



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE



Ministère de l'enseignement supérieur
de la recherche scientifique
Universite Chadli Benjdid
El Tarf

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
جامعة الشاذلي بن جديد
الطارف

Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département des sciences vétérinaires

كلية علوم الطبيعة والحياة
قسم العلوم البيطرية

Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Docteur
vétérinaire

Thème

**Contribution a l'étude de parasitisme gastro-
intestinal chez les équidés: intérêt et
application des méthodes coprologiques**

Présenté par :

AOUN MAY GHOFRANE

&

SEDHANE HIBA RANA

Devant le jury :

President: Dr. HANI S.

MCA. UNIVERSITE CHADLI BEN JEDID EL TARF

Examineur : Dr. LOUCIF K.

MCA. UNIVERSITE CHADLI BEN JEDID EL TARF

Promoteur : Dr. MATALLAH F.

MCA. UNIVERSITE CHADLI BEN JEDID EL TARF

Année Universitaire: 2025-2026

REMERCIEMENTS

Avant toute chose, nous rendons grâce à Dieu, le Tout-Puissant, qui nous a accordé la force, la patience, le courage et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail.

Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce mémoire.

Nous adressons nos sincères remerciements à notre encadreur, Faouzi Matallah, pour sa disponibilité, ses précieux conseils, son soutien constant et l'intérêt qu'il a porté à notre travail tout au long de sa réalisation. Nous exprimons également notre profonde reconnaissance à Hani Saoudi, président du jury, pour l'honneur qu'il nous fait en acceptant de présider l'évaluation de ce mémoire.

Nos vifs remerciements s'adressent aussi à Karim Loucif, examinateur, pour avoir accepté d'examiner ce travail ainsi que pour ses remarques et suggestions constructives.

Nous remercions chaleureusement la Faculté des Sciences Vétérinaires, ainsi que l'ensemble du corps enseignant et du personnel administratif, pour la qualité de la formation dispensée et les moyens mis à notre disposition tout au long de notre cursus universitaire.

Nous tenons à remercier particulièrement M. Mourad, chauffeur de bus, pour sa bienveillance, son aide précieuse et les encouragements qu'il nous a apportés durant nos années d'études. Sa bonne humeur et son dévouement ont été grandement appréciés.

DEDICACES

C'est avec une immense gratitude et une profonde émotion que nous dédions ce modeste travail à toutes les personnes qui nous ont accompagnées, soutenues et encouragées tout au long de notre parcours universitaire.

À nos très chers parents, pour leur amour inconditionnel, leurs sacrifices, leur patience, leur soutien indéfectible et leurs précieux encouragements. Vous avez toujours cru en nous et nous avez donné la force d'avancer. Ce travail est le reflet de vos efforts autant que des nôtres.

À nos grands-pères, dont la sagesse, les conseils avisés et les valeurs exemplaires ont toujours été pour nous une source d'inspiration et de motivation.

À la grand-mère de May, pour son affection, sa bienveillance, ses prières sincères et son soutien constant qui nous ont accompagnées tout au long de cette aventure.

À mon cher mari, pour la patience et le soutien dont il a fait preuve pendant toute la durée de ce travail et à qui je voudrais exprimer mes affections et mes gratitude.

À nos frères et sœurs, Sidra, Roeya, Tassabih, Dīa, Mohamed Reda et Anas, pour leur affection, leur présence réconfortante et leurs encouragements qui nous ont accompagnées à chaque étape de notre parcours.

À nos chères tantes, particulièrement Zina, pour leur bienveillance, leur affection et leur soutien.

À nos précieux amis, Yasmine, Malek, Houda, Riheb, Soundes et Imane, avec qui nous avons partagé des moments inoubliables, des défis, des joies et de merveilleux souvenirs. Votre amitié a été une véritable source de motivation et de bonheur.

Nous tenons également à nous remercier mutuellement pour cette collaboration fondée sur l'entraide, la confiance, la patience et la persévérance. Ensemble, nous avons partagé les moments de doute comme les moments de réussite, et cette expérience restera l'un des plus beaux souvenirs de notre parcours universitaire.

À tous les docteurs vétérinaires qui ont contribué à notre formation, notamment Yacine, Hadjer et Roumi, nous exprimons notre sincère reconnaissance pour leurs conseils, leur disponibilité et les connaissances qu'ils nous ont transmises.

Enfin, à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire, nous adressons nos plus sincères remerciements et notre profonde gratitude.

Avec tout notre respect, notre reconnaissance et notre affection.

*À ma meilleure amie, ma binôme, ma complice de chaque instant,
Tout au long de ce parcours, tu as été bien plus qu'une simple camarade d'études. Tu as été un véritable soutien, une source de motivation et une présence précieuse dans les moments de doute comme dans les moments de joie.*

Nous avons partagé les longues journées de travail, les périodes de stress, les défis et les réussites. Chaque

étape de cette aventure restera gravée dans ma mémoire grâce à toi.

Je te dédie ce mémoire avec toute mon affection et ma reconnaissance, en souvenir de tous les efforts que nous avons fournis ensemble et de tous les moments inoubliables que nous avons vécus côte à côte.

Que cette réussite soit le reflet de notre persévérance, de notre amitié sincère et de notre belle complicité.

«MAY & RANA»

Résumé

Le suivi régulier du parasitisme gastro-intestinal chez les chevaux, en particulier des strongles digestifs, est essentiel pour mettre en œuvre une stratégie de vermifugation efficace et raisonnée. Les examens coprologiques permettent d'évaluer l'intensité de l'infestation, d'identifier les chevaux fortement excréteurs et d'adapter les traitements en fonction du niveau réel de contamination. Cette approche contribue à réduire l'usage excessif des anthelminthiques, à limiter l'apparition des résistances parasitaires et à préserver durablement l'efficacité des molécules disponibles. Ainsi, la surveillance coprologique des strongles digestifs constitue un outil indispensable pour améliorer la gestion sanitaire et le bien-être des chevaux.

Mots-clés : parasitisme gastro-intestinal, strongles digestifs, cheval, coprologie, vermifugation.

Abstract

Regular monitoring of gastrointestinal parasitism in horses, particularly digestive strongyles, is essential for implementing an effective and rational deworming strategy. Coprological examinations allow the assessment of infection intensity, the identification of high egg-shedding horses, and the adaptation of treatments according to the actual level of contamination. This approach helps reduce the excessive use of anthelmintics, limits the emergence of parasitic resistance, and preserves the long-term efficacy of available drugs. Thus, coprological monitoring of digestive strongyles is an essential tool for improving herd health management and equine welfare.

Keywords: gastrointestinal parasitism; digestive strongyles; horse; coprology; deworming.

ملخص

إن المتابعة المنتظمة للطفيليات المعدية المعوية لدى الخيول، وخاصة الديدان القوية الهضمية (السترانجليز)، تُعد ضرورية لتطبيق استراتيجية فعالة ومرشدة في مكافحة الديدان (التجريع). تسمح الفحوصات الكوبرولوجية بتقييم شدة الإصابة، وتحديد الخيول الأكثر طرماً للبيض، وتكييف العلاج حسب مستوى التلوث الفعلي. يساهم هذا النهج في تقليل الاستخدام المفرط للأدوية المضادة للديدان، والحد من ظهور المقاومة الطفيلية، والحفاظ على فعالية المركبات العلاجية على المدى الطويل. وبالتالي فإن المراقبة الكوبرولوجية للديدان القوية الهضمية تُعد أداة أساسية لتحسين تسيير صحة القطيع ورفاهية الخيول

الكلمات المفتاحية: الطفيليات المعدية المعوية؛ الديدان القوية الهضمية؛ الخيل؛ الفحص الكوبرولوجي؛ مكافحة الديدان (التجريع)

TABLE DE MATIÈRES

Introduction.....	1
Première partie :Données Bibliographiques sur le Parasitisme Digestif chez le Cheval.....	3
Chapitre 1 : Etude bibliographiques des parasites gastro-intestinaux chez le cheval	4
I. Principaux Helminthes du cheval.....	4
1. Nématodes	4
1.1. Les strongles	5
1.1.1. Les grands strongles	5
2. Plathelminthes : Parasites plats	22
Chapitre 2 : Les Méthodes De Recherche des Parasites Digestifs.....	28
1. Diagnostic épidémiologique et clinique des parasitoses digestives.....	29
2. Diagnostic biologique.....	31
3. Coproscopie.....	32
4. Biologie moléculaire.....	39
5. Diagnostic spécifique :.....	40
CHAPITRE 3 : Lutte et Traitement des Parasites Digestifs chez le Cheval	42
1. La lutte contre les stades évolutifs présents dans l'environnement.....	43
2. Traitement.....	43
Deuxième partie : Partie Expérimentale.....	46
1. Région d'étude (carte1).....	47
2. Effectif animal et conditions d'élevage (tableau 1 en annexe).....	48
3. Matériel et méthodes.....	48
4. Résultats (tableau 2 en annexe).....	49
5. Discussion – Conclusion.....	50
REFERENCES	53

LISTE DE FIGURES:

Figure 1 : Aspect de la capsule buccale de <i>Strongylus vulgaris</i> , <i>Sreongylus equinus</i> , <i>Strongylus edentatus</i> (de droite à gauche, échelle en μm , source : Lichtenfels <i>et al.</i> , 2008).....	6
Figure 2 : <i>Strongylus vulgaris</i> (adult male—anterior end) (E.T. Lyons and S.C. Tolliver, Veterinary Science, 2015).	6
Figure 3 : Cycle parasitaire des strongles (E.T. Lyons and S.C. Tolliver, Veterinary Science, 2015).	7
Figure 4 : Cycle parasitaire de <i>strongylus edentatus</i> (LAJOIX-NOUHAUD.E, 2011).	8
Figure 5 : Cycle parasitaire de <i>strongylus equinus</i> (LAJOIX-NOUHAUD.E, 2011).	9
Figure 6 : Cycle parasitaire de <i>strongylus vulgaros</i> (LAJOIX-NOUHAUD.E, 2011).	10
Figure 7 : Ulcération de la muqueuse intestinale provoquée par <i>Strngylus vulgaris</i> (source : Merial).	11
Figure 8 : Artérite vermineuse provoquée par les formes larvaires de <i>Strongylus vulgaris</i> (source : Merial).....	11
Figure 9 : anévrisme vermineux de l'artere mésentérique crânienne avec débris cellulaires et larves migratrices de <i>Strongylus vulgaris</i> (voir flèche) visibles (E.T. Lyons and S.C. Tolliver, Veterinary Science, 2015).	12
Figure 10 : Cycle de contamination par ds <i>cyathostomes</i> (LAJOIX-NOUHAUD.E, 2011).	15
Figure 11 : <i>Cyathostomes</i> adultes a la surface de l'intestin (source : Merial).	15
Figure 12 : <i>Cyathostomes</i> -larve-enkystée dans l'intestin large (E.T. Lyons and S.C. Tolliver, Veterinary Science, 2015).	16
Figure 13 : œuf de <i>Parascaris equorum</i> (NIELSEN <i>et al.</i> , 2014).....	18
Figure 14 : Cycle de contamination de <i>Parascaris equorum</i> d'après Jouve R (2017). ...	19
Figure 15 : Infestation de l'intestin grêle par <i>Parascaris equorum</i> (Reinemeyer et Nielsen, 2013).	20
Figure 16 : de gauche a droite: Extrémité antérieure d' <i>Oxyuris equi</i> adulte avec son œsophage; <i>Oxyuris equi</i> (oxyures), adultes ♂ 0,9–1,2 cm, ♀ 2,5–15 cm, ♀ extrémité postérieure effilée, extrémité antérieure en massue, opercule, larve en forme de U (Adaptation du Guide de recommandations ESCCAP no. 8 pour la Suisse, septembre 2019).	21
Figure 17 : Cycle d' <i>Oxyuris equi</i> (ESCCAP. 2019).	21
Figure 18 : Lésion caractéristique d'oxyurose (Source : Merial).	22

Figure 19 : Anoplocephala perfoliata dans l'intestin grêle d'un cheval (Source : Université de	24
Figure 20 : cycle de Fasciola hepatica d'après Collobert (1998).	26
Figure 21 : Nombreuses larves de gastérophiles dans l'estomac d'un cheval (Beugnet F, 1997).	27
Figure 22 : Diagnose des oeufs en coproscopie d'après Bussieras et Chermette (1988).	49

LISTE DE PHOTOS:

photo 1 : Œufs de strongles au microscope (Jouve R., 2017).	7
photo 2 : Cyathostomes dans sur crottin (Bussiéras, J., & Chermette, R., 995).	14
photo 3 : Colon ventral "plombé" par les larves de cyathostomes (source : DPM, ENVN) (à gauche);Larves de cyathostomes enkystées dans la paroi de l'intestin (©AFSSA LERPE) (a droite)	17
Image 4 :Œdème du colon provoqué par les larves de cyathostomes (source : Dr. Daniela Ennulate Schering-Plough Research Institute)	17
Photo 5 : Dispositif de Baermann (Source : Riley et Agudelo, 2008)	35
photo 6 : Réalisation de la méthode de MacMaster (Source : The RVC/FAO guide to veterinary diagnostic parasitology)	36
photo 7 : Scotch test. https://www.lcheval.com/magazines/magazine-cheval/parasites- cheval/	41
photo 8 : Matériels et méthodes	48
photo 9 : Strongles digestifs observées par coproscopie × 40	50

Introduction

Le parasitisme digestif chez le cheval constitue une préoccupation majeure pour les propriétaires et les professionnels de la filière équine tout au long de l'année. Les parasites gastro-intestinaux, notamment les strongles, figurent parmi les helminthes les plus fréquents et les plus pathogènes chez les équidés à travers le monde (Kaplan, 2002 ; Traversa et al., 2009).

Le parasitisme est responsable de 4 à 9 % des décès chez le cheval et peut être à l'origine de coliques et ulcères, à savoir *strongylus vulgaris* (grand strongle), était reconnu comme principal responsable des épisodes de coliques d'origine parasitaire chez les chevaux et pouvait entraîner des ruptures d'anévrismes. Il induit une moins bonne assimilation des aliments et un affaiblissement du système immunitaire. Ceci peut expliquer de moins bonnes performances de croissance pour les jeunes poulains ou sportives pour les adultes (Tolliver *et Col*, 1987).

La lutte contre ces parasites repose principalement sur l'utilisation des antihelminthiques. Toutefois, l'usage répété et parfois excessif de ces molécules a favorisé l'émergence croissante de résistances parasitaires, devenue aujourd'hui un enjeu majeur en médecine équine (Matthews, 2014 ; Nielsen et al., 2014). Les animaux élevés au pâturage demeurent particulièrement exposés aux nématodes gastro-intestinaux en raison de la contamination des prairies par les formes infestantes (Love et Duncan, 1991).

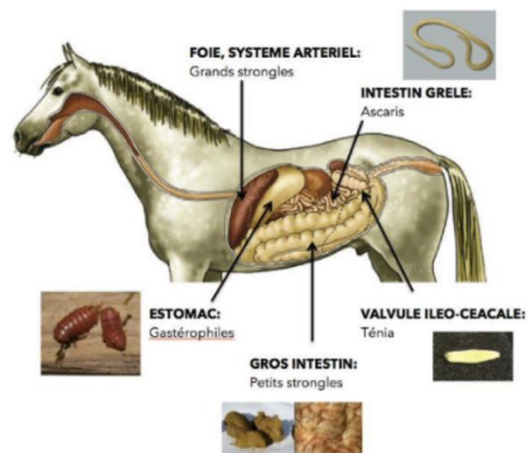
En Algérie, le parasitisme digestif chez le cheval représente une contrainte sanitaire importante pour les élevages équins. Les strongles digestifs constituent les parasites gastro-intestinaux les plus fréquents chez les équidés et sont responsables de troubles digestifs, d'amaigrissement, de baisse des performances et parfois de coliques sévères. Des études réalisées dans différentes régions algériennes ont montré des taux d'infestation élevés chez les chevaux, particulièrement dans les élevages où les mesures de prophylaxie et les programmes de vermifugation restent insuffisants (Bentounsi *et al*, 2008).

Ce travail est structuré en deux parties complémentaires. La première partie est consacrée à une synthèse bibliographique portant sur les principaux parasites digestifs des chevaux, leur biologie, leur épidémiologie, leurs effets pathogènes ainsi que les différentes méthodes de diagnostic, de prévention et de lutte antiparasitaire, en s'appuyant sur des références scientifiques récentes.

La seconde partie présente l'étude expérimentale réalisée sur le terrain, visant à évaluer l'importance du parasitisme digestif chez les chevaux et à mieux comprendre la persistance des strongyloses digestives dans les conditions d'élevage locales. Cette approche permettra de discuter les facteurs favorisant ces infestations et de souligner la nécessité de mettre en place de nouvelles stratégies de contrôle adaptées et durables.

Première partie :

Données Bibliographiques sur le Parasitisme Digestif chez le Cheval



CHAPITRE 1 : Étude bibliographiques des parasites gastro-intestinaux chez le cheval

I. Principaux Helminthes du cheval

1. Nématodes

Les nématodes constituent un groupe de vers cylindriques (vers ronds) à symétrie bilatérale, appartenant principalement à l'ordre des Strongylida chez les équidés. Ils possèdent une cavité buccale dont la morphologie varie selon les espèces, pouvant être munie de structures cuticulaires (dents, plaques ou lames) leur permettant de se nourrir du contenu intestinal ou des tissus de l'hôte. Leur organisation interne comprend un tube digestif complet, un système reproducteur bien développé ainsi qu'un tégument musculaire formé de muscles longitudinaux, leur conférant un mouvement caractéristique par ondulations. Les nématodes ne possèdent pas de système circulatoire ni respiratoire spécialisé. Chez les nématodes, les femelles sont généralement plus longues que les mâles. Chez les équidés, les strongles gastro-intestinaux constituent les principaux nématodes d'intérêt vétérinaire, regroupant les grands strongles (*Strongylus* spp.) et les petits strongles ou cyathostomes, ces derniers représentant aujourd'hui les parasites les plus fréquents et les plus pathogènes du cheval (Corning, 2009 ; Traversa et al., 2009 ; Nielsen et al., 2014). Les cyathostomes sont ubiquitaires chez les chevaux au pâturage et peuvent comprendre plus de 50 espèces différentes, avec des infections souvent polyspécifiques (Corning, 2009 ; Ogbourne, 2009). Ils jouent un rôle majeur dans la pathologie digestive équine en raison de leur cycle de vie complexe, de leur capacité d'encystement et de leur implication dans les syndromes de cyathostominose larvaire (Corning, 2009). On adopte cette classification :

NEMATODES (Phylum Nematoda)

- | └─ Strongylida (Strongles)
- | | └─ Grands strongles (*Strongylus* spp.)
- | | └─ *Strongylus vulgaris*
- | | └─ Pathogénie : lésions artérielles mésentériques → coliques ischémiques
- | | └─ *Strongylus edentatus*
- | | └─ Pathogénie : migration hépatique et péritonéale
- | | └─ *Strongylus equinus*
- | | └─ Pathogénie : atteinte hépatopancréatique

- | | | └─ **Petits strongles (Cyathostomes)**
- | └─ >50 espèces
- | └─ *Cyathostomum spp.*
- | └─ *Cylicocyclus spp.*
- | └─ *Cylicostephanus spp.*
- | └─ **Ascaridida (Ascarides)**
- | └─ *Parascaris spp.*
- | └─ *Parascaris equorum*
- | └─ *Parascaris univalens*
- | └─ **Oxyurida (Oxyures)**
- | └─ *Oxyuris equi*
- | └─ **Rhabditida**
- | └─ *Strongyloides westeri*
- | └─ **Spirurida (Habronèmes)**
- | └─ *Habronema muscae*
- | └─ *Habronema microstoma*
- | └─ *Draschia megastoma*

1.1. Les strongles

1.1.1. Les grands strongles

Les strongyloses équinnes sont des parasitoses digestives pour lesquelles plusieurs espèces ont une importance clinique majeure. Parmi celles-ci, on distingue principalement trois espèces de grands strongles : *Strongylus vulgaris*, *Strongylus edentatus* et *Strongylus equinus*. Ces parasites appartiennent à la famille des Strongylidae et à la sous-famille des Strongylinae, ce qui les classe parmi les « grands strongles » (Lichtenfels et al., 2008). La figure 1 illustre l'aspect de la capsule buccale des trois espèces majeures de *Strongylus*, sur la base duquel une identification morphologique peut être réalisée. Cette diagnose repose principalement sur la présence ou l'absence de dents dans la capsule buccale. Ainsi, *Strongylus edentatus* est dépourvu de dents, tandis que *Strongylus vulgaris* possède une dent dorsale bilobée, et *Strongylus equinus* présente une dent dorsale bifide ainsi que deux dents ventrales (Lichtenfels et al., 2008).

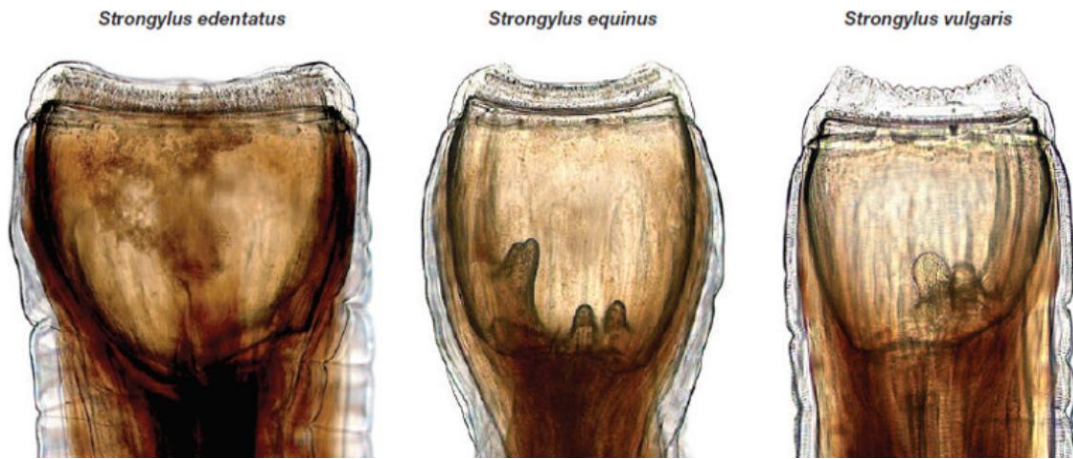


Figure 1: Aspect de la capsule buccale de *Strongylus vulgaris*, *Strongylus equinus*, *Strongylus edentatus* (de droite à gauche, échelle en μm , source : Lichtenfels *et al.*, 2008).

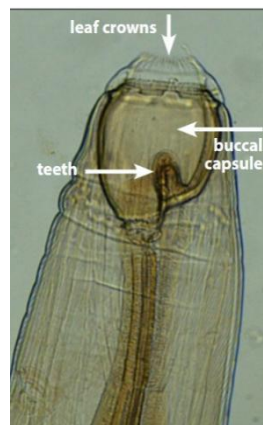
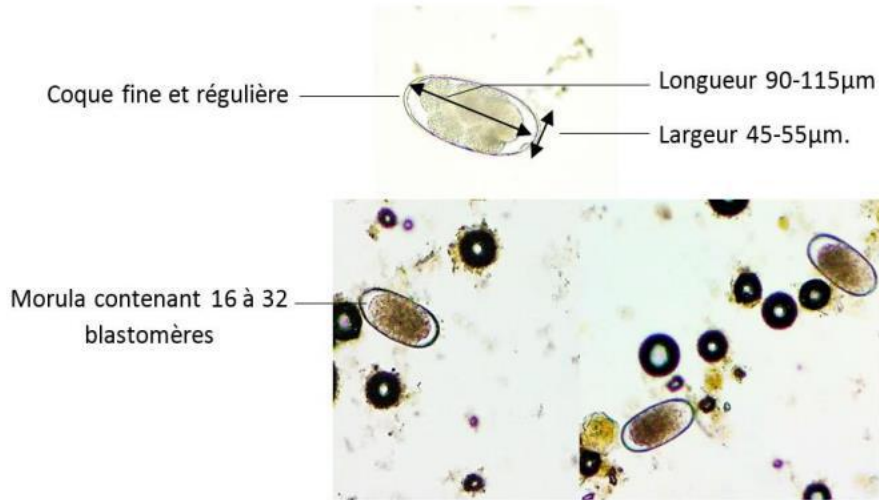


Figure 2: *Strongylus vulgaris* (adult male—anterior end) (E.T. Lyons and S.C. Tolliver, Veterinary Science, 2015).

a. Localisation et alimentation

Les adultes des grands strongles vivent dans le gros intestin des équidés, principalement dans le caecum et le colon et sont fixés à la muqueuse par leur capsule buccale. Ce sont des parasites hématophages à l'état larvaire et histiophages à l'état adulte. *Strongylus edentatus* consomme durant sa vie de 3,9 à 21,2 g de muqueuse soit 52 à 282 fois son poids, *strongylus vulgaris* 0,7 à 3,4 g de muqueuse soit 62 à 244 fois de son poids (Ducos de lahitte et Havrileck, 1990) .



photo

1: Œufs

de strongles au microscope (Jouve R., 2017).

b. Cycle évolutif

Le cycle des strongles des équidés est comme chez tous les *Strongylus*, de type **homoxène**.

→ La phase exogène

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

→ La Phase endogène

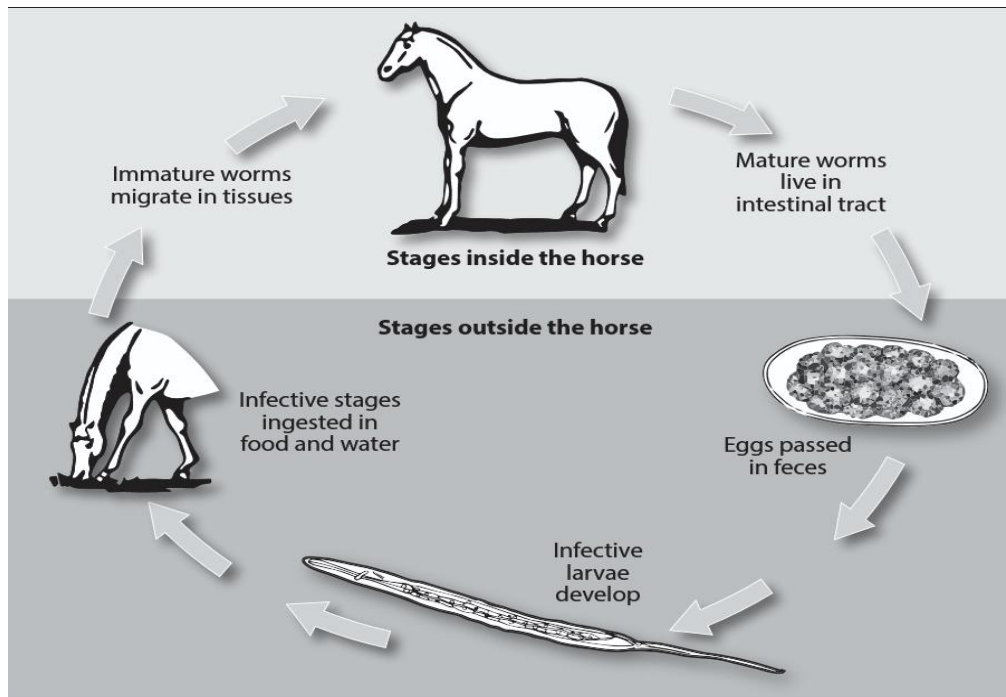


Figure 3: Cycle parasitaire des strongles (E.T. Lyons and S.C. Tolliver, Veterinary Science, 2015).

A. *Strongylus edentatus*

Après leur ingestion par l'hôte, les larves infestantes de troisième stade (L3) pénètrent la muqueuse intestinale et gagnent le foie par la circulation portale. Elles y provoquent la formation de nodules hépatiques où elles évoluent en larves de quatrième stade (L4) environ 11 à 18 jours après l'infestation. Les L4 quittent ensuite le parenchyme hépatique et migrent à travers les feuillets péritonéaux pour atteindre les tissus rétro-péritonéaux, principalement au niveau du flanc droit. Durant cette phase dite hépato-péritonéale, les larves poursuivent leur croissance et peuvent atteindre jusqu'à 36 mm de longueur en environ trois mois. Elles effectuent alors une mue vers le stade L5 (pré-adulte), puis migrent vers la paroi du caecum et du côlon avant de rejoindre la lumière du gros intestin, où elles achèvent leur développement en adultes. La période prépatente de *Strongylus edentatus* est relativement longue, avoisinant 11 mois (Soulsby, 1982 ; Urquhart et al., 1996 ; Bowman, 2021 ; Bussiéras et Chermette, 1995).

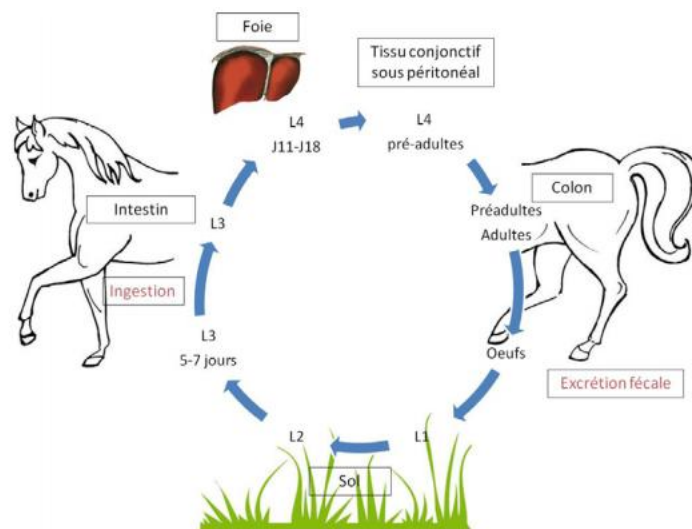


Figure 4: Cycle parasitaire de *strongylus edentatus* (LAJOIX-NOUHAUD.E, 2011).

B. *Strongylus equinus*

Après leur ingestion, les larves infestantes de troisième stade (L3) pénètrent la paroi du caecum et du côlon, où elles forment des nodules sous-séreux. Elles y séjournent pendant environ deux semaines avant de muer en larves de quatrième stade (L4) (Soulsby, 1982 ; Bussiéras et Chermette, 1995). Les L4 traversent ensuite le péritoine et la cavité péritonéale pour atteindre le foie, où elles poursuivent leur développement durant 6 à 7 semaines (Urquhart et al., 1996 ; Bowman, 2021). Elles migrent ensuite vers le pancréas, dans lequel elles demeurent environ 10 semaines avant de muer en larves de cinquième stade (L5) ou pré-adultes (McCraw et Slocombe, 1985 ; Bowman, 2021). Ces formes immatures rejoignent ensuite la paroi du caecum et du côlon, puis gagnent la lumière du gros intestin où elles atteignent leur maturité sexuelle. La période prépatente de *Strongylus equinus* est comprise entre 8,5 et 9,5 mois (Austin, 1994 ; Bussiéras et Chermette, 1995 ; Bowman, 2021).

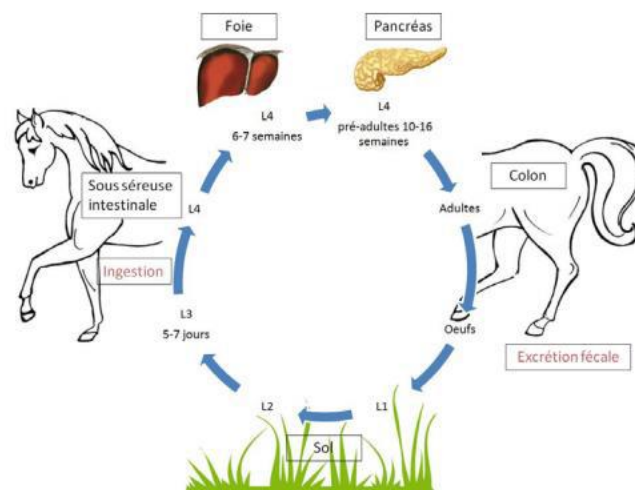


Figure 5: Cycle parasitaire de *strongylus equinus* (LAJOIX-NOUHAUD.E, 2011).

C. *Strongylus vulgaris*

Après leur ingestion, les larves infestantes de troisième stade (L3) perdent leur gaine protectrice dans l'intestin et pénètrent la muqueuse du caecum et du côlon ventral. Elles y effectuent une première mue pour devenir des larves de quatrième stade (L4) environ 5 à 7 jours après l'infestation (Soulsby, 1982 ; Bussiéras et Chermette, 1995). Les L4 migrent

ensuite dans les artérioles de la sous-muqueuse et remontent progressivement jusqu'à l'artère mésentérique crâniale, qu'elles atteignent généralement entre 11 et 21 jours après l'ingestion (Urquhart et al., 1996 ; Bowman, 2021). Elles y poursuivent leur développement pendant environ deux à trois mois, provoquant des lésions d'artérite et de thrombose caractéristiques de l'infestation par *S. vulgaris* (Soulsby, 1982 ; Bowman, 2021).

Après leur mue en larves de cinquième stade (L5) ou pré-adultes, elles entreprennent une migration de retour le long du réseau artériel jusqu'à la paroi du caecum et du côlon, où elles forment des nodules dans la sous-muqueuse. Après plusieurs semaines de développement, elles quittent ces nodules pour gagner la lumière du gros intestin, où elles atteignent leur maturité sexuelle en 6 à 8 semaines (Bussiéras et Chermette, 1995 ; Urquhart et al., 1996). La période prépatente est généralement comprise entre 6 et 7 mois (Bosc, 2016 ; Bowman, 2021).

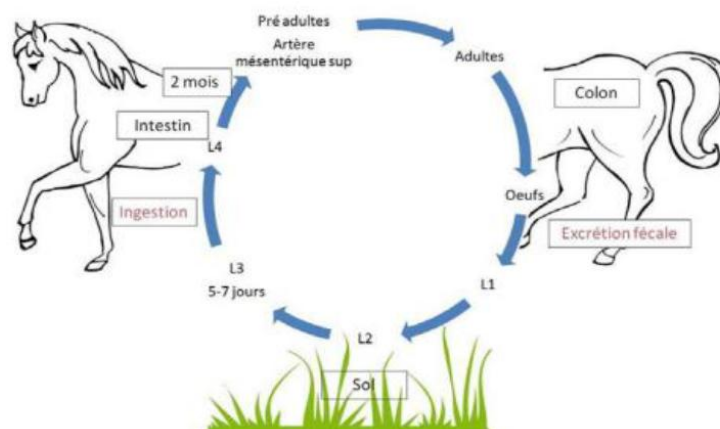


Figure 6: Cycle parasitaire de strongylus vulgaris (LAJOIX-NOUHAUD.E, 2011).

c. Etude clinique

c.1. Les strongyloses imaginales

Les strongyloses imaginales se manifestent le plus souvent en automne et en hiver.

➔ Signes cliniques

2 formes de la maladie se distinguent par leur gravité :

- **Une forme grave** rencontrée chez les poulains, poulinières et chevaux affaiblis lors d'infestation massive. Ces animaux présentent un retard de croissance, une baisse de l'état général, un amaigrissement, un poil terne et piqué ainsi qu'un essoufflement et une

sudation importante lors d'un effort. Durant la phase d'état, des symptômes apparaissent tels que des coliques récidivantes, des diarrhées parfois hémorragiques et un syndrome anémique. L'évolution peut être mortelle sans traitement.

- **Une forme atténuée**, plus fréquente. Les symptômes sont identiques mais plus discret.

→ Lésions

Les adultes ont **une action spoliatrice** responsable, par digestion de la muqueuse, d'ulcères et de microhémorragies. Ces microhémorragies renferment des substances anticoagulantes et hémolytiques et peuvent être à l'origine d'une anémie (DUNCAN J.L., LOVE S.,1990) (figure 6). Ils exercent également **une action traumatique** infligée au niveau de la paroi intestinale (DUNCAN J.L., LOVE S.,1990).



Figure 7: Ulcération de la muqueuse intestinale provoquée par *Strongylus vulgaris* (source : Merial).

c.2. Les strongyloses larvaires

Les cas les plus sévères de chevaux affectés par les grands strongles sont représentés par les strongyloses larvaires (Figures 8, 9, Tableau 1).

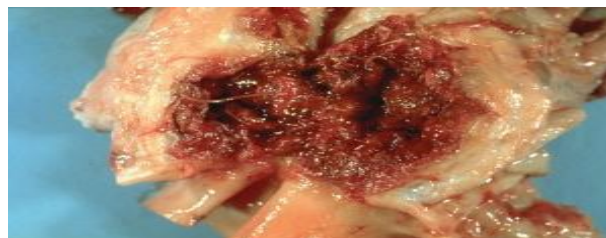


Figure 8: Artérite vermineuse provoquée par les formes larvaires de *Strongylus vulgaris* (source : Merial)

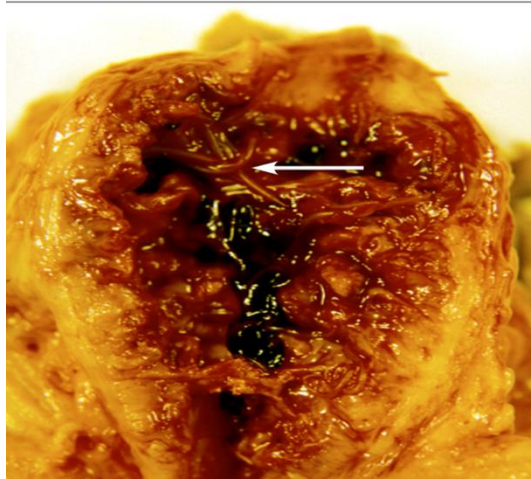


Figure 9: anévrisme vermineux de l'artere mésentérique crânienne avec débris cellulaires et larves migratrices de *Strongylus vulgaris* (voir flèche) visibles (E.T. Lyons and S.C. Tolliver, Veterinary Science, 2015).

TABLEAU 1 : Etude clinique des strongyloses larvaires suivant l'espèce incriminée.

Espèce incriminée	Lésions	Signes cliniques
<i>Strongylus vulgaris</i>	<p>La localisation des larves dans les artères (notamment l'artère mésentérique cf p42) provoque une inflammation de l'endothélium favorisant ainsi la formation de thrombus. En réaction à ce processus inflammatoire on note un épaissement de l'intima des artères et un rétrécissement du calibre artériel, d'où le nom d'artérite vermineuse. Une dilatation artérielle peut s'y créer (figure 25). Cette zone dilatée se fragilise et peut donner lieu à une rupture de l'anévrisme vermineux, entraînant la mort de l'animal par hémorragie interne (82).</p> <p>Secondairement, on peut observer des hémorragies des séreuses intestinales, et des lésions de nécrose et d'infarctissement localisées au niveau du</p>	<p>Les signes cliniques qui en découlent sont une baisse de l'état général du cheval, de l'hyperthermie et de l'anorexie, associée selon les cas à des coliques d'intensité variable (39).</p> <p>Ces coliques sont particulièrement graves et peuvent donner lieu à la mort ou à l'euthanasie lorsque le thrombus formé par les larves provoque une ischémie ou un infarctus d'une portion de l'intestin (intestin grêle distal et côlon le plus souvent).</p>

caecum et du côlon (83).

Strongylus edentatus

Les migrations larvaires de cette espèce provoquent des lésions de sclérose et de fibrose du parenchyme hépatique. On observe également des lésions pathognomoniques en surface du foie.

Elles entraînent également des oedèmes voire des hémorragies péritonéales. Les migrations larvaires erratiques peuvent également avoir lieu au niveau de la tunique vaginale du testicule et entraîner une orchite.

On observe un état pseudo-typhique (anorexie, tachycardie), avec de la fièvre, des douleurs vives au flanc droit, des coliques sourdes et une démarche lente et douloureuse. Un syndrome hépato-néphrétique est décrit avec oligurie, dysurie et urines très colorées.

L'orchite, douloureuse, provoque chez le cheval une attitude campée ainsi qu'un refus de se déplacer (34).

Strongylus equinus

Comme *S. edentatus*, les migrations larvaires de cette espèce provoquent des lésions de sclérose et de fibrose du parenchyme hépatique.

Les larves peuvent également provoquer des kystes pancréatiques lors de leur passage dans cet organe

L'infestation est habituellement modérée et les formes larvaires ne se traduisent donc par aucun symptôme.

1.1.2. Les petits strongles (Cyathostomes)

Les petits strongles, ou cyathostomes, constituent les parasites gastro-intestinaux les plus fréquemment rencontrés chez les équidés et représentent actuellement le principal défi en matière de contrôle antiparasitaire en raison de leur forte prévalence et du développement croissant de résistances aux anthelminthiques (Love et al., 1999 ; Kaplan et Nielsen, 2010). Ces nématodes appartiennent à la famille des Strongylidae et à la sous-famille des Cyathostominae, ce qui les distingue des grands strongles appartenant à la sous-famille des Strongylinae (Lichtenfels et al., 1998 ; Bowman, 2021). Les cyathostomes sont largement répandus chez les chevaux élevés au pâturage ou ayant accès à des paddocks contaminés, où

ils assurent la transmission de leur cycle parasitaire (Lichtenfels et al., 1998 ; Matthews, 2014). Les adultes sont de petits vers cylindriques, blanchâtres à rougeâtres, mesurant généralement entre 5 et 15 mm de longueur, selon l'espèce (Beugnet et al., 2005 ; Bowman, 2021). Plus de cinquante espèces de cyathostomes ont été décrites chez les équidés. Toutefois, seules quelques espèces dominent généralement les populations parasites et sont responsables de la majorité des infestations observées. Parmi les espèces les plus fréquemment rencontrées figurent *Cyathostomum catinatum*, *Cyathostomum coronatum*, *Cyathostomum pateratum*, *Cylicostephanus longibursatus* et *Cylicostephanus calicatus*, qui peuvent représenter à elles seules 80 à 90 % des cyathostomes présents chez le cheval dans certaines régions (Beugnet et al., 2005).



photo 2: *Cyathostomes dans sur crottin* (Bussiéras, J., & Chermette, R., 995).

a. Biologie

Le cycle biologique des cyathostomes est direct (monoxène) et présente de nombreuses similitudes avec celui des grands strongles (Irola, 2010 ; Bowman et al., 2013). Les œufs éliminés dans les fèces se développent dans le milieu extérieur jusqu'au stade larvaire infestant (L3). Dans des conditions favorables de température et d'humidité, cette phase exogène est relativement courte et peut être réalisée en 4 à 6 jours (Bowman et al., 2013 ; Taylor et al., 2016).

Après leur ingestion par le cheval au pâturage, les larves infestantes de troisième stade (L3) perdent leur gaine protectrice dans le tractus digestif puis pénètrent la muqueuse du caecum et du côlon, plus rarement celle de l'iléon, où elles s'enkystent (Love et al., 1999 ; Matthews, 2014). Lorsque les conditions sont favorables, les larves poursuivent leur développement et muent en larves de quatrième stade (L4), qui se développent à l'intérieur des kystes pendant une période d'environ un à deux mois (Bowman et al.,

2013 ; Taylor et al., 2016). Cependant, une proportion importante des L3 peut interrompre son développement et entrer dans un état de dormance appelé hypobiose ou inhibition larvaire. Ce mécanisme adaptatif permet aux parasites de synchroniser leur développement avec des conditions environnementales favorables à la survie des générations futures. Cette phase peut persister plusieurs mois et confère aux larves enkystées une résistance accrue aux facteurs environnementaux défavorables ainsi qu'à l'action de certains anthelminthiques (Love et Duncan, 1999 ; Kaplan et Nielsen, 2010 ; Matthews, 2014). À la reprise de leur développement, les larves émergent de la paroi intestinale, rejoignent la lumière du gros intestin et évoluent successivement vers les stades pré-adulte puis adulte. En l'absence d'hypobiose, la période prépatente varie généralement de 35 à 120 jours selon les espèces de cyathostomes (Reinemeyer, 1992 ; Collobert-Laugier, 1999 ; Hutchens, 2000 ; Bowman et al., 2013).

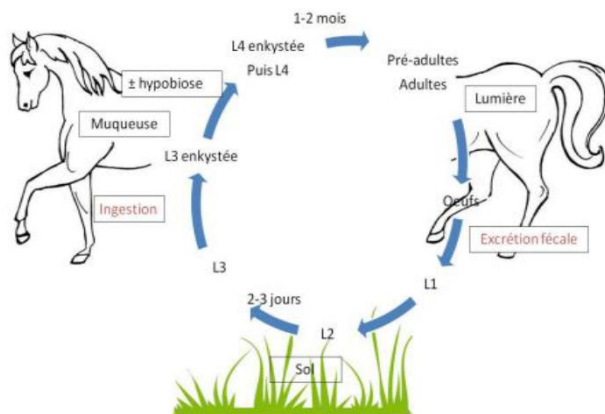


Figure 10: Cycle de contamination par ds *cyathostomes* (LAJOIX-NOUHAUD.E, 2011).



Figure 11: *Cyathostomes* adultes a la surface de l'intestin (source : Merial).

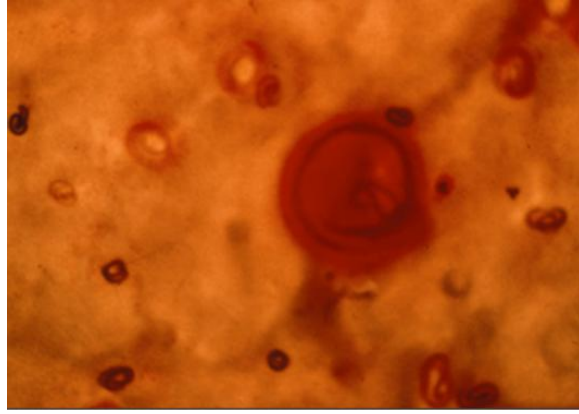


Figure 12: Cyathostomes-larve-enkystée dans l'intestin large (E.T. Lyons and S.C. Tolliver, Veterinary Science, 2015).

b. Etude clinique

→ Signes cliniques

Les cyathostomoses sont généralement des infestations chroniques et subcliniques. Toutefois, l'émergence massive et simultanée des larves enkystées dans la paroi intestinale peut provoquer une forme clinique aiguë appelée **cyathostomose larvaire**. Cette affection se manifeste par une altération de l'état général caractérisée par un amaigrissement progressif, une baisse des performances, un pelage terne et piqué ainsi qu'une anémie plus ou moins marquée (Klei et Chapman, 1999 ; Love *et al.*, 1999). Le signe clinique le plus caractéristique est une diarrhée profuse d'apparition brutale, souvent persistante et parfois réfractaire aux traitements. Cette affection est observée principalement chez les jeunes chevaux, qui n'ont pas encore développé une immunité efficace contre les cyathostomes (Klei et Chapman, 1999). Les fèces peuvent présenter une coloration rougeâtre liée à la présence massive de larves de quatrième stade (L4), dont l'activité histophage et hématophage provoque d'importantes lésions de la muqueuse intestinale (Love *et al.*, 1999 ; Matthews, 2014).

La diarrhée est fréquemment associée à des épisodes de coliques d'intensité variable, à une hyperthermie modérée, à une anorexie ainsi qu'à des œdèmes déclives consécutifs à une hypoprotéinémie et à une entéropathie exsudative (Sellon et Long, 2007 ; Taylor et al., 2016). Dans les cas les plus graves, la cyathostomose larvaire peut évoluer vers un état de cachexie

sévère et entraîner la mort de l'animal malgré la mise en œuvre d'un traitement adapté (Love et al., 1999 ; Matthews, 2014).

→ Lésions

Ce sont les larves L4 qui provoquent les lésions les plus sévères. Il s'agit d'un épaissement de la paroi caecale et colique associé à des lésions ponctiformes grisâtres de 1 à 3 mm de diamètre (figure 6), au sein de la muqueuse caecale et colique et qui correspondent aux kystes formés par les larves (Love *et al.*, 1999). A l'histologie, on peut retrouver une larve enroulée sur elle-même dans les kystes. De nombreuses larves ou adultes sont observables dans le contenu intestinal. Lors de formes diarrhéiques, ces lésions s'accompagnent d'ulcérations, d'un œdème et d'une congestion des muqueuses.

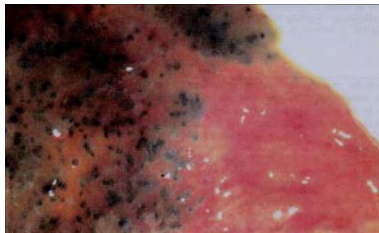


photo 3: Colon ventral "plombé" par les larves de cyathostomes (source : DPM, ENVN) (à gauche);Larves de cyathostomes enkystées dans la paroi de l'intestin (©AFSSA LERPE) (a droite)

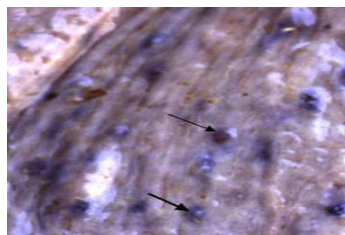


Image 4:Œdème du colon provoqué par les larves de cyathostomes (source : Dr. Daniela Ennulate Schering-Plough Research Institute)

1.3. *Parascaris equorum*

L'Ascarirose des équidés est une affection très fréquente causée par un unique parasite, *Parascaris equorum*, qui infeste l'intestin grêle des équidés, en particulier les jeunes de moins de 2 ans (Bowman, 1999).



Figure 13: œuf de *Parascaris equorum* (NIELSEN et al., 2014)

a. biologie (Bussieras et Chermette, 1988)

Le cycle est monoxène. La femelle adulte vit dans le tube digestif. Lors de la phase exogène de très nombreux oeufs sont excrétés avec les selles. Ces oeufs embryonnés sont protégés par une coque épaisse qui leur assure une forte résistance aux conditions climatiques défavorables et aux agressions chimiques, leur permettant même de survivre jusqu'à 2 ans dans le milieu extérieur. L'oeuf embryonné va se développer en morula puis en L1 et L2 qui est le stade infectant, en 10 à 15 jours lorsque les conditions sont optimales (période chaude 35°C et humide). La phase endogène se poursuit après ingestion uniquement de l'oeuf contenant la L2 par le cheval qui est un hôte réceptif (il n'y a pas de contamination par le lait maternel ni intra-utérine). L2 va perforer la coque et rejoindre le foie après avoir traversé la paroi intestinale et le péritoine ou après avoir gagné la veine porte. Après 3 à 4 jours, L2 mue en L3 puis emprunte la voie circulatoire pour rejoindre les poumons en passant par le coeur au bout d'une semaine. L3 passe ensuite dans les alvéoles, les bronchioles et arrive au pharynx où elle est déglutée puis gagne l'intestin grêle pour devenir L4 puis se transformer en pré-adulte. La maturité sexuelle est définie en 10 semaines. La période pré-patente est en moyenne de 60 à 75 jours.

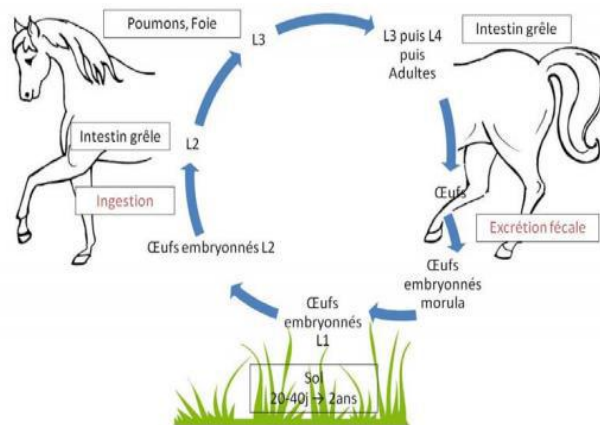


Figure 14: Cycle de contamination de *Parascaris equorum* d'après Jouve R (2017).

Les œufs peuvent résister jusqu'à 2 ans dans le milieu extérieur, y compris lors de gelée ou de période de dessiccation. Les œufs, une fois avalés, libèrent les larves qui traversent la paroi intestinale, migrent jusqu'au foie via la veine porte, puis dans les alvéoles pulmonaires avant d'être dégluties et d'achever leur développement dans l'intestin grêle.

b. Etude clinique

➔ Signes cliniques (Tableau 2)

Des troubles respiratoires tels que de la toux ou du jetage nasal peuvent témoigner du passage pulmonaire des larves L4 chez les jeunes individus. Ces signes cliniques sont dus aux lésions tissulaires engendrées par ce passage et par le contenu interne fortement allergénique des parasites. Des complications telles des surinfections engendrant des broncho-pneumonies peuvent survenir.

Les troubles intestinaux sont liés à la présence des adultes dans la lumière (Southwood *et al.*, 1998). Ceux-ci ont un impact sur l'état général (pelage terne, retard de croissance, problèmes osseux et tendineux). On peut également avoir des épisodes de diarrhée, des coliques parfois très sévères, une occlusion intestinale pouvant causer la mort et un iléus d'origine allergique est parfois observé (Lyons *et al.*, 1996).

Tableau 2. Ascarirose, pathogénicité et symptômes cliniques

Maladie	Pathogénicité	Signes cliniques
Ascarirose larvaire	<p><u>Au niveau pulmonaire</u>, les larves peuvent potentialiser l'effet pathogène de virus ou de bactéries par production excessive de mucus.</p> <p><u>Dans le foie</u>, elles peuvent conduire à une fibrose.</p>	Toux avec jetage nasal et muqueux pouvant conduire à une dyspnée et à des hémorragies.
Ascarirose imaginaire	<p><u>Lorsque la charge parasitaire est faible</u> : coliques peu importantes récurrentes dues à une stase alimentaire.</p> <p><u>Lorsque l'infestation est massive</u>, il peut y avoir formation de pelotes ascaridiennes, pouvant se compliquer en péritonite.</p>	Baisse de l'état général du jeune cheval. Elle peut aussi donner une entérite catarrhale aiguë ou chronique, accompagnée d'excrétion de crottins ramollis fétides ou de diarrhées en alternance avec des périodes de constipation.

➔ Lésions

Les lésions du parenchyme hépatique et pulmonaire présentées par la figure 10 sont de type hémorragique puis fibreuses. Les lésions intestinales peuvent être peu importantes ou être beaucoup plus graves et aller jusqu'à l'occlusion totale de l'intestin grêle ou sa rupture (Southwood *et al.*, 1998).



Figure 15: Infestation de l'intestin grêle par *Parascaris equorum* (Reinemeyer et Nielsen, 2013).

1.4. Oxyures

Les oxyures sont des parasites de la famille des Oxyuridés dont deux espèces sont parasites des chevaux : *Oxyuris equi* et *Probstmayria vivipara*. Les oxyuroses sont peu fréquentes chez les chevaux correctement vermifugés, et en général bénignes. *Oxyuris equi* parasite le côlon et le rectum et il existe un net dimorphisme sexuel, les mâles mesurant 9 à 12 mm tandis que les femelles mesurent de 40 à 150 mm. *Probstmayria*

vivipara est de plus petite taille (2 à 3 mm de long) et semble tout à fait anodin chez le cheval (Beugnet *et al.*, 2005).



Figure 16: de gauche a droite: Extrémité antérieure d'*Oxyuris equi* adulte avec son œsophage; *Oxyuris equi* (oxyures), adultes ♂ 0,9–1,2 cm, ♀ 2,5–15 cm, ♀ extrémité postérieure effilée, extrémité antérieure en massue, opercule, larve en forme de U (Adaptation du Guide de recommandations ESCCAP no. 8 pour la Suisse, septembre 2019).

a. Biologie

Les adultes d'*Oxyuris equi* vivent fixés à la muqueuse caecale et colique (figure 7). Une fois fécondées, les femelles migrent vers les marges anales pour pondre en région péri-anale. Les oeufs ainsi pondus restent enveloppés dans une masse adhésive et évoluent en 4 à 5 jours pour donner une larve infestante L3 (Bussiéras et Chermette, 1995).

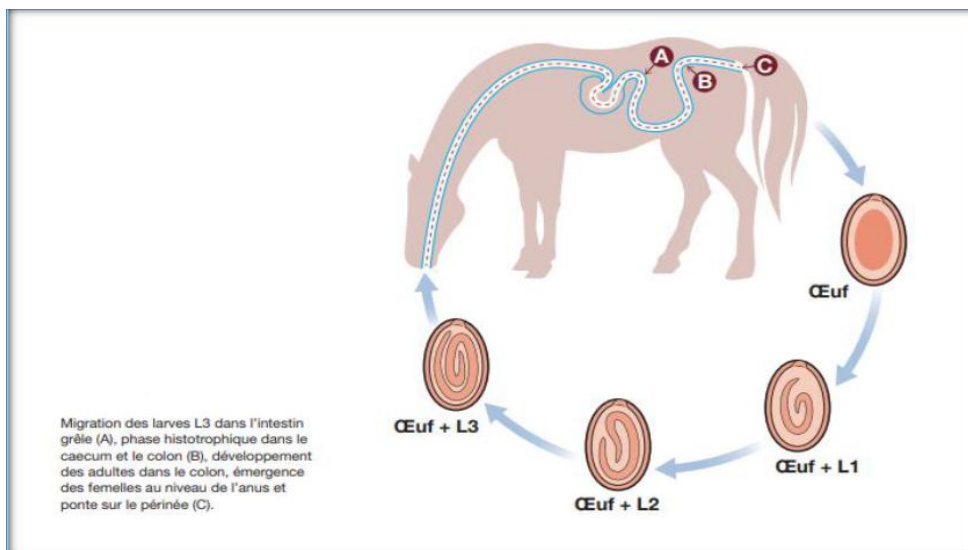


Figure 17: Cycle d'*Oxyuris equi* (ESCCAP. 2019).

b. Etude clinique

→ Signes cliniques

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



Figure 18: Lésion caractéristique d'oxyurose (Source : Merial).

→ Lésions

Les lésions sont surtout secondaires au prurit observé chez les chevaux infestés. Ainsi, on observe des dépilations au niveau de la queue associées à la présence de squames. On peut constater également la présence d'un enduit ocre correspondant à la masse adhésive contenant les oeufs (Photo3). En cas d'infestation massive par *Oxyuris equi*, les larves et les adultes peuvent provoquer des lésions inflammatoires de la muqueuse du gros intestin.

2. Plathelminthes : Parasites plats

2.1. Anoplocéphale

Les Anoplocéphalidés, et en particulier *Anoplocephala perfoliata*, sont les cestodes parasites des équidés. Les cas de téniasis sont très fréquents chez les chevaux et peuvent conduire à des troubles intestinaux.

a. Biologie

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

Le cycle des Anoplocéphalidés est dixène et passe par un hôte intermédiaire, un acarien coprophage appartenant à la famille des Oribatidés. Après fécondation, les proglottis sont éliminés dans les crottins, chacun possédant un appareil génital hermaphrodite complet. La phase exogène débute donc par l'élimination des segments ovigères ou même par l'excrétion directe d'oeufs à coque épaisse renfermant un embryon hexacanthé. Ces anneaux et oeufs sont résistants et persistent 1 à 2 mois dans le milieu extérieur. La phase endogène commence quand le cheval se contamine en mangeant de l'herbe parasitée par un Oribate infecté. Les larves sortent de l'acarien, évoluent en adultes en 2 mois environ et se fixent par la ventouse du scolex dans l'intestin grêle et parfois l'estomac pour *Anoplocephala magna* et *Paranoplocephala mamillana* et de part et d'autre de la valvule iléo-caecale pour *Anoplocephala perfoliata*. Ces adultes n'ayant pas de tube digestif vont se nourrir de chyme par pinocytose (Beugnet *et al.*, 2005).

b. Étude clinique

→ Signes cliniques

L'expression clinique des infestations par les Anoplocéphales est variable et dépend en grande partie de l'intensité du parasitisme. Une corrélation positive a été rapportée entre la charge parasitaire et la sévérité des manifestations digestives observées chez les équidés (Pavone *et al.*, 2011).

Les infestations légères sont souvent asymptomatiques. En revanche, lors d'infestations plus importantes, les chevaux peuvent présenter une entérite, des douleurs abdominales récurrentes, une altération de l'état général et des troubles du transit intestinal pouvant évoluer vers une obstruction fonctionnelle par mécanisme spastique ou paralytique. Dans les cas les plus sévères, notamment lors d'une accumulation importante de *Anoplocephala perfoliata* au niveau de la région iléo-caecale, des lésions inflammatoires marquées, des ulcérations et parfois une nécrose

de la muqueuse intestinale peuvent être observées (Proudman et Trees, 1999 ; Pavone et al., 2011).

→ Lésions

Les lésions observables dépendent du niveau d'infestation de l'animal. Si l'infestation est faible, les lésions d'entérite plus ou moins ulcérateuse seront discrètes (Beugnet *et al.*, 2005). Si l'infestation est importante comme en figure 14, on pourra observer une entérite pseudo-membraneuse, de nombreux ulcères ainsi que des productions tumorales bénignes.



Figure 19: *Anoplocephala perfoliata* dans l'intestin grêle d'un cheval (Source : Université de Pennsylvanie).

2.2. Douves du foie

Les douves hépatiques sont des trématodes appartenant à l'embranchement des Plathelminthes. Chez les équidés, les principales espèces rencontrées sont *Fasciola hepatica* et *Dicrocoelium lanceolatum* (*D. dendriticum*). Bien que ces parasites soient fréquemment observés chez les ruminants, leur infestation reste relativement rare chez le cheval, chez lequel les répercussions cliniques sont généralement moins importantes (Bussiéras et Chermette, 1988 ; Institut du Cheval et Association Vétérinaire  quine Française, 1994).

a. Biologie

Les formes adultes de *Fasciola hepatica* résident dans les canaux biliaires où elles se nourrissent principalement de sang et de tissus prélevés sur la paroi biliaire. Ces parasites sont hermaphrodites et peuvent se reproduire aussi bien par fécondation croisée que par autofécondation (Owen, 1977).

Le cycle biologique est indirect et nécessite l'intervention d'un mollusque gastéropode amphibie, *Galba truncatula*, qui joue le rôle d'hôte intermédiaire. Les œufs, produits par les adultes et éliminés avec les fèces, renferment un embryon qui poursuit son développement dans le milieu extérieur. Dans des conditions favorables de température et d'humidité, les œufs peuvent survivre pendant plusieurs mois, voire jusqu'à deux ans, alors qu'ils sont très sensibles à la dessiccation et aux températures extrêmes (Bussiéras et Chermette, 1988).

Après une période d'incubation d'environ un mois, un miracidium cilié éclot et recherche activement son hôte intermédiaire. Une fois la limnée infectée, le miracidium pénètre dans ses tissus et se transforme en sporocyste. Celui-ci donne naissance, par multiplication asexuée, à des rédies qui colonisent principalement la glande digestive du mollusque, assurant ainsi la poursuite du développement larvaire du parasite (Owen, 1977 ; Bussiéras et Chermette, 1988).

Selon les conditions climatiques, les rédies donnent soit des rédies filles soit de nouvelles larves, les cercaires munies de deux ventouses et d'une queue natatoire. A maturité, les cercaires sortent activement de la limnée et nagent pour s'enkyster sur un végétal et donner des métacercaires, très résistantes dans l'environnement mais ne supportant pas la dessiccation.

La phase endogène débute lorsque le cheval ingère l'herbe ou de l'eau contaminée. Au contact du suc gastrique, le kyste est dissous libérant de jeunes douves immatures histiophages qui traversent la paroi intestinale pour rejoindre le foie et les canaux biliaires en 7 à 8 semaines puis deviennent adultes. La période pré-patente est de 2 à 3 mois.

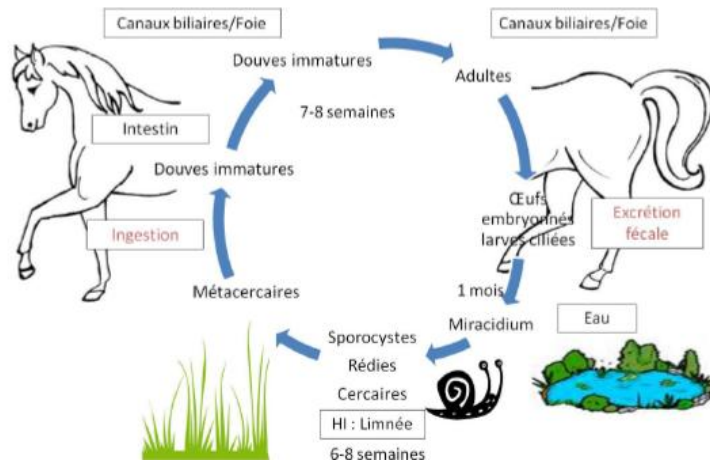


Figure 20: cycle de *Fasciola hepatica* d'après Collobert (1998).

b. Etude clinique

Fasciola hepatica est peu pathogène chez les équidés et la distomatose est souvent asymptomatique. Elle pourrait être la cause d'une légère altération de l'état général, de coliques et de diarrhées bénignes. Bien qu'il s'agisse d'une affection fréquente, le caractère asymptomatique rend sa recherche difficile et présente peu d'incidence.

2.3. *Gastérophiles* (Bussieras et Chermette 1988 ; Bricard et Pfister 1997)

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

a. Biologie

Les gastérophiles présentent un cycle direct. De mai à octobre, les femelles pondent leurs œufs sur les poils des chevaux, principalement au niveau des membres antérieurs. Après léchage ou frottement, les œufs éclosent et libèrent des larves L1 qui migrent vers la cavité

buccale où elles poursuivent leur développement. Après plusieurs mues, les larves sont dégluties et gagnent l'estomac, où elles se fixent à la muqueuse gastrique pendant 8 à 10 mois avant d'être éliminées dans les fèces sous forme de L3 (Taylor et al., 2016).

Dans le milieu extérieur, les larves s'enfouissent dans le sol, se transforment en pupes puis en mouches adultes après quelques semaines lorsque les conditions sont favorables. La période prépatente est généralement comprise entre 9 et 12 mois (Bussiéras et Chermette, 1995 ; Taylor et al., 2016).

b. Etude clinique

Les gastérophiloses sont généralement asymptomatiques. Cependant, les larves fixées à la muqueuse buccale ou gastrique par leurs crochets peuvent provoquer des inflammations, des œdèmes et des ulcérations de la paroi digestive. Lors d'infestations importantes, elles peuvent être à l'origine de gastrites, de coliques récurrentes, plus rarement d'une obstruction pylorique, ainsi que d'un retard de croissance chez les jeunes chevaux (Bussiéras et Chermette, 1995 ; Bowman, 2021).



Figure 21: Nombreuses larves de gastérophiles dans l'estomac d'un cheval (Beugnet F, 1997).

CHAPITRE 2 : Les Méthodes De Recherche des Parasites Digestifs



1. Diagnostic épidémiologique et clinique des parasitoses digestives

1.1. Épidémiologie

L'évaluation des facteurs épidémiologiques constitue une étape essentielle dans la démarche diagnostique des parasitoses digestives chez les équidés. Certains facteurs intrinsèques liés à l'animal ainsi que des facteurs extrinsèques liés à son environnement peuvent favoriser l'apparition et le maintien des infestations parasitaires. Bien que ces éléments ne soient pas spécifiques d'une parasitose donnée, leur prise en compte permet d'orienter les investigations diagnostiques et d'évaluer le niveau de risque parasitaire.

Facteurs intrinsèques

- L'âge : les poulains et les chevaux âgés présentent généralement une plus grande sensibilité aux infestations parasitaires en raison d'une immunité insuffisamment développée ou affaiblie.
- La gestation, susceptible de modifier la réponse immunitaire de la jument.
- Les états pathologiques préexistants, notamment l'immunodépression ou la dénutrition.
- La présence d'un troupeau hétérogène comprenant des animaux d'âges, d'espèces ou de statuts sanitaires différents.

Facteurs extrinsèques

- La saison : le risque de contamination est généralement plus élevé au printemps et en début de saison de pâturage.
- Les pratiques d'élevage, notamment les mesures d'hygiène, la gestion des pâtures et les programmes de vermifugation.
- Les changements de conditions de vie, tels que l'introduction d'un nouvel animal, un changement de pâture ou une modification du mode d'hébergement.
- Les caractéristiques de l'habitat, notamment le surpâturage, la densité animale, ainsi que le mode de logement (box, pâture ou système mixte).

1.2. Signes cliniques généraux

Les parasitoses digestives se manifestent le plus souvent par une altération progressive de l'état général. Les principaux signes observés comprennent un amaigrissement, une baisse de forme, un pelage terne, un retard de croissance chez les jeunes animaux ainsi qu'une diminution des performances sportives ou de travail (Gluntz, 2005 ; Walter, 2006).

Des troubles digestifs sont fréquemment associés. Les coliques constituent une manifestation courante, particulièrement lors d'infestations par les ténias, les ascarides ou les strongles. Des épisodes diarrhéiques peuvent également être observés, notamment lors de strongyloïdose ou de cyathostominose larvaire, mais aussi au cours d'infestations par les ténias, les ascarides et les grands strongles (Taylor et al., 2016 ; Nielsen et Reinemeyer, 2018).

L'association de ces différents signes doit conduire à la réalisation d'examens parasitologiques appropriés avant toute mise en œuvre d'une vermifugation systématique.

1.3. Signes cliniques spécifiques

Certains parasites peuvent induire des manifestations cliniques relativement caractéristiques permettant d'orienter le diagnostic.

L'oxyurose (*Oxyuris equi*) se traduit fréquemment par un prurit intense de la région périnéale, entraînant un frottement répété de la queue et des fesses contre les parois ou les clôtures. Une dépilation de la queue ainsi qu'un dépôt blanchâtre d'œufs autour de l'anus constituent des signes fortement évocateurs de cette affection (Reinemeyer et Nielsen, 2009).

La gastérophilose est suspectée lors de l'observation d'œufs de gastérophiles fixés sur les poils des membres ou de l'encolure pendant la belle saison. Bien que généralement asymptomatique, cette infestation peut occasionnellement être associée à des troubles de la préhension alimentaire ou à des épisodes de coliques (Bowman, 2021).

Chez les jeunes poulains, une diarrhée sévère, aqueuse et persistante peut évoquer une infestation par *Strongyloides westeri*. La confirmation diagnostique repose sur un examen coproscopique permettant la mise en place rapide d'un traitement adapté (Taylor et al., 2016).

Une toux persistante peut être observée lors de la migration larvaire des ascarides (*Parascaris spp.*) ou lors d'affections dues aux strongles pulmonaires. Dans le cas des ascaridioses, cette symptomatologie respiratoire s'accompagne fréquemment d'une altération de l'état général, d'un retard de croissance ou de manifestations digestives telles que les coliques (Nielsen et Reinemeyer, 2018).

Les coliques associées à des troubles locomoteurs ou neurologiques peuvent orienter vers une infestation par *Strongylus vulgaris*, dont les larves migrent dans les artères mésentériques et provoquent des lésions vasculaires importantes. De même, une démarche antalgique

accompagnée de douleurs localisées au flanc droit peut être observée lors d'infestation par *Strongylus edentatus* (Love et al., 1999 ; Bowman, 2021).

Les strongyloses demeurent parmi les principales causes de troubles digestifs et de coliques chez les équidés, soulignant l'importance d'un diagnostic précoce et précis afin de mettre en œuvre les mesures thérapeutiques et prophylactiques appropriées.

2. Diagnostic biologique

Le diagnostic biologique constitue un complément essentiel de l'examen clinique dans l'évaluation des parasitoses digestives des équidés. En présence d'une altération de l'état général, d'une baisse des performances ou de signes cliniques évocateurs, des examens hématologiques et biochimiques peuvent être réalisés afin d'orienter le diagnostic. Bien que les anomalies observées ne soient pas spécifiques d'une infestation parasitaire, elles peuvent fournir des indications précieuses lorsqu'elles sont interprétées conjointement aux données cliniques et épidémiologiques.

2.1. Hémogramme et examens cytologiques

Les parasites digestifs sont fréquemment responsables de lésions inflammatoires et ulcératives du tractus gastro-intestinal, pouvant entraîner des pertes sanguines chroniques et, par conséquent, une anémie généralement modérée. Cette anomalie est principalement observée lors d'infestations par les strongles, les anguillules (*Strongyloides westeri*) et les trématodes hépatiques tels que *Fasciola hepatica* (Léglise, 2005 ; Taylor et al., 2016).

Une hyperéosinophilie sanguine est souvent associée aux infestations parasitaires, en particulier lors d'infections par *Strongylus equinus* et, plus occasionnellement, par *Strongylus vulgaris*. Les cyathostomoses sévères peuvent également s'accompagner d'une anémie, d'une leucocytose et d'une neutrophilie, traduisant une réaction inflammatoire importante (Love et al., 1999 ; Corning, 2009).

L'examen du liquide péritonéal peut révéler une augmentation du nombre d'éosinophiles lors de certaines infestations larvaires de strongles. De même, une hyperéosinophilie observée dans le liquide de lavage trachéal peut être associée à la migration pulmonaire des larves d'ascarides (*Parascaris spp.*) chez les jeunes chevaux (Nielsen et Reinemeyer, 2018).

Dans les infestations massives par les ténias (*Anoplocephala spp.*), des infiltrations éosinophiliques de la muqueuse intestinale peuvent être observées, témoignant de la réaction inflammatoire induite par les parasites (Proudman et Trees, 1999).

2.2. Examens biochimiques

Les analyses biochimiques permettent d'évaluer les conséquences métaboliques et inflammatoires des infestations parasitaires. Une hypoprotéïnémie peut être observée lors d'infestations importantes par les grands strongles, en raison des pertes protéiques intestinales et de l'altération de l'absorption digestive (Beugnet et Gevrey, 1997).

Les infections par *Strongylus vulgaris* peuvent également entraîner une hypoalbuminémie associée à une hypergammaglobulinémie, conséquence des lésions intestinales et de la stimulation chronique du système immunitaire (Beugnet et al., 2009).

Lors de cyathostomose larvaire, les principales anomalies biochimiques rapportées sont une hypoalbuminémie, une hyperfibrinogénémie et une diminution du rapport albumine/globuline, souvent inférieur à 0,7. Ces modifications reflètent l'ampleur de l'inflammation intestinale et des pertes protéiques associées à l'émergence massive des larves enkystées dans la muqueuse du côlon et du cæcum (Love et al., 1999 ; Corning, 2009 ; Nielsen et Reinemeyer, 2018).

3. Coproscopie (Euzéby 1981 ; Jonville 2004)

L'examen coproscopique est la principale méthode de détection et de diagnostic. Elle est essentielle à la mise en place d'un plan de vermifugation raisonné.

- Méthode de prélèvements : (Bourdeau *et al.* 1983)

Le prélèvement de crottin se fait préférentiellement dans le rectum mais on peut également prendre des parties de crottin qui ne sont pas en contact avec le sol si le crottin vient d'être fait. La méthode la plus significative étant de prélever plusieurs crottins par cheval, de les mélanger et d'en garder un échantillon à analyser.

La coproscopie doit s'effectuer après le prélèvement afin d'éviter la poursuite de développement des stades parasitaires. Toutefois l'analyse peut être différée si l'on respecte des conditions de conservations : 2-3 jours au réfrigérateur, jusqu'à 1 an au congélateur à -15°C, mais cette méthode n'est pas recommandée car elle peut détruire des parasites, ou encore quelques années dans l'eau formolée à 10%. Les selles sont ensuite gardées soit dans le gant de prélèvement retourné, soit dans des sacs ou pots hermétiques, puis identifiés.

3.1. La coproscopie macroscopique (Euzéby 1981 ; Bussieras et Chermette, 1988)

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

- la couleur
- la consistance
- la présence de matières : mucus, résidus alimentaires, parasites
- Les parasites que l'on peut ainsi mettre en évidence sont :
 - des ascaris adultes
 - des oxyures adultes
 - des segments ovigères de ténias
 - des larves de cyathostomes (aspect rougeâtre en diarrhée aiguë)
 - parfois des larves L3 de gastrophiles qui sont caractéristiques : grandes, cylindriques, munies de 2 crochets au niveau des pièces buccales et couvertes de rangées d'épines.
- Pour aider à la recherche de parasites, on peut passer les selles au tamis de maille de 1mm environ après les avoir désagrégées dans un grand volume de NaCl à 0,9%.

3.2. La coproscopie microscopique (Bussieras et Chermette., 1988)

Coproscopie qualitative sans concentration

C'est une méthode simple mais peu sensible car le parasitisme est souvent faible. Il faut diluer sur une lame des fèces dans 2 gouttes d'eau puis monter entre lame et lamelle avant de lire au microscope.

Coproscopie qualitative avec concentration

➔ **Méthode de flottation** (Euzéby., 1981 ; Proudman et Edwards., 1992)

Cette méthode consiste à ajouter une solution dense à une petite quantité de fèces.

On pose une lamelle sur le tube rempli à ras bord. Après sédimentation ou centrifugation, les résidus se déposent au fond du tube tandis que les éléments parasitaires se concentrent à la surface et se déposent sur la lamelle. C'est une méthode rapide, simple, peu coûteuse et sensible. Le choix du liquide dense est primordial. En effet, si la solution n'est pas assez dense, les oeufs de trématodes ne vont pas flotter et à l'inverse une solution trop dense risque d'abimer les éléments parasitaires. Les principales solutions denses utilisées sont :

- - Le liquide de Faust : solution de sulfate de Zinc à 33% (d=1,18)
- - Le liquide de Willis : solution aqueuse de NaCl à saturation (d=1,20)
- - La solution de sulfate de Magnésium à 30% (d=1,28)
- - La solution de sulfate de Zinc à saturation (jusqu'à d=1,42)
- - La solution de sulfate et d'acétate de Zinc (33g de ZnSO₄ et 15g de -Zn (CH₃COO)₂ dans 100 mL d'eau, d=1,33)
- - La solution de Janecko-Urbanyi : solution d'iodo-mercurate de potassium (150g de HgI₂ et 11g de KI dans 400 mL d'eau, d=1,44). Cette solution convient très bien à la détection des trématodes, elle est écotoxique et est soumise à réglementation.

Ce type de coproscopie va permettre la détection :

- - des œufs de strongles mais ne permet pas de déterminer l'espèce
- - des œufs d'ascaris
- - des œufs et des adultes de ténias
- - des œufs embryonnés et des larves rhabditoïdes d'anguillules

→ Méthode de sédimentation (Beugnet *et al.* 2009)

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

Cette méthode est rapide, simple, peu coûteuse et permet la détection de la plupart des oeufs. La sensibilité peut être diminuée par la présence de résidus dans le culot. Toutefois, l'ajout de bleu de méthylène peut faciliter la détection en colorant les débris mais pas les oeufs de nématodes.

→ Méthode de Baerman (Beugnet *et al.* 2009)

La méthode de Baermann est une technique d'enrichissement permettant de concentrer les larves. Elle repose sur les propriétés des larves. Elle joue sur les tropismes de celles-ci en se servant de leur hydro-thermotropisme positif et de leur phototropisme négatif pour les extraire des fèces et limiter également les résidus dans le filtrat. On dépose le prélèvement sur une

gaze, posée sur un tamis, au-dessus d'un entonnoir rempli d'eau. On laisse reposer au moins 2 heures et on récupère les premiers millilitres de filtrat.

La méthode de Baermann requiert de placer 10 à 15 grammes de fèces dans une passoire à thé dont on recouvre le fond d'une compresse de gaze pour éviter le passage de gros débris. L'opérateur prendra garde de garder les fèces en milieu humide grâce à des compresses humidifiées. La passoire ainsi préparée est placée dans un entonnoir relié par un tube en caoutchouc fermé à l'aide d'un clamp. L'opérateur placera ensuite le montage à la verticale (**Photo 5**) et ajoutera l'eau dans l'entonnoir de manière à ce que le fond de la passoire contenant les fèces soit en contact avec le liquide. Cela permet la migration des larves vers la solution aqueuse.

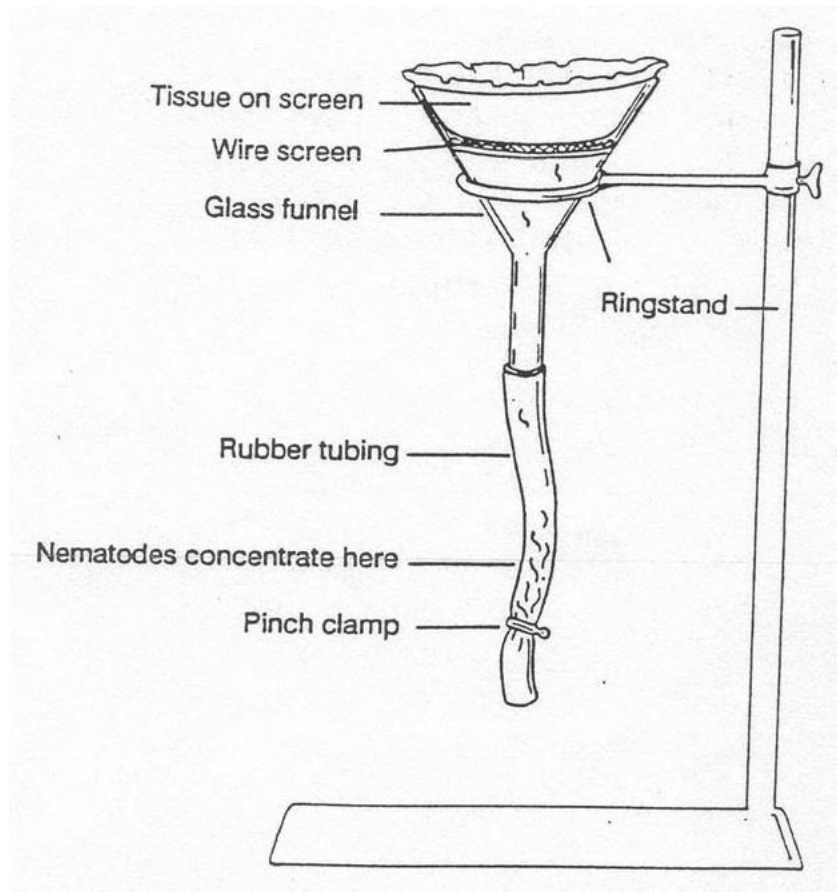


Photo 5: Dispositif de Baermann (Source : Riley et Agudelo, 2008)

→ **Coproscopie quantitative ou méthode de McMaster** (Rochette *et al.* 1979, Euzéby 1981, Brillard 1997)

Plusieurs méthodes peuvent être utilisées. Nous n'allons décrire ici que la méthode de Mac Master, qui est à ce jour la principale méthode quantitative de coproscopie et qui est celle choisie pour la partie expérimentale. C'est une technique rapide, relativement sensible, mais nécessitant du personnel expérimenté et elle est un peu coûteuse (45 à 230 euros pour une lame).

Le principe est de compter les éléments parasitaires contenus dans un volume déterminé de suspension fécale grâce à des lames spéciales, les lames de Mac Master ou cellules de Mac Master. Les propriétés de ces lames vont permettre de quantifier les éléments parasitaires présents.

La lame de Mac Master est une lame porte-objet de taille habituelle mais d'une épaisseur de 2 mm. Elle comporte trois plots, deux aux extrémités et un médian moins long, qui utilisent la largeur de la lame et qui sont épais de 1,5 mm. Une lame moins large mais aussi longue que la lame porte-objet recouvre les plots. Deux compartiments de 0,15 mL sont délimités par les plots et leurs plafonds comportent des carrés de 6 cellules de 1,7 mm de large chacune et de 10 mm de long.



photo 6: Réalisation de la méthode de MacMaster (Source : The RVC/FAO guide to veterinary diagnostic parasitology)

Remarque sur le calcul : Sachant que les fèces sont diluées au 1/15e et qu'un compartiment est égal à 0,15mL, le nombre d'oeufs dans un compartiment équivaut au nombre d'oeufs présents dans 1/100e de gramme de fèces. On multiplie donc le nombre obtenu pour un compartiment par 100 ou bien la

moyenne obtenue pour les deux compartiments par 50 pour obtenir le nombre d'oeufs par gramme (opg).


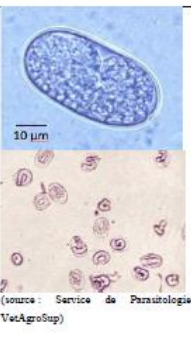


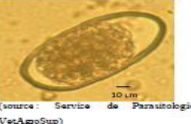

3.3. Coproculture (Gevrey 1971, Euzéby 1981, Bevilaqua *et al.* 1993, Irola 2010)

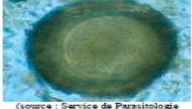

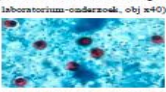
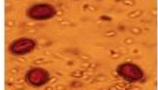
La coproculture n'est pas une technique utilisée en routine. En effet, réaliser correctement une coproculture requiert un opérateur expérimenté et un matériel adapté. De plus, on choisira de réaliser une coproculture dans le cas où l'on doit déterminer précisément la ou les espèces présentes car l'observation au microscope des oeufs de strongles, dont on compte plus de 40 espèces, ne permet pas une diagnose d'espèce.


Les fèces doivent être cultivées pendant 10 à 12 jours pour obtenir des larves L3 infestantes. A ce stade, une différenciation est possible (Kornas *et al.*, 2009) pour certains strongles. Pour la réalisation d'une coproculture, on étale directement les fèces dans un bac ou une boîte de Pétri (suivant le volume de fèces) entre deux gazes humides. Puis, on place le contenant dans un récipient fermé de manière à pouvoir contrôler l'humidité (entre 50 et 80 %). La température devra être maintenue entre 23 et 25°C et on devra s'assurer que les échantillons sont bien oxygénés en les brassant si nécessaire. L'interprétation se fera la plupart du temps après avoir piégé les larves par la technique de Baermann (Bowman, 1999).

L'interprétation se fera la plupart du temps après avoir piégé les larves par la technique de Baermann (Bowman, 1999). Cette technique permet d'affiner le diagnostic d'espèce dans le cadre d'une démarche de qualité lors de programme de prophylaxie mais a l'inconvénient d'être longue à mettre en place et peu accessible aux vétérinaires praticiens en ce qui concerne son interprétation. L'interprétation se fera la plupart du temps après avoir piégée les larves par la technique de Baermann (Bowman, 1999). Cette technique permet d'affiner le diagnostic d'espèce dans le cadre d'une démarche de qualité lors de programme de prophylaxie mais a l'inconvénient d'être longue à mettre en place et peu accessible aux vétérinaires praticiens en ce qui concerne son interprétation.

Tableau 3. Tableau récapitulatif des éléments épidémiologiques et diagnostics importants pour la mise en évidence des infestations parasitaires

Parasite	Prévalence	Moyens de détection	Morphologie des éléments observés	Saisonnalité des résultats de coproscopies	Seuil d'infestation justifiant un traitement	
CESTODES	Anoplocephalates	++	<ul style="list-style-type: none"> - Examen selles - Examen coproscopique (flottation) : dépistages de groupes ou répétition des examens - Sérologie ELISA 	 <p>(source : Abrégs de Parasitologie clinique des Equidés)</p>	Infestation maximale d'octobre à novembre	Dès détection d'un œuf (Si moins de 20 adultes parasitent l'intestin, le résultat de la coproscopie est souvent négatif)
			<ul style="list-style-type: none"> - Examen coproscopique : œufs dans les fèces du poulain. - Examen du lait : Larves dans le lait de la poulinière 	 <p>(source : Service de Parasitologie VetAgroSup)</p>	Sortie d'hiver et printemps	Non décrit
Parasite	Prévalence	Moyens de détection	Morphologie des éléments observés	Saisonnalité des résultats de coproscopies	Seuil d'infestation justifiant un traitement	
NEMATODES	Cyathostomes	+++	<ul style="list-style-type: none"> - Examen des selles : présence de larves rougeâtres - Examen coproscopiques : présence d'œufs après test de flottation - Coproculture (méthode de Baermann) - Hémato-biochimie 	 <p>(source : National Animal Disease Information Service)</p>  <p>(source : photo personnelle)</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Printemps : attention à la levée d'hypobiose - Recoutaminatio n possible au pâturage jusqu'à septembre/octobre - Attention, en hiver, l'examen coproscopique donne souvent un résultat faussé négatif. 	200 (Dorchies <i>et al.</i> , 2007) à 500 (Nielsen <i>et al.</i> , 2010) œufs par gramme de fèces.
			<ul style="list-style-type: none"> - Examen coproscopique : œufs dans les fèces. - Coproculture - Echographie transrectale 	 <p>(source : Service de Parasitologie VetAgroSup)</p>	Infestation maximale en été	Non décrit
			<ul style="list-style-type: none"> - Scotch-Test : visualisation des amas au microscope. 	 <p>(source : Service de Parasitologie)</p>	Pas de saisonnalité particulière	Dès détection d'amas caractéristiques en marge de l'anus.

Parasite	Prévalence	Moyens de détection	Morphologie des éléments observés	Saisonnalité des résultats de coproscopies	Seuil d'infestation justifiant un traitement
NEMATODES <i>Parascaris equorum</i>	++	- Examen coproscopique : présence d'œufs à la flottation. - Intervention chirurgicale lors de coliques chez le poulain de moins de 2 ans.	 (source : Service de Parasitologie VetAgroSup)	Pas de saisonnalité particulière. Emission d'œufs de façon continue.	Non décrit.
PROTISTES Coccidies	+++	<i>Eimeria</i> : Présence d'oocystes dans les selles <i>Cryptosporidium</i> : - Coloration de lame au Ziehl Neelsen modifiée. - ELISA - Immunofluorescence	 (source : Veterinair microbiologisch laboratorium-onderzoek, obj n°0)  (source : Service de Parasitologie VetAgroSup)	Pas de saisonnalité particulière. Touche les poulains surtout entre 0 et 1 mois, éventuellement jusqu'à 1 an.	Des détection d'un œuf si de signes cliniques (diarrhée) sont associés. La sévérité des signes dépend de la compétence du système immunitaire.
Giardia	++	- Examen coproscopique : flottation au sulfate de zinc. Lecture possible avec une goutte de lugol. - Kits ELISA	 (source : Service de Parasitologie VetAgroSup)	Printemps et été	Non décrit. Une giardiose clinique se caractérise par l'élimination d'un nombre élevé de kystes.

Parasite	Prévalence	Moyens de détection	Morphologie des éléments observés	Saisonnalité des résultats de coproscopies	Seuil d'infestation justifiant un traitement
TREMATODES Douves du fœte	+/-	- Examen coproscopique (sédimentation) : œufs lourds. Attention aux faux négatifs - Sérologie : ELISA, immuno-fluorescence	 (source : Service de Parasitologie VetAgroSup)	Printemps et été	Des détection d'un œuf ou sérologie positive.

Le tableau 3 permet de reprendre les informations principales concernant les parasites intestinaux du cheval. La prévalence est ici indiquée par les signes : +/- signifiant que l'infestation parasitaire est rare, ++ signifiant que celle-ci est habituelle, +++ signifiant que celle-ci est très fréquente. Ainsi, le vétérinaire praticien peut connaître la probabilité de l'observation de tel ou tel élément parasitaire. De même, les examens complémentaires indiqués par parasites sont décrits ainsi que la période la plus opportune à laquelle le réaliser. La saisonnalité de chaque parasite et le seuil d'infestation justifiant un traitement apparaissent également dans ce tableau.

4. Biologie moléculaire

La biologie moléculaire est de plus en plus utilisée pour le diagnostic de maladies infectieuses via notamment les techniques de PCR. Ces dernières permettent l'amplification de séquences d'ADN présentes en petites quantités dans un prélèvement (de tissu, de sang, d'urine ou de fèces) et présentent l'avantage d'être à la fois très sensibles et très spécifiques.

Les ADN ribosomiaux (ADNr) de plusieurs espèces de grands et petits strongles ont été séquencés et clonés au début des années 1990. Au sein de l'ADNr, il existe des séquences non codantes hautement polymorphes appelées internal transcribed spacers (ITS) ou intergenic spacers (IGS) qui permettent un diagnostic d'espèce par amplification PCR (Hodgkinson, 2006). Deux régions ITS (ITS-1 et ITS-2) de *strongylus vulgaris*, *edentatus* et *equinum* ont été amplifiées et identifiées (Gasser *et al.*, 1996). En ce qui concerne les cyathostomes, l'amplification et l'identification des régions IGS de 16 espèces a été réalisée par Kaye *et al.* en 1998 ce qui a ensuite permis de fabriquer des sondes ADN permettant l'identification de certaines espèces par PCR (Hodgkinson, 2001). Cependant, certaines séquences d'ADN sont répétitives et l'identification d'espèce reste peu aisée. En ce qui concerne la quantification de l'infestation, Nielsen *et al.* (2008) ont mis au point une technique semi-quantitative par real-time PCR pour la détection de *strongylus vulgaris*. Leur étude fut une première dans ce domaine puisque ce sont eux qui ont déterminés les séquences amorces permettant l'amplification. Nielsen et ses collaborateurs ont isolé des œufs de grands strongles et de cyathostomes à partir de matières fécales de 84 chevaux. Une fois l'ADN des parasites extraits, chacun est associé à une sonde immunofluorescente permettant de suivre l'amplification en temps réel. L'amplification est donc monitorée et c'est le nombre de cycle avant saturation de l'enzyme de réplication (Taq polymérase) qui permet de quantifier la présence du parasite. L'étude de Nielsen *et al.* n'a été concluante que pour la détection de *strongylus vulgaris* mais cela ouvre des perspectives intéressantes pour la détection d'autres parasites intestinaux, en particulier les cyathostomes.

5. Diagnostic spécifique : le scotch-test (Gevrey 1971) (Photo8)

Il est souvent mis en place en fonction de l'épidémiologie ou suite à une clinique évocatrice et va permettre d'affirmer ou non le diagnostic soupçonné. Les œufs d'oxyures ne se retrouvent qu'en faible quantité dans les crottins, les méthodes de coproscopie ne sont donc pas suffisamment sensibles. On met en place la méthode du scotchtest lors d'une suspicion d'oxyurose.

Pour cela, on utilise du ruban adhésif moins large que la lame. La veille du prélèvement on nettoie la zone anale afin de limiter les impuretés, puis lors du prélèvement, on tend les plis anaux et on y applique le ruban. Une fois le prélèvement effectué, on colle le ruban sur la lame porte-objet puis on observe au microscope.



photo 7: Scotch test. <https://www.1cheval.com/magazines/magazine-cheval/parasites-cheval/oxyures.htm>

CHAPITRE 3 : Lutte et Traitement des Parasites Digestifs chez le Cheval



1. La lutte contre les stades évolutifs présents dans l'environnement

La maîtrise des helminthoses digestives repose sur une utilisation raisonnée des anthelminthiques, dont l'objectif est de réduire l'excrétion des œufs et, par conséquent, la contamination de l'environnement par les formes infestantes (Kaplan, 2002 ; Matthews, 2014). Toutefois, le contrôle des parasitoses ne peut reposer exclusivement sur les traitements chimiques en raison du développement croissant de résistances chez les nématodes équins (Kaplan, 2002 ; Nielsen et al., 2014). L'amélioration des mesures d'hygiène constitue ainsi un complément indispensable à la lutte antiparasitaire. En effet, les œufs et les larves de nombreux helminthes peuvent survivre plusieurs mois, voire plusieurs années dans le milieu extérieur. Dans des conditions favorables de température et d'humidité, les œufs de strongles évoluent en larves infestantes en une à deux semaines, assurant le maintien de la contamination des pâtures et des boxes (Urquhart et al., 1996 ; Bowman, 2021). Le ramassage régulier des crottins et l'entretien des lieux d'hébergement contribuent donc à limiter la pression parasitaire et les risques de réinfestation.

Les mesures d'hygiène jouent un rôle essentiel dans la prévention des parasitoses digestives équine. Le nettoyage régulier des boxes et l'élimination fréquente des crottins permettent de réduire la contamination de l'environnement par les formes infestantes. Le maintien d'une litière sèche, la gestion appropriée du fumier, la mise en quarantaine des nouveaux chevaux accompagnée d'un contrôle coproscopique, ainsi qu'une gestion adaptée des pâtures contribuent également à limiter la transmission des parasites et les risques de réinfestation (Urquhart et al., 1996 ; Matthews, 2014 ; Bowman, 2021).

2. Traitement

Les traitements antiparasitaires observés dans les élevages équine reposent principalement sur l'ivermectine, la moxidectine, le fenbendazole, le pyrantel et le praziquantel. Les lactones macrocycliques (ivermectine et moxidectine) sont particulièrement efficaces contre les strongles, tandis que le praziquantel constitue le

traitement de choix des anoplocéphales. Toutefois, l'émergence de résistances, notamment chez les cyathostomes et *Parascaris* spp., souligne la nécessité d'adapter les traitements aux résultats coproscopiques et aux conditions épidémiologiques locales (Kaplan, 2002 ; Matthews, 2014 ; Nielsen et al., 2014).

Tableau 4: Source laboratoire Merial de Toulouse

Famille d'anthelminthiques	Molécule	Principaux parasites ciblés	Références
Lactones macrocycliques	Ivermectine	Grands strongles, cyathostomes, <i>Parascaris</i> spp., oxyures, gastérophiles	Kaplan (2002) ; Reinemeyer (2009)
Lactones macrocycliques	Moxidectine	Grands strongles, cyathostomes adultes et larves enkystées, gastérophiles	Matthews (2014) ; Nielsen et al. (2014)
Benzimidazoles	Fenbendazole	Strongles, <i>Parascaris</i> spp., oxyures	Kaplan (2002) ; Bowman (2021)
Benzimidazoles	Oxibendazole	Strongles, <i>Parascaris</i> spp.	Bowman (2021)
Tétrahydropyrimidines	Pyrantel pamoate	Strongles, <i>Parascaris</i> spp., oxyures	Reinemeyer (2009) ; Bowman (2021)
Isoquinolines-pyrazines	Praziquantel	Anoplocéphales (<i>Anoplocephala perfoliata</i>)	Proudman et Trees (1999) ; Bowman (2021)
Association	Ivermectine + praziquantel	Nématodes et cestodes	Nielsen et al. (2014) ; Bowman (2021)

Période de traitement	Indications	Molécules ²	Animaux à traiter	Commentaires
A l'âge de 4 semaines environ (soit vers avril/mai)	<i>Strongyloides westeri</i>	BZ ou ML	Tous les poulains	Surveillance ³ par coproscopie, ne traiter que si la présence de <i>S. westeri</i> a été démontrée dans l'élevage
A l'âge de 2 mois (soit vers mai/juin)	Petits strongles, <i>Parascaris</i> , grands strongles (stades larvaires)	BZ ou PYR ⁴ ou ML ⁵	Tous les poulains	Surveillance ³ à 3 mois par coproscopie
A l'âge de 5 mois (soit vers août/septembre)	Petits strongles, <i>Parascaris</i> spp., éventuellement cestodes	BZ ou PYR ⁴ , PZQ uniquement si des cestodes sont présents dans l'élevage	Tous les poulains	Surveillance ³ par coproscopie
A l'âge de 8 mois (soit vers novembre/décembre)	Petits strongles, <i>Parascaris</i> spp., éventuellement gastérophiles et/ou cestodes, grands strongles	ML ⁵ , PZQ uniquement si des cestodes sont présents dans l'élevage	Tous les poulains	Surveillance ³ par coproscopie

Période de traitement	Indications	Molécules ²	Animaux à traiter	Commentaires
A l'âge de 11-12 mois (février/mars)	Petits strongles, <i>Parascaris</i>	BZ ou PYR ⁴	Tous les jeunes chevaux, uniquement lorsque l'infestation a été démontrée	Surveillance ³ par coproscopie
1 à 2 mois après la mise à l'herbe (juin/juillet)	Petits strongles, <i>Parascaris</i> spp., éventuellement grands strongles	ML ⁵	Tous les jeunes chevaux	Surveillance ³ par coproscopie
4 à 5 mois après la mise à l'herbe (août/septembre)	Petits strongles, <i>Parascaris</i> spp., éventuellement cestodes	BZ ou PYR ⁴	Tous les jeunes chevaux	Surveillance ³ par coproscopie
Au retour à l'écurie (novembre/décembre)	Petits strongles, <i>Parascaris</i> spp., éventuellement gastérophiles, cestodes et/ou grands strongles	ML ⁵ , PZQ uniquement si des cestodes sont présents dans l'élevage	Tous les jeunes chevaux	Surveillance ³ par coproscopie

Période de traitement	Indications	Molécules ²	Animaux à traiter	Commentaires
Février/mars	Petits strongles	BZ ou PYR ⁴	Tous les chevaux, uniquement lorsque l'infestation a été démontrée	Surveillance ³ par coproscopie
1 à 2 mois après la mise à l'herbe (juin/juillet)	Petits strongles, éventuellement grands strongles	ML	Tous les chevaux	Surveillance ³ par coproscopie
4 à 5 mois après la mise à l'herbe (août/septembre)	Petits strongles, éventuellement cestodes	BZ ou PYR ⁴ , PZQ uniquement si des cestodes sont présents dans l'élevage	Tous les chevaux, uniquement lorsque l'infestation a été démontrée	Surveillance ³ par coproscopie
Au retour à l'écurie (novembre/décembre)	Petits strongles, éventuellement gastérophiles, cestodes et/ou grands strongles	ML, PZQ uniquement si des cestodes sont présents dans l'élevage	Tous les chevaux	Surveillance ³ par coproscopie, si résultats positifs TREFO ⁵ conseillé

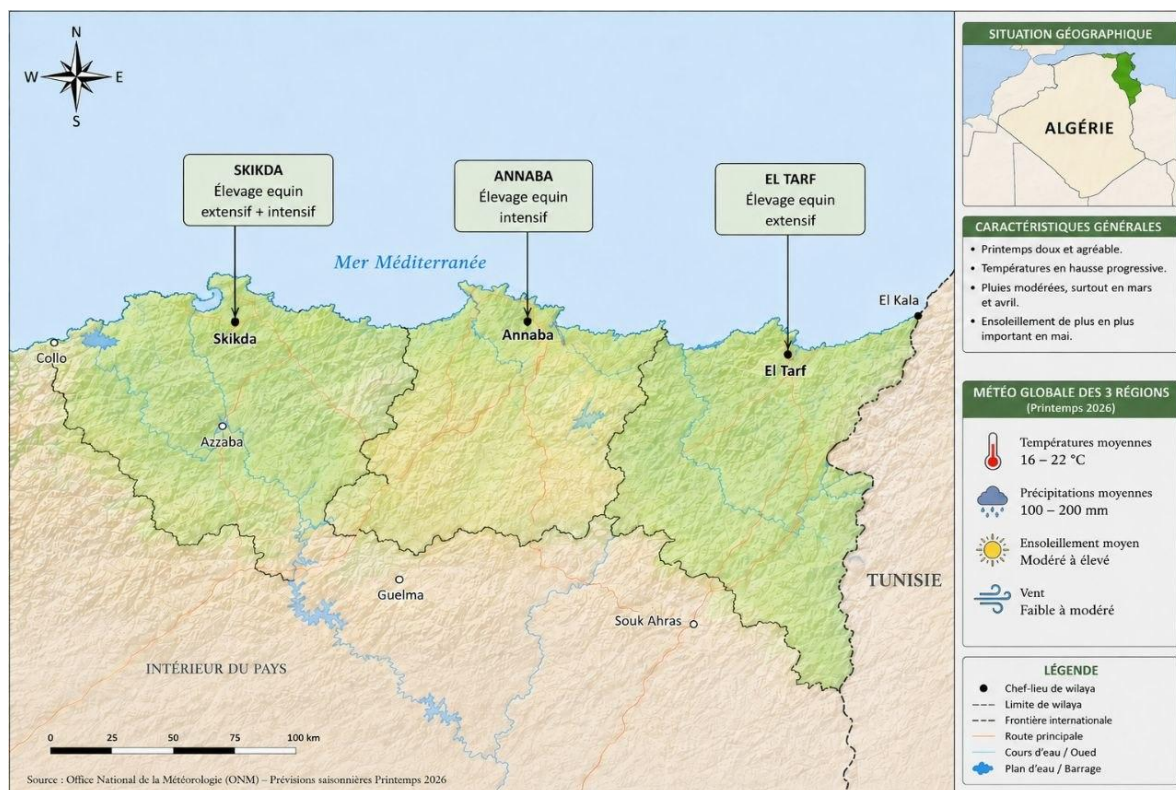
Première année	Deuxième année et suivantes
<ul style="list-style-type: none"> ■ Quatre coproscopies quantitatives² réparties d'avril/mai à octobre/novembre ■ Vermifuger tous les chevaux dont le résultat coproscopique est supérieur à 200 opg ■ Réaliser un test de réduction d'excrétion fécale des œufs (TREFO) post-traitement ■ Réaliser une recherche de grands strongles par coproculture ou PCR ■ Vermifuger tous les chevaux présentant une infestation par d'autres parasites (<i>Parascaris</i> spp., cestodes, grands strongles)³ ■ Réserver une vermifugation en fin d'année pour tous les chevaux qui n'ont pas été suivis et traités durant la saison de mise à l'herbe (utiliser une molécule active sur les larves en migration des grands strongles) ■ Observer une quarantaine stricte à l'arrivée de nouveaux animaux (voir chapitre 5) 	<ul style="list-style-type: none"> ■ Même protocole que pour la première année, mais la fréquence des examens coproscopiques peut être ramenée à 3 par an si la situation épidémiologique est stabilisée.

Deuxième partie : Partie Expérimentale



1. Région d'étude (carte1)

La présente étude a été réalisée entre le mois de février et la fin du mois de mai, période correspondant à la transition vers la belle saison dans l'est algérien. Les investigations ont été menées dans trois wilayas : Skikda, Annaba et El Tarf. Afin d'obtenir une plus grande diversité des conditions d'élevage et d'améliorer la représentativité de l'échantillonnage, différents systèmes d'exploitation équine ont été sélectionnés : des élevages extensifs et intensifs à Skikda, des élevages intensifs à Annaba et des élevages extensifs à El Tarf. Bien que ces régions présentent des caractéristiques géographiques et climatiques relativement similaires, notamment un climat méditerranéen marqué par des températures modérées, une humidité relativement élevée et des précipitations saisonnières comparables, le choix de plusieurs systèmes d'élevage a permis d'évaluer l'influence potentielle du mode de conduite des chevaux sur les résultats obtenus. La période d'étude, caractérisée par des conditions climatiques favorables au développement des stades parasites dans le milieu extérieur, constitue également un facteur important à prendre en considération dans l'interprétation des résultats.



Carte 1

2. Effectif animal et conditions d'élevage (tableau en annexe)

Il convient de souligner que la réalisation de ce travail a été confrontée à des difficultés de terrain, notamment la recherche et l'accès aux chevaux, ainsi que la collaboration parfois limitée de certains propriétaires, constituant un obstacle non négligeable pour ce type d'étude épidémiologique. Malgré ces contraintes, l'objectif principal est demeuré centré sur la mise en évidence des œufs de parasites digestifs, afin de souligner l'importance des méthodes coproscopiques en parasitologie vétérinaire et leur intérêt dans le diagnostic et le suivi du parasitisme gastro-intestinal chez les équidés.

3. Matériel et méthodes



photo 8: Manipulation de la coproscopie (photo original)

Sur chaque animal, il a été réalisé mensuellement durant 5 mois, une coproscopie qualitative et sur lame du NaCl à 25% comme liquide de flottaison (Chartier C *et al.*, 2000, Laboratoire de Parasitologie du campus vétérinaire de Vêt-agro-Sup) (Annexes).

La coproscopie était réalisée dans le laboratoire de parasitologie du département des sciences vétérinaires.

La détection et l'identification des œufs est basée sur La clé de diagnose ci-dessous







<i>Strongyloides westeri</i>	<i>Anoplocephala</i> sp.	<i>Oxyuris equi</i>	Strongles digestifs (<i>Strongylus</i> sp.)	Strongles digestifs (Cyathostomés)	<i>Parascaris equorum</i>
					
40-50µm x 30-40µm Embryonné	50-80µm Embryon hexacante	90x40µm Embryon 1 opercule	80-90µm x 45-50µm Morula, 8-16 blastomères	100-110µm x 40-45µm Morula, 8-16 blastomères	90-100µm Surface irrégulière, 1 cellule

Figure 22: Diagnose des oeufs en coproscopie d'après Bussieras et Chermette (1988).

4. Résultats (tableau 2 en annexe)

L'utilisation de la méthode coproscopique a pu identifier les œufs des strongles digestifs

- Les grands strongles
- Les cyathostomes (petits strongles)

Pendant la durée d'étude, l'excrétion des œufs de strongles est continue durant toute la période d'étude (Février- Mars- Avril- Mai et Juin, avec une excrétion plus importante observé notamment pour le plus âgé de la population animale aux mois de Avril-Mai- juin. A noter que tous les tous les chevaux étaient infestés. Une étude statistique n'a pas été entamée à cause de la durée courte d'étude et aussi l'instabilité de l'effectif.



photo 9: Strongles digestifs observees par coproscopie × 40

5. Discussion – Conclusion

L'analyse coproscopique effectuée au cours de cette étude a mis en évidence la présence de plusieurs helminthes gastro-intestinaux chez les chevaux examinés, principalement les grands strongles (*Strongylus* spp.), les cyathostomes (petits strongles). Ces observations concordent avec les résultats obtenus dans d'autres études menées dans le nord-est de l'Algérie, où les strongles représentent les parasites digestifs les plus fréquemment rencontrés chez les équidés (Bentounsi et al., 2008).

La détection d'œufs de strongles chez une proportion importante des chevaux, malgré l'administration de traitements antiparasitaires, suggère une circulation persistante de ces nématodes au sein des élevages. Cette situation peut être attribuée à la contamination continue des pâtures et des boxes par les formes infestantes, aux réinfestations répétées des animaux ainsi qu'au développement progressif de résistances aux anthelminthiques, phénomène aujourd'hui largement documenté chez les parasites équinés (Kaplan, 2002 ; Matthews, 2014 ; Nielsen *et al.*, 2014).

Les strongles ont constitué le groupe parasitaire dominant tout au long de la période d'étude. Leur forte prévalence peut être favorisée par les conditions climatiques relativement humides des régions d'étude, qui favorisent le développement et la survie des larves infestantes dans l'environnement (Matallah, 2003 ; Bentounsi *et al.*, 2008). La coexistence des grands

strongles et des cyathostomes observée dans cette étude confirme le rôle majeur de ces parasites dans la pathologie digestive équine. Les cyathostomes sont aujourd'hui considérés comme les nématodes les plus répandus chez les chevaux à l'échelle mondiale et constituent un enjeu sanitaire important en raison de leur pouvoir pathogène et de leur capacité à développer des résistances aux traitements antiparasitaires (Love *et al.*, 1999 ; Matthews, 2014 ; Nielsen *et al.*, 2014).

Aucun œuf de *Parascaris* spp. n'a été détecté au cours de cette étude. Cette absence peut s'expliquer par la composition de l'effectif étudié, qui ne comprenait pas de poulains, catégorie d'âge la plus sensible à l'infestation par ce parasite. En effet, les ascarides équins sont principalement observés chez les jeunes animaux de moins de deux ans, tandis que les chevaux adultes développent généralement une immunité partielle limitant l'établissement et la reproduction des parasites (Clayton, 1986 ; Laugier *et al.*, 2012). Toutefois, cette absence ne remet pas en cause l'importance sanitaire de *Parascaris* spp., considéré comme l'un des principaux parasites des jeunes équidés en raison des troubles digestifs et respiratoires qu'il peut provoquer ainsi que de l'émergence récente de résistances à plusieurs familles d'anthelminthiques (Nielsen, 2016 ; Reinemeyer, 2009).

Les résultats obtenus soulignent l'importance des mesures d'hygiène dans la maîtrise du parasitisme digestif équin. L'accumulation des crottins, l'entretien insuffisant des boxes et la contamination des zones d'abreuvement favorisent le maintien et la diffusion des stades infestants dans l'environnement, augmentant ainsi le risque de réinfestation des chevaux.

La présente étude met en évidence la prédominance des strongles gastro-intestinaux chez les chevaux de la région étudiée, soulignant ainsi le risque persistant de strongyloses dans les élevages équins locaux. Les résultats obtenus confirment que ces parasites demeurent les principaux helminthes affectant les chevaux et justifient la mise en place de programmes réguliers de surveillance parasitaire et de contrôle raisonné.

La coproscopie s'est révélée être un outil simple et efficace pour l'évaluation du statut parasitaire des équidés. Toutefois, afin de mieux comprendre la dynamique des infestations et l'influence des facteurs climatiques, il serait souhaitable de généraliser cette approche sur une période d'observation plus longue et sur un plus grand nombre d'exploitations. Un suivi pluriannuel permettrait notamment de préciser les variations saisonnières de l'excrétion des œufs et d'optimiser les stratégies de lutte antiparasitaire.

Par ailleurs, l'amélioration de la maîtrise des techniques coproscopiques et l'association éventuelle de méthodes complémentaires sont nécessaires pour affiner l'identification des différents parasites digestifs. De telles investigations pourraient permettre de détecter des espèces non observées au cours de cette étude, notamment *Parascaris* spp. et *Trichostrongylus* spp., et ainsi fournir une vision plus complète du parasitisme gastro-intestinal des chevaux dans cette région

REFERENCES

1. Austin, S.M. (1994). Large Strongyles of Horses. In: Veterinary Helminthology.
2. Bentounsi, B., & Maatallah, F. (2008). Variations saisonnières de l'excrétion des œufs de strongles par les chevaux en zone subhumide d'Algérie. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 61(2), 77–79. <https://doi.org/10.19182/remvt.10002>
3. Bentounsi, B., & Maatallah, F. (2008). Variations saisonnières de l'excrétion des œufs de strongles par les chevaux en zone subhumide d'Algérie. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 61(2), 77–79. <https://doi.org/10.19182/remvt.10002>
4. Beugnet, F., & Gevrey, J. (1997). Les parasitoses digestives du cheval : diagnostic et conséquences biologiques.
5. Beugnet, F., Chalvet-Monfray, K., Loukos, H., & Fleurance, G. (2009). Parasites and Vector-Borne Diseases of Horses. Éditions France Agricole, Paris.
6. Beugnet, F., Chalvet-Monfray, K., Loukos, H., Fleurance, G., & Fablet, C. (2005). Parasites gastro-intestinaux des équidés : épidémiologie et contrôle. *Pratique Vétérinaire Équine*, 37, 23–34.
7. Bowman, D.D. (2021). *Georgis' Parasitology for Veterinarians* (11th ed.). Elsevier, St. Louis, USA.
8. Bowman, D.D., Montgomery, S.P., Zajac, A.M., Eberhard, M.L., & Kazacos, K.R. (2013). *Georgis' Parasitology for Veterinarians* (9th ed.). Elsevier, St. Louis, USA.
9. Bussiéras, J., & Chermette, R. (1988). *Abrégé de parasitologie vétérinaire. Tome I : Parasitologie générale*. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, France.
10. Bussiéras, J., & Chermette, R. (1995). *Abrégé de parasitologie vétérinaire : Helminthologie*. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, France.
11. Collobert, C. (2001). Les parasitoses digestives du cheval. *Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires*, 11, 53–62.
12. Collobert-Laugier, C. (1999). Les cyathostomoses équines : biologie, épidémiologie et contrôle. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Université Claude Bernard Lyon 1, France.
13. Corning, S. (2009). Equine cyathostomins: a review of biology, clinical significance and therapy. *Parasites & Vectors*, 2(Suppl. 2), S1.
14. Ducos de Lahitte, J., & Havrilec, P. (1990). Données sur la consommation tissulaire des strongles équins (*Strongylus* spp.).
15. Duncan, J.L., & Love, S. (1990). Strongylose équine à *Strongylus vulgaris*. *Le Point Vétérinaire*, 21(126), 849–857.

16. Euzéby, J. (1981). Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Tome 1 : Travaux pratiques d'helminthologie vétérinaire. Informations Techniques des Services Vétérinaires, Paris.
17. Gasser, R.B., Chilton, N.B., Hoste, H., & Beveridge, I. (1996). Rapid sequencing of rDNA from single worms and eggs of parasitic helminths. *Nucleic Acids Research*, 24(13), 2527–2528.
18. Hodgkinson, J.E. (2001). Molecular diagnosis and identification of equine cyathostome infections. *Veterinary Parasitology*, 101, 311–326.
19. Hodgkinson, J.E. (2006). The role of molecular techniques in the diagnosis and control of equine nematode infections. In: *Proceedings of the World Equine Veterinary Association Congress*.
20. Hutchens, D.E. (2000). Equine cyathostomiasis. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 22, 570–576.
21. Institut du Cheval & Association Vétérinaire Équine Française. (1994). Pathologie parasitaire du cheval.
22. Irola, X. (2010). Parasitisme digestif des équidés et stratégies de contrôle. Thèse de Doctorat Vétérinaire, École Nationale Vétérinaire de Toulouse, France.
23. Kaplan, R.M. (2002). Anthelmintic resistance in nematodes of horses. *Veterinary Research*, 33(5), 491–507. <https://doi.org/10.1051/vetres:2002035>
24. Kaplan, R.M. (2002). Anthelmintic resistance in nematodes of horses. *Veterinary Research*, 33(5), 491–507. <https://doi.org/10.1051/vetres:2002035>
25. Kaplan, R.M., & Nielsen, M.K. (2010). An evidence-based approach to equine parasite control. *Equine Veterinary Education*, 22(6), 306–316.
26. Kaye, B., McCarthy, J.S., Good, B., & Hodgkinson, J.E. (1998). Characterization of intergenic spacer (IGS) regions of ribosomal DNA from cyathostomin species and their application to species identification. *Molecular and Biochemical Parasitology*, 95, 253–265.
27. Klei, T.R., & Chapman, M.R. (1999). Immunity in equine cyathostome infections. *Veterinary Parasitology*, 85, 123–136.
28. Lajoix-Nouhaud, E. (2011). Épidémiologie, diagnostic et traitement de quelques parasitoses équines : étude expérimentale menée en Limousin. Université de Limoges.
29. Lefèvre, P.C., Blancou, J., & Chermette, R. (2003). Parasitologie vétérinaire. Éditions Médicales Vétérinaires.
30. Léglise, M.C. (2005). Parasitologie équine. Éditions du Point Vétérinaire, Maisons-Alfort.

31. Lichtenfels, J.R., Kharchenko, V.A., & Dvojnjos, G.M. (2008). Illustrated identification keys to Strongylidae (Nematoda) parasites of horses, zebras and asses (Equidae). *Veterinary Parasitology*, 156(1–2), 4–27.
32. Love, S., & Duncan, J.L. (1991). Could improving pasture management reduce the incidence of clinical cyathostomiasis? *Equine Veterinary Journal*, 23(4), 249–251. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.1991.tb03728.x>
33. Love, S., & Duncan, J.L. (1999). Could the worms have turned? Cyathostome biology, epidemiology and control. *Equine Veterinary Journal*, 31(S28), 152–154.
34. Love, S., Murphy, D., & Mellor, D. (1999). Pathogenicity of cyathostome infection. *Veterinary Parasitology*, 85(2–3), 113–122.
35. Lyons, E.T., Tolliver, S.C., & Drudge, J.H. (1999). Historical perspective of cyathostomes and other helminths of horses. *Veterinary Parasitology*, 85(2–3), 97–112.
36. Maatallah, F. (2003). Étude épidémiologique du parasitisme digestif des équidés dans le nord-est de l'Algérie. (*Thèse ou mémoire à vérifier selon votre source originale*).
37. Marchand, S. (2000). Le parasitisme digestif, facteur de risque des coliques chez les équidés. Thèse de Doctorat Vétérinaire, VetAgro Sup Lyon.
38. Matthee, S., McGeoch, M.A., & Dreyer, F.H. (2002). Parasite diversity in domestic and wild equids. *Veterinary Parasitology*, 103(1–2), 33–42.
39. Matthews, J.B. (2014). Anthelmintic resistance in equine nematodes. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*, 4(3), 310–315. <https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2014.10.003>
40. Matthews, J.B. (2014). Anthelmintic resistance in equine nematodes. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*, 4(3), 310–315. <https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2014.10.003>
41. McCraw, B.M., & Slocombe, J.O.D. (1985). *Strongylus equinus*: development and pathological effects in the equine host. *Canadian Journal of Comparative Medicine*, 49(4), 372–383.
42. Nielsen, M.K., & Reinemeyer, C.R. (2018). *Handbook of Equine Parasite Control* (2nd ed.). Wiley-Blackwell.
43. Nielsen, M.K., Petersen, H.H., Monrad, J., & Olsen, S.N. (2008). Real-time PCR detection of *Strongylus vulgaris* in equine fecal samples. *Veterinary Parasitology*, 155, 87–94.
44. Nielsen, M.K., Reinemeyer, C.R., Donecker, J.M., Leathwick, D.M., Marchiondo, A.A., & Kaplan, R.M. (2014). Anthelmintic resistance in equine parasites: current evidence and knowledge gaps. *Veterinary Parasitology*, 204(1–2), 55–63. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.11.030>

45. Proudman, C.J., & Edwards, G.B. (1992). Correlation of faecal egg counts with the presence and severity of equine tapeworm infection. *Equine Veterinary Journal*, 24, 75–76.
46. Proudman, C.J., & Trees, A.J. (1999). Correlation of serological diagnosis of *Anoplocephala perfoliata* infection with the presence of pathology in the intestine of horses. *Veterinary Record*, 144, 547–550.
47. Proudman, C.J., & Trees, A.J. (1999). The role of *Anoplocephala perfoliata* in equine intestinal disease. *Veterinary Parasitology*, 85, 245–257.
48. Proudman, C.J., & Trees, A.J. (1999). Use of excretory/secretory antigens for the serodiagnosis of *Anoplocephala perfoliata* cestodosis. *Veterinary Parasitology*, 85(2–3), 239–247.
49. Proudman, C.J., & Trees, A.J. (1999).
The role of *Anoplocephala perfoliata* in equine intestinal disease. *Veterinary Parasitology*, 85(2–3), 245–257.
50. Proudman, C.J., French, N.P., & Trees, A.J. (1998). Tapeworm infection is a significant risk factor for spasmodic colic and ileal impaction colic in the horse. *Equine Veterinary Journal*, 30(3), 194–199.
51. Rehbein, S., & Visser, M. (2007). *Anoplocephala perfoliata* (Cestoda, Anoplocephalidae) in horses: prevalence, pathology and control. *Parasitology Research*, 100(6), 1185–1190.
52. Reinemeyer, C.R. (1992). Diagnosis and control of anthelmintic-resistant cyathostomes. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 8, 417–432.
53. Reinemeyer, C.R., & Nielsen, M.K. (2009). Parasitism and colic. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 25(2), 233–245.
54. Sellon, D.C., & Long, M.T. (2007). *Equine Infectious Diseases*. Saunders Elsevier, St. Louis, USA.
55. Soulsby, E.J.L. (1982). *Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals* (7th ed.). Baillière Tindall, London, UK.
56. Taylor, M.A., Coop, R.L., & Wall, R.L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4th ed.). Wiley-Blackwell, Oxford, UK.
57. Tolliver, S.C., Lyons, E.T., Drudge, J.H., & Granstrom, D.E. (1987). Studies on equine strongyle infections and their effects on horse health and performance. *Veterinary Parasitology*, 23, 115–126.
58. Traversa, D., Milillo, P., Barnes, H., von Samson-Himmelstjerna, G., Schürmann, S., & Demeler, J. (2009). Anthelmintic resistance in cyathostomin populations from horse yards in Italy, United Kingdom and Germany. *Parasites & Vectors*, 2(Suppl. 2), S2.
59. Urquhart, G.M., Armour, J., Duncan, J.L., Dunn, A.M., & Jennings, F.W. (1996). *Veterinary Parasitology* (2nd ed.). Blackwell Science, Oxford, UK.

60. Zajac, A.M., & Conboy, G.A. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* (8th ed.). Wiley-Blackwell, Ames, Iowa.

Cheval	Sex	Age	Intensif ou extensif	Wilaya
Oscar	male	9	extensif	Skikda
Mimi	femelle	4	extensif	Skikda
Midnight	femelle	6	intensif	Skikda
Orphelia	male	17	intensif	Annaba
Apolo	male	7	intensif	Annaba
Banko	male	7	intensif	Annaba
Jiji	femelle	20	extensif	Skikda
Kamilya	femelle	7	intensif	Annaba
Bella	femelle	7	intensif	Annaba
Huzur	femelle	6	intensif	Annaba
Hazel	Male	8	extensif	skikda
Queen	femelle	7	intensif	Skikda
Baraka	femelle	8 ans	extensif	El Tarf
Kenza	femelle	9 ans	extensif	El Tarf
Rym	femelle	10 ans	extensif	El Tarf
Sultan	male	5 ans	extensif	El Taref
Tarek	male	6 ans	extensif	El Tarf
Assil	male	5 ans	extensif	El Tarf

Jawad	male	9 ans	extensif	El Tarf
Assala	femelle	8 ans	extensif	El Tarf
Reem	femelle	7 ans	intensif	Annaba
Layan	femelle	8 ans	extensif	Skikda
Sultan	male	6 ans	intensif	El Tarf
Dana	femelle	7 ans	intensif	Skikda
Zaaim	male	7 ans	intensif	Annaba
Adham	male	8 ans	intensif	skikda
Jouri	femelle	9 ans	extensif	Skikda
Casper	male	5 ans	extensif	Skikda
Yakouta	femelle	9 ans	intensif	Annaba