

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة البليدة
Université Saad Dahlab de Blida
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie des populations et des Organismes
Laboratoire de Recherche Biotechnologie, Environnement et Santé



Mémoire de fin d'étude

Présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master en science de Biologie

Option : Parasitologie

Thème

*Cinétique des œufs des strongles, parasites, digestifs des
chevaux de la wilaya de Blida (Soumaa)*

Soutenue le :12/09/2018

Réalisé par :

RELID Aicha

ABDELLAOUI Lemya

<i>Président e</i>	<i>Mme DJELLOULI.N</i>	<i>M.C.B</i>	<i>U.S.D. Blida</i>
<i>Examinatrice</i>	<i>Mme TAIL.G</i>	<i>Professeur</i>	<i>U.S.D. Blida</i>
<i>Promoteur</i>	<i>Mr ZIAM.H</i>	<i>M.C.A</i>	<i>I.S.V. Blida</i>
<i>Co-promoteur</i>	<i>Mr SAIDANI.K</i>	<i>M.C.B</i>	<i>I.S.V. Blida</i>

Année universitaire 2017 /2018

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

الحمد لله رب العالمين، والصلاة والسلام على سيد المرسلين المبعوث رحمة للعالمين

Remerciements

Louange à ALLAH seigneur des mondes, le tout Miséricordieux de nous avoir donné le courage et la sagesse pour pouvoir mener à terme ce Modeste travail.

Nos remerciements s'dressent particulièrement au **Docteur ZIAM Hocine** ; promoteur de notre projet de recherche, pour nous avoir initiés à l'approche scientifique et critique des travaux de recherche et, de nous avoir fait bénéficier de son expérience , de sa rigueur scientifique et de sa disponibilité sans limite : qu'il trouve ici le témoignage de notre vive gratitude . Qu'il sache à tout jamais que nous lui sommes reconnaissants. Ainsi que nos remercions notre co-promoteur **Docteur SAIDANI K** d'avoir aidé dans notre mémoire.

Nous remercions aussi au **Docteur TAIL Ghania** d'avoir accepté la présidence de notre jury de mémoire et consacré son temps si sacré à la correction et à l'évaluation de notre travail.

Nous remercions le **Docteur DJELLOULI N** d'avoir accepté d'examiner notre mémoire.

Nous ne remercions jamais assez **TOUS** les enseignants du Département de Biologie de Blida pour leur sacrifices et le savoir qu'ils nous ont prodigué le long de ces cinq années.

Enfin, nous ne saurions terminer cette énumération de remerciements sans y associer les personnes qui nous ont apporté leur soutien et leur aide.

A toutes et tous, un grand merci

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

Mes très chers parents : mon père, **AHMED** (رحمه الله) et ma mère **AÏCHA** à qui je dois tout. Je profite pour les remercier pour leur encouragement, leur aide, leur soutien qu'ils m'ont apporté et les sacrifices qu'ils ont fait pour moi : que Dieu les protège et les entoure de sa bénédiction ;

A mes frères : **Abdelkader, Ahmed, Houcine, Abderrahmane, Smail et Abdelkrim.**

A mes sœurs : **Fatima, Zohra, Houriya et ses petits anges : Mohamed, Sayf dine, Adel et Abderrahime**

A mon binome : **Abdellaoui Lemya et sa famille.**

A mon futur mari **Samir.**

A tous mes amis : **Yousfi Akila, Melzi Habiba, Bal Zineb, Abidi F. Zohra.....**et tous mes collègues de la promotion 2018.

A tous ceux qui m'aiment et que j'aime.

Relid Aicha.....

Dédicace

A **ALLAH** le tout puissant, le tout Miséricordieux qui m'a donné la vie et la santé afin de poursuivre mes études jusqu'aux bout et à son prophète Mohamed (PSL)

A ma mère Nedjari **MLIKA** et mon père Abdellaoui **ABDERRAHMENE**

Vos conseil m'ont permis de surmonter les obstacles .vous m'avez toujours appris à être compétitif et courageux et à aller de l'avant. Puisse **ALLAH** le tout puissant veiller sur votre santé et vous donne longue vie.

A ma sœur **LEILA** et leurs enfants : Cheraz, Abdelmoem, Naim

A mes frères **OTMAN** et **MOHAMED**

A ma chère amie Bouyakoub **ZAKIA**

A mon ami Ramdani **FATEH** merci pour tous durant mes études universitaires. Tu as été pour moi plus qu'un frère.

A mon binôme : Relid **AICHA** et sa famille.

A mes collègues de fac biologie : Yousfi **AKILA**, Melzi **HABIBA**, Bal **ZINEB**

Aux propriétaires Moussaoui **HAMID**, **SOUFANE**, Kamel

Merci pour l'aide durant la période de cette étude et votre information.

A tous ceux qui m'aiment et que j'aime.

Abdellaoui Lemya.....

Table des matières

Introduction	1
I. Etude bibliographique	3
I.1. Cheptel équin (chevaux) en Algérie	3
I.1.1. Taxonomie	3
I.1.2. Définition de la race.....	3
I.1.3. Critères d'identifications de la race	3
I.1.4. Races de chevaux en Algérie	4
I.2. Parasites digestifs des chevaux.....	5
I.2.1. Importance économique des Helminthoses	5
I.2.2. Classification des helminthes des chevaux.....	6
I.2.3. Cycle évolutif.....	6
I.2.4. Pathogénie.....	11
I.2.5. Immunité	12
I.2.6. Epidémiologie	12
I.2.7. Symptomatologie	13
I.2.8. Diagnostic des helminthiases digestives des chevaux	15
I.2.9. Diagnostic différentiel	16
I.2.10. Diagnostic de laboratoire	16
I.2.11. Identification des œufs et larves	16
I.2.12. Traitement	17
I.2.13. Prophylaxie	18
II. Matériels et méthodes	20
II.1. Présentation de la station de Soumâa	20
II.2. Climat.....	20
II.3. Animaux d'études	21
II.4. Prélèvement et conservation des fèces	21
II.5. Matériels de laboratoire.....	21
II.6. Examen macroscopique des fèces	22
II.7. Examen à frais des fèces	22
II.8. Concentration et flottation.....	22
II.8. Examen quantitatif	23
II.8.1. Méthode de Mac Master	23
II.9. Coproculture.....	24
II.9.1. Méthode de Baermann.....	24
II.10. Analyses statistiques.....	25
III. Résultats	26
III.1. Identification des parasites.....	26
III.2. Evolution des OPG individuel dans les 3 élevages.....	28
III.3. Evolution des OPG au niveau des 3 élevages.....	30
III.4. Identification des larves du stade 3	30
IV. Discussion	31

Liste des tableaux

Tableau 1. Critères standards de la race	04
Tableau 2. Strongles digestifs des chevaux et leur localisation	06
Tableau 3. Températures moyennes et humidité relative durant les 5 mois d'études à Blida	19

Liste des figures

Figure 1. Cycle biologique de <i>Strongylus vulgaris</i>	08
Figure 2. Cycle biologique de <i>S. equinus</i>	09
Figure 3. Cycle biologique de <i>S. edentatus</i>	10
Figure 4. Cycle biologique de Cyathostominés	10
Figure 5. Carte géographique de la wilaya de Blida	19
Figure 6. Matériel utilisé pour le traitement coprologique des fèces de chevaux	21
Figure 7. Différentes étapes de la technique de concentration et flottation	22
Figure 8. Schéma et photographie d'une lame de Mac Master	22
Figure 9. Différentes étapes de la technique de Mac Master	23
Figure 10. Appareil de Baermann, photo et schéma	24
Figure 11. Caractéristiques des œufs de nématodes digestifs identifiés chez les chevaux ainsi que <i>P. equorum</i>	26
Figure 12. Evolution individuelle des OPG chez les chevaux de l'élevage_1 durant les mois d'étude à Soumâa	27
Figure 13. Evolution individuelle des OPG chez les chevaux de l'élevage_2 durant les mois d'étude à Soumâa	28
Figure 14. Evolution individuelle des OPG chez les chevaux de l'élevage_3 durant les mois d'étude à Soumâa	29
Figure 15. Evolution des OPG moyen dans les 3 élevages de chevaux durant les mois d'étude à Soumâa	29

Résumé

Une étude sur les nématodes digestifs a été conduite au niveau de 3 élevages de chevaux dans la commune de Soumaa(Blida)comportant 22 animaux de races, Barbe, Arabe-Barbe, Pur-Sang Arabe et Selle-Français. Des visites mensuelles ont été effectuées et des crottins ont été collectés à l'aide de gant de fouille. Les prélèvements sont immédiatement acheminés vers le laboratoire de parasitologie. Les équins ont été suivis durant 5 mois de février à juin 2018. Un total de 110 coproscopies en flottation-concentration et 70 sur lame Mac Master ont été effectuées. Le taux d'infestation a été de 54,6 % positifs contre 45,4 % de négatifs. Cette enquête nous a permis l'identification de *Cyathostoma* spp, *Prascaris equorum*, *Oxyuris equi*, *Strongylus* spp,*Strongyloides westeri*, *Triodontophorus* sp, *Trychostrongylus axei*.La moyenne des OPG (œufs par gramme de fèces) individuel au sein des 3 élevages est très variable et les chevaux de l'élevage 1 sont les plus infestés ($X^2= 986.48$, p-value < 2.2e-16) comparativement à ceux de l'élevage 2 et 3. La cinétique des OPG individuel au niveau de chaque élevage et entre les 3 élevages a évoluée de février à juin avec un pic en mars ($X^2=10346$, p-value <2.2e-16). Et le mois de mars constitue le mois à haut risque d'excrétion d'œufs. La coproculture a révélé la dominance des larves du stade 3 des cyathostominés.

Mots-clés : Soumaa(Blida), Chevaux, Strongles, *Prascaris equorum*, *Oxyuris equi*, *Strongyloides westeri*., Parasite digestif, Nématode.

Abstract

Study on digestive nematodes was conducted in 3 farms with 22 horses of Barbe, Arab-Barbe, Thoroughbred Arabian and Saddle-French. Monthly visits were made and dung was collected using a search glove. Samples are immediately sent to the BPO laboratory. The horses were followed for 5 months from February to June 2018. A total of 110 flotation-concentrations and 70 MacMaster Flotation were performed. The overall infestation rate was 54.6% compared to 45.4% negative. The investigation allowed us to identify 7 parasites: *Cyathostoma* spp., *Prascarisequorum*, *Oxyurisequi*, *Strongylus* spp., *Strongyloideswesteri*, *Triodontophorus* sp, *Trychostrongylusaxeii*. The average of the individual eggs count (epg) within the 3 farms is very variable and the horses of the breeding 1 are the most infested ($X^2 = 986.48$, p-value $<2.2e-16$) compared to those of the breeding 2 and 3. The kinetics of the individual epg in each farm and between the 3 farms evolved from February to June with a peak in March ($X^2 = 10346$, p-value $<2.2e-16$). And March is the month of high risk of egg excretion. Stool culture revealed dominance of cyathostominate third stage larvae.

Keys-words: Blida, horses, Strongles, *Prascaris equorum*, *Oxyuris equi*, *Strongyloides westeri*.

ملخص

وقد أجريت دراسة من الديدان الخيطية في الجهاز الهضمي في 3 مزارع الخيول مع 22 حيوانات السلالات، اللحية، العربي اذع، الخيول العربية والسرج الفرنسية. تم إجراء زيارات شهرية وتم جمع الروث باستخدام قفاز بحث. يتم إرسال العينات على الفور إلى مختبر ب ت ك ح. تمت متابعة الخيول لمدة 5 أشهر من فبراير إلى يونيو 2018. تم إجراء ما مجموعه 110 تعويم وتركيز 70 محاكاة ماكماستر. كان معدل الإصابة الكلي 54.6 ٪ مقارنة مع 45.4 ٪ سلبية. يسمح هذا المسح لنا التعرف سياتوستوما النيابة براسكاريس خيلي، الأقصورة متساو الأسطوانية النيابة، الأسطوانيات واستري، ثلاثية الأسنان س تريكوسترونجيلوس اكسي. متوسط اوبي جي الفردية في المزارع 3 هو متغير جدا وتربية الخيول 1 هي الأكثر الملوث (خي=986.48، 2 = ف قيمة >e-162.2) مقارنة مع تلك الماشية 2 و 3. حركية اوبي جي الفردية في تربية ما بين 3 مزارع تطورت من فبراير-يونيو. مع ذروته في مارس من كل (خي 2 = 10346، ص القيمة >e-162.2). وشهر مارس هو شهر مخاطر عالية لإفراز البيض. أظهرت ثقافة البراز هيمنة المرحلة الثالثة يرقات سياتوستوميني

الكلمات المفتاحية: البليدة، الخيول، سترونجل، باراسكاريس اكوروم، اوكسيروس ايكبي، سترونجيلويد واستري.

Introduction

Le cheval est un grand mammifère domestique ongulé de la famille des équidés, domestiqué il y a 5 500 ans. Il joue un rôle économique et social considérable (Rahal *et al.*, 2009). Il est parmi les animaux les plus chéri de l'homme. Il représente la noblesse par excellence, il est associé à toutes les conquêtes humaines (Vulic *et al.*, 2010). Il est omniprésent dans le transport, l'élevage et le commerce, l'utilisation militaire, l'équitation éthologique, l'équithérapie, le sport et loisir, les travaux industriels et agricoles, production de biens de consommation, et certaines utilisations traditionnelles. On compte plus d'une cinquantaine de races bien standardisées (Vulic *et al.*, 2010).

Le cheval est un animal sensible au stress, à la solitude, à la mal traite, aux carences alimentaires etc.... Tous ces facteurs favorisent l'apparition et de tic et l'expose au parasitisme. Les parasites digestifs représentent une source d'inquiétude chez les propriétaires équins et leur vétérinaires grâce, notamment les helminthiases qui sont redoutables pour la santé de cet équidé noble. Les strongles représentent un facteur de risque majeur dans les pathologies intestinales des équidés. Ces parasites provoquent des coliques, des diarrhées chroniques, de la fièvre, des lésions de vaisseaux sanguins ou de la paroi intestinale, des démangeaisons au niveau de l'anus, amaigrissement et d'hémorragie qui peut aller jusqu'à la mort (Kilani *et al.*, 2003). Les principaux parasites responsables à ces pathologies sont les grands strongles (*Strongylus vulgaris*, *S. edentatus*, *S. equinus*), les petits strongles ou cyathostomes, les ascaridés (*Parascaris equorum*, *Oxyuris equi*), les cestodes (*Anoplocephala perfoliata*, *A. magna*, *P. mamillana*), les myiases digestives (*Gasterophilus intestinalis*) (Ziam, 2017). Les grands strongles sont responsables de 2 à 10 % des coliques des chevaux et dont 80 % des cas sont dues à *S. vulgaris* (Kilani *et al.*, 2003).

La lutte contre les helminthiases des chevaux est essentiellement fondée sur l'utilisation d'anthelminthiques, soit en traitement, afin de limiter voire à éliminer le risque d'infestation des animaux, soit chimio-prévention. Cette dernière vise la réduction des populations parasites chez les animaux et dans le milieu extérieur, jusqu'à un seul suffisamment bas, pour empêcher les manifestations pathologiques ou les pertes de production. Cette limitation devant en outre être compatible avec l'acquisition d'une immunité protectrice dans le troupeau (Kilani *et al.*, 2003). La réussite d'un programme de traitement et/ou de prophylaxie, nécessite une parfaite connaissance des différents genres,

espèces, leurs cinétiques, site de localisation ainsi que leurs effets pathologiques (Kilani *et al.*, 2003).

Ainsi l'objectif de notre étude vise à quantifier et identifier le parasitisme digestif dans 3 élevages de chevaux, par l'emploi de la technique de Mac Masters et méthode de Baermann vivant dans la commune de Soumâa, Wilaya de Blida. Les résultats quand a trouvé sont :*Strongylus spp*,*P.equorum*,*Triodontophorus spp*,*Cyathostoma spp*,*S.westeri*, ainsi que larve de *P.equorum*.

I. Etude bibliographique

I.1. Cheptel équins (chevaux) en Algérie

Le cheval est un grand mammifère herbivore et ongulé, appartenant aux espèces de la famille des Equidés. Le cheval fut le dernier animal (avec le dromadaire) à être domestiqué avec succès par l'homme. La vigueur, la méfiance et l'agressivité des chevaux sauvages ont sans doute été longtemps dissuasives (Agoutin, 2004).

I.1.1. Taxonomie

Le cheval est un animal qui appartient à l'embranchement des *Chordata* (lamelle cartilagineuse d'origine mésodermique), au sous embranchement des *Vertebrata* (possédant des vertèbres), à l'Ordre des *Périssoactyle* (nombre impair de doigts), à la Famille des *Equidae* (cheval, âne et zèbre) et au genre *Equus* (http://animaux.org/cheval_domestique.htm).

I.1.2. Définition de la race

Les chevaux peuvent être regroupés et classés en fonction de leur race. La race est l'ensemble des animaux de même espèce, présentant des caractères communs. Les races sont généralement divisées en trois grandes catégories : les chevaux de trait destinés à la traction, les chevaux de selle destinés à être montés (y compris chevaux de sport pour le haut niveau) et les poneys (Sevestre et Rosier, 1991).

I.1.3. Critères d'identifications de la race

Le choix des races basés sur des données spécialisées au standard de race. Le standard de la race est l'énumération de ces caractères selon le modèle, le format, la robe, les aptitudes (course, le saut, le dressage, l'endurance...) et le caractère de l'animal (calme, fougueux, docile...). Le standard de la race est la résultante d'une adaptation de l'espèce par apport à son milieu, mais aussi selon la volonté de l'homme (Rahal *et al.*, 2009). On retient 4 critères pour standardiser une race à savoir la taille, la corpulence, la forme de la tête et l'arrière main.

I.1.4. Races de chevaux en Algérie

La filière équine connaît un développement considérable sur les dernières années, aussi bien en nombre de chevaux existants, qu'en nombre d'éleveurs et de pratiquants de l'équitation. Plus de 256.000 chevaux vivent sur le territoire Algérien (selon les derniers recensements du Ministère Algérien de l'Agriculture en 2012). Ces données ne reflètent que partiellement la réalité puisque aujourd'hui, de nombreux équidés échappent à ce recensement. L'Algérie est ainsi classée au deuxième rang après la Tunisie des pays du Maghreb en termes d'effectifs d'équidés (Rahal *et al.*, 2009). L'Algérie abrite 5 races de chevaux importantes de par leur utilisation et leur effectif : Barbe, Arabe-Barbe, Pur-sang Arabe, Pur-sang Anglais et le Trotter Français et un séisme race à la voie de caractérisation «le selle algérien»(Rahal *et al.*, 2009). La répartition de la population équine intéresse les différentes régions de l'Algérie avec les trois quarts de l'effectif répartis essentiellement dans les hauts plateaux, à l'instar des wilayas de Tiaret, Laghouat, Djelfa, Mascara, Saida et El-Bayadh (Rahal *et al.*, 2009).

Race Barbe

Le cheval Barbe est originaire du Maghreb. Il a été appelé d'abord barbare et ce n'est qu'en 1534 que la dénomination Barbe est apparue. C'est un cheval polyvalent, docile et endurant qui s'adapte facilement à différents climats aussi bien dans les pays du berceau de la race (Algérie, Maroc, Tunisie et Lybie), que dans les pays où il a été longtemps exporté, en Europe aussi bien qu'en Afrique subsaharienne. Le Barbe est un cheval d'équitation traditionnelle par excellence (fantasia)(OMCB., 1989, El-Kohen., 2006).

Arabe Barbe

Est une race de chevaux de selle originaire du Maghreb. Issu du croisement entre l'Arabe et le Barbe, il est réputé mieux conformé est plus sportif que ces deux derniers. L'Arabe-barbe est un cheval de selle commun en Afrique du Nord, employé notamment pour les fantasias.

Arabe

L'Arabe se différencie du Barbe en étant plus léger, présentant plus de sécheresse et de finesse, une encolure plus allongée et peu épaisse, un profil de la tête rectiligne ou concave, une queue courte et attachée haut et une croupe plus horizontale(Gaudois, 1989).

Pur-sang Arabe

C'est l'une des plus anciennes races pures connue. C'est un Cheval de la rude civilisation du désert sélectionné dans les pays du Proche-Orient, sur des critères de souplesse, maniabilité, résistance, légèreté et surtout beauté (Rahal *et al.*, 2009).

Pur-sang Anglais

L'Anglais est né de la passion des Anglais pour les courses de chevaux. L'introduction de cette race en Algérie, remonte au 19^{ème} siècle. Sélectionné uniquement sur son aptitude à la vitesse, ce cheval rapide et nerveux. Sa physionomie est proche de celle du cheval Arabe mais en plus long et plus fort (Rahal *et al.*, 2009).

Race Trotteur Français

Issue du croisement Pur-sang Anglais avec des chevaux Normande. Il est caractérisé par une tête rectiligne. L'épaulement, est à l'origine assez droit, devient plus incliné, permettant un geste d'avant-main plus étendu, la taille est moyenne. C'est un cheval à forte compacité. Les robes sont le plus souvent bai ou alezane. Les chevaux de cette race, considérés comme inaptes à la course (Rahal *et al.*, 2009).

Le règne animal regroupe de nombreux embranchements dont celui des nématelminthes, des plathelminthes (cestodes), et des arthropodes qui comportent l'essentiel des parasites intestinaux du cheval.

I.2. Parasites digestifs des chevaux

Les helminthiases des chevaux sont des parasitoses dues à la présence et au développement de larves et de vers adultes dans le tube digestif (œsophage, estomac, intestin grêle, gros intestin) et dans les organes annexes (foie, rate, pancréas). Ces stades parasitaires exercent leurs actions pathogènes soit dans la paroi digestive soit dans les vaisseaux sanguins ou les organes profonds au cours de leur migration. Ces affections sont le plus souvent contractées au pâturage, mais parfois aussi à l'écurie, et se traduisent par un mauvais état général et des troubles entériques, ainsi que par des coliques qui évoluent parfois vers la mort (Kilani *et al.*, 2003).

I.2.1. Importance économique des Helminthoses

Les helminthiases sont très répandues dans le monde des chevaux. Elles entraînent des pertes économiques importantes par les morbidités, retard de croissance et les mortalités surtout les grands strongles et les Ascaridés (Kilani *et al.*, 2003). Les strongles digestifs sont les plus redoutables à cause des mortalités aiguës causées par *Strongylus*. Les cyathostomines sont prédominantes et représentent plus de 80% de la population totale des strongles. Les larves de cyathostomes sont responsables d'une diarrhée fréquemment

mortelle. L'effet sur la croissance des animaux ainsi que sur leurs performances sportives est insidieux (Kilani *et al.*, 2003).

I.2.2. Classification des helminthes des chevaux

Les helminthes des chevaux appartiennent à 3 classes importantes. Les nématodes, les cestodes et trématodes. Les nématodes parasites des chevaux appartiennent à trois ordres importants, les *Ascaridida*, les *Rhabditida* et les *Strongylida*, qui sont des vers pourvu d'une cuticule élastique. Médicalement, ils représentent un groupe de parasites redoutable pour les chevaux mis à l'herbe (tableau 2).

Tableau 1. Strongles digestifs des chevaux et leur localisation (Kilani *et al.*, 2003).

Famille	Sous /Famille	Genre	Localisation des adultes	Symptomes
Strongylidae	Strongylinae	<i>Strongylus</i>	Colon/caecum	Hyperthermie Inappétence Diarrhée hémorragique Constipation Amaigrissement Anémie
		<i>Oesophagodontus</i>		
		<i>Triodontophorus</i>		
Trichonématidae	Cyathostominae	<i>Cyathostomum</i>		
		<i>Coronocylus</i>		
		<i>Cylicodontophorus</i>		
		<i>Gyalocephalus</i>		
Trichostrongylidae	Trichostrongylinae	<i>Trichostrongylus</i>	Estomac	
Ascaridés	*****	<i>Parascaris equorum</i>	Intestin grêle	
<i>Oxyuridae</i>	*****	<i>Oxyuris equi</i>	Rectum	
<i>Strongyloïdidae</i>	*****	<i>Strongyloides westeri</i>	Intestin grêle	
<i>Dictyocaulidae</i>	*****	<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>	Trachée et bronches	Bronchite chronique,toux profond

I.2.3. Cycle évolutif

Le cycle évolutif des *Ascaridida*, les *Rhabditida* et les *Strongylida* parasites digestifs des chevaux est de type direct. Les œufs excrétés dans les crottins par un équidé infesté muent en larves du stade 1 en 24 à 48 h. La larve du stade 1 mue en larve du stade 2 puis en larve du stade 3 (forme infestante) au bout de 6 à 8 jours, chez les *Strongylida* (Dipitero, 1989) et les *Rhabditida* (Kilani *et al.*, 2003; Dipitero., 1989). Chez les *Aascarida*, le développement de L₁ jusqu'au stade larvaire L₂ se fait dans l'œuf, ensuite la larve bloque son développement, la reprise de développement se fait après son ingestion par un cheval (Austin *et al.*, 1990). La phase endogène commence par l'ingestion de L3 pour les

Strongylida et l'oeuf contenant 1 L₂ pour les *Ascarida*. En L₃ des *Rhabditida* infeste le cheval par voie per cutanée (Kilani *et al.*, 2003).

Phase endogène de, Ascaridida, *Parascaris equorum*

Dans l'intestin grêle ou dans le caecum, la larve L₂ grâce à une petite dent céphalique perfore la coque de l'œuf. Ensuite via la voie sanguine, elle parvient au foie après avoir traversée la paroi intestinal, le péritoine. Le foie est rapidement atteint en moins de 24 h. Les larves séjournent pendant quelques jours et mue en larve L₃ et migre vers les poumons via la voie sanguine. Les larves traversent les alvéoles, gagnent les bronchioles, la trachée puis le pharynx où elles sont dégluties. On parle de migration trachéale "le retour à l'intestin grêle se produit environ un mois après ingestion des œufs embryonnés". Au niveau intestinal, les larves muent en L₄ puis en pré-adulte et enfin en adultes. La période prépatente est de 90 jours pour *Parascaris equorum*(Kilani *et al.*, 2003).

Phase endogène de, Rhabditida, *Strongyloides westeri*

Après pénétration des L₃ par voie percutanée, elles entreprennent des migrations tissulaires complexes. Les L₃ par voie lymphatique gagnent la veine cave, puis le cœur droit et parviennent aux poumons. Au niveau pulmonaire, elles muent en larves L₄, ces dernières suivent une voie trachéale et sont dégluties pour parvenir dans l'intestin grêle où elles se transforment en femelles parthénogénétiques qui pondront des œufs embryonnés. L'infestation par ingestion des L₃ est possible mais les migrations semblent nécessaires. Outre la migration trachéale, certaines larves s'arrêtent au cours de leurs migrations en divers tissus et organes y demeurent quiescentes et peuvent reprendre leurs migrations pour devenir adultes dans l'intestin grêle ou pour passer dans le colostrum et le lait chez les femelles en lactation, permettant l'infestation des nouveaux nés (Kilani *et al.*, 2003).

Phase endogènes de, Strongylida, *Strongylus sp*

S. vulgaris

L'ingestion de la larve infestante par un équidé est suivie par la perte de sa cuticule au bout de 1,5 h sous l'action des sucs gastriques. La figure 1 montre les différentes étapes de migration de *S. vulgaris*. La larve pénètre dans la muqueuse du gros intestin au bout de 1 à 3 jours post-infestation. Elle mue en larve du stade 4 au bout de 7 jours après infestation et envahie la sous muqueuse des artérioles. Elle migre vers les artères caecales et du colon au bout de 14 jours et parvient aux artères mésentériques au bout de 21 jours. Elle séjourne dans les artères mésentériques où elle poursuit son développement jusqu'au stade adulte. Ce dernier migre vers la paroi du gros intestin via la lumière des artères. Des nodules entourent, le ver au niveau des artères du gros intestin. Cette phase se déroule en 3 à 4

mois. Le ver s'échappe du nodule et se retrouve dans la lumière intestinale au bout de 6 à 8 semaines. La période prépatente de *S. vulgaris* est de 6 à 7 mois (Kilani *et al.*, 2003).

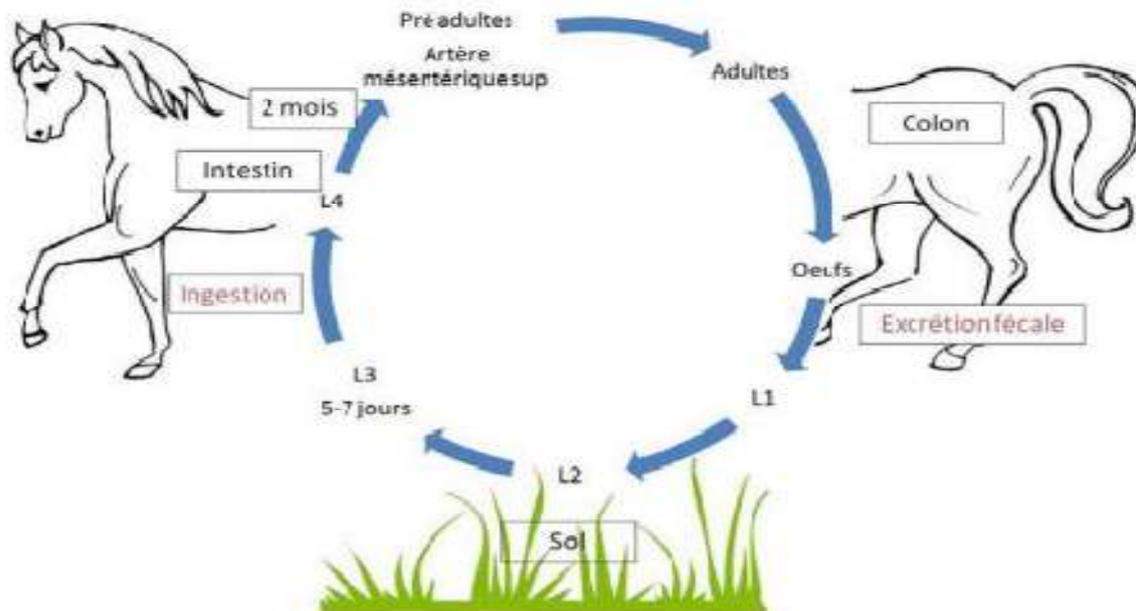


Figure 1. Cycle biologique de *Strongylus vulgaris* (Lajoix-Nouhaud, 2011)

S. equinus

La figure 2 montre les différentes étapes de migration de *S. equinus*. L'infestation de l'hôte par la larve de *S. equinus* est suivie par la perte de sa cuticule au niveau de l'intestin grêle, ensuite elle envahit la paroi du gros intestin où elle s'encapsule et mue en larve du stade 4 au bout de 4 semaines. La larve du stade 4 quitte le nodule et pénètre dans la cavité péritonéale. La larve parvient au foie au bout de 19 jours ou elle séjourne pendant 12 semaines. Cependant, après 4 semaines de séjour hépatique, la larve effectue des migrations dans le parenchyme et à la surface hépatique. Elle migre vers le pancréas via le ligament hépatique entre la 12^{ème} et la 17^{ème} semaine après infestation. Au bout de 15 semaines, la larve atteint le stade de jeune adulte. Il migre de nouveau vers la paroi du gros intestin où il forme des nodules. Neuf semaines après la formation de nodules, le ver adulte mûr immerge dans la lumière du gros intestin. La période prépatente de *S. equinus* varie entre 255-265 jours. Certains jeunes adultes de cette espèce migrent vers d'autres organes tels que la région péritonéale des flancs, graisse perirénale, diaphragme et l'omentum (Kilani *et al.*, 2003).

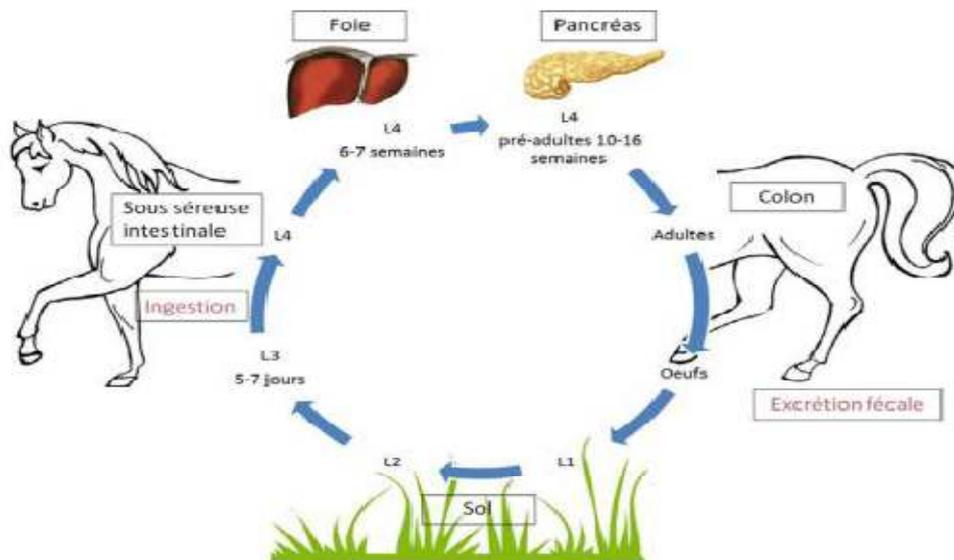


Figure 2. Cycle biologique de *S. equinus* (Lajoix-Nouhaud, 2011)

S. edentatus

L'ingestion du stade 3 de *S. edentatus* est suivie par la perte de la cuticule de la larve infestante. La figure 3 montre les différentes étapes de migration de *S. edentatus*. Cette dernière envahit la muqueuse de la portion terminale du jéjunum et de l'iléum et la portion ventrale droite du colon et du caecum. La larve migre vers le foie via le système portal durant 2 jours. Au niveau hépatique la larve mue au stade 4 au bout de 11 à 18 jours. Vers le 30^{ème} jour post-infestation, la larve effectue des migrations hépatiques. Elle a été observée au niveau du ligament hépatorénal. D'autres localisations erratiques de la larve ont été observées telles que la région péritonéale des flancs, le rein, l'omentum, le diaphragme et le pancréas. Le stade 4 mue au stade de jeune adulte au bout de 13 à 15 semaines. Les jeunes adultes migrent vers la séreuse intestinale au bout de 3 à 5 mois où ils forment des nodules hémorragiques qui s'ouvrent dans la lumière intestinale et libèrent les jeunes vers. La période pré-patente est de 11 mois (Kilani *et al.*, 2003).

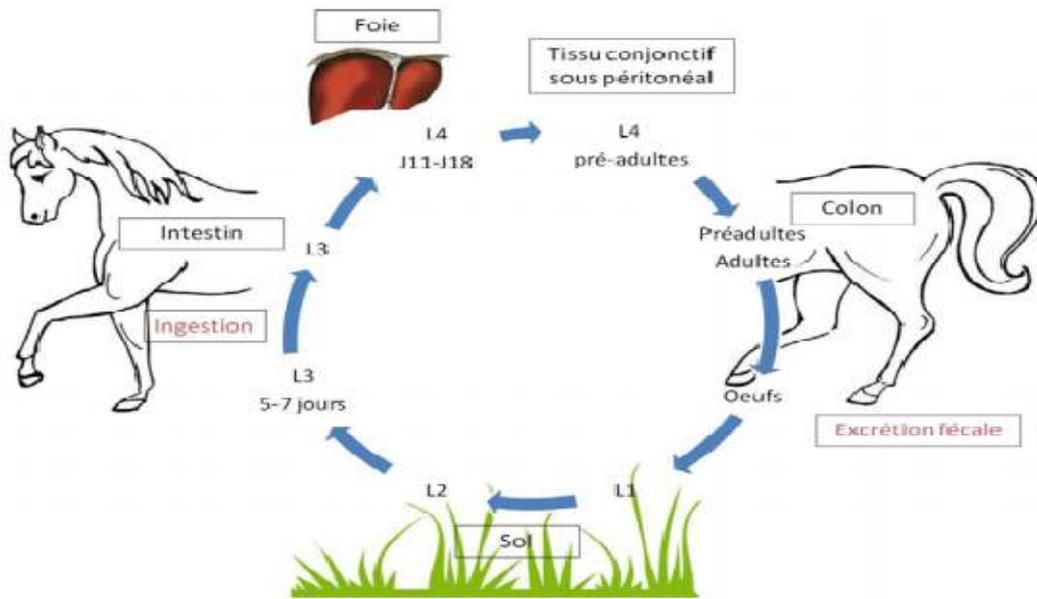


Figure 3. Cycle biologique de *S. edentatus* (Lajoix-Nouhaud, 2011)

Cyathostominés

Après dégainement les larves s'enfoncent dans les glandes de Lieberkühn des parois iléale, caecale et colique. La figure 4 montre les différentes étapes de migration de Cyathostominés. Certains pénètrent jusqu'à la sous muqueuse voir la musculuse. Elles muent en larves L4, après un bref séjour intra pariétal de 2 semaines, les larves L4 regagnent la lumière intestinale et muent en pré adultes puis en adultes. La période pré-patente est de 2 à 3 mois (Kilani *et al.*, 2003).

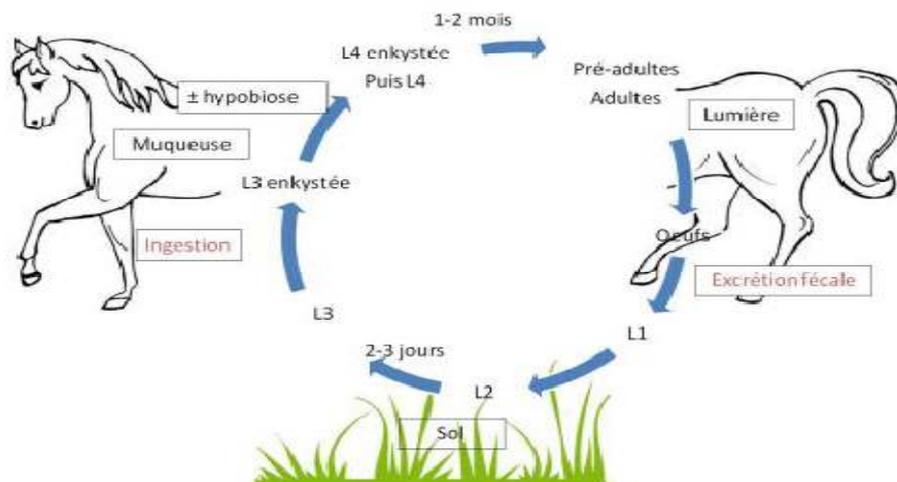


Figure 4. Cycle biologique de Cyathostominés (Lajoix-Nouhaud, 2011)

Trichostrongylus axei

Après l'ingestion de la larve du stade 3 infectante par l'hôte, celle-ci se libère de sa gaine protectrice sous l'action du pH et de la composition chimique du rumen et de la caillette. Elle mue rapidement en larve du stade 4 qui pénètre profondément dans les glandes de la

paroi digestive ou dans les espaces entre les villosités intestinales. Les larves du stade 4 qui regagnent la lumière digestive muent pour donner les larves juvéniles (stade 5). Après acquisition de la maturité sexuelle, les mâles et les femelles s'accouplent et ces dernières pondent des œufs rejetés avec les fèces de l'hôte. La période pré-patente se situe entre 2 à 3 semaines (Kilani *et al.*, 2003).

I.2.4. Pathogénie

Les strongles digestifs exercent des actions pathogènes variées sur l'hôte au cours de leur développement. Ces actions sont traumatiques ou spoliatrices ou reliées à l'élaboration de substances toxiques ou antigéniques. **L'action traumatique** est due à la pénétration ± profond des larves dans la paroi provoquant la compression et la disjonction des assises cellulaires et l'occlusion des glandes. Les adultes déchirent avec leurs lancettes et crochets la paroi digestive pour se nourrir de sang. Ils se plaquent intimement à la paroi et s'enfoncent entre les villosités et dans les cryptes glandulaires provoquant leur abrasion (Kilani *et al.*, 2003). **L'action chimique** est due aux protéases, sécrétées par les larves et les vers adultes, qui provoquent une digestion et de dissolution des tissus. Ils secrètent des cathepsines (cystéines protéases) qui hydrolyse la trame conjonctive de l'épithélium stomacale et les capillaires sanguins. De plus d'autres enzymes phospholipase C et des peptidases qui provoquent la lyse cellulaire et la digestion de protéines sanguines (Kilani *et al.*, 2003). **L'action antigénique** est provoquée par les liquides parasitaires libérés après dégainement des différents stades larvaires. Chez les Ascaridés, les liquides les substances protéiques contenus dans les liquides de la cavité générale des vers ont une action locale sur la muqueuse intestinale sur les terminaisons nerveuses. Certains constituants somatiques ont également un pouvoir antigénique en particulier à la surface du ver lors de sa croissance. La réaction de l'organisme à ces antigènes peut être exacerbée et aboutir à des phénomènes inflammatoires, choc anaphylactique, nocifs plus ou moins étendus (Kilani *et al.*, 2003).

La dictyocaulose est due aux actions irritatives et mécaniques au niveau des bronches et des bronchioles. De l'action irritative, due à la présence des parasites et à leurs mouvements sur l'épithélium, résulte une inflammation catarrhale des voies aérifères. Le mucus abondant entoure les amas de parasites, de taille relativement importante. **L'action irritante** est à l'origine de la toux et de la dyspnée par excitation du nerf pneumogastrique, alors que les bouchons « mucovermineux » aggravent la dyspnée et provoquent les accès de suffocation et les lésions d'emphysème et d'atélectasie (Dekkak, 2003).

Chez les animaux plus âgés, qui ont eu des contacts infestants antérieurs, et qui sont soumis à des ré infestations massives. Dans ce cas, l'arrivée des larves L4 dans les poumons provoque des phénomènes d'anaphylaxie locale, dont les conséquences sont l'œdème pulmonaire responsable des symptômes observés, l'élimination d'une proportion importante de ces larves et l'inhibition d'une majorité de celles qui auraient échappées à cette expulsion (Dekkak, 2003).

I.2.5. Immunité

L'immunité vis à vis des *Strongylida*, des *Rhabditida* et des *Ascaridida*, se développe suite aux infestations répétées au cours de la première ou des premières saisons de pâture des chevaux. Cette immunité est entretenue par les reinfestations répétées au cours de la vie de l'animal. L'immunité contre les *Strongylida* consiste en une nette réduction des signes cliniques, des lésions artérielles et une réduction de 89 % des vers au niveau des nodules. Cette immunité acquise n'est ni absolue ni permanente. Le cheval développe une immunité après l'infestation ascaridienne. L'immunité est précoce au niveau pulmonaire alors qu'elle différée au niveau hépatique et digestif. Cette immunité joue un rôle fondamental dans la résistance d'âge observée l'immunité contre les *Rhabditida* est de nature allergique et s'opposent aux nouvelles pénétrations des larves à travers la peau. Cependant, cette immunité n'empêche pas les infestations massives (Kilani *et al.*, 2003).

I.2.6. Epidémiologie

Espèces affectées –Facteurs de réceptivité et de sensibilité

Ces affections sont spécifiques des équidés domestique, le cheval, l'âne et le mulet. Toutefois, elles sont aussi fréquemment retrouvées chez le zèbre. La race intervient surtout comme facteur de sensibilité, car les chevaux pur-sang sont cliniquement plus gravement atteints. L'âge constitue le facteur essentiel de réceptivité puisque les poulains et les animaux âgés de un an (yearlings) sont les plus intensément infestés, alors qu'au-delà de cinq ans ils n'hébergent plus qu'un nombre modéré de vers. Cependant, les juments suitées présentent dans leur tube digestif une population parasitaire plus nombreuse et plus prolifique. Tous susceptibles d'amoinrir la résistance immunitaire des chevaux adultes, profitent aux *Strongylida*, des *Rhabditida* et des *Ascaridida* comme, par exemple, le surmenage, les déficiences ou les déséquilibres alimentaires et la présence de maladies intercurrentes (Kilani *et al.*, 2003).

I.2.7. Symptomatologie

Strongylida

Les animaux vivants sur les pâturages sont porteurs d'infestations mixtes de grands et petits strongles. Les plus importants signes cliniques sont associés aux infestations massives. Cependant, chez les animaux âgés, les symptômes peuvent faire défaut. Les animaux présentent une hyperthermie, inappétence, apathie avec intermittence de diarrhée et de constipation due à la migration des larves de grands strongles et apparition de coliques digestives (Kilani *et al.*, 2003).

Strongylose artérielle

Elle se manifeste par des coliques congestives signées par une conjonctive injectée de sang, diarrhée hémorragique ou constipation. On enregistre certaines modifications hématologiques : anémie normocytaire, leucocytose modérée typique de la phase de migration des larves avec déviation à gauche et neutrophilie lors d'infestation par *S. vulgaris*. L'éosinophilie sanguine est indicative d'une strongylose larvaire typique subaiguë. La strongylose est caractérisée par une augmentation des protéines totales. Diminution du ratio albumin-globuline relative à la diminution de l'albumine et une augmentation des globulines alpha et bêta (Kilani *et al.*, 2003).

Strongylose péritonéale

Elle est due à la migration *S. equinus* et *S. edentatus*. Elle se manifeste par des coliques d'origine hépatique ou pancréatique parfois on note une anorexie et amaigrissement. *Strongylus edentatus* entraîne des coliques aiguës avec une douleur vive au niveau du flanc droit. L'animal porte son membre vers le flanc droit et marche en crabe (Kilani *et al.*, 2003).

Cyathostomose larvaire

Elle fait suite à la sortie massive et brutale des larves de la paroi intestinale à la fin de l'hiver. Les larves des Cyathostomes provoquent une diarrhée violente colorée rouge qui devient continuelle avec des coliques intenses. On note de la déshydratation rapide qui peut évoluer vers la mort. Fréquemment Cette forme de strongles évoluée vers la forme chronique qui dure plusieurs mois avec la diarrhée intermittente, cachexie progressive, anémie plus au moins nette avec une issue fatale (Ogbourne, 1978).

Ascaridida

Lors d'ascaridioses larvaires du poulain, Les signes respiratoires, souvent peu caractéristiques. Les signes cliniques sont dominés par une toux chronique et un jetage muco-purulent. Les complications bactériennes sont plus fréquentes (Kilani *et al.*, 2003).

Lors d'ascaridiose imaginaire, les symptômes généraux sont la dégradation de l'état général, amaigrissement, appétit irrégulier et de l'asthénie. La peau est sèche, le poil est piqué et des zones de dépilation diffuse. Chez le veau, une odeur butyrique de l'haleine est souvent décrite. Chez le poulain et le porcelet on observe des crises épileptiformes. Ralentissement de la croissance. En l'absence de traitement et lors d'infestation massive, les animaux deviennent rachitiques et présentent parfois des déformations osseuses (Kilani *et al.*, 2003).

Les symptômes digestifs sont caractérisée par une diarrhée avec parfois des périodes de constipations. On observe régulièrement des coliques avec possibilité d'obstruction intestinale par une pelote d'ascarides. Cette obstruction se traduit par des coliques et des vomissements. L'occlusion se complique parfois d'une perforation intestinale. En l'absence de traitement chirurgical, l'animal meurt en quelques jours. Une autre complication résulte de la libération de toxines par les ascarides et ou de la mise en place de phénomènes d'hypersensibilité. Cette complication se traduit par un sub-ictère, diarrhée fétide, coliques et mort possible (Kilani *et al.*, 2003).

Rhabditida

Chez les chevaux adultes, l'infestation par *S. westeri* demeure asymptomatique. Cependant des cas mortels ont été rapportés chez les poulains. Les strongyloïdoses se traduisent par des troubles digestifs correspondant à la présence des anguillules adultes intestinales associées parfois à des troubles généraux évoquant une maladie infectieuse, mais aussi d'autres signes traduisant la migration des larves. Lors de fortes infestations par les anguillules digestives, on constate une dysenterie accompagnée d'un arrêt de la croissance, amaigrissement rapide, anorexie, de l'anémie parfois des vomissements, de la déshydratation, cachexie, grincement de dents et de l'hyperthermie chez les poulains. Au niveau cutané, On constate des éruptions cutanées accompagnées de démangeaisons frénétiques au niveau des membres d'environ une demi-heure avec parfois un œdème persistant pendant plusieurs semaines. Les œufs ont été retrouvés dans les crottins 4 à 5 jours après le début des lésions cutanées (Dewes, 1989).

Dictyocaulose

Dégradation de l'état général qui fait suite à une diminution de l'appétit et les signes fonctionnel sont ceux d'une bronchite chronique : toux profonde, sèche répétée, persistante, rebelle au traitement classique et une augmentation de la fréquence respiratoire. Chez les animaux âgés, on note un œdème pulmonaire et une pneumonie chronique. Les surinfections bactériennes peuvent hâter l'évolution et conduire à la mort (Dekkak, 2003).

I.2.8. Diagnostic des helminthiases digestives des chevaux

Epidémio-clinique

Il est difficile car les symptômes sont peu caractéristiques. Il est basé sur le type d'élevage la saison d'apparition de la maladie : printemps liée à l'émergence des L3 et L4. Le diagnostic est renforcé par l'apparition de l'anémie, la dépression de l'état général des animaux, la diarrhée irrégulière et les coliques (Kilani *et al.*, 2003).

Lors strongylose artérielle, la forme chronique ne présente pas de symptômes typiques. Cependant, les coliques de congestion sont spectaculaires. La palpation rectale de l'artère mésentérique craniale est à éviter car elle risque de provoquer la mobilisation du thrombus. On peut faire une exploration de l'anévrisme vermineux par la technique de l'artériographie "Doppler". Cependant, sa mise en œuvre et l'interprétation des résultats restent difficile en pratique. Pendant la strongylose péritonéale, l'hyperthermie ainsi que la douleur du flanc droit sont assez typique pour renforcer la suspicion. Lors de cyathostomose larvaire aigue la présence abondante de larves rouges "microscopie"

Le diagnostic de l'ascaridose est systématique chez les jeunes présentant un mauvais état général, quelques troubles digestifs. Le diagnostic est souvent facilité par l'expulsion des vers dans les fèces ou les matières vomis. La présence de dépilation et de prurit à la base de la queue et d'un enduit gris-brunâtre adhérent à la peau du périnée permet de poser le diagnostic de l'oxyuridose. Le diagnostic des strongyloïdoses est difficile. Il doit être évoqué lors de troubles diarrhéiques chez les jeunes animaux associé aux mauvaises conditions d'hygiène. Le diagnostic clinique de la dictyocaulose reste difficile, aucun signe particulier ne permet de suspecter la maladie. Cependant, une toux profonde, sèche répétée, persistante chez les chevaux vivants en promiscuité avec les ânes permet de suspecter la maladie (Dekkak, 2003).

I.2.9. Diagnostic différentiel

Le diagnostic différentiel est difficile car de nombreuses infections, parasitose et intoxication déterminent des troubles digestifs et généraux similaires, avec de l'anémie et par atteinte chronique de l'état général. Il faut garder à l'esprit la notion du poly-parasitisme (Kilani *et al.*, 2003).

I.2.10. Diagnostic de laboratoire

I.2.10.1. Coprologie

Dans les formes larvaires, la coproscopie n'est pas utile, la coprologie quantitative, en revanche, est nécessaire pour le diagnostic des formes imaginaires, mais elle présente des limites lors de l'interprétation des résultats. Elle n'est significative qu'à partir de 500 à 1000 opg et seulement pour renforcer une suspicion d'infestation par les Strongylida. En revanche, chez les Ascaridida, Oxyuridae la mise en évidence des œufs permet de poser le diagnostic de la maladie. Le diagnostic de confirmation de la dictyocaulose est la mise en évidence des L1 par la technique Baermann (Thienpont *et al.*, 1985).

I.2.11. Identification des œufs et larves

Les œufs de strongles ont un aspect caractéristique : forme ovoïde, taille de 70 à 90 µm environ, membrane fine et morula brunâtre volumineuse ne remplissant pas la totalité de la coque. La morphologie des œufs étant similaire pour les deux groupes de strongles, leur différenciation de certitude n'est pas possible en pratique que par l'examen des larves L3, après coproculture ; les résultats de cette dernière ne sont pas disponibles qu'au bout de 5 à 10 jours d'évolution des œufs (Thienpont *et al.*, 1985).

***Strongylus* spp**

Les œufs du genre *Strongylus* sont ovales et à paroi fine. Ils contiennent une morula faite de 8 à 6 cellules. La taille variée de 5 à 93 µm de long sur 48 à 52 µm de large. Ils sont difficiles à distinguer de ceux des autres strongles digestifs, mais son aspect serait plus globuleux que celui des *Cyathostoma* et *Triodontophorus* (Hendrix., 1998). Les larves L1 et L2 de type rhabditoïde sont non infestantes. Elles sont dépourvues de gaine protectrice et l'appareil valvulaire est moins développé chez les L2. Les larves L3 sont infestantes et sont, à la différence des L1 et L2, de type strongyloïde. Elles sont enveloppées d'une gaine et la queue, longue et flagelliforme, mesure environ 300 µm. La larve possède 16 à 32 cellules intestinales polygonales, plus ou moins bien définies suivant l'espèce (Euzéby., 1980).

Cyathostoma spp

Les oeufs de cyathostoma sont de forme allongée et ovoïde. Ils contiennent une morula faite de 8 à 16 cellules. La taille varie de 100 à 110 µm de long sur 40 à 45 µm de large (Euzeby., 1980). Les larves L1 et L2 sont non infestantes et sont de type rhabditoïde. Les larves L3, de type strongyloïde et de couleur rouge, sont infestantes et mesurent moins de 900 µm de long. Elles sont enveloppées d'une gaine munie d'une longue queue. Elles possèdent 8 cellules intestinales bien définies, ce qui permet de les distinguer de *Strongylus sp* (Euzeby, 1980).

Parascaris equorum

Les œufs sont presque ronds. Recouverts d'une couche externe épaisse d'aspect rugueux. Ils mesurent de 90 à 100 µm de diamètre. L'œuf contient une cellule. Des œufs avalés contiennent des larves L1 qui muent en larve L2 (15 µm de diamètre sur 300 µm de longueur) (Charlotte, 2014) elles restaurent huit jours dans les capillaires pulmonaires ou elles muent en larves L3 mesurent environ 430 µm. Elles entrent dans les alvéolaires pulmonaires ou elles muent en L4 mesurant 1,3 µm (Charlotte, 2014). Les larves de 2 mm deviennent, en quelque semaine dans l'intestin, des vers adultes de 20 cm capables de se reproduire.

Trichostrongylus axei

Œufs de taille moyenne de 70 à 108 µm de long sur- large 30 à 48 µm, contient 16 à 32 blastomères. Les larves L1 et L2 sont non-infestantes. L3 infestante.

Strongyloides westeri

Les œufs de *Strongyloides westeri* sont de forme ellipsoïde, à enveloppe mince, de 55 µm de long sur 30 µm de large. Les larves sont de type rhabditoïdes homozygotes, 0,2 à 0,3 de long.

Dictyocaulus arnfieldi

Les œufs mesurent de 80 à 100 µm de long par 50 à 60 et possèdent une paroi très mince et fragile. Une larve est complètement développée à l'intérieur. La larve de type strongyloïde, mesure 400 à 480 µm de long sur 20 µm de large, contenant de nombreuses granulations intestinales et un appendice conique caudal clair.

I.2.12. Traitement

I.2.12.1. Etiologique

Le traitement des formes imaginales (ascaridoses, strongyloses, dictyocaulose, oxyurose) est relativement facile et il suffit en général d'une seule administration du produit

anthelminthique choisi pour obtenir la destruction des adultes. En revanche, le traitement des affections provoquées par les formes larvaires «larves migratrices» est souvent plus difficile. Il est impératif de répéter le traitement à des périodes bien déterminées en relation avec la larve. Dans ce cas, deux protocoles de traitement donnent les meilleurs résultats : soit le fenbendazole à la dose de 7,5 mg/kg par voie orale pendant 5 jours de suite ou à une dose unique de 30mg/kg (Duncan *et al.*, 1998; Gracedieu, 2001), soit la moxidectine à la dose de 0.4 mg/kg par voie orale (Bauer *et al.*, 1998; Bairden *et al.*, 2001).

I.2.12.2. Symptomatique

Le traitement des coliques par des analgésiques et la réhydratation sont souvent indispensables et présentent un caractère d'urgence. L'utilisation de corticoïdes (dexaméthasone à 20 mg/animal/J) est proposée par certains auteurs pour le traitement des manifestations immuopathologiques des formes larvaires de la cyathostomose dictyocaulose, ascaridose (Kilani *et al.*, 2003).

I.2.13. Prophylaxie

Les traitements systématiques de tout l'effectif à partir de l'âge du sevrage sont indiqués pour limiter l'infestation des pâturages. Ils sont réalisés deux fois par an en règle générale, à 6 mois d'intervalle. Des traitements plus fréquents peuvent être administrés aux poulains et aux yearlings, lorsque les conditions climatiques font craindre une augmentation des risques d'infestation à la saison favorable. Il est impératif dans ce cas de respecter les règles de prévention de l'apparition d'une chimiorésistance aux anthelminthiques (Llyod *et al.*, 2000).

Le suivi coprologique périodique de tout l'effectif permet de déceler les individus les plus lourdement infestés, car la dispersion de la population parasitaire n'est pas homogène au sein du troupeau. Dans ce cas, le traitement systématique peut être ciblé et réservé à ces individus, ce qui contribue efficacement à éviter l'apparition de la chimiorésistance aux anthelminthiques.

Les mesures sanitaires concernent d'abord la gestion des pâtures avec pour règle principale de mettre ensemble les animaux du même groupe d'âge ; d'abord les juments suitées accompagnées de leurs poulains jusqu'à l'âge du sevrage ; ensuite les poulains sevrés et les yearlings, jusqu'à l'âge de 2 ans ; enfin les chevaux de plus de 2 ans (Kilani *et al.*, 2003).

Il convient de ne pas laisser paître plus d'un cheval à l'hectare pour éviter le surpâturage des zones très infestées par les larves L3. Le ramassage régulier des crottins est une mesure de plus en plus pratiquée par les éleveurs et elle contribue efficacement à l'assainissement

de milieu extérieur, tout en augmentant la surface utile de pâturage. Par ailleurs, le fumier doit être préalablement assaini par la méthode biothermique avant son épandage sur le sol. Enfin, il est parfois utile de pratiquer l'alternance du pâturage par des ruminants, qui ne sont pas réceptifs aux strongles des chevaux (mais à part *Trichostrongylus axei*) (Kilani *et al.*, 2003).

II. Matériels et méthodes

II.1. Présentation de la station de Soumâa

La Wilaya de Blida est située dans le tell central (centre-nord) de l'Algérie. Elle est limitée au nord par le massif algérois et au sud par l'Atlas Blidéen, à l'Est par la continuation de la plaine de Métidja et à l'Ouest par la continuation de l'Atlas Blidéen qui rejoint le mont de Chénoua. La commune de Soumâa est située au centre de la wilaya de Blida, à environ 8 km au nord-est de Blida et à 40 km au sud-ouest d'Alger. Située à 154 mètres d'altitudes par rapport au niveau de la mer, la position géographique de la région est de 36° 31' 00" de latitude Nord et 2° 53' 60" de longitude Est. La région de Soumâa s'étend sur une superficie de 18 Km² (Anonyme, 2017).



Figure 5. Carte géographique de la wilaya de Blida (Anonyme, 2017)

II.2. Climat

Selon la classification de Köppen-Geiger, la région est caractérisée par un climat de type méditerranéen subhumide, chaud et sec en été, froid et humide en hiver. Les précipitations annuelles sont de 699 mm. La température moyenne annuelle à Soumâa est de 17.8 °C.

Tableau 2. Températures moyennes et humidité relative durant les 5 mois d'études à Blida (<https://fr.climate-data.org/location/3562/>)

	Février	Mars	Avril	Mai	Juin
Température moyenne degrés Celsius	11,5	13 ,3	15,8	18,8	22,2
Humidité relative (%)	85	92	64	58	26

La région de Blida fait partie de la plaine de Mitidja limité au sud par la chaîne de montagne composé de l'Atlas Blidéen et le piémont. La Mitidja est un ensemble de terres très fertiles et à faibles pentes. La diversité des sols présente des aptitudes variées en matière de cultures. On y trouve des agrumes tels que la vigne, les orangés ainsi que le blé associé à des cultures fourragères, maraîchères. Dans la zone de l'Atlas Blidéen et le piémont, la végétation est composée de pins et de cèdres de l'Atlas pouvant atteindre 45 à 50 mètres de haut sur dix mètres de circonférence. Le piémont présente des conditions favorables au développement agricole (Anonyme, 2017).

II.3. Animaux d'études

Trois élevages de chevaux, composé des 2 sexes et différentes catégorie d'âge, ont été identifiés à Soumâa. Le choix des élevages est motivé par la collaboration des éleveurs. Les élevages sont constitués d'un mélange de 4 races Pur-sang arabe, arabe-Barbe, self français et Andalou. Les chevaux reçoivent une alimentation à base d'avoine, d'orge, de foin, d'herbe, de paille et des carottes. Les quantités des aliments distribuées varient en fonction de l'âge et des besoins physiologiques des animaux. Chaque cheval possède un livre signalétique dès sa naissance et le suivi médical et sanitaire est assuré par un Docteur vétérinaire.

II.4. Prélèvement et traitement des fèces

La collection des crottins a été réalisée individuellement pour chaque cheval et les prélèvements ont été faits une fois par mois. Les matières fécales ont été faite directement dans le rectum ou dans la partie supérieure des crottins, au moment de la défécation, n'ayant pas été en contact avec le sol, afin d'éviter leur contamination par des parasites ou éléments étrangers du milieu. Une quantité de 20 g de fèces ont été collectés avec un gant de fouille dont le retournement devient un sac de prélèvement. Les prélèvements sont acheminés vers le laboratoire de Biologie des populations et des organismes pour leur traitement, afin d'empêcher l'évolution des stades parasitaires émis, sans modifier leur morphologie.

II.5. Matériels de laboratoire

Différents types de matériel biologique ont été utilisé pour le traitement des échantillons de fèces : Microscope, loupe binoculaire, lames porte objet et lamelles couvre objet, lames de Mac Master (pour l'approche quantitative), pipettes (graduées et papeteur), béchers, éprouvettes graduées, verres à pieds, spatules, tubes à essais, tamis, balance, gants, gazes, appareil de Baermann, boîte de pétri .Et matériel non biologique : cheval, fèces.



Figure 6. Matériel utilisé pour le traitement coprologique des fèces de chevaux (BPO, 2018)

II.6. Examen macroscopique des fèces

Les fèces ont été examinées à l'œil nu, on s'intéresse à l'aspect des selles, la couleur, la consistance, la présence de mucus, de résidus alimentaires non digérés, parasites de grandes taille (ascaridés), de larves de mouches myasigènes etc.....

II.7. Examen à frais des fèces

On dilue sur une lame une pelletée de fèces dans 2 à 3 gouttes d'eau, on sépare les grossièretés, et on recouvre la préparation par une lamelle puis on examine au microscope au grossissement X5 X10 et X40 (Thienpent *et al.*, 1985).

II.8. Concentration et flottation

On pèse 5 g de matière fécale, qu'on dilué dans 60 ml d'une solution saturée de NaCl. Le mélange est trituré ensuite filtré à travers un passe à thé. Une partie de la suspension est transférée dans un tube à essai de 10 ml jusqu'à former un ménisque. Une lamelle couvre objet et déposée sur le tube. Après 10 min, la lamelle est montée sur une lame porte objet et on observe au microscope (figure 7). On utilise le grossissement le plus faible qui permet d'avoir sous les yeux un champ de diamètre maximal pour examiner toute la surface de la préparation lentement et systématiquement. Lorsqu'on suspecte des œufs, on passe aux grossissements 10 puis 20 pour identification du genre.

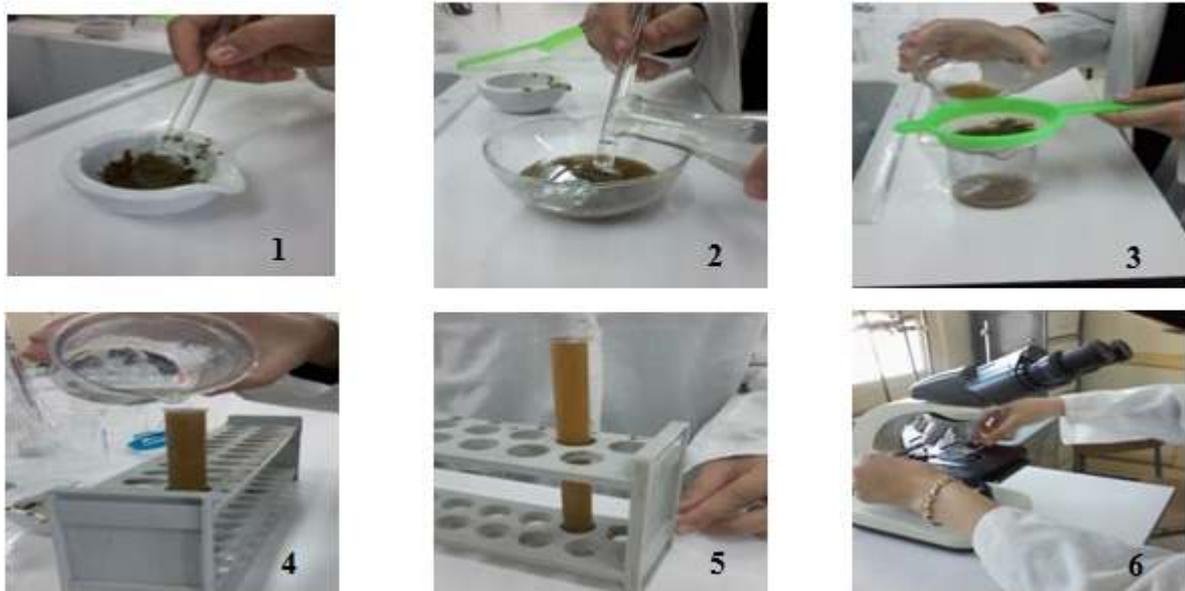


Figure 7. Différentes étapes de la technique de concentration et flottation (BPO, 2018)

II.8. Examen quantitatif

II.8.1. Méthode de Mac Master

C'est une méthode rapide, sûre et polyvalente permet de quantifier le nombre d'œufs présents par gramme de fèces. Le Comptage se fait grâce à un réseau matérialisé sur la lame supérieure de la cellule de Mac Master. Chaque réseau est divisé en 6 colonnes dont la largeur correspond à un champ microscopique, lorsqu'on observe à l'objectif X10, ce qui permet d'observer méthodiquement la lame (figure 8). Le réseau est un carré de 10 mm de côté et de 0,15 ml de volume. Volume total de la chambre = 0,5 ml. (MAAF., ?1986)

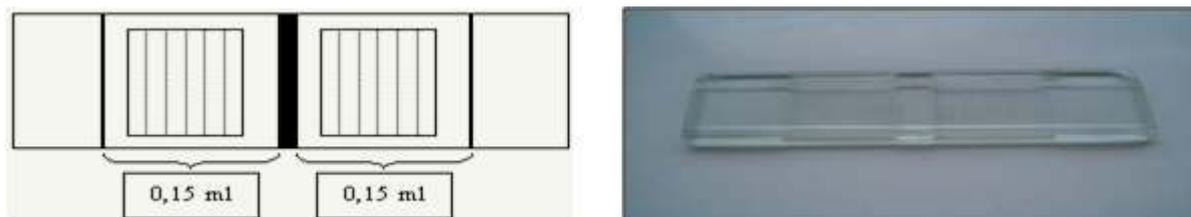


Figure 8. Schéma et photographie d'une lame de Mac Master (Bourdoiseau et Gounel, 1989)

Technique proprement dite

La suspension d'œufs obtenus dans la technique de flottation est transvasée dans deux bécher pour obtenir une homogénéisation des œufs dans la solution de flottation. A l'aide d'une pipette Pasteur, on remplit les deux chambres de la lame de Mc Master, on laisse la lame reposée 1-2 min pour permettre l'ascension des éléments parasitaires et on examine au microscope (figure 9). Pour obtenir une information plus représentative, il est conseillé de lire les deux chambres. Il suffira alors d'additionner les deux nombres d'œufs obtenus, et de multiplier ce dernier résultat par 50 ($OPG=N \times 50$; N= nombre d'œufs

comptés dans un quadrillage de numération), pour obtenir un résultat en OPG (œuf par gramme des fèces). Le nombre d'OPG obtenu dans l'analyse des fèces reflète le nombre d'œufs par gramme de matière fécale excrétée.

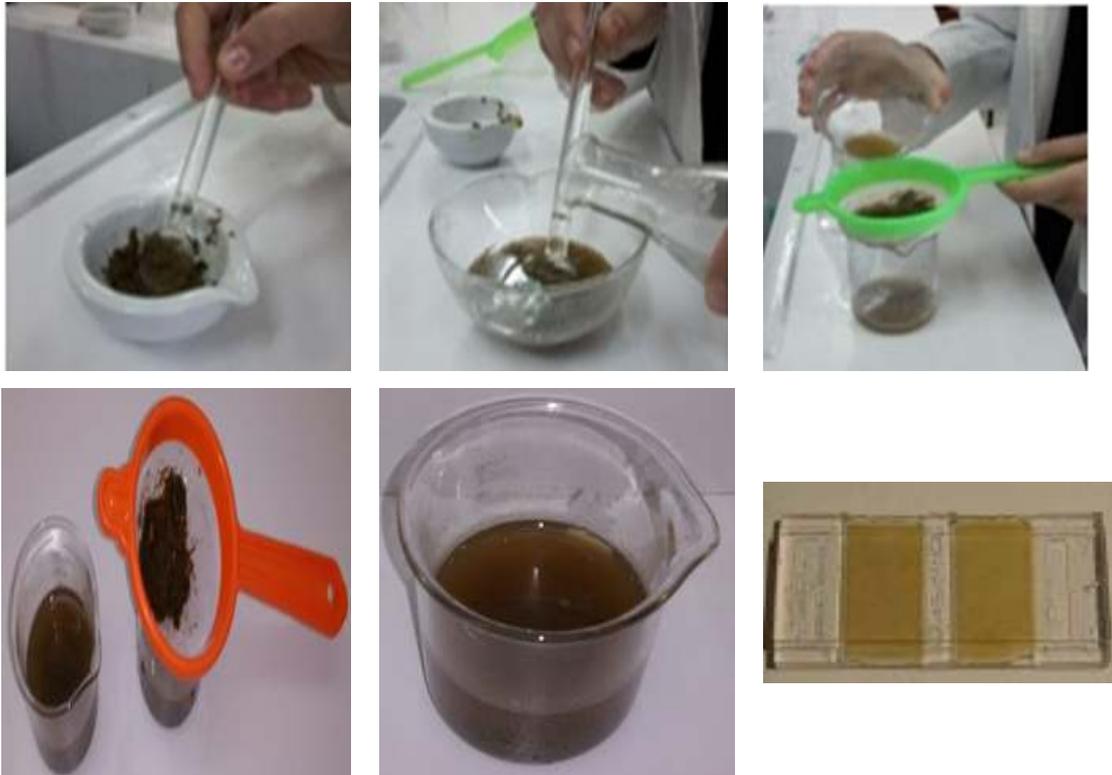


Figure 9. Différentes étapes de la technique de Mac Master

II.9. Coproculture

La coproculture parasitaire a pour but de laisser les œufs de parasites présents dans les fèces, se développer jusqu'au stade L3 qui permet d'identifier plus précisément les espèces de strongles présents. Le principe consiste à réaliser au laboratoire ce qui se passe dans les conditions naturels, c'est-à-dire à réaliser des conditions de température, d'humidité, d'oxygénation, de nutrition favorable à l'éclosion des œufs et au développement des larves.

On étale 10 à 20 g de fèces contenant des œufs de strongles dans un récipient avec une fermeture. On incube la coproculture à température du laboratoire pendant 15 à 21 jours. Chaque jour on contrôle l'état d'humidité de la coproculture. A défaut on humecte et on mélange périodiquement pour oxygéner. La récolte des larves se fait par la technique de Baermann.

II.9.1. Méthode de Baermann

C'est une technique d'enrichissement permettant de concentrer les larves. Ce procédé est basé sur le fait que les larves de nématodes coulent dans une grande quantité d'eau dans

laquelle il n'existe pas de tensions de surface. Pour que cette technique soit interprétable, il faut que les larves soient vivantes. On doit donc utiliser un prélèvement très frais (Chartier, 2001). Les fèces de la coproculture sont mises dans une gaze et placée dans le fond d'un passe thé (figure 10). Remplir l'appareil Baermann d'une solution saline physiologique à 25°C. Le passe thé est déposé sur les rebords de l'entonnoir. Compléter le niveau de saline de sorte que celui-ci affleure la partie inférieure du prélèvement. Laisser reposer pendant au moins 6 à 8 heures voir 24 h. Ensuite ouvrir le clamp et recueillir 10 à 15 ml du liquide dans un tube. Eventuellement centrifuger 10 minutes à 1500 tours/min et récolter le culot avec une pipette et déposer quelques gouttes prélevées au fond de la solution (ou du culot) sur une lame porte objet. Observer directement au microscope sans recouvrir d'une lamelle (x 10 et x 40).

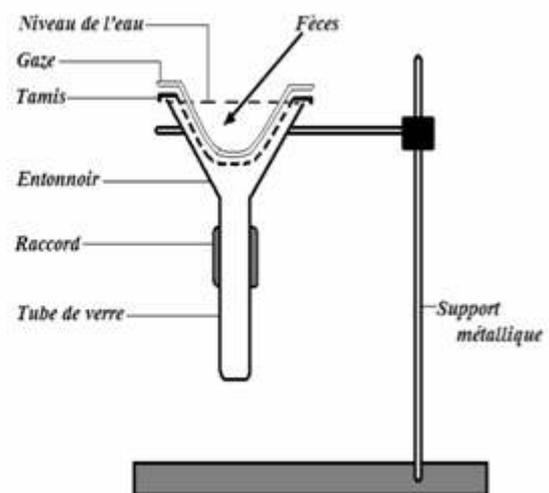


Figure 10. Appareil de Baermann, photo et schéma (Thienpont *et al.*, 1985)

II.10. Analyses statistiques

Le test Khideux d'indépendance nous a permis de comparer les OPG entre différents chevaux et entre les différents mois d'étude au sein de chaque élevage et entre les différents élevages.

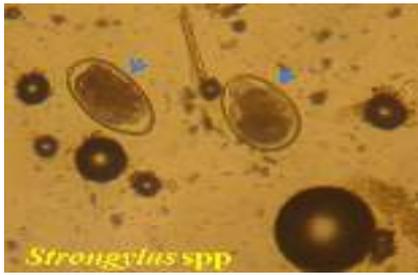
III. Résultats

III.1. Identification des parasites

Au cours de la période d'étude de Février à Juin , nous avons fait 3 sorties/mois/élevage soit un total de 15 visites de terrain. Et nous avons prélevé 22 chevaux soit un total de 110 échantillons de crottins. Nous avons identifié 6 genres de Parasites à savoir *Parascaris*, *Strongyloides*, *Strongylus*, *Triodontophorus*, *Trychostrongylus* et *Oxyuris*. Ces genres appartenant à chaque genre sont spécifiques pour l'espèce animale, il s'agit des espèces pathogènes pour les chevaux notamment *P. equorum*, *S. westeri*, *S. edentatus*, *S. vulgaris*, *S. equinus*, *Triodontophorus* sp, *T. axei* et *O. equis*. L'identification morphologique des œufs sont mises en exergues dans la figure 11.

Œufs

Critères morphologiques



Œuf de 75-93µm de long sur 41-54µm de large
Forme ovoïde :
Pôles égaux ou pratiquement égaux
Parois latérales égales, en forme bombées
Longueur du petit axe > à la moitié du grand axe
Coque mince à surface lisse
Morula avec un nombre limité de grands blastomères



Œuf de ± 100 µm de longueur
Presque sphérique
Brune à jaunâtre
Coque épaisse, albumineuse, couverte de petits points
Contient une morula
Morula peut se divisé en 2 cellules



Œuf de grande taille :
130-140 µm de long sur 40-45 µm de large
Ovoïde :
Longueur du petit axe est < à la moitié du grand axe
Pôles égaux ou à peu près égaux
Parois latérales bombées
Paroi lisse
Morula avec de grands blastomères noirs



Œuf de taille moyenne
100-110 µm de long sur 40-50 µm de large
Longueur du petit axe > à la moitié du grand axe
Pôles sont égaux
Parois latérales sont parallèles
Paroi lisse
Morula avec un nombre limité de grands blastomères



Œuf de petite taille
40-50 µm de long sur 30-40 µm de large
Ovoïde :
Parois latérales symétrique
Larges pôles égaux
Coque mince à surface lisse
Contient une larve grosse et courte



Long entre 20 à 40 cm de couleur gris blanc

Figure 11. Caractéristiques des œufs de nématodes digestifs identifiés chez les chevaux ainsi que *P. equorum*

III.2. Evolution des OPG individuel dans les 3 élevages

La figure 12 montre l'évolution des OPG individuel chez les chevaux de l'élevage_1 de Soumâa durant les mois d'étude. On remarque une grande variation dans la cinétique des OPG est les différents chevaux et entre les différents mois d'étude ($X^2= 49390$, p-value $<2.2e-16$). L'excrétion des OPG individuel a commencé à augmenter à partir de février pour atteindre un pic en mars suivi d'une chute brutale de l'excrétion des œufs en avril puis un 2^{ème} petit pic a été enregistré en mai suivi d'une nouvelle chute en juin (figure 12). Excepté Abibo qui a présenté un pic des OPG en février suivi d'une chute de l'excrétion des œufs en mars pour atteindre un taux des OPG très bas en avril suivi d'une légère reprise linéaire jusqu'en juin (figure 12). Les chevaux Kanzy et Souzaine ont montré un pic en mai suivi une chute des OPG en juin (figure 12).

La moyenne des OPG de l'élevage_1 a montré un 1^{ère} pic en mars suivi d'une chute en avril et une reprise de l'excrétion des OPG avec un 2^{ème} pic moins important en mai suivie d'une 2^{ème} chute (figure 12).

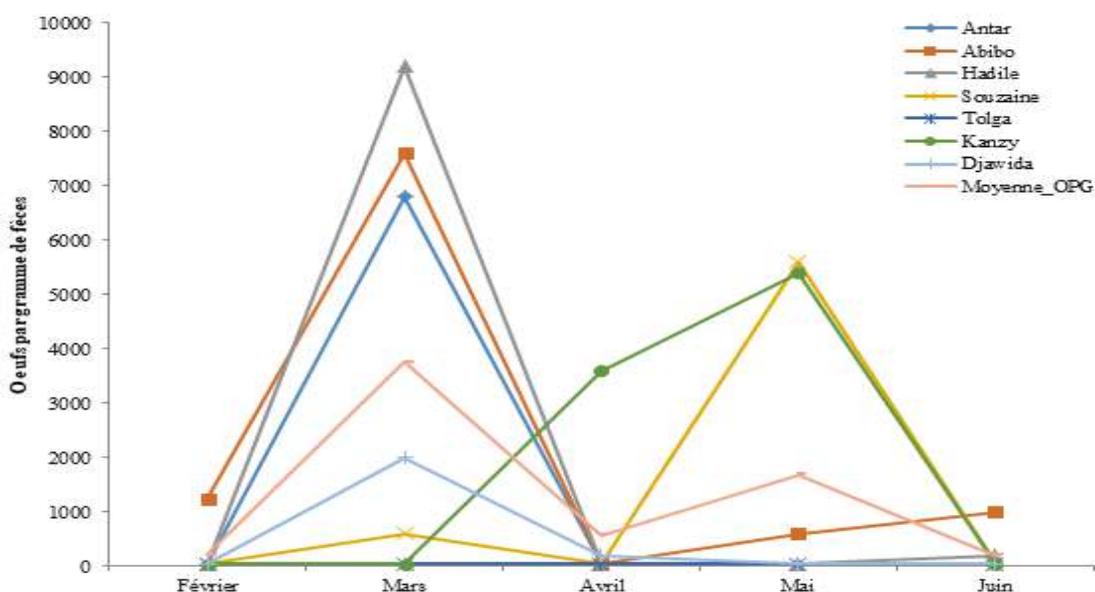


Figure 12. Evolution individuelle des OPG chez les chevaux de l'élevage_1 durant les mois d'étude à Soumâa.

L'évolution des OPG individuelle au niveau de l'élevage 2 est mise en exergue dans la figure 13. Nous avons trouvé une variation importante des OPG individuel entre les différents chevaux de l'élevage_2 et entre les différents mois d'étude ($X^2= 2387.2$, p-value $< 2.2e-16$). L'excrétion des œufs a commencé en février avec un pic d'excrétion en mars suivi d'une chute des OPG en avril ($X^2=1920.9$, p-value $< 2.2e-16$), cette chute a continué jusqu'en mai puis la cinétique des OPG a repris avec un nouveau pic en juin (figure 13).

Chez les chevaux Alma et Queurcy de launy, les OPG ont montré un peu pic en février suivi d'une chute de l'excrétion des œufs en mars, puis les OPG ont évolué en plateau avec un taux très faible jusqu'à juin (figure 13).

La moyenne des OPG des chevaux de l'élevage_2, a évoluée de février à juin avec un pic en mars suivi d'une chute en avril et l'excrétion des œufs a repris en juin ($X^2= 149.49$, p-value $<2.2e-16$,figure 13).

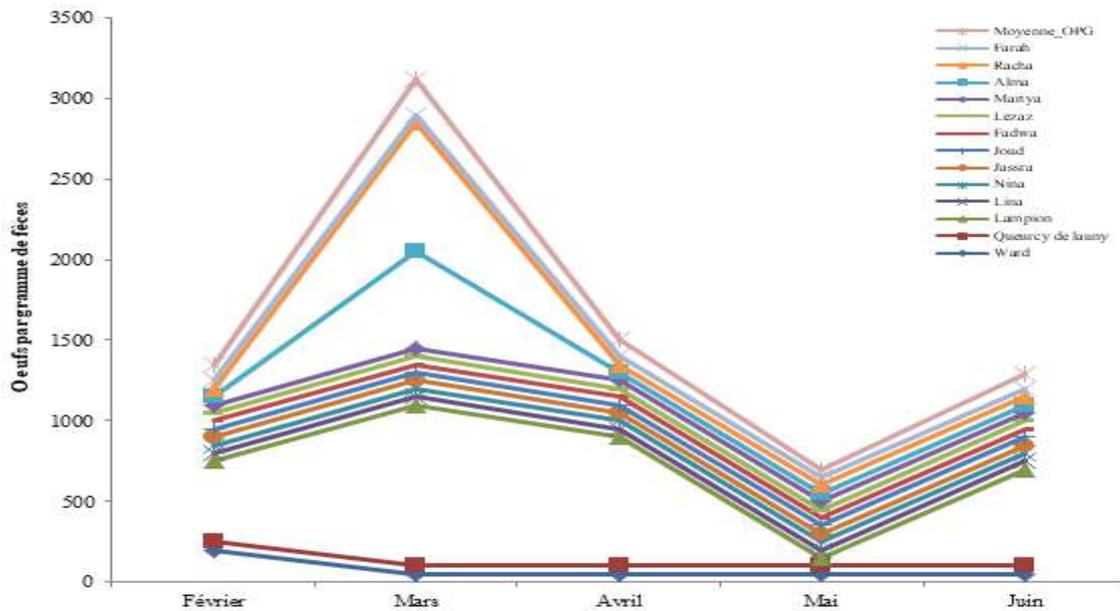


Figure 13. Evolution individuelle des OPG chez les chevaux de l'élevage_2 durant les mois d'étude à Soumâa.

La figure 14 montre l'évolution de l'excrétion des œufs de nématodes digestifs chez les chevaux de l'élevage_3. Dans cet élevage, l'excrétion des œufs a évolué de février à juin avec un pic en avril ($X^2= 744.93$, p-value $< 2.2e-16$, figure 14). Le cheval Souha a montré un taux d'excrétion des OPG le plus bas (figure 14).

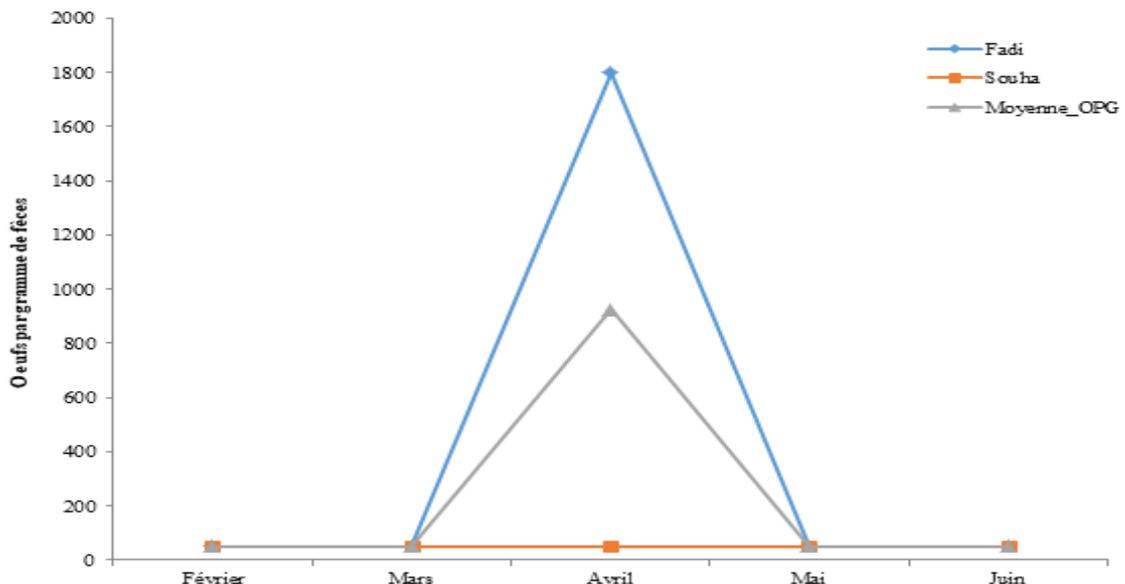


Figure 14. Evolution individuelle des OPG chez les chevaux de l'élevage_3 durant les mois d'étude à Soumâa.

III.3. Evolution des OPG au niveau des 3 élevages

L'évolution des OPG moyen dans les élevages de chevaux a été de février à juin avec un pic en mars ($X^2=10346$, p-value $<2.2e-16$) suivi d'une diminution drastique des OPG au cours du mois de mai suivi d'une deuxième pic en mai avec chute de l'excrétion en juin (figure 15). Les chevaux de l'élevage 1 ont excrété plus d'œufs que ceux de l'élevage 2 et 3 ($X^2= 986.48$, p-value $<2.2e-16$, figure 15).

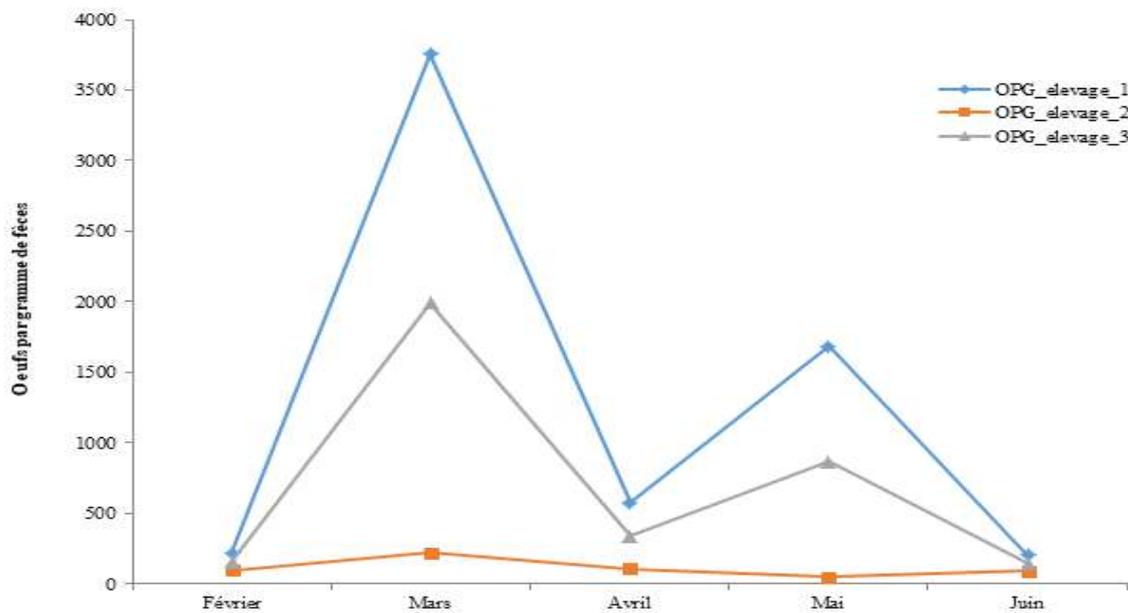


Figure 15. Evolution des OPG moyen dans les 3 élevages de chevaux durant les mois d'étude à Soumâa.

III.4. Identification des larves du stade 3

La coproculture des crottins des chevaux du mois de mai, nous a permis d'obtenir des larves du stade 3 de strongles digestifs de chevaux. Les larves obtenues étaient celle du genre *Cyathostoma* et *Trichostrongylus axei*.

IV. Discussion

Les premières pluies ont été enregistrées vers la fin octobre, par la suite la saison hivernale a été très arrosée et les pluies ont été enregistrées jusqu'à la fin mai et début juin. Cette abondance en eau de pluie est le signe d'une abondance alimentaire pour les animaux. A cette aubaine alimentaire couplée aux conditions climatiques caractérisée par une humidité relative de 70% et une température printanière allant de 18 à 25°C est favorable au développement d'une multitude de parasites pathogènes à l'homme et aux animaux domestiques (Euzeby, 1963). Les nématodes sont des parasites pathogènes à cycle évolutif monoxène dans une partie, de l'œuf à la larve du stade 3 se déroule dans le milieu extérieur. En revanche, l'ingestion du stade 3 est suivie d'un développement d'un stade adulte mâle et femelle suivi d'une ponte d'œufs (Laugier et Sevin, 2002). L'excrétion des œufs par les chevaux est un facteur contribuant à la confirmation ou à l'infirmité du diagnostic de suspicion (Dorchies *et al.*, 2007).

En absence de tous commémoratifs relatifs au suivi parasitologique des 3 élevages étudiés, nous avons opté pour la technique de flottation et de concentration des œufs dans une solution de NaCl avec une densité de 1,20. L'aspect qualitatif de la technique nous renseigne sur le statut parasitologique des chevaux d'une part (Thienpont *et al.*, 1995). Et elle permet de dépister les infections latentes et/ou de confirmer une suspicion clinique d'autre part (Kilani *et al.*, 2003).

Dorchies *et al.* (2007) stipule que les résultats des enquêtes de prévalence apportent des renseignements difficiles à extrapoler car le parasitisme est en étroite relation avec le mode d'élevage, l'âge, le climat, la nutrition etc.... De même que les résultats des coproscopies sont toujours sujets à caution compte tenu de ce que l'élimination des œufs varie en fonction des mêmes facteurs (Warnick., 1992). Les chevaux de notre étude sont maintenus pendant le jour sur les parcours naturels et le soir ils regagnent leurs boxes. Ces animaux sont soumis quotidiennement à l'infestation par les larves du stade 3 infestantes de nématodes.

D'un point de vue diagnostic de confirmation, la coproscopie pour les nématodes reste encore un outil de qualité d'une grande simplicité de mise en œuvre, bien que des valeurs relevées dans un contexte particulier ne soient pas toujours extrapolables (Dorchies *et al.*, 2007). La variation dans l'excrétion des OPG entre les différents individus du même élevage a été décrite par Poynter, (1954) et a été confirmée Ogbourne (1971). Cette

variation a été signalée à El Tarf à l'Est du pays (Bentounsi et Maatallah., 2008). La cinétique de l'excrétion des OPG durant les 4 mois d'étude à Soumâa a été pratiquement similaire à celles observées à EL Tarf (Bentounsi et Maatallah., 2008), en Angleterre (Poynter., 1954) et en France (Ducos De Lahitte., 1987).

Nous avons mis en évidence 6 types d'œufs de nématodes appartenant aux espèces parasites des chevaux dans la commune de Soummâa : *P. equorum*, *S. westeri*, *Strongylus spp*, *Cyathostoma spp*, *Triodontophorus sp*, *T. axei* et *O. equis*. L'identification de ces œufs a été formelle selon la clé établie par Thienpont *et al.* (1985), avec des photos de chaque espèce de parasites (figure 11). Le manque de moyen matériel ne nous a pas permis de photographier tous les œufs observés, comme *T. axei* et *O. equis*.

Les parasites mis en évidence chez les chevaux de Soumâa sont similaires à ceux rapporté sur 2000 coproscopies de chevaux en Allemagne (Von Samson-Himmelstjerna *et al.*, 2007) et 1049 coproscopies de chevaux en France (Dorchies *et al.*, 2007). Nous avons obtenu des larves après coprocultures de crottins de février, mars, avril les larves obtenues n'ont pas été examinées à cause de manque de chlorlactophenol. Les larves obtenues lors des coprocultures de crottins du mois de mai a permis d'observer des larves de *Cyathostoma* et *T. axie*. Nous n'avons pas mis en évidence de larve de *Strongylus spp*. Similaire aux résultats rapportés par Von Samson-Himmelstjerna *et al.*, (2007), la cyathostomose est une pathologie dominante lors de strongyloses digestifs des chevaux en Allemagne. Devant une diarrhée permanente rebelle aux médications symptomatiques et avec des dénombrements d'œufs de strongles faibles, le praticien doit suspecter une cyathostomose larvaire, pathologie qui est aujourd'hui en extension (Dorchies *et al.*, 2007).

Il est bien connu que la répartition des populations parasitaires est agglomérée : 80% de la charge parasitaire totale d'un cheptel est concentrée sur 10 à 20 % des animaux. Ce sont donc ces réservoirs et ces sources qu'il faut tarir pour limiter efficacement le parasitisme. Comme le montre nos résultats que 31,8 % des chevaux éliminés plus 1500 OPG, ce qui correspond à des sources de parasites très actives ; au contraire, 68,2 % éliminaient moins entre 50 à 400 œufs par gramme de fèces. Il impératif de respecter l'immunité acquise par les chevaux au cours de leur vie et qui se traduit par des coproscopies réduites (Matthée et McGeoch, 2004). Il est admis que les sujets n'éliminant que quelques dizaines ou au maximum 100 à 200 œufs par gramme de crottins sont en équilibre : leur vermifugation les expose à une rupture d'immunité. C'est la raison pour laquelle la pratique des traitements sélectifs est intéressante et fait l'objet d'un certain nombre de travaux (Dorchies *et al.*,

2007). Selon les propriétaires de chevaux inclus dans cette étude, la vermifugation à lieu 2 à 3 fois par année. Au Danemark, la vermifugation préconisée pour les chevaux est de deux traitements par année. Cependant, cette thérapie variée d'un pays à un autre en fonction des conditions climatiques et des modes d'élevage.

Conclusion

Les enquêtes coproscopiques révèlent que presque la moitié des chevaux soit 45,0 % éliminent des œufs de nématodes. Ces derniers sont principalement *P. equorum*, *S. westeri*, *Strongylus spp*, *Cyathostomaspp*, *Triodontophorus*sp, *T. axei* et *O. equis*. Il est donc intéressant que le praticien s'implique dans la réalisation de coproscopies. Ces méthodes simples et faciles à mettre en œuvre permettent de médicaliser l'intervention et de justifier un traitement. On peut ainsi en arriver à des plans de prévention par traitement sélectif des sujets les plus excréteurs d'œufs et donc les plus sensibles au parasitisme. Il serait souhaitable de poursuivre ce travail sur une période d'une année afin de déterminer la cinétique de tous les helminthes digestifs des chevaux.

Références bibliographique

Anonyme, (2017). Centre météorologique de Blida.

Austain SM., Di Pietro J. A.& Foreman J.A (1990)- Parascaris equorum infections in horses. *Comp. Contin. Educ. Pract. Vet.*, 12 : 1110-1118

Bairden K., Brown S.R. Mc Goldrick J., Parker L.D. & Talty P.J. (2001)-Efficacy of moxidectin 2 per cent gel against naturally acquired strongyle infection in horses, with particular reference to larval cyathostomes. *Vet. Rec* ; 148 :138-141.

Bauer C ; Cirak V.Y. Hermosilla C. & Okoro H. (1998)-Efficacy of a 2 per cent moxidectin gel against gastrointestinal parasites of ponies. *Vet. Rec* ; 143 :558-561

Bentounsi B., Maatallah F. (2008). Variations saisonnières de l'excrétion des oeufs de strongles par les chevaux en zone subhumide d'Algérie. *Revue Elev. Méd. Vét. Pays Trop.*, 61: 77-79

Charlotte Lacaille C Parascaris equorum, un vieux vers toujours d'actualité. Thèse d'exercice Médecine vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse ; Toulouse, OATAO- Universitaire de Toulouse, (2014), 204 p.

Laugier C., Sevin C, (2002). Présentation du travail de thèse d'université intitulé : "Contribution à l'étude des infestations par des petits strongles chez le cheval en Normandie : données épidémiologiques et aspects lésionnels". *Bull. Acad. Vét. de France*, 155, 335-348

Charpentier C. (1999). Le grand atlas du cheval, Paris, Atlas, 397 p.

Chartier C. (2000) La cryptosporidiose des Ruminants. In : Proceedings du congrès sur le "Parasitisme Bovin ", Société Française de Buiatrie. Paris, 15 au 17 novembre 2000. 251-264

Dekkak A. (2003). Strongyloses respiratoires. In: P.C. Lefèvre, J. Blancou, R. Chermette et G. Uilenberg (Eds). *Infection and Parasitic Diseases of Livestock. Bacterial Disease 4*.

Dewes H.F. and Townsend K.G. (1990). Further observation on Strongyloides westeri dermatitis: recovery of larvae from soil and bedding and survival in treated site. *New Zealand Veterinary Journal*, 38, 34-37

Dipitero J.A. (1989). A review of strongyloidosis infections in foals. *Equine Vet. Practice*, 11, 35-40.

Ducos de Lahitte J., (1987). Contribution à l'étude des strongyloses des équidés : effets sur le développement des poulains, mise en place d'un plan de vermifugation décontamination. Thèse Doct., Université de Toulouse, France, 122 pages.

- Duncan J.L., Bairden K. & Abbot E.M. (1998)-Elimination of mucosal cyathostome larve by five daily treatments with fenbendazole. *Vet.Rec* ; 142 :268-271
- El-Kohen M. (2006). Le cheval barbe : présentation. *Rev Organismes Mond Cheval Barbe*.3, 7-8
- Euzéby, J., (1963). Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leur incidence sur la pathologie humaine, tome II : maladies dues aux plathelminthes, fascicule premier : Cestodes. Vigot frères éditeurs, Paris, 664 pages.
- Euzeby J. (1980) : Diagnostic expérimental des helminthoses animales ; livre 1 : Généralités Diagnostic ante-mortem. 1ère éd. Paris. Informations techniques des services vétérinaires.1981.
- Gaudois M. (1989). Le cheval barbe et ses croisements. In : Recueil de tous les textes officiels sur le cheval barbe, Organisation mondiale du Cheval Barbe. Caracole: Lausanne, 85-93.
- Gracedieu A. (2001) – Utilisation raisonnées des anthelminthiques pour le contrôle des cyathostomoses équine.-Thèse Doct. Vét ; Alfort.
- Haras Nationaux Français., (2010). Chevaux de sang : le barbe (2009d). [En ligne] Adresse URL : [http:// www.haras-nationaux.fr/uploads/tx_dlcubehshop/sang_barbe_04. pdf](http://www.haras-nationaux.fr/uploads/tx_dlcubehshop/sang_barbe_04.pdf) consulté le 01/12/2010
- Hendrix C.M. (1998) : Diagnostic veterinary parasitology (2nd edition) Mosby Inc (Ed), Saint-Louis, 321 pages
- Kilani M., Guillot J., Polack B., Chermette R. (2003). Helminthoses digestives. In: P.C. Lefèvre, J. Blancou, R. Chermette et G. Uilenberg (Eds). Infection and Parasitic Diseases of Livestock. Bacterial Disease Fungal Disease Parasitic Disease. Lavoisier, TEC & DOC, EM Inter, Paris, pp. 1309-1410.
- Lajoix-Nouhaud.E : Epidémiologie diagnostic et traitement de quelques parasitoses équine. Etude expérimentale menée en Limousin 17 janvier 2011 université de Limoges.
- Laugier C., Sevin C. (2002). Présentation du travail de thèse d'université intitulé : "Contribution à l'étude des infestations par des petits strongles chez le cheval en Normandie : données épidémiologiques et aspects lésionnels". *Bull. Acad. Vét. de France*, 155, 335-348
- Lloyd S. Smith J. Connan R.M ; Hachter M.A. et al. (2009) – Parasite control methods used by horse owners : factors predisposing to the development of anthelminthic resistance in nematodes. *Vet.Rec* ; 146 :487-492.
- Matthee s., McGeoch M.A. (2004). Helminths in horses: use of selective treatment for the control of strongyles; *J. S. Afr. Vet. Assoc.*, 75, 129-136.
- Ogbourne C.P., (1971). Variations in the fecundity of the strongylid worms of the horse. *Parasitology*, 63: 289-298.

Ogbourne C.P., (1978). Pathogenesis of cyathostome infections of the horse. A review. – Commonwealth Agricultural Bureaux, England.

Organisation Mondiale du Cheval Barbe. (1989). Recueil de tous les textes officiels sur le cheval barbe. Caracole Lausanne, 165–189.

Pauline Agoutin., (2004), Guide vert : Les chevaux ; Solar ; 2000 ; pg 14-16. Jussiaux M., Trillaud C. ; La reproduction chez le cheval, l'étalon ; Ed André Lesson ; 1977. Les Haras Nationaux ; Gestion de la Jument, guide pratique ; 2001 ; 3ème édition, Paris. Les Haras Nationaux ; Le cheval : technique d'élevage ; 2001 ; 9ème édition, Paris. Les Haras Nationaux Reproduction en liberté chez la jument ; 1999, Paris. Palmer E. ; La reproduction chez le cheval, la jument ; Ed Maloine ; 1978.<http://webetab.ac-bordeaux.fr/Pedagogie/SVT/Res-Peda/Prog-Lyc/Term-S/Procreat/Cheval/Reprod.pdf>.

Rahal K., Guedioura A., Oumouna M. (2009). Paramètres morpho métriques du cheval barbe de Chaouchaoua. *RevMédVét.* 160, 586–589.

Sevestre et Rosier. (1991). Dr Jacques Sevestre et Nicole Agathe Rosier (préf. Pierre lJonquères d'Oriola), *Le Cheval*, Larousse, 1991 (1re éd. 1983), 380 p. (ISBN 9782035171184 et 2-03-517118-0).

Thienpont D., Rochette F., Vanparis O.F.J. (1985). Diagnostic Helminthiasis by coprological examination. Janssen research Foundation, Beerse, Belgium. 205 pages.

Von Samson-Himmelstjerna G., Fritzen B., Demeler J., Schürmann S., Schnieder T., Epe C. (2007). Cases of reduced cyathostomin egg-reappearance period and failure of *Parascaris equorum* egg count reduction following ivermectin treatment as well as survey on pyrantel efficacy on German horse farms. *Vet. Parasitol.*, 144, 74-80.

Vulic A., Genovese J., Vullioud J.E., Walt B., Chuard C., Roduit G. (2010). Le cheval, la plus noble conquête de l'homme? Département de la formation, de la jeunesse et de la culture, service des affaires culturelles. 27 pages. <https://www.bcu-lausanne.ch/wp-content/uploads/2013/05/dp-391.pdf> consulté le 20/06/2018.

Ziam H. (2017). Les principaux parasites du cheval. ISV Blida_1, Horse Days. Du 7 au 8 mai 2017

Warnick L.D. (1992). Daily variability of equine fecal strongyle egg counts. *Cornell Vet.*, 82, 453-463

<http://CLIMATE-DATA.ORG.Afrique,Algérie,Blida,Soumaa>.

<http://animaux.org/cheval-domestique.htm>.