



HAL
open science

L'ascaridose du poulain : étude bibliographique, analyse de cas cliniques et estimation de la fréquence d'infestation

Lou Frémion

► To cite this version:

Lou Frémion. L'ascaridose du poulain : étude bibliographique, analyse de cas cliniques et estimation de la fréquence d'infestation. Sciences du Vivant [q-bio]. 2024. dumas-04795218

HAL Id: dumas-04795218

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04795218v1>

Submitted on 21 Nov 2024

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

École Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation

ANNEE 2024 - Thèse n° 72

**L'ASCARIDOSE DU POULAIN : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE,
ANALYSE DE CAS CLINIQUES ET ESTIMATION DE LA
FRÉQUENCE D'INFESTATION**

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université

de Nantes le 10 octobre 2024

par

Lou FRÉMION

Sous la direction de

Jacques GUILLOT

Président du jury : Monsieur Alain CHAUVIN, Professeur de Parasitologie à Oniris - VetAgroBio Nantes

Membres du jury : Madame Aurélie LEROUX, Maître de conférences en Médecine interne et Néonatalogie équine à Oniris - VetAgroBio Nantes

Monsieur Jacques GUILLOT, Professeur de Parasitologie et de Mycologie à Oniris - VetAgroBio Nantes

Membres invités : Madame Aurélie MERLIN, Chargée de projets à l'Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail

ANNEE 2024 - Thèse n° 72

**L'ASCARIDOSE DU POULAIN : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE,
ANALYSE DE CAS CLINIQUES ET ESTIMATION DE LA
FRÉQUENCE D'INFESTATION**

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université

de Nantes le 10 octobre 2024

par

Lou FRÉMION

Sous la direction de

Jacques GUILLOT

Président du jury : Monsieur Alain CHAUVIN, Professeur de Parasitologie à Oniris - VetAgroBio Nantes

Membres du jury : Madame Aurélie LEROUX, Maître de conférences en Médecine interne et Néonatalogie équine à Oniris - VetAgroBio Nantes

Monsieur Jacques GUILLOT, Professeur de Parasitologie et de Mycologie à Oniris - VetAgroBio Nantes

Membres invités : Madame Aurélie MERLIN, Chargée de projets à l'Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail

Département **BPSA** Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment

Responsable : **Emmanuel JAFFRES** – Adjointe : **Frédérique NGUYEN**

| | | |
|--|--|--|
| Pharmacologie et Toxicologie | Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Yassine MALLEM (Pr) Hervé POULIQUEN (Pr) | Antoine ROSTANG (MC) Meg-Anne MORICEAU (CERC) Martine KAMMERER (PR émérite) |
| Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire | Jean-Marie BACH (Pr) Lionel MARTIGNAT (Pr) Julie HERVE (MC HDR) Grégoire MIGNOT (MC) | Solenn GAVAUD (CERC) |
| Histologie et anatomie pathologique | Marie-Anne COLLE (Pr) Pierre CORDIER (CERC) Jérôme ABADIE (MC) | Laetitia JAILLARDON (MC) Frédérique NGUYEN (MC) |
| Biochimie alimentaire industrielle | Carole PROST (Pr) Joëlle GRUA (MC) | Clément CATANEO (MC) Alix KHALIL (MC) Laurent LE THUAUT (MC) |
| Microbiotech | Hervé PREVOST (Pr) Géraldine BOUE (MC) Nabila HADDAD (MC HDR) Emmanuel JAFFRES (MC HDR) | Mathilde MOSSER (MC) Boris MISERY (MC) Raouf TAREB (MC) Quentin PRUVOST (CEC) |
| PACENV = VET1 | Eléonore BOUGUYON (PRAG) Nicolas BROSSAUD (PRAG) | Charlotte MOCQUARD (PRAG) Aurore CALVEL (PRAG) |

Département **SAESP** Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique

Responsable : **Raphaël GUATTEO** – Adjoint : **Jean-Michel CAPPELIER**

| | | |
|---|--|--|
| Elevage, nutrition et santé des animaux domestiques | Nathalie BAREILLE (Pr) François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (Pr) | Juan Manuel ARIZA CHACON (MC) Ségolène CALVEZ (Pr) Aurélien MADOUASSE (MC HDR) Nora NAVARRO-GONZALES (MC) |
| Infectiologie | Alain CHAUVIN (Pr) François MEURENS (Pr) Emmanuelle MOREAU (Pr) Nathalie RUVOEN-CLOUET (Pr) Pauline MAISONNASSE (CERC) | Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC) Léa LOISEL (AERC) Kenny OBERLE (MC) Nadine RAVINET (MC) |
| Médecine des animaux d'élevage | Catherine BELLOC (Pr) Christophe CHARTIER (Pr émérite) Raphaël GUATTEO (Pr) Anne RELUN (MC) | Sébastien ASSIE (MC) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MARIDOR (MC) Maud ROUAULT (AERC) |
| Hygiène et qualité des aliments | Jean-Michel CAPPELIER (Pr) Louis DELAUNAY (CERC) Bruno LE BIZEC (Pr) Marie-France PILET (Pr) | Sofia STRUBBIA (MC) Fanny RENOIS-MEURENS (MC HDR) |

Département **DSC** Sciences cliniques

Responsable : **Catherine IBISCH** – Adjoint : **Marion FUSELLIER**

| | | |
|--|--|---|
| Anatomie comparée | Eric BETTI (MC) Claude GUINTARD (MC) | |
| Pathologie chirurgicale et anesthésiologie | Eric AGUADO (Pr) Olivier GAUTHIER (Pr) Eric GOYENVALLE (Pr) | Pierre MAITRE (MC) Caroline TESSIER (MC) Gwénola TOUZOT-JOURDE (MC) Claire DEFOURMESTRAUX (MC) |
| Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie | Jacques GUILLOT (Pr) Emmanuel BENSIGNOR (Pr Ass) | Sabrina VIEU (AERC) Maria Dolores SANCHEZ (CERC) |
| Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire | Anne COUROUCE (Pr) Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Françoise ROUX (Pr) Juan HERNANDEZ-RODRIGUEZ (Pr Ass) Nora BOUHSINA (MC) | Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MC) Marion FUSELLIER-TESSON (Pr) Catherine IBISCH (MC HDR) Aurélia LEROUX (MC) Odile SENECAT (MC) |
| Biotechnologies et pathologie de la reproduction | Jean-François BRUYAS (Pr) François FIENI (Pr) | Djemil BENCHARIF (Pr) Lamia BRIAND (Pr) |

Département **GPA** Génie des procédés alimentaires

Responsable : **Vanessa JURY** – Adjointe : **Cyril TOUBLANC**

| | | |
|--|--|---|
| Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET-PLOQUIN (Pr) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr) | Alain LEBAIL (Pr) Olivier ROUAUD (Pr) Kévin CROUVISIER-URION (MC) Vanessa JURY (Pr) Emilie KORBEL (MC) | Jean-Yves MONTEAU (MC HDR) Eve-Anne NORWOOD (MC) Raphaël PORYLES (MC) Laurence POTTIER (MC) Cyril TOUBLANC (MC) |
| PAC-ING | Cyril Gaillard (PCEA) | |

Département **MSC** Management, statistiques et communication

Responsable : **Samira ROUSSELIERE** – Adjointe : **Véronique CARIOU**

| | | |
|---|--|--|
| Mathématiques, statistiques, informatique | Chantal THORIN (PRAG) Evelyne VIGNEAU (Pr) Jean-Michel GALHARRET (MC stagiaire) | Véronique CARIOU (Pr) Benjamin MAHIEU (MC) Michel SEMENOU (MC) |
| Économie, gestion, législation | Pascal BARILLOT (MC) Ibrahima BARRY (MC) Florence BEAUGRAND (MC) Sibylle DUCHAINE (MC) | Jean-Marc FERRANDI (Pr) Sonia MAHJOUR (MC) Samira ROUSSELIERE (MC) Christophe PAPINEAU (Ens. Cont.) |
| Langues et communication | Marc BRIDOU (PLPA) David GUYLER (Ens. Cont.) Nathalie GOODENOUGH (PCEA) Patricia JOSSE (Ens. Cont.) | Shaun MEEHAN (Ens. Cont.) Linda MORRIS (PCEA) Ian NICHOLSON (ENS. Cont.) |

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source. Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé. Cette thèse devra donc être citée en incluant les éléments bibliographiques suivants :

- Nom et prénoms de l'auteur : Frémion Lou
- Année de soutenance : 2024
- Titre de la thèse : L'ascaridose du poulain : étude bibliographique, analyse de cas cliniques et estimation de la fréquence d'infestation
- Intitulé du diplôme : Thèse de Doctorat Vétérinaire
- Université de soutenance : Faculté de Médecine de Nantes
- École de soutenance : École Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation, Oniris, VetAgroBio Nantes
- Nombre de pages : 109 p.

REMERCIEMENTS

À Monsieur Alain CHAUVIN,
Professeur de Parasitologie à Oniris VetAgroBio,
Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse,
Hommages respectueux

À Monsieur Jacques GUILLOT,
Professeur de Parasitologie et Mycologie à Oniris VetAgroBio,
Pour votre encadrement dans ce travail, pour votre disponibilité et vos précieux conseils,
Sincères remerciements

À Madame Aurélia LEROUX,
Maître de Conférences en Médecine interne et Néonatalogie équine à Oniris VetAgroBio,
Pour avoir accepté d'être membre de ce jury de thèse,
Sincères remerciements

À Madame Aurélie MERLIN,
Chargée de projets à l'Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de
l'environnement et du travail,
Pour m'avoir permis de participer au projet PARAS-METRE,
Sincère reconnaissance

À Madame Kenza BOURRIER,
Doctorante en Parasitologie Animale à l'Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de
l'alimentation, de l'environnement et du travail,
Pour l'encadrement de ma participation au projet PARAS-METRE,
Sincère reconnaissance

À Monsieur Jean-Michel GALHARRET,
Enseignant Chercheur en Science des données à Oniris VetAgroBio,
Pour votre aide dans la réalisation des analyses statistiques de ce travail,
Je vous remercie

REMERCIEMENTS

À ma famille,
Pour votre soutien sans faille durant toutes ces années
Merci d'avoir toujours cru en moi

TABLE DES MATIÈRES

| | |
|--|----|
| REMERCIEMENTS..... | 6 |
| TABLE DES MATIÈRES | 8 |
| TABLE DES ANNEXES..... | 11 |
| TABLE DES FIGURES..... | 12 |
| TABLE DES TABLEAUX..... | 14 |
| TABLE DES ABRÉVIATIONS..... | 15 |
| | |
| INTRODUCTION | 16 |
| | |
| PARTIE 1 : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE | 17 |
| I. Présentation des nématodes du genre <i>Parascaris</i> | 17 |
| A. Éléments de classification | 17 |
| 1. Nématodes..... | 17 |
| 2. Ascarides..... | 17 |
| 3. Genre <i>Parascaris</i> | 18 |
| B. Morphologie..... | 18 |
| C. Biologie..... | 22 |
| 1. Nutrition..... | 22 |
| 2. Cycle évolutif..... | 22 |
| D. Pouvoir pathogène..... | 25 |
| 1. Action mécanique | 25 |
| 2. Action traumatique..... | 26 |
| 3. Action spoliatrice | 26 |
| 4. Action antigénique et toxigène | 26 |
| 5. Action favorisant les infections..... | 27 |
| E. Réponses de l'hôte : inflammation et immunité | 27 |
| II. Épidémiologie de l'infestation par les <i>Parascaris</i> | 28 |
| A. Espèces et individus affectés..... | 28 |
| B. Répartition géographique et prévalence..... | 28 |
| C. Mode d'infestation | 29 |
| D. Facteurs favorisant | 30 |
| E. Réceptivité et sensibilité | 31 |
| III. Étude clinique de l'ascaridose..... | 32 |
| A. Commémoratifs et anamnèse | 32 |
| B. Signes cliniques..... | 32 |
| 1. Ascaridose larvaire..... | 32 |

| | | |
|-----|---|----|
| 2. | Ascaridose imaginaire | 32 |
| C. | Lésions | 34 |
| D. | Diagnostic | 34 |
| 1. | Examen d'imagerie | 34 |
| 2. | Bilan hémato-biochimique | 36 |
| 3. | Coproscopie | 37 |
| E. | Pronostic..... | 43 |
| IV. | Méthodes de lutte contre les nématodes du genre <i>Parascaris</i> | 43 |
| A. | Molécules anthelminthiques disponibles | 43 |
| 1. | Généralités | 43 |
| 2. | Benzimidazoles | 44 |
| 3. | Tétrahydropyrimidines..... | 45 |
| 4. | Lactones macrocycliques | 45 |
| 5. | Alternatives aux anthelminthiques..... | 46 |
| B. | Recommandations de vermifugation | 49 |
| 1. | Vermifugation des poulains de moins d'un an..... | 49 |
| 2. | Vermifugation des poulains d'un et deux ans..... | 49 |
| 3. | Vermifugation des chevaux adultes | 49 |
| C. | Gestion environnementale..... | 50 |
| 1. | Gestion des locaux | 50 |
| 2. | Gestion des pâtures | 51 |
| 3. | Gestion du troupeau | 51 |
| V. | Résistance aux anthelminthiques | 51 |
| A. | Définition et généralités | 51 |
| B. | Un phénomène mondial | 52 |
| C. | Facteurs favorisant l'établissement d'une chimiorésistance..... | 52 |
| 1. | Facteurs génétiques et biologiques | 52 |
| 2. | Facteurs liés aux pratiques de vermifugation..... | 52 |
| 3. | Facteurs écologiques | 53 |
| 4. | Autres facteurs | 54 |
| D. | Détection de la résistance..... | 54 |
| 1. | Test de réduction de l'excrétion fécale des œufs | 54 |
| 2. | Délai de réapparition des œufs..... | 55 |
| E. | Résistance chez <i>Parascaris</i> spp. | 55 |
| 1. | Résistance aux lactones macrocycliques..... | 56 |
| 2. | Résistance aux benzimidazoles | 56 |
| 3. | Résistance aux tétrahydropyrimidines | 57 |
| F. | Méthodes de lutte contre la résistance aux anthelminthiques | 57 |

| | |
|--|----|
| 1. Privilégier la vermifugation sélective | 57 |
| 2. Réduire le nombre de vermifuge..... | 58 |
| 3. Choisir le bon vermifuge..... | 58 |
| 4. Traiter au bon moment..... | 58 |
| 5. Privilégier le « move and treat » | 58 |
| 6. Éviter le sous-dosage | 59 |
| 7. Surveiller le développement de résistance | 59 |

PARTIE 2 : ESTIMATION DE LA FRÉQUENCE D'INFESTATION PAR *PARASCARIS* SPP. –
PARTICIPATION AU PROJET PARAS-METRE DE L'ANSES 60

| | |
|--|----|
| I. Introduction..... | 60 |
| A. Contexte de l'étude | 60 |
| B. Cadre de l'étude | 60 |
| C. Collaboration et participation au projet PARAS-METRE..... | 61 |
| II. Matériels et méthodes | 61 |
| A. Recrutement des élevages et des équidés..... | 61 |
| 1. Population d'équidés en France | 61 |
| 2. Méthodes de recrutement des élevages et des équidés | 62 |
| B. Échantillonnage et prélèvement des crottins..... | 63 |
| 1. Échantillonnage aléatoire stratifié..... | 63 |
| 2. Protocole de prélèvement des crottins des équidés..... | 64 |
| C. Réalisation des analyses coproscopiques..... | 65 |
| 1. Réception des prélèvements..... | 65 |
| 2. Préparation de la solution de flottaison..... | 65 |
| 3. Protocole | 65 |
| D. Tests statistiques | 66 |
| III. Résultats | 67 |
| A. Élevages et équidés inclus..... | 67 |
| B. Fréquence d'infestation..... | 69 |
| C. Identification de facteurs de risque d'infestation..... | 72 |
| IV. Discussion | 72 |
| A. À propos des méthodes | 72 |
| B. À propos des résultats | 73 |

CONCLUSION ET PERSPECTIVES..... 75

BIBLIOGRAPHIE..... 76

ANNEXES..... 86

TABLE DES ANNEXES

| | |
|---|-----|
| Annexe 1 : Trois cas cliniques d'ascaridose équine présentés au CISCO | 86 |
| Annexe 2 : Ensemble des études ayant mis en évidence une résistance aux anthelminthiques chez <i>Parascaris</i> spp. (Nielsen 2022)..... | 92 |
| Annexe 3 : Poster « Comment estimer le poids de mon cheval » réalisé par l'IFCE (Doligez, Le Masne 2018) | 93 |
| Annexe 4 : Deux cas cliniques de suspicion de résistance aux anthelminthiques présentés au CISCO | 94 |
| Annexe 5 : Poster réalisé par l'Anses et l'IFCE pour promouvoir le projet PARAS-METRE au près des éleveurs d'équidés (Anses, IFCE 2023) | 96 |
| Annexe 6 : Poster réalisé par l'Anses pour promouvoir le projet PARAS-METRE au près des éleveurs d'équidés (Anses 2023)..... | 97 |
| Annexe 7 : Convention de partenariat pour la réalisation du projet PARAS-METRE (Anses 2024a) | 100 |
| Annexe 8 : Poster explicatif du protocole à suivre lors de la récolte des crottins des équidés (Anses 2024b) | 109 |

TABLE DES FIGURES

| | |
|---|----|
| Figure 1 : Nématodes adultes du genre <i>Parascaris</i> (Lou Frémion©)..... | 19 |
| Figure 2 : Aspect de la surface d'un nématode du genre <i>Parascaris</i> montrant la cuticule à annulation finement striée (observation à la loupe binoculaire) (Lou Frémion©) | 19 |
| Figure 3 : Coupe transversale d'un adulte <i>Parascaris equorum</i> . Flèche noire : cuticule externe épaisse. Flèche noire épaisse : couche musculaire. Tête de flèche : bourrelet sous cuticulaire. Astérisque noir : cavité coelomique. Astérisque rouge : lumière intestinale (Gajic 2022) | 20 |
| Figure 4 : Extrémité antérieure d'un nématode du genre <i>Parascaris</i> montrant les 3 lèvres (observation à la loupe binoculaire) (Lou Frémion©) | 21 |
| Figure 5 : Coupe transversale d'un adulte <i>Parascaris equorum</i> . Astérisque rouge : lumière intestinale. Astérisque noir : anses utérines remplies d'œufs à coque épaisse (Gajic 2022)..... | 21 |
| Figure 6 : Aspect de l'œuf de <i>Parascaris</i> spp. lors d'un examen microscopique (Nielsen 2016) | 23 |
| Figure 7 : Cycle parasitaire de <i>Parascaris equorum</i> . A : libération de larve L3 dans la lumière et pénétration dans la paroi intestinale. B : migration hépatique. C : migration pulmonaire (ESCCAP 2019) | 24 |
| Figure 8 : Présence d'un grand nombre d'adultes <i>Parascaris equorum</i> à l'origine d'une occlusion jéjunale chez un zèbre (Gajic 2022)..... | 25 |
| Figure 9 : Adulte <i>Parascaris</i> spp. présent à la jonction entre le canal lobaire et le canal hépatique gauche d'un poulain de 6 mois. (a) segment du nématode. (b) spicules visibles sur l'extrémité distale du parasite signant le genre mâle (Sazmand et al. 2023) | 26 |
| Figure 10 : Photographies de poulains en colique adoptant une position antalgique (Couroucé 2023), (Leroux 2023) | 33 |
| Figure 11 : Images échographiques d'une anse intestinale contenant un élément hyperéchogène dans sa lumière visible en coupe transversale à gauche et longitudinale à droite, correspondant à un <i>Parascaris</i> adulte (CISCO 2014)..... | 35 |
| Figure 12 : Images échographiques d'une anse intestinale, en coupe transversale à gauche et en coupe longitudinale à droite, contenant des éléments hyperéchogènes formant des « rails » dans la lumière, correspondant à des <i>Parascaris</i> adultes (CISCO 2016)..... | 35 |
| Figure 13 : Schéma illustrant la méthode coproscopique de flottation simple (Beugnet et al. 2017) | 39 |
| Figure 14 : Schéma d'une cellule de McMaster (Guillot 2023b) | 39 |
| Figure 15 : Schéma illustrant la méthode McMaster modifiée (Beugnet et al. 2017) | 40 |
| Figure 16 : Photographie du dispositif Fill-FLOTAC (à gauche) et Mini-FLOTAC (à droite) (Barda et al. 2013)..... | 41 |
| Figure 17 : Schéma illustrant le protocole d'utilisation du dispositif Mini-FLOTAC avec le Fill-FLOTAC (Beugnet et al. 2017) | 41 |
| Figure 18 : Aspect de l'œuf de <i>Parascaris</i> spp. (Guillot 2023b)..... | 42 |
| Figure 19 : Répartition des valeurs d'excrétion fécale des œufs de strongles d'un troupeau de 261 chevaux selon la vermifugation. a) Courbe de répartition croissante des œufs fécaux du troupeau. b) Courbe de répartition croissante des valeurs d'opg du troupeau (vert : opg < 200, orange 200 < opg < 500, rouge opg > 500) c) Modification de la répartition des valeurs d'opg du troupeau après la vermifugation des chevaux ayant plus de 200 opg (Kaplan, Nielsen 2010)..... | 53 |
| Figure 20 : Répartition des équidés en France en 2022 (IFCE 2023a)..... | 61 |
| Figure 21 : Répartition du nombre d'équidés immatriculés en 2022 par département (IFCE 2023b) | 62 |
| Figure 22 : Réalisation d'un prélèvement de crottins après émission sur une pâture d'un élevage participant à l'étude (Lou Frémion©) | 65 |
| Figure 23 : Réalisation des coproscopies à l'aide du dispositif Fill-FLOTAC et de la cellule Mini-FLOTAC (Lou Frémion©) | 66 |
| Figure 24 : Répartition de l'âge des équidés de l'étude (en mois)..... | 67 |
| Figure 25 : Répartition des équidés de l'étude par race (gauche) et par catégorie de race (droite)... | 68 |

| | |
|--|----|
| Figure 26 : Aspect d'un œuf de <i>Parascaris</i> spp. et d'un œuf de strongle retrouvés dans les crottins d'un poulain de l'étude (Lou Frémion©)..... | 71 |
| Figure 27 : Aspect des œufs de <i>Parascaris</i> spp. retrouvés dans les crottins d'un poulain de l'étude (Lou Frémion©)..... | 71 |
| Figure 28 : Images échographiques montrant une anse intestinale dilatée et peu motile (à gauche) et des anses intestinales contenant des structures hyperéchogènes compatibles avec des adultes <i>Parascaris</i> (à droite) (CISCO 2017)..... | 88 |
| Figure 29 : Image échographique de la masse abdominale observée en région caudo-ventrale à droite (CISCO 2017)..... | 88 |
| Figure 30 : Abcès mésentérique à coque fibreuse prenant en masse des anses intestinales à l'origine d'une péritonite chronique suppurée focale extensive (CISCO 2017) | 89 |
| Figure 31 : Images échographiques montrant des anses d'intestin grêle distendues (CISCO 2023). | 91 |
| Figure 32 : Image endoscopique montrant la présence d'adultes <i>Parascaris</i> spp. dans l'estomac à gauche et dans le duodénum à droite (CISCO 2015)..... | 94 |

TABLE DES TABLEAUX

| | |
|---|----|
| Tableau I : Résumé des facteurs favorisant l'infestation des poulains par <i>Parascaris</i> spp. | 31 |
| Tableau II : Système de notation utilisé pour évaluer la présence de <i>Parascaris</i> spp. dans l'intestin grêle ainsi que l'évaluation de la qualité de l'image (Nielsen et al. 2016) | 36 |
| Tableau III : Solutions denses utilisables pour la méthode coproscopique de flottation (Guillot 2023b) | 38 |
| Tableau IV : Classification des chevaux selon leur excrétion fécale d'œufs de strongles d'après leur résultat coproscopique (Couroucé 2016) | 42 |
| Tableau V : Plantes produisant des huiles essentielles ayant des propriétés anthelminthiques connues (Monthieux 2016) | 48 |
| Tableau VI : Valeurs seuils établies pour interpréter le test de réduction d'excrétion fécale des œufs de <i>Parascaris</i> spp. (Nielsen et al. 2024) | 55 |
| Tableau VII : Délai de réapparition des œufs de cyathostome en l'absence de chimiorésistance selon l'anthelminthique utilisé (Nielsen et al. 2017)..... | 55 |
| Tableau VIII : Estimation du poids d'un cheval par la méthode de Martin-Rosset (Martin-Rosset 1990) | 59 |
| Tableau IX : Résumé des 3 études de prévalence de <i>Parascaris</i> spp. en France | 60 |
| Tableau X : Nombre approximatif d'équidés d'un et deux ans présents en Normandie et en Pays de la Loire en 2024 (IFCE 2023b)..... | 62 |
| Tableau XI : Nombre de poulains et ânon à prélever dans la région des Pays de la Loire par catégorie d'âge et groupe de races à la suite de l'échantillonnage aléatoire stratifié | 64 |
| Tableau XII : Nombre d'équidés prélevés en Pays de la Loire par catégorie d'âge et de race par rapport aux objectifs fixés | 68 |
| Tableau XIII : Pourcentage d'équidés excréteurs de <i>Parascaris</i> spp. pour chaque élevage | 69 |
| Tableau XIV : Variation du nombre d'équidés excréteurs de <i>Parascaris</i> spp. selon l'âge..... | 70 |
| Tableau XV : Variation du nombre d'équidés excréteurs de <i>Parascaris</i> spp. selon la catégorie de race | 70 |
| Tableau XVI : Nombre d'équidés excréteurs de strongles, oxyures, anoplocéphales et <i>Strongyloides westeri</i> | 71 |
| Tableau XVII : Résultats de la régression logistique réalisée sur les variables sélectionnées par l'AIC | 72 |
| Tableau XVIII : Bilan sanguin réalisé à l'admission de H. au CISCO (CISCO 2017) | 87 |
| Tableau XIX : Bilan sanguin réalisé à l'admission de N. au CISCO (CISCO 2023)..... | 90 |

TABLE DES ABRÉVIATIONS

| | |
|-------|--|
| ABC | ATP Binding Cassette |
| AIC | Akaike Information Criterion |
| AMM | Autorisation de Mise sur le Marché |
| ANSES | Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail |
| ASAT | Aspartate AminoTransférase |
| ATP | Adénosine TriPhosphate |
| CISCO | Centre International de la Santé du Cheval d'Oniris |
| CK | Créatine Kinase |
| GABA | Acide Gamma-Aminobutyrique |
| GGT | Gamma-Glutamyl Transférase |
| HG | Hauteur au garrot |
| IFCE | Institut Français du Cheval et de l'Équitation |
| Ig | Immunoglobuline |
| NDV | Nom Déposé Vétérinaire |
| Opg | Œuf par gramme |
| PAL | Phosphatase Alcaline |
| PT | Périmètre Thoracique |
| RCP | Résumé des Caractéristiques du Produit |
| Spp | Species plurimae |

INTRODUCTION

Les nématodes du genre *Parascaris* sont des parasites de l'intestin grêle des chevaux. Considérés comme les plus grands nématodes des chevaux, ils infestent majoritairement les poulains et jeunes chevaux jusqu'à l'âge de 2 ans. La prévalence d'infestation est très variable selon l'âge des poulains, et peut aller jusqu'à 83 % (Fabiani, Lyons, Nielsen 2016). Une forte immunité se met ensuite en place vers l'âge d'un an, ce qui explique la faible prévalence chez les chevaux adultes. La maladie résultant de cette infestation peut avoir de graves conséquences sur la santé des poulains ; retard de croissance, signes respiratoires, diarrhée, colique. Véritable défi sanitaire, l'ascaridose nécessite aussi bien une gestion individuelle que populationnelle. Depuis de nombreuses années, la lutte antiparasitaire s'est basée sur l'utilisation fréquente et systématique d'anthelminthique. Cette approche traditionnelle de vermifugation a entraîné l'apparition de chimiorésistance. Ainsi, aujourd'hui, certains parasites sont devenus résistants à certains anthelminthiques. À l'instar de l'antibiorésistance, la résistance aux anthelminthiques est une préoccupation mondiale, pouvant avoir de sérieuses conséquences sur la santé des chevaux. Il est alors primordial de revoir nos pratiques de vermifugation afin de ralentir et maîtriser ce phénomène.

L'objectif de ce travail de thèse est d'actualiser les données connues sur les *Parascaris* et sur l'ascaridose du poulain. La partie clinique sera illustrée par plusieurs cas cliniques d'ascaridose présentés ces dernières années au Centre International de Santé du Cheval d'Oniris (CISCO). En parallèle, ce travail a contribué à estimer la prévalence des *Parascaris* en France. L'Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail (Anses) a lancé en 2024 le projet PARAS-METRE. Ce projet a pour but d'estimer la prévalence d'infestation par les *Parascaris* en France et d'identifier les facteurs de risque d'infestation. Dans ce travail, la fréquence d'infestation a été estimée dans la région des Pays de la Loire, une des deux régions ciblées par l'étude.

PARTIE 1 : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Présentation des nématodes du genre *Parascaris*

A. Éléments de classification

1. Nématodes

Animaux (Métazoaires) : organismes eucaryotes, pluricellulaires et hétérotrophes c'est-à-dire se nourrissant de matières organiques.

Eumétazoaires : Métazoaires excluant les éponges.

Bilatériens : Eumétazoaires caractérisés par une symétrie bilatérale, la présence de trois feuilletts embryonnaires (triphoblastie) et un tube digestif à deux orifices (bouche et anus).

Protostomiens : organismes Bilatériens dont la formation de la bouche précède celle de l'anus.

Super Embranchement des Ecdysozoaires : Protostomiens caractérisés par une cuticule qui mue périodiquement, l'absence de cils chez les adultes et la présence d'un pharynx triradié (De Ley 2006).

Embranchement Cycloneuralia : Ecdysozoaires ayant un cerveau autour du pharynx avec un anneau d'épaisseur homogène (Schmidt-Rhaesa, Henne 2015).

Embranchement des Némathelminthes : Ecdysozoaires caractérisés par un corps cylindrique, une cavité générale constituée par la réapparition du blastocèle embryonnaire et l'absence de trompe protactile armée de crochets (Euzéby 1961).

Classe des Nématodes : Némathelminthes caractérisés par une cavité générale remplie de liquide, un tube digestif complet, des sexes séparés et un dimorphisme sexuel (Euzéby, Bourdoiseau, Chauve 2005).

2. Ascarides

Sous classe des Secernentea (Phasmidea) : Nématodes caractérisés par la présence de phasmides et la présence de nombreuses papilles caudales chez l'individu mâle (Mehlhorn 2001).

Ordre des Ascaridida : Nématodes caractérisés par une bouche trilabée (une lèvre dorsale et deux lèvres ventrolatérales) (Cain, Nielsen 2022).

Sous ordre des Ascaridoidea : Nématodes caractérisés par une cavité buccale peu développée et non cuticularisée, trois lèvres saillantes parfois séparées par des lobes interlabiaux, les mâles sont dépourvus de ventouse pré cloacale (Euzéby, Bourdoiseau, Chauve 2005).

Famille des Ascarididés : Ascarides caractérisés par un œsophage simple et cylindrique, les individus mâles sont pourvus de deux spicules, les œufs présentent une coque épaisse et sont éliminés non segmentés (Euzéby, Bourdoiseau, Chauve 2005).

Sous famille des Ascaridinae : Ascarides caractérisés par des lèvres divisées en une partie antérieure et une partie postérieure par des incisions latérales, un œsophage non dilaté dans sa partie distale et l'absence d'ailes cervicales (Euzéby, Bourdoiseau, Chauve 2005).

3. Genre *Parascaris*

Ascarides de grande taille, ayant des lèvres très développées incisées par un sillon horizontal, à bord libre denticulé et séparées par des petits lobes interlabiaux (Euzéby, Bourdoiseau, Chauve 2005).

Le genre *Parascaris* contient deux espèces chez le cheval :

- *Parascaris equorum* avec des lèvres saillantes simulant une « grosse tête », spicules à extrémité arrondie (Zhou et al. 2023)
- *Parascaris univalens* avec des spicules à extrémité tronquée et légèrement concave (Zhou et al. 2023)

La première description d'un ascaride de cheval, sous le nom *Ascaris equorum*, date de 1782 par le zoologiste allemand Johann Goeze. Dans les années 1880, l'embryologiste belge Édouard van Beneden renomme l'espèce *Ascaris megalcephala* et s'en sert comme modèle d'étude. Il parvient à démontrer que la fécondation résulte de l'union de gamètes haploïdes pour former un zygote diploïde. Les ascarides de chevaux occupent ainsi une place importante dans l'histoire des découvertes scientifiques. Par la suite, de nombreuses recherches ont été effectuées sur *Ascaris megalcephala* et notamment sur son caryotype ce qui a mené à décrire deux espèces différentes à la fin des années 1800 ; *Ascaris megalcephala univalens* et *Ascaris megalcephala bivalens*. Ce n'est qu'en 1978 que les deux espèces ont reçu leur nom actuel soit respectivement *P. univalens* et *P. equorum*. D'autres espèces ont été décrites, notamment *P. trivalens* qui a été décrite en 1934 mais n'est plus décrite dans la littérature depuis 1937 (Cain, Nielsen 2022).

Ces espèces sont difficilement distinguables sur le plan morphologique mais différent sur le plan génétique par leur caryotype. *Parascaris univalens* possède une paire de chromosomes ($2n = 2$), *Parascaris equorum* en possède deux ($2n = 4$) et *Parascaris trivalens* possède trois paires de chromosomes ($2n = 6$). Les espèces *P. equorum* et *P. trivalens* descendraient de l'espèce *P. univalens* et seraient le résultat de sa polyploïdie. Cependant, une analyse récente du génome mitochondrial a révélé que les espèces *P. equorum* et *P. univalens* étaient très étroitement liées et pourraient après tout représenter la même espèce (Zhou et al. 2023).

Parascaris equorum était traditionnellement considéré comme l'ascaride de chevaux majoritairement présent dans le monde. Cependant, de nombreuses études suggèrent que *P. univalens* serait l'espèce prédominante. Une récente étude de 2022 a conforté cette théorie. Elle a montré que *P. univalens* est la principale espèce d'ascaride infestant les chevaux en Suède et en Islande (Martin 2022).

B. Morphologie

Le terme « nématode » vient du Grec « nema » signifiant « fil ». En effet, les nématodes ont un corps long, filiforme et non segmenté. Il existe actuellement 30 000 espèces décrites mais il pourrait en exister autour d'un million (Kiontke, Fitch 2013).

Les nématodes du genre *Parascaris* sont allongés, fusiformes et filiformes. Ils sont de couleur crème (Figure 1). Les individus femelles mesurent entre 18 et 40 cm de long pour un diamètre de 5 mm, tandis que les individus mâles sont plus petits et mesurent entre 15 et 28 cm de long pour un diamètre de 3 mm (Attia et al. 2022).



Figure 1 : Nématodes adultes du genre *Parascaris* (Lou Frémion©)

Les nématodes du genre *Parascaris* possèdent un dimorphisme sexuel marqué. Les individus femelles sont de plus grande taille car elles sont plus développées. L'extrémité caudale permet également de distinguer le sexe. Les individus femelles possèdent un anus subterminal ainsi qu'une fente vulvaire visible. Les individus mâles possèdent quant à eux une queue relativement plus longue avec une petite terminaison en forme de bouton correspondant au cloaque ; extrémité caudale commune à l'appareil digestif et génital (Euzéby 1961).

Les parasites du genre *Parascaris* possèdent une enveloppe tégumentaire composée d'une cuticule externe, d'une sous cuticule et d'une couche musculaire. La cuticule externe est transparente, ferme, élastique et finement striée (Figure 2). La sous cuticule, encore appelée hypoderme, est granuleuse et s'épaissit en divers points pour former des bourrelets longitudinaux. Ces bourrelets sont au nombre de quatre ; un dorsal, un ventral et deux latéraux. Enfin, la couche musculaire est composée de multiples cellules musculaires fusiformes orientées longitudinalement. Cette dernière est saillante dans la cavité générale et interrompue au niveau des bourrelets sous cuticulaires (Figure 3).



Figure 2 : Aspect de la surface d'un nématode du genre *Parascaris* montrant la cuticule à annulation finement striée (observation à la loupe binoculaire) (Lou Frémion©)

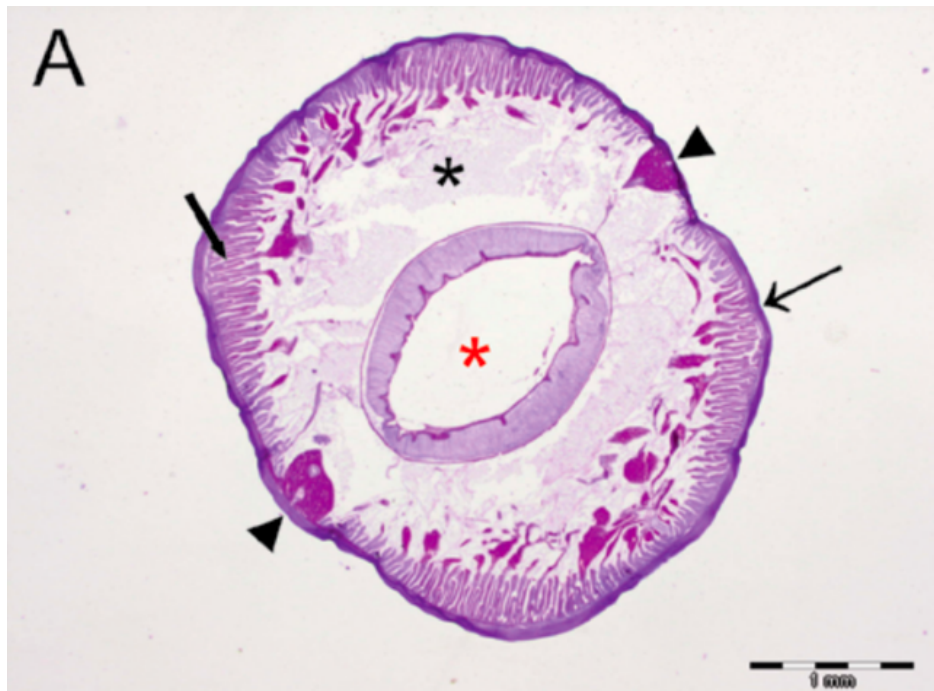


Figure 3 : Coupe transversale d'un adulte *Parascaris equorum*. Flèche noire : cuticule externe épaisse. Flèche noire épaisse : couche musculaire. Tête de flèche : bourrelet sous cuticulaire. Astérisque noir : cavité cœlomique. Astérisque rouge : lumière intestinale (Gajic 2022)

Cette enveloppe tégumentaire délimite la cavité générale du nématode. La cavité n'est pas bordée de cellules, ce n'est donc pas un cœlome mais la réapparition du blastocœle embryonnaire. Elle renferme un liquide cavitaire qui donne au corps du nématode sa rigidité. Ce liquide est parfois composé de principes irritants et toxiques. La cavité générale renferme l'appareil digestif, l'appareil génital, l'appareil excréteur et le système nerveux. Les nématodes ne possèdent pas d'appareil circulatoire ni d'appareil respiratoire ; la mobilisation du liquide cavitaire s'effectue par l'action de contraction du tégument musculaire.

L'appareil digestif est composé d'une bouche, d'un stoma, d'un œsophage, d'intestins et de glandes digestives. La bouche est un orifice buccal entouré de lèvres dont l'aspect et la disposition sert à la diagnose. Les lèvres sont des formations plus ou moins saillantes émanant du bord de la bouche. Elles sont au nombre de six, deux subdorsales, deux latérales et deux subventrales. Les lèvres sont souvent fusionnées deux à deux pour ne former plus que trois lèvres ; une dorsale et deux subventrales (Figure 4). Ces lèvres sont pourvues d'une membrane interne transparente bordée de crêtes dentigères. Chaque lèvre porte des denticules, dents triangulaires aux extrémités pointues, présentes en rangées simples sur la surface interne du labelle (Marchiondo, Cruthers, Fourie 2019). Le stoma est une cavité interposée entre la bouche et l'œsophage. Il est séparé en trois parties ; une région labiale appelée cheilostoma, une région buccale appelée protostoma et enfin une région postérieure correspondant plus ou moins au pharynx appelée telostoma. L'œsophage est un organe tubulaire composé d'une épaisse paroi musculaire. Il est composé de trois parties ; le corps, l'isthme et le bulbe. Il joint l'intestin via la valve œsophago-intestinale. L'intestin est un tube rectiligne simple se terminant à l'anus chez l'individu femelle et au cloaque chez l'individu mâle. Le cloaque est ouvert sur l'extérieur par un orifice cloacal. La queue du parasite est donc la partie comprise entre l'orifice anal ou cloacal et l'extrémité postérieure. Enfin, l'appareil digestif comporte des glandes céphaliques situées dans les parois du protostoma et des glandes œsophagiennes au nombre de trois (Euzéby 1961).



Figure 4 : Extrémité antérieure d'un nématode du genre *Parascaris* montrant les 3 lèvres (observation à la loupe binoculaire) (Lou Frémion©)

L'appareil génital des nématodes du genre *Parascaris* comprend des organes internes et un appareil copulateur, on parle d'animaux dioïques. Chez l'individu mâle, l'appareil génital interne correspond au cordon sexuel. La partie basale du cordon est longue et grêle et représente un testicule. La partie moyenne du cordon sexuel correspond au canal déférent. Ce dernier est dilaté sur une partie de sa longueur en une vésicule séminale. Enfin, la partie terminale du cordon sexuel correspond au canal éjaculateur débouchant dans le cloaque. L'appareil copulateur possède une disposition caractéristique. Il est composé de deux pièces plus ou moins allongées appelées spicules ; ces spicules sont rétractiles à l'intérieur d'une poche spiculaire s'ouvrant dans le cloaque. La poche spiculaire présente parfois un épaissement sclérifié de sa paroi dorsale appelée alors gubernaculum (Bussiéras, Chermette 1995). Les fonctions des spicules sont de maintenir ouvert l'orifice vulvaire de l'individu femelle lors de l'accouplement et de propulser le sperme dans le conduit vaginal. Chez l'individu femelle, l'appareil génital interne est composé de deux tubes ovariens prolongés par deux oviductes et deux utérus qui confluent vers un unique vagin qui s'ouvre au niveau de l'orifice vulvaire (Figure 5). L'ovéjecteur est la partie terminale du conduit génital, à parois épaisses et musclées et assure l'expulsion des œufs. L'appareil copulateur se résume à l'orifice vulvaire en forme de fente dans la région de la queue (Euzéby 1961).

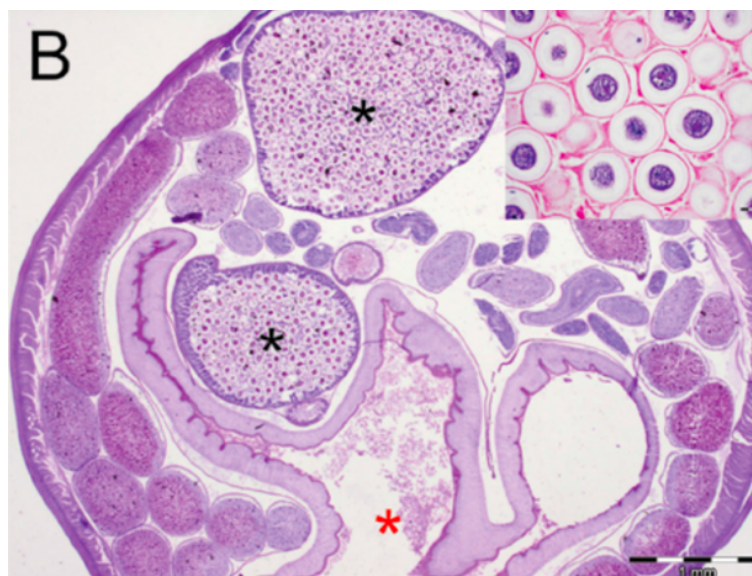


Figure 5 : Coupe transversale d'un adulte *Parascaris equorum*. Astérisque rouge : lumière intestinale. Astérisque noir : anses utérines remplies d'œufs à coque épaisse (Gajic 2022)

L'appareil excréteur se définit par deux canaux situés dans les champs latéraux. Ces derniers se rejoignent pour former un unique canal s'abouchant ventralement en région œsophagienne par un pore excréteur (Bussiéras, Chermette 1995).

Le système nerveux est composé d'un collier œsophagien d'où partent des nerfs antérieurs et postérieurs ramifiés. Les organes des sens sont des organes chimiorécepteurs et des organes tactiles. Les amphides sont deux organes chimiorécepteurs, localisés au niveau de l'extrémité antérieure du corps, le plus souvent sur les côtés de la bouche. Les amphides sont des poches dans lesquelles se forme un filet nerveux et qui s'ouvrent sur la cuticule par un pore simple ou un orifice circulaire ou spirale . Les phasmides sont deux glandes sensorielles, elles sont situées en arrière de l'anus ou du cloaque, portées par de petites papilles. Les organes tactiles sont quant à eux des papilles de plus grande taille. Sur l'extrémité céphalique, les papilles sont portées par les lèvres ; deux papilles à la base des lèvres et une papille à la pointe des lèvres. La région cervicale possède également des papilles. Les individus mâles possèdent en plus une paire de papilles génitales présentes sur ses deux ailes caudales (Euzéby 1961).

Les espèces du genre *Parascaris* sont difficilement distinguables sur le plan morphologique. Cependant, quelques éléments diff rent selon l'espèce comme la forme des spicules et l'épaisseur de la paroi des œufs. Les spicules de *P. univalens* se terminent par une forme tronquée et discrètement concave contrairement aux autres espèces de *Parascaris* où ils se terminent par une forme nettement arrondie. De plus, la couche chitineuse de l'œuf de *P. univalens* mesure moins de 5 μm d'épaisseur, tandis que chez les autres espèces de *Parascaris*, cette dernière est plus épaisse mesurant plus de 5 μm d'épaisseur (Zhou et al. 2023).

C. Biologie

1. Nutrition

Les nématodes du genre *Parascaris* sont chymivores. Ils absorbent le contenu des intestins soit des glucides, des vitamines et des minéraux tels que le calcium, le phosphore. L'hôte peut alors souffrir de spoliation et donc de carence.

Une étude récente a permis de caractériser le microbiote de *Parascaris* spp. Onze genres bactériens ont été mis en évidence dans l'organisme entier. De plus, il existe des nuances de microbiote entre gonades et intestins. Le rôle de ce microbiote reste encore inconnu mais pourrait s'avérer utile dans la lutte contre le parasite (Cain et al. 2022).

2. Cycle  volutif

Fécondation

Les parasites du genre *Parascaris* vivent dans le jéjunum de leur hôte, c'est donc également le lieu de reproduction. Les parasites sont des animaux dio iques, ils se reproduisent à la faveur d'un accouplement. Lors de l'accouplement, l'individu mâle enroule son extrémité caudale autour du corps de l'individu femelle, les spicules glissent dans le vagin dont il écarte les parois, ce qui permet le rapprochement des deux orifices génitaux et assure l'instillation des spermatozo ides dans les voies génitales femelles.

Œufs

Les individus femelles sont ovipares, c'est-à-dire que, à la suite de la fécondation, elles pondent des œufs (Euzéby 1961). Les œufs se forment dans les voies génitales femelles puis il y a ponte d'un grand nombre au sein de l'hôte. Les œufs sont non segmentés c'est-à-dire qu'ils contiennent qu'une seule cellule lors de leur excrétion. Ils mesurent 90 à 100 μm de diamètre, sont subsphériques et de couleur brun foncé (Figure 6). Ils sont protégés par une épaisse coque protéique, collante et finement ponctuée (Marchiondo, Cruthers, Fourie 2019). Cette coque confère à l'œuf son caractère résistant aux facteurs chimiques et environnementaux. Ainsi, dans le milieu extérieur, les œufs sont très résistants. À l'abri dans le sol, ils peuvent rester plusieurs années, surtout par des températures assez basses et une humidité suffisante. Les œufs sont difficilement détruits par la chaleur. Une exposition de 5 h par un soleil tropical (chaleur, sécheresse et ultraviolets) permet d'éliminer les œufs mais ces conditions ne sont pas retrouvées dans de nombreux pays. Le froid ne permet pas non plus d'éliminer les œufs puisqu'ils résistent à des températures allant de -20 à -30°C . Ainsi le niveau de contamination des pâtures semble dépendre essentiellement du type de sol, de la saison et du climat. En effet, un épisode de sécheresse durant l'été est moins favorable à la persistance des œufs dans la pâture. A l'inverse, les œufs déposés à l'automne sont davantage susceptibles de persister dans l'environnement pendant l'hiver en raison des températures plus froides et une proportion est susceptible de rester viable jusqu'au printemps suivant, lorsqu'une nouvelle génération de poulains sensibles devient disponible. Quant aux agents chimiques, le formol ou les hypochlorites détruisent difficilement les œufs. Les fermentations ou putréfactions, quant à elles, arrêtent le développement mais tuent difficilement les œufs. Dans les ensilages, au bout de 5 à 6 mois, les œufs non embryonnés ne sont pas détruits et peuvent reprendre leur développement tandis que les œufs embryonnés sont morts (Grange et al. 2005).



Figure 6 : Aspect de l'œuf de *Parascaris* spp. lors d'un examen microscopique (Nielsen 2016)

Développement post embryonnaire : phase exogène

L'individu femelle pond des œufs dans le jéjunum puis rapidement les œufs sont libérés dans l'environnement via les fèces. Le développement est tout d'abord exogène puisqu'il a lieu dans le milieu extérieur. L'œuf embryonné contient la larve du premier âge puis la première mue donne naissance à la larve du second âge. Ensuite, une seconde mue permet d'obtenir la larve L3, toujours contenue dans l'œuf embryonné. La formation de la larve L3 nécessite environ 2 semaines selon les conditions climatiques. Les conditions environnementales idéales au développement de cette larve sont des températures comprises entre 25 et 35°C et une hygrométrie à plus de 80% (Grange et al. 2005). La durée de survie de la larve dans l'environnement peut aller jusqu'à 10 ans (Premaalatha et al. 2018). Le développement est donc exogène jusqu'à la formation de la larve de stade 3 (L3). C'est donc cette larve qui a une importance épidémiologique puisqu'il s'agit du stade infestant (Euzéby 1961).

Développement post embryonnaire : phase endogène

Ensuite, le développement est endogène et a lieu au sein de l'hôte définitif. L'hôte ingère de manière passive les œufs embryonnés contenant les larves L3. L'œuf perd progressivement sa couche protectrice à la suite du passage dans le contenu gastrique acide (Reinemeyer, Nielsen 2013). Les larves sont libérées dans la lumière stomacale et intestinale puis pénètrent dans la paroi intestinale. Elles migrent alors par voie sanguine en pénétrant les veines intestinales. Les larves atteignent le foie via la veine porte dans les 48 h suivant l'infestation, elles traversent le parenchyme hépatique et rejoignent les veines hépatiques. Ce passage par le foie permet au parasite d'échapper au système immunitaire. Ensuite, les larves migrent vers les poumons en passant par la veine cave puis le cœur droit. Elles émergent des artérioles et des capillaires pour atteindre les alvéoles pulmonaires. La mue a lieu dans l'arbre aérifère pour obtenir les larves L4. Ces dernières remontent vers la trachée puis le larynx, avant d'être dégluties et de rejoindre à nouveau l'intestin grêle 2 à 4 semaines après l'infestation. Les larves effectuent leur dernière mue vers le stade 5 correspondant à un jeune nématode immature puis mûrent vers le stade adulte (Figure 7). Les individus femelles commencent à pondre des œufs 10 à 16 semaines après l'infestation, c'est la période prépatente. Elles sont particulièrement fertiles, et pondent environ 200 000 œufs par jour. En effet, un seul hôte peut excréter près de 50 millions d'œufs par jour. Les parasites adultes semblent vivre moins de 6 mois au sein de l'hôte puis ils sont éliminés spontanément (ESCCAP 2019).

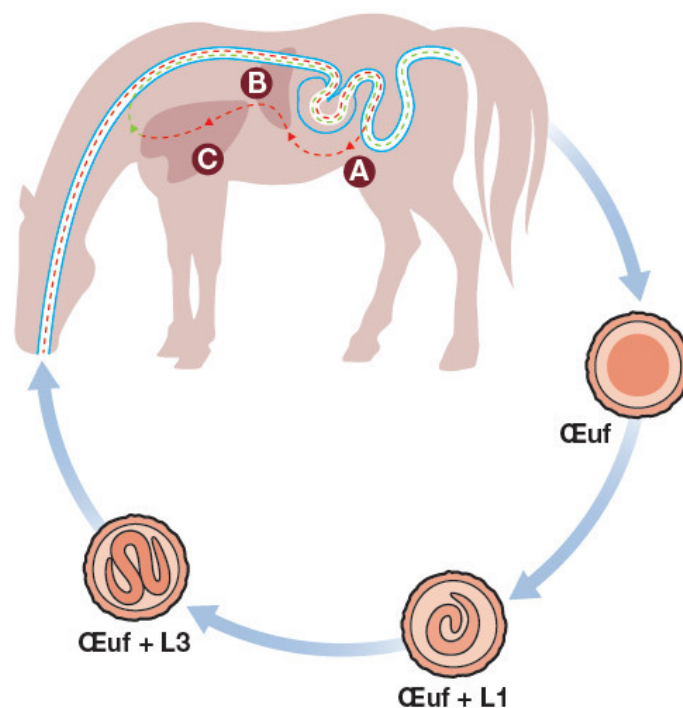


Figure 7 : Cycle parasitaire de *Parascaris equorum*. A : libération de larve L3 dans la lumière et pénétration dans la paroi intestinale. B : migration hépatique. C : migration pulmonaire (ESCCAP 2019)

Le cycle de *Parascaris* spp. est dit monoxène puisqu'il s'effectue en partie au sein d'un seul et unique hôte alors appelé hôte définitif. De plus, on parle de cycle semi direct puisque les larves se développent en des points différents de celui du point de pénétration, il y a migration passive dans l'hôte. Cette migration est appelée migration entéro-pneumo-trachéo-entérale ou encore migration splanchnique longue. Celle-ci peut être à l'origine de lésions hépatiques et respiratoires.

D. Pouvoir pathogène

1. Action mécanique

Les parasites exercent une action mécanique tout d'abord par leur grande dimension et par leur nombre parfois élevé (Figure 8). Ainsi lors d'infestation massive, les nématodes peuvent entraîner une obstruction intestinale à l'origine d'un arrêt de transit. La prévalence des impactions d'ascarides sur l'ensemble des chirurgies de coliques pratiquées chez les poulains a été estimée selon les études à 0,4 % (Cribb et al. 2006), 2,5 % (Cable et al. 1997) ou encore 6 % (Vatistas et al. 1996). Un facteur favorisant l'impaction ascaridienne est la vermifugation. Dans l'étude menée par Cribb et al., 72 % des poulains opérés pour impaction d'ascarides avaient reçu un vermifuge 24 h précédant les signes de coliques (Cribb et al. 2006). En effet, le vermifuge entraîne l'expulsion des nématodes adultes qui, s'ils sont nombreux, forment un bouchon dans l'intestin. Bien que peu fréquente, l'obstruction est la complication la plus redoutable et peut parfois être suivie d'intussusception, de volvulus voire de rupture intestinale (Bussiéras, Chermette 1995).



Figure 8 : Présence d'un grand nombre d'adultes *Parascaris equorum*   l'origine d'une occlusion jéjunale chez un zèbre (Gajic 2022)

Les parasites peuvent également obstruer les canaux pancréatiques ou biliaires de l'hôte. Récemment, un adulte *Parascaris* a été retrouvé pour la première fois à la jonction entre le canal hépatique gauche et le canal lobaire d'un poulain de 6 mois (Figure 9). Le parasite aurait atteint le canal biliaire par la papille duodénale et non par la circulation sanguine comme habituellement. Aucune lésion biliaire n'a été retrouvée chez ce poulain évoquant une occupation de courte durée. On peut alors supposer que, comme chez l'Homme, des lésions seraient possibles si le parasite reste dans le canal biliaire. Cette découverte permet d'inclure l'ascaridose dans le diagnostic différentiel des affections hépatobiliaires chez le cheval (Sazmand et al. 2023).

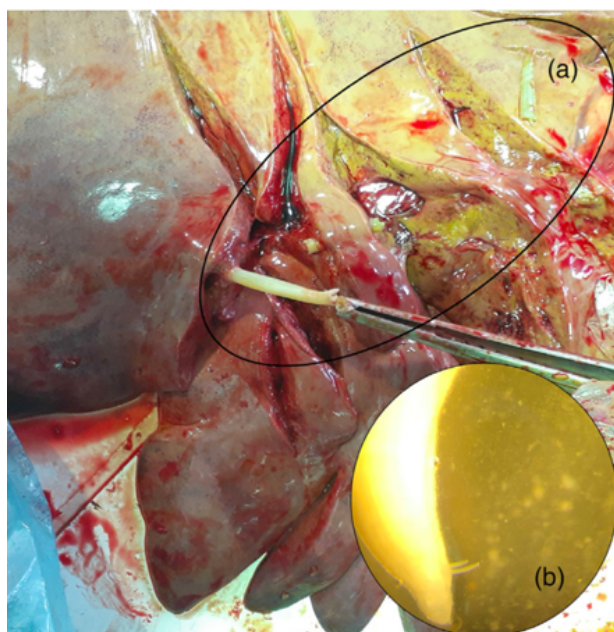


Figure 9 : Adulte *Parascaris* spp. présent à la jonction entre le canal lobaire et le canal hépatique gauche d'un poulain de 6 mois. (a) segment du nématode. (b) spicules visibles sur l'extrémité distale du parasite signant le genre mâle (Sazmand et al. 2023)

2. Action traumatique

L'action traumatique exercée par les parasites adultes résulte de la présence de lèvres bien développées qui traumatisent la muqueuse jéjunale. Il en résulte une inflammation catarrhale. Cette action d'érosion de la muqueuse favorise la formation de micro abcès qui peuvent s'ouvrir du côté de la séreuse entraînant une perforation complète. Ceci est également favorisé par les mouvements des nématodes de grande dimension (Bussiéras, Chermette 1995).

La migration des larves depuis le foie vers les poumons peut entraîner des lésions hépatiques plus ou moins importantes. Cependant, ces lésions n'entraînent pas de signes cliniques ni d'élévation des enzymes hépatiques à la biochimie (Nielsen 2016). De même, la migration pulmonaire larvaire peut également entraîner une réaction inflammatoire locale. Ainsi, le poulain peut souffrir d'une bronchite, bronchiolite voire d'une alvéolite.

3. Action spoliatrice

Les parasites se nourrissent du bol alimentaire de l'hôte et notamment de glucides, de sels minéraux (calcium, phosphore), de vitamines, d'oligo-éléments (Zinc, Cuivre) et éventuellement de sang. Un individu femelle absorbe environ 100 g de principes nutritifs par an. Ces spoliations expliquent ainsi les troubles cutanés, les carences, les retards de croissance ou encore les fragilisations ostéotendineuses dont peuvent souffrir les poulains (Grange et al. 2005). Le poulain peut être dans un état d'hypoglycémie dans les cas les plus graves (Bussiéras, Chermette 1991).

4. Action antigénique et toxigène

Les nématodes possèdent un pouvoir antigénique. Le parasite possède des antigènes somatiques ; ce sont des molécules constitutives du corps du parasite et qui généralement, sauf le cas des antigènes de surface, ne seront libérées dans l'hôte qu'après la mort du parasite. Le parasite possède également des antigènes métaboliques ; ce sont les substances très variées sécrétées ou excrétées par les divers orifices du parasite (bouche, anus, orifice génital), ou éliminées à l'occasion

de mues. Ces antigènes métaboliques sont donc produits par le parasite, de son vivant de façon continue (ou discontinue dans les cas de liquides de mues); ils ont souvent une activité immunologique très supérieure à celle des antigènes somatiques (Bussiéras, Chermette 1991). Sachant que les larves migratrices sont beaucoup plus antigéniques que les adultes, la période pré patente est donc la période de réaction antigénique maximale, ce qui peut mener à des réactions allergiques ou encore des chocs anaphylactiques (Euzéby 1961).

Lorsque qu'un nématode meurt, il y a alors la libération et résorption du liquide cavitaire du parasite. L'hôte subit alors une imprégnation toxique via les substances libérées (Bussiéras, Chermette 1991).

5. Action favorisant les infections

La migration des larves à travers notamment le foie et les poumons mais aussi les canaux biliaires, peut favoriser les infections. De plus, en cas de perforation, le développement d'une péritonite septique est inévitable (Bussiéras, Chermette 1991).

E. Réponses de l'hôte : inflammation et immunité

À la naissance, le poulain bénéficie du transfert d'immunité maternelle. En effet, 48 h après l'ingestion du colostrum, le taux d'anticorps dirigés contre les *Parascaris* est jusqu'à 23 fois supérieur au taux détecté à la naissance. L'immunité contre les *Parascaris* propre au poulain est liée à l'âge et se développe qu'à partir de 6 mois. Cette immunité est également liée à l'exposition au parasite, ainsi une forte immunité se met en place après l'infestation.

Face aux agressions du parasite, l'hôte va présenter une réaction inflammatoire marquée. L'hôte va également présenter une réaction immunitaire à la suite de la rencontre avec des antigènes parasitaires. Ces réactions sont généralement multiples car les parasites ont une structure complexe constituant ainsi de véritables mosaïques d'antigènes. Ces réactions peuvent également amplifier les réactions inflammatoires déjà en cours. Cependant, le plus souvent, ces réactions immunitaires ne persistent qu'en présence du parasite vivant; on parle d'immunité concomitante. L'immunité stérilisante est très rare en parasitologie. L'hôte va présenter une immunité humorale avec la production d'immunoglobulines (Ig) par les lymphocytes B (IgM, IgG et IgE dans les tissus, et IgA dans les lumières). L'hôte présente également une immunité cellulaire avec le recrutement des lymphocytes T et des cellules de l'inflammation telles que des macrophages, polynucléaires éosinophiles, polynucléaires neutrophiles. Puisque le parasite est volumineux, la phagocytose est impossible par les macrophages. Le phénomène de cytotoxicité cellulaire dépendante d'anticorps est alors mis en place pour détruire les parasites adultes. Ce mécanisme implique les polynucléaires éosinophiles et neutrophiles ainsi que les plaquettes et les IgE. Les polynucléaires éosinophiles agissent par la libération de leur granules et l'action des radicaux libres (peroxydes) pouvant entraîner la mort du parasite. L'intervention massive des éosinophiles peut s'accompagner d'une forte éosinophilie sanguine mais cette dernière est loin d'être systématique. En revanche, ces réactions peuvent être défavorables. Des immunopathologies peuvent survenir en cas de réactions immunitaires trop intenses. Les réactions de type I sont des anaphylaxies qui impliquent les mastocytes, les polynucléaires éosinophiles et les IgE et peuvent aller jusqu'au choc anaphylactique. Les réactions de type II sont des réactions de cytotoxicité impliquant les IgG, IgM et le système du complément. Les réactions de type III concernent le dépôt de complexes immuns dans des organes tels que les reins. Enfin, les réactions de types IV sont des réactions d'hypersensibilité retardée impliquant les lymphocytes T (Bussiéras, Chermette 1991).

Face aux réactions de l'hôte, le parasite a développé des mécanismes d'évasion. Tout d'abord, les *Parascaris* adultes sont localisés dans la lumière jéjunale, ils sont donc moins exposés aux réactions immunitaires de l'hôte. Ensuite, le parasite peut mettre en place des variations antigéniques. Il modifie ses antigènes de surface et se retrouve insensibilisé aux anticorps présents. De la même manière, lorsque le parasite change de stade, ses antigènes de surface peuvent être modifiés. Il peut également être responsable de l'apparition de lymphocyte T suppresseur qui vont empêcher l'activation des macrophages de l'hôte. Le nématode peut aussi inhiber les macrophages. Il peut décider de multiplier certains de ses antigènes de surface et ainsi entraîner la production de grande quantité d'anticorps à faible affinité et donc entraîner une production plus tardive et plus faible d'anticorps plus actifs. Le parasite peut également utiliser du mimétisme moléculaire ; il acquière à sa surface des protéines de l'hôte si bien que le parasite n'est plus reconnu comme étranger à l'organisme. Le nématode peut également produire des protéinases parasitaires susceptibles de détruire les anticorps et inactiver les interleukines, les interférons, les peroxydes et le système du complément. Enfin, le parasite peut inhiber des protéinases produites par l'hôte au sein des foyers inflammatoires. En conséquence, le parasite peut persister longtemps en l'absence de toute réinfestation (Bussiéras, Chermette 1991).

II.  pid miologie de l'infestation par les *Parascaris*

A. Espèces et individus affectés

Les parasites du genre *Parascaris* sont des parasites oligox nes, autrement dit, ils sont adaptés à quelques espèces proches. Les espèces affectées sont les équidés c'est-à-dire les chevaux, les ânes et les zèbres. Cependant, certains ascarides sont parfois retrouvés chez d'autres espèces. Le premier cas recensé fut un Cerf de Virginie aux  tats-Unis. Un adulte du genre *Parascaris* a été retrouvé vivant dans le rumen d'une biche de 3 ans. Il s'agissait du premier cas d'infestation d'un cervidé (Lucio-Forster et al. 2011).

Les individus les plus affectés cliniquement sont les chevaux de moins de 2 ans c'est-à-dire les poulains et les yearlings. Cette dynamique résulte de la mise en place d'une immunité active à partir de 6 mois chez les poulains. Cependant, l'ascaridose peut toucher un cheval adulte immunocompétent surtout s'il vit entouré de jeunes poulains. Le genre du poulain n'a aucune incidence concernant l'ascaridose. Les mâles sont tout autant touchés que les femelles.

Au sein d'un troupeau de chevaux, la répartition des parasites n'est pas homogène. Quelques chevaux hébergent la plupart des parasites. On parle d'agrégation parasitaire.

B. Répartition géographique et prévalence

L'ascaridose est une parasitose cosmopolite. Cependant, la prévalence est différente selon les pays et selon l'âge des chevaux. Elle serait en moyenne de 10 à 20 % chez les chevaux adultes contre 40 à 50 % chez les poulains et yearlings (Grange et al. 2005).

Au Royaume-Uni, une étude a été réalisée en 2013 par Relf et al. afin d'estimer la prévalence de *Parascaris* spp. sur des chevaux Pur-Sang Anglais. Ils ont obtenu une prévalence de 38 % pour les poulains de moins d'1 an, 4 % pour les poulains d'1 an, 3 % pour les chevaux âgés de 2 à 4 ans, 1 % pour les chevaux âgés de 5 à 14 ans et enfin 0 % pour les chevaux âgés de plus de 14 ans. La prévalence tout âge confondu était de 9 % (Relf et al. 2013). Aux  tats-Unis, une étude a révélé une prévalence d'infestation de 83 % chez des poulains de moins de 2 ans (Fabiani, Lyons, Nielsen 2016).

Concernant la France, il n'existe que 3 études qui ont estimé la prévalence des *Parascaris* sur le territoire. Tout d'abord, en 2012, une étude de Laugier et al. a estimé la prévalence dans 15 élevages de Trotteur Français et de Pur-Sang Anglais. Au total, 455 coproscopies ont été réalisées sur des poulains âgés de 3 à 9 mois. La prévalence de l'infestation variait de 6,9 à 76,2 % selon les élevages avec une prévalence moyenne de 30,5 %. L'étude a montré que la prévalence était plus élevée sur des poulains de 3 et 4 mois. Aucune différence significative n'a été établie entre les deux races. Concernant l'excrétion fécale, 66,9% des poulains infestés avaient des résultats coproscopiques inférieurs à 200 œufs par gramme de fèces (opg), 10% avaient des résultats supérieurs à 1000 opg avec un maximum de 7800 opg (Laugier et al. 2012). Une seconde étude de 2020 menée par Sallé et al. a compilé les résultats d'examen post-mortem de jeunes chevaux décédés ces 29 dernières années en Normandie. L'étude comprenait des résultats d'autopsies réalisées de 1986 à 2015 sur des chevaux âgés de 2 mois à 2 ans. Des adultes du genre *Parascaris* ont été récupérés de l'intestin grêle de 207 poulains dont 10 étaient âgés de 2 mois. L'abondance moyenne était de 95 nématodes par poulain, ce nombre allait de 1 à 1605. La prévalence était alors de 17,6 % pour des poulains âgés de 2 mois à 2 ans. De plus, le parasite était plus fréquemment trouvé en été et en automne avec un pic au mois d'août. Les auteurs ont également mis en évidence une variation temporelle de la prévalence de *Parascaris* spp. ; en effet cette dernière a augmenté à partir de 2007. Ce phénomène peut être mis en corrélation avec le début de la baisse d'efficacité des anthelminthiques (Sallé et al. 2020). Enfin, une récente étude de Merlin et al. de 2023 a estimé la prévalence de *Parascaris* spp. ainsi que sa dynamique d'infestation. L'étude a duré deux ans dans 5 fermes expérimentales et 12 écuries privées situées dans le nord et le centre de la France. Les résultats des coproscopies sont exprimés en présence ou absence des œufs de *Parascaris* spp. Les prévalences obtenues sont 34 % chez les poulains âgés d'1 an, 9 % chez les chevaux de 2 ans et 2 % chez des chevaux plus âgés. Un pic du pourcentage d'excrétion en groupe est obtenu en mai et en juin pour *Parascaris* spp. (Merlin et al. 2023).

C. Mode d'infestation

Le poulain s'infeste par voie orale via l'ingestion d'œufs contenant la larve L3 infestante. Les œufs proviennent des crottins des jeunes poulains notamment et souillent l'environnement, la nourriture ou l'eau de boisson. Ainsi, les sources d'infestation peuvent être les pâtures, les locaux, les aliments, la litière (Bussiéras, Chermette 1995). La densité d'œufs de *Parascaris* sur une pâture a été estimée par certaines études, elle varie de 0,5 à 30 œufs par gramme de sol (Lindgren et al. 2008). Un poulain pourrait alors ingérer une centaine d'œufs par jour (Leathwick et al. 2017). Il n'existe pas de contamination in utero ou par le lait (Grange et al. 2005).

La plupart des poulains sont exposés à l'infestation dès leur plus jeune âge. Ainsi, ils commenceront à excréter des œufs à l'âge d'environ 90 jours, délai correspondant à la période prépatente moyenne du parasite. Si le poulain n'est pas traité ou traité avec des anthelminthiques inefficaces, le nombre d'œufs d'ascarides augmentera considérablement pour atteindre son maximum vers 4 à 5 mois (Nielsen et al. 2021). Certaines études estiment qu'il existe un second pic d'excrétion chez le poulain infesté. Ce second pic surviendrait entre 8 et 10 mois et serait plus faible. Ainsi, le mélange de poulains d'âge différent peut s'avérer être un facteur de risque d'ascaridose (Hautala et al. 2019). En l'absence de complications, les chevaux excrètent tous les adultes vers 18 mois.

L'infestation par les *Parascaris* suit une fluctuation saisonnière. En effet, les œufs deviennent infestants du printemps jusqu'à la fin de l'automne. On observe alors un pic d'infestation au mois d'août (Guillot 2023a). Cette dynamique est expliquée par les conditions climatiques présentes du printemps à l'automne qui sont favorables au développement de la larve L3 ; températures comprises entre 25 et 35 °C et hygrométrie à plus de 80 % (Grange et al. 2005).

D. Facteurs favorisant

L'âge est le principal facteur de risque d'infestation. Les poulains et yearlings sont les plus à risque d'être infestés par les *Parascaris* (Boelow, Krücken, von Samson-Himmelstjerna 2023). Dans l'étude de prévalence menée par Laugier et al., la prévalence d'infestation était de 38,1 % pour les poulains de 3 à 4 mois, 30,9 % pour les poulains de 5 à 7 mois et 15,3 % pour les poulains de 8 à 9 mois (Laugier et al. 2012). Puisqu'ils ne possèdent pas encore d'immunité, les jeunes poulains sont les plus à risque. Par conséquent, la présence de poulains au sein de l'effectif de chevaux augmente considérablement le risque d'infestation.

Il existe de nombreuses pratiques d'élevage qui favorisent l'infestation des poulains. En effet, certaines conduites d'élevage favorisent la mise en contact du poulain avec une grande quantité d'œufs. De nombreuses études ont prouvé que le pâturage est un facteur de risque important pour l'apparition de l'ascaridose (Scala et al. 2021). Néanmoins, les chevaux vivant au box sont moins à risque à condition qu'une gestion hygiénique du fumier soit appliquée quotidiennement. En effet, une mauvaise hygiène des locaux surexpose les poulains aux œufs, d'autant plus que ces derniers sont coprophages. Selon une étude menée par Crowell-Davis et Houpt en 1985, la coprophagie peut toucher près de 85 % des poulains élevés partiellement en stabulation. Ce phénomène touche des poulains jusqu'à 19 semaines d'âge avec un pic de fréquence durant les 8 premières semaines. Les poulains mangent habituellement les excréments de leur mère, mais également les leurs et ceux d'autres chevaux. La coprophagie est donc un facteur de risque d'ascaridose, surtout lorsque le poulain est exposé à une grande quantité de crottins (Kornaś et al., 2010). Le surpeuplement et la promiscuité des jeunes avec leur mère sont décrits comme favorisant l'ascaridose. Ainsi, la taille de l'élevage est un facteur de risque pour les poulains. De plus, les élevages avec beaucoup de déplacements de chevaux sont plus à risque d'infestation (Hautala et al. 2019). Quant à la gestion du fumier, la fertilisation des pâturages avec ce dernier est un facteur de risque avéré d'infestation. En effet, cette pratique revient à ensemercer la pâture avec des œufs de *Parascaris* spp. (Hautala et al. 2019).

Concernant l'utilisation d'anthelminthique, un poulain a plus de risque d'être infesté par le parasite si son dernier vermifuge remonte à plus de 8 semaines (Boelow, Krücken, von Samson-Himmelstjerna 2023). De plus, il a été montré que l'utilisation d'ivermectine peut être associée à une prévalence d'infestation plus élevée au sein d'un effectif (Kornaś et al., 2010).

D'un point de vue médical, certaines carences peuvent favoriser l'infestation. Les carences en phosphore ou en calcium peuvent pousser au pica et donc faciliter l'ingestion orale d'œufs présents dans l'environnement. Une alimentation carencée en vitamine A favorise l'ascaridose puisque la vitamine A permet la phagocytose de larves migratrices par les cellules du système des phagocytes mononucléés. De même, une carence en vitamine B entraîne un ralentissement du péristaltisme. À l'inverse, une carence prolongée en glucide est nuisible au parasite.

Le Tableau I résume l'ensemble des facteurs favorisant l'infestation des poulains par les *Parascaris*.

Tableau I : Résumé des facteurs favorisant l'infestation des poulains par *Parascaris* spp.

| Facteur favorisant l'infestation | Explications du facteur |
|--|--|
| Âge | Poulains et yearlings de moins de 2 ans plus à risque |
| Présence de poulain dans l'effectif d'équidés | Tranche d'âge où l'infestation est maximale |
| Mauvaise hygiène des locaux | Accumulation d'œufs dans l'environnement |
| Pâturage (Scala et al. 2021) | Accumulation d'œufs dans l'environnement |
| Surpeuplement | Augmentation de la charge parasitaire de l'environnement |
| Taille de l'élevage (Hautala et al. 2019) | Augmentation de la charge parasitaire de l'environnement |
| Fréquence des déplacements (Hautala et al. 2019) | Rencontre avec d'autres chevaux potentiellement infestés |
| Mélange de poulains d'âge différent (Hautala et al. 2019) | Pic d'excrétion à 4 et 10 mois |
| Fertilisation des pâtures avec du fumier de cheval (Hautala et al. 2019) | Ensemencement de la pâture avec des œufs |
| Utilisation d'ivermectine (Boelow, Krücken, von Samson-Himmelstjerna 2023) | Témoin d'une baisse d'efficacité de l'anthelminthique |
| Dernière vermifugation il y a plus de 8 semaines (Kornaś et al., 2010) | Délai approximatif de la période prépatente |
| Carence en vitamine A | Empêche la phagocytose de larves migratrices |
| Carence en vitamine B | Ralentissement du péristaltisme |

E. Réceptivité et sensibilité

Les parasites du genre *Parascaris* sont spécifiques d'espèce à l'âge adulte. Seuls les Équidés sont réceptifs et donc sensibles. Les poulains sont plus réceptifs et plus sensibles que les adultes. Les poulains sont sensibles surtout jusqu'à 10-12 mois après quoi s'observe souvent l'élimination spontanée des nématodes grâce à la mise en place d'une forte immunité. Chez les animaux âgés, il peut réapparaître une réceptivité aux infestations surtout chez les animaux en mauvais état général. Les ânes et les mulets sont plus sensibles aux parasites ascarides que les chevaux. Ils peuvent alors constituer un réservoir. Chez les chevaux, il existe une constance parasitaire. Ainsi si un cheval est fort excréteur, il le restera, son intensité d'infestation est stable dans le temps (Guillot 2023a).

III. Étude clinique de l'ascaridose

A. Commémoratifs et anamnèse

Les commémoratifs correspondent aux informations concernant le poulain. L'élément indispensable lors d'ascaridose est l'âge du poulain. Comme dit précédemment, les jeunes de moins de 12 mois sont plus sensibles et donc plus sujet à souffrir d'ascaridose. Ensuite, le lieu de vie est un élément important puisque le pâturage est un facteur de risque. Le programme de vermifugation du poulain et de sa mère sont des données indispensables à recueillir. Il est également utile de se questionner sur l'origine du poulain.

L'anamnèse correspond quant à elle à l'histoire de la maladie ; la date d'apparition, la nature et l'évolution des signes cliniques. La saison d'apparition de la maladie ainsi que les conditions climatiques actuelles sont également des éléments importants concernant l'ascaridose. Au niveau du troupeau, il est indispensable de savoir combien d'individu sont atteints pour pouvoir identifier une éventuelle contagiosité de l'atteinte.

B. Signes cliniques

Il existe deux types de présentation clinique ; une atteinte respiratoire lors de la migration des larves dans les poumons et une atteinte digestive due à la présence des adultes dans le jéjunum.

1. Ascaridose larvaire

L'ascaridose larvaire résulte de la migration des larves de *Parascaris* spp. depuis l'intestin grêle vers les poumons. Le passage des larves à travers le foie peut occasionner des lésions bien souvent sans répercussions cliniques. Cependant, lorsque les larves atteignent les alvéoles pulmonaires, une inflammation pulmonaire se met en place. Dans la plupart des cas, cette inflammation passe inaperçue mais dans certains cas des troubles respiratoires peuvent apparaître sans atteinte de l'état général. Le poulain peut alors présenter des signes respiratoires généralement discrets tels qu'une toux sèche et quinteuse ou encore un jetage muco-purulent. Lorsque l'atteinte respiratoire est plus sévère, on observe des signes cliniques plus marqués ; le jetage devient abondant et épais, une toux plus profonde apparaît ainsi qu'une atteinte de l'état général. On parle alors de pneumonie ascaridienne. Cette atteinte prédispose alors le poulain aux surinfections bactériennes ou virales qui compliquent le tableau clinique.

2. Ascaridose imaginaire

L'ascaridose imaginaire résulte quant à elle du pouvoir pathogène des nématodes adultes dans les intestins. Lors de faible parasitisme, le poulain ne présente pas de signes cliniques. Le rejet de quelques adultes dans les crottins peut tout de même être observé. Lors d'infestation plus importante, le poulain peut présenter une atteinte de l'état général (abattement), un amaigrissement malgré une bonne alimentation, un retard de croissance, un poil piqué, des troubles digestifs et une baisse d'appétit. Une étude de Clayton a estimé que le gain de poids des poulains infestés était divisé par deux par rapport aux poulains sains (Clayton 1978). L'inflammation chronique peut entraîner un syndrome anémique. Le poulain présente alors des muqueuses peu colorées, une apathie, un essoufflement à l'effort et une sudation importante. Ces signes cliniques résultent des spoliations subies par le poulain. L'état de dénutrition résultant, est à l'origine d'un assèchement et d'une perte d'élasticité de la peau. Les poils ont un aspect terne et s'arrachent facilement. Les troubles digestifs sont caractérisés par l'émission de crottins ramollis et pâteux. Une diarrhée liquide peut apparaître, de couleur claire mais pouvant être parfois hémorragique. La diarrhée peut résulter de lésions de la

muqueuse digestive, de perturbation de la sécrétion des sucs digestifs. Les mécanismes de la diarrhée peuvent être des troubles de la motricité entraînant une accélération et un renforcement du péristaltisme ; des troubles sécrétoires par diminution de production de diastases et de chlorure d'hydrogène gastrique entraînant une alcalinisation et une prolifération de bactéries ; et de troubles de la perméabilité de la paroi intestinale permettant la fuite de protéines plasmatiques et d'eau, la résorption de toxines bactériennes, et la perturbation de l'absorption des aliments. Par conséquent, la diarrhée entraîne une baisse de la digestibilité des aliments, une perte de principes nutritifs et d'eau et la résorption de toxines et de germes (Bussiéras, Chermette 1991). Le poulain présente également un ballonnement de l'abdomen associé à des borborygmes, des bâillements. Enfin, le poulain peut présenter des signes de coliques discrets, d'apparition soudaine, passant seuls ou à l'aide d'un traitement médical.

Lors d'infestation massive, l'ascaridose imaginaire peut gravement se compliquer. Un grand nombre de *Parascaris* dans l'intestin grêle peut causer une obstruction intestinale, une intussusception voire une perforation intestinale à l'origine d'abcès intestinaux et de péritonite septique. Les signes cliniques présentés sont brutaux et très importants. Le cheval est très douloureux, déshydraté et abattu. Les poulains peuvent adopter une position antalgique caractéristique ; le décubitus dorsal (Figure 10). L'animal présente alors des signes de choc ; muqueuses congestives et sèches, tachycardie, tachypnée, pouls faible, augmentation du temps de recoloration capillaire. Les bruits digestifs sont diminués voire absents lors de l'auscultation digestive. Le sondage nasogastrique met en évidence un reflux gastrique important. La gestion de ces complications d'ascaridose est très souvent chirurgicale. Un traitement médical peut parfois suffire à évacuer le bouchon d'ascaris formé mais très souvent une laparotomie est nécessaire voire une entérotomie ou entérectomie selon la vitalité de la portion intestinale affectée.

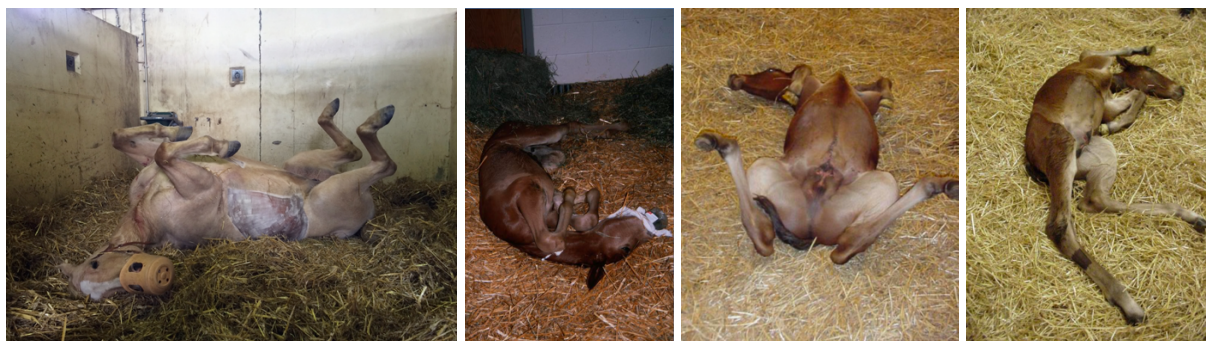


Figure 10 : Photographies de poulains en colique adoptant une position antalgique (Couroucé 2023), (Leroux 2023)

Il existe des facteurs de risque d'obstruction intestinale ascaridienne. La vermifugation est un facteur favorisant la formation de bouchon d'ascarides dans l'intestin grêle. En effet, il est possible d'observer une obstruction intestinale quelques jours suivant une vermifugation sur un poulain fortement infesté. En prévention, de l'huile de paraffine peut être administrée aux poulains infestés quelques heures après le vermifuge. Une étude de 2006 par Cribb et al. a permis d'évaluer rétrospectivement les dossiers médicaux et chirurgicaux de chevaux ayant présenté des obstructions aiguës de l'intestin grêle. Vingt-cinq chevaux âgés de moins de 12 mois ont été opérés d'une obstruction associée à une infestation par des *Parascaris* entre 1985 et 2004. Seize chevaux sur vingt-cinq soit 64 % avaient reçu un anthelminthique dans les 24 h précédant l'apparition des coliques (Cribb et al. 2006). De plus, la nature du vermifuge peut favoriser la formation d'une obstruction. En effet, les anthelminthiques tels que les lactones macrocycliques ou le pyrantel entraînent la mort rapide des parasites qui sont alors tous évacués en même temps ce qui favorise le bouchon. À l'inverse, les benzimidazoles entraînent une mort lente des parasites qui sont alors évacués de manière progressive par l'hôte.

C. Lésions

L'ascaridose larvaire entraîne des lésions hépatiques à la suite du passage traumatisant des larves L3. On observe des lésions de nécrose hémorragique le long des trajets de migrations des larves. Puis il y a formation de granulomes éosinophiliques qui laisseront ensuite place à des cicatrices fibrotiques blanchâtres disséminées sur le parenchyme hépatique. On parle d'hépatite traumatique. Au niveau pulmonaire, on observe une réaction inflammatoire éosinophilique. On parle de bronchiolite éosinophilique qui cicatrise sous forme de nodule lymphocytaire. Certaines larves peuvent également rester piégées dans le parenchyme pulmonaire dans les nodules lymphocytaires (Nguyen 2022).

L'ascaridose imaginaire entraîne une distension mécanique de l'intestin grêle due à la présence de nombreux adultes dans la lumière. On observe également une entérite chronique catarrhale avec une muqueuse épaissie, un œdème de la paroi intestinale, une hyperhémie des vaisseaux mésentériques et une hypertrophie des ganglions lymphatiques mésentériques. Au niveau cellulaire, une atrophie villositaire est observée avec une hyperplasie des cryptes en réponse aux agressions chroniques des intestins. Lors d'intussusception, le segment invaginé présente une stase sanguine, une nécrose hémorragique (infarctissement). En surface, on observe une péritonite aiguë sérofibrineuse. De même, lors de volvulus intestinal, on observe une stase sanguine puis un infarctissement de la portion intestinale atteinte par compression des veines mésentériques. Lors de rupture intestinale, on observe une hémorragie au niveau du site de rupture. De plus, des lésions de péritonite aiguë seront visibles sur le péritoine avec la présence de contenu gastrique dans la cavité abdominale (Nguyen 2022). Au niveau biliaire, on peut également observer une congestion, dilatation ou obstruction de canaux biliaires et pancréatiques à l'origine d'une cholécystite voire d'une nécrose du pancréas (Bussiéras, Chermette 1995).

D. Diagnostic

La démarche diagnostique de l'ascaridose du poulain commence par un diagnostic épidémiologique. On se questionne sur les individus atteints : leur âge, leur mode de vie (pré, box), leur origine, la présence d'affection intercurrente, la mise en place éventuelle d'un traitement. On analyse également la situation au niveau populationnelle : nombre d'individus malades, contagiosité. Enfin, on prend en considération les conditions extérieures telles que la température, l'hygrométrie, la saison (Bussiéras, Chermette 1991). Le diagnostic clinique étant rarement concluant, le recours à des examens complémentaires est indispensable.

1. Examen d'imagerie

L'échographie transabdominale est un outil de diagnostic utile en cas d'ascaridose chez un poulain. En effet, les ascarides adultes apparaissent hyperéchogènes à l'échographie. On obtient alors une image d'anse intestinale avec un élément hyperéchogène dans sa lumière (Figure 11). Ce dernier peut prendre la forme d'un point ou d'une structure tubulaire selon la coupe, on parle d'image en rail (Figure 12) (Nielsen 2016).

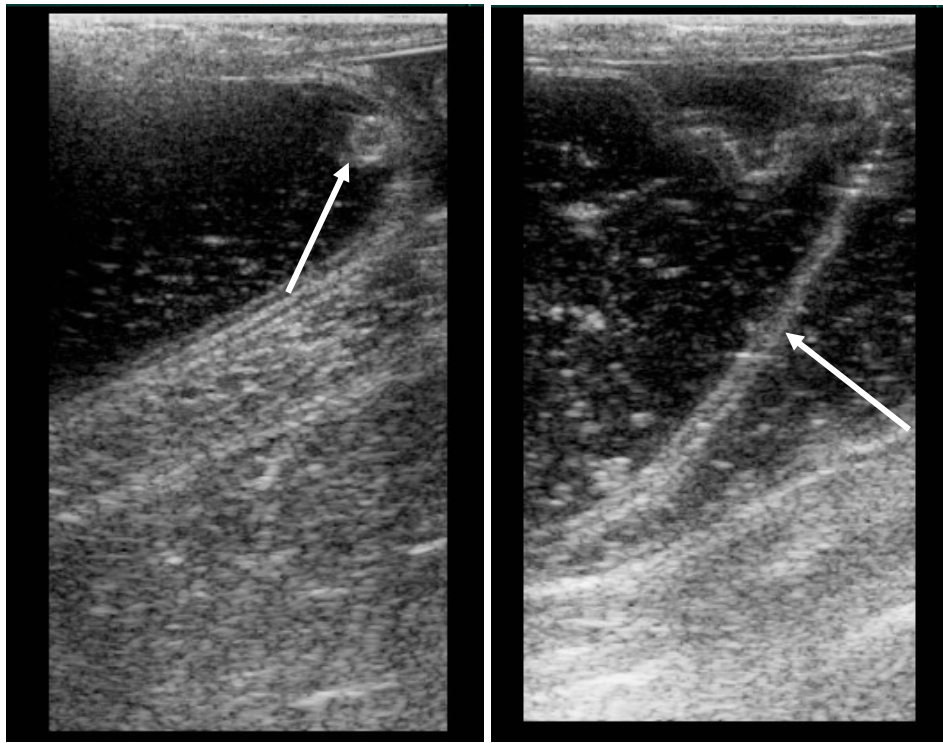


Figure 11 : Images échographiques d'une anse intestinale contenant un élément hyperéchogène dans sa lumière visible en coupe transversale à gauche et longitudinale à droite, correspondant à un *Parascaris* adulte (CISCO 2014)

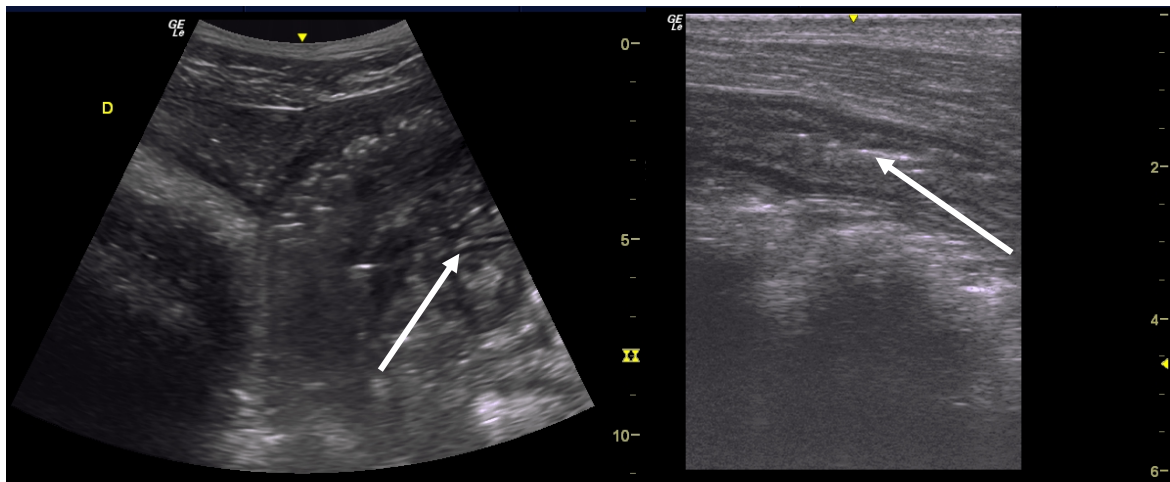


Figure 12 : Images échographiques d'une anse intestinale, en coupe transversale à gauche et en coupe longitudinale à droite, contenant des éléments hyperéchogènes formant des « rails » dans la lumière, correspondant à des *Parascaris* adultes (CISCO 2016)

En 2016, Nielsen a créé un système de notation échographique afin de détecter l'ascaridose chez des poulains. Des suivis échographiques ont été réalisés sur 10 poulains naturellement infestés par *Parascaris* spp. toutes les 2 semaines pendant 9 mois. Les examens étaient réalisés avec une sonde convexe, à une fréquence fixée à 2,8 MHz et une profondeur à 12 cm. L'examen était systématiquement réalisé du côté gauche des poulains, il suivait un chemin qui allait du processus xiphoïde caudalement vers le pôle crânial de l'ombilic. La sonde échographique était positionnée transversalement et longitudinalement le long de la ligne médiane ventrale ou paramédiane jusqu'à l'obtention d'une image appropriée. Trois régions étaient échographiées : caudalement au processus

xyphoïde, mi-distance entre le processus xiphoïde et l'ombilic et crânialement à l'ombilic. Deux notes étaient attribuées à chaque examen. Tout d'abord, l'image acquise était notée en fonction de la quantité d'intestin grêle pouvant être facilement visualisée dans chaque région. Deuxièmement, pour chaque domaine, une note comprise entre 1 et 4 était attribuée selon les critères énumérés dans le Tableau II. Chaque mois, un poulain était euthanasié et un décompte des nématodes présents dans ses intestins était réalisé. Dans l'ensemble, l'étude a fourni la preuve que 81 % des examens généraient des images utiles avec des scores d'image de C ou plus. La technique permet de détecter de manière fiable des charges d'ascarides supérieures à 10 vers. De plus, les scores échographiques augmentent et diminuent comme prévu avec l'âge chez les poulains. Les résultats échographiques les plus fiables sont ceux obtenus à partir d'anses d'intestin grêle positionnées à moins de 5 cm de la paroi abdominale. Enfin, il est intéressant de noter que les scores échographiques reflétaient largement le nombre de *Parascaris* et que les deux mesures atteignaient leur maximum à l'âge d'environ 5 mois. Pour conclure, ce score échographique permet de surveiller la charge d'ascarides chez les poulains (Nielsen et al. 2016).

Tableau II : Système de notation utilisé pour évaluer la présence de *Parascaris* spp. dans l'intestin grêle ainsi que l'évaluation de la qualité de l'image (Nielsen et al. 2016)

| Score d'ascarides | |
|----------------------------------|---|
| 1 | Aucune preuve échographique de la présence de nématodes |
| 2 | Preuve échographique compatible avec des nématodes à plus de 5 cm de distance |
| 3 | Entre 1 et 3 sections de la cuticule du nématode clairement visualisées à moins de 5 cm |
| 4 | > 3 sections de la cuticule du nématode visualisées à moins de 5 cm |
| Score d'évaluation de la qualité | |
| A | Intestin grêle visualisé dans les 3 zones |
| B | 3 emplacements avec au moins 3/4 de l'écran rempli d'intestin grêle |
| C | 2 emplacements remplis à la moitié de l'écran avec de l'intestin grêle |
| D | Intestin grêle visualisé à n'importe quel endroit |
| E | Aucun intestin grêle visualisé |

L'échographie permet aussi de visualiser les conséquences de la présence des nématodes. Une obstruction n'est pas toujours visualisable mais l'observation d'anses intestinales dilatées et peu motiles oriente grandement vers un phénomène obstructif. De la même manière, on peut observer un épaissement de paroi intestinale ou encore un contenu liquidien dans les anses intestinales lors de diarrhée.

L'endoscopie digestive permet dans certains cas d'observer les nématodes adultes dans l'intestin grêle ou encore l'estomac. Cet examen n'est pas réalisé lors de suspicion d'ascaridose mais plutôt lors de suspicion d'ulcère gastrique par exemple.

2. Bilan hémato-biochimique

Le bilan hémato-biochimique est un examen qui permet de détecter un phénomène infectieux ou inflammatoire en cours ou une souffrance organique. Lors d'ascaridose, le bilan n'est pas diagnostique. L'analyse biochimique peut mettre en évidence une hypoprotéïnémie par hypoalbuminémie ou encore une anémie lorsque le poulain souffre de spoliation sanguine importante. Cependant, aucune anomalie biochimique n'est évocatrice d'une ascaridose. Concernant l'hématologie, une hyperéosinophilie sanguine peut être détectée lors d'infestation massive, mais ce n'est pas spécifique ni systématique. L'hyperéosinophilie correspond aux valeurs au-delà de 300 cellules par μL de sang.

Nous avons tenté d'analyser la relation entre le nombre d'œufs par gramme de fèces et la concentration sanguine en polynucléaires éosinophiles chez des animaux infestés. Nous avons utilisé les données de 9 poulains âgés entre 4 et 8 mois, admis au CISCO pour diverses affections et chez qui nous avons mis en évidence une infestation par les ascarides. Nous n'avons pas obtenu de relation entre la concentration sanguine en polynucléaires éosinophiles et le nombre d'œufs de *Parascaris* spp. par gramme de fèces. Ainsi, un poulain peut avoir 1344 opg de *Parascaris* spp. et avoir une concentration en polynucléaires éosinophiles à 0 cellule par μL de sang. À l'inverse, un poulain peut avoir une éosinophilie à 800 cellules par μL de sang et n'avoir que 102 opg de *Parascaris* spp. Ces observations vont dans le sens de l'idée que l'éosinophilie n'est pas systématique lors d'infestation par les ascarides. Une éosinophilie peut cependant être mise en évidence lors de l'examen cytologique du lavage trachéal lors de signes respiratoires (Grange et al. 2005).

Une étude récente a tenté de mettre en place un outil sérologique pour détecter les *Parascaris*. Une culture de protéines excrétrices-sécrétrices provenant de larve du parasite a été entreprise puis une électrophorèse a permis de détecter plusieurs bandes. Cependant, ces bandes ont également été obtenues avec du sérum de poulain négatif à la coproscopie. Par conséquent, il n'est toujours pas possible de détecter l'infestation par les *Parascaris* avec une sérologie (Köhler 2016).

3. Coproscopie

La coproscopie est la technique la plus utilisée pour faire le diagnostic d'infestation par les *Parascaris*. Elle permet de rechercher les éléments parasitaires (œufs, larves) dans les matières fécales. Les objectifs de la coproscopie sont nombreux : diagnostiquer une parasitose digestive ou respiratoire, mettre en place une vermifugation sélective et évaluer l'efficacité d'un anthelminthique dans un troupeau (Guillot 2023b). Le Danemark a mis en place depuis 1999 une réglementation concernant les anthelminthiques. Leur utilisation est restreinte à un usage thérapeutique faisant suite à une prescription. La vermifugation n'est donc plus autorisée à visée prophylactique mais doit faire suite à un diagnostic établi par un vétérinaire.

Prélèvements

Les crottins peuvent être prélevés immédiatement après leur rejet par le cheval ou idéalement prélevés directement dans le rectum pour éviter les contaminants de l'environnement. Le prélèvement doit contenir au moins 30 g soit quelques boulettes de crottins pour maximiser les chances de trouver des œufs. Les crottins doivent être analysés peu de temps après le prélèvement ou alors placés à 4 °C pour une analyse différée dans les 7 jours. Dans le cas contraire, les œufs vont rapidement se développer et seront plus difficilement identifiables. La congélation n'est pas conseillée puisqu'elle peut entraîner l'explosion de certains éléments parasitaires. Cependant, il est possible d'utiliser du formol à 10 % pour conserver les crottins. Ce mode de conservation ne nécessite pas de froid et est donc transportable mais il ne permet plus de réaliser de coproscopie quantitative ni de coproculture. L'avantage des œufs de *Parascaris* spp. est leur grande résistance, ainsi une erreur de conservation entraîne rarement des résultats faussement négatifs (Guillot 2023b).

Examen macroscopique

Tout diagnostic coproscopique commence par un examen macroscopique des selles. Il permet de juger la qualité des crottins récoltés. Leur consistance offre des informations sur la présence éventuelle de diarrhée ou constipation chez le cheval. Leur couleur est également importante et renseigne sur la présence de sang digéré ou encore de pigments. Enfin, l'examen macroscopique permet de détecter des éléments parasitaires visibles à l'œil nu comme des ascarides adultes mais aussi des oxyures, des larves de cyathostome, des larves de gastrophile (Bussiéras, Chermette 1991).

Examen microscopique : méthodes qualitatives

Après l'analyse macroscopique, l'examen microscopique peut être réalisé. Il a pour objectif de mettre en évidence les œufs afin de les identifier. Cet examen nécessite plusieurs dizaines de grammes de crottins. Le matériel requis est simple ; des lames et lamelles, un verre à pied, un agitateur, des tubes à essai, un tamis, une balance, un pilon, un mortier et un microscope. Il existe plusieurs méthodes qualitatives.

La technique sans enrichissement, consistant à placer des fèces entre lame et lamelle, n'est pas utilisée chez les équidés. En effet, cet examen direct ne permet pas d'observer les œufs en raison des contaminants végétaux qui gênent la lecture.

La sédimentation consiste à mélanger les fèces dans un liquide de faible densité afin de concentrer les œufs dans un culot. Après filtration, le mélange est laissé au repos pendant 6 h ou bien centrifugé, puis le culot est observé. Bien que simple et peu coûteuse, cette méthode est peu utilisée car malgré la filtration, un grand nombre de végétaux composent le culot et masquent les œufs.

La méthode utilisée est la méthode par flottation. L'objectif est de diluer les crottins dans un liquide dense afin de récupérer les œufs remontés à la surface sous l'action de la pesanteur ou de la centrifugation alors que les débris végétaux coulent. Les œufs d'ascarides flottent dans des liquides ayant une densité comprise entre 1,10 et 1,30 (Kaufmann 2012). Les liquides denses utilisables sont résumés dans le Tableau III. Le protocole indique de mélanger quelques grammes de fèces dans un verre à pied avec solution dense. Après passage dans un tamis, le mélange est versé dans un tube à essai rempli à ras bord pour former un ménisque convexe. On recouvre alors le tube par une lamelle pendant une vingtaine de minutes. Il suffit ensuite de déposer la lamelle sur une lame et de l'observer au microscope (Figure 13). Cette méthode est peu coûteuse et facile à réaliser (Bussiéras, Chermette 1991).

Tableau III : Solutions denses utilisables pour la méthode coproscopique de flottation (Guillot 2023b)

| Solution de flottation | Composition | Densité |
|--|---|---------|
| Sulfate de zinc à 33% ; liquide de Faust | ZnSO ₄ ·7H ₂ O 330 g, avec H ₂ O jusqu'à 1000 mL | 1,18 |
| Chlorure de sodium ; liquide de Willis | NaCl 500 g, H ₂ O 1 000 mL | 1,20 |
| Saccharose et formol | C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁ 454 g, solution de CH ₂ O (  40 %) 6 mL, H ₂ O 355 mL | 1,20 |
| Saccharose et nitrate de sodium | C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁ 540 g, NaNO ₃ 360 g, avec H ₂ O jusqu'à 1000 mL | 1,35 |
| Sulfate de magnésium | MgSO ₄ 350 g, avec H ₂ O jusqu'à 1000 mL | 1,28 |
| Sulfate de zinc | ZnSO ₄ ·7H ₂ O 685 g, H ₂ O 685 mL | 1,35 |
| Nitrate de sodium | NaNO ₃ 250 g, Na ₂ O ₃ S ₂ ·5 H ₂ O 300 g, avec H ₂ O jusqu'à 1000 mL | 1,30 |
| Nitrate de sodium | NaNO ₃ 315 g, avec H ₂ O jusqu'à 1000 mL | 1,20 |
| Chlorure de sodium et chlorure de zinc | NaCl 210 g, ZnCl ₂ 220 g, avec H ₂ O jusqu'à 1000 mL | 1,35 |
| Nitrate de sodium et thiosulfate de sodium | NaNO ₃ 300 g, Na ₂ O ₃ S ₂ ·5 H ₂ O 620 g, H ₂ O 530 mL | 1,45 |
| Saccharose, nitrate de sodium et thiosulfate de sodium | C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁ 1200 g, NaNO ₃ 1280 g, Na ₂ O ₃ S ₂ ·5 H ₂ O 1800 g, H ₂ O 720 mL | 1,45 |



Figure 13 : Schéma illustrant la méthode coproscopique de flottation simple (Beugnet et al. 2017)

Examen microscopique : méthodes quantitatives

En parallèle, des méthodes quantitatives ont été développées pour pouvoir dénombrer les œufs. On obtient alors le nombre d'œufs par gramme de fèces analysé noté opg. On peut utiliser une méthode qualitative en quantifiant le poids de crottins utilisé et les volumes de liquide utilisés pour obtenir une estimation d'éléments parasitaires par gramme de crottin. Cependant, différentes techniques ont été développées (Bussiéras, Chermette 1991).

La méthode McMaster est une technique standard de comptage des œufs qui est largement utilisée en parasitologie équine depuis de nombreuses années. Cette méthode est basée sur la technique de flottation et nécessite une cellule de McMaster ; il s'agit d'une lame composée de 2 chambres quadrillées dans lesquelles on introduit 0,15 mL de suspension (Figure 14). Pour réaliser la solution, on mélange 3 g de crottins dans 45 mL de solution dense pour obtenir une dilution de 1/15. La suspension est tamisée puis introduite dans la cellule de McMaster, en prenant garde à ne pas former de bulles (Figure 15). On estime que 10 minutes suffisent afin que les éléments parasitaires remontent sous l'effet de la densité et se collent sous la lame. On observe la lame au microscope au grossissement 10 et on compte les œufs présents sous les deux carrés correspondant aux deux chambres. Ensuite, on peut faire la moyenne de ces deux nombres et la multiplier par 100, on obtient le résultat en œuf par gramme. Cependant, si on veut augmenter la sensibilité de la méthode, il est préférable de compter les œufs présents dans les deux chambres et de multiplier ce nombre par 50. L'avantage de cette technique est la simplicité (Bussiéras, Chermette 1991).

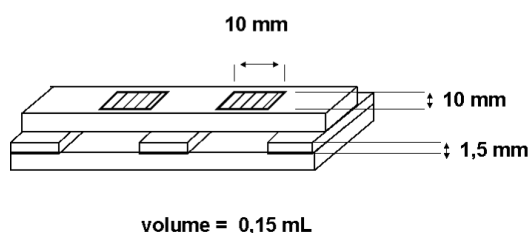


Figure 14 : Schéma d'une cellule de McMaster (Guillot 2023b)

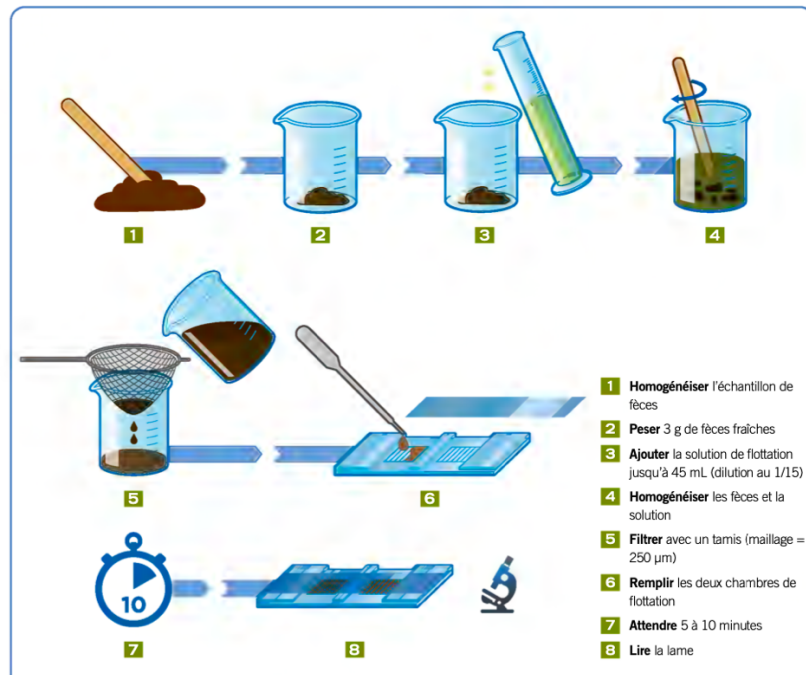


Figure 15 : Schéma illustrant la méthode McMaster modifiée (Beugnet et al. 2017)

D'autres techniques ont été développées pour atteindre des limites de détection plus basses, telles que la technique FLOTAC introduite au cours de la dernière décennie. Cette méthode est basée sur la centrifugation et la flottation. Trois méthodes peuvent être employées avec le dispositif FLOTAC. La technique de base nécessite une seule solution de flottation. La technique dual repose sur l'utilisation de deux solutions de flottation aux densités différentes pour un même échantillon. Enfin, la technique double correspond à l'examen simultané de deux échantillons fécaux de deux chevaux différents (ESCCAP France 2021). Le protocole commence par la dilution au dixième et l'homogénéisation des fèces dans de l'eau du robinet. La suspension est filtrée puis 6 mL sont introduits dans des tubes coniques. Les tubes sont centrifugés à température ambiante pendant 3 minutes à 170 g. Le culot de chaque tube est conservé et ensuite remis en suspension avec une solution de flottation choisie jusqu'au niveau initial de 6 mL. Les deux chambres de flottation de l'appareil sont alors remplies. Le dispositif FLOTAC est ensuite centrifugé pendant 5 minutes à 120 g. Après la centrifugation, la rotation du disque de lecture permet de dégager la partie supérieure de la suspension où les œufs sont fixés. Le disque de lecture est enfin examiné au microscope. Cette méthode est très sensible et permet d'atteindre une limite de détection de 1 œuf par gramme. Des études ont montré que la technique FLOTAC avait à la fois une précision et une exactitude supérieures à celles des techniques McMaster. Une des limites de ce dispositif est la quantité de temps et d'équipement spécialisé nécessaires pour effectuer un comptage des œufs fécaux.

Récemment, une nouvelle version de la technique FLOTAC a vu le jour, appelée Mini-FLOTAC (Cringoli et al. 2017). Cette technique est toujours basée sur la flottation mais nécessite moins d'étapes que la technique FLOTAC et ne nécessite pas de centrifugation (Kaufmann, 1996 ; Noel et al. 2017). Il est conseillé d'utiliser le Mini-FLOTAC avec le Fill-FLOTAC, un kit de préparation de la solution qui comprend un récipient, un collecteur et un filtre (Figure 16). Peser entre 2 et 5 g de fèces fraîches et ajouter ensuite un volume de solution de flottation pour obtenir une dilution au dixième. La suspension est soigneusement homogénéisée et filtrée au travers d'un tamis métallique. Le filtrat est ensuite versé dans les deux chambres du Mini-FLOTAC. Après 10 minutes d'attente, la partie supérieure de chacune des chambres est transférée et examinée au microscope (Figure 17). La sensibilité de la technique de base du Mini-FLOTAC est de 5 éléments parasitaires par gramme de fèces (ESCCAP France 2021).

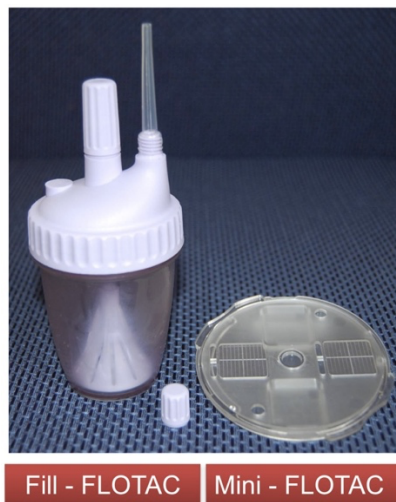


Figure 16 : Photographie du dispositif Fill-FLOTAC (à gauche) et Mini-FLOTAC (à droite) (Barda et al. 2013)

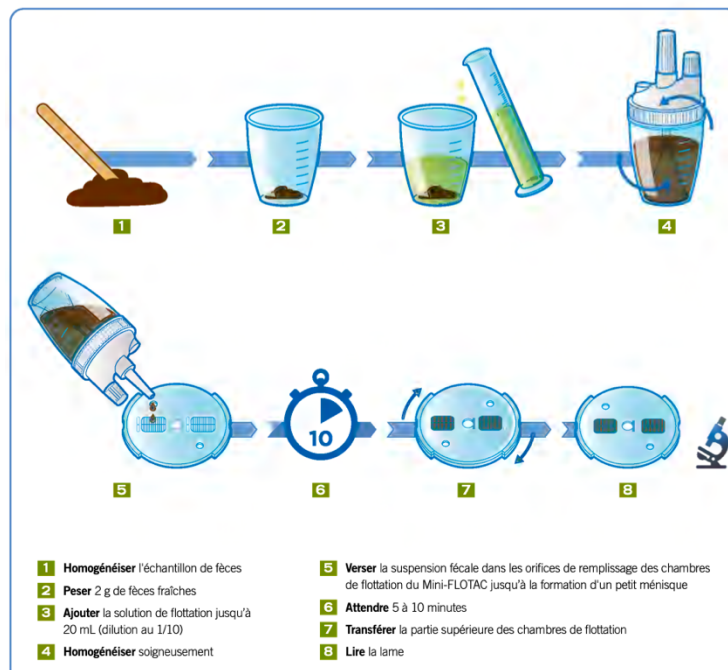


Figure 17 : Schéma illustrant le protocole d'utilisation du dispositif Mini-FLOTAC avec le Fill-FLOTAC (Beugnet et al. 2017)

Interprétation des résultats

L'identification des œufs au microscope est généralement facile. On peut observer des œufs fécondés normaux c'est-à-dire globuleux, pourvus d'une coque épaisse, finement ponctuée et irrégulière, de couleur jaune brun, contenant une ou deux cellules (Figure 18). On peut également voir des œufs non fécondés, qui ont une coque plus mince, plus allongée et un cytoplasme amorphe et diffus. Les œufs de *Parascaris* spp. peuvent être confondus avec des spores de champignons ou des grains de pollen. Les spores de champignons sont de taille plus petite et portent souvent à leur surface de petites excroissances pointues. Les grains de pollen sont également plus petits que les œufs et ne contiennent aucun élément cellulaire à travers leur épaisse paroi.



Figure 18 : Aspect de l'œuf de *Parascaris* spp. (Guillot 2023b)

Les résultats sont à interpréter selon l'objectif de l'analyse (dépistage ou diagnostic), les caractéristiques de l'animal ou du troupeau et selon les parasites mis en évidence. Une étude de prévalence réalisée par Relf et al. en 2013 a noté le nombre moyen d'œufs par gramme selon l'âge des chevaux. Le nombre moyen était de 39 opg tout âge confondu et de 209 opg pour les poulains âgés de moins d'un an. La valeur maximale obtenue était de 3222 opg (Relf et al. 2013). Par ailleurs, il a été prouvé que le nombre d'opg n'est pas corrélé au nombre de nématodes adultes présents dans les intestins.

Il est possible de classer les chevaux selon leur niveau d'excrétion d'œufs de strongles par gramme de crottins (Tableau IV). Jusqu'à 200 opg, on parle de faible excréteur. À l'inverse, au-delà de 500 opg, le cheval est considéré comme fort excréteur. Des études réalisées chez les ruminants suggèrent des déterminants génétiques pour une faible excrétion d'œufs mais cela n'a pas encore été démontré chez les chevaux (Nielsen, Pfister, von Samson-Himmelstjerna 2014).

Tableau IV : Classification des chevaux selon leur excrétion fécale d'œufs de strongles d'après leur résultat coproscopique (Couroucé 2016)

| | Œufs par gramme (opg) | Pourcentage de la population adulte (plus de 3 ans) |
|------------------|-----------------------|---|
| Faible excréteur | 0 - 200 | 50 à 70 % |
| Excréteur modéré | 200 - 500 | 10 à 20 % |
| Fort excréteur | > 500 | 20 à 30 % |

Limites de la coproscopie

La coproscopie a de nombreuses limites. Tout d'abord, le nombre d'œufs excrétés dans les crottins ne reflète pas le nombre de nématodes adultes présents dans le tube digestif du cheval (Nielsen et al., 2010). La coproscopie ne permet pas d'identifier les stades larvaires en migration. De plus, il existe une irrégularité de l'émission des œufs d'ascarides. La prolificité des individus femelles est variable selon l'espèce parasitaire, la saison (augmentation printanière), l'état d'immunité de l'hôte, l'heure du jour. Ensuite, le prélèvement peut être source d'erreur s'il est trop peu abondant, souillé par des nématodes libres du sol, mal conservé ce qui détruit les formes parasitaires ou encore dilué par des selles diarrhéiques. Enfin, lors de la lecture, il y a des risques de confusions avec des pseudo parasites tels que des éléments végétaux (grains de pollen) ou autres artefacts divers (Bussiéras, Chermette 1991).

Pour le comptage des œufs de *Parascaris* spp., la sensibilité est de 72 %, la spécificité de 94 %, la valeur prédictive positive de 95 % et la négative de 66 %. Ainsi, il y a plus de risque de faux négatifs que de faux positifs (Nielsen et al., 2010). Fabiani et al. ont mené une étude de prévalence en 2016 sur 83 poulains. Ils ont obtenu une prévalence d'infestation de 52 % basée sur la coproscopie. Cependant, après avoir autopsié les poulains, la prévalence d'infestation réelle était de 83 %. Cette étude illustre bien les limites de la coproscopie dont la spécificité est meilleure que la sensibilité (Fabiani, Lyons, Nielsen 2016).

E. Pronostic

Le pronostic de l'ascaridose est généralement favorable si l'état de santé du poulain est bon et si les nématodes sont peu nombreux. Néanmoins, lors d'ascaridose compliquée, le pronostic est beaucoup plus réservé. Lors d'obstruction intestinale, la prise en charge est chirurgicale. Une laparotomie est réalisée et les *Parascaris* sont manuellement poussés dans le caecum. Parfois, une entérotomie est nécessaire afin d'extraire les ascarides.

Une étude de 2006 menée par Cribb et al. avait établi les taux de survie à court terme de poulains ayant été opérés d'obstruction ascaridienne. Le taux de survie à court terme était de 79 % pour les poulains atteints d'obstruction intestinale « simple » c'est-à-dire sans complications. Le taux de survie baissait à 64 % lorsqu'ils incluaient les poulains qui présentaient en plus un volvulus ou une intussusception (Cribb et al. 2006). À long terme (plus d'un an après la chirurgie), le taux de survie est de 27 % (Cribb et al. 2006) à 60 % (Tatz et al. 2012). Si le taux de survie à long terme diminue c'est en lien avec les adhérences qui se forment au sein de la cavité abdominale à la suite de l'entérotomie. Concernant la perforation intestinale, le pronostic est très sombre et la mort est inévitable.

L'annexe 1 apporte une illustration de l'ascaridose à travers trois cas cliniques présentés au CISCO.

IV. Méthodes de lutte contre les nématodes du genre *Parascaris*

A. Molécules anthelminthiques disponibles

1. Généralités

Un anthelminthique est un médicament qui vise à éliminer les helminthes présents dans un organisme, soit en entraînant leur mort, soit en les empêchant de se développer, soit en provoquant leur expulsion de l'organisme parasité. On parle de vermifuge pour désigner les anthelminthiques agissant vis-à-vis des helminthes digestifs.

La première molécule anthelminthique disponible était la phénothiazine, introduite dans les années 1940. Ensuite, la pipérazine a été introduite dans les années 1950, suivie par les benzimidazoles en 1961. Les dernières molécules mises sur le marché pour les chevaux furent les lactones macrocycliques en 1981 (Cain, Nielsen 2022).

Aujourd'hui, il existe 5 molécules anthelminthiques disponibles avec une Autorisation de Mise sur le Marché (AMM) cheval en France : le fenbendazole de la famille des benzimidazoles, le pyrantel de la famille des tétrahydropyrimidines, le praziquantel de la famille des isoquinolines et enfin l'ivermectine et la moxidectine de la famille des lactones macrocycliques (Rivière, Papich 2017). Parmi ces molécules, celles couramment utilisées contre les ascarides chez les poulains sont le fenbendazole, le pyrantel et l'ivermectine.

Il est important de distinguer les molécules larvicides et adulticides. En effet, les molécules adulticides vont éliminer les adultes mais pas les larves. Ainsi, les larves vont continuer de migrer jusqu'à se transformer en adultes en environ 4 semaines. À l'inverse, une molécule larvicide va éliminer les larves et bien souvent les adultes. Ainsi, le traitement a une efficacité équivalente à la période prépatente du parasite soit 10 à 16 semaines. Un traitement adulticide a donc une efficacité plus courte (4 semaines) qu'un traitement larvicide (10 à 16 semaines).

2. Benzimidazoles

Les benzimidazoles ont été introduits en 1961 et furent les premiers anthelminthiques à large spectre sûrs et efficaces utilisés en médecine vétérinaire et humaine. Leur utilisation chez le cheval a commencé avec le thiabendazole mais aujourd'hui seul le fenbendazole possède une AMM cheval en France.

Les benzimidazoles sont une famille de composés organiques artificiels dérivés du noyau benzimidazole, un noyau benzène associé à un hétérocycle imidazole. Le fenbendazole est non hydrosoluble et peu liposoluble (Rostang, Puyt 2021).

Les benzimidazoles sont faiblement résorbés par voie orale à cause de leur faible hydrosolubilité. Malgré cette propriété, le fenbendazole est uniquement utilisé par voie orale sous forme de gel ou pâte. La voie parentérale n'est pas utilisable en pratique. Le fenbendazole diffuse assez largement dans l'organisme, notamment dans les poumons, et franchit la barrière placentaire. Le pic de concentration plasmatique est atteint en 15 à 30 h. L'élimination se fait à la fois par voie urinaire et biliaire sous forme de conjugués. La majeure partie de la fraction non résorbée est éliminée inchangée dans les fèces. Le fenbendazole subit un cycle entéro-hépatique qui contribue au maintien de teneurs élevées dans les intestins et dans le reste de l'organisme. Le fenbendazole est tout de même rapidement éliminé car il a une demi-vie plasmatique relativement courte. On estime en effet qu'il est complètement éliminé 96 h après la fin du traitement (Rostang, Puyt 2021).

Les benzimidazoles agissent en perturbant le métabolisme énergétique du parasite au niveau cellulaire. Le fenbendazole se fixe au domaine de liaison de la colchicine de la β -tubuline. Cette liaison irréversible inhibe la polymérisation des microtubules des cellules du parasite. Or, les microtubules sont des protéines essentielles aux nématodes, ils exercent un rôle dans la ponte des œufs, le développement larvaire ou encore la sécrétion enzymatique. L'inhibition de la polymérisation des microtubules détruit la structure des cellules du parasite et empêche leur fonctionnement. Ainsi, les microtubules des cellules du nématode disparaissent, ce qui provoque une perturbation de la migration des organites subcellulaires et un échec du transport des matériaux sécrétoires qui a pour conséquence la lyse du cytoplasme cellulaire et la désintégration des cellules. Les parasites meurent lentement en 12 à 24 h et sont éliminés dans les crottins. Les benzimidazoles développés ont une action anthelminthique sélective. En effet, ils ont une affinité de liaison plus élevée pour la β -tubuline des nématodes que pour la β -tubuline des mammifères, ce qui les rend sans danger pour les chevaux et d'autres espèces de mammifères (Gokbulut, McKellar 2018). Les benzimidazoles agissent également en inhibant la fumarate-réductase mitochondriale. Il s'agit d'une enzyme spécifique aux helminthes (Rostang, Puyt 2021).

Le fenbendazole est un nématodicide à la fois adulticide, larvicide et ovicide. Il est actif sur les adultes et les larves présents dans les intestins. La posologie du fenbendazole est de 5 à 10 mg/kg pour l'action contre les ascarides. Il a été démontré qu'il existe une posologie permettant l'élimination des larves migrantes. Cette dose larvicide de fenbendazole, 10 mg/kg pendant 5 jours consécutifs, permet d'éliminer les larves d'ascarides migrantes (Vaala 2016). En effet, lors de traitement prolongé, le fenbendazole s'accumule et devient alors plus efficace.

La toxicité des benzimidazoles est relativement faible chez les mammifères. Leur tolérance générale est très bonne (Gokbulut, McKellar 2018).

3. Tétrahydropyrimidines

Les tétrahydropyrimidines sont des dérivés des imidazothiazoles. Il existe trois molécules principales : le pyrantel, le morantel et l'oxantel. Seul le pyrantel possède une AMM chez le cheval.

Le pyrantel est une base faible liposoluble actuellement utilisée sous deux formes ; l'embonate, insoluble dans l'eau, et le tartrate, hydrosoluble. La forme d'embonate de pyrantel est la seule commercialisée en France. Le pyrantel est sensible à la lumière et instable en milieu aqueux, ce qui explique l'absence de forme aqueuse orale (Rostang, Puyt 2021).

La résorption orale de l'embonate de pyrantel est très lente du fait de son insolubilité. La molécule est donc faiblement résorbée par voie locale. Par conséquent, le pyrantel exerce une action uniquement locale, de l'intestin grêle jusqu'au colon. La partie du pyrantel résorbée subit des biotransformations intenses au niveau du foie et ses métabolites sont éliminés surtout par voie urinaire. La majorité du pyrantel est non résorbée, elle reste dans le tube digestif et est éliminée par voie fécale (Rostang, Puyt 2021).

Le pyrantel est un agoniste sélectif des récepteurs nicotiniques de l'acétylcholine. Les récepteurs nicotiniques sont des canaux ioniques constitués de cinq sous-unités entourant un pore central et sont activés par un neurotransmetteur, l'acétylcholine. Le pyrantel entraîne une ouverture prolongée de ces récepteurs nicotiniques à l'origine d'une contraction musculaire prolongée et donc une paralysie spastique rapide des parasites. Dans les 48 h suivant le traitement, les nématodes paralysés sont expulsés par le péristaltisme intestinal. L'action cholinomimétique du pyrantel est spécifique aux récepteurs des muscles des nématodes, ce qui n'induit pas d'effet toxique pour les muscles de l'hôte (Cain, Nielsen 2022 ; Gokbulut, McKellar 2018).

Le pyrantel est un nématocide actif sur les adultes présents dans la lumière intestinale. Il est peu efficace sur les larves présentes dans les intestins et non efficaces sur les larves migrantes. La posologie utilisée est de 6,6 mg/kg par voie orale. Une administration quotidienne de 2,6 mg/kg de pyrantel serait efficace sur les ascarides adultes ainsi que sur les larves de quatrième génération présentes dans les intestins (Valdez et al. 1995).

Le pyrantel présente une excellente tolérance locale et générale (Rostang, Puyt 2021).

4. Lactones macrocycliques

Les lactones macrocycliques, encore appelées macrolides antiparasitaires, sont des composés naturels produits par certaines espèces de *Streptomyces*. Ce sont les dernières molécules antiparasitaires mises sur le marché en 1981. Leur intérêt tient à leur activité simultanée sur des parasites externes et internes ainsi qu'à leur toxicité habituellement réduite pour les mammifères. Les deux molécules autorisées chez le cheval sont l'ivermectine et la moxidectine (Rostang, Puyt 2021).

Les lactones macrocycliques regroupent deux types de molécules. Les avermectines proviennent de *Streptomyces avermitilis*, alors que les milbémycines sont extraites de *Streptomyces hygroscopus*, *aureolacrymosus* ou *cyneogriseus*. L'ivermectine est le chef de file des avermectines tandis que la moxidectine fait partie des milbémycines. Ce sont des molécules liposolubles, neutres et sensibles à l'oxydation (Rostang, Puyt 2021).

La résorption des lactones est aussi bonne par voie orale que par voie transcutanée, grâce à leur liposolubilité. Leur diffusion est large dans l'organisme y compris la peau. Les organes riches en lipides tels que le foie ou le tissu adipeux, concentrent davantage les molécules. Les lactones subissent un cycle entéro-hépatique, ce qui contribue aussi à leur persistance dans l'organisme. Environ 75 % de l'ivermectine s'élimine par voie fécale, tandis que la moxidectine subit plus de biotransformations. L'élimination se fait alors en majeure partie par voie biliaire. Leur élimination est très lente ainsi les demi-vies plasmatiques de ces molécules sont de plusieurs jours. La moxidectine présente une rémanence plus importante que l'ivermectine (Rostang, Puyt 2021).

Les molécules de la famille des lactones macrocycliques agissent en interférant avec la fonction des canaux chlorure. Ces molécules activent de manière irréversible les canaux chlorure glutamate-dépendants et Acide Gamma-Aminobutyrique (GABA)-dépendants qui sont présents dans les neurones et les cellules musculaires des nématodes. Les activités neuronales et musculaires sont ainsi inhibées ce qui entraîne la paralysie flasque des parasites qui meurent de faim ou sont expulsés par le péristaltisme intestinal (Cain, Nielsen 2022). Comme pour les pyrimidines, le début d'action est rapide et se produit dans les 24 h suivant le traitement. Les lactones sont les molécules anthelminthiques les plus persistantes dans l'organisme, elles persistent quelques jours à semaines après administration (Reinemeyer 2009).

L'ivermectine et la moxidectine sont des molécules anthelminthiques large spectre dont l'efficacité contre les ascarides est équivalente (DiPietro et al. 1997). Ces molécules sont adulticides et larvicides, elles ont toutes deux une action sur les larves migrantes bien que seul le Résumé des Caractéristiques du Produit (RCP) de l'ivermectine mentionne cette efficacité (Vaala 2016). En plus de leur activité nématocide, elles possèdent une activité insecticide et acaricide. On parle de molécules endectocides, actives également sur les poux et agents de gale. Les posologies de 0,2 mg/kg d'ivermectine et 0,4 mg/kg de moxidectine sont utilisées contre les ascarides (Rostang, Puyt 2021).

La tolérance des lactones est excellente et la toxicité est faible chez le cheval. La moxidectine est cependant non recommandée sur les poulains de moins de 6 mois en raison d'une neurotoxicité. Concernant l'ivermectine, une forte dose peut entraîner des effets secondaires tels que de l'hypersalivation, une mydriase, une ataxie ou encore des tremblements musculaires (Bosc 2016). Les lactones présentent l'inconvénient d'être écotoxiques. En effet, ces molécules sont actives contre les insectes de la faune du sol et peuvent ainsi tuer les coléoptères coprophages par exemple. De la même manière, les poissons sont très sensibles aux lactones (Rostang, Puyt 2021).

5. Alternatives aux anthelminthiques

De nouvelles molécules sont testées contre les *Parascaris* dans l'espoir de déjouer les mécanismes de résistance et autres inconvénients des anthelminthiques classiques.

Phytothérapie

L'ail, *Alium sativum*, présente une activité anthelminthique contre les ascarides mais aussi contre d'autres nématodes et cestodes gastrointestinaux. L'ail possède également une activité carminative en stimulant la motilité de l'intestin et les sécrétions gastriques. Son mode d'action serait due à l'allicine, présente dans le bulbe, qui préviendrait la synthèse des protéines et des acides nucléiques chez les parasites (Monthieux 2016). Cette action a été prouvée *in vitro* mais est toujours en étude *in vivo* chez les chevaux. Une étude de Khan et al. a montré une efficacité de la poudre d'ail chez des chevaux et des ânes infestés par *Parascaris* spp. au Pakistan. La poudre d'ail, administrée à la dose de 0,2 mg/kg, a montré une efficacité chez 44,4 % des chevaux et 51,6 % des ânes. Les résultats sont faibles mais confirment tout de même une efficacité *in vivo* (Khan et al. 2010).

L'absinthe, *Artemisia*, est une plante herbacée aromatique présentant une activité antiparasitaire prouvée chez de nombreuses espèces. Les feuilles contiennent des lactones telles que l'absinthe ou l'artémisine. Cette dernière serait responsable de l'activité anthelminthique, inhibant les enzymes vitales au métabolisme du parasite et entraînant donc la mort de ses cellules. L'huile essentielle d'absinthe est composée majoritairement d'une cétone, la thuyone. L'absinthe était autrefois utilisée comme vermifuge, sous forme de poudre, à la dose de 20 grammes par cheval ou encore sous forme d'huile essentielle. Il existe aujourd'hui différentes posologies selon le nématode ciblé et l'espèce hôte (Monthieux 2016).

La chicorée est une plante vivace dont les racines contiennent de l'inuline ainsi que des lactones, la lactucine et lactucopicrine. La chicorée présente une activité anthelminthique seulement contre les nématodes des parties proximales du tube digestif. Il a été démontré qu'une ration riche en chicorée permet de réduire significativement le nombre de nématodes gastro-abomasaux chez les moutons. De même, chez les cochons, les racines de chicorée se sont montrées efficaces contre *Ascaris suum* (Peña-Espinoza et al. 2020). Il existe plusieurs hypothèses concernant le mécanisme anthelminthique de la chicorée telles que l'action inhibitrice du système neuromusculaire des parasites imputée aux lactones (Monthieux 2016).

Le thym est une plante aromatique. Il existe de nombreuses espèces dont *Thymus vulgaris* qui est la plus connue. L'huile essentielle de thym contient une variété de molécules ; linalol, thymol, carvacrol, bornéol. La propriété antiparasitaire du thym concerne le thymol et le linalol. Cependant, le carvacrol, isomère de phénol monoterpénique, a également montré une activité anthelminthique *in vitro* contre *Parascaris* spp. en inhibant les courants induits par l'acétylcholine et en arrêtant les contractions musculaires, suggérant qu'il s'agit d'un antagoniste des récepteurs à l'acétylcholine similaire au pyrantel (Trailovic et al. 2021).

De nombreuses plantes ont également été testées telles que l'Estragon sauvage, la cannelle, la fleur de grenadier ou encore le poivre et se sont avérées mortelles pour les larves L2 et L3 de *Parascaris* spp. *in vitro* (Fakhrahmad, Rakhshandehroo, Ghaemi 2020).

Le Tableau V recense le nom des plantes ayant des propriétés anthelminthiques connues.

Tableau V : Plantes produisant des huiles essentielles ayant des propriétés anthelminthiques connues (Monthieux 2016)

| Nom commun | Nom de la plante | Composant anthelminthique |
|---------------------|---|------------------------------------|
| Ail | <i>Allium sativum L</i> | Allicine |
| Absinthe | <i>Artemisia</i> | Thuyone, artemisinine |
| Chicorée | <i>Cichorium intybus var. sativum</i> | Lactucine, lactucopicrine, inuline |
| Thym | <i>Thymus vulgaris</i> | Linalol, thymol |
| Margousier | <i>Azadirachta indica A. Juss</i> | Azadirachtine |
| Gingembre | <i>Zingiber officinale Roscoe</i> | Zingibérène |
| Fausse ambroisie | <i>Chenopodium ambrosioides L.</i> ou <i>Dysphania ambrosioides L</i> | Ascaridole |
| Curcuma | <i>Curcuma longa Linn</i> | Zingibérène, curcumène |
| Grenadier | <i>Punica granatum L</i> | Alcaloïdes |
| Citrouille | <i>Cucurbita pepo L</i> | Curcubitine |
| Ajowan | <i>Trachyspermum ammi</i> | Thymol, carvacrol |
| Aréquier | <i>Areca catechu L</i> | Alcaloïdes |
| Eucalyptus citronné | <i>Corymbia citriodora Hook</i> | Citronnellal |
| Arbre à thé | <i>Melaleuca alternifolia</i> | Terpineol |
| Andrographis | <i>Andrographis paniculata</i> | Andrographolide |
| Myrrhe | <i>Commiphora molmol Engler</i> | Sesquiterpènes |
| Tabac | <i>Nicotiana tabacum L</i> | Nicotine |
| Genévrier | <i>Juniperus sp</i> | Terpènes |
| Cannelle | <i>Cinnamomum sp</i> | Cinnamaldéhyde, eugénol |
| Camomille romaine | <i>Anthemis nobilis L</i> et <i>Chamomilla recutita L</i> | Pinocarvone |
| Origan | <i>Origanum vulgare</i> et <i>Satureja montana</i> | Carvacrol |

Nouvelles molécules

Une étude a montré que les nanoparticules d'oxyde de zinc auraient une efficacité anthelminthique *in vitro* contre des larves de *Parascaris* spp. chez des rats (Ali et al. 2023).

Enfin, une étude a travaillé sur un probiotique pour éliminer les parasites. Cry5B IBaCC est un paraprobiotique recombinant fabriqué à partir d'une bactérie tuée, *Bacillus thuringiensis*, contenant une protéine cristalline Bt Cry actif. Dans cette étude, ce paraprobiotique, administré par sondage nasogastrique, a permis d'éliminer les parasites d'un groupe de poulains naturellement infestés par *Parascaris* spp. (Urban et al. 2021).

B. Recommandations de vermifugation

Les stratégies de vermifugation couramment utilisées reposent en grande partie sur des connaissances et des concepts vieux de plus de 40 ans. À cette époque, *Strongylus vulgaris* était le parasite le plus pathogène des chevaux et était responsable de la mort d'un grand nombre d'entre eux. Les programmes traditionnels de vermifugation impliquaient alors un traitement anthelminthique à intervalles réguliers d'environ deux mois. Ce délai correspond à la transformation des larves de stade 5 de *Strongylus vulgaris* en adultes. En effet, les anthelminthiques disponibles à cette époque étaient efficaces uniquement sur les stades adultes, c'est pourquoi les traitements étaient espacés de 2 mois. Cette approche a été très efficace et la maladie causée par *Strongylus vulgaris* est désormais très rare. Cependant, aujourd'hui, la plupart des molécules anthelminthiques sont également larvicides, il est donc nécessaire de réexaminer ces recommandations en matière de lutte antiparasitaire (Nielsen et al. 2017).

1. Vermifugation des poulains de moins d'un an

Il est important de considérer tout poulain de moins de 6 mois comme exposé et supposé infesté par des ascarides. Les recommandations incluent la vermifugation de la jument une semaine avant la mise-bas. Le but est d'empêcher la transmission de *Strongyloides westeri* via le lait et de réduire l'excrétion fécale de la jument. Il n'existerait cependant aucune preuve permettant de recommander cette pratique (Nielsen et al. 2024). Concernant le poulain, il est recommandé de le vermifuger entre 2 et 3 mois d'âge. Le fenbendazole est la molécule de choix car son mode d'action est non paralysant, évitant ainsi une obstruction intestinale en cas de forte charge parasitaire. Il est également possible de commencer la vermifugation dès 1 mois d'âge si la mère n'est pas vermifugée. Ensuite, le poulain sera vermifugé tous les 2 à 3 mois soit vers 6, 9 et 12 mois d'âge. L'espacement des traitements de minimum 2 mois permet au poulain de commencer à acquérir une immunité. Ainsi, vers 6 mois, un vermifuge à base de fenbendazole ou pyrantel est recommandé. Puis, vers 9 mois, une ivermectine peut être prescrite au moment de l'automne associée à du praziquantel si des cestodes sont présents dans l'élevage. Enfin, vers 12 mois, un traitement à base de fenbendazole ou de pyrantel est recommandé. Le poulain reçoit alors 4 vermifuges la première année (ESCCAP 2019).

2. Vermifugation des poulains d'un et deux ans

Les poulains d'un et deux ans doivent être considérés comme de forts excréteurs et par conséquent recevoir trois à quatre traitements par an. Un premier traitement avec une lactone macrocyclique 1 à 2 mois après la mise à l'herbe c'est-à-dire vers juin. Un second traitement 3 à 4 mois après la mise à l'herbe avec du fenbendazole ou du pyrantel vers le mois d'août. Enfin, un traitement est nécessaire lors de la rentrée à l'écurie vers novembre avec une lactone macrocyclique et du praziquantel si des cestodes sont présents dans l'élevage. En février, un vermifuge à base de fenbendazole ou de pyrantel est recommandé (ESCCAP 2019).

3. Vermifugation des chevaux adultes

Pour les adultes, les recommandations sont variables selon le mode de vie. Seulement deux vermifuges sont recommandés pour tous les chevaux du troupeau ; un vermifuge à base de praziquantel et d'une lactone macrocyclique est recommandé à l'automne vers novembre ou décembre et un vermifuge à base d'ivermectine ou de moxidectine est recommandé en juin ou juillet. Pour le reste de l'année, des coproscopies individuelles sont recommandées en février/mars et en août/septembre. Selon le résultat, le cheval est vermifugé ou non. La valeur seuil pour *Parascaris* spp. est fixée entre 200 et 300 opg. Ainsi, tous les chevaux qui ont plus de 200 à 300 opg de fèces devraient recevoir un vermifuge. Il est également recommandé de contrôler l'efficacité de la vermifugation en réalisant une seconde coproscopie après le traitement afin de vérifier l'absence de parasites. Ce test permet de donner des informations sur la présence éventuelle de chimiorésistance

au sein de la population parasitaire. Bien que les coproscopies individuelles communiquent de meilleures informations, il est possible de faire des coproscopies groupées (jusqu'à 5 chevaux). Cette coproscopie donne a minima des informations sur les espèces de parasites présents et sur la quantité d'œufs excrétés au sein du groupe (ESCCAP 2019).

La démarche, consistant à ne vermifuger que certains chevaux, est nommée vermifugation sélective. Il a été démontré que de cibler spécifiquement les forts excréteurs et de laisser les faibles excréteurs non traités permet d'obtenir une réduction globale satisfaisante du nombre d'œufs par gramme de fèces malgré l'utilisation moindre d'anthelminthiques (Nielsen, Pfister, von Samson-Himmelstjerna 2014). Les avantages de la vermifugation sélective sont la préservation des refuges de sensibilité ainsi que la réduction des coûts de vermifugation. Cette démarche est donc un atout dans la lutte contre la chimiorésistance. Cependant, il existe des inconvénients. Tout d'abord, il n'existe aucune relation linéaire entre le nombre de nématodes adultes présents dans les intestins et le nombre d'œufs fécaux. Un faible nombre d'œufs fécaux ne signifie pas nécessairement que l'hôte n'héberge pas beaucoup de parasites. Ainsi, un cheval nécessitant une vermifugation pourrait ne pas être traité à cause de son faible résultat coproscopique. Deuxièmement, le coût est plus important. En effet, chaque cheval a une coproscopie suivi ou non d'un vermifuge. Ainsi le coût est plus élevé surtout dans les troupeaux avec beaucoup de forts excréteurs nécessitant un vermifuge. Ensuite, les suivis coproscopiques des chevaux peuvent représenter un inconvénient pour les propriétaires. Enfin, la réduction des vermifugations des chevaux pourrait entraîner la réapparition de *Strongylus vulgaris*, aujourd'hui maîtrisé par les fréquentes vermifugations. Ces inconvénients sont souvent responsables de la réticence des propriétaires à la vermifugation sélective (Guillot 2023a). Dans l'ensemble, le principe de la vermifugation sélective est une tendance mondiale et les coproscopies sont de plus en plus réalisées dans le cadre des programmes de vermifugation (Nielsen, Pfister, von Samson-Himmelstjerna 2014). Il est important de souligner que la thérapie sélective n'est pas considérée comme applicable aux poulains et aux jeunes chevaux. Ainsi, une approche thérapeutique plus préventive est souvent adoptée dans ce groupe d'âge.

C. Gestion environnementale

La lutte contre *Parascaris* spp. consiste également à réduire l'infestation des poulains en limitant leur contact avec l'élément infestant c'est-à-dire la larve de 3^{ème} génération. Ainsi, en plus de la vermifugation, il existe de nombreuses stratégies visant à réduire les charges environnementales d'œufs et de larves de parasites.

1. Gestion des locaux

Une des façons de contrôler la pression d'infestation est le nettoyage et la désinfection des locaux utilisés pour les poulains et les juments. Il est recommandé d'enlever le fumier des zones de repos des poulains plusieurs fois par semaine afin de réduire leur exposition aux œufs. Bien que peu de données existent sur le choix du désinfectant et de son dosage pour éliminer ou inactiver efficacement les œufs, il est important de conserver une pratique régulière de nettoyage et désinfection.

Après un traitement anthelminthique, il est possible que des œufs fécondés de *Parascaris* spp. soient libérés dans l'environnement après la destruction du nématode femelle. Les œufs peuvent ensuite se développer jusqu'au stade infectieux. Bien qu'aucune étude n'ait confirmé cette hypothèse, il est conseillé de garder les animaux infestés à l'intérieur les 3 jours suivant le traitement afin d'appliquer une hygiène stricte des locaux (Nielsen et al. 2010).

2. Gestion des pâtures

Autrefois, les écuries les plus élitistes avaient des palefreniers dont le travail consistait à enlever le fumier aussitôt émis dans les pâtures. Dans les années 1980, des études menées à Newmarket en Grande-Bretagne ont évalué l'efficacité du nettoyage des pâturages avec un grand aspirateur commercial conçu à l'origine pour l'entretien des terrains de golf. Ils ont démontré que l'aspiration bihebdomadaire des crottins contrôle le taux d'infestation des pâturages de façon plus efficace que le déparasitage de routine. Cependant, les limites de ce dispositif restaient le coût et la nécessité de pâtures plates et relativement sèches afin que le processus fonctionne (Nielsen et al. 2017). Le ramassage des crottins des pâtures, une à deux fois par semaine, s'avère être un moyen efficace pour réduire l'ingestion orale des œufs et réduire ainsi le besoin d'anthelminthiques (Rendle et al. 2024).

Le pâturage interspécifique est une stratégie de contrôle non chimique utilisée pour réduire les charges d'œufs sur les pâtures. Cela consiste à faire pâturer des bovins ou des ovins sur les parcelles des chevaux. En effet, ces animaux non réceptifs à *Parascaris* spp. vont ingérer les œufs présents sur les pâtures, contribuant ainsi à diminuer leur nombre. Le pâturage croisé peut donc être envisagé afin de limiter la charge parasitaire des pâtures des chevaux.

La rotation des pâtures peut être une autre manière de les assainir. La stratégie consiste à laisser les pâtures inoccupées pendant plusieurs mois lorsque les conditions climatiques sont défavorables à la survie des œufs. En effet, les œufs survivent seulement quelques jours à quelques semaines par temps très chaud ; une exposition de 5 h par un soleil tropical associant chaleur, sécheresse et ultraviolets entraîne la dessiccation des œufs. Ainsi, lorsque ces conditions sont présentes, il est recommandé de mettre au repos les pâtures pendant plusieurs mois. Cette technique de rotation des pâtures ne peut être utilisée dans tous les pays selon le climat (Vaala 2016 ; Nielsen et al. 2017).

3. Gestion du troupeau

Au niveau populationnel, il est nécessaire d'éviter le surpeuplement des pâtures, qui engendrerait une excrétion importante d'œufs. De même, il est conseillé de regrouper les poulains par tranches d'âge afin que leur immunité se développe de manière synchronisée.

Lorsqu'un nouveau cheval intègre un groupe, ce dernier doit être mis en quarantaine. Cet isolement va éviter l'introduction de maladie dans le troupeau et permet de laisser du temps pour réaliser une coproscopie. Le but est d'éviter d'introduire de nouveaux parasites dans le troupeau et d'identifier le niveau d'excrétion du cheval. Selon les résultats, le cheval est vermifugé ou non avant d'intégrer le troupeau.

V. Résistance aux anthelminthiques

A. Définition et généralités

La chimiorésistance se définit comme l'augmentation, dans une population de parasites, de la proportion d'individus capables de tolérer des doses d'antiparasitaires habituellement létales pour les parasites sensibles de la même espèce et du même stade de développement (Guillot 2023a).

Il y a différents types de résistances. Une résistance simple concerne une seule molécule d'une famille d'anthelminthique. Lorsque la chimiorésistance concerne un ensemble de molécule ayant le même mode d'action, la résistance est dite de famille. C'est le cas le plus fréquent. Plusieurs

résistances peuvent se développer en parallèle contre différentes familles d'anthelminthique au sein d'un même effectif. On parle alors de résistances multiples. Enfin, on parle de résistance croisée lorsque qu'une résistance à une molécule anthelminthique s'applique aussi contre une autre molécule anthelminthique au mode d'action différent. Ce type de résistance est rare.

La chimiorésistance résulte d'un processus de sélection génétique au sein d'une population parasitaire. Elle est transmise à la descendance de manière héréditaire. Ainsi dans une population d'helminthe, on estime que 0,01% des individus présentent des gènes de résistance. Lorsque les traitements se répètent, ces individus persistent et deviennent prédominants.

La chimiorésistance est un phénomène réversible. En effet, l'arrêt d'utilisation d'une molécule anthelminthique pendant une certaine durée permet de retrouver une population d'helminthe sensible. Ce phénomène est cependant très lent à obtenir.

B. Un phénomène mondial

La résistance aux anthelminthiques a été détectée pour la première fois à la fin des années 1950 ; des nématodes *Haemonchus contortus* étaient résistants à la phénothiazine chez des moutons. Chez le cheval, la première résistance détectée concernait les benzimidazoles sur les cyathostomes. Depuis ce phénomène ne cesse de se généraliser. À l'instar de l'antibiorésistance, ce phénomène constitue une menace à l'échelle mondiale pour la santé animale et humaine, le bien-être animal et la sécurité alimentaire. Tout d'abord, la santé des chevaux en serait menacée. Il existe des parasites avec un fort pouvoir pathogène tel que les ascarides. De plus, la chimiorésistance a des conséquences sur les filières de production animale. En effet, le parasitisme peut entraîner une diminution ou une dégradation des productions animales.

Le Danemark a mis en place depuis 1999 une réglementation concernant les anthelminthiques. Leur utilisation est restreinte à un usage thérapeutique faisant suite à une prescription. La vermifugation n'est donc plus autorisée à visée prophylactique mais doit faire suite à un diagnostic établi par un vétérinaire. Cette réglementation interdit la vermifugation à l'aveugle et limite ainsi le développement de chimiorésistance (Guillot 2023b). Depuis, d'autres pays tels que les Pays-Bas et la Finlande ont également adopté des restrictions sur l'usage des anthelminthiques.

C. Facteurs favorisant l'établissement d'une chimiorésistance

1. Facteurs génétiques et biologiques

Les ascarides présentent des caractéristiques génétiques et biologiques qui facilitent l'émergence de chimiorésistance. En effet, ils possèdent des cycles de vie courts, des taux de reproduction élevés, une évolution rapide et de grandes populations. Par conséquent, ils présentent une diversité génétique importante, facilitant l'apparition de mutations génétiques pouvant réduire l'efficacité des molécules anthelminthiques (Ahuir-Baraja et al. 2021).

2. Facteurs liés aux pratiques de vermifugation

La chimiorésistance peut apparaître à la suite de mauvaises pratiques de vermifugation. Certains poulains reçoivent un vermifuge tous les mois la première année. Cette pratique entraîne une forte pression de sélection sur les parasites et peut contribuer à créer des résistances. De plus, l'utilisation récurrente du même anthelminthique a longtemps été considéré comme un facteur de risque pour l'établissement de résistance. Cependant, il n'existe actuellement aucune preuve que le

changement systématique de molécule anthelminthique puisse prévenir l'apparition de résistance. En effet, la rotation de molécule ne semble pas affecter le développement de résistance (Nielsen et al. 2010).

Le sous-dosage du vermifuge est quant à lui un facteur de risque avéré d'établissement de chimiorésistance. Le sous-dosage entraîne une sous-exposition des parasites qui reçoivent une dose d'anthelminthique inférieure à la dose létale. Ainsi, les parasites survivants peuvent développer une résistance. Le sous-dosage est permis par un problème d'observance, une sous-estimation du poids du cheval ou encore l'utilisation d'une molécule hors AMM.

3. Facteurs écologiques

Les refuges de sensibilité sont des populations de parasites non exposés aux traitements anthelminthiques et donc sensibles à ces derniers. Cela correspond aux œufs et larves présents dans l'environnement, aux stades parasitaires présents chez les chevaux mais non exposés au vermifuge et aux stades parasitaires présents chez les chevaux non traités (Kaplan, Nielsen 2010).

Les populations refuges contribuent à ralentir la sélection de résistance (Waghorn et al. 2008). En effet, sans population refuge, les chevaux seraient exposés exclusivement à des parasites résistants ou soumis à une forte pression de sélection. À l'inverse, les populations refuges permettent de diluer les parasites résistants afin que ces derniers ne soient pas majoritaires dans l'environnement. La Figure 19 illustre ce phénomène.

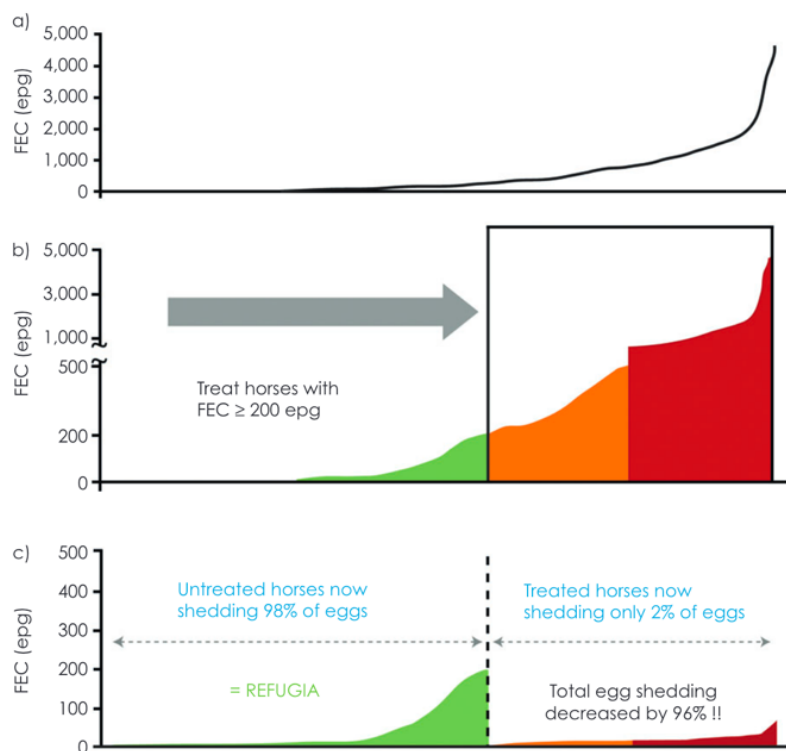


Figure 19 : Répartition des valeurs d'excrétion fécale des œufs de strongles d'un troupeau de 261 chevaux selon la vermifugation. a) Courbe de répartition croissante des œufs fécaux du troupeau. b) Courbe de répartition croissante des valeurs d'opg du troupeau (vert : opg < 200, orange 200 < opg < 500, rouge opg > 500) c) Modification de la répartition des valeurs d'opg du troupeau après la vermifugation des chevaux ayant plus de 200 opg (Kaplan, Nielsen 2010).

Facteurs réduisant les populations refuges

L'utilisation trop fréquente d'un anthelminthique, c'est-à-dire à un intervalle inférieur ou égal à la période prépatente, empêche la formation de refuge puisque les parasites sont constamment éliminés. De même, administrer un anthelminthique à l'ensemble des chevaux du troupeau ne permet pas la mise en place de population refuge et favorise donc l'installation de résistance.

La pratique qui consiste à traiter les chevaux puis à les changer de pâture, « treat and move », n'est pas recommandée puisqu'elle empêche la formation de population parasitaire refuge sur la nouvelle parcelle. La pratique consistant à changer de pâture avant de traiter, « move and treat », permet d'ensemencer la nouvelle pâture de parasites non résistants avant l'éventuelle sélection de parasites résistants après l'administration d'un anthelminthique (Guillot 2023a).

4. Autres facteurs

Une étude récente de Nielsen et al. a signalé le premier cas d'importation de cyathostomes résistants aux lactones macrocycliques d'Irlande vers les États-Unis. Cette importation aurait entraîné, un an plus tard, une résistance aux mêmes anthelminthiques sur des chevaux nés et élevés aux États-Unis. Ainsi, l'étude a mis en évidence que les mouvements fréquents des chevaux pouvaient s'avérer être un facteur de risque de propagation de résistance aux anthelminthiques (Nielsen et al. 2020).

D. Détection de la résistance

Bien souvent, le constat de chimiorésistance est tardif au sein d'un effectif. Il existe plusieurs méthodes permettant de mettre en évidence la chimiorésistance.

1. Test de réduction de l'excrétion fécale des œufs

Le test de réduction de l'excrétion fécale des œufs consiste à réaliser et comparer deux coproscopies quantitatives réalisées avant et après vermifugation. Il est recommandé de réaliser le test sur minimum 5 chevaux, dont le dernier vermifuge date de 8 semaines minimum. Le résultat de la coproscopie pré-traitement doit être de 40 opg minimum, il est donc préférable de choisir des chevaux forts excréteurs. Une première coproscopie est réalisée puis un anthelminthique est administré aux chevaux. Quatorze jours après le traitement, des coproscopies sont de nouveau réalisées. On compare ensuite les résultats des coproscopies pré et post-traitement afin d'obtenir le taux de réduction de l'excrétion fécale en pourcentage.

Taux de réduction de l'excrétion fécale en % :

$$= \frac{\text{Opg (pré - traitement)} - \text{Opg (14 jours post - traitement)}}{\text{Opg (pré - traitement)}} \times 100$$

Il est fréquent d'obtenir une grande variabilité des résultats entre les chevaux. Ainsi, une moyenne est ensuite calculée pour tous les chevaux testés afin de déterminer le pourcentage de réduction pour le troupeau. En effet, ces résultats s'interprètent au niveau de la population et non au niveau individuel. Si une résistance est détectée chez certains chevaux alors cette résistance est présente chez les autres chevaux. L'incertitude de cette valeur moyenne est également calculée avec des intervalles de confiance à 90 %. On obtient alors une limite inférieure et supérieure d'intervalle de confiance. L'interprétation des résultats est donc basée sur ces limites de confiance. Lors de bonne efficacité d'un anthelminthique, la limite inférieure de l'intervalle de confiance est supérieure au seuil

inférieur, c'est-à-dire que la pire efficacité possible se situe toujours dans la plage acceptable. À l'inverse, en cas de résistance, la limite supérieure de l'intervalle de confiance est inférieure à la valeur seuil supérieure, ce qui signifie que la meilleure efficacité possible est inférieure à l'efficacité attendue pour l'anthelminthique (Nielsen et al. 2017 ; Nielsen et al. 2024). Les valeurs seuils pour les ascarides sont résumées dans le Tableau VI. Ce test est recommandé dans chaque effectif d'équidé au moins une fois par an (Guillot 2023a).

Tableau VI : Valeurs seuils établies pour interpréter le test de réduction d'excrétion fécale des œufs de *Parascaris* spp. (Nielsen et al. 2024)

| | Fenbendazole | Pyrantel | Ivermectine, moxidectine |
|-------------------------|--------------|----------|--------------------------|
| Valeur seuil supérieure | 99,9 % | 99,9 % | 99,9 % |
| Valeur seuil inférieure | 90 % | 90 % | 90 % |

2. Délai de réapparition des œufs

Une seconde méthode estime le délai de réapparition des œufs dans les crottins. Une première coproscopie est réalisée, puis le cheval est vermifugé et des coproscopies sont réalisées toutes les semaines jusqu'à réapparition des œufs. On obtient alors l'intervalle de temps entre le traitement et la reprise d'une excrétion significative d'œufs. Il convient ensuite de comparer la valeur obtenue avec les valeurs de référence selon l'anthelminthique utilisé. Le Tableau VII expose les délais de réapparition des œufs de cyathostomes. Ce test est validé uniquement pour les strongles digestifs mais il serait également valable pour les ascarides. Cette méthode est peu pertinente lorsqu'une résistance est déjà installée dans un effectif car il n'y a pas de disparition des œufs. À l'inverse, ce test permet de mettre en évidence l'émergence d'une chimiorésistance via un raccourcissement de la période de réapparition des œufs (Guillot 2023a).

Tableau VII : Délai de réapparition des œufs de cyathostomes en l'absence de chimiorésistance selon l'anthelminthique utilisé (Nielsen et al. 2017)

| Anthelminthique | Délai de réapparition des œufs en l'absence de résistance |
|-----------------|---|
| Fenbendazole | 4 – 5 semaines |
| Pyrantel | 4 – 5 semaines |
| Ivermectine | 6 – 8 semaines |
| Moxidectine | 10 – 12 semaines |

E. Résistance chez *Parascaris* spp.

La communauté scientifique a longtemps pensé peu probable qu'une résistance aux anthelminthiques se développe chez les ascarides des chevaux tant les œufs étaient résistants dans l'environnement, constituant ainsi de constants refuges de sensibilité. Cependant, le phénomène de résistance aux anthelminthiques s'est développé chez *Parascaris* spp. Il a été signalé pour la première fois en 2002 aux Pays-Bas. Ce phénomène est présent dans de nombreux pays d'Europe mais aussi en Amérique du Nord, en Nouvelle-Zélande, en Australie et plus récemment en Arabie Saoudite (Gerhard et al. 2020).

Un tableau recensant l'ensemble des études ayant mis en évidence une résistance aux anthelminthiques chez les ascarides est en Annexe 2. Dans l'ensemble, les cas de multirésistance chez *Parascaris* spp. sont rares. Sur 21 études évaluant plus d'une classe d'anthelminthique, seules trois ont documenté une résistance à deux classes ou plus soit 14 % (Nielsen 2022).

1. Résistance aux lactones macrocycliques

La résistance aux lactones macrocycliques a été signalée pour la première fois au début des années 2000 aux Pays-Bas. Elle est aujourd'hui signalée dans de nombreux pays tels que les États-Unis (Lyons et al. 2008), l'Argentine (Cooper et al. 2020), l'Australie (Armstrong et al. 2014), le Danemark (Schougaard, Nielsen 2007). En France, la résistance a été mise en évidence en 2012 lors d'une étude de prévalence menée par Laugier et al. en Normandie. L'étude a réalisé des tests de réduction de l'excrétion fécale des œufs avec de l'ivermectine dans 3 élevages. L'efficacité moyenne de l'ivermectine contre *Parascaris* spp. était de 52 à 54% selon la méthode employée. Pour 6 poulains, le nombre d'opg après traitement était égal ou supérieur au nombre d'opg avant traitement anthelminthique. L'étude a donc mis en évidence une baisse d'efficacité notable de l'ivermectine (Laugier et al. 2012). Une seconde étude menée en 2013 par Geurden et al. a également découvert une baisse d'efficacité de l'ivermectine contre *Parascaris* spp. Des tests de réduction de l'excrétion fécale des œufs ont été réalisés sur des poulains de 8 à 15 mois. L'efficacité de l'ivermectine était alors de 45,5%, ce qui signe également un manque d'efficacité de l'ivermectine (Geurden et al. 2013).

Les mécanismes de résistances sont encore mal compris. Il semblerait qu'il existe un mécanisme de résistance lié aux glycoprotéines P, des transporteurs membranaires appartenant à la superfamille des transporteurs Adénosine Tri Phosphate (ATP) -Binding Cassette (ABC). Ces protéines sont probablement les transporteurs les plus importants impliqués dans la biodisponibilité des xénobiotiques (Clément Jerdi, Desmeules, Dayer 2004). Chez *Parascaris* spp., la résistance serait liée à une surexpression voire une mutation du gène codant la glycoprotéine P11. Plusieurs études ont mis en évidence que l'expression des glycoprotéines P est maximale dans le tissu intestinal des parasites accentuant l'hypothèse que ces protéines interviennent dans l'absorption intestinale des lactones macrocycliques. Ainsi, lors de mutation du gène codant la glycoprotéine P11, les molécules anthelminthiques voient leur absorption et donc leur efficacité réduite (Gerhard et al. 2020 ; Martin et al. 2021). Une seconde étude a porté sur les séquences de deux gènes codant pour les glycoprotéines P de *Parascaris* spp. : Pgp-11 et Pgp-16. L'étude a mis en évidence trois modifications d'acides aminés sur le gène Pgp-11 présentes au sein d'une population de parasite ayant une sensibilité réduite aux lactones macrocycliques. Cette étude renforce l'hypothèse selon laquelle la glycoprotéine P11 peut subir une mutation qui réduit l'accumulation intracellulaire de médicaments ce qui empêche l'obtention de concentrations efficaces au niveau du site cible (Janssen et al. 2016).

2. Résistance aux benzimidazoles

La résistance au fenbendazole est très rare. Elle n'a été décrite que dans trois pays : l'Australie (Armstrong et al. 2014), l'Arabie Saoudite (Alanazi et al. 2017) et la Suède (Martin et al. 2021). Actuellement, elle n'est pas décrite en France.

La résistance aux benzimidazoles est associée à des mutations des gènes de la β -tubuline qui diminuent l'affinité de liaison du médicament pour sa cible. Ce mécanisme est peu étudié chez les populations d'ascarides, notamment dû au faible nombre de cas de résistance. Cependant, les gènes de la β -tubuline impliqués dans la résistance seraient au nombre de sept (Martin 2022). Il a été démontré que certains de ces gènes sont exprimés à des niveaux différents selon les stades parasitaires. Les isotype-1 et isotype-2 sont exprimés à des niveaux plus élevés chez les œufs de *Parascaris* spp. À l'inverse, l'expression de l'isotype-2 est très faible chez les adultes, tandis que l'isotype-1 reste à des niveaux d'expression similaires chez les larves et les adultes. Ceci suggère des

fonctions différentes des gènes tout au long du cycle de vie du parasite (Tydén et al. 2013 ; Cain, Nielsen 2022).

3. Résistance aux tétrahydropyrimidines

La résistance au pyrantel n'a été signalée que dans quelques études ; en Australie en 2014 (Armstrong et al. 2014), plus récemment en Suède en 2018 (Martin et al. 2018) et en Finlande en 2019 (Hautala et al. 2019). Pour l'instant, la résistance au pyrantel n'a pas été rapportée en France.

Les recherches sur les mécanismes de résistance sont limitées du fait du manque de populations de parasites résistants. Plusieurs hypothèses sont envisagées telles qu'une diminution du nombre de récepteurs nicotiques chez le parasite ou encore une baisse d'affinité du pyrantel pour ces récepteurs. Récemment, une étude s'est intéressée aux récepteurs nicotiques des ascarides. Elle a mis en évidence la présence de deux sous-unités sur certains récepteurs nicotiques chez les *Parascaris* spp. parasites, absentes chez les *Parascaris* spp. libres. De plus, ces deux sous-unités ont une affinité plus élevée pour le pyrantel que pour l'acétylcholine. Cette étude est un premier pas pour comprendre le mécanisme de chimiorésistance au pyrantel développé par les ascarides (Courtot et al. 2015 ; Cain, Nielsen 2022).

F. Méthodes de lutte contre la résistance aux anthelminthiques

Il est nécessaire de repenser la vermifugation afin de lutter contre le développement de résistance. Chaque protocole de vermifugation doit être réfléchi et doit pouvoir répondre aux questions suivantes : Quels chevaux traiter ? Comment traiter ? Quand traiter ? Combien de fois traiter ? Ces questions permettent de mettre en place de bonnes pratiques de vermifugation.

1. Privilégier la vermifugation sélective

La vermifugation thérapeutique doit être privilégiée face à la vermifugation prophylactique. Les coproscopies permettent d'identifier les chevaux infestés nécessitant un traitement. Pour les strongles, les seuils de traitement actuellement utilisés sont de l'ordre de 200 à 300 opg. Ces seuils semblent insuffisants pour ralentir de manière significative une résistance. Il est nécessaire d'envisager d'utiliser des seuils plus élevés, de l'ordre de 500 à 600 opg (Rendle et al. 2024). Le niveau d'excrétion d'un cheval est constant, ainsi la vermifugation sélective permet de diminuer le nombre de chevaux à traiter sur du long terme. Par conséquent, ce type de vermifugation permet de maintenir des populations refuges représentées par les parasites présents chez les chevaux non traités. Cette pratique doit être privilégiée. Une enquête a été menée en 2015 au Royaume-Uni afin de comprendre les pratiques de vermifugation de détenteurs d'équidés. Sur 652 détenteurs, 60,9 % ont indiqué réaliser des coproscopies avant de vermifuger leurs chevaux. Parmi ces détenteurs, la moitié ont commencé cette pratique il y a moins de 5 ans (Tzelos et al. 2019). En France, une enquête a également été réalisée en 2015 afin de comprendre les pratiques de vermifugation. Trente-six écuries de Bretagne ont participé à l'enquête. Seulement deux écuries ont affirmé vermifuger leurs chevaux sur résultat positif à la coproscopie soit 5 % (Bosc 2016). Ces enquêtes illustrent que la vermifugation sélective s'installe progressivement au sein des écuries.

La thérapie sélective est efficace pour diminuer la sélection de chimiorésistance, cependant elle n'est pas considérée comme applicable aux poulains et aux jeunes chevaux. Il faut donc considérer d'autres approches afin de contrôler les résistances concernant cette tranche d'âge.

2. Réduire le nombre de vermifuge

Le nombre de traitement anthelminthique au cours de l'année est également un élément important à contrôler. Leathwick et al. ont créé un logiciel de modélisation prédisant entre autres l'apparition de chimiorésistance selon les pratiques de vermifugation mises en place. Ils ont obtenu que la vermifugation d'un poulain tous les mois la première année conduit très rapidement au développement de résistance, quelles que soient les molécules utilisées. D'après la modélisation, deux traitements anthelminthiques la première année à l'âge de 2 et 5 mois entraînent un ralentissement significatif du développement de la résistance (Leathwick et al. 2017).

3. Choisir le bon vermifuge

Il est nécessaire de bien choisir la molécule anthelminthique lorsque l'on vermifuge des chevaux. Certains anthelminthiques ont une action larvicide contre les stades hépatiques et pulmonaires. Ces molécules entraînent une plus forte sélection de résistance. En effet, ces traitements suppriment une source de refuge, les larves migratrices, et peuvent contribuer à sélectionner des résistances. Ainsi, l'utilisation d'une molécule larvicide doit être réfléchiée et justifiée (Leathwick et al. 2017).

La combinaison de molécules anthelminthiques est une pratique à l'étude dans de nombreux pays. Des recherches ont été menées sur l'utilisation combinée de molécules anthelminthiques chez les ruminants, mais peu de données existent concernant les chevaux. Selon ces études, les combinaisons pourraient prévenir l'établissement de résistance ou bien traiter des résistances déjà installées. Une étude australienne menée par Wilkes et al. a testé une combinaison d'une lactone macrocyclique, l'abamectine, avec une tétrahydropyrimidine, le morantel. L'étude a été réalisée sur une population d'ascarides résistante à ces deux molécules. L'étude a montré une bonne efficacité de l'association abamectine et morantel contre *Parascaris* spp. malgré les résistances déjà installées (Wilkes et al. 2017). Une seconde étude menée par Morris et al. en Nouvelle-Zélande a montré l'efficacité de l'association ivermectine oxibendazole. Alors que les traitements à base d'ivermectine seule ont présenté des efficacités réduites, l'association ivermectine oxibendazole a présente une bonne efficacité parmi un troupeau de poulains (Morris et al. 2019). Enfin, Leathwick et al. ont montré, via une modélisation, que l'association de molécule réduit la fréquence des traitements anthelminthiques nécessaires et retarde l'apparition d'une résistance (Leathwick et al. 2017). Cependant, l'utilisation combinée de plusieurs anthelminthiques présente tout de même un risque lié à l'exposition accrue des chevaux aux anthelminthiques. Cette méthode nécessite une surveillance régulière de l'efficacité des associations d'anthelminthiques (Abbas et al. 2024). Il semblerait que ces associations ne puissent être durables lorsqu'une résistance aux deux anthelminthiques s'est déjà développée (Scare et al. 2018). Ainsi, des études plus approfondies sont nécessaires avant de mettre en place plus largement cette pratique (Rendle et al. 2024).

4. Traiter au bon moment

Il est recommandé de limiter les traitements anthelminthiques pendant les mois d'hiver dans les climats tempérés froids et pendant les mois d'été dans les climats chauds. En effet, ces conditions météorologiques sont propices à la destruction des oeufs dans les pâtures et ainsi il s'agit de périodes avec peu de populations refuges (Nielsen et al. 2017).

5. Privilégier le « move and treat »

La pratique consistant à changer de pâture avant de traiter, « move and treat », doit être privilégiée. Elle permet d'ensemencer la nouvelle pâture de parasites non résistants avant l'éventuelle sélection de parasites résistants après l'administration d'un anthelminthique.

6. Éviter le sous-dosage

Le sous-dosage doit être limité au maximum lors de l'administration du vermifuge. Cette pratique permet aux parasites de survivre et leur laisse la possibilité de développer des résistances. Il existe de nombreux outils de mesure pour estimer le poids du cheval tels qu'une balance ou encore un ruban de mesure. Martin-Rosset William a établi en 1990 une méthode de mesure simple pour les propriétaires d'équidés. Ce calcul nécessite deux mesures ; celle du périmètre thoracique noté PT et celle de la hauteur au garrot notée HG. Le Tableau VIII expose les calculs à réaliser. Une fiche de l'Institut Français du Cheval et de l'Équitation (IFCE) est présentée en Annexe 3.

Tableau VIII : Estimation du poids d'un cheval par la méthode de Martin-Rosset (Martin-Rosset 1990)

| Estimation du poids d'un cheval (Martin-Rosset 1990) | | |
|--|--|----------------|
| Type de cheval | Calcul du poids vif | Marge d'erreur |
| Cheval de selle | $= 4,3 \text{ PT} + 3 \text{ HG} - 785$ | +/- 25 kg |
| Poulinière | $= 5,2 \text{ PT} + 2,6 \text{ HG} - 855$ | +/- 25 kg |
| Cheval de trait | $= 7,3 \text{ PT} - 800$ | +/- 25 kg |
| Poney | $= 3,65 \text{ PT} + 3,56 \text{ HG} - 714,66$ | +/- 21 kg |

PT : périmètre thoracique ; HG : hauteur au garrot

7. Surveiller le développement de résistance

Enfin, il est intéressant de surveiller le développement de résistance au sein d'un effectif d'équidés. Il est recommandé de réaliser annuellement un test de réduction de l'excrétion fécale des œufs ou un test de réapparition fécale des œufs afin de contrôler l'efficacité des molécules anthelminthiques utilisées. L'identification d'une résistance permet de ne plus utiliser la molécule anthelminthique concernée afin de ne pas aggraver la résistance.

L'annexe 4 apporte une illustration du phénomène de résistance à travers deux cas cliniques présentés au CISCO.

PARTIE 2 : ESTIMATION DE LA FRÉQUENCE D'INFESTATION DE *PARASCARIS* SPP. – PARTICIPATION AU PROJET PARAS-METRE DE L'ANSES

I. Introduction

L'Anses (Laboratoire de santé animale, site de Normandie) a lancé en septembre 2023 une étude de prévalence nationale des *Parascaris* en France. Ce projet de science participative s'appelle projet PARAS-METRE. L'objectif de l'étude est de déterminer la prévalence d'infestation des équidés de moins de 2 ans en France et d'identifier des facteurs de risque d'infestation.

A. Contexte de l'étude

Il existe peu de données concernant la prévalence d'infestation des équidés par *Parascaris* spp. en France (Tableau IX). Dans ce contexte, cette nouvelle étude de prévalence permettrait d'actualiser les données sur la présence du parasite en France et d'identifier des facteurs de risque d'infestation afin d'optimiser le contrôle de ces parasites.

Tableau IX : Résumé des 3 études de prévalence de *Parascaris* spp. en France

| Étude | Laugier et al., 2012 | Sallé et al., 2020 | Merlin et al., 2023 |
|--|------------------------|--------------------|------------------------|
| Nombre de poulain inclus | 455 | 1 174 | 428 |
| Âge des poulains | 3 à 9 mois | 2 à 12 mois | Tout âge |
| Méthode utilisée | Coprocopie : Mc Master | Autopsie | Coprocopie : Mc Master |
| Prévalence chez les poulains d'un an | 30,5% | 17,6 % | 34 % |
| Prévalence chez les poulains de deux ans | - | - | 9 % |
| Prévalence chez les chevaux de plus de 2 ans | - | - | 2 % |

B. Cadre de l'étude

Ce projet s'inscrit dans le cadre de la thèse d'Université de Kenza Bourrier dont le sujet est « Caractérisation des populations de *Parascaris* spp. en France chez les poulains : prévalence, résistance et phylogénie ». Cette thèse est encadrée par Aurélie Merlin et sous la direction de Grégory Karadjian. Les trois objectifs de ce travail sont : (i) estimer la prévalence de l'infestation par *Parascaris* spp. en France et identifier les facteurs de risque d'infestation ; (ii) évaluer l'efficacité des 3 familles d'anthelminthiques et identifier les facteurs de risque de résistance ; (iii) obtenir la caractérisation physiologique et génétique des populations de *Parascaris* spp. en France.

C. Collaboration et participation au projet PARAS-METRE

Le projet PARAS-METRE cherche à établir la prévalence de *Parascaris* spp. en France. L'étude est réalisée dans deux régions de France : la Normandie et les Pays de la Loire.

D'avril à octobre 2024, les matières fécales de poulains et ânes vivant dans ces deux régions sont prélevées pour la réalisation de coproscopie. L'analyse des résultats pour les équidés vivant dans les Pays de la Loire fait l'objet de ce travail de thèse de doctorat vétérinaire.

II. Matériels et méthodes

A. Recrutement des élevages et des équidés

1. Population d'équidés en France

La France comptait 1 022 000 équidés en 2022 (IFCE 2023a). Le recrutement des équidés sera réalisé dans deux régions du grand ouest ; la Normandie et les Pays de la Loire. Ces régions ont été choisies car elles abritent 262 000 chevaux et ânes soit 26 % des équidés de France (Figure 20).

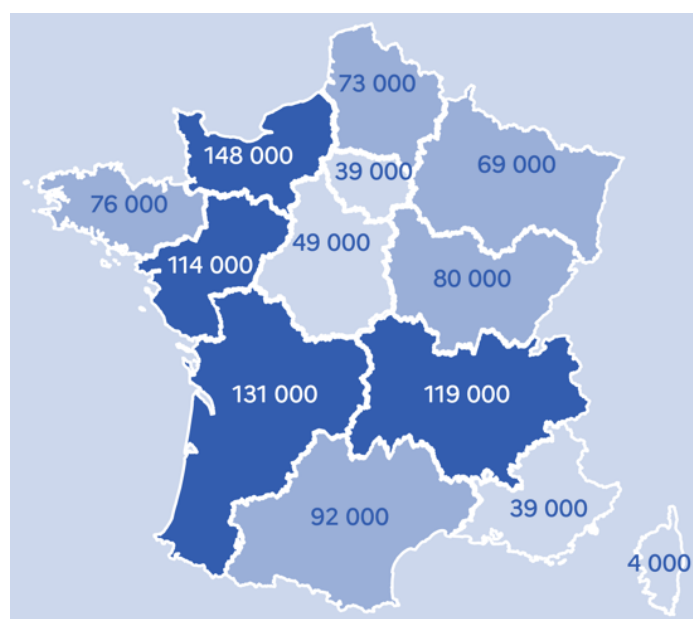


Figure 20 : Répartition des équidés en France en 2022 (IFCE 2023a)

Le site Stats et cartes de l'IFCE répertorie le nombre de lieux d'élevage présents en France chaque année, par région. Il recense 19 559 lieux d'élevage en 2023 dont 3 373 en Normandie et 2 331 en Pays de la Loire (IFCE 2023b). Le recrutement des équidés se fera donc dans au sein de ces quelques 6 000 lieux d'élevage.

Concernant les naissances, 50 917 équidés sont nés en France en 2023 dont 12 230 en Normandie et 6 094 en Pays de la Loire (IFCE 2023b). Les données concernant les naissances en 2023 et 2022 permettent d'approximer le nombre de poulains et ânes ayant respectivement 1 an et 2 ans en 2024 (Figure 21, Tableau X).

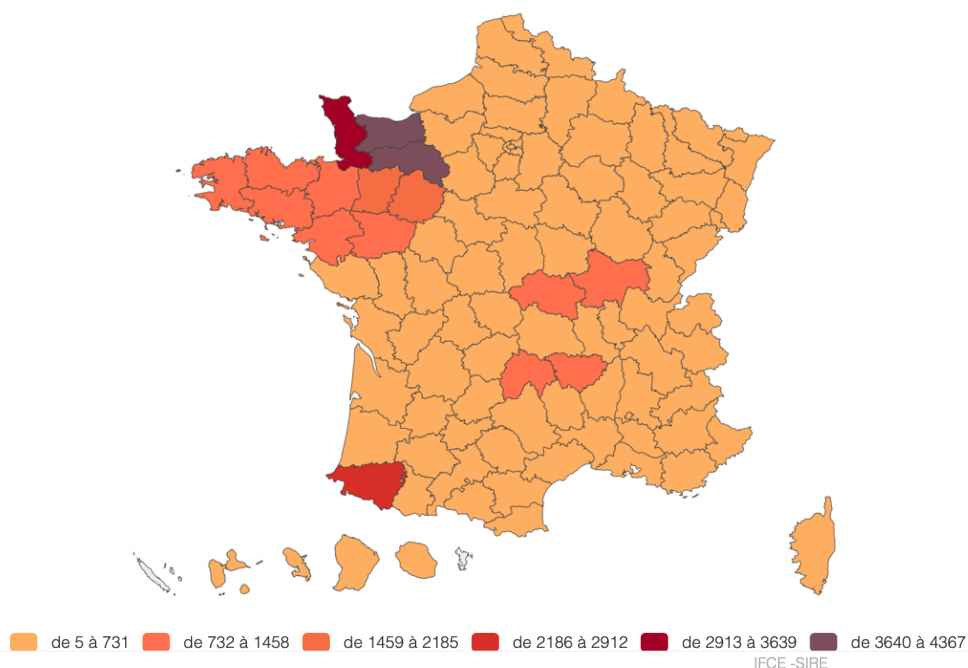


Figure 21 : Répartition du nombre d'équidés immatriculés en 2022 par département (IFCE 2023b)

Tableau X : Nombre approximatif d'équidés d'un et deux ans présents en Normandie et en Pays de la Loire en 2024 (IFCE 2023b)

| Âge des poulains et ânes en 2024 | 1 an (nés en 2023) | 2 ans (nés en 2022) |
|----------------------------------|--------------------|---------------------|
| Normandie | 12 230 | 13 014 |
| Pays de la Loire | 6 094 | 6 361 |

2. Méthodes de recrutement des élevages et des équidés

L'étude s'intéresse aux espèces et races d'équidés les plus produites en Normandie et Pays de la Loire c'est-à-dire les chevaux de course, chevaux de selle, chevaux de trait, poneys et ânes.

Les poulains et ânes recrutés doivent répondre à deux critères. Tout d'abord, ils doivent être âgés de moins de 2 ans. L'étude cible cette tranche d'âge car les équidés âgés de plus de 2 ans ont une immunité suffisamment développée afin de lutter contre les *Parascaris*. Pour prendre en compte ce phénomène, l'étude cible deux catégories d'âge : [0 - 12 mois] et [13 - 24 mois]. Le second critère auquel les équidés doivent répondre est de ne pas avoir été vermifugés au cours des deux derniers mois.

Le recrutement des élevages s'effectue par contact téléphonique. Un annuaire des naisseurs d'équidés de France est disponible sur le site de l'IFCE. Le site recense les coordonnées de 271 384 naisseurs d'équidés en France (IFCE 2024). En parallèle, des posters ont été réalisés et diffusés par l'Anses et l'IFCE sur les réseaux sociaux afin de promouvoir l'étude et encourager les professionnels à y prendre part. Les posters sont en Annexe 5 et Annexe 6.

Une convention a également été mise en place entre chaque éleveur ou propriétaire d'équidés participant à l'étude et l'Anses afin d'encadrer les prélèvements et la valorisation des données (Annexe 7).

Chaque éleveur ou propriétaire d'équidés doit répondre à certaines questions concernant les pratiques d'élevage suivies notamment les pratiques de vermifugation. Quel est le mode de vie des équidés ? Combien d'équidés naissent à l'élevage par an ? À quel âge les équidés reçoivent-ils leur premier vermifuge ? Quel est le délai depuis le dernier vermifuge administré aux équidés ? Quelle est la nature du dernier vermifuge administré aux équidés ? Combien de vermifuge reçoivent les équidés adultes par an ? Les juments ou ânesses sont-elles vermifugées autour du poulinage ? La rotation de pâtures est-elle pratiquée au sein de l'élevage ? Ces questions contribueront à mettre en évidence des facteurs de risque d'infestation par *Parascaris* spp.

B. Échantillonnage et prélèvement des crottins

1. Échantillonnage aléatoire stratifié

L'étude de prévalence correspond à une enquête par sondage, c'est-à-dire qu'elle ne porte pas sur l'ensemble de la population mais qu'elle n'étudie qu'un échantillon de la population. L'objectif est d'obtenir un échantillon représentatif de la population globale afin de pouvoir estimer une prévalence d'infestation.

Il existe différents types d'échantillonnage ; celui retenu pour l'étude est un échantillonnage aléatoire stratifié. L'échantillon est obtenu par tirage au sort au sein de strates préalablement définies dans la population. Une strate est un sous ensemble d'une population, plus homogène au regard d'un caractère donné. Le principe est donc de définir des strates dans lesquelles les individus sont plus homogènes entre eux que dans la population. À l'intérieur de chaque strate, on tire un échantillon aléatoire simple indépendant des sondages réalisés dans les autres strates. Dans cette étude, les strates correspondent aux régions, à l'âge et aux groupes de races. Ce principe de stratification vise à obtenir une meilleure précision d'ensemble en cas d'hétérogénéité du caractère étudié dans les différentes strates, tout en réduisant le nombre de sujet nécessaire (Toma et al. 2010).

Afin de déterminer le nombre de poulains et ânonnes à prélever, une hypothèse de prévalence a été choisie. La prévalence retenue pour les équidés de moins de 12 mois est celle établie par Laugier et al. en 2012 c'est-à-dire 30,5 % et celle retenue pour les équidés âgés de 13 à 24 mois est celle établie par Scala et al. soit 17,3 % (Laugier et al. 2012 ; Scala et al. 2021). Au regard des connaissances actuelles, une prévalence attendue identique a été utilisée pour chaque groupe de races.

Avec un risque d'erreur de 5% de ne pas détecter la présence de *Parascaris* spp. chez un équidé infesté et une précision relative de 20 %, le nombre d'équidés à prélever dans chaque strate a été déterminé à l'aide de l'outil Epitools® (Tableau XI).

Tableau XI : Nombre de poulains et ânes à prélever dans la région des Pays de la Loire par catégorie d'âge et groupe de races à la suite de l'échantillonnage aléatoire stratifié

| Âge des équidés | ≤ 12 mois | < 24 mois |
|---|------------|------------|
| Prévalence estimée | 30,5 % | 17,3 % |
| Nombre d'équidés à prélever dans les Pays de la Loire | | |
| Chevaux de course | 121 | 243 |
| Chevaux de selle | 56 | 112 |
| Poneys | 17 | 35 |
| Chevaux de trait | 16 | 32 |
| Ânes | 1 | 2 |
| Total | 211 | 424 |

2. Protocole de prélèvement des crottins des équidés

Les prélèvements doivent être réalisés entre avril et octobre 2024. Ils peuvent être faits par le propriétaire lui-même ou bien par des membres du projet PARAS-METRE (Figure 22). Un poster expliquant le protocole a été réalisé à destination des éleveurs et est présenté en Annexe 8.

Un prélèvement de crottin s'effectue généralement dans le rectum de l'animal. En effet, lorsque le crottin est au sol, il peut être contaminé par d'autres parasites présents sur le sol, du pollen, des brins d'herbe ou de paille. Cependant, il n'a pas été possible de réaliser les prélèvements directement dans le rectum chez les jeunes équidés parce qu'ils sont difficilement manipulables et que leur rectum est trop petit. Pour ces raisons, dans chaque structure, les crottins de l'ensemble des équidés ont été prélevés au sol à l'aide d'un gant, juste après expulsion.

Un premier prélèvement de crottins est réalisé le matin puis un second est réalisé dans l'après-midi. En effet, la fréquence et durée d'excrétion d'œufs chez les individus *Parascaris* spp. femelles ne sont pas connues. Afin de maximiser les chances de détecter des œufs dans les crottins, 2 échantillons de crottins ont été prélevés pour chaque équidé lors de la période de prélèvements.

Chaque échantillon de crottins prélevé a été placé dans un pot en plastique ou un sac de congélation identifié avec le nom du poulain correspondant ainsi que l'heure du prélèvement au marqueur indélébile.



Figure 22 : Réalisation d'un prélèvement de crottins après émission sur une pâture d'un élevage participant à l'étude (Lou Frémion©)

C. Réalisation des analyses coproscopiques

1. Réception des prélèvements

Les prélèvements sont ensuite transportés, dans une glacière contenant des pains de glace afin de limiter le développement des œufs. Un transporteur achemine les prélèvements sur le site de l'Anses en Normandie ou bien à Oniris pour les prélèvements des Pays de la Loire. La chaîne du froid est maintenue tout au long du trajet.

2. Préparation de la solution de flottaison

La solution de flottaison choisie est une solution saturée de chlorure de sodium. On mélange 360 g de sel de table dans 1 L d'eau et on obtient une solution de densité 1,20. La solution est agitée quelques minutes avant son utilisation pour permettre son homogénéisation.

3. Protocole

La méthode coproscopique utilisée est la méthode Mini-FLOTAC basée sur la technique de flottation et réalisée avec le dispositif Fill-FLOTAC (Cringoli et al. 2017). Cette méthode a une sensibilité de 5 opg. Après un examen macroscopique des prélèvements, la technique de flottation est réalisée afin de dénombrer les œufs (Figure 23). Pour chaque animal, un unique échantillon est créé en mélangeant une quantité de crottins récoltés le matin avec la même quantité de crottins récoltés l'après-midi. L'objectif est d'optimiser les chances d'identifier les éléments parasites.

Les étapes de réalisation de l'analyse coproscopique sont les suivantes :

- 1) Homogénéiser l'échantillon en le malaxant
- 2) Mettre 45 mL de la solution de flottation dans le pot du dispositif Fill-FLOTAC
- 3) Ajouter les fèces dans le petit entonnoir du dispositif Fill-FLOTAC
- 4) Fermer le dispositif et homogénéiser
- 5) Remplir les deux chambres du dispositif de lecture en évitant de faire des bulles
- 6) Attendre 10 minutes pour que les œufs remontent à la surface et se fixent à la paroi supérieure

- 7) Faire pivoter le dispositif afin de dégager les chambres de lecture
- 8) Procéder à la lecture en mettant le dispositif sous le microscope
- 9) Compter les œufs présents dans les deux chambres de lecture

Le nombre d'œufs comptés dans les deux chambres de lecture est multiplié par 5 et on obtient le résultat exprimé en nombre d'œufs par gramme de fèces. Tous les œufs parasites seront décomptés et pas uniquement les œufs de *Parascaris* spp. Le propriétaire de l'équidé reçoit ensuite les résultats de la coproscopie indiquant le nombre d'œufs retrouvés dans les fèces de l'équidé pour toutes les espèces parasites.



Figure 23 : Réalisation des coproscopies à l'aide du dispositif Fill-FLOTAC et de la cellule Mini-FLOTAC (Lou Frémion©)

D. Tests statistiques

Les analyses statistiques ont été réalisées avec le logiciel R (version 4.3.2). Les résultats coproscopiques concernant *Parascaris* spp. ont été analysés en tant que résultat binaire c'est-à-dire présence ou absence dans les crottins. Afin d'identifier des facteurs de risque d'infestation, douze variables ont été testées : l'âge, le sexe, la catégorie de race, le mode de vie, la taille de l'élevage, la pratique de la rotation de pâture, le délai depuis la dernière administration d'anthelminthique, la dernière molécule anthelminthique administrée, l'âge des poulains lors de la première administration d'anthelminthique, la vermifugation de la mère autour du poulainage, le rythme d'administration d'anthelminthique chez les adultes et l'infestation des poulains par les strongles digestifs.

Le résultat coproscopique a été modélisé à l'aide d'une régression logistique. Afin de hiérarchiser les facteurs de risque, ils ont été testés dans un même modèle logistique. La sélection des variables contribuant à prédire l'infestation a été réalisée basée sur l'Akaike Information Criterion (AIC). La qualité du modèle logistique obtenu a été évaluée en utilisant la matrice de confusion et le pourcentage de poulains bien classés (c'est-à-dire ayant été prédits positifs par le modèle lorsqu'ils sont infestés et négatifs par le modèle lorsqu'ils ne le sont pas).

Pour toutes les analyses statistiques, nous avons appliqué un niveau de signification de 5 % (p -value < 0,05).

III. Résultats

Les résultats, exprimés ici, sont ceux de poulains et ânonnés prélevés en Pays de la Loire entre avril et juin 2024. Les résultats de l'étude globale seront quant à eux publiés ultérieurement.

A. Élevages et équidés inclus

Quatorze élevages des Pays de la Loire ont participé à l'étude. Parmi ces élevages, six sont situés en Loire Atlantique (43 %), cinq en Vendée (36 %), deux en Maine et Loire (14 %) et un en Mayenne (7 %). Seul un élevage est géré par un particulier, les autres sont des structures professionnelles. Le nombre d'équidés prélevés par élevage varie de 3 à 25 avec un nombre moyen de 12. La taille des élevages est estimée par le nombre de naissances par an. Il varie de 1 à 200 permettant de classer les élevages en trois catégories : 1 à 10 naissances par an (10 élevages soit 71 %), 20 à 50 naissances par an (3 élevages soit 21 %) et plus de 50 naissances par an (1 élevage soit 7 %). Neuf élevages pratiquent la rotation de pâture soit 64 %.

Au total, 164 équidés ont été prélevés. Ils sont âgés de 1 à 26 mois avec un âge moyen de 14 mois (Figure 24). Les poulains et ânonnés ont été regroupés dans deux catégories d'âge : 1 à 12 mois (66 équidés) et 13 à 26 mois (98 équidés). Sur les 164 individus, 77 sont des femelles soit 47 % et 87 des mâles soit 53 %. Quatorze races sont représentées : Poney français de Selle (20 %), Pur-Sang Anglais (20 %), Trotteur Français (15 %), Selle Français (9 %), Lusitanien (8 %), Poney Landais (8 %), Poney Welsh (7 %), Barbe (4 %), Irish Cob (4 %), Origine Constatée (2 %), Autre Que Pur-Sang (1 %), Shetland (< 1 %), Connemara (< 1 %), Âne (< 1 %) (Figure 25). En termes de catégorie de race, 60 poneys, 58 chevaux de course, 39 chevaux de sport, 6 chevaux de trait et 1 âne ont été prélevés (Figure 25). Un poulain possède un antécédent d'impaction ascaridienne résolue chirurgicalement. Concernant le mode de vie, 87 % des équidés vivent au pré, 11 % vivent en stabulation et 2 % vivent au box.

Répartition des âges des équidés de l'étude (en mois)

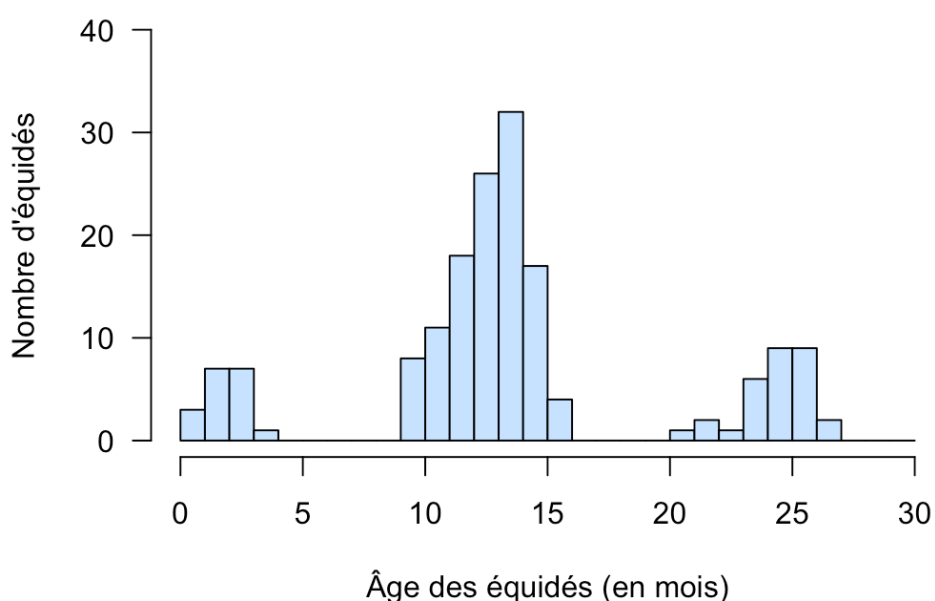


Figure 24 : Répartition de l'âge des équidés de l'étude (en mois)

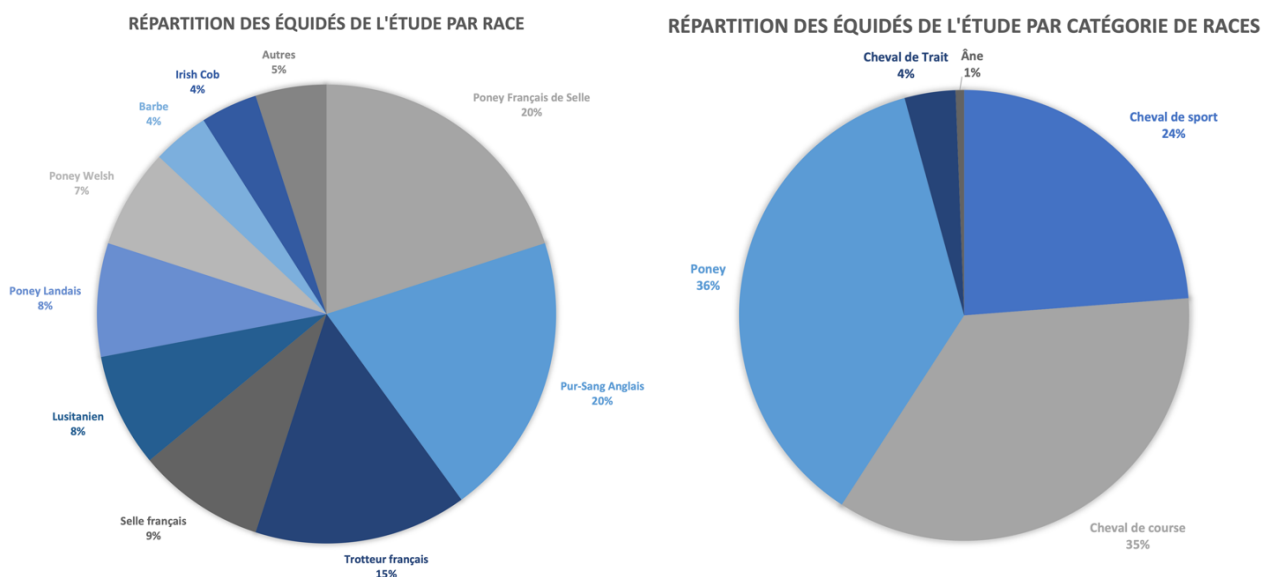


Figure 25 : Répartition des équidés de l'étude par race (gauche) et par catégorie de race (droite)

Aucun équidé inclus dans l'étude n'a reçu de vermifuge au cours des deux derniers mois (60 jours) précédant les prélèvements. Le délai depuis la dernière vermifugation varie de 63 à 300 jours avec une moyenne de 86 jours. Le dernier vermifuge reçu était de l'ivermectine pour 44 % des équidés, de la moxidectine pour 26 %, du pyrantel pour 17 % ou du fenbendazole pour 3 % tandis que 10 % des équidés n'avaient encore jamais reçu de vermifuge. L'âge des poulains et ânes lors de leur première vermifugation varie selon les élevages ; 15 jours (7 %), 1 mois (14 %), 2 mois (50 %), 6 mois (21 %), 10 mois (7 %). La plupart des élevages (71%) vermifugent la mère des poulains ou ânes autour du poulinage.

Huit équidés ont été prélevés à deux moments différents de la journée soit 5 %, tandis que 156 équidés ont été prélevés une unique fois soit 95 %. Les prélèvements ont été réalisés de 8 heures à 17 heures. Des *Parascaris* adultes ont été retrouvés dans les crottins chez un seul poulain.

Le Tableau XII indique le nombre d'équidés prélevés en Pays de la Loire par rapport à l'objectif fixé afin d'avoir un échantillon représentatif de la population d'équidés de France.

Tableau XII : Nombre d'équidés prélevés en Pays de la Loire par catégorie d'âge et de race par rapport aux objectifs fixés

| Nombre d'équidés prélevés / Nombre d'équidés à prélever | ≤ 12 mois | < 24 mois |
|---|------------------------|------------------------|
| Chevaux de course | 21 / 121 | 37 / 243 |
| Chevaux de selle | 16 / 56 | 23 / 112 |
| Poneys | 25 / 17 | 35 / 35 |
| Chevaux de trait | 4 / 16 | 2 / 32 |
| Ânes | 0 / 1 | 1 / 2 |
| Total | 66 / 211 = 31 % | 98 / 424 = 23 % |

B. Fréquence d'infestation

La fréquence d'infestation par des *Parascaris* dans les 14 élevages des Pays de la Loire varie de 0 % à 28,6 %. La fréquence d'infestation globale est de 9,8 % (Tableau XIII).

La variation du nombre d'équidés excréteurs selon l'âge est présentée dans le Tableau XIV. La variation du nombre d'équidés excréteurs selon le groupe de race est présentée dans le Tableau XV.

L'excrétion fécale varie de 20 opg à 1170 opg. Parmi les 16 poulains infestés, 9 ont des résultats coproscopiques inférieurs à 200 opg soit 56 %. Un seul poulain a un résultat coproscopique supérieur à 1000 opg (Figure 26, Figure 27).

Le Tableau XVI présente les autres espèces de parasites digestifs identifiés dans les crottins des équidés : strongles, oxyures, anoplocéphales, *Stongyloides westeri*.

Tableau XIII : Pourcentage d'équidés excréteurs de *Parascaris* spp. pour chaque élevage

| Élevage | Nombre d'équidés prélevés | Nombre d'équidés excréteurs | Pourcentage d'excréteurs | Résultat coproscopique positif moyen \pm écart-type (opg) |
|--------------|---------------------------|-----------------------------|--------------------------|---|
| 1 | 25 | 6 | 24 % | 594 \pm 367 |
| 2 | 22 | 2 | 9,1 % | 13 \pm 10 |
| 3 | 11 | 3 | 27,3 % | 35 \pm 5 |
| 4 | 9 | 0 | 0 % | 0 |
| 5 | 15 | 0 | 0 % | 0 |
| 6 | 3 | 0 | 0 % | 0 |
| 7 | 8 | 0 | 0 % | 0 |
| 8 | 5 | 0 | 0 % | 0 |
| 9 | 7 | 2 | 28,6 % | 65 \pm 56 |
| 10 | 7 | 0 | 0 % | 0 |
| 11 | 13 | 0 | 0 % | 0 |
| 12 | 25 | 1 | 4 % | 30 |
| 13 | 6 | 0 | 0 % | 0 |
| 14 | 8 | 2 | 25 % | 248 \pm 10 |
| Total | 164 | 16 | 9,8 % | 272 \pm 341 |

Tableau XIV : Variation du nombre d'équidés excréteurs de *Parascaris* spp. selon l'âge

| Âge des équidés | Nombre d'équidés prélevés | Nombre d'équidés excréteurs | Pourcentage d'équidés excréteurs | Résultat coproscopique positif moyen \pm écart-type (opg) |
|--------------------------|---------------------------|-----------------------------|----------------------------------|---|
| 1 - 2 mois | 16 | 0 | 0 % | 0 |
| 3 – 6 mois | 2 | 2 | 100 % | 248 \pm 10 |
| 7 - 12 mois | 48 | 6 | 12,5 % | 371 \pm 504 |
| 13 – 15 mois | 67 | 6 | 9 % | 260 \pm 247 |
| 16 – 26 mois | 31 | 2 | 6,5 % | 35 \pm 7 |
| 1 – 12 mois | 66 | 8 | 12,1 % | 340 \pm 430 |
| 13 - 26 mois | 98 | 8 | 8,2 % | 203 \pm 233 |
| Tout âge confondu | 164 | 16 | 9,8 % | 272 \pm 341 |

Tableau XV : Variation du nombre d'équidés excréteurs de *Parascaris* spp. selon la catégorie de race

| Catégorie de race des équidés | Nombre d'équidés prélevés | Nombre d'équidés excréteurs | Pourcentage d'équidés excréteurs | Résultat coproscopique positif moyen \pm écart-type (opg) |
|--------------------------------|---------------------------|-----------------------------|----------------------------------|---|
| Chevaux de course | 58 | 7 | 12 % | 513 \pm 397 |
| Chevaux de sport | 39 | 4 | 10 % | 142 \pm 121 |
| Poney | 60 | 3 | 5 % | 18 \pm 12 |
| Chevaux de Trait | 6 | 2 | 33 % | 65 \pm 56 |
| Ânes | 1 | 0 | 0 % | 0 \pm 0 |
| Toutes races confondues | 164 | 16 | 9,8 % | 272 \pm 341 |

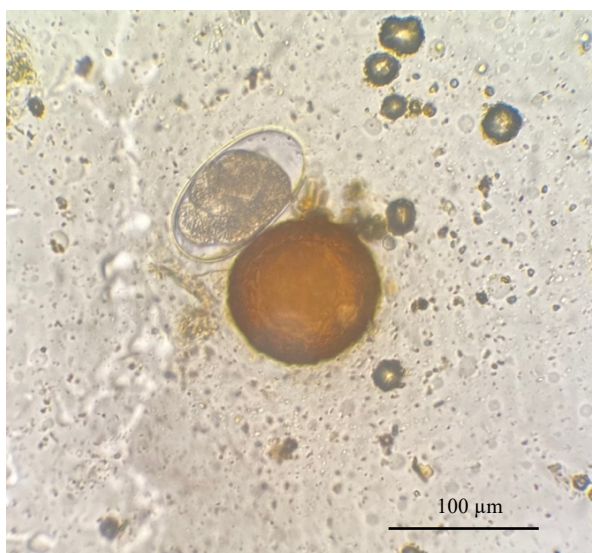


Figure 26 : Aspect d'un œuf de *Parascaris* spp. et d'un œuf de strongle retrouvés dans les crottins d'un poulain de l'étude (Lou Frémion©)

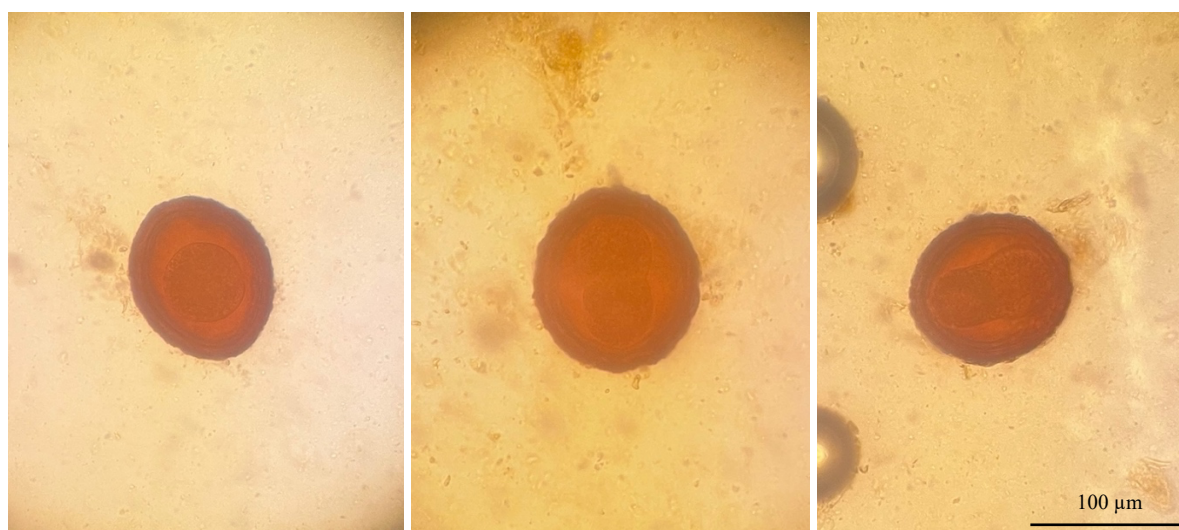


Figure 27 : Aspect des œufs de *Parascaris* spp. retrouvés dans les crottins d'un poulain de l'étude (Lou Frémion©)

Tableau XVI : Nombre d'équidés excréteurs de strongles, oxyures, anoplocéphales et *Strongyloides westeri*

| Parasites digestifs | Nombre d'équidés excréteurs | Âge moyen des équidés excréteurs | Pourcentage d'équidés excréteurs | Résultat coproscopique positif moyen \pm écart type (opg) |
|------------------------------|-----------------------------|----------------------------------|----------------------------------|---|
| Strongles | 144 | 15 mois | 87,8 % | 874 \pm 823 |
| Oxyures | 3 | 15 mois | 1,8 % | 62 \pm 63 |
| Anoplocéphales | 14 | 14 mois | 8,5 % | 17 \pm 14 |
| <i>Strongyloides westeri</i> | 10 | 1,8 mois | 6,1 % | 525 \pm 772 |

C. Identification de facteurs de risque d'infestation

À l'issue de la procédure de sélection de variables via le critère AIC, 4 variables sur les 12 ont été retenues : la taille de l'élevage (p-value = 0,028), le mode de vie des équidés (p-value = 0,108), la vermifugation de la mère autour du poulinage (p-value = 0,012) et la pratique de la rotation de pâture (p-value = 0,169). Le Tableau XVII fournit les résultats de la régression logistique sur ces 4 variables. Cette analyse a permis de mettre en évidence que la vermifugation de la mère autour du poulinage est un facteur protecteur face à l'infestation par les *Parascaris*. En revanche, le risque d'infestation est plus élevé lorsque la taille de l'élevage est grande. Concernant le mode de vie au pré et la rotation de pâture, ces facteurs ne peuvent pas être considérés comme des facteurs de risque d'infestation significatifs. Cependant, ces deux facteurs ont été sélectionnés pour le modèle car, du point de vue du critère AIC, ils améliorent globalement la prédiction d'infestation lorsqu'ils sont associés à la taille de l'élevage et à la vermifugation de la mère autour du poulinage.

La qualité du modèle est assez faible, en effet seulement 77% des poulains sont bien classés par ce dernier. La spécificité est de 78 % et la sensibilité est de 68,7 %, le modèle est donc plus performant pour identifier les équidés non infestés que les équidés infestés.

Tableau XVII : Résultats de la régression logistique réalisée sur les variables sélectionnées par l'AIC

| Facteurs | Odds ratio | p-value |
|---|------------|--------------|
| Mode de vie des équidés | | |
| Pré | 34,25 | 0,108 |
| Taille de l'élevage | 1,03 | 0,028 |
| Rotation de pâture | 13,77 | 0,169 |
| Vermifugation de la mère autour du poulinage | 0,11 | 0,012 |

IV. Discussion

A. À propos des méthodes

La principale limite de ce travail est le faible nombre de prélèvements. En effet, seulement 164 équidés ont été inclus dans ce travail alors que l'étude nécessite 635 équidés afin d'obtenir une prévalence significative. On parle alors de fréquence d'infestation et non de prévalence. Cette limite a également des conséquences sur la recherche de facteurs de risque. En effet, certaines pratiques d'élevage sont sous représentées, ce qui ne permet pas de déterminer si cette pratique est à risque. Par exemple, deux élevages pratiquent l'isolement des équidés après la vermifugation. Cependant, ce facteur n'a pas pu être intégré à l'analyse statistique car cela ne concerne que 12 poulains sur les 164 équidés de l'étude. De même, concernant le mode de vie, seulement 4 équidés vivent au box, 18 vivent en stabulation alors que 142 vivent au pré. Cette différence de représentativité entre les modes de vie a des conséquences sur les analyses statistiques.

Initialement, les matières fécales des poulains et ânonnes devaient être prélevées au minimum deux fois dans la journée. Ce double prélèvement avait pour objectif de maximiser les chances de trouver des parasites dans l'hypothèse d'une excréation fécale d'œufs non continue sur la journée. En réalité, un unique prélèvement de matières fécales a été réalisé pour la majorité des animaux. En effet,

à cette période de l'année, les équidés vivent au pré, rendant difficile l'obtention de crottins plusieurs fois dans la journée.

Le délai entre la dernière administration d'anthelminthique et le prélèvement de matières fécales a été fixé à 2 mois minimum soit 9 semaines. Cependant, la période prépatente des *Parascaris* varie de 10 à 16 semaines. Ainsi, on ne peut exclure que les équidés ayant été vermifugés 9 semaines auparavant hébergent des parasites mais que ces derniers n'excrètent pas encore d'œufs. Un délai supérieur à 9 semaines aurait peut-être abouti à une fréquence d'infestation plus élevée.

D'après les données bibliographiques, il existe un pic d'excrétion de *Parascaris* spp. vers l'âge de 4 à 5 mois (Hautala et al. 2019). Il aurait donc été intéressant de cibler des poulains et ânes de cette catégorie d'âge pour l'étude. Cependant, dans ce travail, les prélèvements ont été réalisés d'avril à juin 2024. À cette période de l'année, peu d'équidés sont âgés de 3 à 5 mois. En effet, les naissances des équidés débutent à partir de février mais beaucoup d'entre eux naissent en avril et en mai. Ces animaux étaient alors âgés de moins de 2 mois lors des prélèvements. De plus, les équidés nés plus tôt dans la saison et qui étaient donc âgés de plus de 2 mois, avaient tous déjà reçu leur premier vermifuge, rendant le prélèvement non réalisable. Il était donc difficile d'obtenir des prélèvements sur des équidés de 3 à 5 mois.

Quatre poulains ont été prélevés puis exclus de l'étude car ils avaient reçu un vermifuge dans les deux mois précédents le jour des prélèvements. Deux d'entre eux avaient été vermifugés 7 semaines auparavant et les deux autres avaient été vermifugés 3 semaines avant les prélèvements. Sur ces quatre poulains, trois ont obtenu un résultat coproscopique positif aux ascarides. Les résultats étaient compris entre 5 et 35 opg. Ces résultats coproscopiques peuvent avoir plusieurs origines comme une mauvaise observance du traitement anthelminthique ou encore un problème de résistance débutant. Il serait donc intéressant d'inclure ces élevages dans l'étude sur la résistance des *Parascaris*, la deuxième partie de la thèse de Kenza Bourrier.

B. À propos des résultats

La fréquence d'infestation est de 0 % chez les équidés âgés de 1 à 2 mois. Cette valeur peut facilement s'expliquer. En effet, on sait que la période prépatente des *Parascaris* est de l'ordre de 10 à 16 semaines. Ainsi, lorsqu'un équidé ingère des œufs dans ses premiers jours de vie, il commence alors à excréter à son tour des œufs que 10 à 16 semaines après soit vers l'âge de 3 mois. Dans ce travail, les 16 poulains âgés de 2 mois ou moins ont tous obtenu un résultat coproscopique négatif pour *Parascaris*. On peut alors se demander ; étaient-ils réellement non infestés ? Ou bien, étaient-ils infestés mais pas encore excréteurs d'œufs ? On peut imaginer que la fréquence d'infestation obtenue sur ces 16 jeunes poulains aurait été différente s'ils étaient tous âgés d'au moins 3 mois lors des prélèvements.

La fréquence d'infestation est de 100 % chez les équidés âgés de 3 à 6 mois. Cette valeur n'est pas interprétable car seulement deux poulains de cette catégorie d'âge ont été prélevés. Il aurait été intéressant de prélever plus d'individus de cette tranche d'âge.

La fréquence d'infestation chez les équidés âgés de 1 à 12 mois est de 12,1 %. Cette valeur est inférieure à celle établie par les précédentes études. Melin et al. ont obtenu en 2023 une prévalence de 34% sur des poulains d'un an. Laugier et al. ont obtenu une prévalence de 15,3% sur des poulains âgés de 8 à 9 mois. Cette différence peut notamment s'expliquer par la taille des élevages inclus dans l'étude. En effet, dans ce travail, sur les 14 élevages retenus, seulement quatre sont de taille importante et déclare plus de 20 naissances par an. Contrairement à la Normandie, qui compte beaucoup d'élevages de grande taille, les Pays de la Loire comptent de nombreux élevages mais de taille petite

à moyenne. Il a été établi que la taille d'élevage est un facteur de risque d'infestation par les *Parascaris*. Ainsi cet écart de fréquence d'infestation pourrait donc être expliqué notamment par la taille des élevages inclus.

Concernant les poulains et ânonnés âgés de 13 à 26 mois, la fréquence d'infestation obtenue dans ce travail est de 8,2 %. Merlin et al. avaient obtenu une prévalence égale à 9 % chez des poulains de 2 ans. Ces deux valeurs sont plutôt proches. Ceci confirme que le parasite est moins présent chez les équidés de cette catégorie d'âge grâce à l'immunité solide qui se met en place.

Parmi les quatorze élevages inclus, six hébergent des équidés excréteurs d'œufs de *Parascaris* spp. soit 43 % des élevages. Ainsi, un certain nombre d'élevages héberge au moins un équidé excréteur d'œufs de *Parascaris* spp.

Les analyses statistiques ont permis de mettre en évidence un facteur de risque d'infestation : la taille de l'élevage. Un équidé vivant dans un élevage de grande taille a plus de risque d'être infesté par les *Parascaris*. Ce résultat est cohérent avec l'étude d'Hautala et al. qui avait également identifié ce facteur de risque (Hautala et al. 2019). De plus, la vermifugation de la mère autour du poulainage apparaît, dans ce travail, comme un facteur protecteur et diminuerait le risque que le jeune équidé soit infesté par des *Parascaris*. La vermifugation de la mère autour du poulainage est réalisée afin de réduire la charge parasitaire globale de la jument et de limiter la transmission de *Strongyloides westeri* au poulain par le lait maternel. Ce traitement anthelminthique permet aussi d'éliminer les éventuels *Parascaris* adultes s'ils sont présents chez la jument et donc d'éviter la transmission d'œufs de *Parascaris* au poulain. Bien qu'il n'existe aucune preuve que la vermifugation de la mère autour du poulainage puisse être bénéfique au poulain, ce facteur apparaît comme protecteur dans ce travail (Nielsen et al. 2024). Le mode de vie au pré n'apparaît pas significativement comme un facteur de risque mais révèle une tendance. Le fait pour un équidé de vivre au pré tend vers un risque plus élevé d'être infesté par des *Parascaris*. Ce résultat est cohérent avec l'étude de Scala et al. qui avaient identifié le pâturage comme un facteur de risque d'infestation (Scala et al. 2021). De la même manière, la rotation de pâture n'a pas été identifiée comme un facteur de risque mais révèle une légère tendance à être infesté par des *Parascaris*. Ce résultat n'est pas cohérent avec les précédentes études qui considère la rotation de pâture comme un moyen de lutte contre les *Parascaris*. Pour être assainies, les pâtures doivent être laissées inoccupées pendant plusieurs mois lorsque les conditions climatiques sont défavorables à la survie des œufs (chaleur, sécheresse). En pratique, la rotation de pâture est mise en place par les éleveurs selon la repousse de l'herbe. Les pâtures ne sont donc pas laissées inoccupées suffisamment longtemps. De plus, les conditions climatiques permettant l'élimination des œufs de *Parascaris* sont peu présentes en Pays de la Loire, du moins pas suffisamment longtemps. Ainsi, le résultat indiquant que la rotation de pâture révèle une tendance à l'infestation est douteux.

Concernant les strongles digestifs, 87,8 % des équidés excrètent des œufs. Les équidés n'excrétant pas d'œufs de strongles étaient ceux âgés de moins de 3 mois. Ceci est cohérent avec la période prépatente de ces parasites. Tous les équidés excrétant des œufs de *Strongyloides westeri* sont âgés de moins de 2 mois.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Les nématodes du genre *Parascaris* infestent majoritairement les poulains et jeunes chevaux jusqu'à l'âge de deux ans. L'ascaridose peut avoir de graves conséquences sur la santé des poulains infestés et pouvant même conduire à leur mort. Les parasites du genre *Parascaris* ont démontré leur capacité à développer des résistances aux molécules anthelminthiques. Il est urgent de revoir les pratiques de vermifugation des équidés afin de maîtriser ce phénomène. La vermifugation ne doit plus être considérée comme un acte banal mais médical. La coproscopie semble alors un recours indispensable pour mettre en place une vermifugation raisonnée. Le vétérinaire a le rôle d'informer et de conseiller les détenteurs d'équidés afin que les pratiques de vermifugation changent.

Les nématodes *Parascaris* sont très proches du nématode *Ascaris lumbricoides* infestant l'espèce humaine. Ces dernières années, des molécules anthelminthiques ont également montré une efficacité réduite chez *Ascaris lumbricoides*. Ainsi, les recherches concernant les mécanismes de résistance des *Parascaris* pourraient contribuer à faire avancer les recherches sur le nématode infestant l'Homme (Krücken et al. 2017).

Dans ce travail, la fréquence d'infestation par les *Parascaris* a été estimée sur 164 poulains et ânes vivant dans la région des Pays de la Loire. La fréquence d'infestation par *Parascaris* spp. est de 9,8 % tout âge confondu, 12,1 % pour les équidés de 1 à 12 mois, 8,2 % pour les équidés de 13 à 26 mois. Cette fréquence d'infestation n'est pas représentative de la population de jeunes équidés de France car elle a été obtenue en échantillonnant un faible nombre d'individus. La taille de l'élevage semble être un facteur de risque alors que la vermifugation de la mère autour du poulinage est un facteur protecteur d'infestation par les *Parascaris*. Les résultats finaux de l'étude de l'Anses seront publiés dans quelques mois.

BIBLIOGRAPHIE

ABBAS, Ghazanfar, GHAFAR, Abdul, MCCONNELL, Emma, BEASLEY, Anne, BAUQUIER, Jenni, WILKES, Edwina J. A., EL-HAGE, Charles, CARRIGAN, Peter, CUDMORE, Lucy, HURLEY, John, GAUCI, Charles G., BEVERIDGE, Ian, LING, Elysia, JACOBSON, Caroline, STEVENSON, Mark A., NIELSEN, Martin K., HUGHES, Kristopher J. et JABBAR, Abdul, 2024. A national survey of anthelmintic resistance in ascarid and strongylid nematodes in Australian Thoroughbred horses. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 1 avril 2024. Vol. 24, pp. 100517. DOI 10.1016/j.ijpddr.2023.11.006.

AHUIR-BARAJA, A. E., CIBOT, F., LLOBAT, L. et GARIJO, M. M., 2021. Anthelmintic resistance: is a solution possible? *Experimental Parasitology*. 1 novembre 2021. Vol. 230, pp. 108169. DOI 10.1016/j.exppara.2021.108169.

ALANAZI, Abdullah D., MUKBEL, Rami M., ALYOUSIF, Mohamed S., ALSHEHRI, Zafer S., ALANAZI, Ibrahim O. et AL-MOHAMMED, Hamdan I., 2017. A field study on the anthelmintic resistance of *Parascaris* spp. in Arab foals in the Riyadh region, Saudi Arabia. *The Veterinary Quarterly*. décembre 2017. Vol. 37, n° 1, pp. 200-205. DOI 10.1080/01652176.2017.1334981.

ALI, Sara Bayoumi, MOHAMED, Ayman Saber, FAHMY, Sohair R., EL-GARHY, Manal, MOUSA, Mohamed R. et ABDEL-GHAFFAR, Fathy, 2023. Anthelmintic and Hepatoprotective Activities of the Green-Synthesized Zinc Oxide Nanoparticles Against *Parascaris equorum* Infection in Rats. *Acta Parasitologica* [en ligne]. 6 décembre 2023. [Consulté le 28 février 2024]. DOI 10.1007/s11686-023-00728-4. Disponible à l'adresse : <https://doi.org/10.1007/s11686-023-00728-4>

ANSES, 2023. *Rejoignez le projet PARAS-METRE*. 2023.

ANSES, 2024. *Convention de partenariat pour la réalisation du projet PARAS-METRE*. 2024.

ANSES, 2024. *Projet PARAS-METRE - Protocole de prélèvement individuel*. 2024.

ANSES et IFCE, 2023. *Appel - Science Participative - Projet PARAS METRE*. 2023.

ARMSTRONG, S. K., WOODGATE, R. G., GOUGH, S., HELLER, J., SANGSTER, N. C. et HUGHES, K. J., 2014. The efficacy of ivermectin, pyrantel and fenbendazole against *Parascaris equorum* infection in foals on farms in Australia. *Veterinary Parasitology*. 15 octobre 2014. Vol. 205, n° 3, pp. 575-580. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.08.028.

ATTIA, Marwa M., SOLIMAN, Soliman M., SALAEH, Nagla M. K., SALEM, Heba M., ALKAFIFY, Mohamed, SAAD, Ahmed M., EL-SAADONY, Mohamed T. et EL-GAMEEL, Sohila M., 2022. Evaluation of immune responses and oxidative stress in donkeys: Immunological studies provoked by *Parascaris equorum* infection. *Saudi Journal of Biological Sciences*. 1 avril 2022. Vol. 29, n° 4, pp. 2173-2179. DOI 10.1016/j.sjbs.2021.11.044.

BARDA, Beatrice Divina, RINALDI, Laura, IANNIELLO, Davide, ZEPHERINE, Henry, SALVO, Fulvio, SADUTSHANG, Tsetan, CRINGOLI, Giuseppe, CLEMENTI, Massimo et ALBONICO, Marco, 2013. Mini-FLOTAC, an Innovative Direct Diagnostic Technique for Intestinal Parasitic Infections: Experience from the Field. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 1 août 2013. Vol. 7, n° 8, pp. e2344. DOI 10.1371/journal.pntd.0002344.

BEUGNET, Frédéric, MIRO, Guadalupe, HALOS, Lénaïg et GUILLOT, Jacques, 2017. *Abrégé de parasitologie clinique du chien et du chat*. Servet editorial - Grupo Asís Biomedica SL. ISBN 978-2-9550805-4-2.

BOELOW, Heike, KRÜCKEN, Jürgen et VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, Georg, 2023. Epidemiological study on factors influencing the occurrence of helminth eggs in horses in Germany based on sent-in diagnostic samples. *Parasitology Research*. 1 mars 2023. Vol. 122, n° 3, pp. 749-767. DOI 10.1007/s00436-022-07765-4.

BOSC, Céline, 2016. *Anthelminthiques et strongyloses digestives chez le cheval : résistances rencontrées et moyens de lutte. Enquête sur la gestion du parasitisme en Bretagne* [en ligne]. Thèse d'exercice. Rennes : Université de Rennes 1 - Faculté de Pharmacie. [Consulté le 7 mai 2024]. Disponible à l'adresse : <https://ecm.univ-rennes1.fr/nuxeo/site/esupversions/4462eabd-9ea1-4cf1-bc66-c6e8e5c1b98e>

BUSSIÉRAS, Jean et CHERMETTE, René, 1991. *Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule 1 : Parasitologie générale*. Service de parasitologie, École nationale vétérinaire d'Alfort. ISBN 978-2-900793-00-8.

BUSSIÉRAS, Jean et CHERMETTE, René, 1995. *Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule 3 : Helminthologie vétérinaire*. Service de parasitologie, École nationale vétérinaire d'Alfort. ISBN 978-2-900793-04-6.

CABLE, C. S., FUBINI, S. L., ERB, H. N. et HAKES, J. E., 1997. Abdominal surgery in foals: a review of 119 cases (1977-1994). *Equine Veterinary Journal*. juillet 1997. Vol. 29, n° 4, pp. 257-261. DOI 10.1111/j.2042-3306.1997.tb03120.x.

CAIN, Jennifer L. et NIELSEN, Martin K., 2022. The equine ascarids: resuscitating historic model organisms for modern purposes. *Parasitology Research*. 2022. Vol. 121, n° 10, pp. 2775-2791. DOI 10.1007/s00436-022-07627-z.

CAIN, Jennifer L., NORRIS, Jamie K., RIPLEY, Nichol E., SURI, Parul, FINNERTY, Constance A., GRAVATTE, Holli S. et NIELSEN, Martin K., 2022. The microbial community associated with *Parascaris* spp. infecting juvenile horses. *Parasites & Vectors*. 4 novembre 2022. Vol. 15, pp. 408. DOI 10.1186/s13071-022-05533-y.

CISCO, 2014. *Compte rendu de consultation de médecine : cheval V*. Oniris - VetAgroBio Nantes.

CISCO, 2015. *Compte rendu de consultation d'urgence : cheval B*. Oniris - VetAgroBio Nantes.

CISCO, 2016. *Compte rendu de consultation d'urgence et d'hospitalisation : cheval G*. Oniris - VetAgroBio Nantes.

CISCO, 2017. *Compte rendu de consultation d'urgence : cheval H*. Oniris - VetAgroBio Nantes.

CISCO, 2022. *Compte rendu de consultation de médecine : cheval P*. Oniris - VetAgroBio Nantes.

CISCO, 2023. *Compte rendu de consultation d'urgence : cheval N*. Oniris - VetAgroBio Nantes.

CLAYTON, H. M., 1978. Ascariasis in foals. *The Veterinary Record*. 24 juin 1978. Vol. 102, n° 25, pp. 553-556. DOI 10.1136/vr.102.25.553.

CLÉMENT JERDI, M, DESMEULES, J et DAYER, P, 2004. La glycoprotéine P : un transporteur de médicaments à ne pas négliger. *31 mars 2004*. 2004. Vol. 62, n° 2476, pp. 704-709. DOI 10.53738/REVMED.2004.62.2476.0704.

COOPER, Laura G., CAFFE, Gabriel, CERUTTI, Julieta, NIELSEN, Martin K. et ANZIANI, Oscar S., 2020. Reduced efficacy of ivermectin and moxidectin against *Parascaris* spp. in foals from Argentina. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. 1 avril 2020. Vol. 20, pp. 100388. DOI 10.1016/j.vprsr.2020.100388.

COUROUCÉ, Anne, 2016. Résistances des parasites aux vermifuges : notions à connaître. *Le Point Vétérinaire*. 23 novembre 2016. Vol. La Semaine Vétérinaire, n° 1697, pp. 56-58.

COUROUCÉ, Anne, 2023. *Conduite à tenir face à un cheval en colique*. Cours VET6 équine. 2023. Nantes : Oniris - VetAgroBio.

COURTOT, Elise, CHARVET, Claude L., BEECH, Robin N., HARMACHE, Abdallah, WOLSTENHOLME, Adrian J., HOLDEN-DYE, Lindy, O'CONNOR, Vincent, PEINEAU, Nicolas, WOODS, Debra J. et NEVEU, Cedric, 2015. Functional Characterization of a Novel Class of Morantel-Sensitive Acetylcholine Receptors in Nematodes. *PLoS Pathogens*. 1 décembre 2015. Vol. 11, n° 12, pp. e1005267. DOI 10.1371/journal.ppat.1005267.

CRIBB, N. C., COTE, N. M., BOURÉ, L. P. et PEREGRINE, A. S., 2006. Acute small intestinal obstruction associated with *Parascaris equorum* infection in young horses: 25 cases (1985-2004). *New Zealand Veterinary Journal*. décembre 2006. Vol. 54, n° 6, pp. 338-343. DOI 10.1080/00480169.2006.36721.

DE LEY, Paul, 2006. A quick tour of nematode diversity and the backbone of nematode phylogeny. *WormBook: The Online Review of C. Elegans Biology*. 25 janvier 2006. pp. 1-8. DOI 10.1895/wormbook.1.41.1.

DIPIETRO, J. A., HUTCHENS, D. E., LOCK, T. F., WALKER, K., PAUL, A. J., SHIPLEY, C. et RULLI, D., 1997. Clinical trial of moxidectin oral gel in horses. *Veterinary Parasitology*. 1 octobre 1997. Vol. 72, n° 2, pp. 167-177. DOI 10.1016/S0304-4017(97)01108-4.

DOLIGEZ, Pauline et LE MASNE, Laetitia, 2018. Estimation du poids de mon cheval. *Équipédia IFCE* [en ligne]. 5 février 2018. [Consulté le 3 mars 2024]. Disponible à l'adresse : <https://equipedia.ifce.fr/elevage-et-entretien/alimentation/nutrition-et-ration/estimation-du-poids>

ESCCAP, 2019. *Traitement et prévention des parasitoses gastro-intestinales chez le Cheval - Guide de recommandations*. 2. Malvern : ESCCAP. ISBN 978-1-907259-79-1.

ESCCAP FRANCE, 2021. Les techniques de flottation. *ESCCAP France* [en ligne]. 2021. [Consulté le 27 février 2024]. Disponible à l'adresse : <https://www.esccap.fr/les-techniques-de-flottation.html>

EUZÉBY, Jacques, 1961. *Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome I. Maladies dues aux némathelminthes*. Editions Vigot. ISBN B003WTRDRY.

EUZÉBY, Jacques, BOURDOISEAU, Gilles et CHAUVE, Claude, 2005. *Dictionnaire de parasitologie médicale et vétérinaire*. Tec & Doc Lavoisier. ISBN 978-2-7430-0705-8.

FABIANI, J. V., LYONS, E. T. et NIELSEN, M. K., 2016. Dynamics of *Parascaris* and *Strongylus* spp. parasites in untreated juvenile horses. *Veterinary Parasitology*. 30 octobre 2016. Vol. 230, pp. 62-66. DOI 10.1016/j.vetpar.2016.11.002.

FAKHRAHMAD, Fatemeh, RAKHSHANDEHROO, E. et GHAEMI, M., 2020. Molecular evidence on the emergence of benzimidazole resistance SNPs in field isolates of *Marshallagia marshalli* (Nematoda: Trichostrongylidae) in sheep. *Journal of Parasitic Diseases* [en ligne]. 2020. [Consulté le 28 février 2024]. Disponible à l'adresse : <https://www.semanticscholar.org/paper/The-anthelmintic-effects-of-five-plant-extracts-on-Rakhshandehroo-Asadpour/01ae12baaeca04860882fb387919bcc926a6359c>

GAJIC, Mirko, 2022. The Intestinal impaction with *Parascaris equorum* in a captive zebra (*Equus quagga boehmi*) – A case report. *Veterinaria* [en ligne]. 2022. Vol. 71, n° 1. [Consulté le 17 juillet 2023]. DOI 10.51607/22331360.2022.71.1.85. Disponible à l'adresse : <https://journal.veterinaria-sarajevo.com/vfs/index.php/journal/article/view/392>

GERHARD, Alexander P., KRÜCKEN, Jürgen, HEITLINGER, Emanuel, JANSSEN, I. Jana I., BASIAGA, Marta, KORNAŚ, Sławomir, BEIER, Céline, NIELSEN, Martin K., DAVIS, Richard E., WANG, Jianbin et VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, Georg, 2020. The P-glycoprotein repertoire of the equine parasitic nematode *Parascaris univalens*. *Scientific Reports*. 12 août 2020. Vol. 10, pp. 13586. DOI 10.1038/s41598-020-70529-6.

GEURDEN, T., BETSCH, J.-M., MAILLARD, K., VANIMISETTI, B., D'ESPOIS, M. et BESOGNET, B., 2013. Determination of anthelmintic efficacy against equine cyathostomins and *Parascaris equorum* in France. *Equine Veterinary Education*. juin 2013. Vol. 25, n° 6, pp. 304-307. DOI 10.1111/j.2042-3292.2012.00454.x.

GHAFFAR, Abdul, ABBAS, Ghazanfar, KING, Justine, JACOBSON, Caroline, HUGHES, Kristopher J., EL-HAGE, Charles, BEASLEY, Anne, BAUQUIER, Jenni, WILKES, Edwina J. A., HURLEY, John, CUDMORE, Lucy, CARRIGAN, Peter, TENNENT-BROWN, Brett, NIELSEN, Martin K., GAUCI, Charles G., BEVERIDGE, Ian et JABBAR, Abdul, 2021. Comparative studies on faecal egg counting techniques used for the detection of gastrointestinal parasites of equines: A systematic review. *Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases*. 1 janvier 2021. Vol. 1, pp. 100046. DOI 10.1016/j.crpvbd.2021.100046.

CRINGOLI, Giuseppe, MAURELLI, Maria P., LEVECKE, Bruno, BOSCO, Antonio, VERCRUYSSSE, Jozef, UTZINGER, Jürg et RINALDI, Laura, 2017. The Mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. *Nature Protocols*. septembre 2017. Vol. 12, n° 9, pp. 1723-1732. DOI [10.1038/nprot.2017.067](https://doi.org/10.1038/nprot.2017.067).

GOKBULUT, Cengiz et MCKELLAR, Quintin A., 2018. Anthelmintic drugs used in equine species. *Veterinary Parasitology*. 15 septembre 2018. Vol. 261, pp. 27-52. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.08.002.

GRANGE, Elodie, DESJARDINS, Isabelle, GUILLOT, Jacques, BEUGNET, Frédéric et FAYET, Georges, 2005. *Abrégé de parasitologie des équidés : Parasitoses et mycoses internes*. KALIANXIS. ISBN 978-2-915758-05-4.

GUILLOT, Jacques, 2023a. *La vermifugation des chevaux*. Cours VET6 équine. 2023. Nantes : Oniris - VetAgroBio.

GUILLOT, Jacques, 2023b. *La coproscopie chez les chevaux : comment et pourquoi ?* Cours VET6

équine. 2023. Nantes : Oniris - VetAgroBio.

HAUTALA, Katja, NÄREAHO, Anu, KAUPPINEN, Oili, NIELSEN, Martin K., SUKURA, Antti et RAJALA-SCHULTZ, Päivi J., 2019. Risk factors for equine intestinal parasite infections and reduced efficacy of pyrantel embonate against *Parascaris* sp. *Veterinary Parasitology*. 1 septembre 2019. Vol. 273, pp. 52-59. DOI 10.1016/j.vetpar.2019.08.004.

IFCE, 2023a. *Annuaire ECUS 2023 - Bilan statistique de la filière équine française - Données 2022* [en ligne]. 2023. [Consulté le 29 février 2024]. Disponible à l'adresse : <https://equipedia.ifce.fr/fileadmin/bibliotheque/6.Statistiques/6.1.Ecus-depliant/Annuaire-ECUS-2023.pdf>

IFCE, 2023b. Stats et cartes - Nombre de naissances immatriculées. *Stats et cartes* [en ligne]. 8 juin 2023. [Consulté le 29 février 2024]. Disponible à l'adresse : <https://statscartes.ifce.fr/>

IFCE, 2024. Annuaire des naisseurs. *IFCE* [en ligne]. 2024. [Consulté le 29 février 2024]. Disponible à l'adresse : <https://www.ifce.fr/ifce/sire-demarches/donnees-sire/annuaire-des-naisseurs/>

JANSSEN, I. J. I., KASCHNY, M., KRÜCKEN, J., DEMELER, J. et VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G., 2016. Anthelmintic resistance in horse nematodes: Where does it come from? *Journal of Equine Veterinary Science*. 1 avril 2016. Vol. 39, pp. S48. DOI 10.1016/j.jevs.2016.02.105.

KAPLAN, R. M. et NIELSEN, M. K., 2010. An evidence-based approach to equine parasite control: It ain't the 60s anymore. *Equine Veterinary Education*. 2010. Vol. 22, n° 6, pp. 306-316. DOI 10.1111/j.2042-3292.2010.00084.x.

KAUFMANN, Johannes, 2012. *Parasitic infections of domestic animals : a diagnostic manual*. 1. BIRKHAÜSER VERLAG. ISBN 978-3-0348-7668-1.

KHAN, A., KHAN, Sarwar, AVAIS, Muhammad, MAHMOOD, A. et IJAZ, Muhammad, 2010. Prevalence and Chemotherapy of *Parascaris equorum* in Equines in Pakistan. *Journal of Equine Veterinary Science - J EQUINE VET SCI*. 1 mars 2010. Vol. 30, pp. 155-158. DOI 10.1016/j.jevs.2010.01.057.

KIONTKE, Karin et FITCH, David H. A., 2013. Nematodes. *Current Biology*. 7 octobre 2013. Vol. 23, n° 19, pp. R862-R864. DOI 10.1016/j.cub.2013.08.009.

KÖHLER, M., 2016. *Parasitological, clinical and serological examinations of the progress of Parascaris infections in foals* [en ligne]. Dissertation. Berlin, Germany : Freien Universität Berlin. [Consulté le 17 juillet 2023]. Disponible à l'adresse : <https://web.p.ebscohost.com/ehost/detail/detail?vid=0&sid=be8230ee-f0ed-4147-890e-2747d2f1f074%40redis&bdata=JkF1dGhUeXBIPWlwLHNNoaWImYXV0aHR5cGU9c2hpYiZsYW5nPWZyJnNpdGU9ZWwhvc3QtbGl2ZSZzY29wZT1zaXRl#AN=20173341887&db=lah>

KORNAŚ, S., CABARET, J. et NOWOSAD, B., 2010. *Parascaris* and cyathostome nematodes in foals: parasite in transit or real infection? *Polish Journal of Veterinary Sciences*. 2010. Vol. 13, n° 4, pp. 713-717.

KORNAŚ, S., CABARET, J., SKALSKA, M. et NOWOSAD, B., 2010. Horse infection with intestinal helminths in relation to age, sex, access to grass and farm system. *Veterinary Parasitology*. 15 décembre 2010. Vol. 174, n° 3, pp. 285-291. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.09.007.

KRÜCKEN, Jürgen, FRAUNDORFER, Kira, MUGISHA, Jean Claude, RAMÜNKE, Sabrina, SIFFT, Kevin C., GEUS, Dominik, HABARUGIRA, Felix, NDOLI, Jules, SENDEGEYA, Augustin, MUKAMPUNGA, Caritas, BAYINGANA, Claude, AEBISCHER, Toni, DEMELER, Janina, GAHUTU, Jean Bosco, MOCKENHAUPT, Frank P. et VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, Georg, 2017. Reduced efficacy of albendazole against *Ascaris lumbricoides* in Rwandan schoolchildren. *International Journal for Parasitology. Drugs and Drug Resistance*. décembre 2017. Vol. 7, n° 3, pp. 262-271. DOI 10.1016/j.ijpddr.2017.06.001.

LAUGIER, Claire, SEVIN, Corinne, MÉNARD, Sébastien et MAILLARD, Karine, 2012. Prevalence of *Parascaris equorum* infection in foals on French stud farms and first report of ivermectin-resistant *P. equorum* populations in France. *Veterinary Parasitology*. 13 août 2012. Vol. 188, n° 1, pp. 185-189. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.02.022.

LEATHWICK, Dave M., SAUERMAN, Christian W., GEURDEN, Thomas et NIELSEN, Martin K., 2017. Managing anthelmintic resistance in *Parascaris* spp.: A modelling exercise. *Veterinary Parasitology*. 15 juin 2017. Vol. 240, pp. 75-81. DOI 10.1016/j.vetpar.2017.03.026.

LEROUX, Aurélie, 2023. *Néonatalogie équine : les affections digestives*. Cours VET6 équine. 2023. Nantes : Oniris - VetAgroBio.

LINDGREN, K., LJUNGVALL, Ö., NILSSON, O., LJUNGSTRÖM, B. -L., LINDAHL, C. et HÖGLUND, J., 2008. *Parascaris equorum* in foals and in their environment on a Swedish stud farm, with notes on treatment failure of ivermectin. *Veterinary Parasitology*. 14 février 2008. Vol. 151, n° 2, pp. 337-343. DOI 10.1016/j.vetpar.2007.10.014.

LUCIO-FORSTER, Araceli, SWEETMAN, Anna E., ORTVED, Kyla, RUSSELL, Duncan S. et BOWMAN, Dwight D., 2011. First Report of *Parascaris equorum* in a White-Tailed Deer, *Odocoileus virginianus*, from Mansfield, Pennsylvania, U.S.A. *Comparative Parasitology*. janvier 2011. Vol. 78, n° 1, pp. 204-207. DOI 10.1654/4434.1.

LYONS, E. T., TOLLIVER, S. C., IONITA, M. et COLLINS, S. S., 2008. Evaluation of parasitocidal activity of fenbendazole, ivermectin, oxibendazole, and pyrantel pamoate in horse foals with emphasis on ascarids (*Parascaris equorum*) in field studies on five farms in Central Kentucky in 2007. *Parasitology Research*. juillet 2008. Vol. 103, n° 2, pp. 287-291. DOI 10.1007/s00436-008-0966-8.

MARCHIONDO, Alan A., CRUTHERS, Larry R. et FOURIE, Josephus J. (éd.), 2019. Chapter 2 - Nematoda. In : , *Parasiticide Screening* [en ligne]. Academic Press. pp. 135-335. [Consulté le 31 juillet 2023]. ISBN 978-0-12-816577-5. Disponible à l'adresse : <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780128165775000077>

MARTIN, Frida, 2022. *From field to genetics Anthelmintic resistance in the equine roundworm Parascaris univalens* [en ligne]. Doctoral Thesis. Uppsala, Sweden : Faculty of Veterinary Medicine and Animal Science Department of Biomedical Sciences and Veterinary Public Health Uppsala. Disponible à l'adresse : https://www.researchgate.net/publication/360463179_From_field_to_genetics_Anthelmintic_resistance_in_the_equine_roundworm_Parascaris_univalens

MARTIN, Frida, EYDAL, Matthías, HÖGLUND, Johan et TYDÉN, Eva, 2021. Constitutive and differential expression of transport protein genes in *Parascaris univalens* larvae and adult tissues after in vitro exposure to anthelmintic drugs. *Veterinary Parasitology*. 1 octobre 2021. Vol. 298, pp. 109535. DOI 10.1016/j.vetpar.2021.109535.

MARTIN, Frida, HALVARSSON, Peter, DELHOMME, Nicolas, HÖGLUND, Johan et TYDÉN, Eva, 2021. Exploring the β -tubulin gene family in a benzimidazole-resistant *Parascaris univalens* population. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 1 décembre 2021. Vol. 17, pp. 84-91. DOI 10.1016/j.ijpddr.2021.08.004.

MARTIN, Frida, HÖGLUND, Johan, BERGSTRÖM, Tomas F., KARLSSON LINDSJÖ, Oskar et TYDÉN, Eva, 2018. Resistance to pyrantel embonate and efficacy of fenbendazole in *Parascaris univalens* on Swedish stud farms. *Veterinary Parasitology*. 15 décembre 2018. Vol. 264, pp. 69-73. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.11.003.

MARTIN-ROSSET, William, 1990. *L'alimentation des chevaux*. Versailles : QUAE. ISBN 2-7380-0194-7.

MEHLHORN, Heinz, 2001. *Encyclopedic reference of parasitology : biology, structure, function*. 2. Heidelberg : Springer Verlag. ISBN 978-3-540-66819-0.

MERLIN, Aurélie, RAVINET, Nadine, BRIOT, Laurie, CHAUVIN, Alain, HÉBERT, Laurent, VALLE-CASUSO, José et DELERUE, Marie, 2023. Prevalence and seasonal dynamic of gastrointestinal parasites in equids in France during two years. *Preventive Veterinary Medicine*. 1 décembre 2023. Vol. 223, pp. 106100. DOI 10.1016/j.prevetmed.2023.106100.

MONTHIOUX, Mathilde, 2016. *Les médicaments anthelminthiques équins : vers leur gestion raisonnée et l'utilisation de plantes médicinales aux propriétés antiparasitaires* [en ligne]. Thèse d'exercice. Limoges : Université de Limoges. [Consulté le 10 mars 2024]. Disponible à l'adresse : <https://aurore.unilim.fr/ori-oai-search/notice/view/unilim-ori-47403>

MORRIS, L. H., COLGAN, S., LEATHWICK, D. M. et NIELSEN, M. K., 2019. Anthelmintic efficacy of single active and combination products against commonly occurring parasites in foals. *Veterinary Parasitology*. 1 avril 2019. Vol. 268, pp. 46-52. DOI 10.1016/j.vetpar.2019.02.006.

NGUYEN, Frédérique, 2022. *Pathologie digestive non tumorale*. UE 067. 2022. Nantes : Oniris - VetAgroBio.

NIELSEN, M. K., 2022. Anthelmintic resistance in equine nematodes: Current status and emerging trends. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 1 décembre 2022. Vol. 20, pp. 76-88. DOI 10.1016/j.ijpddr.2022.10.005.

NIELSEN, M. K., BAPTISTE, K. E., TOLLIVER, S. C., COLLINS, S. S. et LYONS, E. T., 2010. Analysis of multiyear studies in horses in Kentucky to ascertain whether counts of eggs and larvae per gram of feces are reliable indicators of numbers of strongyles and ascarids present. *Veterinary Parasitology*. 24 novembre 2010. Vol. 174, n° 1, pp. 77-84. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.08.007.

NIELSEN, Martin K., 2016. Evidence-based considerations for control of *Parascaris* spp. infections in horses. *Equine Veterinary Education*. 2016. Vol. 28, n° 4, pp. 224-231. DOI 10.1111/eve.12536.

NIELSEN, Martin K., BANAHAN, M. et KAPLAN, R. M., 2020. Importation of macrocyclic lactone resistant cyathostomins on a US thoroughbred farm. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 1 décembre 2020. Vol. 14, pp. 99-104. DOI 10.1016/j.ijpddr.2020.09.004.

NIELSEN, Martin K., DONOGHUE, E. M., STEPHENS, M. L., STOWE, C. J., DONECKER, J. M. et FENGER, C.k., 2016. An ultrasonographic scoring method for transabdominal monitoring of ascarid burdens in foals. *Equine Veterinary Journal*. 2016. Vol. 48, n° 3, pp. 380-386.

DOI 10.1111/evj.12478.

NIELSEN, Martin K., ERSKINE, Michael, DENOTTA, Sally Anne L., FRENCH, Dennis D., GRAVES, Emily, KAPLAN, Ray M., REUSS, Sarah, SWINEBROAD, Eric L., VAALA, Wendy et NOLEN-WALSTON, Rose D., 2024. *AAEP - Internal Parasite Control Guidelines* [en ligne]. 31 mai 2024. [Consulté le 12 juin 2024]. Disponible à l'adresse : <https://aaep.org/resource/internal-parasite-control-guidelines/>

NIELSEN, Martin K., FRITZEN, B., DUNCAN, J. L., GUILLOT, J., EYSKER, M., DORCHIES, P., LAUGIER, C., BEUGNET, F., MEANA, A., LUSSOT-KERVERN, I. et VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G., 2010. Practical aspects of equine parasite control: A review based upon a workshop discussion consensus. *Equine Veterinary Journal*. 2010. Vol. 42, n° 5, pp. 460-468. DOI 10.1111/j.2042-3306.2010.00065.x.

NIELSEN, Martin K., GEE, Erica K., HANSEN, Alyse, WAGHORN, Tania, BELL, Julie et LEATHWICK, Dave M., 2021. Monitoring equine ascarid and cyathostomin parasites: Evaluating health parameters under different treatment regimens. *Equine Veterinary Journal*. 2021. Vol. 53, n° 5, pp. 902-910. DOI 10.1111/evj.13374.

NIELSEN, Martin K., MITTEL, L., GRICE, A., ERSKINE, M., GRAVES, E., VAALA, W., TULLY, R.C., FRENCH, D.D., BOWMAN, R. et KAPLAN, R.M., 2017. *AAEP Parasite Control Guidelines* [en ligne]. 2017. [Consulté le 5 janvier 2024]. Disponible à l'adresse : https://aaep.org/sites/default/files/Guidelines/AAEPParasiteControlGuidelines_0.pdf

NIELSEN, Martin K., PFISTER, K. et VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G., 2014. Selective therapy in equine parasite control—Application and limitations. *Veterinary Parasitology*. 28 mai 2014. Vol. 202, n° 3, pp. 95-103. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.03.020.

NOEL, Marie L., SCARE, Jessica A., BELLAW, Jennifer L. et NIELSEN, Martin K., 2017. Accuracy and Precision of Mini-FLOTAC and McMaster Techniques for Determining Equine Strongyle Egg Counts. *Journal of Equine Veterinary Science*. 1 janvier 2017. Vol. 48, pp. 182-187.e1. DOI 10.1016/j.jevs.2016.09.006.

PEÑA-ESPINOZA, Miguel, VALENTE, Angela H., BORNANCIN, Louis, SIMONSEN, Henrik T., THAMSBORG, Stig M., WILLIAMS, Andrew R. et LÓPEZ-MUÑOZ, Rodrigo, 2020. Anthelmintic and metabolomic analyses of chicory (*Cichorium intybus*) identify an industrial by-product with potent *in vitro* antinematodal activity. *Veterinary Parasitology*. 1 avril 2020. Vol. 280, pp. 109088. DOI 10.1016/j.vetpar.2020.109088.

PREMAALATHA, B., KARTIYAYINI, S., SELVI, V. et SOHAYATI, A. R., 2018. *Parascaris equorum* in a thoroughbred horse in Perak Turf Club. *Malaysian Journal of Veterinary Research*. 2018. Vol. 9, n° 2, pp. 175-177.

REINEMEYER, Craig R., 2009. Diagnosis and control of anthelmintic-resistant *Parascaris equorum*. *Parasites & Vectors*. 25 septembre 2009. Vol. 2, n° Suppl 2, pp. S8. DOI 10.1186/1756-3305-2-S2-S8.

REINEMEYER, Craig R. et NIELSEN, Martin K., 2013. *Handbook of equine parasite control*. 1. Wiley Blackwell. ISBN 978-0-470-65871-0.

RELF, V. E., MORGAN, E. R., HODGKINSON, J. E. et MATTHEWS, J. B., 2013. Helminth egg excretion with regard to age, gender and management practices on UK Thoroughbred studs.

Parasitology. avril 2013. Vol. 140, n° 5, pp. 641-652. DOI 10.1017/S0031182012001941.

RENDLE, David, HUGHES, Kristopher, BOWEN, Mark, BULL, Katie, CAMERON, Ian, FURTADO, Tamzin, PEACHEY, Laura, SHARPE, Laura et HODGKINSON, Jane, 2024. BEVA primary care clinical guidelines: Equine parasite control. *Equine Veterinary Journal*. mai 2024. Vol. 56, n° 3, pp. 392-423. DOI 10.1111/evj.14036.

RIVIÈRE, Jim E. et PAPICH, Mark G., 2017. *Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. Wiley Blackwell. ISBN 978-1-118-85588-1.

ROSTANG, Antoine et PUYT, Jean-Dominique, 2021. *Polycopié Antiparasitaires internes - Pharmacologie des antibiotiques, antiparasitaires et antifongiques*. UE 278. 2021. Nantes : Oniris - VetAgroBio.

SALLÉ, G., GUILLOT, J., TAPPREST, J., FOUCHER, N., SEVIN, C. et LAUGIER, C., 2020. Compilation of 29 years of postmortem examinations identifies major shifts in equine parasite prevalence from 2000 onwards. *International Journal for Parasitology*. 1 février 2020. Vol. 50, n° 2, pp. 125-132. DOI 10.1016/j.ijpara.2019.11.004.

SAZMAND, Alireza, YAVARI, Morteza, BABAEI, Mohammad, NOURIAN, Alireza et OTRANTO, Domenico, 2023. Biliary parascaris in a foal. *Veterinary Medicine and Science*. 1 février 2023. Vol. 9, n° 3, pp. 1149-1153. DOI 10.1002/vms3.1087.

SCALA, Antonio, TAMPONI, Claudia, SANNA, Giuliana, PREDIERI, Giulio, MELONI, Luisa, KNOLL, Stephane, SEDDA, Giampietro, DESSÌ, Giorgia, CAPPAL, Maria Grazia et VARCASIA, Antonio, 2021. *Parascaris* spp. eggs in horses of Italy: a large-scale epidemiological analysis of the egg excretion and conditioning factors. *Parasites & Vectors*. 8 mai 2021. Vol. 14, n° 1, pp. 246. DOI 10.1186/s13071-021-04747-w.

SCARE, J. A., LYONS, E. T., WIELGUS, K. M. et NIELSEN, M. K., 2018. Combination deworming for the control of double-resistant cyathostomin parasites – short and long term consequences. *Veterinary Parasitology*. 15 février 2018. Vol. 251, pp. 112-118. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.01.010.

SCHMIDT-RHAESA, Andreas et HENNE, Stephan, 2015. Cycloneuralia (Nematoda, Nematomorpha, Priapulida, Kinorhyncha, Loricifera). In : SCHMIDT-RHAESA, Andreas, HARZSCH, Steffen et PURSCHKE, Günter (éd.), *Structure and Evolution of Invertebrate Nervous Systems* [en ligne]. Oxford University Press. pp. 0. [Consulté le 17 juin 2023]. ISBN 978-0-19-968220-1. Disponible à l'adresse : <https://doi.org/10.1093/acprof:oso/9780199682201.003.0030>

SCHOUGAARD, H. et NIELSEN, M. K., 2007. Apparent ivermectin resistance of *Parascaris equorum* in foals in Denmark. *Veterinary Record*. 2007. Vol. 160, n° 13, pp. 439-440. DOI 10.1136/vr.160.13.439.

TATZ, A. J., SEGEV, G., STEINMAN, A., BERLIN, D., MILGRAM, J. et KELMER, G., 2012. Surgical treatment for acute small intestinal obstruction caused by *Parascaris equorum* infection in 15 horses (2002–2011). *Equine Veterinary Journal*. 2012. Vol. 44, n° S43, pp. 111-114. DOI 10.1111/j.2042-3306.2012.00607.x.

TOMA, Bernard, DUFOUR, Barbara, BENET, Jean-Jacques, SANAA, Moez, SHAW, Alexandra et MOUTOU, François, 2010. *Epidémiologie appliquée à la lutte collective contre les maladies animales transmissibles majeures*. 2. Association pour l'étude de l'épidémiologie des maladies animales. ISBN 978-92-9044-481-7.

TRAILOVIC, Sasa M., RAJKOVIC, Milan, MARJANOVIC, Djordje S., NEVEU, Cédric et CHARVET, Claude L., 2021. Action of Carvacrol on *Parascaris* sp. and Antagonistic Effect on Nicotinic Acetylcholine Receptors. *Pharmaceuticals (Basel, Switzerland)*. 26 mai 2021. Vol. 14, n° 6, pp. 505. DOI 10.3390/ph14060505.

TYDÉN, E., ENGSTRÖM, A., MORRISON, D. A. et HÖGLUND, J., 2013. Sequencing of the β -tubulin genes in the ascarid nematodes *Parascaris equorum* and *Ascaridia galli*. *Molecular and Biochemical Parasitology*. 1 juillet 2013. Vol. 190, n° 1, pp. 38-43. DOI 10.1016/j.molbiopara.2013.05.003.

TZELOS, Thomas, MORGAN, Eric R., EASTON, Stephanie, HODGKINSON, Jane E. et MATTHEWS, Jacqueline B., 2019. A survey of the level of horse owner uptake of evidence-based anthelmintic treatment protocols for equine helminth control in the UK. *Veterinary Parasitology*. octobre 2019. Vol. 274, pp. 108926. DOI 10.1016/j.vetpar.2019.108926.

URBAN, Joseph F., NIELSEN, Martin K., GAZZOLA, David, XIE, Yue, BESHAN, Ethiopia, HU, Yan, LI, Hanchen, RUS, Florentina, FLANAGAN, Kelly, DRAPER, Austin, VAKALAPUDI, Sridhar, LI, Robert W., OSTROFF, Gary R. et AROIAN, Raffi V., 2021. An inactivated bacterium (paraprobiotic) expressing *Bacillus thuringiensis* Cry5B as a therapeutic for *Ascaris* and *Parascaris* spp. infections in large animals. *One Health*. 1 juin 2021. Vol. 12, pp. 100241. DOI 10.1016/j.onehlt.2021.100241.

VAALA, W., 2016. How to design a parasite control program for the first year of life: focus on *Parascaris equorum*. In : *Proceedings of the 62nd Annual Convention of the American Association of Equine Practitioners, Orlando, Florida, USA, 3-7 December 2016*. Lexington, USA : American Association of Equine Practitioners (AAEP). 2016. pp. 469-480.

VALDEZ, R. A., DIPIETRO, J. A., PAUL, A. J., LOCK, T. F., HUNGERFORD, L. L. et TODD, K. S., 1995. Controlled efficacy study of the bioequivalence of strongid® C and generic pyrantel tartrate in horses. *Veterinary Parasitology*. 1 novembre 1995. Vol. 60, n° 1, pp. 83-102. DOI 10.1016/0304-4017(94)00766-6.

VATISTAS, N. J., SNYDER, J. R., WILSON, W. D., DRAKE, C. et HILDEBRAND, S., 1996. Surgical treatment for colic in the foal (67 cases): 1980-1992. *Equine Veterinary Journal*. mars 1996. Vol. 28, n° 2, pp. 139-145. DOI 10.1111/j.2042-3306.1996.tb01606.x.

WAGHORN, TS, LEATHWICK, DM, MILLER, CM et ATKINSON, DS, 2008. Brave or gullible: Testing the concept that leaving susceptible parasites in refugia will slow the development of anthelmintic resistance. *New Zealand Veterinary Journal*. 1 août 2008. Vol. 56, n° 4, pp. 158-163. DOI 10.1080/00480169.2008.36828.

WILKES, Eja, MCCONAGHY, F. F., THOMPSON, R. L., DAWSON, K., SANGSTER, N. C. et HUGHES, K. J., 2017. Efficacy of a morantel-abamectin combination for the treatment of resistant ascarids in foals. *Australian Veterinary Journal*. mars 2017. Vol. 95, n° 3, pp. 85-88. DOI 10.1111/avj.12559.

ZHOU, Mengchao, LU, Yaxian, HAN, Lei, LU, Maolin, GUAN, Chunyu, YU, Jie, LIU, Hetong, CHEN, Denghui, LI, Hongjia, YANG, Yuling, ZHANG, Lu, TIAN, Lihong, LIU, Quan et HOU, Zhijun, 2023. Exploration of *Parascaris* species in three different Equus populations in China. *Parasites & Vectors*. 15 juin 2023. Vol. 16, n° 1, pp. 202. DOI 10.1186/s13071-023-05768-3.

Annexe 1 : Trois cas cliniques d'ascaridose équine présentés au CISCO

1) Un syndrome occlusif compliqué de perforation intestinale

H. est une pouliche Selle Français de 4 mois vivant avec sa mère en prairie en Vendée. Le poulinage s'est déroulé sans complication, la pouliche a bien pris son colostrum et n'a aucun antécédent médical (CISCO 2017).

Progressivement, H. commence à présenter de l'abattement et de l'amaigrissement associés à une hyperthermie et des épisodes transitoires de diarrhée. Le vétérinaire traitant réalise une prise de sang et met en évidence une leucocytose neutrophilique. Face à la suspicion de phénomène infectieux en cours, une antibiothérapie est mise en place à base de sulfadiazine et triméthoprime (ADJUSOL Nom Déposé Vétérinaire (NDV)) pendant 8 jours. En l'absence d'amélioration clinique, l'antibiothérapie est alors modifiée et un traitement à base de marbofloxacin (MARBOCYL NDV) et de tulathromycine (DRAXXIN NDV) est initié. Le traitement permet de résoudre l'hyperthermie mais la pouliche présente des épisodes de discrètes coliques associés à de l'anorexie et de la diarrhée. Une seconde analyse sanguine révèle une aggravation de la leucocytose et une hyperfibrinogénémie à 4 g/L. Un vermifuge (molécule inconnue) est alors prescrit et permet l'élimination d'un grand nombre d'ascarides, de gastérophiles et de strongles dans les matières fécales. Une semaine après, une nouvelle analyse sanguine révèle une persistance de la sévère leucocytose neutrophilique avec 34 380 globules blancs par μL dont 25 785 neutrophiles. Une deuxième vermifugation avec du pyrantel (STRONGID NDV) est réalisée. Deux jours après, H. présente des signes de colique violents. L'examen clinique révèle une fréquence cardiaque à 64 battements par minute. La pouliche refuse de téter et n'a montré aucun transit de la journée. L'échographie abdominale met en évidence une masse ventrale, compatible avec un abcès abdominal. Un prélèvement de fèces est effectué pour recherche de Rhodococcose. Face aux signes de colique persistants, le vétérinaire décide de référer la pouliche au CISCO pour des investigations complémentaires (CISCO 2017).

À son arrivée, H. présente un mauvais état général avec une note d'état corporel de 1/5 et un poil terne. La pouliche est très abattue et déshydratée. Elle présente une fréquence cardiaque à 60 battements par minute, des muqueuses cyanosées et sèches ainsi qu'un temps de recoloration capillaire compris entre 3 et 4 secondes. Sa fréquence respiratoire est de 20 mouvements par minute. Les bruits digestifs sont absents dans les quatre quadrants. L'examen extérieur de l'ombilic et des articulations ne révèle pas d'anomalie. H. reçoit un bolus de 2,5 L de RINGER LACTATE NDV par voie intraveineuse. Durant les examens, la pouliche présente soudainement de sévères signes de colique, elle se laisse tomber au sol et se roule. Elle reçoit alors 0,8 mL de romifidine (SEDIVET NDV) (CISCO 2017).

L'analyse sanguine met en évidence une leucocytose neutrophilique très sévère et une monocytose probablement associées à un foyer infectieux et/ou inflammatoire. Elle révèle également une déshydratation très marquée, une augmentation des phosphatases alcalines (PAL) et des gamma-glutamyl transférase (GGT) ainsi qu'une hypoalbuminémie, probablement due aux désordres intestinaux évoluant depuis un mois. L'augmentation des enzymes musculaires est compatible avec les épisodes de colique et/ou le stress du transport. La lactatémie, supérieure au seuil de détection de la machine, témoigne de la sévérité des souffrances viscérales (Tableau XVIII) (CISCO 2017).

Tableau XVIII : Bilan sanguin réalisé à l'admission de H. au CISCO (CISCO 2017)

| Paramètre | Valeur de H. | Normes |
|------------------------------------|-----------------------------|-----------------------------|
| Numération formule sanguine | | |
| Globules blancs (/ μL) | 44 160 | 5 500 – 10 000 |
| Neutrophiles (/ μL) | 40 760 | 4 000 – 6 000 |
| Lymphocytes (/ μL) | 2 070 | 2 000 – 3 000 |
| Monocytes (/ μL) | 1 150 | < 300 |
| Globules rouges (/ μL) | 12,2. 10⁶ | 6,2 – 10,2. 10 ⁶ |
| Hémoglobine (g/dL) | 14,2 | 11 – 16 |
| Hématocrite (%) | 41 | 31 - 43 |
| Plaquettes (/ μL) | 816 000 | 100 000 – 300 000 |
| Biochimie | | |
| Créatinine (mg/L) | 33,5 | 11 - 18 |
| PAL (U/L) | 1 446 | < 400 |
| GGT (U/L) | 285 | < 25 |
| Bilirubine totale (mg/L) | 8,4 | < 20 |
| CK (U/L) | 434 | < 150 |
| ASAT (U/L) | 199 | < 350 |
| Protéines totales (g/L) | 87 | 53 - 73 |
| Albumine (g/L) | 24 | 29 - 41 |
| Lactates (mmol/L) | > 12 | < 1 |
| Glucose (g/L) | 1,89 | 1 – 1,5 |
| Ionogramme | | |
| Sodium (mmol/L) | 149 | 134 - 144 |
| Potassium (mmol/L) | 4 | 3,2 – 5,2 |
| Chlore (mmol/L) | 103 | 95 - 103 |
| Calcium (mg/L) | 114 | 105 - 120 |

L'échographie abdominale est réalisée mais que du côté droit de l'abdomen en raison de l'apparition de signes de colique violents. Elle met en évidence de nombreuses anses d'intestin grêle très distendues et non motiles. Des structures intraluminales hyperéchogènes motiles, de 0,5 à 1 cm de diamètre sont observées, compatibles avec la présence de nématodes *Parascaris* spp. (Figure 28). L'échographie met également en évidence une masse en région caudo-ventrale, de plus de 15 cm de diamètre compatible avec un abcès abdominal ou, moins probablement, une intussusception caeco-colique avec œdème pariétal sévère (Figure 29) (CISCO 2017).

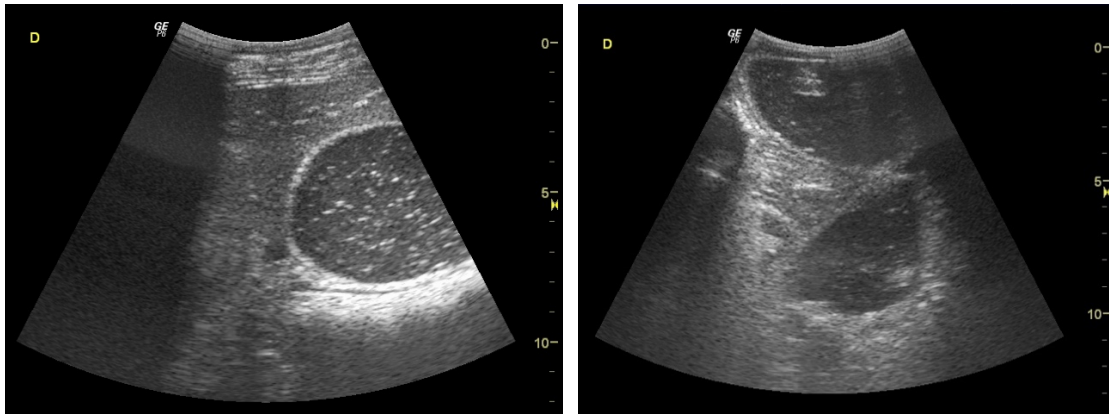


Figure 28 : Images échographiques montrant une anse intestinale dilatée et peu motile (à gauche) et des anses intestinales contenant des structures hyperéchogènes compatibles avec des adultes *Parascaris* (à droite) (CISCO 2017)



Figure 29 : Image échographique de la masse abdominale observée en région caudo-ventrale à droite (CISCO 2017)

Un sondage nasogastrique permet de récupérer 4 L de reflux spontané de couleur marron, très liquide. H. est de nouveau sédaturée à l'aide de 0,6 mL de romifidine (SEDIVET NDV) et 0,3 mL de butorphanol (DOLOREX NDV) par voie intraveineuse. Malgré la sédation, les signes de colique deviennent de plus en plus violents et H. se jette à terre à plusieurs reprises et se met en décubitus dorsal.

En bilan, H. présente des signes de colique sévères et un abattement très marqué. Les examens mettent en évidence un dysfonctionnement de l'intestin grêle (probable obstruction), un parasitisme intestinal sévère et une masse caudo-ventrale, compatible avec un abcès abdominal ou une intussusception caeco-colique. Étant donné le pronostic sombre, l'absence de réponse au traitement médical et l'absence d'une option chirurgicale (déclinée par le propriétaire), une fin de vie est décidée pour H. en accord avec le propriétaire (CISCO 2017).

Une autopsie a été réalisée. La pouliche présentait une très sévère lésion de péritonite chronique suppurée focale extensive, caractérisée principalement par un abcès mésentérique chronique de 30 cm de diamètre à coque fibreuse épaisse de 2 cm, prenant en masse des anses du colon, du jéjunum, de l'iléon et du cæcum (Figure 30). Une quarantaine de *Parascaris* spp. sont retrouvés dans le duodénum. L'hypothèse principale pour expliquer les lésions macroscopiques observées est une perforation intestinale à la suite d'un syndrome occlusif provoqué par les ascarides (CISCO 2017).



Figure 30 : Abscès mésentérique à coque fibreuse prenant en masse des anses intestinales à l'origine d'une péritonite chronique suppurée focale extensive (CISCO 2017)

2) Un volvulus intestinal d'origine parasitaire

N. est un poulain Percheron Américain de 5 mois sous la mère. Il vit au pré en Loire Atlantique et est nourri avec de l'herbe. Il a été vermifugé il y a 3 mois avec du fenbendazole (PANACUR NDV). Il est en ordre de vaccination grippe, tétanos et rhinopneumonie (primovaccination) (CISCO 2023).

Un matin, N. montre des signes de colique, il gratte le sol, se couche et se roule. Le vétérinaire traitant objective une tachycardie à 80 battements par minute, l'absence de bruits digestifs, des muqueuses roses et humides et un temps de recoloration capillaire inférieur à 2 secondes. La palpation transrectale révèle une distension gazeuse ainsi que des bandes de tension. Le sondage nasogastrique met en évidence une impaction gastrique, un lavage de l'estomac est alors réalisé avec 30 L d'eau. Les signes de colique sont temporairement améliorés par la sédation, l'administration d'un antidouleur, la CALMAGINE NDV (métamizole) et d'un antispasmodique, l'ESTOCELAN NDV (butylscopolamine, métamizole) mais à la fin de la consultation, ils s'intensifient. N. est perfusé avec 5 L de RINGER LACTATE NDV puis est référé au CISCO pour prise en charge médicale avec option chirurgicale.

À l'admission, N. est douloureux, abattu. Sa note d'état corporel est estimée à 5/9. Il est normotherme à 37,2°C. Il présente une tachycardie à 80 battements par minute, sans bruit surajouté ni arythmie audible à l'auscultation. Les muqueuses sont roses et humides. Le temps de recoloration capillaire est inférieur à 2 secondes. Les veines jugulaires sont souples et perméables. La fréquence respiratoire est de 32 mouvements par minute avec une courbe respiratoire normale. Aucun bruit digestif n'est audible dans les quatre quadrants. La palpation transrectale permet d'objectiver des anses d'intestin grêle distendues en région ventrale gauche et une impaction du colon ou du caecum à droite. L'analyse sanguine met en évidence une leucocytose neutrophilique modérée compatible avec un phénomène inflammatoire et/ou infectieux, associée à une monocytose et une discrète lymphocytose. L'augmentation des enzymes musculaires est compatible avec l'épisode de colique et/ou le stress du transport. L'analyse révèle également une augmentation modérée de l'aspartate aminotransférase (ASAT) et des phosphatases alcalines (PAL). La lactatémie est dans les normes à 1,2 mmol/L (Tableau XIX) (CISCO 2023).

Tableau XIX : Bilan sanguin réalisé à l'admission de N. au CISCO (CISCO 2023)

| Paramètre | Valeur de H. | Normes |
|-----------------------------|----------------------|-----------------------------|
| Numération formule sanguine | | |
| Globules blancs (/μL) | 13 200 | 5 500 – 10 000 |
| Neutrophiles (/μL) | 8 900 | 4 000 – 6 000 |
| Lymphocytes (/μL) | 3 300 | 2 000 – 3 000 |
| Monocytes (/μL) | 700 | < 300 |
| Éosinophiles (/μL) | 300 | < 300 |
| Globules rouges (/μL) | 8,5. 10 ⁶ | 6,2 – 10,2. 10 ⁶ |
| Hémoglobine (g/dL) | 11,1 | 11 – 16 |
| Hématocrite (%) | 29 | 31 - 43 |
| Plaquettes (/μL) | 211 000 | 100 000 – 300 000 |
| Biochimie | | |
| Urée (g/L) | 0,4 | 0,2 – 0,6 |
| Créatinine (mg/L) | 13 | 11 - 18 |
| PAL (U/L) | 596 | < 400 |
| GGT (U/L) | 30 | < 25 |
| Bilirubine totale (mg/L) | 21 | < 20 |
| CK (U/L) | 340 | < 150 |
| ASAT (U/L) | 399 | < 350 |
| Protéines totales (g/L) | 49 | 53 - 73 |
| Albumine (g/L) | 33 | 29 - 41 |
| Lactates (mmol/L) | 1,2 | < 1 |
| Fibrinogène (g/L) | 2,3 | < 2,5 |

L'échographie abdominale révèle des anses d'intestin grêle distendues et amotiles avec un contenu liquidien et sédimenté en région ventrale et inguinale, un estomac de taille augmenté (Figure 31). Du liquide abdominal libre est présent en quantité modérée. Le colon et le caecum présentent un contenu gazeux au niveau du flanc droit avec un discret œdème de paroi. Ces images sont en faveur d'une obstruction de l'intestin grêle. Un sondage naso-gastrique est réalisé, aucun reflux n'est présent. L'estomac contenait du gaz ainsi que du contenu alimentaire normal. Un lavage est effectué avec 15 L d'eau. Une paracentèse abdominale est réalisée. Le liquide obtenu est jaune clair et translucide. Les lactates péritonéaux sont discrètement augmentés à 2,6 mmol/L. Cette augmentation est plus importante que celle des lactates sanguins, ce qui témoigne d'une souffrance tissulaire d'origine digestive. Les examens complémentaires orientent le diagnostic vers une obstruction de l'intestin grêle, probablement étranglée. En accord avec les propriétaires, une prise en charge chirurgicale immédiate est décidée (CISCO 2023).

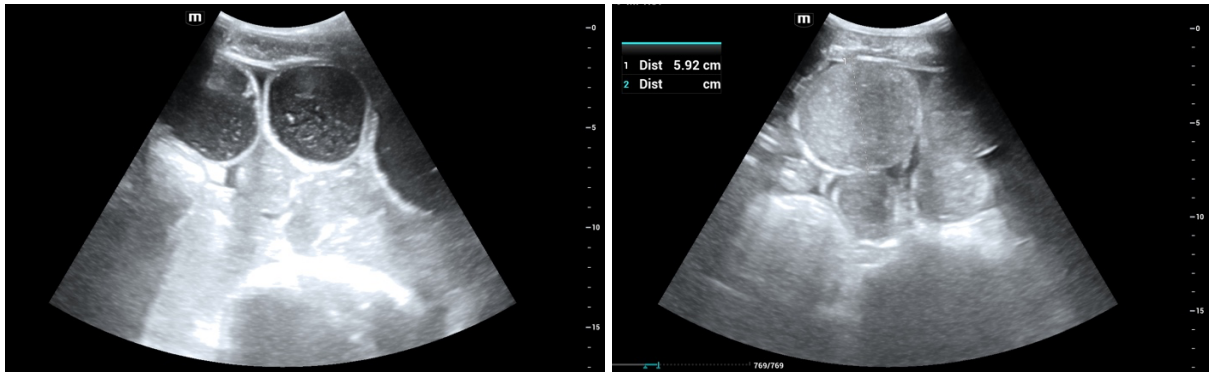


Figure 31 : Images échographiques montrant des anses d'intestin grêle distendues (CISCO 2023)

La laparotomie exploratrice permet d'objectiver un volvulus de la base de l'intestin grêle sur environ 360 degrés ainsi d'une distension gazeuse et liquidienne importante du caecum. Une réduction du volvulus est réalisée ainsi qu'une typhlotomie afin de vidanger le caecum. À la suite de la chirurgie, N. a présenté un confort satisfaisant et n'a plus montré de signes de colique durant son hospitalisation. Le transit a repris rapidement et les contrôles échographiques ont montré une reprise satisfaisante de la mobilité de l'intestin grêle. Une coproscopie a été réalisée et a mis en évidence une charge parasitaire importante ; 864 opg de *Parascaris* spp. et 816 opg pour les strongles. Un vermifuge à base d'ivermectine (EQVALAN NDV) a été administré. En prévention d'une obstruction, 2 L de paraffine ont été administrés au poulain par sondage naso-gastrique.

Au bilan, N. a présenté un épisode de colique aigu secondaire à un volvulus de l'intestin grêle, résolu chirurgicalement. La cause du volvulus n'est pas clairement identifiée. Cependant, la forte charge parasitaire mise en évidence pourrait être à l'origine d'une augmentation de la motilité de l'intestin grêle et donc du volvulus.

3) Un adulte excréteur asymptomatique

C. est une jument percheron Américain adulte, suitée depuis 5 mois. Elle présente un bon état général, son programme de vermifugation n'est pas connu. Lorsque son poulain est hospitalisé pour colique, une coproscopie lui est réalisée. Elle met en évidence une sévère infestation par *Parascaris* spp. à hauteur de 1920 opg. Son poulain était par ailleurs lui aussi infesté. Ce cas illustre que même les chevaux adultes peuvent excréter un grand nombre d'œufs tout en restant asymptomatique de cette infestation. Ces chevaux contribuent à transmettre les œufs aux poulains, qui eux sont plus sensibles et développent des signes cliniques (CISCO 2023).

Annexe 2 : Ensemble des études ayant mis en évidence une résistance aux anthelminthiques chez *Parascaris* spp. (Nielsen 2022)

Table 4

Reports of anthelmintic resistance in equine ascarids. For each study, anthelmintic classes evaluated are indicated with an X. Studies reporting anthelmintic resistance to a given class are marked with AR. Thus, X means that resistance was tested, but not found, and X-AR means that resistance was tested and found.

| Country | Reference | Benzimidazoles | Pyrimidines | Macrocyclic lactones |
|----------------|--|----------------|-------------|----------------------|
| Australia | Armstrong et al. (2014) | X-AR | X-AR | X-AR |
| | Beasley et al. (2015) | | | X-AR |
| | Wilkes et al. (2017) | | | X-AR |
| Argentina | Cooper et al. (2020) | X | | X-AR |
| Brazil | Felippelli et al. (2015) | | | X-AR |
| Canada | Hearn and Peregrine (2003) | | | X-AR |
| | Slocombe et al. (2007) | X | | X-AR |
| Czech Republic | Bodeček et al. (2018) | | X | X-AR |
| Denmark | Schougaard and Nielsen (2007) | | X | X-AR |
| Estonia | Lassen and Peltola (2015) | | | X-AR |
| Finland | Näreaho et al. (2011) | | | X-AR |
| | Hautala et al. (2019) | X | X-AR | |
| France | Laugier et al. (2012) | | | X-AR |
| | Geurden et al. (2013) | X | X | X-AR |
| Germany | von Samson-Himmelstjerna et al. (2007) | | X | X-AR |
| Iceland | Martin et al. (2021a) | | | X-AR |
| Italy | Veronesi et al. (2009) | | X | X-AR |
| | Veronesi et al. (2010) | | X | X-AR |
| Netherlands | Boersema et al. (2002) | | X | X-AR |
| New Zealand | Bishop et al. (2014) | | | X-AR |
| | Morris et al. (2019) | X | | X-AR |
| Poland | Studzińska et al. (2020) | | | X-AR |
| Saudi Arabia | Alanazi et al. (2017) | X-AR | | X-AR |
| Sweden | Lindgren et al. (2008) | X | X | X-AR |
| | Lind and Christensson (2009) | X | X | X-AR |
| | Martin et al. (2018) | X | X-AR | |
| | Martin et al. (2021b) | X-AR | | |
| Turkey | Cirak et al. (2010) | | X | X-AR |
| United Kingdom | Stoneham and Coles (2006) | X | | X-AR |
| | Relf et al. (2014) | X | | X-AR |
| United States | Craig et al. (2007) | | X-AR | X-AR |
| | Reinemeyer et al. (2010) | | X | X-AR |

Annexe 3 : Poster « Comment estimer le poids de mon cheval » réalisé par l'IFCE (Doligez, Le Masne 2018)



Comment estimer le poids de mon cheval

Pourquoi estimer le poids des chevaux ?

- Pour établir les rations alimentaires : les apports alimentaires recommandés dépendent du poids vif de l'animal
- Pour suivre la croissance des poulains
- Pour adapter les doses de traitement médicamenteux, notamment les antiparasitaires
- et pour suivre l'état de santé en général.

Mode d'estimation

- A partir de mensurations simples à prendre telles que la hauteur au garrot (**HG**), le périmètre thoracique (**PT**), des formules baryométriques sont disponibles en fonction du type d'animal.

Comment prendre les mesures ?

Sécurité :

- Mettre un licol + longe
- Porter des chaussures adaptées (de sécurité)
- Réaliser les mesures à 2 personnes (manipulateur, aide) voire 3 pour des jeunes chevaux.

Pour effectuer les mesures de hauteur au garrot et périmètre thoracique, placez le cheval d'aplomb sur ses 4 membres sur un sol plat, tenu en main et droit, tête soutenue.

Périmètre Thoracique (PT) avec un ruban métrique



Placez un ruban métrique **sur le garrot** en prenant comme repère la pointe supérieure à droite de l'épaule (omoplate) à la verticale du passage de sangle. S'assurer que le ruban est à plat et bien positionné des deux côtés. Relever la mesure en cm sur le ruban ajusté mais sans tension.

Hauteur au garrot (HG) avec une toise



Les deux manipulateurs restant du même côté de l'animal, mesurer la **hauteur** au niveau le plus élevé du garrot, préférentiellement avec une toise. Apposer délicatement la toise au sommet du garrot en vérifiant la verticalité de la toise et son positionnement « à niveau ».

| Type d'équidé | Poids Vif en kg |
|--|--|
| Cheval de selle (au travail, à l'entretien, hongre, entier et jument) | = 4,3 PT + 3 HG - 785 (+ ou - 25 kg) |
| Poulinière de selle et de course | = 5,2 PT + 2,6 HG - 855 (+ ou - 25 kg) |
| Poulain de selle en croissance (de 6 mois à 4 ans) | = 4,5 PT - 370 (+ ou - 25 kg) <i>Ruban barymétrique Haras Nationaux (équivalent à cette formule)</i> |
| Cheval de trait : tout adulte et poulains en croissance | = 7,3 PT - 800 (+ ou - 25 kg) |
| Poney (>1m au garrot) | = 3,65 PT + 3,56 HG - 714,66 (+ ou - 21 kg) |

Attention, ces formules baryométriques ne seront plus valables pour les chevaux de gabarits extrêmes (pour lesquels des équations n'ont pas été établies) : poney < 1 m, cheval > 1,80 m.

Référence : Martin Rosset W.- INRA 2012- Nutrition et alimentation des chevaux. Éditions QUAE.

Annexe 4 : Deux cas cliniques de suspicion de résistance aux anthelminthiques présentés au CISCO

1) Suspicion de résistance aux lactones macrocycliques

B. est un hongre Trait Comtois de 4 ans, destiné au travail de débardage. Il vit au box sur litière de paille avec accès libre sur un pré, avec deux autres juments et un poulain. Il a eu ses deux premières injections de primo-vaccination pour la grippe et le tétanos sans 3ème injection à 6 mois. Son programme de vermifugation n'est pas connu (CISCO 2015).

Soudainement, B. a présenté un pic d'hyperthermie associé à un amaigrissement. Il a alors été vu par son vétérinaire. Une coproscopie est réalisée et B. reçoit un vermifuge à base de moxidectine (EQUEST NDV). Trois semaines plus tard, une coproscopie de contrôle est réalisée et montre la persistance d'œufs dans les fèces. Une seconde vermifugation est effectuée avec une ivermectine et du praziquantel (EQVALAN DUO NDV). Quelques jours après, B. présente une anorexie associée à du ptyalisme et des signes de colique. Il présente des fasciculations musculaires en regard des épaules et de l'arrière-main et prend une posture avec les antérieurs campés sous lui (diminution du polygone de sustentation). Ses muqueuses sont subictériques et humides et les crottins un peu mous. À la prise de température, il présente du sang sur le thermomètre. B. est donc référé au CISCO pour exploration. Les examens complémentaires réalisés ne permettent pas de poser un diagnostic de certitude mais une maladie de l'herbe est fortement suspectée bien que l'ensemble du tableau clinique ne coïncide pas avec cette hypothèse. Afin de poursuivre les investigations, une gastroscopie est réalisée. Un sondage nasogastrique est entrepris afin vidanger l'estomac et de réaliser la gastroscopie dans des conditions idéales. Trois litres de reflux sont récupérés et plus d'une vingtaine de nématodes de type ascarides vivants sont récoltés. L'examen gastroscopique met en évidence une infestation très sévère aux ascarides avec la présence de nombreux nématodes vivants dans l'estomac et surtout dans le duodénum obstruant en grande partie sa lumière (Figure 32). Un traitement vermifuge à base de fenbendazole (PANACUR EQUINE GARD NDV) est administré à raison de 50 mL suivi par l'administration d'huile de paraffine pour prévenir le risque d'obstruction. Une seconde administration de fenbendazole est effectuée après 48 heures. Des nématodes morts sont ensuite retrouvés dans les crottins du cheval (CISCO 2015).

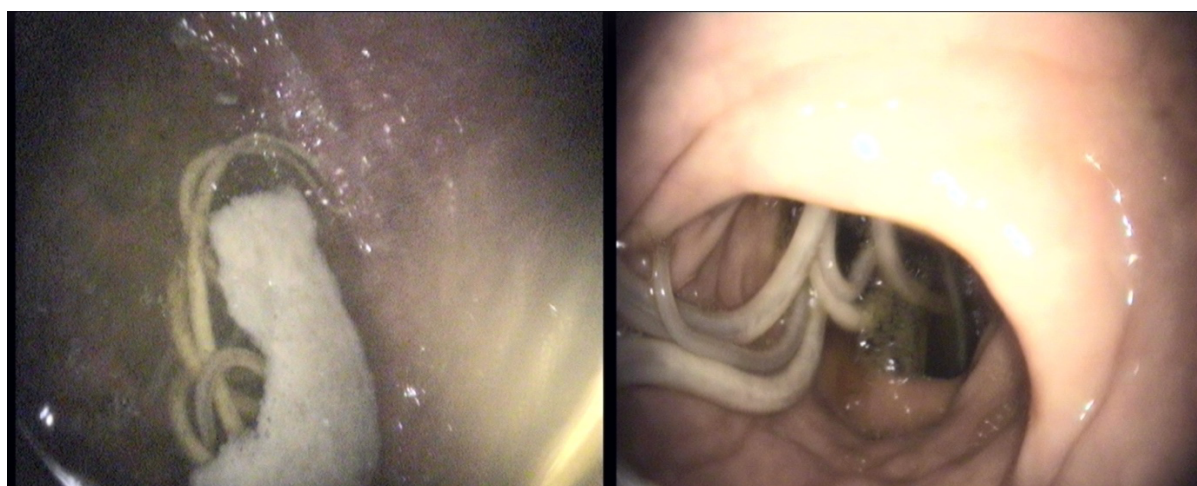


Figure 32 : Image endoscopique montrant la présence d'adultes *Parascaris* spp. dans l'estomac à gauche et dans le duodénum à droite (CISCO 2015)

Ce cas clinique, qui date de 2015, illustre bien les résistances des ascarides aux lactones macrocycliques. Le cheval avait reçu un vermifuge à base de moxidectine il y a trois semaines puis un vermifuge à base d'ivermectine quelques jours auparavant. Malgré ces deux traitements

rapprochés, le cheval présentait une infestation massive par les ascarides. En effet, les nématodes étaient présents jusque dans l'estomac du cheval alors que leur lieu de vie est habituellement le jéjunum. Bien sûr avant de conclure à phénomène de résistance, il faudrait s'assurer qu'il n'y ait pas de biais tel que le sous dosage du vermifuge ou encore un problème d'observance du traitement (CISCO 2015).

2) Suspicion de résistance au fenbendazole

P. est une femelle Arabo-Frison de 7 mois. Elle vit au pré avec sa mère, ainsi qu'une autre jument suitée. Elle est nourrie au foin à volonté et mange avec sa mère deux repas par jour de 2 L d'épeautre et 1 L d'avoine, depuis ses 1 mois d'âge. Elle est vermifugée une fois par mois avec du fenbendazole (PANACUR NDV) depuis sa naissance (CISCO 2022).

Un matin, P. manifeste des signes de colique et de l'abattement. Le vétérinaire traitant met en évidence un arrêt de transit, P. est perfusée et sondée avec de la paraffine. Le lendemain, le transit est toujours à l'arrêt et P. est référée au CISCO. Un diagnostic de colite est établi et une coproscopie est réalisée. Elle révèle la présence de 1344 opg de *Parascaris* spp. P. reçoit alors un vermifuge à base de moxidectine et praziquantel (EQUEST PRAMOX NDV) suivi d'huile de paraffine par sondage nasogastrique (CISCO 2022).

Ce cas, datant de 2022, illustre également le phénomène de résistance aux anthelminthiques mais cette fois concernant le fenbendazole. En effet, P. recevait du fenbendazole tous les mois depuis sa naissance. Cependant, elle présentait tout de même une infestation sévère aux ascarides. On peut supposer que le rythme d'administration mensuel a pu entraîner une résistance des ascarides. De plus, ce rythme d'administration ne permet pas au poulain de développer une immunité contre les nématodes, ainsi il est plus sujet à développer des signes cliniques. Dans le cas de P., la colite résultait très probablement d'une cyathostomose larvaire mais on ne peut exclure l'implication de l'ascaridose dans la pathologie (CISCO 2022).

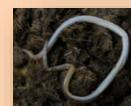
Annexe 5 : Poster réalisé par l'Anses et l'IFCE pour promouvoir le projet PARAS-METRE au près des éleveurs d'équidés (Anses, IFCE 2023)



Vous souhaitez connaître le niveau d'infestation de vos poulains par *Parascaris spp.* et recevoir des conseils concernant leur contrôle ?

Rejoignez notre étude !

- Les *Parascaris spp.* (*vers ronds blancs*) sont les principaux parasites digestifs des jeunes animaux.
- Ils sont très répandus dans les élevages et lors de forte infestation, des coliques peuvent être observées pouvant aller, dans les cas les plus graves, jusqu'à la mort de l'animal.



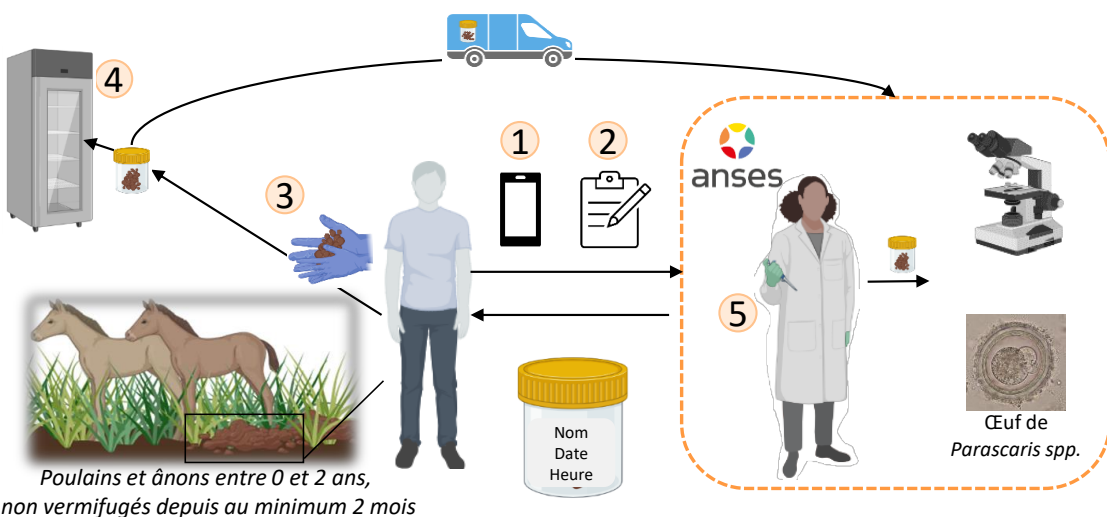
A. Laurieux / IFCE

Objectifs de l'étude :

1. Déterminer la prévalence d'infestation des équidés entre 0 et 2 ans
2. Identifier des facteurs de risque d'infestation

Created in Biorender.com

LES ETAPES A SUIVRE :



Étape 1 : Planification d'une date de collecte entre avril et octobre

Dès que j'ai fixé une date de prélèvements de crottins chez mes poulains \leq 2 ans, je contacte **Kenza Bourrier** afin de lui indiquer la date pour qu'elle puisse réserver un transporteur le lendemain de la collecte (Contact au min. 48h avant les prélèvements).

Étape 2 : Complétude d'une enquête en ligne

Je remplis une **enquête** en ligne sur mes conduites de pâturage des poulains et les vermifuges administrés

Étape 3 : Prélèvement des crottins

Chez chaque équidé, je **prélève 2-3 fois durant la journée** des crottins juste après leur émission. Lors de chaque prélèvement, je place les crottins dans un pot identifié avec le nom de l'équidé ainsi que la date et l'heure de prélèvement.

Étape 4 : Conservation des crottins et envoi au laboratoire d'analyses

Je conserve **l'ensemble des pots** de crottins au **réfrigérateur** en attendant le transporteur. Le **transporteur** récupéra le colis à l'adresse souhaitée.

Étape 5 : Analyse des crottins par le laboratoire et réception des résultats

Les crottins sont **analysés** à l'Anses (analyses coproscopiques, méthode Mini Flotac) et les **résultats** me seront transmis par mail.

Si notre étude vous intéresse et/ou vous souhaitez en savoir plus, contactez Kenza BOURRIER (kenza.bourrier.ext@anses.fr, téléphone : 07 72 12 80 41)

- Les frais de transport et d'analyses sont pris en charge par l'Anses
- Nous pouvons nous déplacer dans votre structure pour vous aider à réaliser les prélèvements



REJOIGNEZ LE PROJET PARAS-METRE

Les *Parascaris spp.* (vers ronds blanc) sont les principaux parasites digestifs des jeunes animaux.

Ils sont très répandus dans les élevages et lors de forte infestation, des coliques peuvent être observées pouvant aller, dans les cas les plus graves, jusqu'à la mort de l'animal.

POURQUOI PARTICIPER ?



Déterminer la prévalence d'infestation des **équidés entre 0 et 2 ans**



Identifier des facteurs de risque d'infestation

Connaissances



LES ÉTAPES À SUIVRE

COLLECTE ENTRE AVRIL ET OCTOBRE



1

Planification d'une date de collecte entre avril et octobre. Dès que j'ai fixé une date de prélèvements chez mes poulains âgés de 2 ans ou moins, je contacte KENZA Bourrier pour qu'elle puisse réserver un transporteur le lendemain de la collecte. (Contact minimum 48h avant les prélèvements).

2

Complétion d'une enquête en ligne.

Je remplis une enquête en ligne sur mes conduites de pâturage des poulains et les vermifuges administrés.



3

Prélèvement des crottins. Chez chaque équidé, je prélève deux ou trois fois durant la journée des crottins juste après leur émission. Lors de chaque prélèvement, je place les crottins dans un pot identifié avec le nom de l'équidé ainsi que la date et l'heure de prélèvement.

4

Conservation des crottins et envoi au laboratoire d'analyses.

Je conserve l'ensemble des pots de crottins au réfrigérateur en attendant le transporteur. Le transporteur récupère le colis à l'adresse souhaitée.



5

Analyse des crottins par le laboratoire et réception des résultats. Les crottins sont analysés à l'Anses (analyses coproscopiques, méthode Mini Fiotac) et les résultats me seront transmis par mail.



Connaissances



POUR EN SAVOIR PLUS...

SI NOTRE ÉTUDE VOUS INTÉRESSE ET/OU VOUS SOUHAITEZ EN SAVOIR PLUS, CONTACTEZ KENZA BOURRIER :

kenza.bourrier.ext@anses.fr - 07 72 12 80 41



Les frais de transport et d'analyses sont pris en charge par les financeurs



Nous pouvons nous déplacer dans votre structure pour vous aider à réaliser les prélèvements

Connaissances

Annexe 7 : Convention de partenariat pour la réalisation du projet PARAS-METRE (Anses 2024a)



Convention de partenariat pour la réalisation du projet PARASMETRE

ENTRE

L'Agence nationale de sécurité sanitaire (l'ANSES)

Établissement public à caractère administratif enregistré sous le n° SIREN 130 012 024-
sis 14 RUE PIERRE ET MARIE CURIE 94701 MAISONS ALFORT CEDEX–
Représenté par son Directeur Général, Professeur Benoît VALLET,
et par délégation par la
D'une part,
Ci-après désigné « **L'ANSES** »

ET

L'entreprise équine ou le détenteur des équidés:

Adresse :

Représentée par (si entreprise) :

Tél :

Mail :

D'autre part,

Ci-après désignée indifféremment « l'entreprise/le détenteur »

Collectivement désignés « les parties » ou individuellement « le co-contractant »

ARTICLE 1 : OBJET DE LA CONVENTION

Le projet « **PARASMETRE** », porté par l'ANSES et financé par le conseil scientifique de la filière équine et le fonds éperon a pour objet d'étudier la prévalence d'infestation des équidés de moins de 2 ans par *Parascaris* spp..

La présente convention régit les engagements entre le propriétaire de l'entreprise équine/ le détenteur et l'ANSES dans le cadre du suivi des équidés entre mars 2024 et décembre 2027.

L'objectif détaillé du projet ainsi que la description des prélèvements sont détaillés en annexes 1 et 2.

ARTICLE 2 : ENGAGEMENTS DE L'ENTREPRISE EQUINE / DU DETENTEUR

Le propriétaire de l'entreprise équine/ le détenteur s'engage à :

- Ne pas vermifuger les poulains/ânon participants à l'étude dans les 2 mois précédents les prélèvements.
- Effectuer en autonomie les prélèvements de crottins sur chaque équidé sélectionné au minimum 2 fois dans une journée choisie ou autoriser un agent de l'ANSES à se déplacer dans sa structure pour réaliser avec ou sans son appui les prélèvements (selon ses disponibilités et préférences).
- Identifier et conserver chaque prélèvement de crottins selon les recommandations qui lui auront été fournis par l'ANSES.
- Contacter l'ANSES, selon les modalités précisées en Annexe 2, au maximum 48h avant la date de prélèvements fixée afin qu'un transporteur puisse venir récupérer dans la structure les échantillons le jour ouvrable suivant le jour des prélèvements. Si les prélèvements sont réalisés par un agent de l'ANSES, ils seront acheminés directement par l'agent au laboratoire de l'ANSES (LSAn, site de Normandie).
- Répondre à une enquête en ligne sur les conduites d'élevage et d'utilisation des vermifuges qui lui sera transmis par mail.

Le propriétaire de l'entreprise équine/ le détenteur autorise l'analyse et la valorisation des données récoltées de façon anonyme dans le cadre du projet PARASMETRE.

Le propriétaire de l'entreprise équine/ le détenteur autorise, à titre gratuit, les partenaires du projet à diffuser des images prises dans la structure (exemples : photos d'animaux, des installations, ...) au cours du projet afin de communiquer sur le projet et d'aider à la valorisation des résultats (exemples : brochures, congrès, réseaux sociaux,...):

OUI

NON

ARTICLE 3 : ENGAGEMENTS DE L'ANSES

L'ANSES s'engage à :

- Prendre en charge les frais d'envoi des prélèvements de crottins vers le laboratoire d'analyses (LSAn, site de Normandie).
- Réaliser les analyses coproscopiques.
- Transmettre les résultats des analyses coproscopiques au propriétaire de l'entreprise/ au détenteur dans un délai de 14 jours à compter de la réception des crottins.

- Répondre aux interrogations du propriétaire/détenteur et du vétérinaire portant sur le projet PARASMETRE mais aussi sur le parasitisme et la vermifugation raisonnée de manière plus générale.
- Utiliser les données récoltées dans l'entreprise de façon anonyme et uniquement dans le cadre du projet PARASMETRE.

ARTICLE 4 : ASSURANCE _RESPONSABILITE

Chacune des Parties est responsable suivant les règles du droit commun des dommages de toute nature causés aux tiers

Chaque partie à la présente convention garantit disposer d'une assurance de responsabilité couvrant les risques liés au présent projet.

ARTICLE 5 : DUREE

La présente convention est conclue pour la période du 1er mars 2024 au 31 décembre 2027.

ARTICLE 6 : DISPOSITIONS FINANCIERES

L'ensemble des frais inhérents aux éventuels déplacements des agents de l'ANSES, aux prélèvements, envois et analyses pour la réalisation du projet PARASMETRE sont pris en charge par l'ANSES.

ARTICLE 7 : RESILIATION DE LA CONVENTION

La résiliation de la présente convention interviendra trois mois après l'envoi par la Partie plaignante d'une lettre recommandée avec accusé de réception, en cas d'inexécution par l'autre Partie de l'une de ses obligations contenues dans les diverses clauses, à moins que, dans le délai de trois mois, la Partie fautive remédie à son manquement ou apporte la preuve d'un empêchement dû à un cas de force majeure.

L'exercice de cette faculté de résiliation ne dispense pas la Partie défaillante de remplir les obligations contractées jusqu'à la date de prise d'effet de la résiliation et ce, sous réserve des dommages éventuellement subis par la Partie plaignante du fait de la résiliation anticipée de la convention.

ARTICLE 8 – INFORMATIQUES ET LIBERTES

Les Parties s'engagent à respecter la législation applicable en matière de protection de données à caractère personnel et de respect de la vie privée et notamment le règlement (UE) 2016/679 du 27 avril 2016 relatif à la protection des personnes physiques à l'égard du traitement des données à caractère personnel et à la libre circulation de ces données, ainsi que la loi informatique et libertés n°78-17 du 06 janvier 1978 modifiée.

ARTICLE 9 : LOI APPLICABLE – RESOLUTION DES LITIGES

La présente convention est soumise au droit français.

En cas de difficulté concernant, notamment, l'exécution, la validité, la résiliation ou l'interprétation de la présente convention, les Parties s'efforcent de résoudre leur différend à l'amiable.

En cas de désaccord persistant, il est fait attribution de compétence aux juridictions dont dépend le siège de l'Anses.

Fait à, le

En deux exemplaires originaux

POUR L'ENTREPRISE

Monsieur / Madame

Cliquez ou appuyez ici pour entrer du texte.

POUR L'ANSES

Professeur Benoît VALLET

Directeur général

Annexe 1 : Résumé du projet

Contexte et enjeux pour la filière

Chez les équidés âgés de moins de 2 ans (poulains/ânon), les *Parascaris* spp. (longs vers blancs pouvant mesurer jusqu'à 50 cm) constituent les principaux parasites digestifs du fait :

- D'une **prévalence d'infestation élevée** (taux d'infestation des poulains pouvant atteindre jusqu'à 50 % en Europe);
- D'une **pathogénicité importante** principalement causée par l'accumulation des parasites adultes dans l'intestin grêle pouvant entraîner une occlusion voire une rupture de l'intestin à l'origine de la mort de l'animal.

Le cycle de développement des *Parascaris* spp. est caractérisé par la succession de deux phases :

- Une phase **externe** (hors de l'organisme des équidés) au cours de laquelle les œufs excrétés dans les crottins se développent en œufs larvés infestants (une larve se forme à l'intérieur des œufs),
- Une phase **interne** (dans l'organisme des équidés) au cours de laquelle les œufs larvés, ingérés, éclosent dans l'intestin grêle, traversent la paroi intestinale, migrent vers le foie puis vers les poumons. Lorsque l'équidé tousse les larves sont transportées vers le pharynx puis sont dégluties et retournent dans l'intestin grêle sous forme d'adultes. Les vers femelles produisent plus de 100 000 œufs par jour. Ces œufs sont excrétés dans les crottins.

Le niveau d'infestation des équidés dépend du niveau d'exposition des animaux aux œufs larvés mais les animaux acquièrent à partir de 6 mois une immunité se traduisant par une diminution du niveau d'excrétion des œufs puis une expulsion des parasites. Chez les équidés adultes, les niveaux d'infestation sont généralement bas.

Lors de forte infestation, les ascarides peuvent provoquer des troubles respiratoires (ex : toux, jetage nasal, etc.), des retards de croissance, un poil terne et piqué, des diarrhées et des coliques. L'accumulation d'ascarides adultes dans l'intestin grêle peut provoquer une occlusion, une invagination ou même une rupture de l'intestin entraînant la mort de l'animal.

Afin de prévenir l'apparition de **signes cliniques**, le contrôle de l'infestation repose essentiellement sur l'utilisation fréquente de **traitements anthelminthiques** (AH) pendant la première année de vie. Les trois familles d'AH disponibles sont :

- Les benzimidazoles (fenbendazole),
- Les tétrahydropyrimidines (pamoate de pyrantel)
- Les lactones macrocycliques (ivermectine et moxidectine).

Le conseil scientifique européen des parasites des animaux de compagnie (ESCCAP) préconise le traitement des poulains/ânon à partir de 2 mois puis tous les 3 mois. On observe cependant une surutilisation des AHs sur le terrain menant à un risque majeur d'émergence de parasites résistants. D'autre part, certains vermifuges sont directement toxiques pour des organismes présents dans les crottins (ex : bousiers) et indirectement sur des vertébrés dont le régime alimentaire comprend ces organismes (ex : chauves-souris).

Depuis la première description d'une résistance aux lactones macrocycliques aux Pays-Bas en 2002, la résistance à l'ivermectine a été largement rapportée dans de nombreux pays à travers le monde (e.g., Allemagne, Suède, Etats-Unis, Australie...). En France, une seule étude a évalué en 2012 l'efficacité de l'ivermectine dans 3 élevages normands et détecté la présence de résistance dans ces 3 élevages.

Historiquement, la recherche de résistance aux AHs est basée sur la réalisation de tests de réduction d'excrétion fécale d'œufs. Bien qu'apportant une vision globale de la réponse d'un groupe d'animaux à un AH, ils ne permettent pas d'étudier directement les niveaux de résistance des parasites individuellement. Récemment, des techniques d'exposition aux AHs d'œufs, de larves écloses et de vers cultivés in vitro, couplées aux outils phylogénétiques ont rendus accessible la caractérisation physiologique et génétique des *Parascaris spp.* circulants. Cependant, très peu de données sont disponibles et ces méthodes in vitro n'ont pas encore été testées en France.

Objectifs scientifiques et techniques

Le projet PARAS-METRE a pour **objectif général** d'améliorer les connaissances actuelles sur les populations de *Parascaris spp.* présentes chez les poulains en France au travers de :

- L'étude de la **prévalence** des infestations par *Parascaris spp.* et l'identification de **facteurs de risque d'infestation** ;
- L'étude de l'**efficacité des 3 familles d'AH** disponibles sur le marché vis-à-vis des *Parascaris spp.* et des **facteurs de risque de résistance** ;
- La **caractérisation physiologique et génétique** des populations de *Parascaris spp.* en vue de développer des **tests de détection de résistances** facilement utilisables sur le terrain.

Cette convention concerne le premier axe d'étude du projet c'est-à-dire l'étude de la prévalence et des risques d'infestation des poulains de moins de 2 ans par *Parascaris spp.*. Les travaux qui seront menés dans cet axe se focaliseront sur trois grandes régions productrices de poulains/ânon (la Normandie, Les Pays-de-la-Loire et la Bretagne) et sur les groupes de races produites dans ces régions ; les chevaux de course, les chevaux de selle, les chevaux de trait, les poneys et les ânes.

Critères de recrutement des structures

Pour obtenir un échantillon représentatif de la population globale de poulains/ânon (0-2 ans) sur les régions Bretagne, Normandie et Pays-de-la-Loire, l'objectif est de recruter environ 280 équidés de moins de 1 an et 550 équidés entre 1 et 2 ans.

Les équidés recrutés ne devront pas avoir été vermifugés au cours des 2 derniers mois.

Le détail du protocole de prélèvements et d'analyses des crottins est décrit en Annexe 2.

Echéancier

Janvier 2024- Avril 2024

- Recrutement des structures

Avril 2024 à oct. 2024 :

- Prélèvements et analyse des crottins
 - Centralisation des résultats des analyses coproscopiques
 - Enregistrement et centralisation des résultats de l'enquête en ligne
- Oct. – Déc. 2024 :**
- Analyse et valorisation des données

Partenaires

L'ANSES (Laboratoire de santé animale, site de Normandie) et l'IFCE travaillent de manière conjointe au sein de l'UMT SABOT. Ils sont les principaux partenaires du projet.

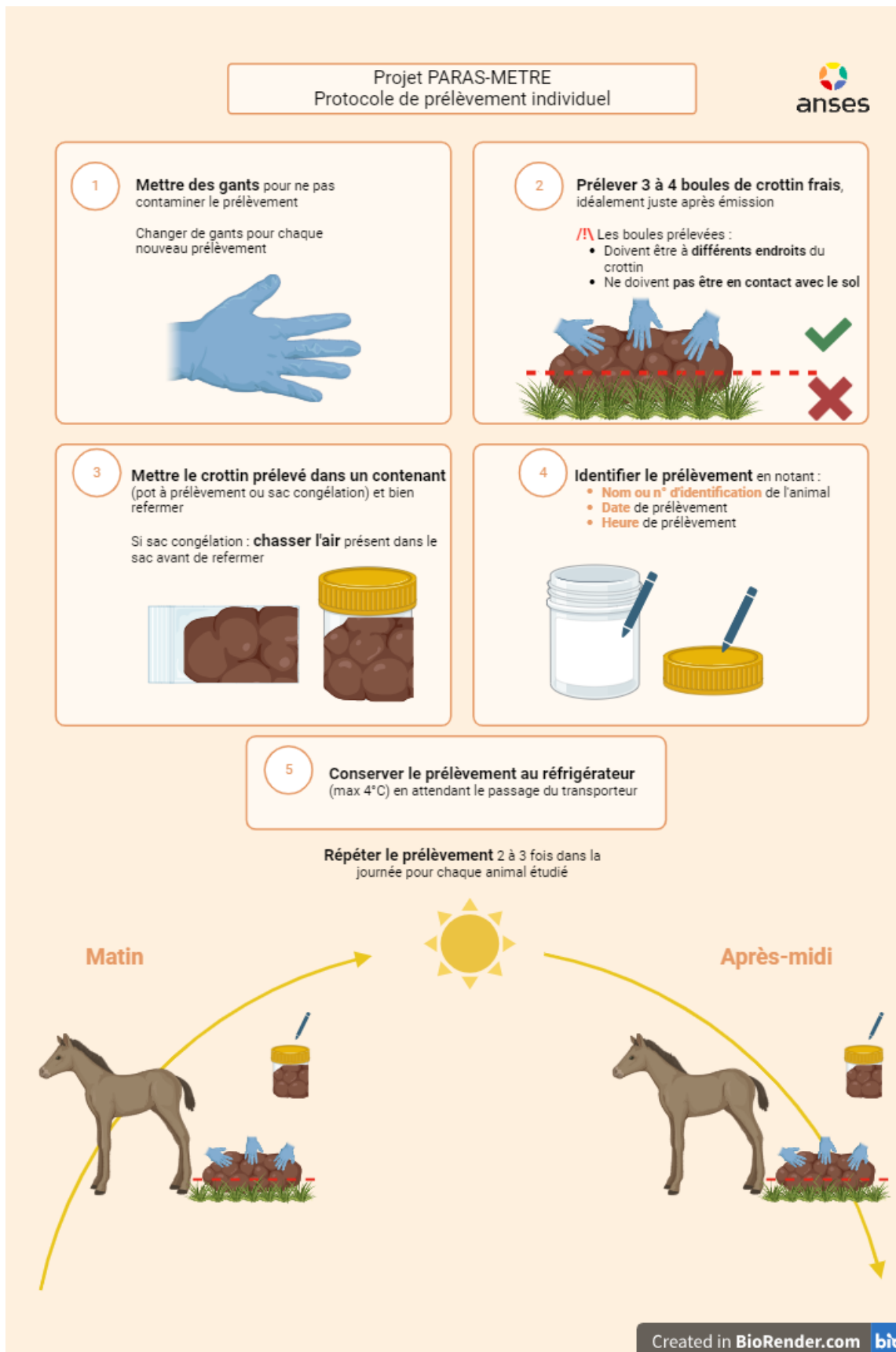
Annexe 2 : PROTOCOLE

Les étapes à suivre pendant le projet :

1. Planification d'une date de collecte entre avril et octobre : Dès que j'ai fixé une date de prélèvements de crottins, je **contacte Kenza Bourrier** (kenza.bourrier.ext@anses.fr ou 07 72 12 80 41) ou **Aurélié Merlin** (aurélie.merlin@anses.fr ou 06 18 76 94 60) afin de lui indiquer i) si vous souhaitez réaliser en autonomie ou avec l'aide d'un agent de l'ANSES les prélèvements de crottins et ii) la date des prélèvements pour qu'elle puisse réserver si besoin un transporteur le jour ouvrable suivant le jour de la collecte (Contact au min 48 h avant les prélèvements).
 2. Enquête en ligne : **Je remplis une enquête** en ligne sur mes conduites d'élevage des poulains/ânonns et les vermifuges que j'utilise couramment.
 3.
 - Prélèvements de crottins en autonomie: Je **prélève les crottins** de chaque équidé juste après émission (3 à 4 boules de crottins minimum 30 g) et je les mets dans un pot identifié avec le nom de l'équidé, la date et l'heure de prélèvement (1 pot = 3-4 boules de crottins = 1 nom d'équidé, la date et l'heure de prélèvement). Je dois avoir autant de pots de crottins par équidés que de prélèvements. Cela signifie que pour chaque équidé, si je prévois de prélever trois fois dans une même journée, je récupère donc trois pots de crottins par équidés.
- Ou
- Prélèvements de crottins avec l'aide des agents de l'ANSES : J'autorise **l'accès** aux pâturages aux agents de l'ANSES qui se déplaceront pour (m'aider à) réaliser les prélèvements.
4. Conservation des crottins et envoi au laboratoire d'analyses : **Je conserve l'ensemble des pots** de crottins au **réfrigérateur** en attendant le transporteur. Le **transporteur** récupéra le colis à l'adresse souhaitée.
 5. Préparation du colis : je mets un pack de glace (si < 10 crottins) ou deux (si ≥ 10 crottins) dans le carton. Je place également dans le carton une fiche d'identification des équidés (la liste des équidés prélevés). Une fois le carton fermé, je colle l'étiquette du transporteur.
 6. Réalisation des analyses coproscopiques (comptages et indentifications d'œufs de parasites digestifs) : Les analyses seront réalisées en utilisant la méthode du Mini-Flotac avec un seuil de détection parasitaire de 5 œufs par gramme de crottins (opg).

7. Envoi des résultats : Les **résultats** des **analyses coproscopiques** seront envoyés par mail au propriétaire/détenteur dans un fichier Excel.

Annexe 8 : Poster explicatif du protocole à suivre lors de la récolte des crottins des équidés (Anses 2024b)



Lou FRÉMION

L'ASCARIDOSE DU POULAIN : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE, ANALYSE DE CAS CLINIQUE ET ESTIMATION DE LA FRÉQUENCE D'INFESTATION

ASCARIASIS IN FOAL : BIBLIOGRAPHIC STUDY, CLINICAL CASE ANALYSIS AND ESTIMATION OF THE FREQUENCY OF INFESTATION

Thèse d'État de Doctorat Vétérinaire : Nantes, le 10 octobre 2024

RÉSUMÉ

Les *Parascaris* sont des nématodes infestant l'intestin grêle des poulains et jeunes chevaux jusqu'à l'âge de 2 ans. La prévalence d'infestation est variable selon l'âge des poulains et selon les pays. Peu de données existent sur la prévalence d'infestation par ces parasites en France.

L'objectif de cette thèse est d'actualiser les données connues sur les *Parascaris* et sur l'ascaridose du poulain. La partie clinique est illustrée par plusieurs cas d'ascaridose présentés au Centre International de Santé du Cheval d'Oniris à Nantes. En parallèle, ce travail a contribué à l'étude de prévalence nationale menée par l'Anses (thèse d'Université de Kenza Bourrier). Le but du projet est d'estimer la prévalence d'infestation des *Parascaris* en France et d'identifier les facteurs de risque d'infestation. Ce travail de doctorat vétérinaire a inclus l'analyse de prélèvements de crottins provenant d'élevages des Pays de la Loire.

Quatorze élevages ont participé à l'étude. Au total, les crottins de 164 équidés, âgés entre 1 et 26 mois, ont été prélevés. Des coproscopies quantitatives ont été réalisées avec la technique Mini-Flotac. La fréquence d'infestation par les *Parascaris* est de 9,8% tout âge confondu. La fréquence d'infestation est de 12,1 % pour les équidés de 1 à 12 mois et de 8,2 % pour les équidés de 13 à 26 mois. La taille de l'élevage est un facteur de risque d'infestation alors que la vermifugation de la mère autour du poulinage semble être un facteur protecteur d'infestation par les *Parascaris*.

MOTS CLÉS :

- *PARASCARIS*
- POULAIN
- ÉQUIDÉ
- ÉPIDÉMIOLOGIE
- PARASITISME DIGESTIF
- VERMIFUGATION
- ANTHELMINTHIQUE
- CHIMIORESISTANCE

DATE DE SOUTENANCE : 10 octobre 2024