	33
II-8-3- Epidémiologie	33
II-9-Gastérophiles	33
II-9-1-Morphologie.....	33
II -9-2-Pathogénicité	35
II-10- Coccidies	35
II-10-1- Biologie	35
II-10-2- Epidémiologie	35

Chapitre III : Matériel et Méthodes

III-1 L'objectif	38
III-2 Période de l'étude	38
III- 3 Recueil des données sur les conditions d'élevage	38
III -4 présentation de la wilaya.....	38
III -4-1 Situation géographique	38
III -4-2 Critères de choix des sites.....	39
III -4- 3 Caractéristiques des élevages visités	39
III -4-4 Caractéristiques des animaux examinés.....	40
III -5 Méthode de prélèvements	41
III -6 Diagnostic coprologique.....	42
III -6-1 La coproscopie macroscopique	42
III -6-2 Coproscopie microscopique	42
III -6-2-1 Coproscopie qualitative	43
III -6-2-1-1 -Méthode par flottation	43
III -6-2-1-2 Méthode de sédimentation.....	45
III -6-2-1-3 La coloration de Ziehl-Neelsen modifiée	45

Chapitre IV : Présentation des résultats

IV -1 Recherche des parasites fécaux.....	47
IV -2 Observation microscopique	47
IV -3 Prévalences parasitaires.....	47
IV -3-1 Prévalence globale des parasites fécaux.....	50
IV -3-2 Prévalence pour chaque type des parasites	51
IV -4 Pourcentage d'association des parasites (polyparasitisme)	51
IV -4-1 Association de deux parasites.....	52
IV -4-2 Association de Trois parasites	53
IV -4-3 Association de quatre parasites	53
IV-5 La relation entre le parasitisme et les autres paramètres	53
IV -5-1 Prévalence du parasitisme en fonction de sexe	53
IV-5-2 Prévalence du parasitisme en fonction de l'âge	54
IV-5-3 Prévalence du parasitisme en fonction de l'hygiène	55
IV-5-4 Prévalence de parasitisme en fonction de statut clinique.....	56
IV-5-5 Prévalence de parasitisme en fonction de type d'alimentation	56
IV-5-6 Prévalence de parasitisme en fonction de site d'études	57

Chapitre V : Discussion

V. Discussion.....	59
Conclusion, recommandations et perspectives.....	64

Liste des figures

	page
Figure 1 : Schéma du système digestif du cheval	03
Figure 2 : Principaux parasites digestifs équins.....	06
Figure 3 : Aspect de la capsule buccale de <i>S.vulgaris</i> , <i>S.equinus</i> et <i>S.edentu</i>	08
Figure 4 : A = Larve L3 <i>S.vulgaris</i> , B = Larve L3 <i>S.edantatus</i> , C = Larve L3 <i>S.equinus</i> ,	09
Figure 5 : Oeufs du genre <i>Strongylus</i>	10
Figure 6 : Cycle de <i>Strongylus vulgaris</i>	11
Figure 7 : Cycle de <i>Strongylus equinus</i>	11
Figure 8: Cycle de <i>Strongylus edentatus</i>	12
Figure 9: photographie de <i>Strongyloides</i>	13
Figure 10 : Œuf de <i>Strongyloides westeri</i>	13
Figure 11. Cycle évolutif de <i>Strongyloides westeri</i>	15
Figure 12 : <i>Parascaris equorum</i> adultes, un mâle en haut et une femelle en bas	16
Figure 13 : Œuf de <i>Parascaris equorum</i>	17
Figure 14 : Cycle de <i>Parascaris equorum</i>	18
Figure 15 : Photographie d' <i>Oxyuris equi</i>	20
Figure 16 : Oeuf d' <i>Oxyuris equi</i>	20
Figure 17 : Cycle d' <i>Oxyuris equi</i>	21
Figure 18 : Larve de cyathostome	23
Figure 19 : larves de cyathostomes sur crottin.	23
Figure 20 : Œuf d'un petit strongle	24
Figure 21 : Cycle évolutif des <i>Cyathostomes</i>	25
Figure 22 : <i>Anoplocephala magna</i>	25
Figure 23: Oeuf d' <i>Anoplocephala perfoliata</i>	28
Figure 24 : Cycle des <i>Anoplocéphalidés</i>	29
Figure 25 : Photo larve de <i>Fasciola Hepatica</i>	30

Figure 26 : Photo larve de <i>Fasciola Hepatica</i>	31
Figure n° 27 : Cycle de <i>Fasciola hepatica</i>	32
Figure 28 : Larves de gastérophiles dans l'estomac	34
Figure 29 : Larve de gastérophile.....	35
Figure 30 : Cycle de <i>Gasterophilus intestinalis</i>	36
Figure 31 : Carte représentative des sites d'études.....	39
Figure 32 : Méthode de flottation (Beugnet, 2004)	44
Figure 33 : Œuf de <i>Strangylose</i> observé sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation.....	47
Figure 34 : Œuf de <i>Parascaris Equorum</i> observé sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation.....	47
Figure 35 : ŒUF d' <i>Oxyuris Equi</i> observé sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation	48
Figure 36: <i>Paranoplocephala sp</i> observée sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation.....	48
Figure37: <i>Eimeria sp</i> observée sous microscope optique (Gx40).....	48
Figure 38: ŒUF de <i>Cryptosporidium</i> observé sous microscope optique (Gx100).....	49
Figure 39 : Œuf <i>Fasciola Hepatica</i> observés sous microscope optique (Gx40).....	49
Figure 40 : Œuf de <i>Parascaris Equorum</i> Observé sous microscope optique (Gx400) par la Méthode de flottation.....	49
Figure 41 : Larve d'un Nématode observés sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation.....	50
Figure 42: Prévalence globale des endoparasites chez les équines.....	50
Figure 43 : Prévalence des différents genres de parasites trouvés.....	51
Figure 44 : Pourcentage d'association des parasites.....	52
Figure 45 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le sexe.....	54
Figure 46 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'âge.....	54
Figure 47 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'hygiène.....	55
Figure 48 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'état de santé.....	56
Figure 49 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le type d'alimentation.....	56
Figure 50 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le site d'études.....	57

LISTE DE TABLEUX

Tableau 01 : Différenciation des 3 espèces principales du genre <i>Strongylus</i>	07
Tableau 02 : Caractéristiques des élevages visités.....	40
Tableau 03: Caractéristiques des équins étudiés.....	42
Tableau 04: Nombre d'association de deux genres parasites chez les chevaux exami.....	52
Tableau 05 : Nombre d'association de trois genres parasites chez les chevaux examiné.....	53
Tableau 06 : Nombre d'association de quatre genres parasites chez les chevaux examinés.....	54

Résumé : Enquête sur les parasites à élimination fécale chez les équins à Laghouat

Le présent travail vise à connaître les parasites à élimination fécale chez les équins au niveau de certaines communes de la Wilaya de Laghouat ainsi que l'influence de certains facteurs de risque. Pour cela, 80 équins ont été examinés et prélevés durant la période allant de Mars à Mai 2018.

L'étude a montré une prévalence totale de 94 %. Huit (08) espèces de parasites ont été identifiées par différentes techniques de coproscopie (la sédimentation , la flottation et coloration ziehl nelseen) à savoir *Parascaris Equorum* (68,8%) , *Strongles* (67,5%) , *Oxyuris Equi* (55%) , *Eimeria Sp* (33,8%) , *Cryptosporidium Sp* (8,8%) , *Fasciola Hepatica* (5%) , *Gasterophilus Intestinalis* (3,8%) et *Anoplocephala Sp* (3,8%).

Le pourcentage d'association de trois parasites était le plus élevé (67,7%), suivi de deux parasites (63,3%) puis de quatre parasites (12,5%).

Mots clés : Equins, Parasites fécaux Sédimentation, Flottation, Coloration Ziehl Nelseen , Laghouat

Summary : Survey of parasites Elimination Pests in Equines at Laghouat

This work aims to identify parasites in the excretion of feces in horses in certain municipalities of Laghouat and the effect of some risk factors on them, so that 80 species of horses were examined and collected during the period from March to May 2018.

The study showed a total prevalence of 94%. *Eight* (08) species of parasites were identified by different coproscopy techniques (sedimentation, flotation and staining ziehl nelseen) namely *Parascaris Equorum* (68,8%), *Strongles* (67.5%), *Oxyuris Equi* (55%) , *Eimeria Sp* (33.8%), *Cryptosporidium Sp* (8.8%), *Fasciola Hepatica* (5%), *Gasterophilus Intestinalis* (3.8%) and *Anoplocephala Sp* (3.8%).

The percentage of association of three parasites was the highest (67.7%), followed by two parasites (63.3%) and four parasites (12.5%).

Keywords: Equine, Parasites, Sedimentation, Flotation, Staining Ziehl Nelseen, Laghouat

ملخص تحقيق عن وجود طفيليات في البراز عند الخيول في الأغواط

يهدف هذا العمل إلى معرفة الطفيليات في إفراز البراز في الخيول في البلديات معينة من ولاية الأغواط وتأثير بعض عوامل الخطر عليها ، بحيث تم فحص وجمع 80 نوع من الخيول خلال الفترة من مارس إلى مايو 2018. أظهرت الدراسة أن معدل الانتشار الإجمالي 94% وقد تم تحديد 08 أنواع من الطفيليات الداخلية من خلال تقنيات مختلفة ، الترسيب، التعويم ، التلطيح (ziehl nelseen) والنتائج كانت كالتالي :

Equorum (68, 8%), Strongles (67.5%), Oxyuris Equi (55%) , Eimeria Sp (33.8%), Cryptosporidium Sp (8.8%), Fasciola Hepatica (5%), Gasterophilus Intestinalis (3.8%) and Anoplocephala Sp (3.8%).

كانت النسبة المئوية لرابطة ثلاث من الطفيليات هي الأعلى (67.7%) تاليها طفيليان (63.3%) وأخيرا أربع طفيليات (12.5%)

الكلمات المفتاحية: الخيول : الطفيليات الداخلية ، الترسيب ، التعويم، التلطيح ، ziehl nelseen ، ولاية الأغواط

Introduction

INTRODUCTION

Le cheval est un animal dont la logique d'élevage est particulière et qui fait l'objet d'attentes tout aussi particulières. Tout d'abord, contrairement aux éleveurs d'ovins et de bovins, les éleveurs de chevaux raisonnent dans une logique d'élevage individuel. Chaque individu est le centre d'attention particulière : alimentation, soins, programme de travail, et même affection... Chaque cheval a donc une valeur qui lui est propre, qu'elle soit financière ou sentimentale. **(Bertrand, 2015).**

Ensuite, la majorité des structures équestres accueille des chevaux appartenant à des propriétaires différents en termes de moyens, de connaissances et d'intérêts. La notion de cheptel est assez étrangère aux propriétaires équins, d'autant qu'une majorité d'entre eux ne sont pas des professionnels du secteur. Cela rend évidemment compliquée la gestion sanitaire des effectifs.

Enfin, le cheval est un animal de loisir et la logique de rente a presque disparu. La performance sportive est l'objet de toutes les attentions et un des critères fondamentaux de sélection **(Bertrand, 2015).**

Ces trois constatations peuvent expliquer pourquoi les connaissances en parasitologie équine sont moins nombreuses à celles que l'on peut avoir dans d'autres domaines de la médecine équine. La recherche fondamentale en pathologie équine ne s'est pas développée autour de ce thème et l'absence de protocole de vermifugation précis à ce jour a conduit à l'apparition de résistance des strongles et des ascarides vis-à-vis des anthelminthiques

(Denwood *et al.* 2012).

Il faut signaler le peu de travaux portant sur la recherche des parasites à élimination fécale chez le cheval en Algérie. Ce manque en références solides nous a incité à mener une enquête sur ce sujet à Laghouat.

Dans une première partie, nous présenterons un état des lieux des parasites et des parasitoses digestives chez les chevaux. La deuxième partie de ce travail consistera en description du matériel et méthodes de coproscopie. Enfin, la troisième partie s'attachera à faire interprétation et la discussion des résultats obtenue.

Chapitre I :
Rappels d'anatomie et de physiologie de
l'appareil digestif équin

Chapitre I Rappels d'anatomie et de physiologie de l'appareil digestif équin

I- Rappels d'anatomie et de physiologie sur l'appareil digestif équin

Le cheval est un herbivore non ruminant. Son système digestif, d'un aspect anatomique simple, révèle une structure interne complexe et surtout fragile. Le parasitisme digestif est un facteur de risque important des syndromes coliques, qui sont certainement une des premières causes de mortalité des chevaux. Chez les jeunes chevaux de six mois à deux ans, 20% des cas de coliques mortelles sont imputables au parasitisme. Ce pourcentage est de 10% chez les chevaux adultes (**Lafon, 2014**).

Nous évoquerons ici succinctement les éléments d'anatomie nécessaires à la bonne compréhension de la physiopathologie des parasites au tropisme digestif. D'une part, nous détaillerons successivement les principaux organes composant le système digestif (figure 1). D'autre part, nous évoquerons le système circulatoire relié au tube digestif puisqu'il est emprunté par certains parasites migrants.

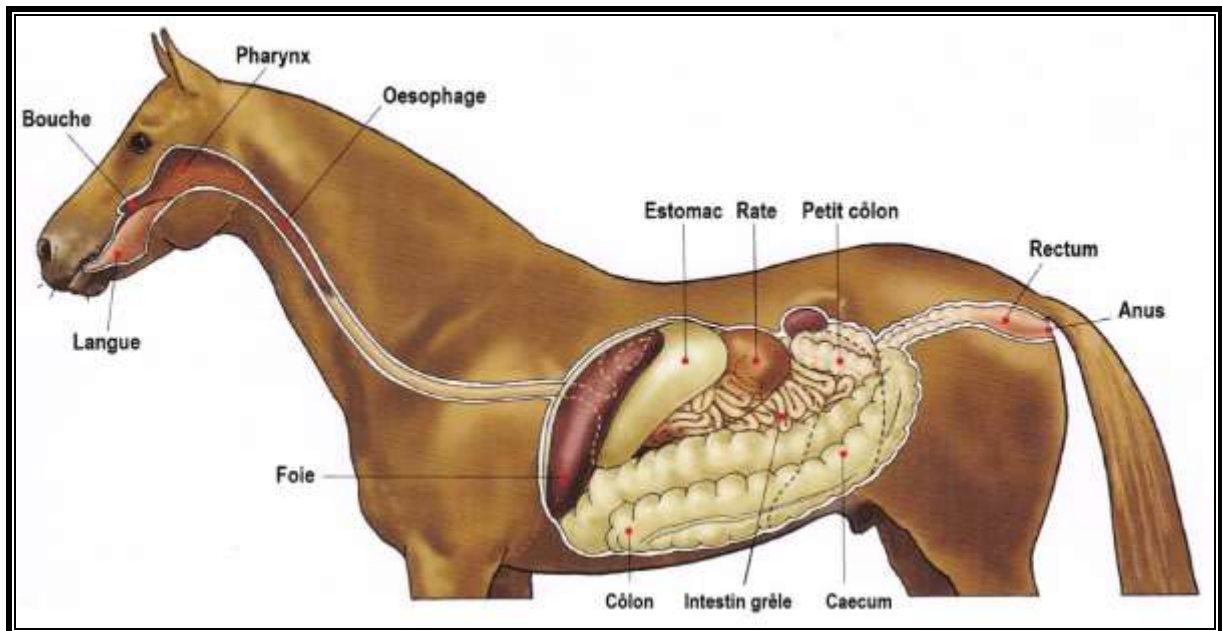


Figure 1 : schéma du système digestif du cheval – S. Gangloff .

I-1- L'estomac

Après déglutition et descente des aliments par l'œsophage, ceux-ci arrivent dans l'estomac par le cardia. Ce puissant sphincter empêche toute remontée des aliments. Il est donc impossible au cheval de vomir et de ruminer. Les aliments sont mélangés au suc gastrique acide afin de préparer leur digestion puis ils sont expulsés dans le duodénum par le pylore. Sa capacité se situe entre 10 et 15 litres. Ce faible volume est normalement adapté au mode de vie naturel des chevaux qui mangent en continu de petites quantités. Les vidanges sont donc fréquentes et confèrent à l'estomac un rôle important dans la régulation du transit (**Marchand, 2000; Toutain, 2012**).

I-2-Les intestins

Ils sont les organes principaux de la digestion, notamment de la cellulose. Successivement, nous retrouvons : le duodénum, l'iléum et le jéjunum composant l'intestin grêle, le caecum, le côlon, le petit côlon et le rectum.

Le passage du bol alimentaire dans l'intestin grêle ne dure que deux heures. Les enzymes pancréatiques permettent la digestion des sucres, des matières grasses et azotées. Dans le gros intestin, c'est la flore microbienne qui permet, en 24 à 48 heures, le traitement des substances qui ne sont pas sensibles aux enzymes pancréatiques

La fragilité de ce système apparaît d'une part dans la variabilité du degré de fixation de ces organes, entraînant des risques de déplacement et de torsion, et d'autre part dans l'important nombre de variations de diamètre, de courbures et d'invaginations. Ces caractères prédisposent aux ralentissements voire aux obstructions du transit et également aux stases du bol alimentaire (**Toutain, 2012 ; Marchand, 2000**).

I-3 Le système circulatoire

L'appareil digestif est irrigué par un important système circulatoire permettant d'une part l'oxygénation de ses organes et d'autre part l'assimilation des nutriments issus de la digestion. Les artères irrigant le système digestif affèrent principalement de l'artère mésentérique crâniale. Le système veineux effectue principalement un retour vers le foie, via la veine porte, pour permettre la métabolisation et la détoxification ainsi que le stockage des éléments provenant de la digestion (**Chenebin et Castel, 2005**).

Chapitre II

Les principaux parasites de l'appareil digestif équin

II -Les principaux parasites de l'appareil digestif équin

Les parasitoses digestives équines sont des « vers » : nématodes et cestodes, des insectes : les gastérophiles, et des protozoaires. Nous n'exposerons ici que les parasites ayant une prévalence importante (figure 2).

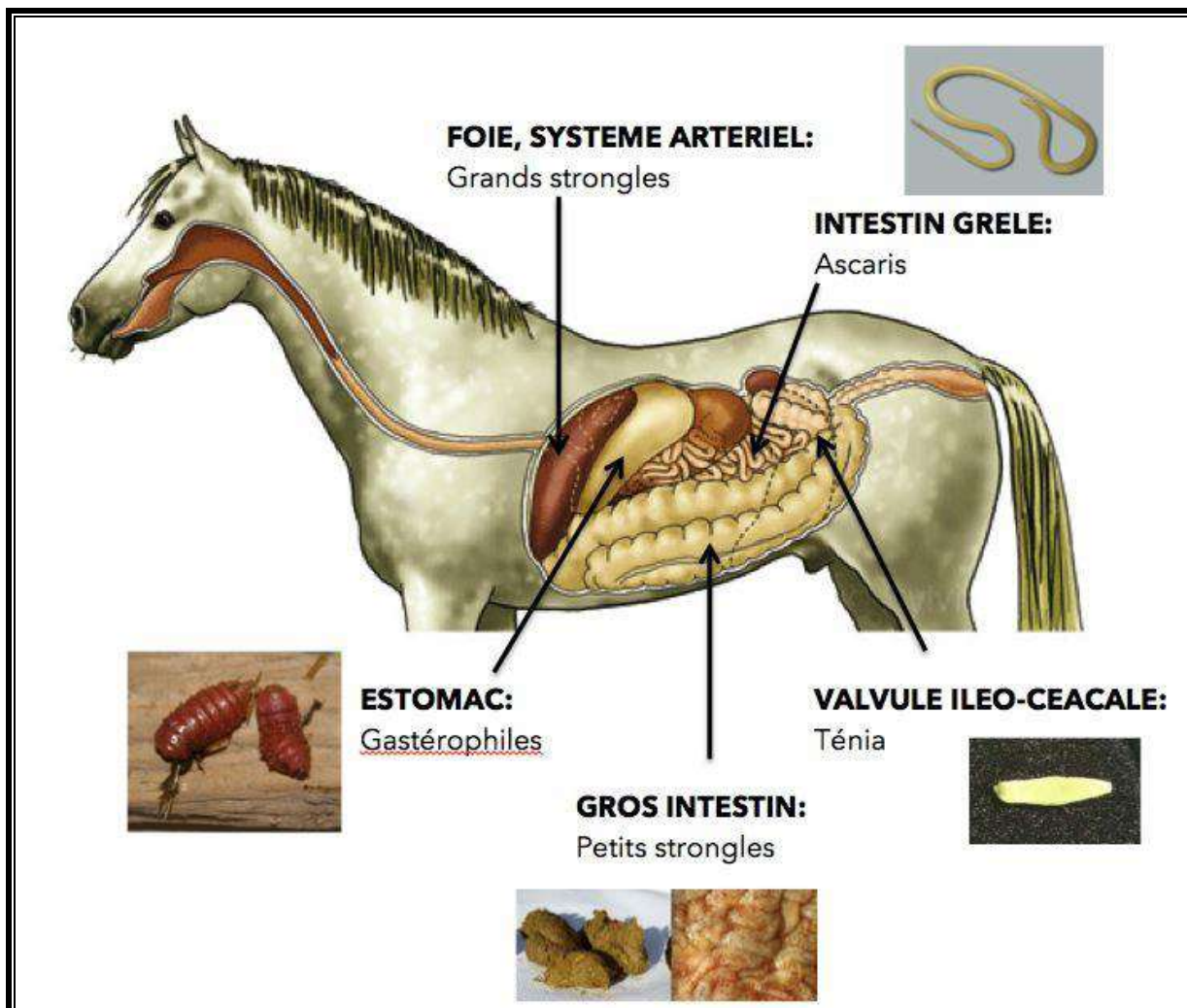


Figure 2 : Principaux parasites digestifs équins(Clinique vétérinaire Grosbois) .

II-1 Les Némathelminthes

La détermination de leurs caractéristiques est issue des publications de **Bussieras et Chermette (1988)**, **Chamouton et Petit (1990)**, **Bourée (1994)** **Arnaud et al. (1995)**, **Beugnet et Gevrey (1997)**, **Grosjean (2003)**, **Pietrement (2004)**.

Les Nématodes, appelés communément vers ronds, mis en cause dans les maladies équines, sont essentiellement de la famille des Strongylidés. On distingue:

les "grands strongles" :

- les "Grands strongles" ou Strongylinés : *Strongylus vulgaris*, *Strongylus edentatus*, *Strongylus equinus*

- les Strongyloïdes : *Strongyloides westeri*
- les Ascaris : *Parascaris equorum*
- les Oxyures : *Oxyuris equi*
- les Habronèmes ou Spiruridés : *Habronema megastoma*, *Habronema muscae*, *Habronema microstoma*
- les “petits strongles” ou Cyathostominés ou trichonèmes.
- les Cyathostomes : *Cyathostomum catinatum*, *Cylicocyclus nassatus*, *Cylicostephanus longibursatus*, *Cylicostephanus minutus*, *Cylicostephanus goldi*
- les strongles pulmonaires : *Dictyocaulus arnfieldi*
- les Onchocerques : *Onchocerca reticulata*, *Onchocerca cervicalis*

II-2 Strongylinés

Les strongylinés sont décrits d'après **Drudge et Lyons (1983)**, **Reinmeyer et al (1984)**, **Collobert-Laugier (1999)**.

II-2-1 Généralités

Les Strongylinés sont responsables des strongyloses, ils sont de l'Ordre des Strongylida, Super-Famille des Strongyloïdea et Famille des Strongylidés. Les espèces les plus couramment incriminées chez le cheval sont *Strongylus vulgaris*, *Strongylus edentatus* et *Strongylus equinus*.

II-2-2- Morphologie

a- Les adultes : Lichtenfels et al (2008).

Les strongylinés adultes du genre *Strongylus* sont des vers assez épais, rouge foncé, facilement visibles à l'oeil nu. Ils possèdent une capsule buccale très développée, et le mâle possède une bourse caudale. *S. vulgaris*, *S. edentatus* et *S. equinus* diffèrent les uns des autres par leur taille et par l'absence ou la présence de dents dans la capsule buccale (**Tableau 1**) (**figure 3**).

Genre	Taille	Capsule buccale
<i>Strongylus vulgaris</i>	1,5-2,5 cm	1 dent dorsale bilobée
<i>Strongylus edentatus</i>	2,5-4,5 cm	pas de dent
<i>Strongylus equinus</i>	2,5-5,0 cm	1 dent dorsale à 2 pointes et 2 dents ventrales

Table 1 : Différenciation des 3 espèces principales du genre *Strongylus* .

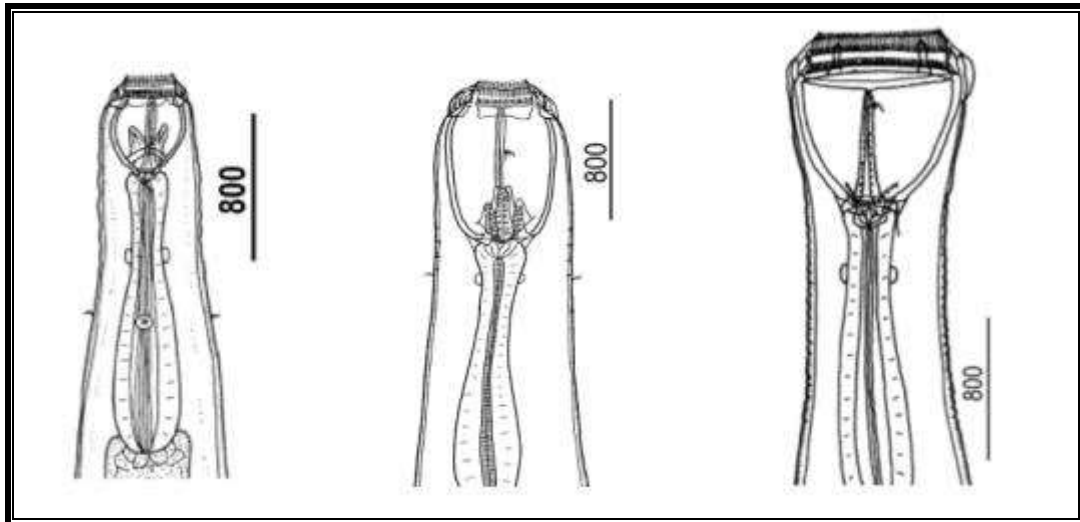


FIGURE 3 : Aspect de la capsule buccale de *S.vulgaris*, *S.equinus* et *S.edentus* (de gauche à droite, échelle en μm) (Lichtenfels et al, 2008).

b- Les larves : (Hendrix, 1998)

Les larves L1 et L2 de type rhabditoïde sont non infestantes. Elles sont dépourvues de gaine protectrice et l'appareil valvulaire est moins développé chez les L2.

Les larves L3 sont infestantes et sont, à la différence des L1 et L2, de type strongyloïde. Elles sont enveloppées d'une gaine et la queue, longue et flagelliforme, mesure environ $300 \mu\text{m}$. La larve possède 16 à 32 cellules intestinales polygonales, plus ou moins bien définies suivant l'espèce (figure 4) :

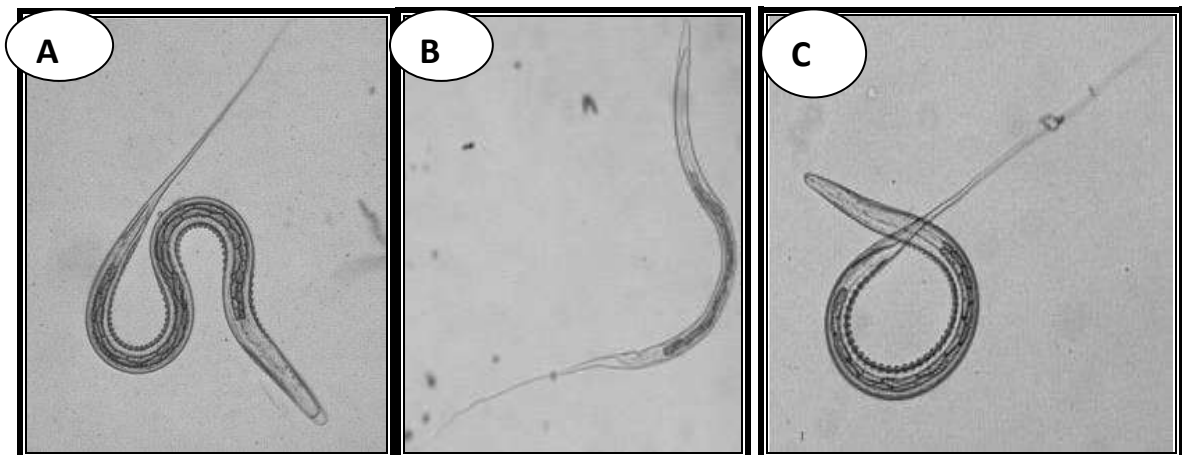


FIGURE 4 : A = Larve L3 *S.vulgaris*, 28 à 32 cellules intestinales B = Larve L3 *S.edentatus*, 20 cellules intestinales C = Larve L3 *S.equinus*, 16 cellules intestinales

c- Les oeufs (Mc Craw et Slocombe 1985)

Les oeufs du genre *Strongylus* sont ovales et à paroi fine. Ils contiennent une morula faite de 8 à 16 cellules (Figure 15). Ils sont difficiles à distinguer de ceux des autres strongles digestifs, mais son aspect serait plus globuleux que celui des cyathostomes.



Figure 5 : OEufs du genre Strongylus (source : service parasitologie ENVL)

d-Cycle

Le cycle est monoxène direct. La phase endogène se passe chez l'hôte définitif, le cheval. Les adultes vivent dans le gros intestin, fixés par leur capsule buccale, et s'y reproduisent. Les femelles pondent leurs oeufs qui sont ensuite rejetés avec les crottins. Lors de la phase exogène, dès que les conditions d'humidité et de température sont réunies (25-30°C ; 80% d'humidité), les oeufs donnent des larves hématophages L1, L2 puis L3. L1 et L2 sont des larves rhabditoïdes. L3, strongyloïde, est engainée et peut se former en 5 à 6 jours après l'éclosion ou en quelques semaines si les conditions ne sont pas optimales. L3 constitue le stade infestant, elle a la capacité de se déplacer (de 15 à 30 cm) et d'aller se situer en haut des brins d'herbe. Elle est surtout présente en début et en fin de journée au crépuscule et préfère les prairies humides (après la pluie ou au moment de la rosée).

L'infestation se fait par ingestion des L3, principalement au printemps mais également à l'automne. Les L3 perdent leur gaine protectrice dans l'intestin grêle et suivent différentes migrations selon les espèces en provoquant parfois des lésions graves.

Les L3 muent en L4 en 3 à 7 jours, elles passent par les artérioles, creusent des sillons en remontant le flux sanguin causant parfois des petits thrombus puis elles gagnent l'artère mésentérique crâniale 14 à 21 jours après l'ingestion. Selon les espèces, les larves L4 sont embolisées à divers endroits : dans l'artère mésentérique pour *S. vulgaris*, dans l'espace sous-péritonéal du flanc pour *S. edentatus*, dans le foie et le pancréas pour *S. equinus*. Les L5 sortent du thrombus pour regagner le gros intestin où elles mûrissent en adultes. La période pré-patente (de L3 à l'éclosion des oeufs) va de 6 mois pour *S. vulgaris* à 11 mois pour *S. equinus* (Austin, 1994 ; Grosjean, 2003 ; Pietrement, 2004 ; Irola, 2010).

II-2-3-. Pathogénicité

Les strongyloses imaginale, provoquées par les strongles adultes, se manifestent le plus souvent en automne et en hiver. Les adultes ont une action spoliatrice et traumatique qui provoque une altération de l'état général avec amaigrissement, des ulcères et des micro-hémorragies amenant à une anémie. Les atteintes sensibles causent des coliques alors que l'entérite va entraîner une hypersécrétion de mucus à l'origine de diarrhées. L'évolution peut être mortelle surtout chez les sujets les plus sensibles : poulains, poulinières et chevaux dont la charge parasitaire est très importante (**Collobert 1988, Collobert-Laugier 1999, Grosjean 2003**).

Les larves sont hématophages, elles ulcèrent la muqueuse digestive et provoquent des diarrhées incoercibles. Plus spécifiquement, avec les larves de *S. vulgaris*, les caillots peuvent s'emboliser et provoquer un infarctus mésentérique tandis que des ruptures d'anévrismes créées par celles-ci peuvent conduire à des hémorragies internes. (**Institut du cheval et association vétérinaire équine française 1994**)

L'atteinte par les larves de *S. edentatus* entraîne des péritonites voire des fibroses.

Elle est caractérisée par une intense douleur au flanc droit accompagnée de coliques et d'une démarche antalgique, d'après (**Ducos de Lahitte et Havrileck 1990 et Grosjean 2003**).

Les migrations hépato-pancréatiques en grande quantité des larves de *S. equinus* enflamment le parenchyme se compliquant en fibroses, hépatites ou pancréatites chroniques (**Mc Craw et Slocombe 1985 ; Institut du cheval et association vétérinaire équine française 1994**).

II-2-4-Epidémiologie

□ Descriptive

Les chevaux de tout âge peuvent être touchés par les parasites du genre *Strongylus*. Dans l'hémisphère nord, la période d'infestation maximale est au printemps à la période d'éclosion des oeufs qui ont passé l'hiver. Les signes cliniques sont peu spécifiques et peuvent apparaître tout au long de l'année. De plus, c'est surtout au pâturage, en zone humide, que les chevaux s'infestent même si les litières souillées peuvent provoquer l'infestation de l'hôte (**Bowman, 1999**). Cette maladie n'est plus fréquente mais le praticien peut encore y être confronté.

□ Analytique

Pour les trois espèces décrites, la source des parasites est la population de chevaux infestés qui éliminent les oeufs dans les fèces. Les oeufs et les larves infestantes L3 résistent dans le

milieu extérieur jusqu'à leur ingestion par les chevaux. La densité des animaux et la gestion des pâturages jouent un rôle déterminant comme causes favorisant l'infestation.

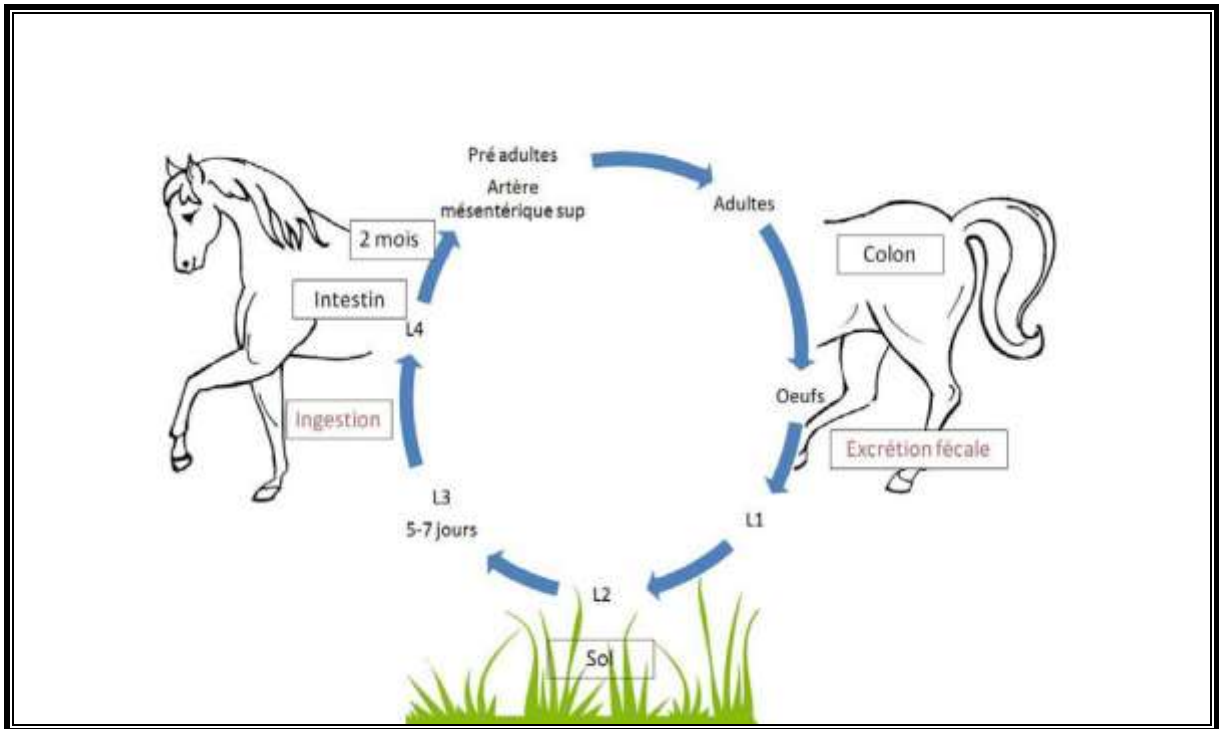


Figure n°6 : Cycle de *Strongylus vulgaris* d'après Irola (2010)

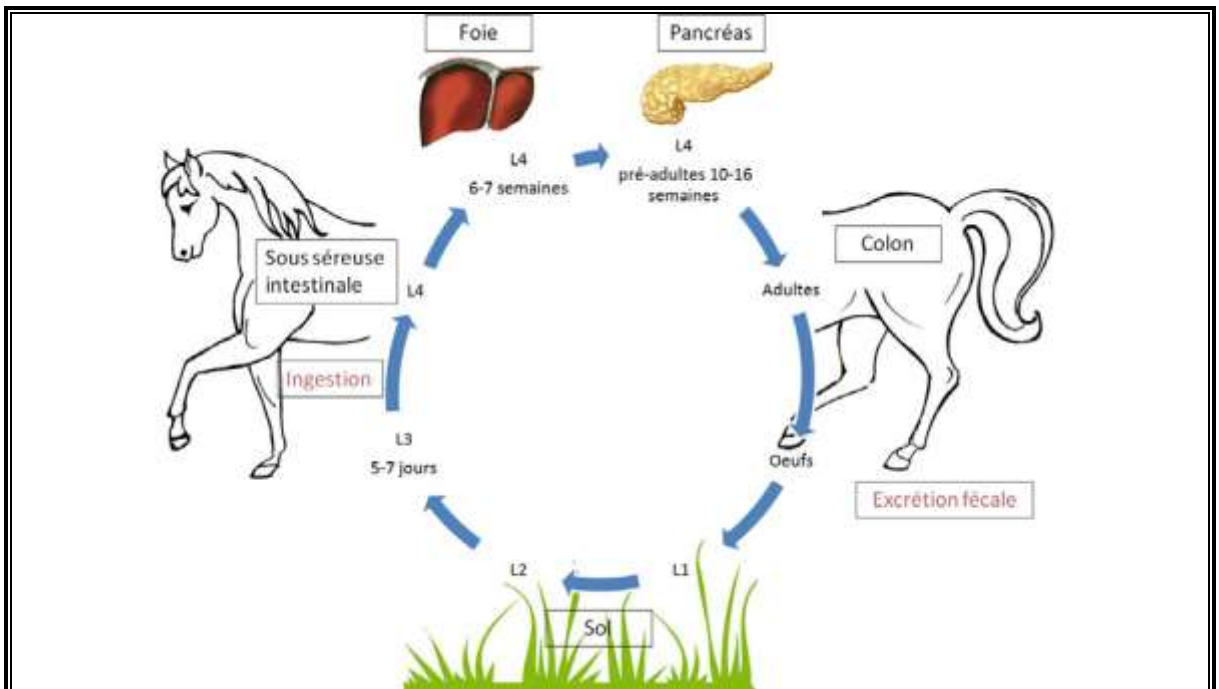


Figure n°7 : Cycle de *Strongylus equinus* d'après Irola (2010)

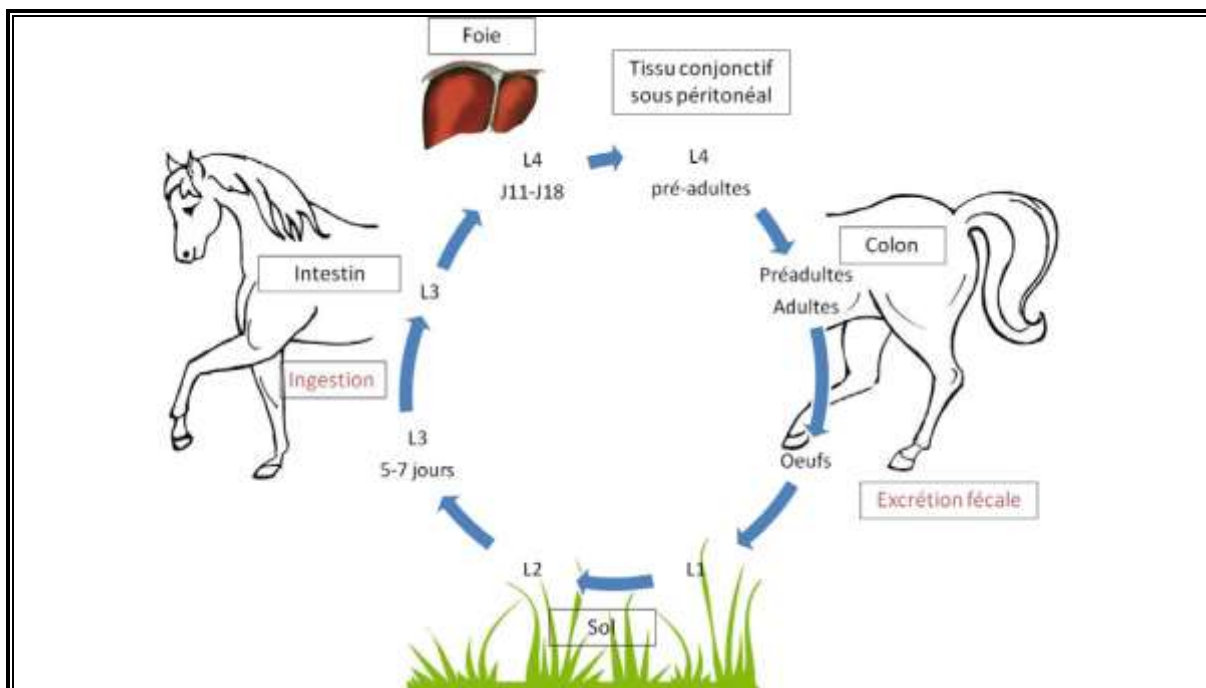


Figure n°8: Cycle de *Strongylus edentatus* d'après Irola (2010).

II-3-. Strongyloïdés

II-3-1-Généralités

Les Strongyloïdés, encore appelés anguillules, provoquent des strongyloïdoses, ou strongyloïdoses, ou encore anguilluloses, peu pathogènes et ne touchant que les poulains n'ayant pas encore acquis leur immunité. La seule espèce en cause chez les équidés est *Strongyloides westeri* de l'Ordre des Rhabditida et de la Famille des

Rhabditidés. (Institut du cheval et association vétérinaire équine française 1994 ; Pietrement 2004)

On le retrouve sur tous les continents. Sa prévalence est mal connue mais on la juge faible. On rencontre des cas de strongyloïdose essentiellement dans les élevages où les chevaux ne sont pas vermifugés ou vivent dans de mauvaises conditions d'hygiène. Les chevaux adultes sont, dans une très grande majorité, asymptomatiques. Par contre, les poulains âgés de 1 à 4 semaines y sont très sensibles : chez eux, le parasite est responsable d'une entérite avec diarrhée et d'un amaigrissement, voire de troubles cutanés ou respiratoires. Dans les cas les plus sévères de diarrhée incoercible, il peut conduire à une déshydratation sévère voire la mort (Ducos et Havrileck, 1990).

II-3-2- Morphologie**a-Adulte**

Ces parasites sont filiformes, mesurent 4 à 6 mm de long et ont un diamètre de 50 à 60 μm . (Institut du cheval et association vétérinaire équine française 1994).

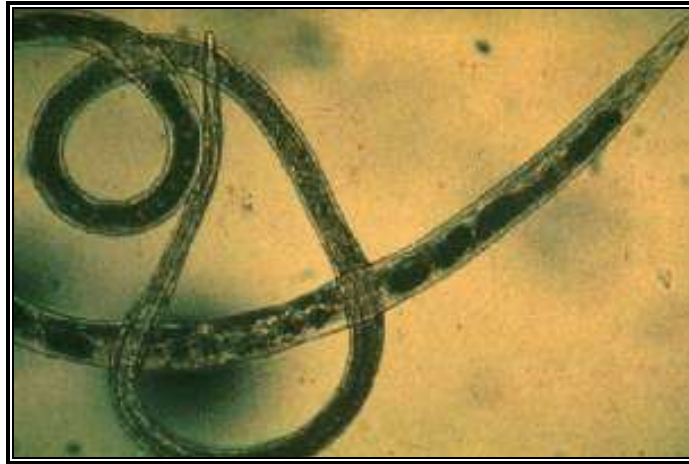


Figure n°9: photographie de *Strongyloides westeri* (Mérial).

b-Œuf

L'œuf de *Strongyloides westeri* est ovale, à coque mince et contient une larve trapue (figure 10). Il mesure en moyenne 40 à 50 μm de longueur sur 30 à 40 μm de largeur (Irola, 2010).



Figure 10 : Œuf de *Strongyloides westeri* (service parasitologie ENVL).

c-Cycle

Les poulains se contaminent la plupart du temps par le lait maternel contenant des larves. Ce serait le seul parasite du cheval à transmission galactogène. Quant aux adultes, ils se contaminent par ingestion des larves infestantes L3, qui traversent la muqueuse buccale,

stomacale ou intestinale, ou par le passage transcutané de celles-ci (figure 11) (**Beugnet et al., 2005**).

Phase exogène

Les chevaux excrètent dans le milieu extérieur soit directement des larves L1 rhabditoïdes, soit des œufs contenant des larves L1. Si les conditions extérieures sont favorables (fort taux d'humidité et température supérieure à 25°C), les larves rhabditoïdes évoluent soit par un cycle direct, où elles effectuent 2 mues successives, évoluant en larves strongyloïdes L2 puis L3 infestantes, soit par un cycle indirect, où elles subissent 4 mues successives et évoluent en adultes mâles et femelles qui, après fécondation, libèrent des œufs dans le milieu extérieur. Ces derniers évoluent en larves rhabditoïdes L1 puis en larves strongyloïdes L2 puis L3 infestantes qui pénètrent dans l'hôte de la même façon (**Bussiéras et Chermette, 1995**).

Phase endogène

Après infestation, les larves strongyloïdes L3 infestantes migrent par voie sanguine ou à travers les tissus. Elles gagnent ainsi les poumons où elles évoluent en L4. Elles remontent ensuite la trachée, sont dégluties, puis se retrouvent dans l'intestin grêle. Ces dernières évoluent en femelles parthénogénétiques intestinales qui pondent des œufs qui renferment les larves rhabditoïdes L1 homozygotes. Ces œufs ou les larves L1 directement sont ensuite évacués dans les fèces. D'autre part, les larves dans l'organisme peuvent gagner le tissu mammaire où elles peuvent s'enkyster. Chez la femelle gestante, elles reprennent leur développement et leur migration, ce qui explique une transmission galactogène possible (**Bathiard et Vellut, 2002**).

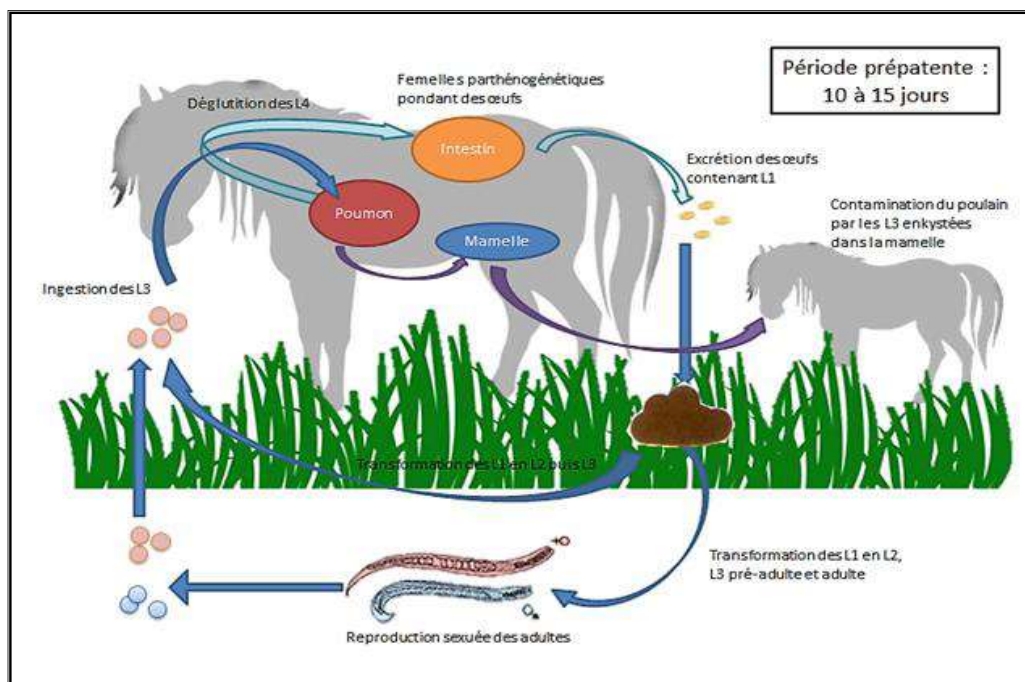


Figure 11. Cycle évolutif de *Strongyloides westeri* (Bérard, 2013).

II-3-3-Pathogénicité

La strongyloïdose imaginaire est bénigne, elle est due à l'action traumatique des adultes. L'irritation de la muqueuse est alors source de troubles digestifs comme des diarrhées aiguës apyrétiques et des modifications de l'absorption intestinale qui peuvent conduire à un amaigrissement. La strongyloïdose larvaire est causée par les différentes migrations, elle est également traumatique et localisée principalement au niveau de la peau et de l'appareil respiratoire. Elle se manifeste par de simples irritations ou dermatites dans la plupart des cas mais peut également se compliquer par des hémorragies ou des surinfections (Beugnet et Gevrey, 1997).

II-3-4- EPIDEMIOLOGIE

□ Descriptive

Ce sont les poulains de 1 à 4 semaines qui présentent les formes cliniques les plus graves. La contamination des adultes est asymptomatique le plus souvent (Bussiéras et Chermette, 1995). On pourra retrouver des œufs dans les fèces des poulains après 10 à 14 jours post infestation. La prévalence des strongyloïdoses équines varie entre 1,5 % (Lyons et Tolliver, 2004) à 6 % (Lyons *et al.*, 1993) chez les poulains Pur-Sang, selon les études.

□ Analytique

La source de contamination des poulains est le lait dans lequel des larves L3 infestantes sont libérées. La source de contamination des adultes est le pâturage. La prévalence serait de 1,5 à 6 % (Lyons *et al.* 1993, 2004).

II-4-Ascaridés

L'ascaridose ne touche principalement que les jeunes poulains. Elle est causée par *Parascaris equorum*, de la Classe des Nématodes, Ordre des Ascaridida, Super Famille des Ascaridoidea, Famille des Ascaridés et Sous-Famille des Ascaridinés.

II-4-1- Morphologie

Les adultes présents dans l'intestin grêle sont de très grande taille, et peuvent mesurer de 15 à 50 cm de long et font environ 8 mm de diamètre. Les femelles sont plus grandes que les mâles, ces derniers mesurent en général 15 à 28 cm de long tandis que les femelles atteignent 20 à 50 cm de long (Fig.12). Ce sont des vers ronds, blanchâtres, rigides, ils se remarquent bien quand ils sont rejetés dans les crottins.



Figure 12 :*Parascaris equorum* adultes, un mâle en haut et une femelle en bas (Nielsen *et al.*, 2014).

a-L'oeuf

L'oeuf de *Parascaris equorum* est un oeuf globuleux, d'environ 90-100 µm de diamètre et ne contient qu'une seule cellule. Il est très pigmenté avec une paroi épaisse et d'aspect rugueux (figure 13) (Piétrement, 2004).



Figure 13 : OEuf de *Parascaris equorum* (Piétrement, 2004).

II-4-3-Cycle évolutif

Phase exogène

Les oeufs contenus dans les crottins ont une grande résistance dans le milieu extérieur (jusqu'à 2 ans). Dans des conditions de température et d'humidité optimales (25 à 35°C de température et plus de 80 % d'hygrométrie), ils évoluent rapidement (en 10 à 40 jours) en oeufs contenant une larve L1 puis L2 qui est la forme infestante (Piétrement, 2004).

Phase endogène

Les chevaux se contaminent en ingérant les oeufs larvés. Les larves L2 sont alors libérées dans l'estomac et dans l'intestin grêle. Elles traversent la paroi intestinale pour rejoindre le foie par migration directe ou via le système porte. Les larves L2 y restent quelques jours pour évoluer en larves L3 qui migrent à leur tour par voie sanguine, via les veines hépatiques et la veine cave, les poumons et restent dans les alvéoles pulmonaires environ 4-5 jours. Elles remontent ensuite vers la trachée lors de l'expectoration du mucus trachéo-bronchique puis elles sont dégluties. Cette migration met 20 à 30 jours. Les larves L3 évoluent en larves L4 puis en pré-adultes et en adultes dans la lumière intestinale qui donnent environ 100000 oeufs par jour après fécondation. La période pré-patente dure entre 2 et 4 mois (Irola, 2010).

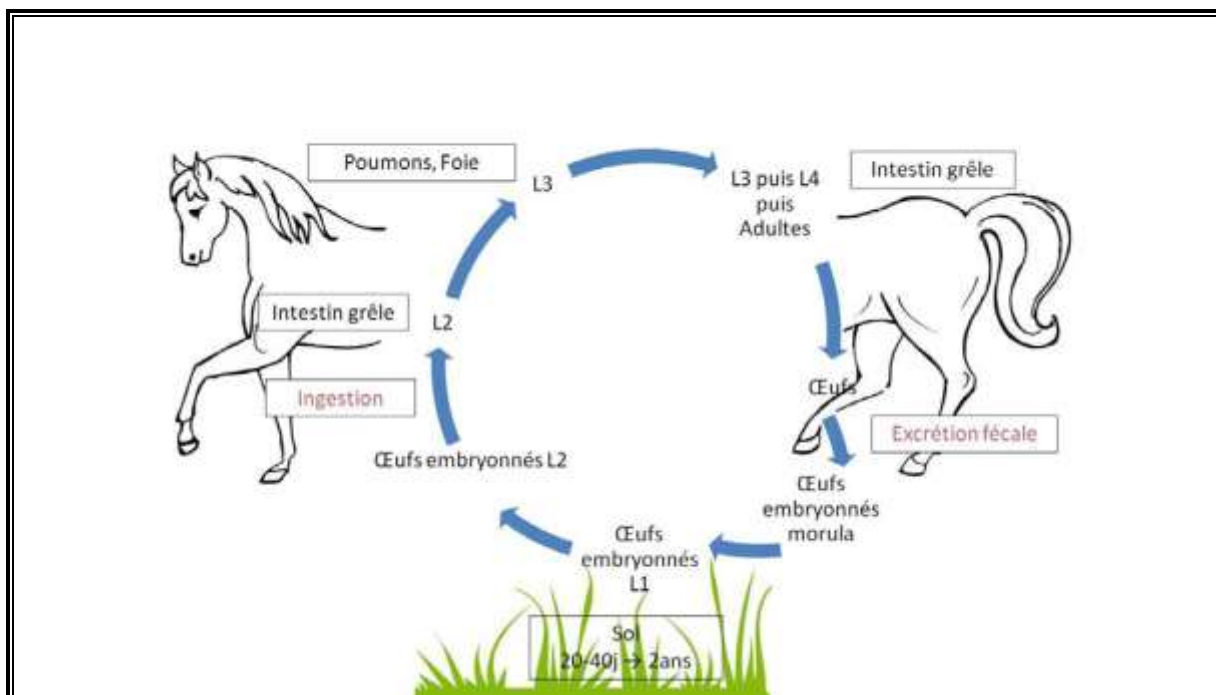


Figure 14 : Cycle de *Parascaris equorum* d'après Bussieras et Chermette (1988).

II-4-3 -Pathogenicite

Seuls les jeunes chevaux de moins de deux ans et certains individus gravement immunodéprimés expriment l'ascaridose maladie. Les poulains de moins d'un an sont les plus sensibles.

Les phénomènes de migration provoquent des troubles respiratoires : la pneumonie ascaridienne. Le poulain présente alors une toux et un jetage non caractéristique.

La spoliation engendrée par les parasites adultes provoque des retards de croissance, un amaigrissement et un rachitisme avec possibles déformations osseuses. Chez les jeunes n'ayant pas une immunité suffisante, la charge parasitaire devient rapidement très élevée, ce qui induit des anomalies du péristaltisme et des obstructions intestinales. Cela peut conduire à des coliques importantes avec invagination, volvulus voire rupture intestinale provoquant des hémorragies ou des péritonites. D'autre part, la mort simultanée d'un grand nombre de parasites dans l'intestin libère une quantité importante de toxines. Cette ascaridose toxémique se caractérise par un ictère et une diarrhée fétide conduisant à la mort de l'animal en 2-3 jours (Olivier et al., 2005).

II-4-4- Epidémiologie

□ Analytique

L'ascaridose est une affection pouvant toucher tous les équidés à tous les âges. Cependant, les jeunes de moins de 2 ans sont beaucoup plus fréquemment et massivement touchés que les adultes. Les jeunes s'immunisent tout au long de l'infestation (**Hinchcliff et al., 2004**). Par conséquent, l'immunité est plus importante chez les adultes. Une étude datant de 2004 par Lyons *et al* fait état d'une prévalence de 22,4 % chez les poulains Pur-Sang.

□ Descriptive

La source de parasite réside dans la population de chevaux adultes. Leur immunité contre *Parascaris equorum* permet une infestation asymptomatique mais suffisante pour l'excrétion d'oeufs. Ensuite, ce sont les poulains infestés qui vont massivement contaminer l'environnement. Une des particularités de ce parasite est que l'infestation peut se faire à n'importe quelle saison car l'oeuf est très résistant et la larve infestante y séjourne ainsi protégée jusqu'à ingestion (**Hinchcliff et al., 2004**).

II-5- *Oxyuris equi*

Oxyuris equi est un Nématode de la famille des Oxyuridés vivant dans le gros intestin. Les adultes vivent dans le caecum, le colon et le rectum. Ce sont des vers ronds blancs de 1 à 15 cm de long. Ils sont relativement fréquents mais la plupart du temps sans gravité. Ils peuvent entraîner un prurit anal créant parfois des lésions péri-anales. Les adultes vivant en écurie sont les individus les plus à risque, ce qui s'explique par le fait que les oeufs sont peu résistants dans le milieu extérieur (**Beugnet et al., 2005**).

II-5-1-Morphologie

a- Adulte

La femelle est blanchâtre, mesure de 5 à 15 cm de longueur et possède une longue queue effilée.



Figure 15 : photographie d'*Oxyuris equi* (Merial).

b-œuf

L'œuf d'*Oxyuris equi* est ovale, à paroi relativement épaisse et lisse. Il possède un opercule (figure 16). L'œuf peut contenir une morula ou une larve. Il mesure environ 90 μm de longueur et 40 μm de largeur (Euzéby, 1981).



Figure 16 : OEuf d'*Oxyuris equi* de 92 μm sur 42 μm (Merial).

c-Cycle

Phase exogène

Les oeufs sont pondus par milliers en région péri-anale (8000 à 60000 oeufs par femelle). Ils restent en zone péri-anale ou tombent au sol. Ils contiennent une morula qui évolue en 4 à 5 jours, en larves L1, L2 puis L3. Les oeufs larvés infestants libérés dans le milieu extérieur peuvent se retrouver sur les mangeoires, les abreuvoirs, les murs ou encore le sol, grâce à la substance adhésive qui les recouvre (**Grosjean, 2003**).

Phase endogène

Les chevaux ingèrent les oeufs contenant les larves L3 infestantes. Ces larves pénètrent la muqueuse du caecum ou du côlon, s'y fixent, et y muent en L4 en 10 jours. Les dernières se fixent ensuite à la muqueuse du gros intestin et évoluent en pré-adultes en une cinquantaine de jours, puis en adultes en quelques semaines. Après accouplement, les femelles pondent leurs oeufs en région péri-anale. La période prépatente est de 5 mois (**Bathiard et Vellut, 2002**).

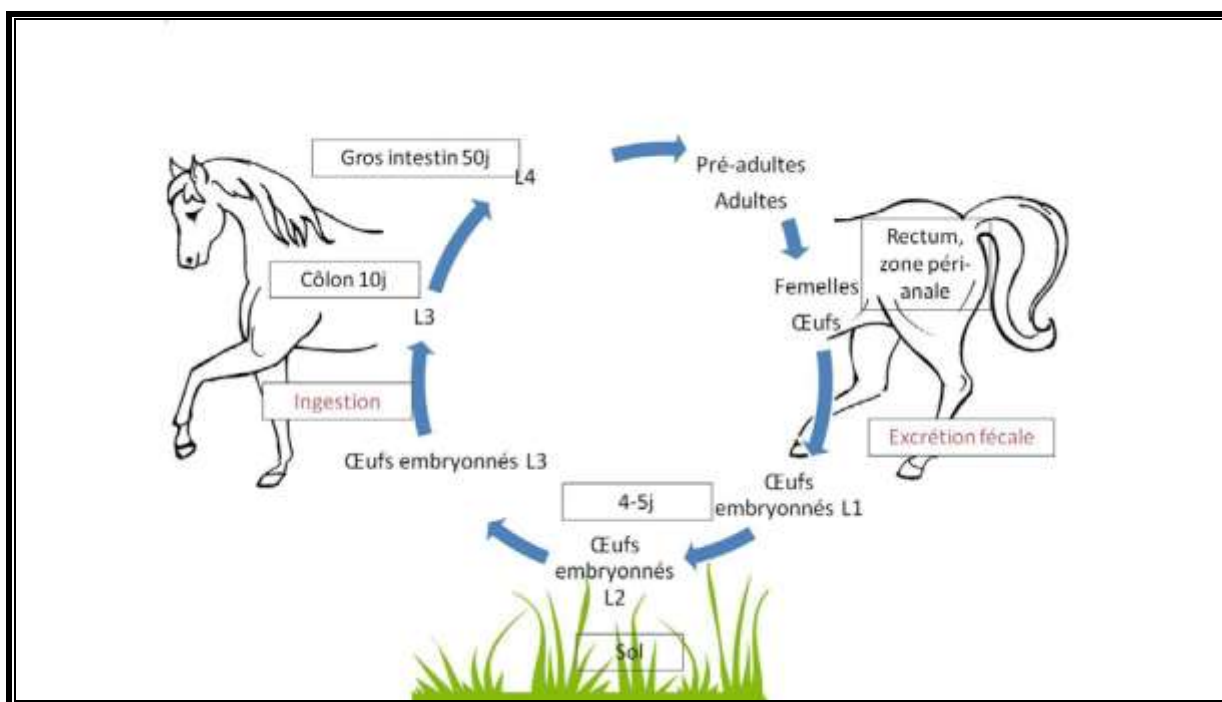


Figure n°17 : Cycle d'*Oxyuris equi* d'après Irola (2010).

II-5-3-Pouvoir pathogène

Il est relativement faible. Les signes cliniques dus à l'oxyurose larvaire sont extrêmement rares et toujours induits par une charge parasitaire très importante.

On observe alors des coliques réflexes, des diarrhées et une perte d'appétit.

Seul le fort prurit anal induit par la présence des oeufs en région péri-ane est notable. Il peut provoquer d'importantes lésions dues au grattage et une dépilation caractéristique du couard de la queue. Les plaies peuvent être assujetties à des infections secondaires (**Grosjean et al, 2003**).

II-5-4- épidémiologie

□ Descriptive

Les oxyuroses peuvent toucher les chevaux de tout âge (chez les poulains, les signes cliniques n'apparaissent qu'après 5 mois). L'infestation est favorisée par la vie en boxes car les oeufs résistent mal aux conditions extérieures (**Bussiéras et Chermette, 1995**).

□ Analytique

La source des parasites est représentée par les chevaux infestés et la litière souillée. L'environnement, en particulier les objets (mangeoire par exemple), contiennent des oeufs susceptibles d'être ingérés.

II-6-Petits strongles ou cyathostomes

Les cyathostomes sont des nématodes de la famille des Strongylidés, et de la sous-famille des Cyathostominés. Il existe aujourd'hui 51 espèces. Les espèces les plus fréquemment retrouvées chez les équidés en milieu tempéré sont ; *Cyasthotomum catinatum*, *Cyasthotomum coronatum*, *Cylicocyclus insigne*, *Cylicocyclus nassatus*, *Cylicostephanus goldi* et *Cylicostephanus longibursatus* (**Collobert-Laugier et al., 2002**).

Ce sont des parasites cosmopolites. Ils représentent actuellement les parasites intestinaux les plus fréquents et les plus pathogènes chez les équidés. Ils sont la cause la plus fréquente de diarrhée chronique chez le cheval : 12 % des causes de diarrhées, 35 % des causes de diarrhées chroniques et 2,5 % des causes de mortalité (**Collobert et al., 1996**).

II-6-1-Morphologie

a- Adulte

Les adultes sont des vers ronds gris blanchâtres et de petite taille : 6 à 12 mm de longueur sur 200 à 250 µm. Les larves L3 et L4 sont de couleur rouge vif (car gorgées de sang) et mesurent respectivement environ 900 µm de longueur sur 40 µm de diamètre, et de 3 à 5 mm de longueur sur 90 à 210 µm (**Uhlinger, 1991**). Les larves représentent plus de 90 % de la population totale de cyathostomes et elles sont pour la moitié d'entre elles en hypobiose. Le réveil de l'hypobiose survient généralement au printemps. Les conditions climatiques à cette

époque étant favorables, les oeufs évoluent rapidement en larves infestantes. Ainsi les chevaux comme les pâtures s'infestent et se réinfestent rapidement jusqu'en juin voire jusqu'en octobre, et cette fois sans hypobiose. La charge parasitaire est alors maximale à l'automne (Von der Müll, 2006).

Les chevaux parasités par les cyathostomes voient leurs défenses immunitaires augmentées ce qui les rend moins sensibles à une réinfestation. D'autre part, une baisse d'immunité induite par exemple par un stress ou une infection concomitante peut déclencher le réveil de l'hypobiose (Piétrement, 2004).



Figure 18 : larve de cyathostome

F. Beugnet 2003.

b- Œuf

Les oeufs de petits strongles sont allongés et de forme ovoïde. Ils présentent en général des côtés rectilignes à peu près parallèles. La longueur du petit axe est inférieure à la moitié de la longueur du grand axe. Un oeuf renferme une morula qui le remplit partiellement. Leur taille peut varier. Elle est en moyenne de 100-120 μm de longueur sur 50-55 μm de largeur (Beugnet, 2000).

On les différencie difficilement des oeufs des grands strongles. Le seul moyen de faire précisément la différence est de réaliser une coproculture (Von der Müll, 2006).



Figure 19 : larves de cyathostomes

Sur crottin.



Figure 20 : Œuf d'un petit strongle de 105 μm sur 51 μm (Mériat).

c - Cycle

Le cycle est similaire à celui des grands Strongles. C'est un cycle monoxène avec une phase exogène raccourcie (4 à 6 jours si les conditions sont favorables).

La phase endogène est légèrement différente. Après avoir perdu leur gaine protectrice, les L3 vont pénétrer dans la paroi de l'iléon, du caecum ou du côlon et vont s'enkyster. Lorsque les conditions sont bonnes, L3 muent en L4 qui vont grandir dans le kyste pendant 1 à 2 mois. Parfois, pour assurer une meilleure survie au climat extérieur aux futures larves, les L3 stoppent leur développement et adoptent un métabolisme ralenti favorisant l'expulsion des oeufs à une période plus propice, c'est l'hypobiose. Cette hypobiose peut durer plusieurs mois et garantit une forte résistance des cyathostomes aux agressions notamment aux anthelminthiques et aux anticorps. Les L4 vont ensuite rejoindre la lumière intestinale pour muer en pré-adultes puis en adultes. La période pré-patente sans hypobiose est de 35 à 120 jours (Love et Duncan 1988, Reinmeyer 1992, Collobert-Laugier 1999, Hutchens 2000).

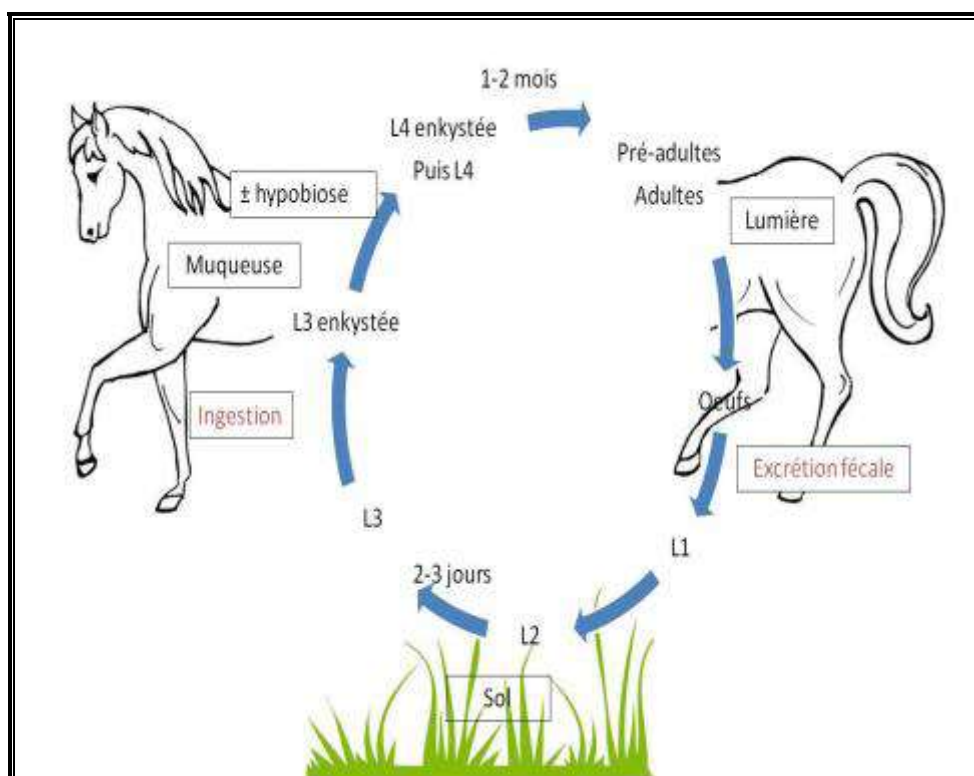


Figure 21 : Cycle évolutif des Cyathostomes (Irola 2010).

e-Le phénomène d'hypobiose chez les petits strongles

L'hypobiose se définit comme un arrêt du développement du nématode chez l'hôte.

Les larves ont une vie ralentie avec un niveau de métabolisme très bas. Leur développement peut reprendre à tout instant, mais les larves peuvent rester en hypobiose de quelques mois à quelques années. Différents facteurs ont des rôles supposés dans l'induction de l'hypobiose et dans la reprise du développement larvaire.

f-Les saisons : le phénomène d'hypobiose a lieu majoritairement en automne et en hiver dans les pays tempérés chez les larves de cyathostomes de chevaux (**Love & Duncan, 1992**). A cette période de l'année, le pourcentage de larves en hypobiose par rapport au nombre total de parasites présents chez l'animal est communément compris entre 70 et 90% (**Eysker et al., 1984**). Selon Eysker, les larves présentes en fin d'été et en automne dans les pâtures dans les climats tempérés seraient conditionnées pour entrer en hypobiose lorsqu'elles sont absorbées (**Eysker et al., 1990**). Le retour de conditions climatiques favorables est associé à la reprise du développement des larves enkystées dans la muqueuse.

g-L'immunité : chez les animaux adultes ayant été exposés à plusieurs reprises aux infestations parasitaires, on observe une proportion de larves en hypobiose supérieure par rapport aux jeunes animaux naïfs. L'immunité acquise aurait donc pour conséquence de favoriser le passage à l'hypobiose, et de ralentir le développement des larves avec une plus

grande proportion de larves enkystées dans la muqueuse (**Love & Duncan, 1992**). Ce phénomène permettrait d'expliquer la présence de cyathostomose larvaire chez les individus âgés ou immunodéprimés : un nombre important de larves en hypobiose s'est accumulé au cours de l'existence, et une baisse d'immunité due à l'âge ou à une immunodépression transitoire ou pathologique autorise une émergence massive des larves dans la lumière intestinale (**Mair, 1993**). Les traitements anthelminthiques : les traitements anthelminthiques qui visent les stades parasitaires présents dans la lumière intestinale provoquent une sortie d'hypobiose des larves présentes dans la muqueuse, en supprimant l'effet de rétrocontrôle des stades mûres sur les stades enkystés (**Gibson, 1953**). Ceci expliquerait la réapparition d'oeufs et de larves de cyathostomes dans les fèces de chevaux traités avec des anthelminthiques visant les stades luminaux, et n'étant pas exposés à des ré-infestations. Ce phénomène d'hypobiose permet aux parasites de rallonger la période de développement endogène pendant l'automne et l'hiver dans les pays tempérés, et d'attendre les conditions environnementales favorables au développement exogène. Cette hypobiose permet aussi d'échapper aux défenses immunitaires de l'hôte. Ceci a des conséquences thérapeutiques importantes, car les larves en hypobiose, du fait de leur enkystement et de leur métabolisme ralenti, sont peu sensibles aux traitements anthelminthiques usuels (**Gibson, 1953**).

II-6-3-Pathogénicité

La cyathostomose imaginaire est peu pathogène, elle est due à l'action spoliatrice et irritante des cyathostomes. Elle se traduit par une altération de l'état général, des coliques et des diarrhées.

La cyathostomose larvaire aiguë est provoquée par le déenkystement simultané de nombreuses larves se traduisant souvent par des coliques au début de l'hiver ou du printemps. Elle peut entraîner des coliques mortelles, des diarrhées profuses colorées en rouge par une quantité importante de larves, une perte de poids rapide, une anémie et des œdèmes abdominaux ainsi que des œdèmes au niveau des membres. La cyathostomose larvaire est à l'origine d'une dégradation de l'état général et d'une anémie qui se voit surtout en automne et en hiver. Ces saisons particulières font souvent exclure à tort des causes parasitaires du diagnostic. Il ne faut donc pas négliger l'importance de l'hypobiose dans ces pathologies. (**Collobert et al. 1996**).

II-6-4-Epidémiologie

□ Descriptive

Comme pour les parasites du genre *Strongylus*, des chevaux de tout âge peuvent être touchés par les cyathostomes. La période d'infestation maximale se situe également au printemps. En revanche, le cycle de développement des cyathostomes étant beaucoup plus court (en l'absence d'hypobiose), cette période d'infestation ainsi que la période d'expression des signes cliniques sont plus longues. Certaines études montrent une prévalence égale à 100 % pour les cyathostomoses (**Lyons et Tolliver, 2004**).

□ Analytique

Les observations sont très semblables à celles concernant les parasites du genre *Strongylus*. La source des parasites est la population de chevaux infestés et les oeufs et les larves infestantes L3 sont les formes résistantes des parasites dans le milieu extérieur (**Euzéby, 1963**). Plus encore que pour les grands strongles, la densité des animaux et la gestion des pâturages participent à l'infestation des troupeaux car il existe un phénomène de recontamination tout au long de la belle saison, due au cycle biologique (6 à 8 semaines) court des cyathostomes.

Plathelminthes : parasites adultes plats (**Bussieras et Chermette, 1988**)

- les Ténias : *Anoplocephala perfoliata*, *Anoplocephala magna*,

Paranoplocephala mamillana

- les Douves : *Fasciola hepatica*

II-7- Anoplocéphalidés (**Adelus-Neveu 1988, Collobert et al. 1997, Chauve 2001, Jonville 2004**)

II-7-1 Généralités

Anoplocephala perfoliata, *Anoplocephala magna*, *Paranoplocephala mamillana* appartiennent à la Classe des Cestoda, Ordre des Cyclophillidea, Famille des Anoplocéphalidés. On les appelle plus communément les Cestodes et sont responsables des cestodoses ou téniasis.

II-7-2-Morphologie

a-Adulte

Ce sont des parasites plats blanchâtres dont le corps, le strobile, est segmenté en proglottis. A l'extrémité, se trouvent le cou et le scolex. Leur taille moyenne est de quelques centimètres et peut aller jusqu'à plusieurs dizaines de centimètres (35 à 80 cm) pour *Anoplocephala magna*.

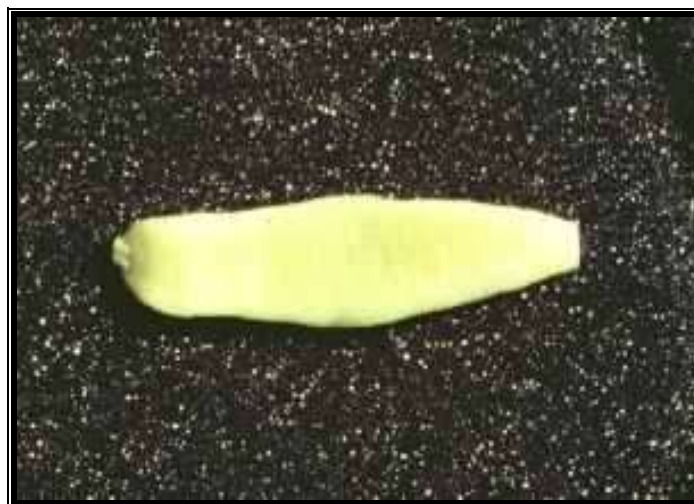


Figure 22 : *Anoplocephala magna* Photo Laboratoires Merial.

b-Œuf

L'œuf d'*A. perfoliata* est de forme polygonal ou semi-circulaire et contient une larve hexacanthé (6 crochets) au sein d'un appareil piriforme (**figure 23**). Sa paroi est épaisse. Il mesure en moyenne 80 μm de longueur pour 65 μm de largeur (**Jonville, 2004 ; Beugnet et al., 2005**).

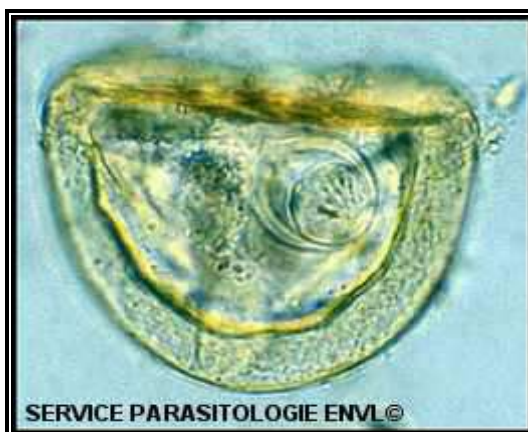


Figure 23: Œuf d'*Anoplocephala perfoliata* (Service parasitologie le l'ENVL, 2002).

C-Cycle

Phase exogène

Les sources de parasites sont à la fois les chevaux infestés (hôtes définitifs) qui excrètent les œufs dans leurs fèces et les oribates, hôtes intermédiaires qui assurent par ailleurs leur protection durant l'hiver. Ces oribates ingèrent les œufs au sol en consommant des débris végétaux. Au sein de ces hôtes parasites, les œufs se développent en 2 semaines environ en larves cysticercoïdes qui s'enkystent ensuite dans la cavité buccale. Ces larves deviennent infestantes en 2 semaines (**Jonville, 2004**).

Phase exogène

Les chevaux se contaminent donc en ingérant les oribates en broutant. Les larves d'*A. perfoliata* sont libérées dans la lumière intestinale et se développent en adultes (en 6 à 10 semaines). Ces derniers survivent dans l'intestin grêle notamment au niveau de la valvule iléo-caecale pendant 4 mois en moyenne. Des segments ovigères et/ou des oeufs sont libérés dans le gros intestin avant d'être excrétés dans les selles. La période pré-patente est de 2 à 4 mois (**Beugnet *et al.*, 2005**).

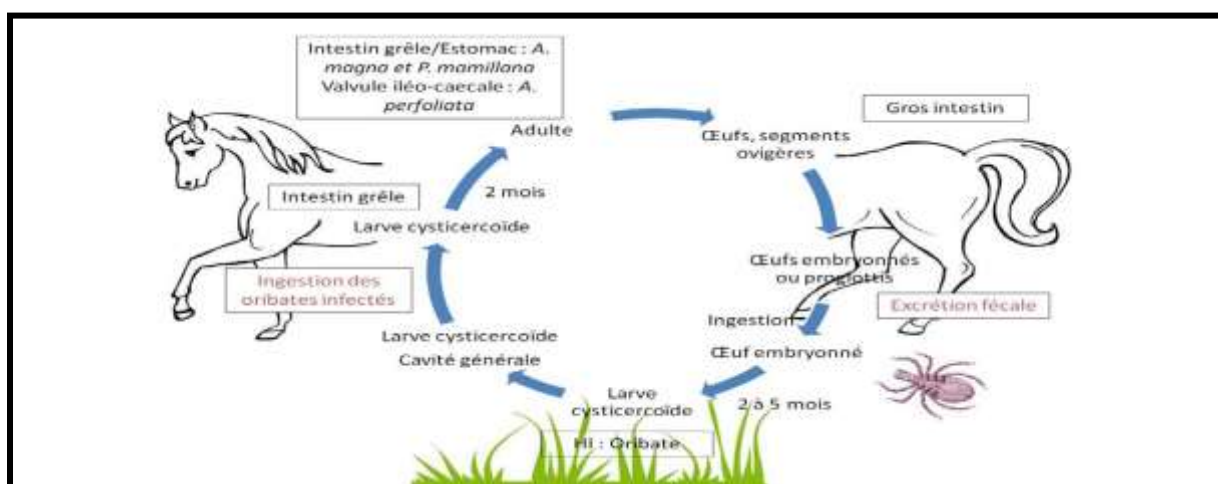


Figure 24 : Cycle des Anoplocéphalidés d'après Chauve (2001).

II-7-3-Pathogénicité (Collobert, 1998)

La pathogénicité de la cestodose est dépendante de la charge parasitaire. Elle est essentiellement traumatique au point de fixation des ténias. *Anoplocephala magna* est mis en cause dans des entérites ulcéreuses ou hémorragiques tandis que *Anoplocephala perfoliata* modifie la motricité digestive à l'origine d'invaginations et de paralysie de la valvule iléo-caecale se manifestant par une dégradation de l'état général et des coliques intermittentes situées au niveau du flanc droit.

Les trois espèces provoquent localement des irritations et des inflammations qui peuvent évoluer en ulcères, abcès, perforations, et exceptionnellement se compliquer en péritonite. Les complications peuvent s'avérer vite mortelles.

II-7-4- Epidémiologie□ **Descriptive**

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 cestodoses par *Anoplocephala perfoliata* est comprise, selon les études, entre 65 % (Nilsson *et al.*, 1995) à 82 % (Bain et Kelly, 1977)

□ Analytique

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 (Nilsson *et al.*, 1995 ; Bain et Kelly, 1977).

II-8-Douves du foie

Les douves du foie sont des plathelminthes. Chez les équidés, celles-ci sont *Fasciola hepatica* et *Dicrocoelium lanceolatum*. Les ruminants sont fréquemment infestés par les douves mais ces dernières sont occasionnelles chez les chevaux et leurs conséquences sont moins graves pour leur santé (Bussieras et Chermette 1988).

II-8-1-*Fasciola hepatica*

Les adultes de ce parasite vivent dans les canaux biliaires. Ils se nourrissent du sang prélevé sur les capillaires de la paroi des canaux biliaires. Les individus sont hermaphrodites et pratiquent à la fois la fécondation croisée et l'autofécondation (Owen, 1977).



Figure 25 : *Fasciola hepatica* (Mériel).

b-Œuf

Des oeufs operculés, ovoïdes et de couleurs jaunâtres sont éliminés avec les fèces de façon irrégulière selon le rythme des vidanges biliaires (Collobert 1998).



Figure 26: Œuf De *Fasciola Hepatica* (Photo Laboratoires Merial).

c-Cycle : dans le milieu extérieur, le miracidium, un embryon, se développe puis quitte les enveloppes de l'oeuf. Il a ensuite une phase de vie aquatique jusqu'à sa rencontre avec la limnée tronquée (*Galba truntacula*, gastéropode amphibie) dont il parasite la cavité respiratoire. Il forme ensuite une masse appelée sporocyste qui produit une multitude d'organismes appelés rédies. Les rédies vont envahir l'hépatopancréas du mollusque où elles peuvent donner des rédies-filles. Chaque rédie donne une cercaire, c'est à dire un organisme doté d'un tube digestif, de deux ventouses et d'une queue. A ce moment du développement, on peut retrouver 4000 cercaires dans une limnée ce qui traduit un phénomène d'amplification des parasites. Les cercaires sont ensuite éliminées par la limnée. Elles se transforment alors en métacercaire après avoir perdu leur queue et s'être enkystées sur un végétal immergé (**Bussiéras et Chermette, 1995**).

Les animaux s'infestent donc en ingérant les végétaux dans les zones très humides. Les métacercaires donnent des formes immatures qui traversent la paroi de l'intestin et la capsule de Glisson pour atteindre le parenchyme hépatique. A partir de ce moment, ces formes immatures histophages vont migrer et donner des adultes en 8 à 10 semaines. La période pré-patente est d'environ 3 mois pour ce parasite (**Beugnet et al., 2005**).

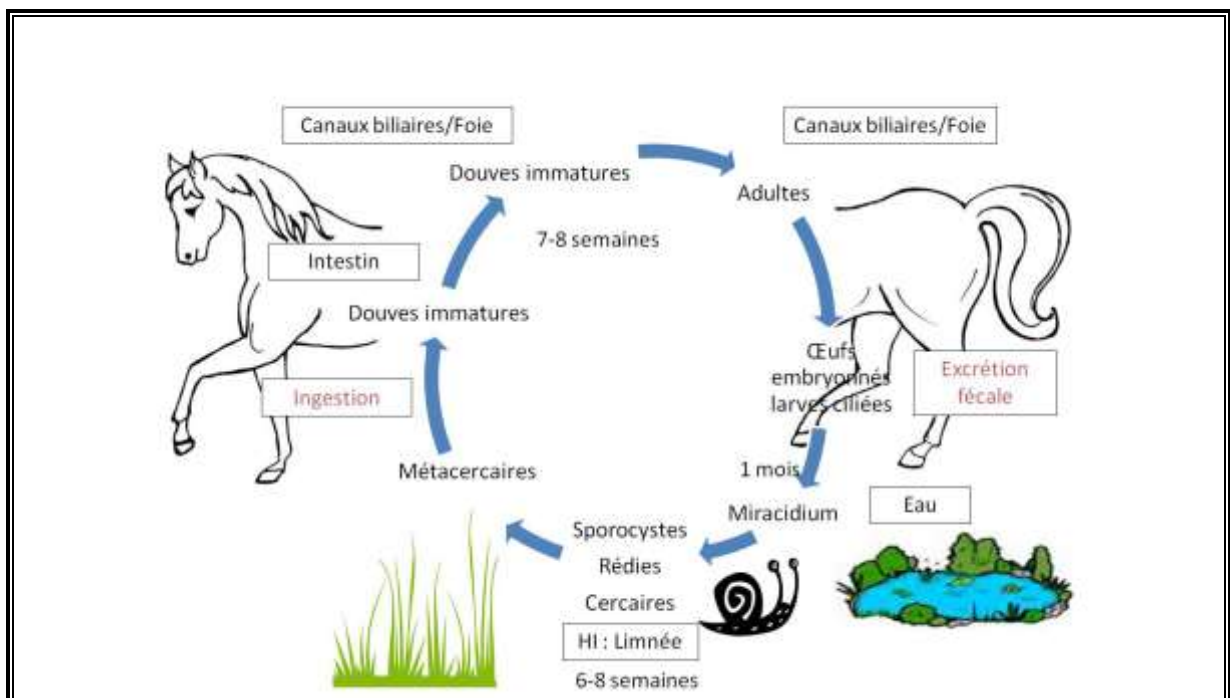


Figure n° 27 : Cycle de *Fasciola hepatica* d'après Collobert (1998).

II-7-3-Pathogénicité

Fasciola hepatica est peu pathogène chez les équidés et la distomatose est souvent asymptomatique. Elle pourrait être la cause d'une légère altération de l'état général, de coliques et de diarrhées bénignes (**Bussieras et Chermette, 1988**).

II-7-4- Epidémiologie**□ Descriptive**

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 comme l'a montré une étude de (**Nansen et al en 1975**), où seulement un cheval sur 10 se révélait infesté après administration orale d'une dose déterminée de métacercaires de *Fasciola hepatica*. Une étude par (**Apt et al. en 1993**) a montré que la prévalence des fasciolose équine pouvait être égale à 13,5 %, ce qui est, à notre connaissance, la valeur maximale rapportée par une étude.

□ Analytique

La source des parasites est représentée par les animaux infestés, chevaux ou ruminants. En effet, la cohabitation avec des moutons ou des bovins est un facteur de risque important en ce qui concerne les distomatoses. De plus, les pâturages en zone humide favorisent l'infestation par *Fasciola hepatica*.

II-8-Gastérophiles**II-8-1-Généralités (Bussieras et Chermette, 1988 ; Bricard et Pfister, 1997)**

Les gastérophiles sont à l'origine d'une myiase, la gastérophilose. Ce sont des Arthropodes du Sous-Embranchement des Hexapoda, de la Classe des Insecta, Sous-Classe des Pterygota, Ordre des Diptera, Famille des Oestridae, Genre *Gasterophilus*. L'espèce la plus présente chez le cheval en France est *Gasterophilus intestinalis*.

II-8-1-Morphologie (Institut du cheval et association vétérinaire équine française 1994)

Les larves sont rougeâtres et mesurent environ 2 cm. Après métamorphose et passage par le stade nymphe, elles se transforment en adulte qui est une mouche de 12 à 15 mm.

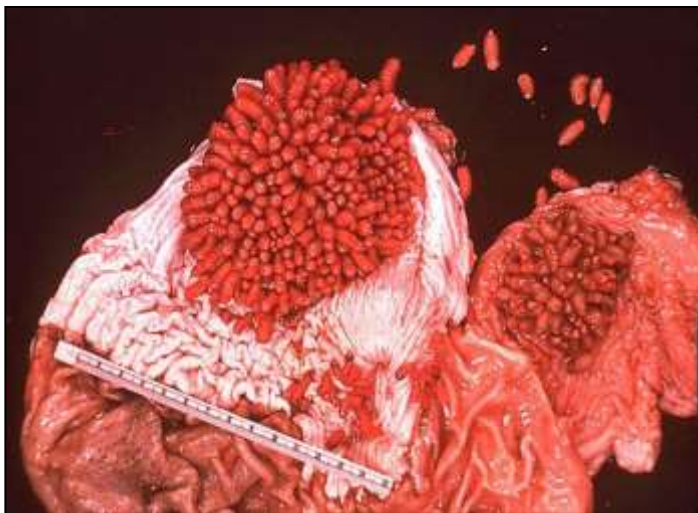


Figure 28 : Larves de gastrophiles dans l'estomac - F. Beugnet (2003).

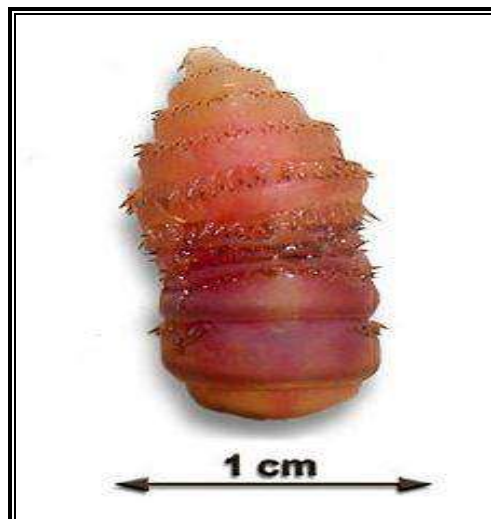


Figure 29 : Larve de Gastrophile.

b- Cycle (Bussieras et Chermette, 1988 ; Grosjean, 2003 ; Pièturement, 2004)

En phase endogène, la mouche pond ses oeufs, de mai à octobre, sur le poil des chevaux. Les principales parties touchées sont les membres antérieurs (70% des oeufs), les membres postérieurs, les épaules (15%), l'encolure (5%) et la tête. Le cheval s'infecte lorsqu'il se lèche et se gratte. Les oeufs embryonnés éclosent au contact de la salive et des divers frottements, libérant une larve L1 qui migre par voie cutanéomuqueuse vers la bouche. Elle atteint ensuite la muqueuse au-dessus de la langue où elle creuse un tunnel par action enzymatique, va y grandir avant de rejoindre la gencive pour y former une poche et muer en L2. L2 se fixe en avant de l'épiglotte au niveau de la racine de la langue.

Elle est ensuite déglutée, gagne l'estomac où elle s'accroche par des crochets antérieurs sur la muqueuse du cul-de-sac gauche et va muer en L3. L3 se développe pendant 8 à 10 mois avant d'être rejetée dans les crottins entre mai et juillet.

En phase exogène, L3 s'enterre dans le sol avant de se transformer en puppe en 2 à 6 jours, puis en adulte en 1 mois quand les conditions sont favorables. La période prépatente est de 9 à 12 mois.

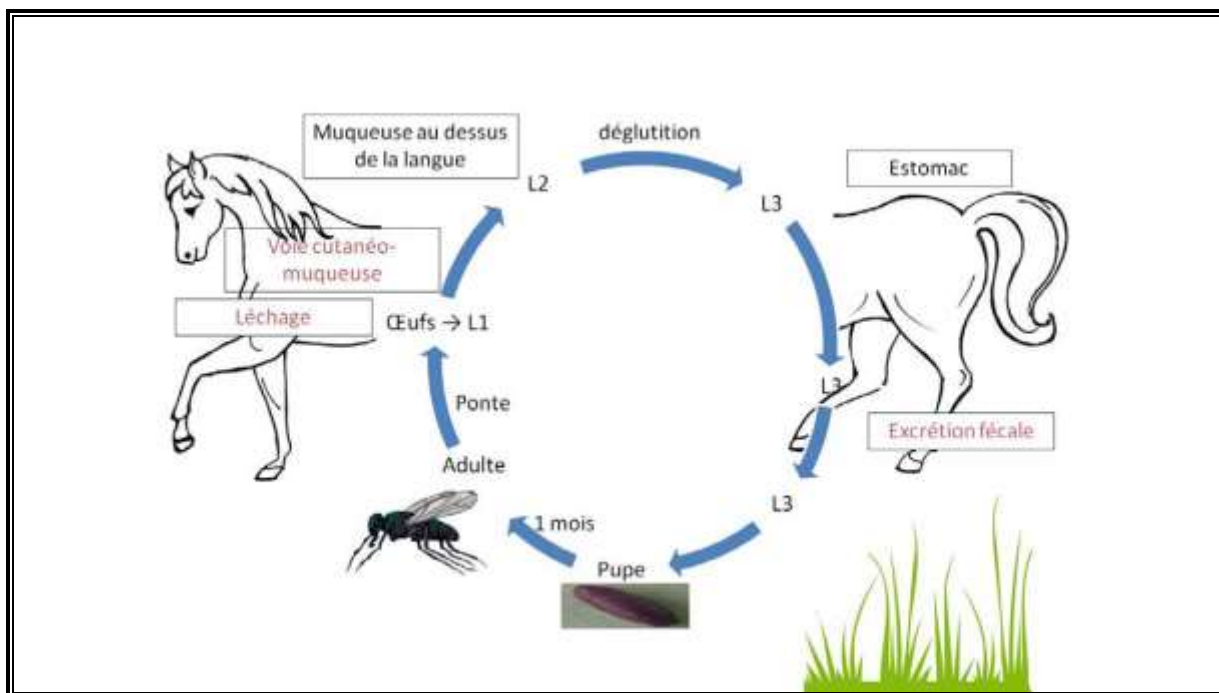


Figure n°30 : Cycle de *Gasterophilus intestinalis* d'après Bricard et Pfister (1997).

II -8-2-Pathogénicité

L'action traumatique des larves est due à la fixation de celles-ci au niveau buccal et au niveau intestinal par leurs crochets antérieurs. Elles provoquent des inflammations, des oedèmes qui peuvent bloquer le pharynx, et des ulcérations qui peuvent se fibroser au niveau de l'estomac et entraîner des coliques mais très rarement des perforations. Une charge parasitaire trop importante peut être à l'origine de l'obstruction du pylore et conduire également à des coliques.

Les gastérophiloses sont très souvent asymptomatiques mais peuvent se traduire par des nausées et des coliques chroniques postprandiales causées par les gastrites. Des retards de croissance peuvent être observés chez les jeunes chevaux (Bussieras et Chermette, 1988).

II-9- Coccidies

Chez les équidés, les coccidioses sont des parasitoses de l'intestin grêle dues à des protozoaires des genres *Eimeria* et *Cryptosporidium*. Ces parasites appartiennent à l'Embranchement des Sporozoaires, à la classe des *Coccidea* et à l'ordre des *Eimeriida*. Ces parasites provoquent l'apparition de signes cliniques chez les jeunes, les adultes étant des porteurs asymptomatiques.

II-9-1- Biologie

Le cycle des coccidies commence avec l'ingestion d'oocystes sporulés par l'hôte. Une fois dans le tube digestifs, ceux-ci vont libérer des sporozoïtes (au nombre de 8 pour *Eimeria* et 4

pour *Cryptosporidium*) qui pénètrent dans les entérocytes. Chaque sporozoïte donne un schizonte, où le parasite se multiplie jusqu'à son éclatement dans la lumière du tube digestif. A ce moment, une deuxième génération de schizontes infecte les entérocytes. Cette phase du développement correspond à la reproduction asexuée ou schizogonie du parasite (**Bowman, 1999**).

Les éléments parasitaires issus de la 2ème génération de schizontes forment dans les entérocytes infectés des microgamontes et des macrogamontes. Les microgamontes produisent alors des microgamètes qui vont féconder les macrogamètes produits par les macrogamontes. C'est l'étape sexuée de la reproduction des coccidies, ou gamétogonie. Cette étape sexuée de la reproduction aboutit à la formation des oocystes. Ceux-ci ont besoin de subir une phase de maturation pour devenir infectants, c'est à dire sporulés. Cette maturation a lieu dans le milieu extérieur pour les coccidies du genre *Eimeria* après émission des oocystes dans les fèces (**Lyons et al., 1988**) alors qu'elle a lieu directement dans le tube digestif pour *Cryptosporidium*. Pour ce dernier, les oocystes directement sporulés peuvent redonner un cycle complet sans avoir été émis dans l'environnement (**Beugnet et al., 2005**).

La période prépatente va de 2 à 5 jours pour *Cryptosporidium* à 35 jours pour *Eimeria leuckarti* (**Barker et Remmler, 1972**).

II-9-2- Epidémiologie

□ Descriptive

Ce sont surtout les jeunes animaux qui expriment des signes cliniques et les adultes provenant d'élevages infectés sont souvent porteurs asymptomatiques. La prévalence des cas de coccidiose est de 15 à 31 % chez les poulains (**Xiao et al., 1994**).

□ Analytique

La source d'*Eimeria leuckarti* est représentée par les chevaux infectés, adultes ou jeunes. En revanche, certaines espèces du genre *Cryptosporidium* sont des parasites ubiquistes. Les oocystes sporulés constituent les formes de résistance des parasites dans le milieu extérieur jusqu'à leur ingestion. Les causes favorisantes de l'infection sont une densité d'animaux élevée, l'âge car ce sont les poulains qui sont les plus réceptifs et les plus sensibles. Concernant la cryptosporidiose, il faudra également prêter attention aux jeunes immunodéprimés soit par un traitement (corticostéroïdes) soit par un défaut de transfert d'immunité passive (**Xiao et al., 1994**).

Chapitre III
Partie pratique
Matériel Et Méthodes

III-1 L'objectif

L'objectif de ce travail est d'une part d'évaluer la prévalence du parasitisme des équins de la wilaya de Laghouat et d'autre part d'étudier les facteurs de risque impliqués.

III-2 Période de l'étude

La période de l'étude s'est étalée de Mars 2018 à Mai 2018. 80 chevaux ont été examinés dans les différents sites d'études.

Ces prélèvements étaient réalisés directement dans le rectum en début de matinée tout au long de l'étude. Ceux-ci ont été immédiatement stockés individuellement dans des sacs en plastiques contenant un minimum d'air puis réfrigérés dans la glace jusqu'à leur prise en charge par le laboratoire.

Ces échantillons ont été acheminés rapidement au laboratoire de parasitologie du département de biologie (**Facultés des sciences, université de Laghouat**) pour une analyse parasitologique. Les prélèvements ont été stockés en chambre froide à 4°C.

III- 3 Recueil des données sur les conditions d'élevage

Afin de préciser la méthode de conduite d'élevage, un questionnaire (cf. annexe 1) a été soumis à chaque éleveur.

Sur celui-ci, il est demandé d'indiquer :

- Le nombre, les races et sexes des animaux élevés
- La gestion des animaux en pâture
- La gestion de l'entretien des pâtures et boxes (rythme de retrait des crottins, de nettoyage et de désinfection)
- Le programme de vermifugation des animaux, avec le nom commercial des Spécialités utilisées (annexe 01).
- Le mode d'utilisation des vermifuges
- Les attentes des éleveurs en matière de vermifuge

III- 4 présentation de la wilaya**III-4-1 Situation géographique**

De par sa position géographique et ses caractéristiques climatiques, la Wilaya de LAGHOUAT fait partie du groupe des neufs Wilayat pastorales du pays ainsi que des Wilayat du Sud. Sa superficie est de 25 052 km². La wilaya fait partie des wilayas du sud de l'Algérie. Elle est limitée par les wilayas suivantes : Au Nord : Tiaret Au Sud : Ghardaïa A l'Est : Djelfa A l'Ouest : El-Bayadh.

Notre échantillonnage a été réalisé dans six régions ils sont : Tadjemout , Mrika ,Sidi Mekhlouf , Ain Madhi , Ouad M'zi , El houita .

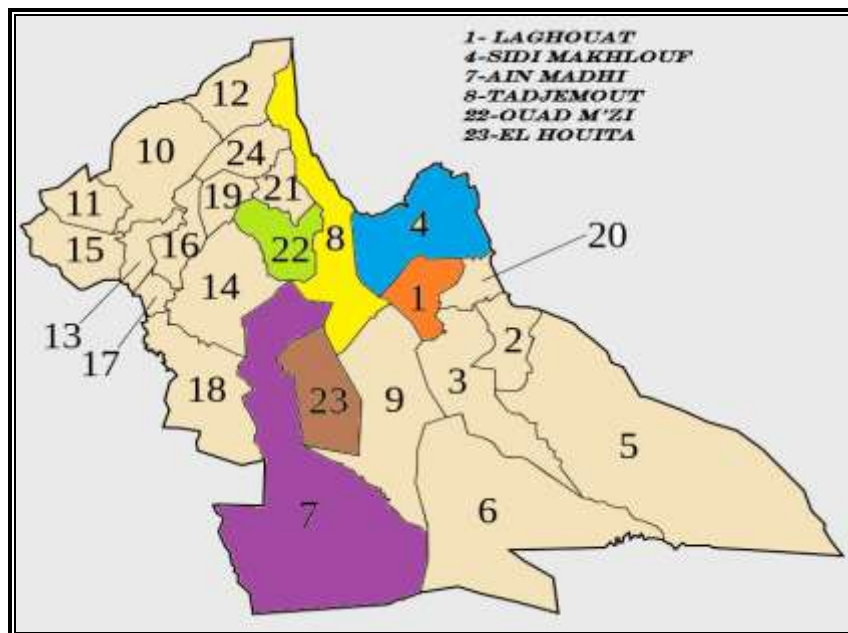


Figure 31 : Carte représentative des sites d'études.

III-4 -2 Critères de choix des sites

Pour faire une étude représentative et réaliser un bon échantillonnage, nous avons sélectionné des sites qui sont répartis et situés dans la wilaya de Laghouat.

Nous avons choisi six communes : MRIKA, TADJEMOUT, OUAD M'ZI, SIDI MAKHLOUF, AIN MADHI, EL HOUITA, selon :

- La disponibilité et la présence des chevaux.
- La permission accordée par les éleveurs pour manipuler leurs animaux.

III-4-3 Caractéristiques des élevages visités

Notre échantillonnage a été réalisé dans six communes sur 80 têtes des équins appartenant à 52 propriétaires. Les caractéristiques de ces élevages sont présentées dans le tableau suivant :

Tableau 2 : Caractéristiques des élevages visités.

Critères	Variables	Nombre	Pourcentage%
Nombre des élevages par commune	MRIKA	15	18,75%
	TADJEMOUT	28	35%
	SIDI MAKHLOUF	12	15%
	OUAD M'ZI	15	18,75%
	AIN MADHI	07	8,75%
	EL HOUAITA	03	3,75%
Type d'élevages	Fantasia	65	81,75%
	course	15	18,75%
Type d'alimentation	Mixte	47	58,8%
	Pâturage	19	23,8%
	Fourrage et ensilage	04	5%
	Les grains	10	12,5%
L'hygiène de l'habitat	Sale	69	92%
	Propre	06	8%
Traitements antiparasitaires	Oui	13	16,3%
	Nous	67	83,8%

Les traitements antiparasitaires les plus utilisés par les éleveurs sont :

Ivermectine ----- Eqvalan®

Ivermectine + Moxidectine----- Eqvalan Duo®

Fenbendazole----- Panacur®

Nous avons établi un questionnaire destiné pour chaque éleveur

(Voir annexe 01).

III-4-4 Caractéristiques des animaux examinés

Les chevaux examinés sont caractérisés par leur sexe, leur âge et une morphologie selon la race ect. Nous avons choisis en premier lieu les animaux malades présentant des anomalies cliniques comme par exemple des diarrhées, amaigrissement, coliques, des lésions cutanées ect. Les équins logés dans des box ou libre vivent dans la plus part du temps en cohabitation avec d'autres animaux tel que les ovins, les bovins, des chien ...

Les principales informations relatives à ces animaux sont présentées dans le tableau suivant :

Tableau 03: Caractéristiques des équins étudiés.

Critères		Nombre pour chaque site						Nbr total	%
		S1	S2	S3	S4	S5	S6		
Sexe	Male	10	26	13	07	07	02	65	81,25%
	femelle	05	02	02	05	00	01	15	18,75%
Age	Moin 2 ans	04	06	03	03	02	00	18	22,50%
	Entre 2 et 5 ans	07	16	05	07	02	03	40	50%
	Plus 5 ans	04	06	07	02	03	00	22	27,50%
Etat clinique	Bon	15	24	14	12	04	03	72	90%
	mauvais	00	04	01	02	03	00	08	10%
Hygiène	Bon	13	28	13	11	06	01	72	90%
	Mauvais	02	00	02	01	01	02	08	10%
Type D'alimentation	Mixte	15	07	10	07	05	03	47	58,8%
	pâturage	00	17	00	00	02	00	19	23,8%
	fouillage	00	04	00	00	00	00	04	5%
	grains	00	00	05	00	00	00	10	12,5%
Diarrhée	absent	14	26	15	12	06	03	76	95%
	présent	01	02	00	01	00	00	04	5%

S1 : Merika ; S2 : Tadjmout ; S3 : Sidi makhoulouf ; S4: wed mezzi ; S5: Ain madhi ;S6: El houitta

III -5 Méthode de prélèvements

Le prélèvement s'effectue de préférence directement dans le rectum car lorsqu'il est effectué sur le sol, il peut être souillé par des parasites de végétaux, des grains de pollen ou d'autres débris végétaux qui peuvent être confondus avec les oeufs. Cela permet également d'éviter les contaminations par des nématodes de l'environnement et donc éventuellement l'obtention de faux positifs (Euzéby, 1981). La coproscopie doit s'effectuer après le prélèvement afin d'éviter la poursuite de développement des stades parasitaires. Toutefois l'analyse peut être différée si l'on respecte des conditions de conservations : 2-3 jours au réfrigérateur, jusqu'à 1

an au congélateur à -15°C, mais cette méthode n'est pas recommandée car elle peut détruire des parasites, ou encore quelques années dans l'eau formolée à 10%. Les selles sont ensuite gardées soit dans le gant de prélèvement retourné, soit dans des sacs ou pots hermétiques, puis identifiés (**Bourdeau *et al.*, 1983**).

III-6 Diagnostic coprologique

L'examen coproscopique a pour but de mettre en évidence la présence d'éléments parasitaires dans les crottins. On cherchera en particulier la présence d'œufs dans les fèces, confirmant ainsi la présence des laves adultes chez l'animal. C'est l'examen complémentaire de choix lors de forte suspicion. De plus, cet examen est facile à réaliser, peu coûteux et permet d'obtenir un diagnostic de certitude (**Zenner et Bourgoïn, 2012**).

III-6-1 La coproscopie macroscopique (Euzéby, 1981 ; Bussieras et Chermette, 1988)

L'aspect macroscopique des selles à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe permet d'établir un déterminisme qualitatif de celles-ci. C'est une méthode rapide, simple, peu coûteuse mais d'une faible sensibilité. On détermine tout d'abord l'aspect des selles :

- la couleur
- la consistance
- la présence de matières : mucus, résidus alimentaires, parasites

Les parasites que l'on peut ainsi mettre en évidence sont :

- des ascaris adultes
- des oxyures adultes
- des segments ovigères de ténias
- des larves de cyathostomes (aspect rougeâtre en diarrhée aiguë)
- parfois des larves L3 de gastrophiles qui sont caractéristiques : grandes, cylindriques, munies de 2 crochets au niveau des pièces buccales et couvertes de rangées d'épines.

III- 6-2 Coproscopie microscopique

On peut procéder à une analyse qualitative ou quantitative. La liste du matériel nécessaire est assez simple,. Elle comporte effectivement des lames et des lamelles, de la verrerie classique de type verres à pied, un agitateur, des tubes à essai, un tamis type passoire à thé (de préférence en acier inoxydable), une balance, un pilon et un mortier, des produits consommables (gants, compresses, pipettes...) et un microscope muni des objectifs x4, x10, x40 et x100 (objectif à immersion). Puis, selon la méthode employée, l'examen peut

nécessiter quelques équipements particuliers tels que la lame de Mac Master, des liquides denses, une centrifugeuse... (**Bussieras et Chermette, 1991**). Dans ce chapitre nous basons seulement sur la coproscopie qualitative et exactement sur la méthode de flottation et sédimentation et la coloration de ziele Neelsen modifiée par Henriksen et pohlenz.

Dans ce travail nous intéressons à la coproscopie qualitative et précisément la méthode de flottation et sédimentation.

III-6-2-1 Coproscopie qualitative

III-6-2-1-1 Méthode par flottation

Cette technique est très souvent utilisée, Elle consiste à diluer une petite quantité de prélèvement dans une solution de densité élevée afin de concentrer à la surface du liquide les éléments parasitaires alors que les débris coulent au fond. Cette méthode est facile à réaliser, peu coûteuse, rapide et sensible. Cependant, le choix de la solution est primordial car si elle n'est pas assez dense, les éléments parasitaires ne vont pas remonter à la surface, mais si elle est trop dense, elle risque d'endommager les éléments parasitaires en provoquant leur déformation voire leur lyse. Les principaux liquides utilisés sont donc :

- **la solution de saccharose** : 130g de saccharose + 1g de Phénol dilués dans 100mL d'eau, de densité de 1,117, le liquide de Faust : c'est une solution de sulfate de zinc à 33% de densité de 1,18,

- **le liquide de Willis** : solution aqueuse de chlorure de sodium à saturation de densité de 1,20,

- **la solution de nitrate de sodium**, également de densité de 1,20 : 315g de nitrate de sodium sont dilués dans de l'eau pour obtenir un litre de solution finale,

- **la solution de Rinaldi**, de densité égale à 1,25, est une solution de saccharose et d'iodomercurate de potassium. Pour confectionner cette solution, on prépare tout d'abord une solution de 100g de bi-iodure de mercure auquel on ajoute 63mL d'eau puis 78g d'iodure de potassium. On prélève 20mL de cette solution pour l'adjoindre à 600g de saccharose dilué dans 600mL d'eau. Cependant, la solution de Rinaldi n'est que rarement utilisée. En effet, compte tenu du danger potentiel des sels de mercure pour l'environnement, sa toxicité envers l'homme et l'animal, son usage nécessite des conditions de stricte biosécurité. Les manipulations se font donc uniquement sous hôte et la récupération et la régénération des solutions sont obligatoires.

- **la solution de sulfate de Magnésium** à saturation de densité de 1,28 : 350g de sulfate de magnésium sont dissous dans de l'eau pour obtenir une solution finale d'un litre,

- **la solution de sulfate-acétate de zinc** : 33g de sulfate de zinc + 15g d'acétate de zinc dilués dans 100mL d'eau, d'une densité finale de 1,33,
 - Ou encore la solution de sulfate de zinc à saturation d'une densité allant de 1,35 jusqu'à 1,39 : 685g de sulfate de zinc heptahydraté sont dissous dans 685mL d'eau.
 - La solution d'iodo-mercurate de potassium, composée de 150g de bi-iodure de mercure, de 111g d'iodure de potassium et de 399 g d'eau, d'une densité finale de 1,44, a été peu à peu abandonnée par les laboratoires pour les raisons de toxicité précédemment citées.
 - De même, la solution de sulfate de zinc et d'iodo-mercurate de potassium n'est que très peu utilisée. Pour obtenir une telle solution, on réalise une première solution qui est constituée de 100g de bi-iodure de mercure, de 63mL d'eau et de 78g d'iodure de potassium. Une deuxième solution est ensuite réalisée en ajoutant 600g de sulfate de zinc heptahydraté à 600mL d'eau. On réunit ensuite les deux solutions pour obtenir la solution finale, de densité égale à 1,45.
- Pour exécuter la méthode par flottation, il suffit de déliter 5g de matières fécales dans 70mL de solution dense dans un verre à pied. Le mélange est ensuite tamisé à l'aide d'une passoire doublée d'une gaze, puis un tube est rempli à ras bord avec la solution obtenue, en formant un ménisque convexe. On recouvre alors le ménisque avec une lamelle en prenant soin de ne pas emprisonner de bulles d'air. Il faut finalement laisser reposer l'ensemble 20 à 30 min. On récupère alors la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires sont restés collés et on l'observe sur une lame au microscope (Beugnet, 2004).

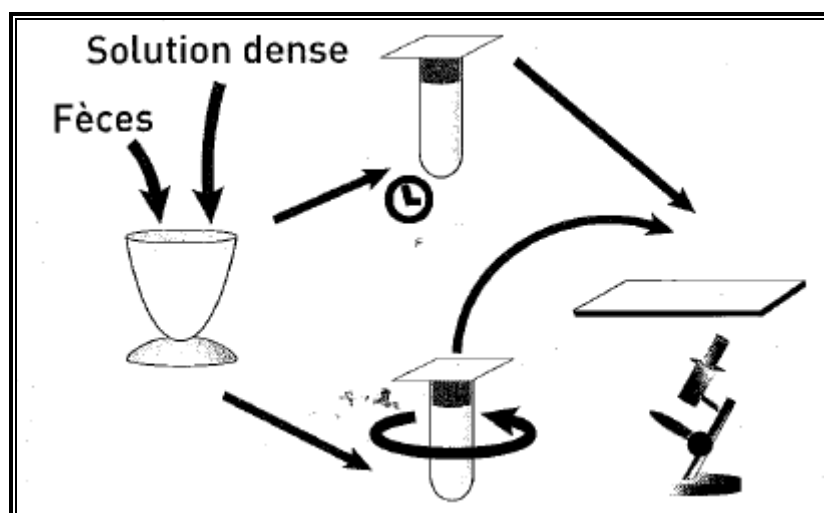


Figure 32 : Méthode de flottation (Beugnet, 2004) ;

Ce type de coproscopie va permettre la détection :

- des oeufs de strongles mais ne permet pas de déterminer l'espèce
- des oeufs d'ascaris

- des oeufs et des adultes de ténias
- des oeufs embryonnés et des larves rhabditoïdes d'anguillules (**Euzéby 1981 ; Proudman et Edwards 1992**).

III-6-2-1-2 Méthode de sédimentation

Dans cette méthode, on ajoute 10 à 15 volumes d'eau ou de formol à 7%, dont les densités sont inférieures à celles des éléments parasites, à 1 volume de fèces. On laisse sédimenter ou on centrifuge. Les éléments parasites se déposent dans le culot tandis que les débris flottent.

Cette méthode est rapide, simple, peu coûteuse et permet la détection de la plupart des œufs. La sensibilité peut être diminuée par la présence de résidus dans le culot (**Beugnet et al. 2009**).

III-6-2-1-3 La coloration de Ziehl-Neelsen modifiée

La coloration de Ziehl-Neelsen modifiée permet la mise en évidence des ookystes coccidiens. Elle est particulièrement recommandée pour la mise en évidence des kystes de *Cryptosporidium parvum* qui se différencient des autres ookystes par leur très petite taille.

Réalisation

- Etaler le plus finement possible une goutte de fèces sur une lame.
- Fixer à l'éthanol à 95% pendant 5 minutes.
- Flamber la lame.
- Recouvrir la lame encore chaude à la fuchsine de Ziehl et laisser agir 5 minutes.
- Rincer à l'eau du robinet jusqu'à élimination de la fuschine excédentaire.
- Asperger avec une ou deux giclées d'HCl 3% dans de l'éthanol à 95% en rinçant à chaque fois à l'eau.
- Rincer à l'eau.
- Tremper dans du Vert Malachite à 0,25% ou du Bleu de Méthylène pendant 30 secondes.
- Sécher.
- Observer au microscope à immersion (objectif x40 ou x100), sans recouvrir d'une lamelle.

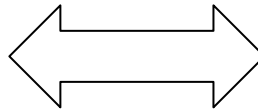
Les ookystes sont colorés en rouge ou en rose sur fond vert ou bleu.

Chapitre IV : Présentation des résultats

Résultat**IV -1 Recherche des parasites fécaux****IV-2 Observation microscopique**

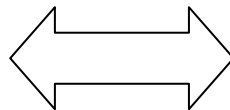
Après l'examen coprologique des matières fécales chez les équines examinés, nous avons relevé la présence des œufs et des larves des parasites suivant :

Stangylose , *Oxyuris Equi* , *Parascaris Equorum* , *Paranopmocephala sp* , *Gasterophilus Intestinalis* , *Cryptosporidium sp* , *Eimeria sp* , *Fasciola Hepatica* .



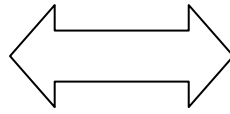
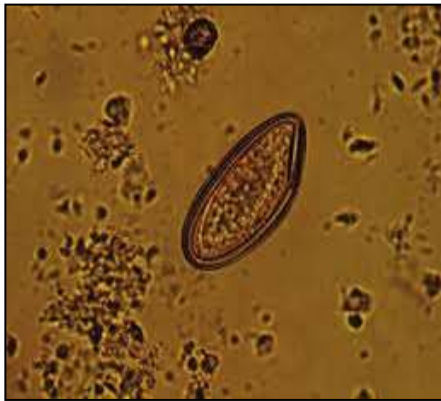
L'œuf de strongylose possède une paroi fine et renferme une morula faite de 8 à 16 cellules.

Figure 33 : Œuf de Strangylose observé sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation.



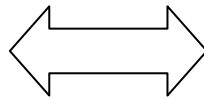
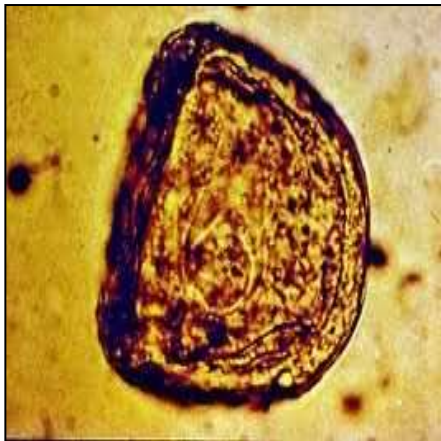
L'œuf de *Parascaris equorum* est un œuf globuleux, d'environ 90-100 µm de diamètre et ne contient qu'une seule cellule. Il très pigmenté avec une paroi épaisse et d'aspect rugueux

Figure 34 : Œuf de *Parascaris Equorum* observé sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation.



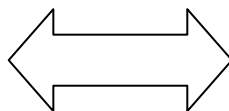
L'œuf d'*Oxyuris equi* est ovale, à paroi relativement épaisse et lisse. Il possède un opercule. L'œuf peut contenir une morula ou une larve. Il mesure environ 90 µm de longueur et 40 µm de largeur

Figure 35 : ŒUF d'*Oxyuris Equi* observé sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation .



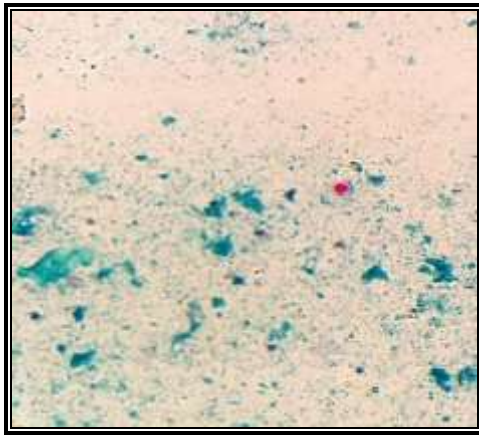
L'œuf d'*A. perfoliata* est de forme polygonal ou semi-circulaire et contient une larve hexacanthé (6 crochets) au sein d'un appareil piriforme. Sa paroi est épaisse.

Figure 36: *Paranoplocephala sp* observée sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation.



Oocyste globuleux, embryon rond à contenu finement granulaire au milieu : Coquille lisse et incolore

Figure37: *Eimeria sp* observée sous microscope optique (Gx40).



Oocystes colorés en rouge vif ou rose sur un fond vert peuvent apparaître sous forme de disques vides

Figure 38: ŒUF de *Cryptosporidium* observé sous microscope optique (Gx100).



Des œufs operculés, ovoïdes et de couleurs jaunâtres

Figure 39 : Œuf *Fasciola Hepatica* observés sous microscope optique (Gx40).



Association entre œuf de *Parascaris Equorum* et 2 Œuf de strangylose

Figure 40 : Œuf de *Parascaris Equorum* Observé sous microscope optique (Gx400) par la Méthode de flottation.

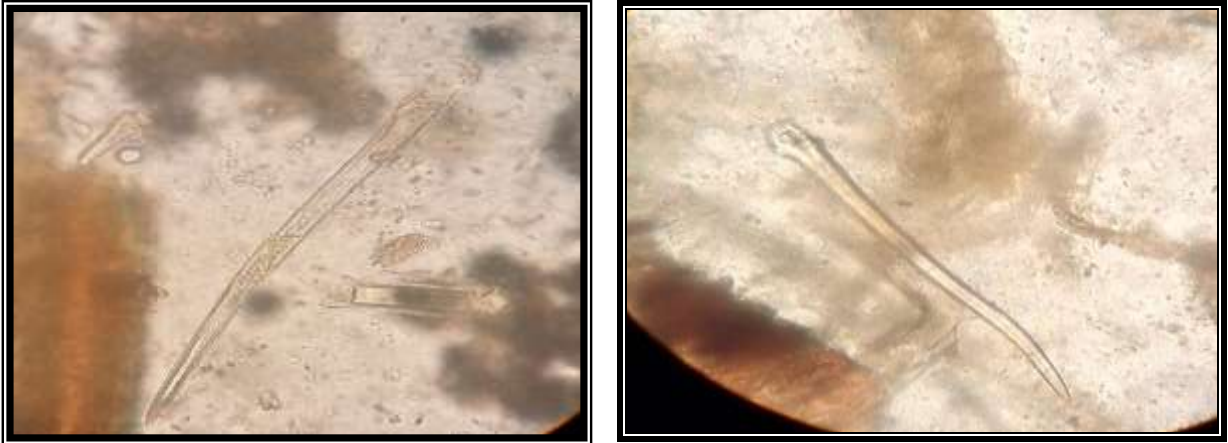


Figure 41 : Larve d'un Nématode observés sous microscope optique (Gx40) par la Méthode de flottation.

IV -3 Prévalences parasitaires

IV -3-1 Prévalence globale des parasites fécaux

Parmi les 80 chevaux examinés au cours l'étude 75 sujets présentent des œufs et larves de parasites dans leurs matières fécales, soit une prévalence totale de 94%.

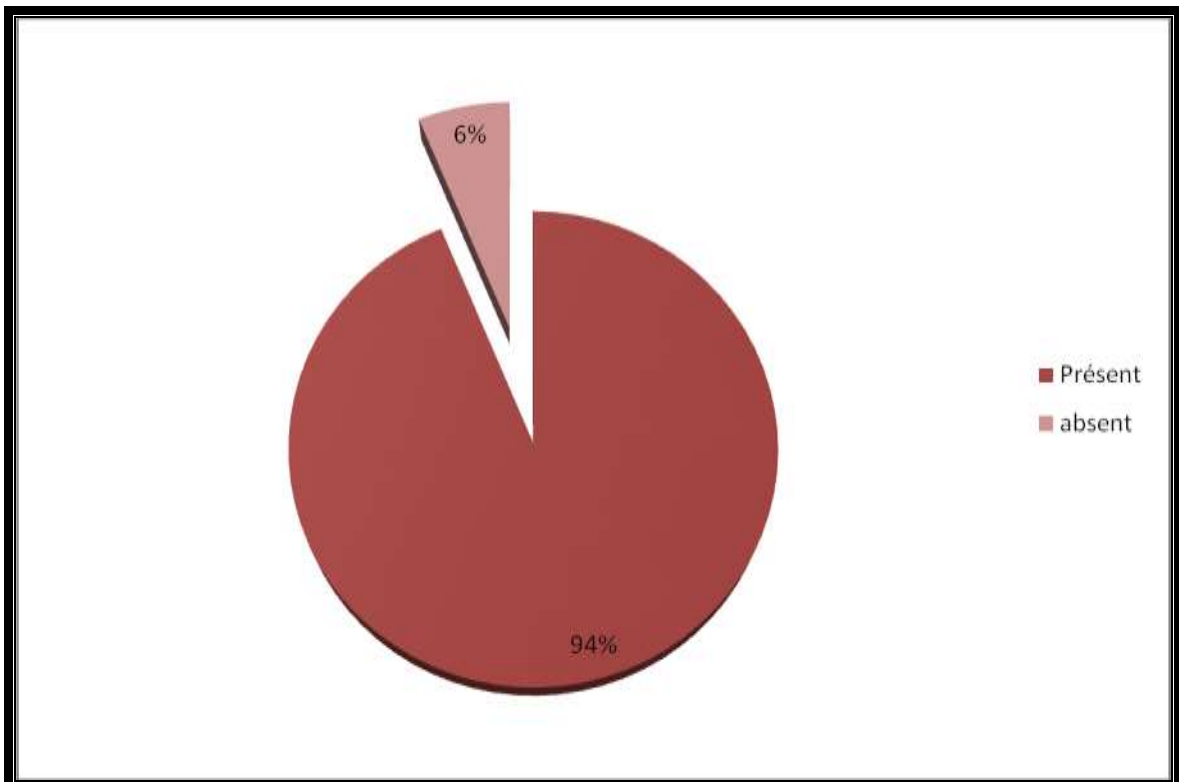


Figure 42: Prévalence globale des parasites fécaux

IV -3-2 Prévalence pour chaque type des parasites fécaux

sur un total de 80 chevaux étudiés , 94% sont parasités par les endoparasites , la prévalence la plus élevée est celle de *Parascaris Equorum* (68,8%) , suivie de Strongles (67,5%) , et *Oxyuris Equi* (55%) , *Eimeria sp* (33,8%) ,*Cryptosporidium sp* (8,8%) ,*Fasciola Hepatica* (5%) , *Paranoplocephala sp* (3,8%) , et en fin *Gasterophilus intestinalis* avec une prévalence de (3,8%).

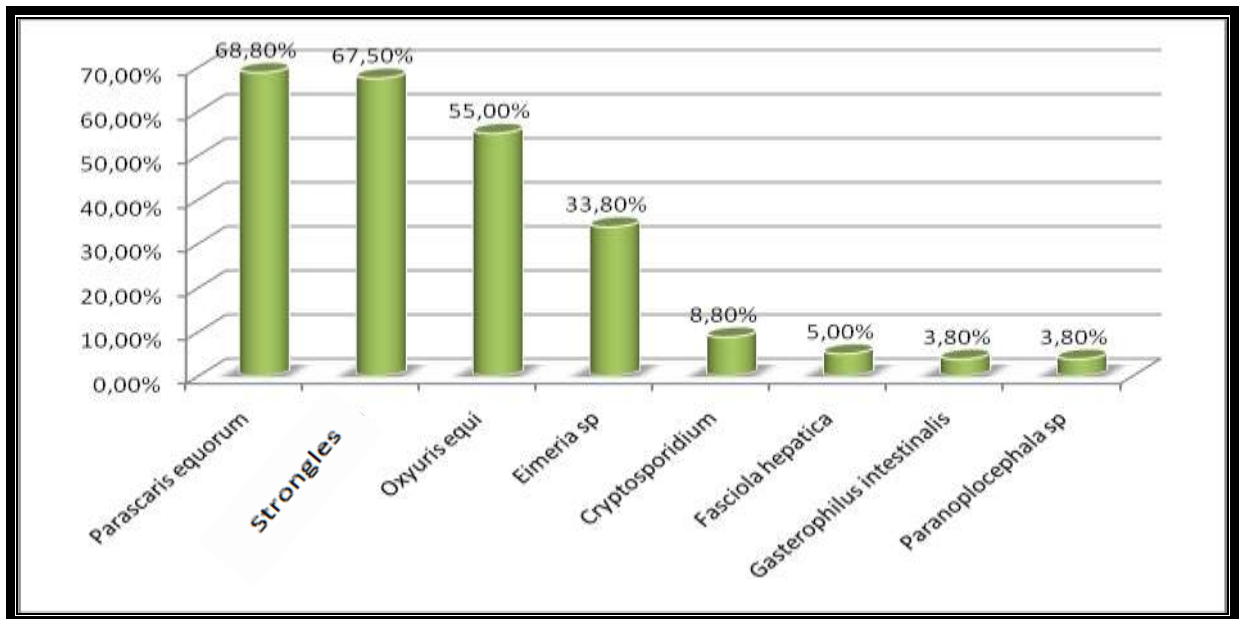


Figure 43 : Prévalence des différents genres de parasites trouvés.

IV -4 Pourcentage d’association des parasites (polyparasitisme)

L’association de trois espèces parasitaires est constatée chez 28 individus (67,7%) , suivi par deux espèces chez 29 individus (63,3%) et finalement l’association de quatre parasites est observée chez 8 individus (12,5%).

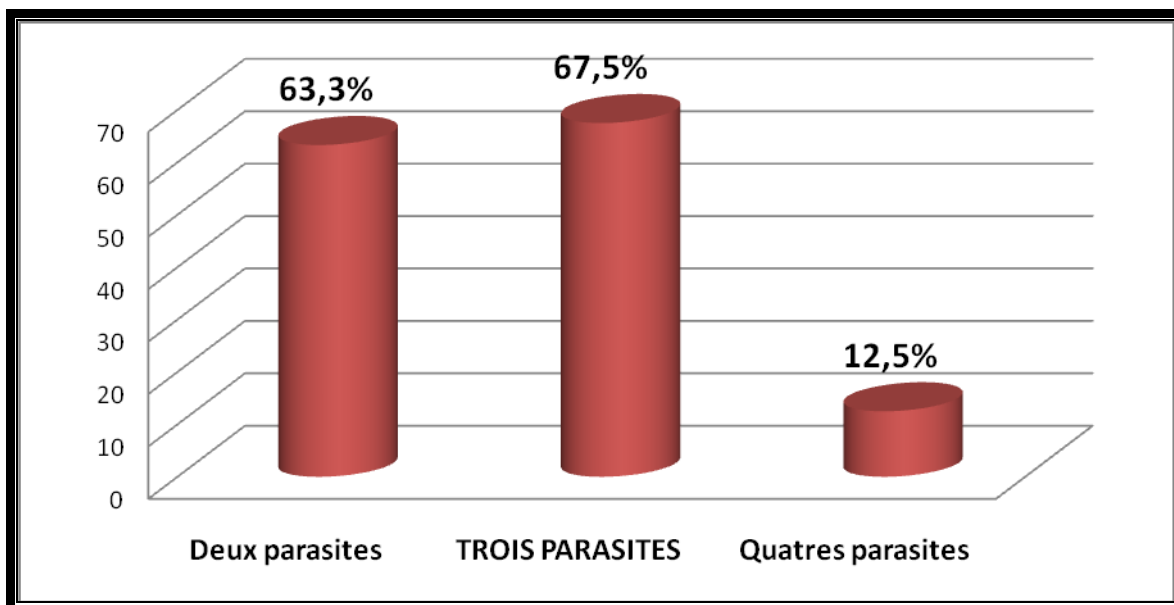


Figure 44 : Pourcentage d'association des parasites.

IV -4-1 Association de deux parasites

Tableau 04: Nombre d'association de deux genres parasitaires chez les chevaux examinés.

Association de 2 parasites	Nombre	Pourcentages %
<i>Strangylose + Parascaris Equorum</i>	7	24,13%
<i>Strangylose + Oxyuris equi</i>	5	17,24%
<i>Parascaris Equorum + Eimeria sp</i>	5	17,24%
<i>Parascaris Equorum + Oxyuris Equi</i>	4	13,79%
<i>Strangylose + Eimeria sp</i>	3	10,34%
<i>Strangylose + Cryptosporidium</i>	2	6,89%
<i>Eimeria sp + Cryptosporidium</i>	1	3,44%
<i>Parascaris Equorum + Cryptosporidium</i>	1	3,44%
<i>Parascaris Equorum + Eimeria sp</i>	1	3,44%

Le tableau montre que l'association de *Strangylose* et *Parascaris Equorum* chez les équins est la plus fréquente avec un taux de 24,13%.

IV -4-2 Association de Trois parasites

Tableau 05 : Nombre d'association de trois genres parasitaires chez les chevaux examinés.

Association de trois parasites	Nombre	Poucentage %
Strangylose + Oxyuris equi + Parascaris Equorum	18	64,28%
Strangylose + Oxyuris equi + Eimeria sp	3	10,77%
Strangylose +Parascaris Equorum + Fasciola hepatica	2	7,14%
Strangylose +Parascaris Equorum + Eimeria sp	2	7,14%
Oxyuris equi + Parascaris Equorum+ Paranoplocephala sp	1	3,57%
Oxyuris equi + Eimeria sp + Fasciola hepatica	1	3,57%
Oxyuris equi + Parascaris Equorum+ Eimeria sp	1	3,57%

Le tableau montre que l'association de Strongles , *Oxyuris equi* , *Parascaris Equorum* chez les équins est la plus fréquente avec un taux de 64,28% .

IV -4-3 Association de quatre parasites

Tableau 06 : Nombre d'association de quatre genres parasitaires chez les chevaux examinés.

Association de quatre parasites	Nombre	Pourcentage %
<i>Strangylose + Oxyuris equi + Parascaris Equorum + Eimeria sp</i>	8	72 ,72%
<i>Strongles + Oxyuris equi + Parascaris Equorum + Paranoplocephala sp</i>	3	27 ,27%

Le tableau montre que l'association de Strongles , *Oxyuris equi* , *Parascaris Equorum* et *Eimeria sp* chez les équins est la plus fréquente avec un taux de 72 ,72%.

IV-5 La relation entre le parasitisme et les autres paramètres

Dans notre travail nous avons étudié l'influence de quelques paramètres sur le degré du parasitisme. Ces facteurs sont présentés par : le sexe, l'âge, l'hygiène, et le statut clinique, le type d'alimentation et les sites d'études.

IV -5-1 Prévalence du parasitisme en fonction de sexe

Le taux de parasitisme chez les femelles (100%) à celui des males (92.3%). Cependant, l'analyse statistique a révélé que l'écart n'est significatif (0,578).

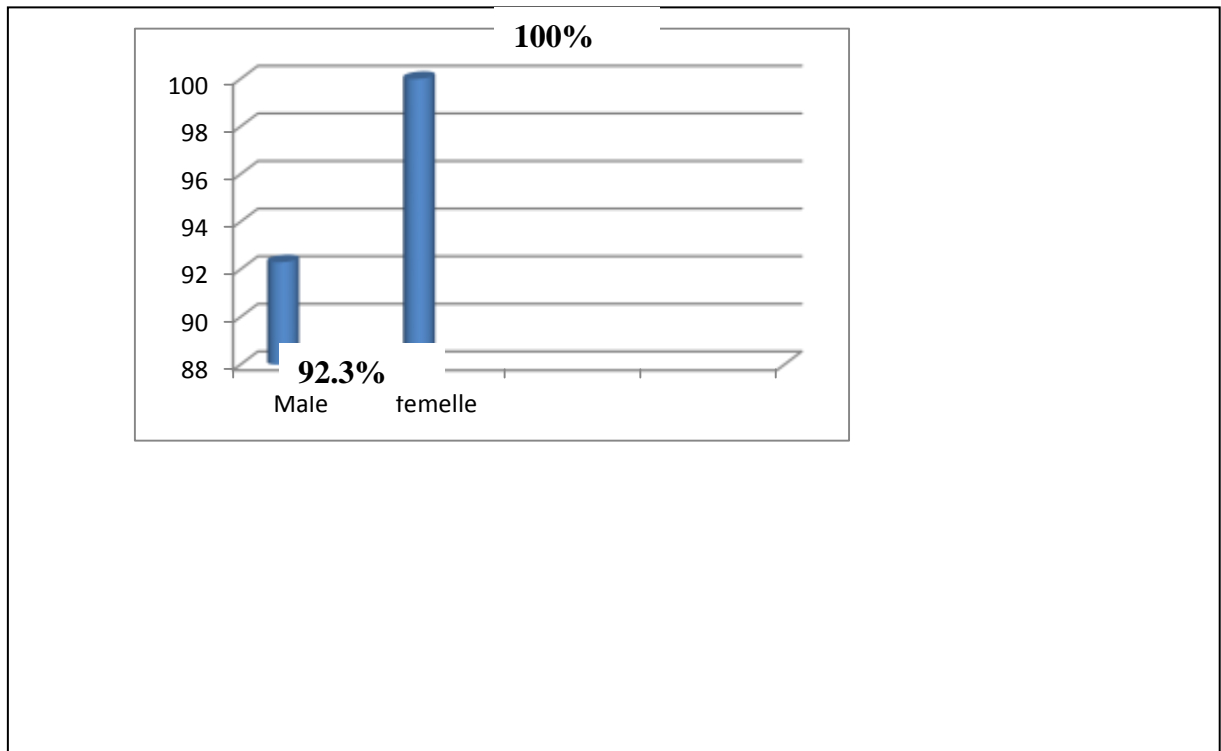


Figure 45 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le sexe.

IV-5-2 Prévalence du parasitisme en fonction de l'âge

La relation entre le parasitisme et l'âge illustrée dans la figure ci-dessous, montre que le taux d'infestation des jeunes dont d'âge entre 2 et 5 ans est supérieur à 50% par rapport à celui des adultes de plus de cinq ans (25,30%) et des poulains de moins de 2 ans (22,70%). La différence n'est significative avec un p de 0,22.

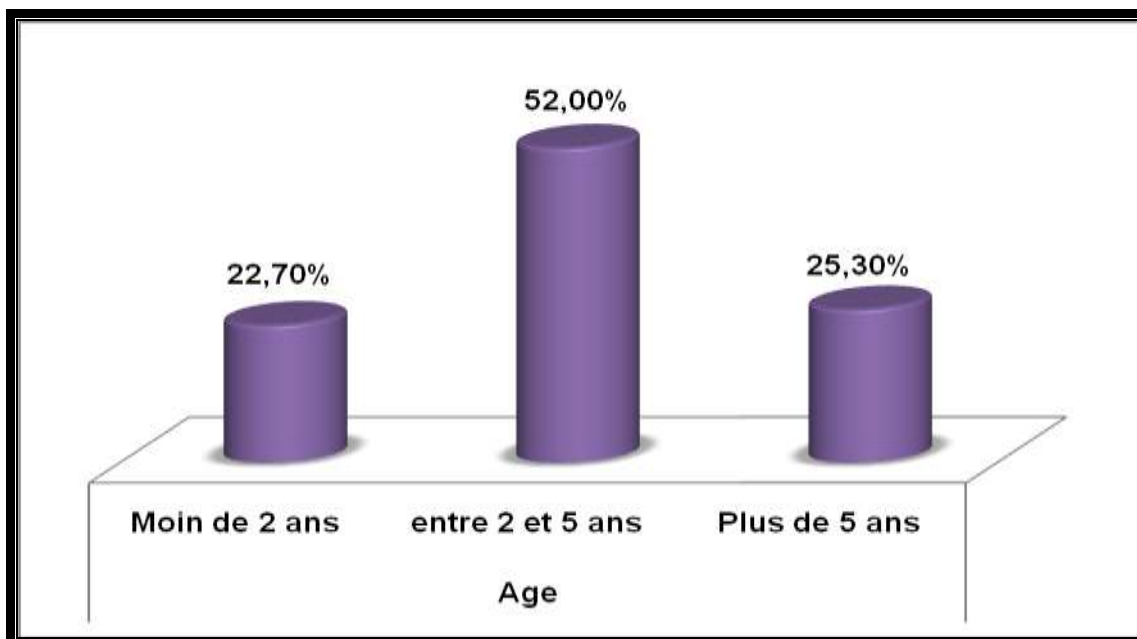


Figure 46 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'âge.

IV-5-3 Prévalence du parasitisme en fonction de l'hygiène

Le taux des chevaux avec des mauvaises conditions d'hygiène est de 92% par contre les chevaux avec bon condition d'hygiène est de (8%).

La différence est significative $p= 0,02$

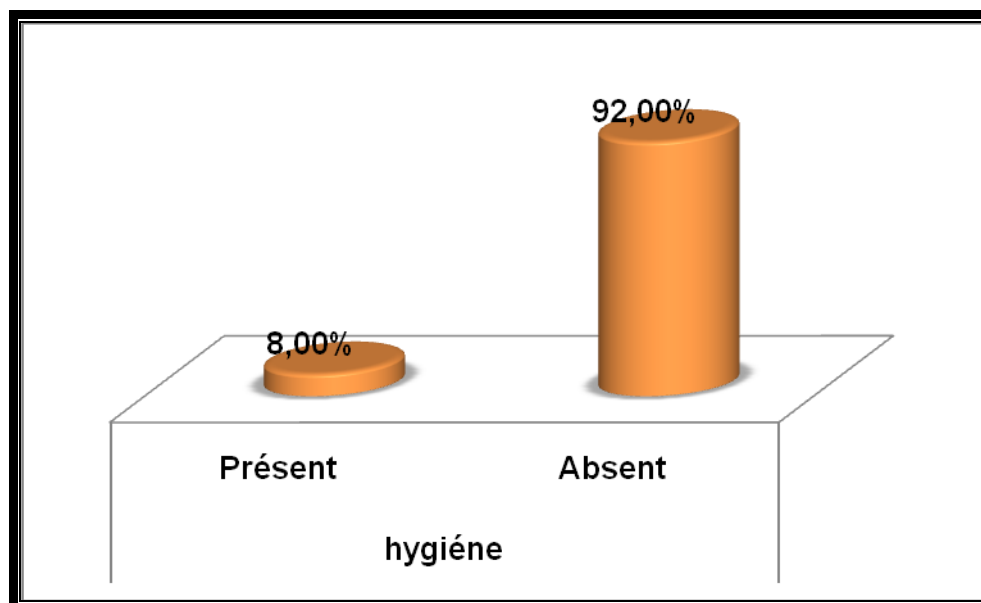


Figure 47 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'hygiène.

IV-5-4 Prévalence de parasitisme en fonction de statut clinique

Le pourcentage du parasitisme chez les équins malades est de (9,30%) par contre celui des équins en bon état général est de (90,70%).

L'association entre le statut clinique et le parasitisme n'est significative sur le plan statistique ($P=0,418$).

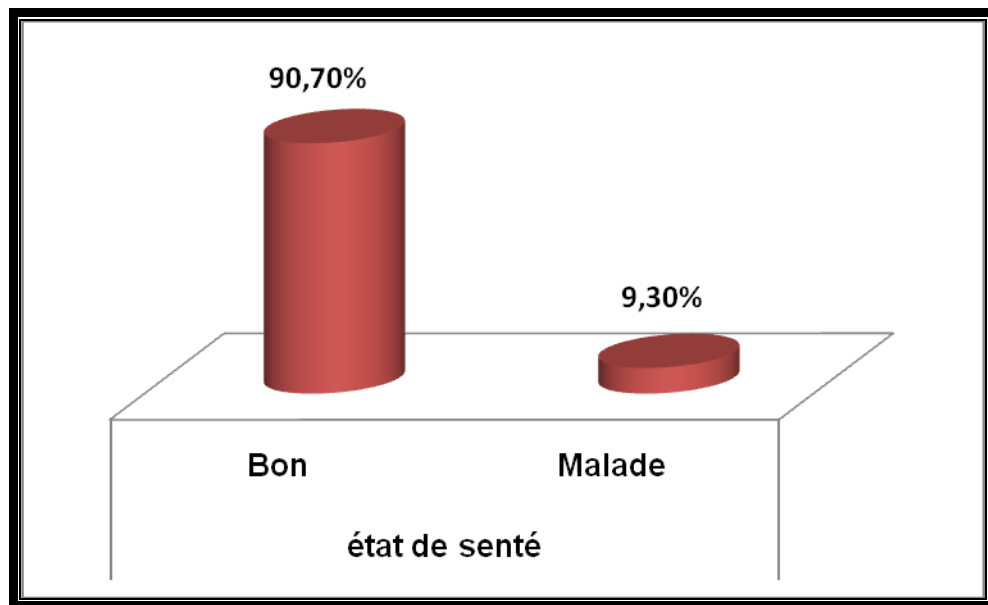


Figure 48 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'état de santé.

IV-5-5 Prévalence de parasitisme en fonction de type d'alimentation

La prévalence du parasitisme avec le type d'alimentation varie selon les aliments : avec une alimentation mixte le pourcentage élevé (58,70%), puis les pâturages (24,00%), les grains avec (12,00%) et finalement les fourrages et ensilages (5,30%).

L'analyse statistique montre une différence n'est pas significative ($p=0,91$).

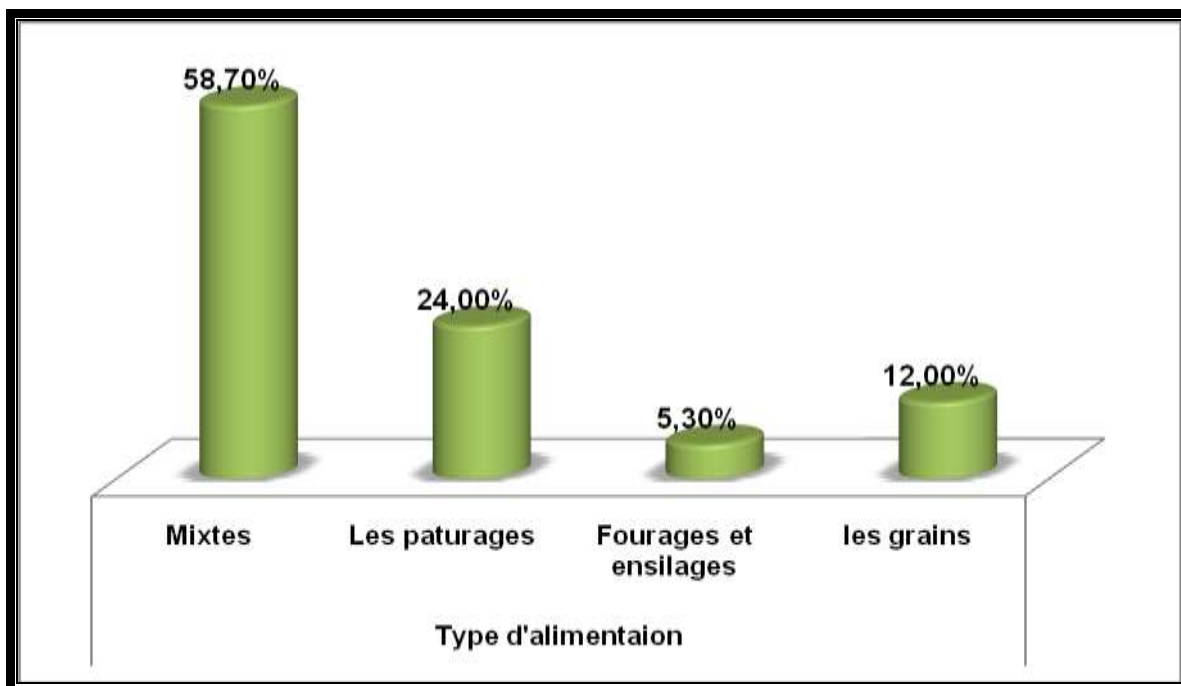


Figure 49 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le type d'alimentation.

IV- 5-6 Prévalence de parasitisme en fonction de site d'études

Le taux de parasitisme le plus élevé est enregistré dans le site de Tadjemout (37,30%) puis à Mrika (20%), Sidi Mekhelouf (18,70%), Ouad M'zi (13,30%), Ain Madhi (6,70%) et finalement à El Houita (4%).

La relation entre les sites d'études et l'infestation parasitaire révéla une influence significative ($P = 0,047$).

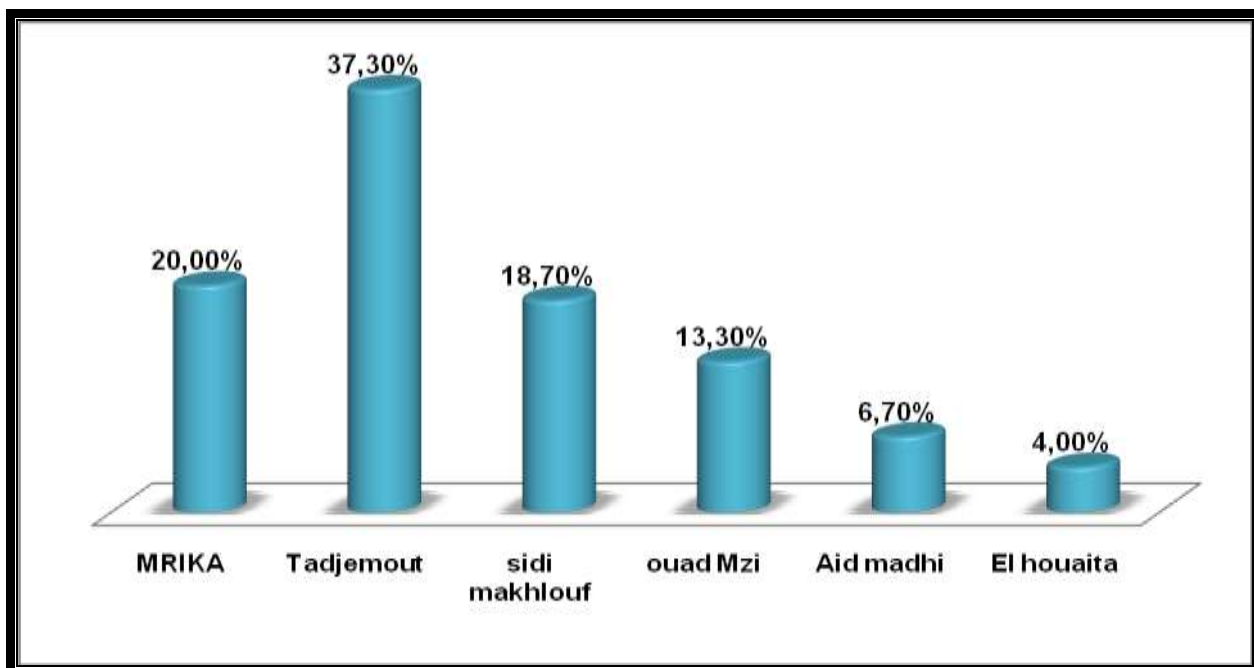


Figure 50 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le site d'études.

Chapitre V

Discussion

V. Discussion

Notre travail consiste à étudier les endoparasites chez les équins élevés dans la wilaya de Laghouat au cours de mois de Mars 2018.

Pour la recherche des parasites, nous avons utilisé les techniques de coprologie microscopique (sédimentation et flottation) pour diagnostiquer la présence de quelques parasites comme les strangles, *oxyuris equi*, *parascaris equorum*, *Eimeria sp* ect et la coloration de ziehl Neelsen pour la recherche de *Cryptosporidium*.

D'après notre recherche bibliographique, il n'ya aucune étude sur la prévalence des infestations parasitaires chez le cheptel équin de la région de Laghouat. Nos résultats ont montré une prévalence totale de 94% chez les équins examinés. Cette valeur est plus importante que celle enregistrée en Grèce. La prévalence de l'infection trouvée était de 62,4% pour les chevaux (**William, 1997**). Aussi en Allemagne, 77,5% hébergeaient des endoparasites. En France, la prévalence est de 80% (**Estelle, 2013**).

Huit espèces d'endoparasites ont été trouvées avec des prévalences variables. La prévalence la plus élevée était celle de *Parascaris Equorum* (68,80%) suivi par strangles (grand et petit strangles) avec pourcentage de (67,5%) puis par *Oxyuris Equi* (55%), *Eimeria* (33%), *Cryptosporidium*(8,8%) ,*Fasciola Hepatica* (5%) ,*Gasterophilus Intestinalis* (3 ,8%) , et en fin *Paranoplocephala sp* avec pourcentage (3,8%) .

D'après nos résultats, la présence des œufs de *Parascaris Equorum*, était prédominante avec un taux de 68 ,8%. Notre résultat est comparable à celui enregistré en France. La présence d'œufs de *P. equorum* a été détectée avant traitement chez environ (60%) (**Laugier et al 2011**). 57% des chevaux présentent *Parascaris equorum* selon une étude de **Lyon en 2000**. Au Canada, la prévalence de *parascaris equorum* est plus élevée par rapport à notre étude avec un taux de prévalence de 75% (**Alain, 2009**). Cependant, elle est supérieure par rapport aux prévalences constatées en France (22,4%) (**Lyons et al, 2004**) et à Tiaret 18,7% (**Boukhaboul et al, 2006**). En Grèce, les auteurs ont indiqué une prévalence de *Parascaris equorum* de 3% (**Sotiraki et Badouvas, 1997**), mais elle est de 4% en Allmend et en Autriche (**visser et Winter, 2002**).

L'ascaridose est une affection pouvant toucher tous les équidés à tous les âges. La source de parasite réside dans la population de chevaux adultes. Leur immunité contre *Parascaris equorum* permet une infestation asymptomatique mais suffisante pour l'excrétion d'œufs.

Ensuite, ce sont les poulains infestés qui vont massivement contaminer l'environnement. Une des particularités de ce parasite est que l'infestation peut se faire à n'importe quelle saison car l'oeuf est très résistant et la larve infestante y séjourne ainsi protégée jusqu'à ingestion (**Hinchcliff et al., 2004**). Ceci pourrait expliquer en partie le taux d'infestation constaté durant notre étude.

La présence des strongles est aussi élevée durant notre étude avec une prévalence de 67,5%. Ce dernier est élevé par rapport à celui enregistré à Tiaret où le taux d'infestation était de 43,7 % (**Boukabout et Senouci, 2010**),

A l'Ecole nationale vétérinaire de Toulouse, **Dorchies et collaborateurs (2007)** ont montré un taux de 55,7 % des strongles.

Notre résultat est plutôt inférieure à celui enregistré en Ethiopie où l'étude coprologique a révélé que la prévalence globale des petits et gros strongyles était de 92,8% (**Fikru et al, 2003**). Aussi, les oeufs de strongles sont retrouvés dans 73% des chevaux de tout âge en Allemagne et en Autriche (**Visser et Winter, 2002**). De plus, selon l'étude de **Gawor (1995)**, 80% des chevaux sont infestés au Normandie. A Tiaret, parmi les chevaux infestés, les prévalences des strongles digestifs étaient de 93,7 % (**Boukabout et Senouci, 2006**).

Comme pour les strongles des chevaux de tout âge peuvent être touchés. La période d'infestation maximale se situe également au printemps, coïncidait avec la période de notre enquête expliquant ainsi ce fort taux de prévalence enregistré durant la présente étude.

Plus encore la densité des animaux et la gestion des pâturages participent à l'infestation des troupeaux car il existe un phénomène de recontamination tout au long de la belle saison.

Nous avons trouvé des chevaux excréant des oeufs d'*Oxyuris equi* avec une prévalence égale de (55%). Ce résultat est supérieur à celui rapporté en Grèce (2%) (**Sotiraki, 1997**). *Oxyuris equi* est trouvé avec une fréquence de 0.5%, en Allemagne et Autriche (**Rehbein Visser et Winter, 2002**). et de (2,1%) en Ethiopie (**Teshale et Bizunesh, 2005**). En Pologne, des études sur des autopsies indiquaient que la prévalence d'*Oxyuris* était de 36% (**Gawor, 1995**). Il faut savoir que l'oxyurose est une affection fréquente, mais cependant peu pathogène. Elle touche en majorité les chevaux adultes, néanmoins les formes plus sévères, dues à une infestation plus importante, affectent plus particulièrement les jeunes chevaux. Elle peut apparaître toute l'année chez tous les chevaux adultes, plutôt à l'écurie (**Sangster, 1995**) mais les périodes principales sont le printemps et le début de l'automne.

En ce qui concerne *Eimeria sp*, la prévalence trouvée dans notre recherche est de (33,8%). Notre résultat est inférieur à celui d'Allemagne (64,9%) (**Sadzikowski.A 2008**), des USA (41%) (**Taylor et al, 2007**). Par contre, les résultats enregistrés en Iran (**Karimi ghahfarrokhi et al 2014**) indiquent une prévalence d'environ 7,69%.

En général, les coccidies infestent volontiers les animaux et souvent de manière sévère, au point de soulever de sérieux problèmes de pathogénie et de prophylaxie. Les équidés semblent pourtant faire exception, car la coccidiose n'est guère rencontrée chez eux. Ce sont surtout les jeunes animaux qui expriment des signes cliniques et les adultes provenant d'élevages infectés sont souvent porteurs asymptomatiques.

pour la cryptosporidies la prévalence est (8,8%). La plupart des études portant sur la cryptosporidiose équine ont montré une prévalence faible (**Cole et al., 1998; De Souza et al., 2009; Laatanma et al., 2013; Majewska et al., 2004; Sturdee et al., 2003**). Cependant, d'autres enquêtes ont rapporté une prévalence plus élevée (**Xiao et Herd, 1994**). La cryptosporidiose est essentiellement une maladie du **nouveau-né**. La plupart des cas cliniques se produisent entre l'âge de 5 et 15 jours chez les chevaux. Chez les adultes, la maladie est généralement asymptomatique.

La prévalence de *Fasciole Hepatica* (5%) est inférieure par rapport à celle rapportée en Irlande (10%) (**Quigley et al, 2017**). Par contre, elle est supérieure par rapport à celle documentée en Europe centrale (1%) (**Supperer,F 1977**) ou celle donnée par **Olteanu (1973)** en Roumanie (0,77%). D'après **Brem et wojtek**, en Allemagne, on compte 0,34% de distomatose équine. Une incidence très faible se retrouve en Angleterre où **Brgess (1970)** décrit trois cas dans la région de Wiltshire, alors qu'**Owen (1977)** a relevé 38 dans l'Ouest du pays. Selon **Moisant et al (1972)**, il n'existerait aucun travail relatif à la fasciolose du cheval, en France. L'infestation des chevaux par la douve est classiquement considérée comme rare. Cependant, on peut penser que la fréquence d'infestation est sous-estimée chez les équidés du fait d'un diagnostic difficile et de signes cliniques peu évocateurs. De plus, *F. hepatica* n'est pas un parasite commun chez les équidés.

Concernant le cestode *Anoplocephala sp* responsables du téniasis du cheval, le taux d'infestation était de 3,8%. Notre résultat ne montre pas une grande différence par rapport à celle réalisées en Allemagne, avec une prévalence de 0,7% par **Brem et Wojte**. De même, **Keller (1979)** rapportent un taux d'infestation inférieur à 1%, à l'occasion d'analyses à Berlin-Ouest. En Suisse, **Gerfter et al, (1973)** les mettent en évidence chez 5-7% des équidés. En Belgique, un pourcentage de 1,28% a été rapporté par **Schweizer (1981)**. Par contre, une

étude a été réalisée à l'Institut Pathologique du Cheval par **Collobert et al. (1997)**, la prévalence globale d'infestation par les cestodes est de 62,2% et 28,9%.

La prévalence *Gasterophilus intestinalis* dans la présente étude est de 3,8%. Cette dernière est inférieure à celle rapportée par **Collobert (1998)** entre 1987 et 1997 (34%) en Normandie ou celle de Gawor (1995) 40% en Pologne.

Le pourcentage d'association de trois parasites était le plus élevé (67,7%), suivi de deux parasites (63,3%) puis de quatre parasites (12,5%).

L'association entre l'infection parasitaire et certains paramètres qui sont le sexe, l'âge, le type d'alimentation et l'état de santé n'a révélé aucune différence significative puisque la plus part des parasites touchent les chevaux de toute âge et notre étude est réalisée durant une seule saison entraînant la distribution de même type d'alimentation et les propriétaires n'ont pas respecté les conditions d'élevage et la vermifugation correcte.

La relation entre l'hygiène et le parasitisme est significative parce que les écuries sont un milieu favorable au développement des larves d'oxyures, d'anguillules et d'ascaris. Les prairies, au contraire, sont le lieu de prédilection pour les infestations par les larves de grands et petits strongles et pour les anoplocéphales. Cependant, presque tous les parasites peuvent être transmis en dehors des conditions de pâturage : par l'intermédiaire des fourrages ou des litières (strongles, oxyures, ascaris, anguillules), par léchage d'animaux souillés par les fèces (ascaris) ou par le biais du lait maternel (anguillules). Dans ce cadre, les conditions d'hygiène jouent un rôle majeur de prévention.

La relation entre le site d'étude et le parasitisme est significative à cause de grand nombre d'effectifs au niveau de la région de Tadjemout et Mrika. Donc, on ne doit pas compter sur le seul climat de nos régions pour détruire les formes parasitaires infestantes présentes dans l'environnement du cheval.

Conclusion

Conclusion

Conclusion, recommandations et perspectives

Les analyses coproscopiques ont décelé la présence de huit espèces parasitaires. La prévalence la plus élevée était celle de *Parascaris Equorum* (68,8%) , suivie par celle des Strongles (67,5%) , *Oxyuris Equi* (55%) , *Eimeria Sp* (33,8%) , *Cryptosporidium Sp* (8,8%), *Fasciola Hepatica* (5%) , *Gasterophilus Intestinali* (3,8%) et enfin *Anoplocephala Sp* (3,8%). Le pourcentage d'association de trois parasites était le plus élevé (67,7%), suivi de celui de deux parasites (63,3%) puis de celui de quatre parasites (12,5%). Le polyparasitisme traduit la présence de plusieurs genres des parasites et qui peuvent contaminer le milieu extérieur.

L'analyse de l'influence de certains facteurs de risque a montré l'influence de l'hygiène et le site d'étude sur le taux de parasitisme. Par contre, les autres facteurs (âge, sexe, état de santé, type d'alimentation ...) n'ont pas eu un effet significatif sur le taux de parasitisme.

Le manque d'hygiène est considéré comme source principale de ces infestations parasitaires.

Il ressort de cette étude les recommandations suivantes :

- Respect des règles d'hygiène au sein des écuries
- Traitement préventif et curatif des équins.
- Utilisation de molécules efficaces.
- Eviter la cohabitation entre les différentes espèces animales.
- Désinfection des écuries.
- Eviter le surpeuplement.
- Séparation des animaux en fonction de leur âge.

Comme perspectives, il serait souhaitable d'élargir l'enquête dans le temps et dans l'espace et de recourir à d'autres techniques d'identification plus poussées comme la biologie moléculaire. Aussi, analyser l'influence des autres facteurs de risque à savoir celui de traitement anti-parasitaires,...

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- A. BOULKABOUL, K. SENOUCI Contrôle des strongles digestifs du cheval
- ADELUS-NEVEU F. 1988. Les cestodes du cheval : fréquence et traitement par le pamoate de pyrantel. *Le Point Vétérinaire*, **20**, 85-87.
- anthelmintic program. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, **22**, 373-377.
- ARNAUD G, MAGE C, TRILLAUD-GEYL C. 1995. Epidémiologie de l'infestation des jeunes chevaux au pâturage par les strongles gastro-intestinaux. *Revue de Médecine Vétérinaire*, **146**, 141-144.
- AUSTIN S.M. 1994. Large strongyles in horses. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, **16**, 650-657.
- BAIN SA, KELLY JD (1977). Prevalence and pathogenicity of anoplocephala perfoliata in a horse population in South Auckland. *New. Zeal. Vet. J.*, **25**(1-2), 27-28
- BARKER IK, REMMLER O (1972). The endogenous development of Eimeria leuckarti in ponies. *J. Parasitol.*, **58**(1), 112-122
- Bathiard T, Vellut F. (2002). Coproscopie parasitologique et espèces parasites correspondantes. Thèse Méd Vét., VetAgro Sup, Lyon.
- Bathiard T, Vellut F. (2002). Coproscopie parasitologique et espèces parasites correspondantes. Thèse Méd Vét., VetAgro Sup, Lyon
- BEUGNET F, BOIREAU P, GUILLOT J. 2009. Parasitologie équine. Nouveautés épidémiologiques, diagnostiques, thérapeutiques. *Journées nationales GTV-Nantes 2009*, 1107-1112.
- BEUGNET F, FAYET G, GUILLOT J *et al.* (2005). *Abrégé de parasitologie clinique des équidés*. Auxon, Kalianxis, 321p.
- Beugnet F, Fayet G, Guillot J, Grange E, Desjardins I, Dang H. (2005). *Abrégé de Parasitologie Clinique des Équidés. Volume 2 : Parasitoses et mycoses internes*. Paris, Kalianxis, 321p.
- Beugnet F, Fayet G, Guillot J, Grange E, Desjardins I, Dang H. (2005). *Abrégé de Parasitologie Clinique des Équidés. Volume 2 : Parasitoses et mycoses internes*. Paris, Kalianxis, 321p.
- Beugnet F, Gevrey J. (1997). Épidémiologie et prophylaxie des principales helminthoses des équidés. *Action vét.*, **1402**, 33-44.

Références bibliographiques

- BEUGNET F, GEVREY J. 1997.** Epidémiologie et prophylaxie des principales helminthoses des équidés. *Action vétérinaire*, **1402**, 33-44.
- BEUGNET F, POLACK B, DANG H (2004).** Atlas de coproscopie. Clichy [Fra] : , 277 pages, ISBN 2-915758-02-6.
- BOURDEAU R, CHERMETTE J, BUSSIERAS J. 1983.** Les prélèvements en parasitologie vétérinaire. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, **159**, 11, 897-907.
- BOUREE P. 1994.** *Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale*. Paris : Flammarion, 2nde édition, 388 p.
- BOWMAN DD (1999).** *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. 7th ed. Philadelphia: W.B. Saunders Co, 426p.
- BOWMAN DD (1999).** *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. 7th ed. Philadelphia: W.B. Saunders Co, 426p.
- BRICARD P, PFISTER K. 1997.** La gastérophilose et son traitement chez le cheval. *Pratique vétérinaire équine*, **29**, 1, 25-29.
- Burgess D liver – fluk in horse vet , rec 86 , 385, 1970 .**
- Bussiéras J, Chermette R. (1995).** *Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule III : Helminthologie vétérinaire*. 2nde ed. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unitéde parasitologie et maladies parasitaires, 299 p.
- BUSSIERAS J, CHERMETTE R. 1988.** *Anthelminthiques vétérinaires*. Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule III. Paris : R. ROSSET, 251-260.
- BUSSIERAS J, CHERMETTE R. 1988.** *Anthelminthiques vétérinaires*. Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule III. Paris : R. ROSSET, 251-260.
- CHAMOUTON I., PETIT P. 1990.** Parasitisme gastro-intestinal du cheval. *La dépêche vétérinaire*, supplément technique n° 12 du 17 au 23 février, 1-23.
- CHAUVE C. 2001.** Les ténias du cheval. *Action vétérinaire*, édition spéciale du 6 juillet, 4-7.
- CHENEBIN Marina, CASTEL Olivier (dir.).** *Le pharmacien et les médicaments anthelminthiques chez les chevaux*. 93 p. Thèse de doctorat : Pharmacie. Poitiers, 2005.
- CHENEBIN Marina, CASTEL Olivier (dir.).** *Le pharmacien et les médicaments anthelminthiques chez les chevaux*. 93 p. Thèse de doctorat : Pharmacie. Poitiers, 2005.
- CHENEBIN Marina, CASTEL Olivier (dir.).** *Le pharmacien et les médicaments anthelminthiques chez les chevaux*. 93 p. Thèse de doctorat : Pharmacie. Poitiers, 2005.
- Collobert C, Tariel G, Bernard N, Lamidey C. (1996).** Prévalence d'infestation et pathogénicité des larves de cyathostominés en Normandie. Étude rétrospective à partir de 824 autopsies. *Rec Med Vet*. **172**, 193-200.

Références bibliographiques

- 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 1998*, 85-88.
- 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 1998*, 85-88.
- COLLOBERT C., FLEURY C., VALOGNES A., PEDAILLE F. 1997.** Prévalence du téniasis chez les équidés en France. *Pratique Vétérinaire Equine*, 149-158.
- COLLOBERT-LAUGIER C, HOSTE H, SEVINA C, CHARTIER C, DORCHIES P. (2002)** Mast cell and eosinophil mucosal responses in the large intestine of horses naturally infected with cyathostomes. *Vet Parasitol.*, **107**, 251-264
- COLLOBERT-LAUGIER C. 1999.** Rôle du parasitisme digestif dans les coliques du cheval : prévalence et pouvoir pathogène des principales espèces parasitaires. *Pratique vétérinaire équine*, n° spécial coliques, 243-255.
- COLLOBERT-LAUGIER C. 1999.** Rôle du parasitisme digestif dans les coliques du cheval : prévalence et pouvoir pathogène des principales espèces parasitaires. *Pratique vétérinaire équine*, n° spécial coliques, 243-255.
- DESJARDIN I, GUILLOT J. 2006.** Aspects cliniques des pneumonies parasitaires et fongiques chez les Équidés. *Bulletin de l'académie vétérinaire de France*, **159**, 69-71.
- DRUDGE J.H., LYONS E.T. 1983.** Strongylosis. *Current therapy in equine medicine* Philadelphie : WB Saunders Co, 283-286.
- en situation de résistance aux benzimidazoles en Algérie .
- EUZEBY J (1963).** *Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine ; tome premier : Maladies dues aux némathelminthes ; fascicule deuxième.* 1ère éd. Paris, Vigot frères éditeurs. 843p.
- EUZEBY J. (1980)** : Diagnostic expérimental des helminthoses animales ; livre 1 : Généralités Diagnostic ante-mortem. 1ère éd. Paris. Informations techniques des services vétérinaires.1981.
- EUZEBY J. (1980)** : Diagnostic expérimental des helminthoses animales ; livre 1 : Généralités Diagnostic ante-mortem. 1ère éd. Paris. Informations techniques des services vétérinaires.1981.
- EUZEBY J. 1981.** *Diagnostic expérimental des helminthoses animales.* Tome I. Paris : Ministère de l'Agriculture, 349 p.

Références bibliographiques

- Faèr, G.:** Ein Fall von chronische Fasziolose beim Pferd. Wiener Tierärztl. Monatschr. 35, 432-435 (1971).
- GANGLOFF Sylviane.** « Le système digestif ». *Cheval magazine*, 2015, n°526, p. 61.
- GANGLOFF Sylviane.** « Le système digestif ». *Cheval magazine*, 2015, n°526, p. 61.
- GROSJEAN H. 2003.** Epidémiologie des parasitoses intestinales équinés : étude de quatre établissements du nord de la Loire. Mise au point d'un plan de vermifugation. *Thèse de doctorat vétérinaire*. Paris : Université de Créteil, 186p.
- GROSJEAN H. 2003.** Epidémiologie des parasitoses intestinales équinés : étude de quatre établissements du nord de la Loire. Mise au point d'un plan de vermifugation. *Thèse de doctorat vétérinaire*. Paris : Université de Créteil, 186p.
- GROSJEAN H. 2003.** Epidémiologie des parasitoses intestinales équinés : étude de quatre établissements du nord de la Loire. Mise au point d'un plan de vermifugation. 188 p. Thèse de doctorat : Vétérinaire. Maisons-Alfort : Créteil, 2003.
- HENDRIX C.M. (1998) :** Diagnostic veterinary parasitology (2nd edition) Mosby inc (Ed), Saint-Louis, 321 pages
- HINCHKLIFF KW, ANDRIS JK, RAYMOND JG (2004).** *Equine Sports Medicine and Surgery: Basic and Clinical Sciences of the Equine Athlete*. Edinburgh; New York, Saunders, 1320p.
- HUTCHENS D.E. 2000.** Moxidectin : Spectrum of activity and uses in a equine
- IROLA E. 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*. Paris : Université de Créteil, 190 p.
- KAEFFER Anne. Mode d'emploi pour vermifuger son équidé 1 : les parasites [en ligne].** Nantes : Techniques d'élevage, 2012. Disponible sur : <<http://www.techniquesdelevage.fr>> (consulté le 02.06.2015).
- LAFON Maud.** « Vermifuger pour prévenir les coliques liées au parasitisme ». *Cheval santé*, 2014, n°93, p. 38-43.
- LAJOIX-NOUHAUD Emmanuelle, DREYFUSS Gilles (dir.).** *Epidémiologie, diagnostic et traitement de quelques parasitoses équinés. Etude expérimentale menée en Limousin*. 97 p. Thèse de doctorat : Pharmacie. Limoges, 2011.
- Levine.N.D (1986.)** The taxonomy of Sarcocystis (Protozoa, Apicomplexa) species. *Protozool.*, 72, 372ñ 382.

Références bibliographiques

- 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 .
- LYONS ET, DRUDGE JH, TOLLIVER SC (1988).** Natural infection with *Eimeria leuckarti* : prevalence of oocysts in feces of horse foals on several farms in Kentucky during 1986. *Am. J. Vet. Res.*, **49**(1), 96–98
- LYONS ET, TOLLIVER SC (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**, 400-404
- LYONS ET, TOLLIVER SC (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**, 400-404
- 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
- LOVE S, DUNCAN JL (1992).** The development of naturally acquired cyathostome infection in ponies. *Vet. Parasitol.*, **44**, 127-42
- MARCHAND Stéphanie, PICOT (dir.).** *Le parasitisme digestif, facteur de risque des coliques chez les équidés : enquête cas-témoin réalisée auprès des écoles vétérinaires d'Europe.* 140 p. Thèse de doctorat : vétérinaire. Lyon, 2000.
- Mc Craw et Slocombe 1985 ;** Institut du cheval et association vétérinaire équine française (1994).
- McCRAW B.M., SLOCOMBE J.O.D. 1985.** *Strongylus equinus*: development and pathological effects in the equine host. *Canadian Journal of Comparative Medicine*, **49**, 372-383.
- Moisant c, jolivet G Pitre J** La fasciolose des Equidés. Observations en Normandie. Essais de traitement par le rafoxanide. *Ree. Méd. Vét.* 745, 443-450 (1972).
- MOREL Charlotte, GUILLOT Jacques (dir.).** *Suivi de l'infestation par des strongles chez un troupeau de Tarpons dans le cadre d'une étude pilote à propos de l'automédication du cheval.* 134 p. Thèse de doctorat : Vétérinaire. Maisons-Alfort : Créteil, 2015.
- Nielsen MK, Monrad J, Olsen SN. (2006).** Prescription-only anthelmintics - A questionnaire survey of strategies for surveillance and control equine strongyles in Denmark. *Veterinary Parasitology*, **135**, 47-55.

Références bibliographiques

NILSSON O, LJUNGSTROM BL, HOGLUND J, LUNDQUIST H, UGGLA A (1995). *Anoplocephala perfoliata* in horses in Sweden: prevalence, infection levels and intestinal lesions. *Acta Vet.Scand.*, **36**(3), 319-328

O/ieanw, G.: Fascioloza. Ed. «Ceres» Bucuresti, 1973, 341 p.

Owen /. 717.- Liverfluke infection in horses and ponies. *Eq. Vet. J.* 9, 29-31 (1977)

OWEN JM (1977). Liver fluke infection in horses and ponies. *Equine Vet. J.*, **9**(1), 29-31

Pietrement 2004

PIETREMENT H. 2004. Parasitisme digestif équin et modifications immunologiques. *Thèse de doctorat vétérinaire.* Lyon I : Université Claude Bernard, 199 p.

PRESIDENTE, P.J.A., (1985) : Methods for the detection of resistance to anthelmintics. In: Anderson, N., Waller, P.J. (Eds.), Resistance in Nematodes to Anthelmintic Drugs. Division of Animal Health, CSIRO, Australia, pp. 13–27.

PROUDMAN C.J, EDWARDS G.B. 1992. Validation of a centrifugation/flotation technique for the diagnosis of equine cestodiasis. *Veterinary Record*, **13**, 71-72.

Quigley A., Sekiya M., Egan S., Wolfe A., Negrodo C., Mulcahy G., Prevalence of liver fluke infection in Irish horses and assessment of a serological test for diagnosis of equine fasciolosis, Equine Veterinary Journal, 49, 183-188, 2017 Foc/., 7, Supperer,F.: Veterinärmedizinische Parasitologie P. Parey, Berlin. 2. Auflage, 517 p., 1977.

R Fikru, D Reta, S Teshale, M Bizunesh Bull Anim. Hlth. Prod. Afr. Vol. 53 (3) 2005: 161-166 .

Radostits.O.M, Gay.C.C., Hinchcliff.K.W. & Constable.P.D. 2006. Veterinary Medicine. Saunders.

REINEMEYER C.R. 1992. Equine small strongyles : unanswered questions. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, **14**, 816-819.

REINEMEYER C.R., SMITH S.A., GABEL A.A., HERD R.P. 1984. The prevalence and intensity of internal parasites of horses in the U.S.A.. *Veterinary parasitology*, **15**, 75-83.

REINEMEYER CR, NIELSEN MK (2013). *Handbook of Equine Parasite Control.* Ames, Iowa, Wiley-Blackwell, 224p.

Soulsby.EJL. (1977). Helminths, arthropods and protozoa of domesticated animals. Lea and Febiger, Philadelphia.

Souza.P.N.B., D., Bomfimb.T.C.B., Huber.F, Abboud.L.C.S. & Gomes.R.S. (2009) Natural infection by *Cryptosporidium* sp., *Giardia* sp. and *Eimeria leuckarti* in three groups of

Références bibliographiques

equines with different handlings in Rio de Janeiro, Brazil. *Veterinary Parasitology*, 160, 327-333.

Studzinska.B.M, Tomczuk.K & Sadzikowski.A (2008) Prevalence of *Eimeria Leuckarti* in horses and usefulness of some coproscopical methods for its detection. *Bull Vet Inst Pulawy*, 52, 541-544.

Sutoh.M, Saheki.Y, Ishitani.R, Inui.S, Narita.M, Hamazaki.H & Yokota.T (1976) *Eimeria leuckarti* infection in foals. *Natl Inst Anim Health* 16, 59-64.

Tavassoli.M, Dalir-Naghadeh.B & Esmaeili-Sani.S (2010) Prevalence of gastrointestinal parasites in working horses. *Poland Journal of Veterinary Science*, 13(2), 319-324.

Taylor.M.A, Coop.R.L & Wall.R.L.(2007). *Veterinary Parasitology*. Garsington Road, Oxford: Blackwell Publishing Ltd.

TOUTAIN Pierre-Louis, ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE, *La physiologie digestive chez les animaux domestiques* [en ligne]. Toulouse, 2012. Disponible sur : <<http://physiologie.envt.fr/spip/spip.php?article74>> (consulté le 11.04.15).

TROIN Thomas, DELARBRE Jean-Louis (dir.). *Les principaux aspects du parasitisme gastro-intestinal du cheval, conseil à l'officine*. 104 p. Thèse de doctorat : Pharmacie. Montpellier, 2013.

Uhlinger C. (1991). **Equine small strongyles:** epidemiology, pathology and control. *The Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 13, 863-869.

Von der Müll V. (2006). Les petits strongles des équidés : donnée actuelles sur les résistances aux anthelminthiques et les moyens de lutte. Thèse Méd. Vét., ENVN, Nantes.

White.M.R, Crowell.W.A & Guy.B.L (1988) Cecocolic intussusception in a foal with *Eimeria leuckarti* infection. *Equine Pract*, 10, 15-18.

XIAO L, HERD RP (1994). Epidemiology of equine *Cryptosporidium* and *Giardia* infections. *Equine Vet. J.*, 26(1), 14-17

ZENNER L, BOURGOIN G (2012). Technique la coproscopie chez le cheval. *Le nouveau praticien vétérinaire, équine*, 8 (29) 52 - 56.

Annexes

ANNEXE 01 : Questionnaire pour le propriétaire :

Q1 : Nom et l'âge et le sexe de l'animal ?

Q2 :Type de cheval (poulinière, cheval à l'entraînement, cheval de loisirs...)?

Q3 :Région/Localisation de l'animal ?

Q4 : Combien de chevaux dans le pré du cheval ?

Q5 : Taille de la prairie ?

Q6 : Cohabitation avec d'autres animaux ?

- Oui .
- Non .

Q7 :Si oui, lesquels ?

Q8 : type d'écurie ?

- Particulier.
- Elevage
- Chevaux de courses.
- Autre

Q9 : combien des chevaux de poulains et des poulinières possédez vous ?

Q10 : type d'hébergement de vous chevaux ? (box, box+paddock, Autre) ?

Q11 : vermifugez-vous vos chevaux régulièrement ?

Q12 : si vous vermifugez à quelle fréquence par an pour les adultes ? Précisez la période de l'année (mois) dans la zone de commentaire ?

Q13 : si vous vermifugez à quelle fréquence par an pour les poulains ? Précisez la période de l'année (mois) dans la zone de commentaire ?

Q14 : vermifugez –vous tous vos chevaux en même temps ?

Q15 : si de nouveaux chevaux arrivent dans votre écurie, les vermifugez vous systématiquement ?

Q16 : retirez-vous régulièrement les crottins des pâtures ? (si oui précisez dans la zone de commentaires à quelle fréquence ?