

République Algérienne Dém



518THV-2

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE SAAD DAHLEB - BLIDA

Mémoire de fin d'études
Pour l'obtention du diplôme de
DOCTEUR VETERINAIRE

Thème :

**ENQUETE EPIDEMIOLOGIQUE SUR LES
STRONGLES DIGESTIFS CHEZ LES CHEVAUX**

Encadré par :

Dr : RR.TRIKI YAMANI

Présenté par :

BENCHENINA HADDA

Soutenu le :

Devant le jury composé de :

Président : Dr KARIM RAHAL

Pr

USDB

Examineur : Dr SAIDANI

MA1

USDB

Année : 2010-2011

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail,

Aux deux bougies qui font éclairer mon chemin durant tout ma vie : pour toi mon papa chéri et à toi, mon adorable maman, source intarissable d'amour, de tendresse, de conseil et de sacrifice. Que dieu vous garde pour moi et vous entoure de sa bénédiction. J

A mon âme sœur, à la personne qui n'a pas cessé de me soutenir, de m'encourager et me redonner confiance dans mes moments de doutes. Merci pour ton aide et d'avoir été tout pour moi, A toi Merzak,

A mes chères 9 sœurs et leur maris que j'adore énormément et très spécialement Zahra et ma petite Ghano.

A tous mes adorables neveux surtout, Islamo et Djalil, à qui je souhaite une longue vie, pleine de bonheur et de bonne santé.

A toute ma belle famille, Mahdid et Brahimi, principalement à l'esprit de djidiss Amrane.

A mes amis de Khemis Miliana et de la city 4... à Imane, À Tinkinan, à l'innocente Mima, à Djohar et à ses Merveilleuses sœurs, à Farida, à Hayat et à Icha, Ainsi que leurs familles respectives.

Hadda Imane



REMERCIEMENTS

Avant toute chose, je tiens à remercier le "BON DIEU" de m'avoir donné la sagesse, la santé, le courage et la force d'accomplir ce modeste travail.

Préparer mon mémoire a été le fruit d'un travail qui ne pouvait toutefois être réalisé, sans la présence de certaines personnes.

Tout d'abord, je veux exprimer toute ma gratitude et ma reconnaissance à mon maitre, le professeur exemplaire, mon promoteur le docteur : **Rida Rachid Triki-Yamani**, avec qui j'ai eu la chance de bénéficier de son profond savoir. Il n'a pas cessé un seul instant de suivre mon travail, ne ménageant aucun effort pour le mener à terme : je le remercie vivement pour ses encouragements, son aide si précieuse et son entière disponibilité. et je lui demande pardon pour toute sorte de dérangement que j'ai lui causé.

J'adresse également mes vifs remerciements à l'ensemble des membres du jury qui sacrifie leur temps si précieux à corriger ce travail :

Au Président du jury : Dr Karim Rahal

A l'assesseur : Dr Saidani

Je tiens à présenter mes remerciements les plus sincères à l'ensemble du corps enseignant qui m'a encadré durant tout mon cursus de formation, de la première année primaire jusqu'à la cinquième année universitaire.

Au terme de ce travail, il m'est agréable aussi d'exprimer ma reconnaissance à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin, à la réalisation de ce modeste travail et, à toute personne qui m'a inculquée la moindre.... Lettre !

MERCI A TOUS

Résumé:

Une étude sur les strongles digestifs a été réalisée chez des chevaux de race pur sang arabe; pur sang anglais et arabe barbe infestés naturellement dans deux régions tempérées du centre de l'Algérie (Blida, Ain Defla).

80 coproscopies quantitatives sur lame de Mac Master, effectuées sur une période de 4 mois durant l'année 2010-2011 sur 10 chevaux vermifugés à Blida et 10 chevaux non vermifugés à Ain Defla, ont révélé un taux global d'infestation respectif de 72% et de 90%. Cette enquête nous a permis l'identification de différents oeufs de nématodes: *Strongles digestifs*, *Parascaris equorum* et *Habronema sp.* L'infestation est largement dominée par les Strongles puis par les ascarides (*Parascaris equorum*) et plus rarement par des habronèmes (uniquement dans le lot non traité). Cette étude souligne deux points essentiels:

- Le niveau élevé de contamination des chevaux à cause du défaut de prophylaxie sanitaire.
- Le développement d'une résistance du fait de la longue utilisation de la même molécule

Mots-clés : Strongles digestifs – Chevaux – Blida & Aïn-Defla

Abstract

A study on the digestive strongyles was realized at thorough bred horses Arabic pure blood; English and Arabic pure blood annuys infested naturally in two moderate regions of the center of Algeria (Blida, Ain Defla). 80 quantitative coproscopies on blade of Mac Master, made over a period of 4 months during year 2010-2011 on 10 deworming horses to Blida and 10 horses not deworming in Ain Defla, revealed a rate global of infestation respective of 72 % and 90 %. This investigation allowed us the identification of various eggs of nematodes: *Strongyles*, *Parascaris equorum* and *Habronema sp.* The infestation is widely dominated by Strongyles then by ascarides (*Parascaris equorum*) and more rarely by habronemes (only in the untreated group). This study underlines two essential points:

- The high level of contamination of horses cause of the defect of sanitary disease prevention.
- The development of a resistance because of the long use of the same product

Keys words : Strongyles – Horses - Blida & Aïn-Defla

ملخص:

أجريت دراسة حول الديدان المعوية عند الخيول (سترونجيليس اس بي) لدى السلالات التالية: الخيول العربية الأصيلة، الإنجليزية الأصيلة و سلالة البارب في منطقتين معتدلتين من وسط الجزائر (البليدة، عين الدفلى).

80 دراسة مجهرية كمية للفضلات بواسطة شفرة ماك ماستر، و التي أجريت على مدى فترة 4 أشهر خلال عام 2010_2011 حول 10 أحصنة معالجة بمضاد للديدان المعوية في البليدة و 10 أحصنة غير معالجة في عين الدفلى، و المعدل العام للإصابة على الترتيب بنسبة 72% و 90%. سمح هذا البحث بتحديد عدد بيض ديدان خيطية مختلفة (سترونجيليس اس بي، باراسكاريس ايكيروم و هابرونيماس بي) حيث أن الحد الأكبر للإصابة كان من حصة (سترونجيليس اس بي) ليليه بعد ذلك (باراسكاريس ايكيروم) و نادرا و فقط لدى الخيول الغير المعالجة (هابرونيماس بي).

هذه الدراسة سلطت الضوء على نقطتين رئيسية:

_ ارتفاع مستوى التلوث من الخيول بسبب انعدام الخدمات الصحية الوقائية.

_ تطوير مقاومة بسبب الاستخدام الطويل لنفس العلاج.

الكلمات الرئيسية: (ستر ونجل) _ الخيول _ عين الدفلى _ البليدة

SOMMAIRE

Liste des abréviations.....	04
Liste des tableaux.....	05
Liste des figures.....	05

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

INTRODUCTION.....	06
CHAPITRE I : ETUDE DES PARASITES.....	07
I – Etiologie:.....	07
1- Taxonomie.....	07
2- Habitat & nutrition.....	08
3- Morphologie	09
4- Cycle évolutif.....	10
II - Pathogénie.....	13
1-Action pathogène des strongles adultes.....	13
1.1- Grands strongles.....	13
a)- Actions traumatiques et spoliatrices	13
b)- Action toxique et antigénique.....	13
1.2- Petits strongles.....	13
2-Action pathogène des larves.....	14
2.1- Grands strongles.....	14
2.2- Petits strongles.....	14
3-Immunité.....	15
III – Symptômes & lésions	16
1- Strongylose imaginale.....	16
2- Strongylose larvaire.....	17
a)- Strongylose artérielle.....	17
b)- Strongylose péritonéale.....	18
c)- Cyathostomose larvaires = Trichonémose.....	19

CHAPITRE II : EPIDEMIOLOGIE	19
I- Epidémiologie descriptive.....	19
1- Conditions climatiques.....	19
2- Mode de vie.....	20
3- Age.....	20
II- Epidémiologie analytique.....	20
1-Source de parasite.....	20
2-Infestation des animaux.....	20
3-Réceptivité.....	21
III- Epidémiologie synthétique.....	22
CHAPITRE III : DIAGNOSTIC.....	23
I- Diagnostic épidémio-clinique.....	23
II- Diagnostic différentiel	23
III- Diagnostic de laboratoire.....	24
3.1 - D. coprologique.....	24
3.2 - D. sérologique.....	28
3.3 - D. anatomopathologique.....	28
CHAIPTRE IV – PRONOSTIC.....	29
CHAPITRE V : MOYENS DE LUTTE.....	29
I-Traitement.....	29
1- Traitement spécifique.....	29
2- Traitement adjuvant.....	29
II-Prophylaxie.....	29
1- Mesures médicales.....	29
1.1- Molécules actuellement disponibles.....	30
1.2- Protocole de vermifugation.....	31
a) Principes fondamentaux.....	31
b) Vermifugation des adultes.....	31
1.3- Protocole spécifique.....	32
1.4- Vermifugation des jeunes.....	32
2- Mesures de lutte sanitaires (gestion des pâtures).....	33
2.1- Entretien des pâtures.....	33

2.2- Rotation des pâtures.....	34
2.3- Stratégies de dilution.....	34

PARTIE EXPERIMENTALE

OBJECTIF DE L'ETUDE.....	36
1- MATERIEL ET METHODES.....	36
1.1- Zones d'études.....	36
A) – Wilaya de Blida.....	36
B) - Wilaya d'Ain Defla.....	37
1.2- Animaux.....	37
1.3- Techniques d'analyse parasitologique.....	38
1.3.1 - Technique de numération sur lame de Mac Master.....	39
1.3.2 - Technique qualitative par flottaison.....	40
2- RESULTATS.....	41
2.1- Taux d'infestation des chevaux par les Strongles digestifs.....	41
2.2- Niveau moyen d'excrétion fécale des œufs de strongles.....	42
2.3- Niveau moyen d'infestation des chevaux par <i>Parascaris equorum</i>	42
2.3- Niveau moyen d'excrétion fécale des œufs de <i>Parascaris</i>	43
2.3- Taux d'infestation des chevaux par les <i>Habronema sp.</i>	43
3- DISCUSSION.....	44
CONCLUSION GENERALE.....	46
RECOMMANDATION	46
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	48
ANNEXES	51

Liste des abréviations

Mm : millimètre

G : gramme

Mg : milligramme

C° : degré Celsius

Ml : millilitre

L1 : larve 1

L2 : larve 2

L3 : larve 3

L4 : larve 4

L5 : larve 5

X 10 : grossissement 10

X 33 : grossissement 33

X 40 : grossissement 40

X 50 : grossissement 50

X 72 : grossissement 72

X 200 : grossissement 200

X 283 : grossissement 283

OPG : œuf par gramme de fèces

Km : kilomètre

LISTE DES ILLUSTRATIONS

1 - Liste des tableaux

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

Tableau II : Classe, dose, index thérapeutique, effet et voie d'administration des principaux anthelminthiques équinés sur le marché (Hutchens et al, 1999)

Tableau III : Pourcentage moyens d'efficacité des anthelminthiques sur les parasites équinés (Hutchens et al, 1999)

Tableau 01 : Taux d'infestation moyens des troupeaux par les strongles digestifs au cours de l'année 2010-2011

Tableau 02 : Taux d'infestation par le par ascaris equorum.

2 - Liste des figures

Figure 1 : Parasites internes du cheval ainsi que leurs organes cibles.

Figure 2 : Photo de la capsule buccale des strongylins (grands strongles). (Bowman, 1999)

Figure 3 : Photo de la capsule buccale des cyathostominés (petits strongles). (Bowman, 1999)

Figure 4 : Cycle évolutif de *Strongylus vulgaris* « Grand strongle » (Lefèvre P.C, 2003)

Figure 5 : Cycle évolutif des Cyathostominés (petits strongles). (Lefèvre P.C, 2003)

Figure 6 : Cycle évolutif des Cyathostominés (petits strongles).

Figure 7 : Vers dans la muqueuse intestinale (photo laboratoire Merial)

Figure 8 : Action inflammatoire des larves sur l'endothélium de l'artère (photo labo Merial)

Figure 9 : Aspect poivré de la muqueuse (colique lors d'accumulation pariétale des larves de petits strongles) (photo labo Merial)

Figure 10 : Coliques thrombo-embolique : portion digestive privée de l'irrigation artérielle.

Figure 11: Larves de *Strongylus vulgaris* dans un anévrisme de l'artère mésentérique crâniale.

Figure 12 : Schéma et photographie d'une lame de Mac Master (Bathiard et Vellut, 2002)

Figure 13 : Schéma du dispositif proposé pour réaliser la coproculture

Figure 14 : Schéma d'une L3 et principaux critères de diagnose (D'après Gevrey 1988)

3 - Liste des photos

Photo 01 : Juments et poulains au pâturage et étalon dans son box (Photos personnelles-2011)

Photo 02 : Techniques du prélèvement utilisées (Photos personnelles-05/2011)

Photo 03 : Technique de numération sur lame de Mac Master (Photos personnelles-05/2011)

Photo 04 : Technique qualitative par flottaison (Photos personnelles-05/2011).

INTRODUCTION :

Les strongles sont les principaux responsables du parasitisme gastro-intestinal chez les équidés. Les grands strongles regroupent les genres *Strongylus*, *Triodontophorus* et *Craterostomum* et se distinguent par la gravité des symptômes provoqués, dus à de longues migrations dans l'organisme de l'hôte, telle que la rupture d'anévrisme pour le plus pathogène d'entre eux, *Strongylus vulgaris*. Les petits strongles, ou Cyathostomes, désignent les autres strongles et rassemblent plus de 50 espèces. Ces derniers sont considérés comme moins pathogènes, car cantonnés à la sphère digestive, d'où des manifestations moins impressionnantes, telles que des coliques, diarrhée, amaigrissement, anorexie et retards de croissance. Mais leur importance est d'abord imputable à leur fréquence, puisque 100% des chevaux portent des strongles dans leur tube digestif, principalement des Cyathostominés, avec des charges parasitaires variables. Tous les chevaux au pâturage sont confrontés à ces infestations parasitaires, mais l'usage fréquent de molécules efficaces a considérablement fait reculer les parasitoses maladies. La vermifugation est ainsi devenue pour les propriétaires de chevaux un geste régulier, qui ne suscite plus d'interrogations.[1] Toutefois, ces dernières décennies ont vu se dessiner un changement net du profil parasitaire des coproscopies, des comptages des larves infestantes aux pâtures, ainsi qu'au cours des autopsies helminthologiques: si la prévalence des grands strongles a diminué jusqu'à quasi-disparition des stades artériels ou intestinaux [2], la population parasitaire des pâtures et des coproscopies est aujourd'hui, presque exclusivement constituée de Cyathostomes, qui sont devenus la menace première sur la filière équine en matière de parasitisme [3] . En effet, on assiste depuis 1965 à la multiplication des découvertes de souches de Cyathostomes insensibles à l'action des anthelminthiques, répandues désormais dans de très nombreux pays des deux hémisphères: la résistance aux dérivés du benzimidazole a talonné de près celle à la phénothiazine et, on assiste aux premiers cas de résistance au pyrantel [1].

A - PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : ETUDE DES PARASITES

I - ETIOLOGIE

1- Taxonomie

a) - Grands strongles

Ils appartiennent à la famille des Strongylidés, sous-famille des Strongylinés et comptent plusieurs genres [4]:

- Genre *Strongylus*, avec *S. vulgaris*, *S. edentatus* et *S. equinus*, qui sont les principaux pathogènes, quoique *S. equinus* soit rarement isolé de nos jours.
- Genres *Triodontophorus* / *Oesophagodontus* / *Craterostomum* et, *Bidentostomum*.

b) - Petits strongles ou Trichonèmes

Ils appartiennent à la famille des Strongylidés, sous-famille des Trichonéminés ou Cyathostominés. Pour [4]: la séparation arbitraire des Strongylinés et des Cyathostominés sur la base de la taille et de la forme de la capsule buccale devrait être réexaminée pour déterminer si les deux sous-familles sont des groupes naturels. Sa classification [4] revue récemment (1998) comporte treize genres : *Cyathostomum*, *Cylicocyclus*, *Cylicostephanus*, *Coronocyclus*, *Cylicodontophorus*, *Poteriostomum*, *Parapoteriostomum*, *Skrjabinodentus*, *Tridentoinfandibulum*, *Petrovinema*, *Hsiungia*, *Caballonema* et *Cylindropharynx*. A noter que *Gyalocephalus capitatus*, longtemps assimilé aux Cyathostominés, est placé dans un embranchement séparé par [3]. Cette partie de la taxonomie, d'une extrême complexité, tend à être clarifiée par les progrès de la zoologie suite à l'apport des outils génétiques: les recherches d'amorces ADN sont engagées par plusieurs laboratoires afin d'élaborer des tests d'amplification moléculaire (PCR = Polymérase Chain Réaction) capables de différencier les taxons grâce à leur variabilité génomique, en vue de la révision de la systématique de cet embranchement, dont chaque genre et espèce s'est vu attribuer plusieurs dénominations depuis le début du siècle.

Selon [4], les Cyathostominés paraissent être des vers en pleine « expansion évolutive » et il est possible que de nouvelles espèces s'individualisent en ce moment même.

Il est d'autre part possible que des hybrides puissent être valables comme cela existe dans d'autres groupes de parasites, ce qui expliquerait d'une part que certaines espèces soient si rarement rencontrées.

c) - Trichostrongles

Ils appartiennent à la super famille des Trichostrongyloïdea, à la famille des Trichostrongylinés, à la sous famille des Trichostrongylinés et sont représentés par *Trichostrongylus axei*. Si les strongles respectent une grande spécificité d'hôtes, les Trichostrongles parasitent également les ruminants et les lagomorphes.

2- Habitat et nutrition

A l'état larvaire, elles varient au cours de migrations parfois complexes propres à chaque espèce et seront envisagées par l'étude des cycles évolutifs.

Trichostrongylus axei adulte vit dans l'estomac. Les Strongylidés à l'état imaginal vivent dans le gros intestin: caecum pour *S. vulgaris*, caecum et côlon ventral pour *S. edentatus*, *S. equinus*, *Triodontophorus* sp. Les Cyathostominés ont des localisations préférentielles selon les espèces, mais il y a en outre une progression dans le côlon replié suivant l'âge du parasite : les formes larvaires pariétales se trouvent plus proximales que les jeunes adultes tandis que les parasites âgés ont une position plus distale [5].

Hématophages à l'état larvaire, les Strongylinés sont histophages à l'état adulte : ils broutent la muqueuse intestinale. Les Cyathostominés adultes sont détriticoles et ne sont donc pas spoliateurs, ce qui explique leurs manifestations pathogènes plus discrètes. Enfin, les Trichostrongles sont hématophages à l'état adulte [5].

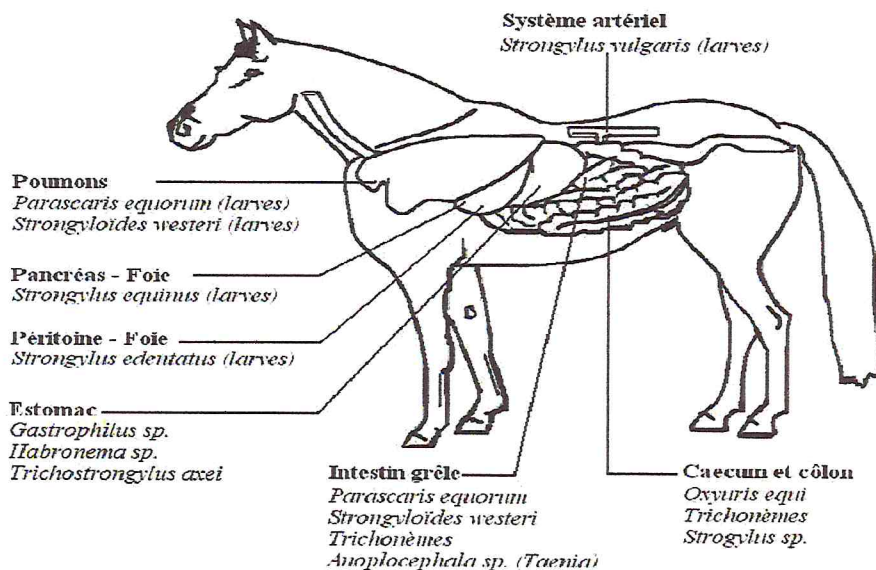


Figure 1 : parasites internes du chevale ainsi que leurs organes cibles.

3- Morphologie

a) *Strongylus* (Grands strongles) :

Parasite à l'état adulte du caecum et du colon des équidés.

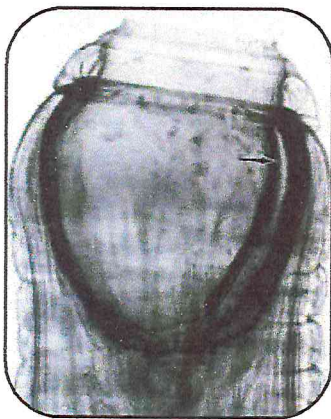
Strongylus vulgaris : 1,5 à 2,5 cm, avec deux dents au fond de la capsule buccale.

Strongylus edentatus : 2,5 à 4,5 cm, n'a pas de dents dans la capsule buccale.

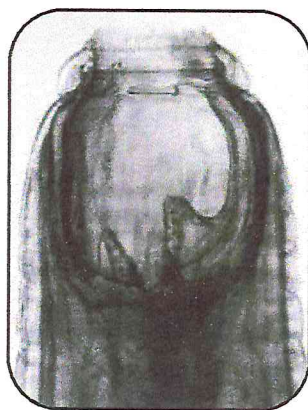
Strongylus equinus : 2,5_5,0 cm, avec trois dents coniques.

Ce sont des vers assez épais, rouges vifs, visibles facilement à l'œil nu, munis d'une capsule buccale très développée et, d'une bourse caudale chez le mâle.

Capsule buccale



Strongylus vulgaris x 72



Strongylus equinus x 40



Strongylus edentatus x 33

Figure 2 : Photo de la capsule buccale des Strongylinés (grands strongles). (Bowman, 1999).

b) - *Trichonema* ou Cyathostominae (Petits strongles) :

Parasite toute la longueur du gros intestin chez les équidés et, possède plusieurs espèces. Plus de quarante espèces décrites! Petit vers ($\varnothing = 1,5\text{cm}$), blanc à rouge foncé, visible à l'œil nu ; munis d'une bourse caudale. Au microscope électronique, on observe une petite capsule buccale ; munie d'un nombre variable de dents. Leur identification est cependant difficile.

(Université de Liège, 2003-2004)



Face dorso-ventrale



Face latérale

Figure 3 : Capsule buccale des Cyathostominés (petits strongles). *Cyclocylus leptostomum* x 283 (Bowman, 1999).

4 - Cycle évolutif :

Selon [6], le cycle évolutif des strongles des équidés est comme chez tous les *Strongylidés*, de type monoxène (un seul hôte), semi-direct (phase externe et phase interne) :

- Phase exogène : elle est semblable pour toutes les espèces. Dans les conditions optimales de l'environnement, les œufs évoluent en L1, L2 puis L3 en 5 jours (*Cyathostoma*) ou en 8 jours (*Strongylus sp.*).

- Phase endogène : qui débute par l'ingestion de la larve L3 est, très variable et ses modalités permettent de distinguer deux groupes de parasites :

a) Genre *Strongylus*, dont les larves effectuent une migration profonde et complexe dans l'organisme (la migration larvaire est décrite pour chacune des trois espèces).

b) Les autres espèces de *Strongylinés* et tous les Cyathostomes ont des larves non migratrices qui effectuent un séjour interpariétal dans le gros intestin avant de revenir dans la lumière. [6]

4.1 - Cycle endogène

a) - *Strongylus vulgaris* « Strongle artériel »

Après leur ingestion et leur dégagement, les L3 pénètrent dans la sous muqueuse du caecum, du colon et de l'intestin grêle, où elles muent en L4 en une semaine. Ces dernières s'introduisent dans les artérioles de la paroi intestinale et remontent à contre courant du flux sanguin en creusant un sillon dans l'end artère, ce qui provoque la formation de micro-caillots. Elles finissent par atteindre l'artère mésentérique crâniale où elles vont s'accumuler, en particulier au niveau du faisceau droit. Le traumatisme de l'end artère provoqué par de nombreuses larves dans ce « carrefour » aboutit à l'inflammation de la paroi et à la dilatation du vaisseau sanguin, ainsi qu'à la formation d'un thrombus volumineux au sein duquel les larves vont séjourner pendant 2 mois. Lorsque le thrombus est très volumineux, les larves se retrouvent prisonnières et les troubles seront plus marqués. Les larves L4 sont rouges, mesurent 5 à 6 mm et, possèdent une collerette péribuccale à 6 festons « larves en rosette » ». Elles muent en pré-adulte « stade 5 » qui sont entraînés par le courant sanguin et regagnent la paroi digestive où elles forment des nodules sous-séreux. Ces vers juvéniles L5 quittent enfin les nodules et parviennent à la lumière digestive où ils achèvent leur maturité sexuelle. La durée de la période pré patente est de 6,5 mois. Un certain nombre de larves migratrices sont susceptibles d'être entraînées par le flux artériel dans des localisations erratiques, telles que les branches de l'artère fémorale, des artères rénales ou des artères testiculaires. La poursuite de leur cycle est compromise et, elles provoquent du fait de ces localisations des troubles variés « génitaux, locomoteur » plus ou moins graves [6]

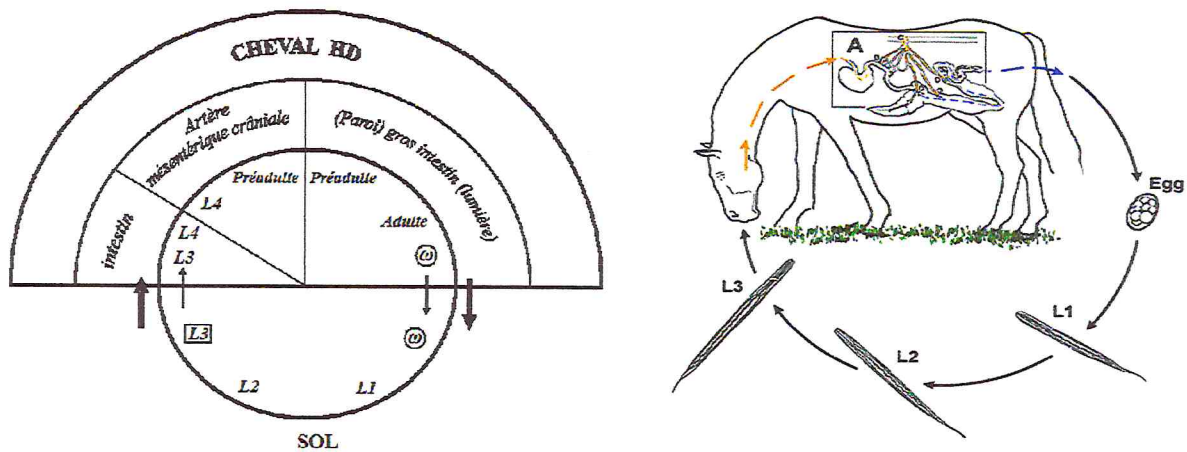


Figure 4 : Cycle évolutif de *Strongylus vulgaris* « Grand strongle » (Lefèvre P.C, 2003)

b) - *Strongylus edentatus* :

Ce strongle est appelé « Strongle hépato-péritonéal » du cheval. Les larves L3 débutent leur migration comme les L3 de *S. vulgaris*, sauf qu'elles pénètrent directement dans les vaisseaux veineux de la circulation porte. Elles arrivent ainsi au foie où elles muent en L4 au sein de nodules. Ces dernières traversent le parenchyme, en creusant des sillons et se retrouvent à la surface de l'organe, sous la capsule de Glisson. Ces larves étant incapables de traverser la membrane séreuse, elles continuent leur migration dans le tissu conjonctif sou-péritonéal pariétal du flanc droit. C'est dans cette localisation que les larves provoquent parfois les troubles les plus graves, dus à une péritonite. Un certain nombre d'entre elles peut se perdre définitivement dans la vaginale testiculaire chez les étalons et être à l'origine de lésion et de troubles génitaux. Cependant, les autres larves finissent par effectuer leur dernière mue dans des nodules sous séreux du flanc, puis les pré-adultes regagnent directement le tube digestif. La période pré patente est de 9 à 10 mois. [6]

c) - *Strongylus equinus* :

Parfois appelé « Strongle hépato-pancréatique », ses larves L3 pénètrent dans la paroi du caecum et du colon, forment des nodules dans la sous séreuse, où elles muent en L4. Celles-ci traversent complètement la paroi, tombent dans le péritoine et gagnent le foie où elles séjournent pendant 6 à 7 semaines. Elles passent ensuite directement par voie péritonéale dans le pancréas où leur long séjour de 2,5 mois peut être à l'origine de troubles spécifiques. Les L4 effectuent leur dernière mue dans des nodules pancréatiques et les pré-adultes regagnent le tube digestif par voie séreuse. La durée de la période pré patente est de 8,5 à 9,5 mois. [6]

d)- Cyathostominés :

Les L3 se débarrassent de leur gaine et s'enfoncent dans les glandes de Lieberkühn des parois iléale, caecale et colique. Certaines pénètrent jusqu'à la sous muqueuse, voire la couche musculuse où elles muent en L4, qui sont de couleur rouge vive, mesurant 4 à 6 mm de long sur 0,1 à 0,2 mm de diamètre et possédant une capsule buccale armée au fond d'une dent pointue. Après un bref séjour intra-pariétal de 2 semaines, les L4 regagnent la lumière et muent en pré-adultes. La période pré patente est de 2 à 3 mois. Cependant, le développement intra-pariétal des larves de Cyathostomes peut être interrompu au stade L3 précoce (« *Early L3* »), dès la sortie de la gaine. Ces larves entrent en hypobiose pendant plusieurs mois, voire chez certains animaux et, en cas de ré-infestation, pendant des années. A la fin de l'hypobiose, en générale à la fin de l'hiver, les larves accumulées reprennent en masse leur développement, ce qui peut provoquer, à cette occasion des troubles pathologiques caractéristiques. [6]

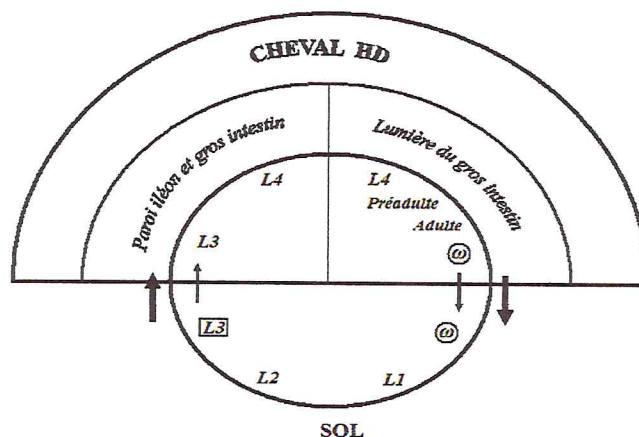


Figure 5 : Cycle évolutif des Cyathostominés (petits strongyles). (Lefèvre P.C, 2003)

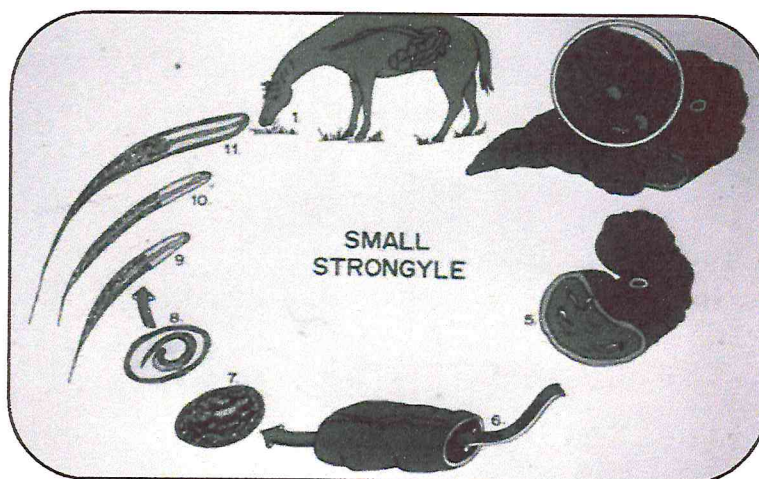


Figure 6 : cycle évolutif des Cyathostominés (Petits strongyles)

II - PATHOGENIE

Selon [6]; L'action pathogène des parasites s'exerce différemment selon qu'il s'agit de formes adultes ou de larves.

1- Action pathogène des strongles adultes

1.1 - Grands strongles :

Ils sont doués d'un pouvoir pathogène élevé et multiple et, il suffit d'un faible nombre de vers (quelques centaines) pour observer des troubles chez les animaux sensibles.

a) -Actions traumatiques & spoliatrices :

Les vers, pour se nourrir, se fixent solidement sur la paroi par leur capsule buccale en « mordant » un fragment constitué de couche épithéliale, sous muqueuse et musculuse ; ils liquéfient et digèrent ce fragment, entraînant la constitution d'un foyer nécrotique et en laissant à la place un ulcère. La spoliation sanguine, en particulier celle de *S. vulgaris*, provient de la ponction et, des microhémorragies dues aux blessures de la paroi à l'incision des vaisseaux par les dents des parasites.

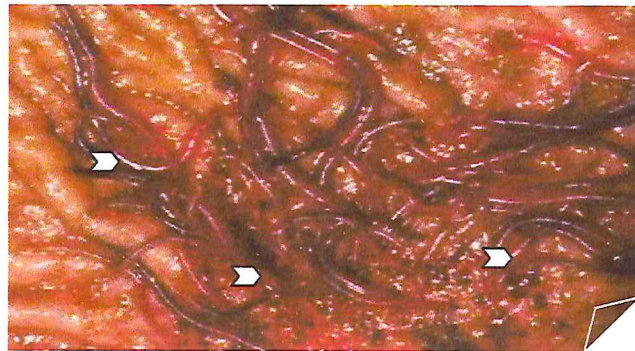


Figure 7 : Vers dans la muqueuse intestinale (photo laboratoire Merial)

b) -Actions toxique et antigénique :

Elles sont dues principalement aux sécrétions enzymatiques et aux excréments qui provoquent localement une inflammation aigue ou subaigüe. A la suite de ces agressions variées des parasites, les lésions étendues ont pour conséquence des perturbations nutritionnelles et hydriques et des modifications de l'équilibre de la flore microbienne du gros intestin qui dérèglent la fermentation normale. [6]

1.2 - Petits strongles

Sont très faiblement pathogène et on peut dénombrer jusqu'à 400.000 vers adultes dans le gros intestin sans observer de symptômes.ils représentent en général plus de 80 % de la faune helminthique et, les lésions sont dues à l'évidence aux 20% de « grands strongles » restant. Cependant, des infestations massives par les seuls Cyathostomes peuvent s'accompagner

d'une destruction diffuse superficielle de l'épithélium et de plages ulcérées, suite à la rupture de quelques capillaires sanguins. [6]

2 - Actions pathogènes des larves

2.1 - Grands strongles

Dans le cas des larves de *S. vulgaris*, la pathogénie est en relation avec la formation des nombreux thrombus sur tous les vaisseaux parcourus; dans les vaisseaux de gros calibre, comme l'artère mésentérique crâniale. La taille du thrombus dépend du rythme et de l'intensité des infestations par les larves. Lors d'infestation massive le thrombus est volumineux, ce qui provoque l'emprisonnement et la destruction de beaucoup de larves. En conséquence, l'inflammation subaiguë de l'endothélium, sera plus accentuée et la paroi artérielle fragilisée. Le thrombus peut se ramollir et se détacher pour aller s'emboliser dans des vaisseaux en aval. Les thrombus et les thrombo-embolies ont pour conséquences le défaut d'irrigation de la paroi digestive correspondante, d'où l'hémorragie et la nécrose sur une surface dont l'étendue est fonction du diamètre du vaisseau oblitéré. Lorsqu'il s'agit d'une branche artérielle principale, notamment s'il n'existe pas de possibilité de compensation par une autre branche, l'infarcissement d'un large secteur digestif génère des coliques congestives mortelles. Les coliques sont également dues à l'irritation nerveuse du plexus solaire par l'anévrisme vermineux de l'artère mésentérique crâniale, ainsi que par l'irritation diffuse de la séreuse péritonéale par les mouvements et les sécrétions toxiques des larves de *S. edentatus*. [6]



Figure 8 : Action inflammatoire des larves sur l'endothélium de l'artère (photo labo Merial)

2.2 - Petits strongles :

La pathogénie de la Cyathostomes larvaire est en rapport avec la reprise d'activité en masse des larves intra-pariétales inhibées accumulées. Il s'agit d'un phénomène de nature surtout

physiologique, induit par les conditions climatiques agissant sur les larves L3. Mais, après la pénétration de ces dernières dans la muqueuse intestinale, la durée de leur inhibition est variable : dans certains cas, la reprise du développement est brutale et synchrone pour un grand nombre de larves et elle est à l'origine de la maladie. Cela se produit essentiellement chez les poulains qui n'ont pas encore développé une immunité efficace, confirmant la prédominance des facteurs climatiques dans le déterminisme de l'hypobiose. Dans d'autre cas le réveil des larves et leur émergence de la paroi sont progressives et étalées sur une longue période. C'est la réaction immunitaire qui module la durée de l'inhibition, ce qui évite l'apparition des troubles. D'ailleurs, une vermifugation intempestive des animaux peut abolir brutalement cette immunité et provoquer le réveil massif des larves inhibées. Les actions pathogènes sont traumatiques, toxiques et antigéniques. Il en résulte une inflammation aigue, aggravée par l'intervention des phénomènes immuns pathologiques dus à la libération par les mastocytes et les éosinophiles de substances vaso-actives. Cette inflammation constitue le point de départ des lésions diverses de la paroi, qui entraînent des déséquilibres osmotiques et électrolytiques qui se traduisent par de la diarrhée, des coliques et une fuite des protéines plasmatiques, d'où amaigrissement important des animaux atteints. [6]

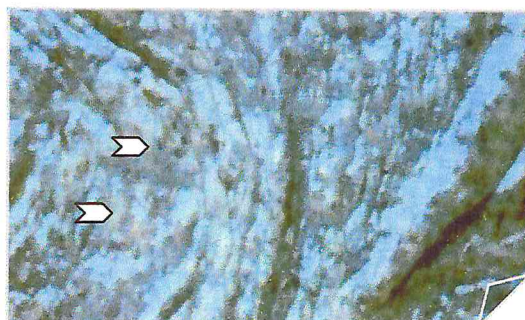


Figure 9 : Aspect poivré de la muqueuse et colique lors d'accumulation pariétale des larves de petits strongles (photo labo Mérial)

3- Immunité

Selon [6], les animaux développent naturellement une immunité acquise vis-à-vis des strongles digestifs, qui se traduit essentiellement par une réduction de la population parasitaire à la suite des infestations répétées. La résistance immunitaire développée s'exerce surtout par l'inhibition des larves de ré-infestation à un degré variable, ainsi que plus tardivement par une limitation du pouvoir pathogène ou de la prolificité des vers adultes. L'immunité est induite par les antigènes métaboliques, et la réponse humorale et cellulaire arrête ou retarde l'évolution et le développement des larves. La réaction agit soit directement, soit indirectement par l'inflammation d'origine immuno-pathologique, qui crée un milieu dysgénésique pour les larves. L'immunité est également en partie responsable du phénomène

d'inhibition des larves de Cyathostominés, et s'ajoute aux facteurs climatiques qui induisent leur hypobiose. En effet, la proportion des larves enkystées dans la paroi, plus faible chez les poulains, devient nettement plus importante chez les chevaux ré-infestés âgés de 1 à 5 ans. L'immunité provoque en outre une prolongation de la période d'hypobiose, et un échelonnement de l'émergence des larves, ce qui explique la plus faible prévalence des signes cliniques de Cyathostomes larvaire chez les adultes.

III - SYMPTOMES & LESIONS : [6]

Le tableau clinique varie selon l'intensité du parasitisme ou la prédominance de certaines espèces, ainsi que selon la phase larvaire ou imaginaire du développement endogène des vers. Lors du parasitisme d'intensité moyenne, une forme chronique se traduit par des symptômes communs à la plupart des types d'infestation, aussi bien par les larves que par les adultes. De plus, des formes particulières plus ou moins graves peuvent survenir lors d'infestations massives par les larves ou de complication dues à certaines de leurs localisations.

1- Strongyloses imaginaires

Elles sont dues aux strongles adultes qui évoluent en général sous forme chronique, surtout chez les jeunes équidés âgés de moins de 5 ans. Elles se traduisent d'abord par des symptômes peu nets de mauvais état général : l'animal présente une robe terne avec des poils piqués. On note une mauvaise croissance ou un amaigrissement et, des signes d'asthénie et d'anémie normo-chrome et normocytaire. Les signes digestifs sont peu caractéristiques : l'appétit est capricieux et des épisodes de diarrhée alternent avec des phases de constipation, avec des crottins coiffés de mucus. L'évolution est longue et insidieuse. En effet, au bout de plusieurs mois, voire 1-2 ans et, en l'absence de traitement, la maladie évolue vers un état de cachexie, qui se complique par l'apparition d'œdèmes en région ventrale et à la base des membres, puis vers la mort. Cependant l'évolution est possible vers une amélioration clinique plus ou moins provisoire et prolongée. On constate fréquemment dans ce cas, le rejet de nombreux vers rouges et brunâtre mêlés de diarrhée. Les lésions de strongylose chronique intéressent tout le gros intestin, en particulier le caecum et le colon. Ces organes montrent sur leur face séreuse de nombreux nodules fibreux enchâssés profondément dans la paroi et pouvant contenir des larves. L'ouverture du gros intestin révèle la présence de nombreux vers rouges sombres, rigides de la taille de bâtonnets d'allumettes et fréquemment fixés par leur capsule buccale sur la muqueuse (grands strongles). Une fois détachés, les vers laissent une lésion ulcérée de

1mm entourée d'un anneau nécrotique, hémorragique ou fibreux, ainsi que de petits bourgeons en saillie. La paroi digestive est hypertrophique et parsemée de nombreux nodules plus ou moins superficiels contenant des larves. D'autres vers souvent plus abondants, mais blanchâtres et très fins sont plaqués contre la muqueuse sous les digestas.

2- Strongylose larvaires

a) Strongylose artérielle

Cette affection est due à la migration des larves de *S. vulgaris*. Le tableau clinique se traduit par des signes généraux et digestifs plus graves que dans la forme précédente. L'amaigrissement est très rapide, la diarrhée franchement liquide et plus fréquente et les coliques plus intenses se succèdent à un rythme plus élevé. Dans certains cas, la crise de colique atteint une intensité paroxysmique : se sont les coliques congestives « thromboemboliques » typiquement signées par une conjonctive « injectée de sang », par la diarrhée hémorragique ou l'inverse par l'arrêt du transit intestinal. A la ponction, le liquide péritonéal est trouble, voire hémorragique ou fibrineux et, riche en lymphocytes polynucléaires neutrophiles.

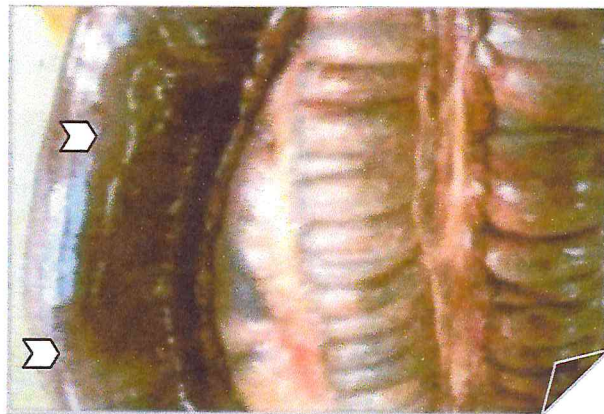


Figure 10 : Coliques thromboembolique : une portion digestive est privée de l'irrigation artérielle. (Photo labo Mérial)

L'analyse biochimique du sérum révèle une élévation spectaculaire de l'acide acétique. L'évolution se fait en quelques heures à quelques jours vers la mort qui survient brutalement par hémorragie interne. [6]

Les lésions siègent aussi bien sur le tube digestif que dans sa vascularisation artérielle. L'iléon et tout le gros intestin peuvent être impliqués : la congestion est généralisée et on remarque la présence d'une zone plus ou moins large, surtout sur le caecum et le colon ventral, de couleur

noirâtre. Il s'agit d'une lésion d'infarctissement déprimée sur toute la surface, ayant un aspect friable due à la nécrose de la paroi. Les vaisseaux artériels aux points d'insertion du mésentère sont parsemés de petits nodules lenticulaires noirâtres en chapelet, correspondant à des thrombo-embolies.

La lésion la plus caractéristique siège dans l'artère mésentérique crâniale, en particulier son faisceau droit. L'artère est dilatée (anévrisme) et sa taille peut atteindre celle d'une orange. A l'ouverture, on constate que la lumière est obstruée plus ou moins complètement par un thrombus gris brunâtre friable, qui renferme des larves rouges. La paroi de l'artère est épaissie par de la fibrose et l'end artère est hyperplasique. On peut retrouver des lésions thromboemboliques sur les autres faisceaux de l'artère mésentérique crâniale, en particulier sur ceux qui irriguent en aval la portion du gros intestin où s'est formée une lésion d'infarctissement. [6]

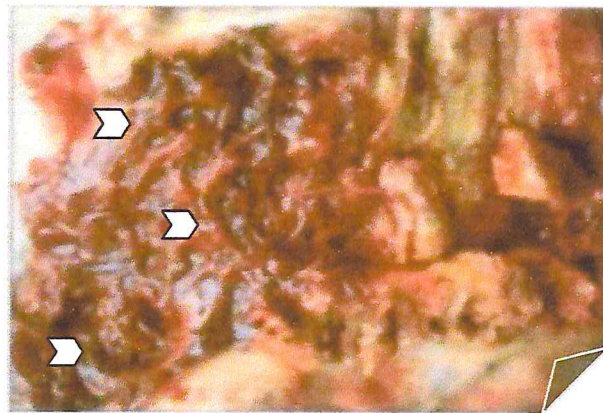


Figure 11 : Larves de *Strongylus vulgaris* dans un anévrisme de l'artère mésentérique crâniale. (Photo labo Mérial)

b) Strongylose péritonéale

Elle est due à la migration des larves de *S. edentatus* et de *S. equinus*. Les symptômes sont des coliques d'origine hépatique ou pancréatique, mais parfois les animaux ne présentent qu'une simple anorexie et de l'amaigrissement. Le tableau clinique dû aux larves de *S. edentatus* est très caractéristique, d'aspect aigu et traduit la douleur très vive au niveau du flanc droit : l'animal porte son membre vers le flanc et marche « en crabe ». La péritonite entraîne de l'hyperthermie avec une évolution rapide, en quelques jours, vers la mort. Les lésions consistent en une inflammation œdémateuse ou fibrineuse de la séreuse et, la présence de larves rouges noyées dans un nodule rempli d'une sérosité hémorragique. [6]

Cyathostomes larvaire = Trichonémose larvaire

Les troubles provoqués par la sortie brutale et massive des larves de Cyathostominés prennent une allure aigue. Une diarrhée violente et rougeâtre devient continuelle et s'accompagne de coliques intenses. La couleur rouge est due à la présence de très nombreuses larves enroulées, de quelques millimètres et fines comme des cheveux. La déshydratation est rapide et peut conduire en quelques jours vers la mort. Mais l'évolution se fait plus fréquemment vers une forme chronique, qui se prolonge pendant plusieurs mois, avec une diarrhée intermittente, une cachexie progressive, une anémie et une évolution fatale. [6].

Les lésions sont typiques et spectaculaires, lors de mort rapide de l'animal : le caecum et le colon sont hypertrophiés et la paroi est œdématisée. La muqueuse est parsemée de points noirâtres de 1 à 3mm de diamètre, très nombreux (des centaines de milliers). Les lésions correspondantes à des nodules à paroi mince, sont situées dans les glandes superficielles ou dans la sous muqueuse, occupée chacune par une larve rouge enroulée en anneau ou « en cor de chasse ». Lors de mort tardive, les nodules sont moins nombreux, beaucoup sont vides et leurs paroi est épaissie ou affaissé formant un cratère ; la paroi digestive est sclérisée. [6]

CHAPITRE II : Epidémiologie des strongles digestifs des chevaux

I- Epidémiologie descriptive

1 - Conditions climatiques:

Les strongyloses des équidés sont des maladies cosmopolites, très répandues dans les régions d'élevage du cheval. Elles affectionnent les régions humides. Ce sont, avant tout, des maladies de pâturages humides et même, en ce qui concerne les Trichonémose, de marécage. Cependant, il n'est pas rare de les voir aussi évoluer chez des animaux vivants en permanence à l'écurie [7]. Les strongyloses ont un caractère saisonnier et, leurs manifestations cliniques sont surtout marquées à l'automne et pendant l'hiver. Elles sont cependant, observables tout au long de l'année. Bien que n'étant pas d'essence contagieuse, les strongyloses des équidés, *maladies enzootiques*, peuvent parfois prendre une allure *épizootique*, surtout au cours des années humides, lorsque les conditions climatiques ont été favorables au développement des formes libres des parasites. [7]

2 - Mode de vie

La vie au pâturage est sans aucun doute la plus favorable à l'infestation. Cependant, la grande résistance des larves L3 dans le fourrage sec rend possible l'évolution des strongyloses chez les animaux en stabulation et, il faut insister sur le fait que les strongyloses d'écurie ne sont pas une curiosité. [7]

3 - Age

Ce n'est que chez les tous jeunes individus, avant le sevrage, que l'infestation serait possible. Il n'est pas douteux que des animaux adultes puissent être sévèrement infestés, lorsqu'ils vivent en milieux lourdement contaminés. [7]

II- Epidémiologie analytique :

1 - Sources de parasites

Selon [7], elles sont différentes selon que l'on considère les Strongyloses ou les Trichonémose larvaires :

- a) En matière de strongyloses, les malades et les sujets en état d'infestation sub-clinique sont porteurs de vers et donc, rejettent des œufs dans leurs fèces. Cependant les malades sont les sources les plus actives puisque leur infestation est plus importante.
- b) Au contraire, lorsqu'il s'agit de Trichonémose, les individus malades n'éliminent pratiquement pas d'œufs, puisqu'ils sont infestés par les larves de parasites. Ce n'est qu'à la fin de la période de la maladie que les équidés hébergent des vers adultes capables de se reproduire. Ce ne sont donc pas les malades mais les sujets cliniquement guéris, c'est à dire les infestés latents qui sont source de parasite.

2 - Infestation des animaux :

Selon [7], elle se réalise par la voie buccale, par absorption de fourrages ou d'eau de boisson renferment des larves L3. Elle est contractée dans les pâturages, mais elle peut aussi, bien que beaucoup plus rarement, affecter des animaux entretenus à l'écurie. A ces individus les larves infestantes peuvent être apportées :

-
- soit par le fourrage provenant de pâturages contaminés: les larves L3 des Strongylidés parasites du cheval peuvent survivre pendant plus d'une année en milieu sec ;
 - soit par l'eau de boisson, si elles sont prélevée dans des mares exposées à la contamination ;
 - soit, enfin, par l'introduction dans l'élevage d'un animal parasité. Rien ne s'oppose, en effet, à l'évolution des œufs dans l'écurie même, à la surface des litières et on sait que les poulains ont l'habitude de lécher ces litières ainsi que les fèces de leurs congénères.

3 - Réceptivité

Selon [7], la réceptivité des équidés aux strongyloses est fonction de :

- a) Espèce : le caractère spécifique des strongles et des Trichonèmes, qui ne sont pathogènes que pour les équidés.
- b) Age : bien que les jeunes apparaissent plus sensibles, ce facteur n'est pas aussi déterminant que pour d'autres helminthoses comme par exemple, l'ascaridose. Cependant, il existe une résistance d'âge réelle intrinsèque, s'établissant malgré l'absence de toute infestation préalable. Des poulains élevés en milieu vierge jusqu'à l'âge de 19-20 mois puis mis sur des parcs infestés, sont peu affectés par les strongles. Cette résistance est particulièrement sensible en matière de Trichonémose.
- c) Etats de moindre résistance, physiologique (gestation surtout chez les poulinières jeunes) ou pathologique (maladies intercurrentes diverses) favorisent l'infestation et aggravent les conséquences.
- d) Etat de virginité parasitaire rend les individus plus réceptifs. L'intervention de ce facteur s'exerce en dehors de toute considération d'âge, encore qu'elle rende compte au moins en partie, de la réceptivité plus accusée des très jeunes animaux exposés d'emblée à des infestations importantes.
- e) Alimentation : joue un rôle très important en matière de réceptivité. Des chevaux ayant présentés au cours de l'hiver des symptômes graves se trouvent améliorés, parfois même cliniquement guéris, au printemps lorsqu'ils ont à leur disposition l'herbe de pâturages riches et, ceci en l'absence de tout médication spécifique ou anti-anémique. Mais que la nourriture devienne moins abondante ou de qualité inférieure, tous les symptômes de la maladie ne tarderont pas de réapparaître.

III- Epidémiologie synthétique :

Tous les équidés sont affectés quel que soit leur âge mais les poulains et les yearlings présentent généralement des signes cliniques plus marqués.

Les sources de parasites sont représentées par : les fèces des animaux infestés qui contiennent des œufs de strongles, et les larves L3 infestantes qui résistent longtemps sur les pâtures.

En zone tempérée, en fin de printemps et d'été, la concentration en L3 sur les pâtures est maximale tandis qu'il y en a peu dans les artères des animaux infestés. Par contre en hiver elle est minimale sur les pâtures mais maximale dans les artères.

Les larves infestantes ne se développent pas dans le milieu extérieur si le milieu est trop sec et si la température excède 40°C ou est inférieure à 3°C. Elles ont d'ailleurs un hygrotropisme et un phototropisme positifs pour les luminosités de faible intensité : de ce fait, elles sont particulièrement abondantes sur les herbes à l'aube et au crépuscule en présence de rosée, ou par temps couvert après la pluie.

Tous les équidés sont affectés. La population larvaire représente plus de 90% de la population totale de Cyathostomes et plus de la moitié de cette population larvaire peut être en hypobiose. Les formes enkystées ont la particularité d'être insensibles aux anthelminthiques, et permettent d'éviter la maturation d'adultes à une période non favorable à leur survie. Ce mécanisme semble dépendre des conditions climatiques et d'un certain état immunitaire de l'hôte. En région tempérée, les chevaux évacuent des œufs de Cyathostomes dès la reprise du cycle après l'hypobiose, c'est-à-dire dès le printemps. Ces œufs évoluent rapidement en larves infestantes dans le milieu extérieur si les conditions sont favorables, entraînant une ré-infestation rapide des chevaux, cette fois-ci sans hypobiose. Ainsi les pâtures et les chevaux qui étaient parasités se ré-infestent rapidement jusqu'en juin ou parfois septembre-octobre si l'été n'est pas trop sec. La charge parasitaire chez les chevaux est donc maximale en automne, de l'ordre de plusieurs milliers de larves.

Le réveil d'hypobiose peut également avoir lieu suite à une période d'immunodépression : stress, poulinage, transport, infection concomitante, activité soutenue. Les animaux infestés développent une certaine immunité et des essais expérimentaux ont montré que des chevaux adultes préalablement parasités par des Cyathostomes sont moins sensibles aux ré-infestations.

CHAPITRE III : Méthode de diagnostic.

DIAGNOSTIC [6]

I- Diagnostic Epidémioclinique

Le diagnostic est difficile car les symptômes sont peu caractéristiques, mais la suspicion s'impose pour les strongyloses imaginaires chez les équidés après le sevrage, étant donné la fréquence de cette origine vermineuse dans toutes les manifestations de mauvais état général, de colique intermittentes et de diarrhée irrégulière. Le diagnostic des strongyloses larvaires est basé sur des éléments plus précis.

1-Strongylose artérielle : si la forme chronique ne présente pas de traits typiques, les coliques de congestion sont d'emblée d'une gravité spectaculaire, la palpation transrectale de l'artère mésentérique crâniale est à éviter car elle risque de provoquer la mobilisation et l'embolisation d'un thrombus. Par ailleurs, la lésion d'anévrisme vermineux est très fréquente et sa présence ne prouve pas automatiquement sa relation directe avec les troubles observés. Certains auteurs ont développé des techniques d'imagerie artériographique ou d'acoustique du flux artériel, par effet Doppler pour l'exploration de l'anévrisme vermineux, mais la mise en œuvre et l'interprétation de ces techniques restent difficiles en pratique.

2- Strongylose péritonéale, l'hyperthermie et la douleur du côté droit sont assez typiques pour renforcer la suspicion.

3- Cyathostomose larvaire aiguë, la présence abondante des vers sub-microscopiques rouges peut être recherchée directement ou après tamisage dans les excréments diarrhéiques.

II- Diagnostic différentiel :

Le diagnostic différentiel est difficile car de nombreuses affections, parasitoses et intoxications, déterminent des troubles digestifs et généraux similaires. On peut citer surtout deux helminthoses : la strongyloïdose et l'ascaridose, qui peuvent être contractées à l'écurie et évoluent en général sur des poulains très jeunes. Dans la strongyloïdose, la diarrhée verdâtre est plus fréquente et régulière et, dans l'ascaridose, le ballonnement de l'abdomen est typique. En outre, il faut différencier les strongyloses des anoplocéphalidoses (cestodoses) qui peuvent provoquer des coliques spasmodiques. Par ailleurs, les causes non parasitaires de coliques sont à éliminer, en particulier celles d'origine alimentaire.

III-Diagnostic de laboratoire :

1-Coprologie

Dans les strongyloses larvaires, si la coproscopies qualitative n'est pas utile, la quantitative, en revanche, est nécessaire pour le diagnostic des strongyloses imaginales, mais elle présente des limites lors de l'interprétation des résultats. Elle n'est significative qu'à partir de 500 à 1.000 OPG (œufs par gramme) et, seulement pour renforcer une suspicion d'infestation par les grands strongles. En effet, l'infestation par les Cyathostomes est numériquement dominante alors qu'ils ne sont pas pathogènes. Les œufs de strongles ont un aspect caractéristique : forme ovoïde ; taille de 70 à 90 µm environ, présence d'une membrane fine et d'une morula brunâtre volumineuse ne remplissant pas la totalité de la coque. La morphologie de l'œuf étant similaire pour les deux groupes de strongles, leur différenciation de certitude n'est possible en pratique que par l'examen des larves L3, après coproculture. Les résultats ne sont cependant disponibles qu'au bout de 5 à 10 jours d'évolution des œufs. [4]

1.1 Méthode de prélèvement

- **Récolte [8]**

Il est possible de préserver les selles d'un ou de plusieurs individus pour diagnostiquer une parasitose ou faire un bilan parasitaire d'un lot d'animaux. Les matières fécales récoltées pour une analyse doivent être prélevées directement dans le rectum (en utilisant un gant dont le retournement devient sac de prélèvement) ou dans la partie supérieure de crottins n'ayant pas été en contact avec le sol (afin d'éviter la contamination par des parasite ou éléments étrangers du milieu) et, juste après émission (afin d'éviter l'évolution des éléments parasitaires). [9] recommande d'analyser un échantillon moyen donc de récolter plusieurs crottins pour chaque animal, puis les mélanger et d'analyser une fraction de ce mélange. L'examen devra se faire juste après récolte dans la mesure du possible. S'il est différé, certaines conditions de conservation sont à respecter.

- **Conservation**

L'objectif est d'empêcher l'évolution des stades parasitaires émis, sans modifier leur morphologie. Les différents moyens de conservation sont rappelés par [10] :

- Réfrigération (2 à 8°C) : ralentit de manière réversible l'évolution des parasites,
- Dilution dans l'eau formolée à 8 à 10%.
- Congélation : elle est à éviter car elle détruit certains éléments parasitaires.

Le tableau 1 résume la durée de conservation, les avantages et les inconvénients des différents agents conservateurs.

Conservation	Durée	Avantages	Inconvénients
Réfrigération (+4°C)	Courte 2 à 3 jours	- Coproculture ultérieure. - Pas d'altération parasitaire.	-Faible durée de conservation.
Congélation (-15°C)	Longue > année	- Conserver les fèces pour examen différé (Expertise). -Transposable hors cabinet.	- Risque d'éclatement - Congélation précoce. - Pas de coproculture
Formol 10% Formol 100ml Na Cl 8g Eau qsp 1000ml	Longue		- Pas de coproculture - Pas d'analyse quantitative (dilution)

Tableau I : Propriétés des agents conservateur (Bathiard et Vellut, 2002)

1.2 - Examens

a) - Méthodes de coproscopie qualitative avec enrichissement: Flottation : [9] et [11]

Il s'agit de la méthode coproscopique la plus utilisée, son principe consiste en la concentration des éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de fèces en les mélangeant à un liquide dense (densité supérieure à celle de la plupart des éléments parasitaires) afin que sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation, les débris sédimentent dans le culot tandis que les éléments parasitaires remontent à la surface du liquide où ils sont recueillis puis identifiés. C'est une technique rapide, facile à réaliser, peu coûteuse et sensible. L'inconvénient provient des effets néfastes d'une erreur de solution dense. En effet, si la solution n'est pas assez dense, certains éléments tels que les œufs de trématodes ne vont pas flotter et, si elle est trop dense, il peut y avoir déformation ou lyse des éléments parasitaires. [12]. Par ailleurs, l'iodo-mercurate, solution la plus dense ($d = 1,44$) présente des problèmes d'écotoxicité et, est donc soumis à la réglementation.

Mode opératoire : Méthode classique [10]

1. Homogénéiser le prélèvement,
2. Déliter 5g de fèces dans 70ml de solution dense dans un verre à pied,
3. Tamiser le mélange dans une passoire à thé,
4. Remplir un tube à ras bord avec le mélange obtenu (ménisque convexe) puis recouvrir le tube d'une lamelle sans emprisonner les bulles d'air,
5. Laisser reposer durant environ 20 à 30 minutes ou centrifuger 5 minutes à 2.000 tours/mn,
6. Récupérer la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés (face inférieure) et observer sur une lame au microscope.

b) Méthode de coproscopie quantitative sur cellule de Mac Master. [10] ; [9] ; [13]

La méthode de coproscopie quantitative de choix est la méthode de Mac Master, qui utilise le principe de la flottation et, permet de déterminer la richesse d'un prélèvement en éléments parasitaires. Elle consiste en une dilution des matières fécales au 1/15^e puis comptage du nombre d'éléments parasitaires contenus dans 0,30 ml de la suspension à l'aide d'une lame de Mac Master. Cette technique présente l'avantage majeur d'apporter un résultat quantitatif et d'être rapide. En revanche, le comptage s'effectue avec l'objectif $\times 10$ uniquement induisant une perte de sensibilité et, les larves qui sont en bas de la cellule ne peuvent être quantifiées [14]. L'interprétation nécessite un minimum d'expérience. La lame de Mac Master se compose de deux compartiments contigus séparés par une cloison ; chacun ayant un volume de 0,15 ml. Le plafond de chaque compartiment est divisé en 6 cellules de 1,7 Mm de largeur [30]. Elle est représentée en schéma et en photographie dans la figure 11.

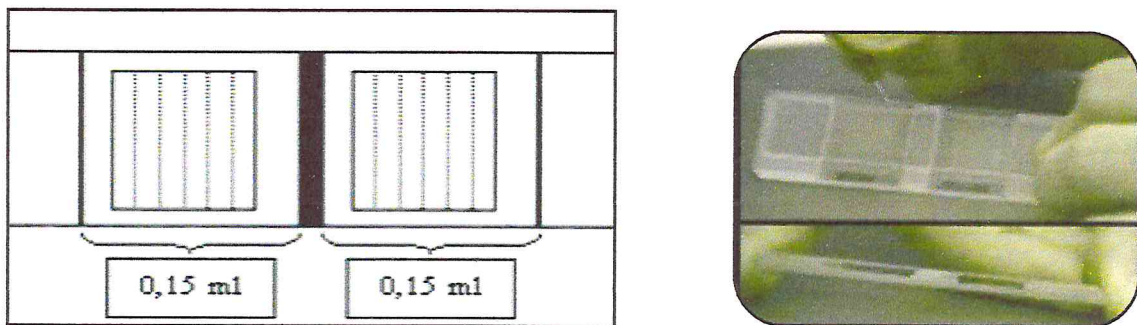


Figure 12 : Schéma et photographie d'une lame de Mac Master (Bathiard et Vellut, 2002)

Mode opératoire [9]

1. Dilution des fèces en 1/15^e dans un liquide de flottation (5g MF qsp 75ml de solution)
2. Même technique que pour une méthode de flottation qualitative,
3. 0,15ml sont placés dans chaque partie de la cellule de Mac Master,
4. Les œufs viennent se coller sous le verre supérieur après environ 10 minutes d'attente,
5. Ils sont observés à l'objectif $\times 10$ et compter suivant les colonnes gravées dans la cellule,
6. Le nombre d'œuf total est comptabilisé dans chaque colonne puis le total des deux groupes de colonnes est effectué : n1 et n2,
7. La moyenne $(n1 + n2) / 2$ est calculée puis multiplier par 100 ou, plus conseillé par 50 si l'on compte les deux compartiments : ce qui indique le nombre d'œuf (ou de Kystes de protozoaires) par gramme de matières fécales= OPG (nombre d'œufs dans les deux compartiments $\times 50$).

Cette technique est employée pour quantifier les œufs de nématodes. Pour avoir un résultat plus précis, il est recommandé de pratiquer plusieurs lectures de lames et de faire une

moyenne des résultats. Parmi les inconvénients des méthodes quantitatives, [15] rapporte des variations de $\pm 50\%$ lors de comptage successifs des œufs de strongles. De plus le nombre d'œufs n'est pas représentatif du nombre de formes immatures, en migration hypo biotiques, qui sont pourtant directement corrélées aux conséquences cliniques. Les méthodes de coproscopie quantitative ne servent pas tellement à évaluer le degré d'infestation d'un individu mais plutôt son pouvoir excréteur, permettant ainsi de cibler par exemple les traitements antiparasitaires contre les individus qui jouent un rôle de réservoir dans le lot. Enfin, la coproscopie quantitative permet d'évaluer l'efficacité d'un traitement antiparasitaire et ainsi la technique de choix pour la détection des résistances. [9]

C) coproculture [11]

Le principe est de faire évaluer les œufs présents dans le prélèvement en larves, notamment en larves L3 (c'est-à-dire reproduire se qui passe naturellement dans le milieu extérieur), afin de faciliter l'identification de certains parasites. Cette technique est utile pour affiner le diagnostic notamment des strongles dont les œufs sont plus difficiles à reconnaître l'exception de ceux de *Nematodirus*. En revanche, l'interprétation nécessite une certaine expérience De plus, sa réalisation est longue (résultats en 8 à 10 jours. Le prélèvement doit provenir d'un crottin non contaminé, frais ou réfrigéré

Mode opératoire [16]

1. Pratiquer une analyse coproscopique préliminaire afin d'avoir une idée du parasitisme.
2. Confectionner le milieu de culture: déliter les fèces avec de l'eau dans le récipient de coproculture (bac, boîte de Pétri) ; le récipient doit être muni d'un couvercle.
3. Maintenir constant, les paramètres suivants : humidité entre 23 et 25°C, oxygénation satisfaisante (aération des prélèvements, brassage des coprocultures épaisses),
4. Mettre en culture 8 à15 jours. Il est fortement déconseiller d'utiliser le Sulfate de Zinc comme liquide d'enrichissement car il stimule la mobilité des larves,
5. Piéger les larves par la méthode de Baermann à partir d'un échantillon prélevé dans un milieu de culture,
6. Identifier les larves au microscope (grossissement x 200).

Le dispositif proposé pour la coproculture est représenté dans la figure12.

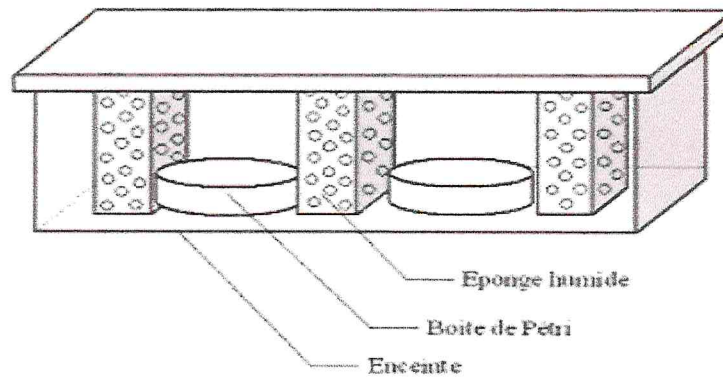


Figure 13 : Schéma du dispositif proposé pour réaliser la coproculture

Diagnose des larves L3

Les principaux critères de diagnose des larves portent sur la forme de l'œsophage, la gaine, la taille des larves et la forme des cellules intestinales. Les différents éléments observés lors de diagnose d'une larve L3 sont indiqués dans la figure 14.

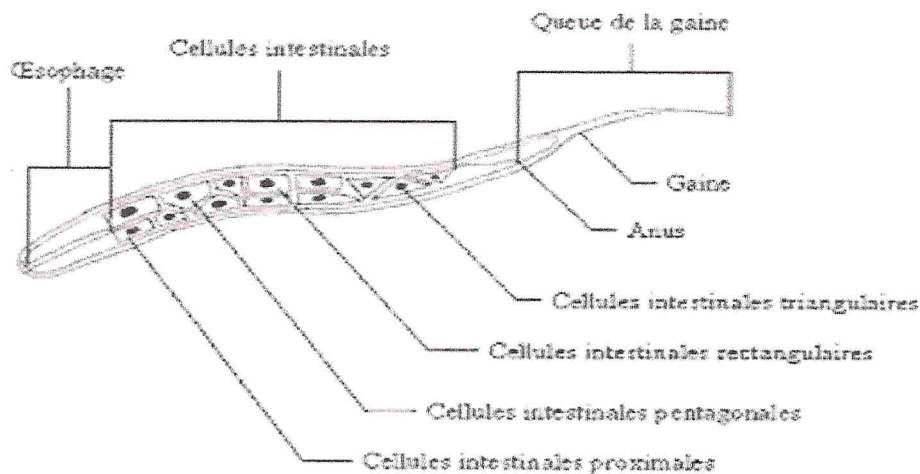


Figure 14 : Schéma d'une L3 et principaux critères de diagnose (D'après Gevrey 88)

2- Diagnostic sérologique (Examens biochimique et hématologique)

Ils ne permettent pas la confirmation du diagnostic, mais renforcent parfois son orientation ; l'hypo-albuminémie (30g/l), l'hypoglobulinémie (40-45 g/l) et la neutrophilie ($7.10^9 / Mm^3$) sont constantes lors de Cyathostomose larvaire.

3- Diagnostic anatomo-pathologique

L'observation des lésions typiques associées à la présence des parasites confirme les différentes formes cliniques de strongyloses digestives. Il peut être utile de procéder à un dénombrement des Larves de Cyathostomes enkystées, en particulier par une technique de translumination pariétale, afin de préciser la proportion des larves inhibées par rapport à celles

ayant repris leur activité, car seules ces dernières sont responsables des symptômes observés dans la Cyathostomose larvaire. Cependant, les larves L3 précoces ne sont pas bien visualisées et seule la technique de digestion pepsique de la paroi en milieu acide permet de récupérer la totalité des stades larvaires intra pariétaux. [6]

CHAPITRE IV - PRONOSTIC

Selon [6], il est réservé lors de Cyathostomose larvaire car, l'évolution est souvent mortelle. Il est très grave, lors de strongylose artérielle à *S. vulgaris*.

CHAPITRE V : Moyens de lutte.

I – TRAITEMENT [6]

1–Traitement spécifique

Le traitement des strongyloses imaginales est relativement facile et il suffit en général d'une administration. En revanche, le traitement des affections provoquées par les larves migratrices ou par les larves des Cyathostominés est souvent plus difficile. Dans ce cas, deux protocoles de traitement donnent les meilleurs résultats :

- Fenbendazole à la dose de 7,5mg / kg par voie orale pendant 5 jours de suite ou à une dose unique de 30 mg/ kg
- Moxidectine à la dose de 0,4 mg/ kg par voie orale (sous forme de pâte).

2–Traitement adjuvant

Le traitement des coliques par des analgésiques et la réhydratation est souvent indispensable et présente un caractère d'urgence. L'utilisation de corticoïdes (Dexaméthasone à 20 mg/animale / jour) est proposée par certains auteurs pour le traitement des manifestations immuno-pathologiques de la Cyathostomose larvaire.

II – PROPHYLAXIE

1 - Mesures médicales

Les moyens les plus fréquemment mis en place pour déparasiter les chevaux passent par la chimio-prévention, tandis que les méthodes alternatives restent largement minoritaires.

1.1. Molécules actuellement disponibles

Les anthelminthiques équins peuvent être divisés chimiquement et pharmacologiquement en 07 classes distinctes: Pipérazine, Imidothiazoles, Organophosphorés, Benzimidazole, Praziquantel, Pyrimidines et Lactones macrocycliques. Seules cinq sont commercialisées actuellement, à savoir la Pipérazine, le Praziquantel, les dérivés des Benzimidazole, les Pyrimidines et les Lactones. [17]. Chaque produit a son propre mode d'action mais, les molécules appartenant à une même classe tuent les parasites selon le même mécanisme. Celui-ci consiste soit à altérer des processus métaboliques vitaux ayant trait à l'alimentation ou la conversion de l'énergie, soit à causer une désorganisation de l'activité neuromusculaire qui résulte en la paralysie du vers et son incapacité à se maintenir dans sa niche écologique. Ces antiparasitaires sont formulés de façon à proposer plusieurs voies d'administration, ce qui en simplifie grandement l'usage. L'efficacité d'un anthelminthique [18] est conditionnée par le respect des critères suivants :

- (1) Dose administrée est basée sur une estimation précise du poids du cheval,
- (2) Dose entière est consommée,
- (3) Anthelminthiques mélangés à la nourriture sont totalement consommés dans les 12h post administration [19]. Enfin, l'index thérapeutique est généralement suffisamment large pour en permettre un usage sûr.

Le nom déposé, la dose recommandée, l'index thérapeutique, le mode d'action et les voies d'administrations sont présentés dans tableau ci-dessous pour les classes thérapeutiques disponibles sur le marché. Un résumé de leur efficacité sur les principaux parasites gastro-intestinaux équins est présenté dans le tableau 2.

Anthelminthique	Dose (mg/kg)	I.T	Mode d'action	Effet sur parasites	Voie
Pipérazine	88	17	Hyper polariseur	Paralysie flasque	orale
Pyrantel (Pyrimidine)	6.6 x 2 ou 2.64 /j	6-20	Agoniste de l'Acétylcholine,	Paralysie spastique	
Ivermectine	0.2	10	Agoniste de GABA,	Paralysie flasque	Pate orale
Moxidectine	0.4	5			
Fenbendazole*	5-10 (5j) Larvicide	200	Inhibe la fumarate réductase et transport du glucose. Bloque la synthèse de tubuline.	Mort par épuisement énergétique / Ovicide	Orale
	10	10			
Oxfendazole*					
Oxibendazole*	10-15	60			

Tableau II : Classe, dose, index thérapeutique, effet et voie d'administration des principaux anthelminthiques équins sur le marché (Hutchens et al, 1999)

* BZD= Benzimidazole /Administration orale par sondage/I.T = Index thérapeutique

ATH	Gastérophiles (Larve)	Ascarides	Grands strongles	Petits strongles	Oxyure	Cyathostomes Larve enkystée	Cyathostome résistant aux BZD
Pipérazine	0	97	5-50	95	50	0	Non
Fenbendazole	0	95	95-97	97	97	92-96	
Oxfendazole	0	95	97	97	97	0	
Oxibendazole	0	95	97	97	97	0	
Pyrantel	0	95	70-97	97	65	0	Oui
Ivermectine	99	100	100	100	100	35-42	
Moxidectine	90	100	100	100	100	70-80	

Tableau III : Pourcentage moyen d'efficacité des anthelminthiques sur les parasites équins (Hutchens et al, 1999)

1.2 - Protocoles de vermifugation

a) Principes fondamentaux

L'efficacité de la vermifugation repose sur les bases suivantes :

- Traiter simultanément tous les chevaux puisque l'objectif est de réduire le niveau de contamination de la pâture en débarrassant le cheval de ses propres parasites afin que la réinfestation s'effectue aussi lentement que possible.
- Administrer la dose correcte en s'assurant qu'elle est consommée en totalité (cf. supra).
- Lors de la vermifugation, rentrer le cheval en box la veille et ne le ressortir au paddock que le lendemain afin que l'élimination des œufs ait lieu dans la litière et non sur les pâtures.
- Ne jamais épandre le fumier de cheval sur les aires pâturées par les chevaux.
- Mettre en quarantaine et traiter tout nouvel arrivant avec une molécule de large spectre.
- Ne jamais mettre d'ânes sur les prairies utilisées par les chevaux.

• Vermifugation des adultes

On ne peut détailler que les protocoles les plus répandus et quelques exemples, adaptés au traitement de chevaux qui passent au moins une partie de l'année en pâtures ou qui sortent régulièrement au paddock.

• Alternance rapide des familles chimiques :

L'intervalle de vermifugation est basé sur la période de réapparition des œufs dans les fèces, qui varie en fonction de l'anthelminthique et du parasite considéré. On change de classe thérapeutique à chaque nouvelle administration, alternant généralement une lactone

macrocyclique, le pyrantel et un benzimidazole. Ce protocole a l'avantage de prévenir l'apparition d'éventuelles souches résistantes par l'emploi d'une autre molécule à la vermifugation suivante [20]. Il est cependant relativement coûteux car il impose un intervalle de vermifugation moyen assez faible pour la Moxidectine, l'Ivermectine, le pyrantel et le Fenbendazole avec respectivement 12 semaines avant réémission des premiers œufs, 8, 6 et 4 semaines. Ce protocole reste très utilisé, puisqu'au Royaume-Uni, à titre d'exemple, 28% des propriétaires changeaient de molécule à chaque vermifugation au cours des années 1994, 1995 et 1996 et 86% administraient au moins 2 molécules par an, avec une médiane de 6 traitements annuels en 1996 [20].

- **Utilisation d'une seule famille**

Une seule molécule est employée et il s'agit en pratique le plus souvent de l'Ivermectine toutes les 8 semaines ou de la Moxidectine toutes les 12 semaines du fait de leur très large spectre, mais les Benzimidazole ont été utilisés ainsi pendant de longues années avant la commercialisation de l'Ivermectine en 1981. Ces pratiques ont l'inconvénient de sélectionner les espèces insensibles à leur action, comme les souches de Cyathostomes résistantes pour les Benzimidazole ou les anoplocephales dont la prévalence augmente depuis l'utilisation intensive des lactones. Dans l'étude effectuée par [21].

1.3 - Protocoles spécifiques

Consistent à administrer les molécules en fonction de leur spectre et de la menace épidémiologique la plus présente à chaque période de l'année :

- un strongylicide adulticide et larvicide à la sortie au pré vers Mars, et à la rentrée en Novembre, on utilise de préférence une lactone macrocyclique pour bénéficier d'un spectre aussi large que possible et éviter une contamination importante des pâtures en Mars ainsi que pour empêcher l'accumulation des larves chez les chevaux tout en traitant en même temps les Gastérophiles en Novembre[22].

- * un strongylicide adulticide en cours de saison de pâture, au moment des pics d'excrétion vers Juillet et Septembre : du pyrantel ou du Fenbendazole sont adaptés, accompagnés d'un cestocide : on peut donc employer le seul pyrantel à double dose ou le Praziquantel. Ce schéma comprenant quatre vermifugations ciblées au cours de l'année est largement répandu. [22].

1.4–Vermifugation des jeunes:

On vermifugera les poulains entre 15 jours et 1.5 mois après, selon les antécédents en matière de strongyloïdose, puis 1 mois plus tard puis enfin, tous les 2 mois jusqu'à l'hiver avec une molécule au choix.

2– Mesures de lutte sanitaire (Gestion des pâtures)

2.1 - Entretien des pâtures

a) Composition des pâtures

Une des premières règles pour empêcher une contamination lourde des pâtures consiste à ne pas dépasser une certaine concentration de chevaux, pour des raisons évidentes : la charge devrait rester inférieure à un cheval par hectare. En effet, les larves se trouvent dans un rayon de 30 cm autour de leur lieu d'émission dont 89% dans les 15 cm (English, 1979), or si les chevaux ont l'habitude de respecter un périmètre de refus autour des aires de défécation, ce qui limite l'ingestion de larves infestantes, la surpopulation les oblige à enfreindre cette règle pour se nourrir, accroissant considérablement le risque d'infestation. Le second obstacle consiste à mélanger des chevaux d'âges différents : les poulains sous la mère sont particulièrement fragiles et vulnérables aux infestations et ne devront dès lors pas partager les pâtures des jeunes du sevrage à deux ans dont les comptages coprologiques et sur pâture sont constamment élevés. Ils ont véritablement un statut de « multiplicateurs » en terme de population parasitaire [22], d'autant que l'efficacité des traitements anthelminthiques est réduite sur cette population [3]. Ceux-ci respectent moins que les adultes la discrimination entre aires de pâturages et aires de défécation si bien qu'ils sont très exposés aux larves infestantes issues des crottins des adultes lorsqu'ils partagent leurs pâtures (English, 1979) : les jeunes « recyclent » les larves introduites par les adultes. Il convient donc de séparer l'effectif total en trois classes distinctes : mères et poulains de moins de 6 mois, jeunes du sevrage à 2 ans, et adultes, avec pour chacune un programme ciblé de contrôle du parasitisme.

b)- Hygiène des pâtures

Le ramassage hebdomadaire ou bihebdomadaire des fèces prévient la transmission des Cyathostomes et des grands strongles et réduit probablement le nombre d'anoplocéphales. La fréquence bihebdomadaire permet le ramassage avant la dispersion des œufs et avant la transformation des œufs en L3 qui peuvent alors migrer à travers la pâture. Cette pratique est plus efficace encore que des vermifugations systématiques toutes les 8 semaines à l'Ivermectine ou toutes les 4 semaines avec de l'Oxibendazole .Herd [3] .

c) Hersage des pâtures

Longtemps recommandé comme une option intéressante, il assure tout simplement la dissémination des larves et des œufs à travers toute la pâture s'il est pratiqué dans des

conditions climatiques favorables à la survie des larves. Des poulains entretenus sur pâtures hersées ont ainsi donné des coproscopies plus chargées que les témoins [23].

Il ne faut réserver cet usage qu'en conditions sèches et chaudes lorsque le soleil assainit en tuant les larves ramenées à la surface, ou bien aux pâtures à l'hygiène entretenue par un ramassage des fèces fréquent et rigoureux, dans lesquelles le risque de dissémination n'existe plus.

d) Assainissement des pâtures

L'épandage de produits larvicides (cyanamide calcique ou chaux vive), outre leur efficacité faible et leur coût, conduit au refus de l'herbe par les animaux. [22].

2. Rotation des pâtures

La survie des œufs et des larves dans le milieu extérieur est conditionnée par le climat : sécheresse et alternance gel / dégel sont d'excellents antiparasitaires qu'il ne faut pas hésiter à exploiter : le soleil détruit 80 à 85 % des parasites en 15 jours sur une parcelle sans chevaux. Un terrain laissé en jachère en fin d'été suivi d'un hiver est sain et, convient parfaitement à la sortie au printemps des juments suitées. Une stratégie judicieuse consiste à passer les chevaux sur une pâture assainie à la fin de l'été ou de l'automne, au moment où la contamination de leur précédente parcelle est importante [24]. C'est une pratique intéressante si elle est bien appliquée : une pâture ne peut être occupée plus d'une fois par saison si l'on veut être sûr de son statut sanitaire et, une vermifugation par une molécule à large spectre empêche les chevaux d'importer leurs parasites : c'est la politique « treat and move » pratiquée par 19% des propriétaires de chevaux danois [25].

3. Stratégies de dilution

Celles-ci consistent à alterner les espèces animales sur une même pâture, avec pour principe que les larves infestantes de la première espèce seront consommées par la seconde espèce qui n'y est pas sensible. [25] comparent ainsi le parasitisme de deux lots de ponettes au pré de février à septembre : l'un reste sur sa parcelle et subit une vermifugation au mois de juillet tandis que l'autre, outre sa vermifugation de juillet, est passé sur un terrain précédemment occupé par des ovins de février à juillet. Si les autopsies effectuées après la rentrée des animaux permettent de conclure à l'efficacité de la méthode pour les strongles, on constate un accroissement considérable de la population de *Trichostrongylus axei*, commun aux chevaux et aux ruminants. On rencontre le même problème concernant la grande douve en terrain humide : c'est la limite de ce type de système. La rotation rapide ou le pâturage mixte avec

des bovins présente un bénéfice à court terme rapidement minimisé par la tendance des bovins à ne brouter que la partie supérieure des plantes : les larves se trouvent majoritairement à moins de 10 cm du sol, et cela entraîne donc un enrichissement de l'unité de poids d'herbe en parasites (English, 1979). Le raisonnement est identique pour la fauche des pâtures, car la dessiccation des larves qui suit leur plus importante exposition au soleil reste insuffisante rapport au facteur précédent. [21].

B - PARTIE EXPERIMENTALE

OBJECTIF DE L'ETUDE:

Notre travail a pour objectif de mettre en lumière la situation du parasitisme interne des chevaux notamment des strongyloses digestives dans l'élevage de la jument rie Mohamed Boudjbar à Chebli (Wilaya de Blida), ainsi qu'au club hippique d'Elcheikh Boumama (wilaya de Ain Defla). Les résultats nous permettront non seulement de rationaliser l'utilisation des anthelminthiques et de ce fait, de repousser le développement des résistances, mais aussi d'élaborer dans une certaine mesure, une cinétique de l'excrétion parasitaire afin de préciser les moments à haut risque d'infestation des animaux et donc d'établir les moments propices de vermifugation.

1-MATERIEL & METHODES

1.1- Zones d'étude

A)- La wilaya de Blida :

La wilaya de Blida est située au nord d'Algérie, à 45 km au Sud-ouest de la capitale et au cœur de la plaine de Mitidja.

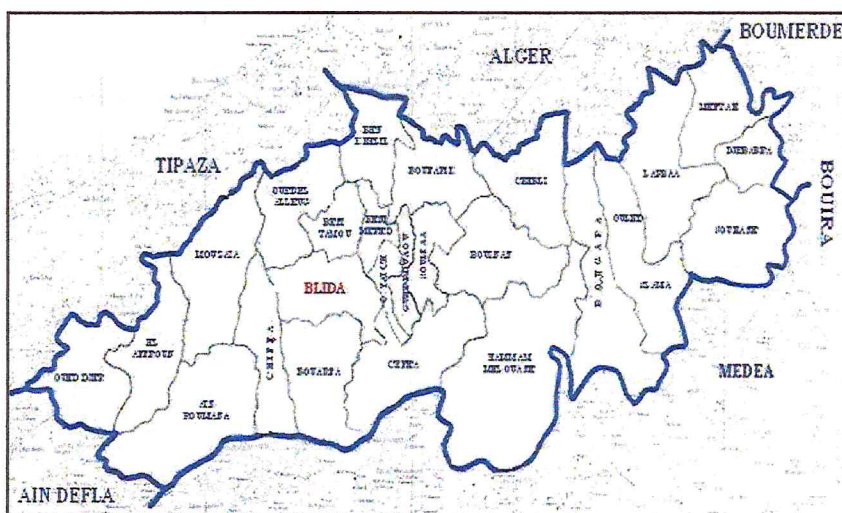


Figure 15 : Carte & situation géographique de la wilaya de Blida

D'une superficie de 147.868Km², elle est limitée au nord par Tipaza et Alger ; au sud par Médéa ; à l'est par Boumerdes et Bouira ; à l'ouest par Ain Defla.

Son climat continental, est caractérisé par des températures moyennes de 15 C° en hiver et de 33 C° en été et, une pluviométrie annuelle de 600 mm³.

B)- La wilaya d'AinDefla :

La wilaya d'Ain Defla se présente comme étant une zone de relais entre l'Est et l'Ouest, le Nord et le Sud, occupant de ce fait, une position géographique centrale. Elle est située à 145 Km au sud ouest de la capitale.

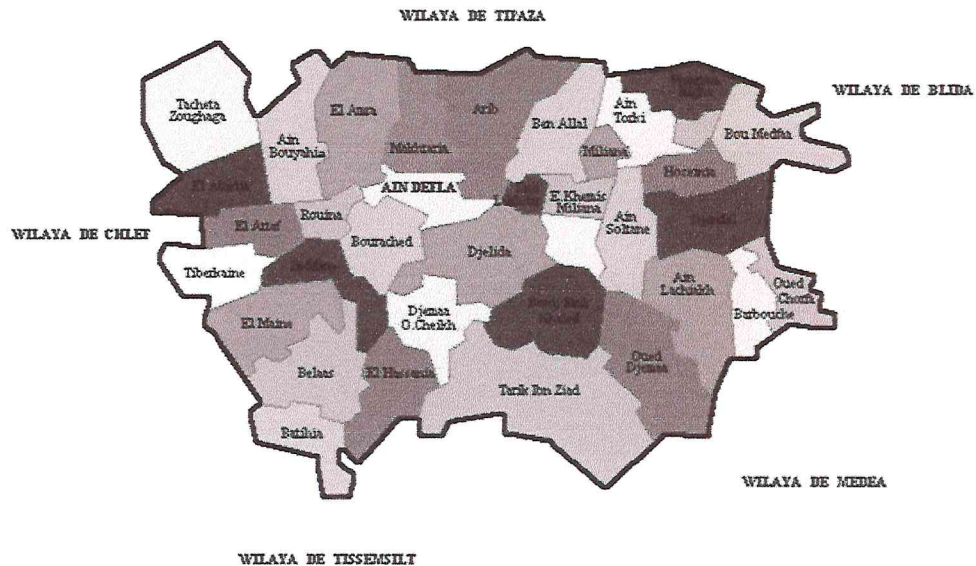


Figure 16 : Carte & situation géographique de la wilaya d'Ain Defla

D'une superficie de 4260 Km², elle est limitée au Nord par Tipaza, au Nord-est par Blida, au Sud par Tissemsilt, à l'Est par Médéa et, à l'ouest par Chlef. Son climat continental est caractérisé par des températures optimales de 18° en hiver et de 35° en été et, une pluviométrie variant entre 500 et 700 mm³.

1.2- Animaux :

Notre étude a concerné des chevaux des deux sexes et de tout âge (étalon, jument, poulain, pouliche) de différentes races (pur sang arabe, pur sang anglais et arabe barbe).

* Pur sang arabe: caractérisé par un corps médio-ligne, une taille petite à moyenne, un chanfrein concave et une queue attachée en haut.

* Pur sang anglais : caractérisé par un corps longiligne, une taille moyenne à grande, un chanfrein rectiligne et une attache de la queue normale. Il est spécialisé dans les courses.

* Arabe barbe : caractérisé par un corps médio ligne, une taille moyenne, un chanfrein convexe et une queue attachée bassement. [26]

Les juments sont laissées durant la plus grande partie de l'année au pâturage pendant une demi-journée alors que les étalons sont gardés au box.



Photo 1: Juments et poulains au pâturage & Etalon dans son box (Photos personnelles-05/2011)

1.3- Technique d'analyse parasitologique

Le diagnostic des infestations parasitaires a été réalisé par des examens coproscopiques individuels sur 10 chevaux d'élevage, choisis au hasard sur un cheptel de 42 animaux à la jument rie de Chebli (1^{er} lot) et, 10 chevaux de sport choisis au hasard sur un cheptel de 52 animaux au club hippique de Ain Defla (2eme lot). Les chevaux éprouvés ont été subdivisés en deux lots : le lot1 a subi une vermifugation avec de l'Albendazole buvable et le lot 2, constitue le lot témoin (parasité non traité). L'enquête s'est étalée sur 4 mois, avec un total de 80 coproscopies réalisées au cours de l'année 2010-2011. Les prélèvements de matière fécale ont été effectués à partir des sommets de crottins frais (vue l'agressivité des animaux, nous n'avons pas pu les réaliser directement dans l'ampoule rectale, sauf dans de rares cas), récoltés dans des gants en plastique et, identifiés. Ces prélèvements placés dans une glacière, ont été acheminés au laboratoire de parasitologie du Département vétérinaire de l'Université de Saad Dahleb de Blida.



(1)- Prélèvement direct dans le rectum (2)- Prélèvement au sommet des crottins frais (Photos personnelles – Mai 2011). **Photo 2 :** Techniques de prélèvement utilisé.

Les méthodes utilisées sont les suivantes :

1.3.1-Technique de numération sur lame de Mac Master :

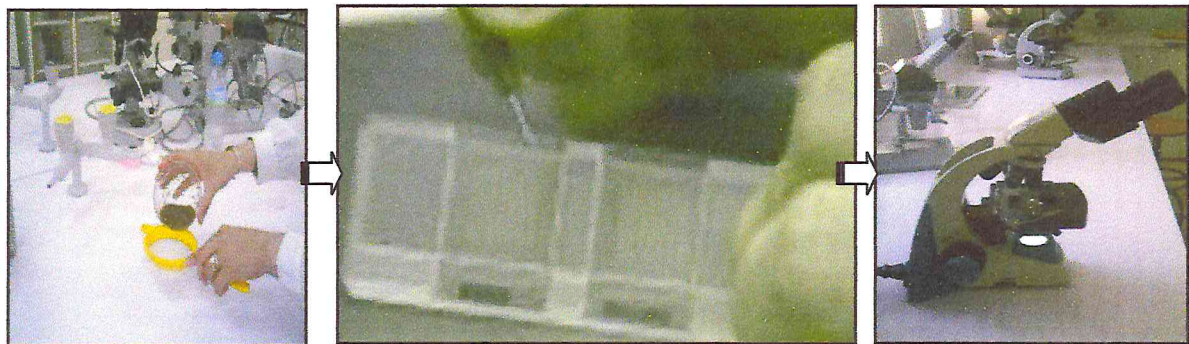
Cette technique permet de quantifier le nombre d'œufs présents par gramme de fèces. La cellule de Mac Master comporte 2 chambres qui contiennent un volume déterminé de suspension fécale afin de permettre la flottaison des éléments parasitaires.



(1) Pesée de 5g de fèces

(2) 70ml de liquide dense

(3) Homogénéiser les mélange



(4) Filtration (passe-thé)

(5) remplir les deux chambres








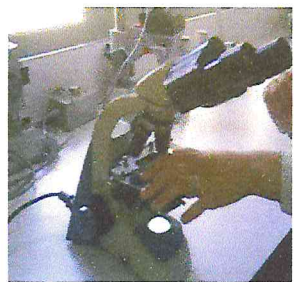

(6) examen au microscope (x 10)



(7) - Œuf de strongle digestif de cheval observé sur lame de Mac Master (x10) (Photos personnelles- Mai 2011)

Photo 3 : Technique de numération sur lame de Mac Master (Photos personnelles-Mai 2011).

1.3.2- Technique qualitative par flottaison :

		
(1) Pesée de 5g de fèces	(2) 70ml de liquide dense	(3) Homogénéiser le mélange
		
(4) Filtration (passoir à thé)	(5) Transfert du liquide	(6) Formation du ménisque.
		
(7) Couvrir d'une lamelle	(8) observer au microscope	(9) Pendant 5mn (G x 10)



(10) - Œuf de strongle digestif de cheval observé sur lame par flottaison (x10) (Photos personnelles- Mai 2011)

Photo 4 : Technique qualitative par flottaison (Photos personnelles – Mai 2011)

2- RESULTATS

2.1- Taux d'infestation des chevaux par les strongles digestifs

Le nombre des chevaux suivi durant notre enquête est de 20 têtes. Il s'agit de chevaux de tout âge et des deux sexes.

Pour le 1^{er} lot, les coprologies ont révélé la présence d'une double infestation, celle due aux strongles digestifs (70% des sujets) et, celle due à *Parascaris equorum* (20% des sujets).

Pour le 2^{eme} lot, les coprologies ont révélé en plus de la présence de strongles digestifs et d'ascaride, la mise en évidence d'un troisième type de parasite : *Habronema sp.* Avec respectivement des taux d'infestation de 90%, 50% et 10%.

Nombre de sujets		Janvier	Février	Mars	Avril
Lot traité	Atteints	7	7	7	8
	Pourcentage	70%	70%	70%	80%
Lot non traité	Atteints	9	9	9	9
	Pourcentage	90%	90%	90%	90%

Tableau01 : Taux d'infestation du troupeau par les strongles digestifs au cours de l'année 2010-2011.

Le pourcentage d'animaux infestés par les strongles digestifs est obtenu par la moyenne des deux pourcentages des deux lots d'animaux.

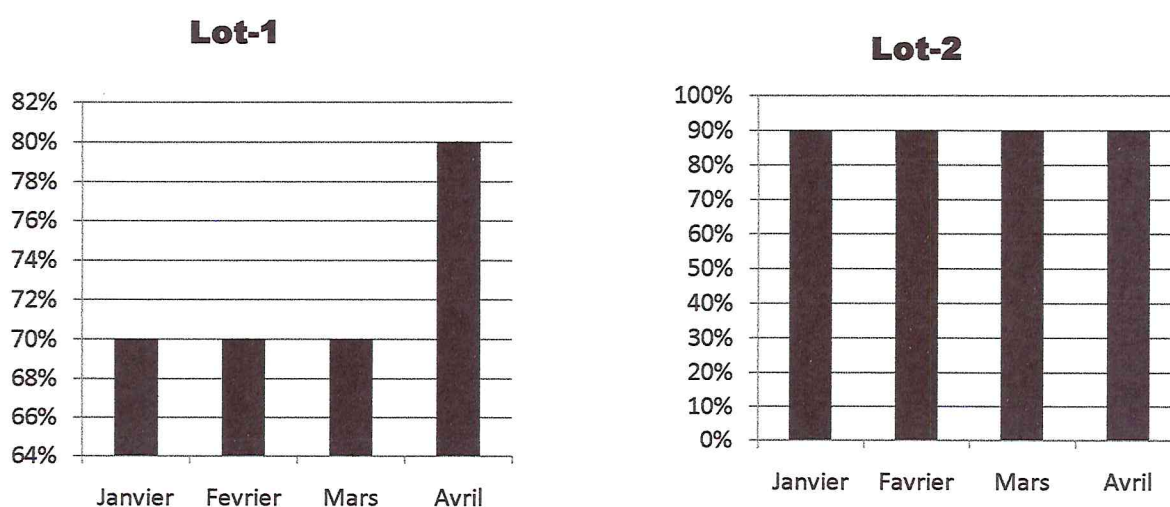


Figure 1 : Pourcentage moyen d'infestation mensuelle.

2.2- Niveau moyen d'excrétion fécale des œufs de strongles digestifs

La cinétique mensuelle du nombre d'œufs par gramme de crottin (O.P.G) des deux lots d'animaux est représentée comme suit :

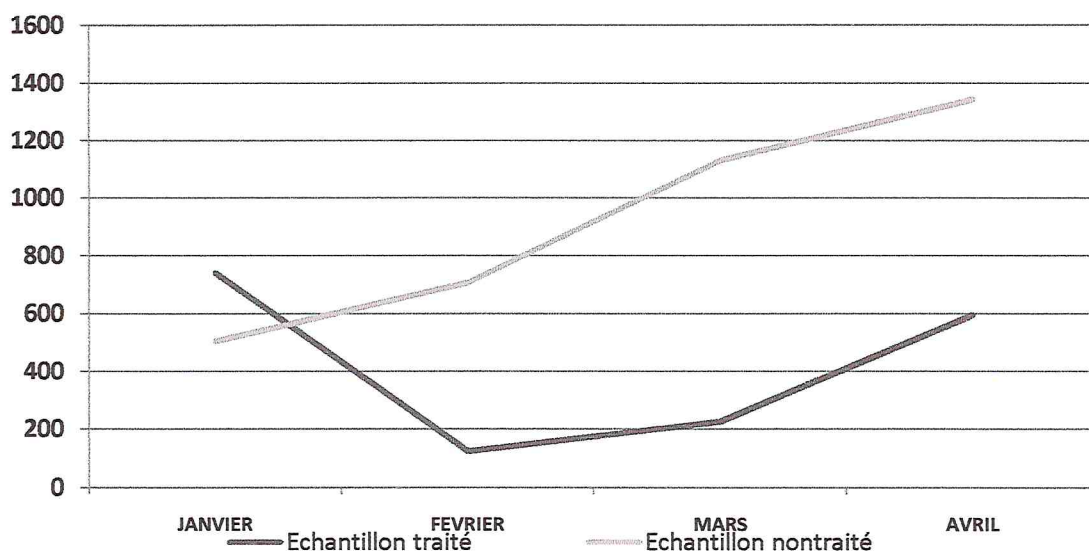


Figure 2 : Niveau d'excrétion moyen des O.P.G

La figure 2 : montre l'évolution des niveaux moyens d'excrétion fécale des œufs (OPG) des strongles digestifs au cours des 4 mois de suivi, durant l'année 2010-2011. Dans le premier lot, le niveau d'excrétion des œufs a présenté un pic au mois de Janvier (741 OPG). Après le traitement anthelminthique effectué au début du mois de Janvier, il y'a un fléchissement au mois de Février (123 OPG), puis une légère augmentation au mois de Mars (224 OPG) et enfin, une poursuite de l'augmentation (595 OPG) durant le mois d'Avril, rejoignant ainsi le pic enregistré au mois de janvier. Dans le deuxième lot, le niveau d'excrétion des œufs a présenté une valeur de (505 OPG) dès le mois de janvier. Ce lot n'ayant subi aucun traitement anthelminthique, présente une cinétique pratiquement linéaire avec respectivement des niveaux parasitaires de 708 OPG (Février), 1132 OPG (Mars) et, 1345 OPG (Avril).

2.3-Taux moyen d'infestation par *Parascaris equorum*

Nombre de sujets		Janvier	Février	Mars	Avril
Lot traité	Atteints	-	-	150	213
	Pourcentage	-	-	10%	20%
Lot non traité	Atteints	4	6	7	9
	Pourcentage	40%	60%	70%	90%

Tableau 02 : Taux moyen d'infestation par *Parascaris equorum*.

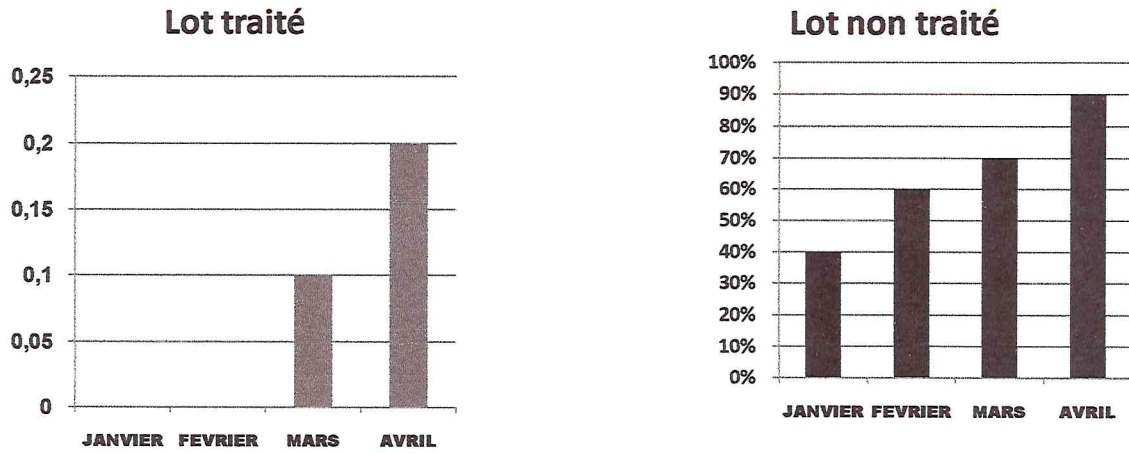


Figure 03 : Pourcentage d'infestation des chevaux par *Parascaris equorum*.

2.4 - Niveau moyen d'excrétion fécale des œufs de *Parascaris equorum*

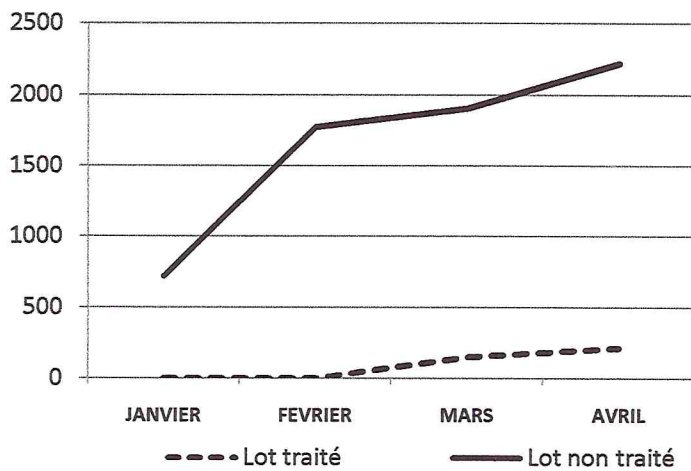


Figure 04 : Niveau moyen d'excrétion des O.P.G de *Parascaris equorum*.

2.5- Taux d'infestation par les habronèmes

Il y avait un seul cas détecté dans les analyses coprologiques des chevaux non traité au mois de Février (30 OPG).

3-DISCUSSION

Cette étude a montré que les chevaux de la région de Blida et d'Ain Defla, sont exposés en permanence aux infestations parasitaires dont la population vermineuse a été dominée par le genre *Strongylus*. Le développement des larves de ce dernier à l'intérieur de l'œuf permet une plus grande résistance aux aléas climatiques avec une survie plus longue dans les pâturages et donc, une menace quasi-permanente d'infestation des chevaux aux pâturages.

Le taux d'infestation a été élevé dès le démarrage de notre étude (> 500 OPG). Cette élévation pourrait être associée à des facteurs liés à l'animal lui-même, à savoir son stade de croissance (poulain ou adulte), son état physiologique (jument gestante ou allaitante), son statut immunitaire (1ère ou 2ème saison de pâture) ou encore, à la qualité fourragère insuffisante pour couvrir tous les besoins des animaux.

Dans la wilaya de Blida, on note une nette diminution du taux d'infestation observée en février (1/6^e par rapport à Janvier). Cette diminution serait liée à la vermifugation à base d'Albendazole buvable administré le 28 Janvier. La réapparition d'animaux infestés est légère et progressive durant le mois de Mars. Elle devient franchement importante en Avril. Ceci pourrait être dû à une ré-infestation, car les chevaux sont maintenus en permanence sur le même pâturage. En revanche, 03 sujets qui sont gardés au box, demeurent indemnes. Vu que d'une part, la période prépatente (délai entre l'infestation par les L-3 et l'apparition des premiers œufs dans les crottins) des parasites du genre *Strongylus* varie entre 6,5 (*S. vulgaris*) et 10 mois (*S. edentatus*) et que d'autre part, la coprologie ne s'est jamais totalement négativée, nous sommes en droit de penser que l'anthelminthique utilisé (Albendazole) serait le seul facteur à être incriminé. Si tel est le cas, 3 hypothèses sont à proposer :

- La vermifugation n'a pas été correctement pratiquée (non conforme aux recommandations du fabricant) : voie d'administration et/ou dose non respectées.
- Apparition de cas de résistance aux anthelminthiques.

La résistance aux anthelminthiques peut être due à l'utilisation de molécules de la même famille pendant ces quatre dernières années (pas d'utilisation de molécules en alternance ou de nouvelles molécules en continu).

- Persistance des chevaux sur le même pâturage contaminé après la vermifugation. Alors qu'ils doivent être maintenus dans leurs box dès la veille de la vermifugation jusqu'au lendemain, afin que l'élimination des œufs ait lieu dans la litière et non sur les pâtures. Aussi l'autre source de contamination, est le fumier des chevaux qui n'a

pas un endroit spécifique. Les palefreniers le font sortir des box en le mettant dans plusieurs endroits proches des pâturages.

Dans la wilaya d'Ain Defla, on note une élévation de moitié du taux d'infestation durant le mois de Février par rapport au mois de Janvier. L'absence de traitement antiparasitaire, est sans conteste la principale cause d'une telle élévation. Celle-ci se poursuit les mois suivants, représentant environ le double par rapport aux mois de Janvier et Février.

Les quelques sujets restés indemnes, sont ceux qui ont été déparasités mais maintenus dans leur box. Deux hypothèses peuvent être à l'origine de cette augmentation parasitaire :

- L'introduction sans respecter la mise en quarantaine des nouveaux venus. Ainsi il y aurait à chaque fois augmentation du taux d'infestation du nombre de sujets infestés et, éventuellement de nouvelles infestations parasitaires (*Parascaris/ Habronema*).
- La cohabitation d'espèces équine différentes (chevaux, poney et ânes).

La coprologie quantitative a été un outil fiable. L'excrétion des œufs de strongles (OPG) sur quatre mois d'étude, a été caractérisée par deux pics pour la zone de Blida. Le premier pic a été enregistré au mois de Janvier (741 OPG). Comparativement à l'étude entamée en 2009 par [27]. sur les chevaux du haras de Tiaret, il est pratiquement égal à la moitié enregistrée (1.600 OPG). On pourrait mettre cette plus forte numération, sur le compte des différences climatiques (forte pluviométrie et froid rigoureux) induisant de plus grande doses larvaires infestantes (L-3) ou sur le réveil de larves en hypobiose (L-4). Après cette phase, nous avons observé une réduction de l'excrétion fécale chez les chevaux normalement « vermifugés »: c'est ce qui a été effectivement observé en Janvier. La chute des OPG en Février est à forte raison liée à l'utilisation de l'Albendazole. Cette faible durée de la baisse du nombre d'œuf est due à l'effet de l'Albendazole, puisque ce dernier n'a qu'une durée d'action de 14 jours. En outre, cette situation devrait être renforcée par les conditions rigoureuses, qui ont un effet limitant sur le développement des stades larvaires. Dès le retour des conditions climatiques favorables, les larves inhibées accumulées au niveau de la muqueuse digestive reprennent leur développement en masse, et les vers adultes commencent alors simultanément leurs ponte. Cette nouvelle population de nématode vient se rajouter à celle déjà existante et, contribue en conséquence à une élévation de la production des œufs éliminée dans les fèces au mois de Mars et d'Avril, où on a pu noter un deuxième pic (595 OPG). Ce phénomène d'augmentation de ponte printanière est connue chez les anglo-saxons sous le nom de « *Spring Rise* ».

Pour la zone de Ain Defla, une augmentation continue, avec l'enregistrement d'un seul pic au mois d'Avril (1.345 OPG), est proche mais reste inférieure aux taux (1.800 OPG) obtenus dans l'étude réalisée en 2005 par [28]. sur les variations saisonnières de l'excrétion des œufs de strongles chez les chevaux non traités en zones subhumides à Et-Tarf. L'augmentation devient considérable dès le mois de Mars. Cette augmentation serait aussi le fait du phénomène de « *Spring Rise* ».

CONCLUSION

Cette enquête menée sur le terrain, a permis de confirmer que les chevaux de différentes races (pur-sang arabe, pur-sang anglais et l'arabe barbe) des élevages de Blida et de Ain Defla sont infestés en permanence par les strongles digestifs (*Strongylus sp.*) et, plus rarement par des nématodes du groupe des habronèmes (*Habronema*) et des ascarides (*Parascaris equorum*). Les examens coprologiques ont révélé que le pourcentage d'animaux infestés est élevé surtout durant la saison de printemps. Les niveaux d'excrétion fécale des œufs de strongles digestifs ont atteint une valeur maximale de 595 OPG dans le lot vermifugé et de 1.345 OPG chez le lot non traité. La coprologie a révélé que le parasitisme est important à partir des mois de Mars et d'Avril.

Des traitements saisonniers, plutôt individuels, doivent être entrepris systématiquement, plus particulièrement chez les chevaux de haute valeur. On peut utiliser cette méthode, chez les juments afin de mieux contrôler l'apparition des résistances chez les parasites. Ainsi, les poulains de première saison de pâture ne pourraient que mieux se porter.

Enfin, tant que des programmes raisonnés de lutte contre les parasites ne sont pas mis en œuvre, il conviendrait de limiter grandement le contact avec les zones de pâturage : principale source de contamination des animaux (particulièrement les naïfs)

RECOMMANDATIONS

L'importance du risque d'infestation par les strongles digestifs conduit à la mise en place de plans de prophylaxie, dont l'objectif n'est pas d'aboutir à une élimination complète des parasites mais, d'arriver à limiter l'impact du parasitisme à un niveau économique acceptable. Ces stratégies de contrôle du parasitisme reposent en priorité sur l'utilisation d'anthelminthiques complétée par des mesures sanitaires visant à une gestion raisonnée des pâturages [29].

1- Utilisation des anthelminthiques :

D'abord, il faut impérativement une bonne gestion des antiparasitaires. Ensuite, il est important d'alterner annuellement les familles d'antiparasitaires. Il ne faut pas non plus, multiplier le nombre des traitements dans l'année : 2 à 3 traitements par an sont suffisants. Il importe de bien cibler les traitements et, sur les animaux les plus parasités. Il ne faut pas oublier que les animaux nouvellement introduits dans l'élevage, doivent être déparasités contre les strongyloses et vérifier l'efficacité de ce traitement par des examens coproscopiques.

2- La gestion du pâturage :

Le surpâturage est à éviter. Il faut constituer des lots d'animaux de même âge, pour mieux gérer le pâturage en fonction de leur sensibilité respective face aux parasites. Il est conseillé de sortir les animaux sur des parcelles dont l'herbe atteint au minimum 5 cm de hauteur. Enfin, il est important de favoriser l'infestation naturelle des jeunes qui engendrera la mise en place de leur immunité, puisqu'ils sont considérés comme des grands excréteurs.

References bibliographiques:

- [1]- Coles. (1988) developpement test for detection on anthelminthique resistant nematodes. Res-Vet.Sci.
- [2]- Reinmeyer CR, Herd RP.(1986) Comparison of two techniques for quantification of encysted larvae in the horse. Am J Vet Res.47 :507-509
- [3]- Herd RP, Gabel AA. (1990) Reduced efficacy of anthelmintics in young compared with horses. Equine Vet J.22:164-169
- [4]- Lichtenfels J.R, (1975): Helminthes of domestic equids. Porc-helm-soc. wash.
- [5]- Ducos de Lahitte J et Havrileck B.(1990) Strongyloses equines à strongylus equinus et Strongylus edentatus. Point Vet.21(126):859-867
- [6]- Lefebvre P.C.(2003): rincipales maladies infectieuses et parasitaires du Bétail.
- [7] - Euzeby J. (1963) Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leur incidence sur la pathologie humaine, Paris (833).
- [8] - Euzeby J. ; Bussiéras M. et Chermette R.; Beugnet R. (2004) parasitologie clinique des bovin. (Ed), Lyon
- [9] - Euzeby J. (1981) diagnostic expérimentale des helminthoses animales. Tome 1.édition, Informations techniques des services vétérinaires. P349.
- [10] - Beugnet R. (2001): Coproscopie chez les mammifères domestiques. Mériat (Ed)-Lyon
- [11] - Bathiard M. et Vellut T. (2002) Thèse vétérinaire : Coproscopie parasitologique des animaux de rente. Lyon, le 11 septembre 2002.
- [12]- Foreyt WJ.(1989) Diagnostic parasitology. Vet Clin North Am Small Anim Pract.19(5) :979-1000
- [13]- Loudriere L. (1996) Diagnostic experimental des parasitoses des chevaux.
- [16]- Gevrey. (1971) les coprocultures : réalisation, interprétation en vue de la diagnose des strongles.
- [14]- Raunaud JP.(1974) La coproscopie quantitative pourrait-elle etre utilisée pour diagnostiquer et analyser le niveau des nématodes gastro-intestinales et pulmonaires.

[15]- **Uhlinger C.**(1993) Uses of fecal egg count data in Equine pract.Comp Cont Educ Vet Pract.15 :742-749

[17]- **Loves et Duncan J.L.**, (1988) Parasitisme à petits strongles chez le cheval, point Vêt., 20.

[18]- **Uhlinger C.A. & Krustila M.** (1992) Effect of alternation in herd of horses.j.Am.Vet.Med.Assoc;201;51-55.

[19]- **Di Pietro JA,Tod KS.**(1987) Anthelmintics used in treatment of parasitic infections of horses. Vet clin North Am Equine Pract.3(1):1-14

[20]- **Lloyd S., Smith R., Connan R.M., Hatcher M.A., Hedgest.R., Humphrey D.J., Jones A.C.**(2000): Parasite control methods used by horse owners:factors predisposing to development anthelmintic resistance nematods.Vet.Rec,146,487-492.

[21]- **Lloyd S.** (1998) Is anthelmintic resistance inevitable: back to basics? Equine Vet.J.30.280-283.

[22]- **Love S.,Duncan JI.**(1992) Strongylose équine à *S.vulgaris*.Point Vet 21(126) :849-857

[23]- **Slocombe Jod , de Gannes RVG.**(2006) Cyathostomes in horses in Canada resistant to Pyrantel salt and effectively removed by moxidectin. Vet Parasitol.140 :181-184

[24]- **Bjorn H., Sommer C., Schougard H. Henriksen S.A. & Nansen P.**,(1991) Resistance benzimidazole anthelmintics in small strongyles (Cyathostominae^o of horses in Denmark.Acta veterinaria Scandinavia,32(2);253-260.

[25]- **Herd R.P** (1992): Choosing the optimal equine anthelmintic-Vet.Med.87 (3) 231-239.

[26]- **Bataille L.** (2002) illustration :fanny Ruelle.www.aedis-edition.fr

[27]- **Boukaboul A. et Senouci K.** (2010) Contrôle des strongles digestifs du cheval en situation de résistance aux Benzimidazoles en Algérie.Revue.Med.Vet.2010, 161, 11.494-497.

[28]- **Bentounsi B. et Matallah F** (2008) Variations saisonnière de l'excrétion des oeufs de strongles par les chevaux en zone sub humide en Algérie.Revue Elev.Méd.Vet.pays trop.,2008.61 (2):77-79.

[29]- **Chartier C. & Horste H** (1994) milk production in dairy goats: comparaison between high and low production animal; Vet.Res; 25; 450-457.

-**Bowman.**(1999): Georgi's parasitologie for veterinary 7th edition. Saunders(Ed), Philadelphia, 414.

-**Chartier C.**(2000) La cryptosporidiose des ruminants. In : Proceedings du congrès sur site http://remvt.cirad.fr/cd/derniers-num/2006/EMVT_06_023-029.pdf

-**Site :**<http://vetlyon.fr/etu/copro/sommaire/techniques/prelevements/conservation.htm>

-**Site :**<http://Geo-Alg.fr/situation/climat/48wilaya/algerienne>

Annexes

Annexe 1: Tableaux présentant l'OPG des chevaux des 2 lots durant les 4 mois d'études coproscopique quantitative.

Tableaux I : Résultats de la coproscopie quantitative (Jumenterie de Chebli)

15 / 01 / 2011	Sexe	Race	OPG
Dirham	mâle	PS arabe	150
Djamila	femelle	PS arabe	7
Bousna	femelle	PS arabe	1800
Galal El Badia	mâle	PS arabe	1500
Alikao	mâle	PS anglais	–
Dounia	femelle	PS arabe	15
Djalila	femelle	PS arabe	–
Batna	femelle	PS arabe	–
Ghorfa	femelle		1700
Dana	femelle	Arabe barbe	15

05/ 02 / 2011	Sexe	Race	OPG
Dirham	mâle	PS arabe	–
Djamila	femelle	PS arabe	15
Bousna	femelle	PS arabe	225
Galal El Badia	mâle	PS arabe	15
Alikao	mâle	PS anglais	–
Dounia	femelle	PS arabe	15
Djalila	femelle	PS arabe	150
Batna	femelle	PS arabe	–
Ghorfa	femelle		450
Dana	femelle	Arabe barbe	7

10/03/2011	Sexe	Race	S.D (OPG)	P. e (OPG)
Dirham	mâle	PS arabe		
Djamila	femelle	PS arabe	300	
Bousna	femelle	PS arabe	1300	
Galal El Badia	mâle	PS arabe	15	
Alikao	mâle	PS anglais	–	
Dounia	femelle	PS arabe	150	
Djalila	femelle	PS arabe	–	
Batna	femelle	PS arabe	650	150
Ghorfa	femelle		1100	
Dana	femelle	Arabe barbe	650	

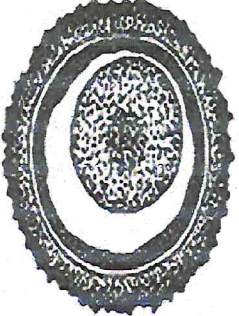
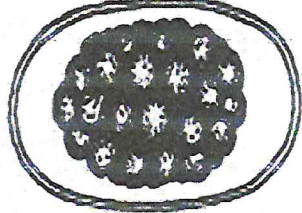
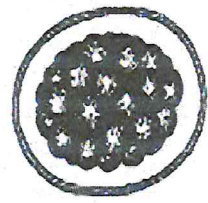

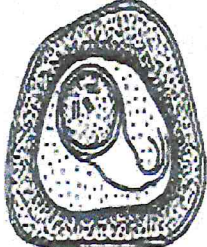

S.D = Strongles digestifs / P. e = *Parascaris equorum*

12/04/2011	Sexe	Race	S.D (OPG)	P. e (OPG)
Dirham	mâle	PS arabe	-	
Djamila	femelle	PS arabe	105	6
Bousna	femelle	PS arabe	495	
Galal El Badia	mâle	PS arabe	7	
Alikao	mâle	PS anglais	45	

Dounia	femelle	PS arabe	-	
Djalila	femelle	PS arabe	45	
Batna	femelle	PS arabe	450	420
Ghorfa	femelle		495	
Dana	femelle	Arabe barbe	150	

Tableaux II : Résultats de la coproscopie quantitative (Jumenterie de Ain Defla)

18/01/2010	Sexe	Race	S.D (OPG)	Habronema	P. e (OPG)
Suzana	femelle	AB	15	-	-
Mansour	mâle	AB	1.800	-	450
Oppidum	mâle	AB	250	-	250
Baghdad	mâle	AB	350	-	-
Amira	femelle	AB	105	-	350
Kalisse	femelle	PA	1.250	-	30
Oudjhane 2	mâle	AB	7	-	-
Ghada	femelle	AB	-	-	-
Kenz	mâle	AB	1.200	-	-
Hougar	mâle	AB	500	-	-
20/02/2011	Sexe	Race	S.D (OPG)	Habronema	P. e (OPG)
Suzana	femelle	AB	7	-	-
Mansour	mâle	AB	2100	-	9.250
Oppidum	mâle	AB	300	-	550
Baghdad	mâle	AB	550	-	7
Amira	femelle	AB	15	-	700
Kalisse	femelle	PA	1950	-	100
Oudjhane 2	mâle	AB	7	30	-
Ghada	femelle	AB	-	-	-
Kenz	mâle	AB	500	-	-
Hougar	mâle	AB	950	-	-
15/03/2011	Sexe	Race	S.D (OPG)	Habronema	P. e (OPG)
Suzana	femelle	AR	450	-	7
Mansour	mâle	AB	3500	-	11200
Oppidum	mâle	AB	650	-	1050
Baghdad	mâle	AB	900	-	45
Amira	femelle	AR	450	-	850
Kalisse	femelle	PA	2500	-	200
Oudjhane 2	mâle	AB	45	-	7
Ghada	femelle	AB	-	-	-
Kenz	mâle	AR	650	-	-
Hougar	mâle	AB	1050	-	-
15/04/2011	Sexe	Race	S.D (OPG)	Habronema	P. e (OPG)
Suzana	femelle	AB	700	-	7
Mansour	mâle	AB	2700	-	12050
Oppidum	mâle	AB	950	-	3500
Baghdad	mâle	AB	1200	-	475
Amira	femelle	AB	560	-	2300
Kalisse	femelle	PA	2760	-	500
Oudjhane 2	mâle	AB	150	-	7
Ghada	femelle	AB	-	-	45
Kenz	mâle	AB	600	-	100
Hougar	mâle	AB	2820	-	-

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

Annexe 2: Description des oeufs des principaux parasites digestifs des équidés retrouvés lors d'une coprologie (Bussiéras M. et Chermette R., 1991)