



HAL
open science

Petits strongles des équidés et résistance aux anthelminthiques : états des lieux et proposition de gestion pour les juments de TP de l'ENVT

Téri Bastien

► **To cite this version:**

Téri Bastien. Petits strongles des équidés et résistance aux anthelminthiques : états des lieux et proposition de gestion pour les juments de TP de l'ENVT. Médecine vétérinaire et santé animale. 2022. dumas-03780134

HAL Id: dumas-03780134

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03780134v1>

Submitted on 19 Sep 2022

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.

PETITS STRONGLES ET RESISTANCE AUX ANTHELMINTHIQUES – ETAT DES LIEUX ET PROPOSITIONS DE GESTION POUR LES JUMENTS DE TP DE L'ENVT

THESE D'EXERCICE

pour obtenir le titre de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

BASTIEN Téri, Vita
Née, le 22/08/1997 à MÂRSEILLE (13)

Directeur de thèse : M. Emmanuel LIENARD

JURY

PRESIDENT :
M. Alexis VALENTIN

Professeur à l'Université Paul SABATIER de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Emmanuel LIENARD
Mme Elodie LALLEMAND

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire

Directeur : Professeur Pierre SANS

**PROFESSEURS CLASSE
EXCEPTIONNELLE**

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*

PROFESSEURS 2^{ème} CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et économie de la santé animale*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*
- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*
- Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
- M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*
- M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
- Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*
- Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
- Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
- Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
- Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*
- M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*
- Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
- M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
- M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales réglementées*
- Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

INGENIEURS DE RECHERCHE

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*
- M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*
- M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*
- M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*
- Mme **DEBREUQUE Maud**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*
- Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
- Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*
- Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*
- Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*
- Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **RAMON PORTUGAL Félipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
- M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*

Mise à jour le 01/10/2021

REMERCIEMENTS

A mon jury de thèse,

Monsieur le Professeur Alexis Valentin,

Professeur des Universités,

Praticien hospitalier,

Zoologie et Parasitologie, Université Paul Sabatier de Toulouse,

Service de Parasitologie et de Mycologie, Institut Fédératif de Biologie, CHU de Toulouse,

Qui me fait l'honneur de présider mon jury de thèse,

Hommages respectueux.

Monsieur le Docteur Emmanuel Liénard,

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Parasitologie et Maladies Parasitaires

Qui a accepté la direction de mes travaux de thèse, et m'a soutenu tout au long de sa réalisation. Pour son engagement, sa disponibilité, sa patience, sa réactivité et ses précieux conseils.

Sincères remerciements.

Madame la Docteure Elodie Lallemand,

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Chirurgie des équidés

Qui me fait l'honneur de participer à mon jury de thèse. Pour la proposition de ce sujet et pour tout ce qu'elle m'a appris et apporté au cours de ces années d'école.

Sincères remerciements.

Je remercie également l'ensemble des personnes ayant contribué à ce travail.

Monsieur Faouzi Lyazrhi,

Maitre de conférences en statistique.

Unité pédagogique de biostatistique de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Pour son aide précieuse dans l'exploitation de mes résultats.

L'équipe de la Clinique Equine de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse ainsi que les étudiants ayant contribué à ce travail,

Pour leur aide et leur soutien dans la gestion des prélèvements des juments.

Table des matières

LISTE DES FIGURES	13
LISTE DES TABLEAUX	16
LISTE DES ANNEXES	17
LISTE DES ABREVIATIONS	17
INTRODUCTION	19
PREMIERE PARTIE : BIOLOGIE ET CLASSIFICATION DES PARASITOSES INTERNES CHEZ LES EQUIDES	21
I. <i>Cyathostomes (petits strongles)</i>	21
1. Morphologie.....	22
2. Cycle parasitaire.....	25
3. Signes cliniques associés à l'infestation.....	26
4. Diagnostic.....	27
5. Traitement	27
II. <i>STRONGYLUS SPP (GRANDS STRONGLES)</i>	28
1. Morphologie.....	28
2. Cycle parasitaire.....	31
3. Signes cliniques associés à l'infestation.....	33
4. Diagnostic.....	34
5. Traitement	35
III. <i>ASCARIDÉS: PARASCARIS EQUORUM ET PARASCARIS UNIVALENS</i>	35
1. Morphologie.....	35
2. Cycle parasitaire.....	37
3. Signes cliniques associés à l'infestation.....	38
4. Diagnostic.....	39
5. Traitement	39
IV. <i>ANOPLOCEPHALES</i>	40
1. Morphologie.....	40
2. Cycle parasitaire.....	43
3. Signes cliniques associés à l'infestation.....	44
4. Diagnostic.....	44
5. Traitement	45
V. <i>STRONGYLOIDES WESTERI</i>	45
1. Morphologie.....	45
2. Cycle parasitaire.....	46
3. Signes cliniques associés à l'infestation.....	48
4. Diagnostic.....	48
5. Traitement	49
VI. <i>AUTRES PARASITES RENCONTRES</i>	49
1. Gastérophiles.....	49
2. Oxyures.....	51
3. Protistes.....	53
4. Strongle respiratoire.....	56
5. Douves.....	57
6. <i>Trichostrongylus axei</i>	59
7. Habronémose.....	60
DEUXIEME PARTIE : PRINCIPES GENERAUX DE VERMIFUGATION RAISONNEE ET RESISTANCES AUX ANTHELMINTHIQUES	63
I. MOLECULES EFFICACES ET DISPONIBLES EN FRANCE	63
1. Benzimidazolés.....	63
a) Fenbendazole.....	64
b) Autres molécules de la famille des benzimidazolés.....	64
2. Lactones macrocycliques.....	66
a) Ivermectine.....	68

b)	Moxidectine	68
c)	Autres molécules de la famille des lactones macrocycliques	69
3.	Dérivés de tétrahydropyrimidine (pyrantel).....	70
4.	Famille des hétérocycles simples (pipérazine, praziquantel)	71
a)	Pipérazine	71
b)	Praziquantel	72
II.	PRATIQUES DE VERMIFUGATION COURAMMENT RENCONTREES EN EQUINE ET PRINCIPES GENERAUX DE VERMIFUGATION RAISONNEE	73
1.	Principe de base de vermifugation raisonnée	74
2.	Principes généraux de gestion sanitaire du parasitisme digestif des équidés	76
3.	Lutte chimique du parasitisme digestif des équidés	78
III.	RESISTANCES AUX ANTHELMINTHIQUES	80
1.	Définition	80
2.	Résistances mises en évidence à l'heure actuelle	81
a)	Benzimidazolés	82
b)	Lactones macrocycliques	82
c)	Pyrantel.....	84
3.	Méthode de détection des résistances aux anthelminthiques	85
a)	In vivo.....	85
b)	In vitro	89
TROISIEME PARTIE : APPLICATION DE CETTE METHODE SUR UN GROUPE D'EQUIDES DE L'ENVT.....		91
I.	PROTOCOLES DE VERMIFUGATION UTILISES	91
II.	MATERIELS ET METHODES	93
1.	Chevaux participants à l'étude	93
2.	Méthodes de prélèvement.....	94
3.	Calendrier des coproscopies et traitements réalisés	94
4.	Méthode d'analyse coproscopique utilisée	96
a)	Flottaison totale	96
b)	Mac Master	97
c)	FECRT	99
d)	ERP	99
5.	Analyse des résultats.....	100
III.	RESULTATS	100
1.	Observations réalisées au cours des coproscopies	100
2.	Excrétion fécale individuelle au cours de l'étude	101
3.	Influence de la saison sur l'excrétion fécale	105
4.	Excrétion fécale de l'ensemble du troupeau en fonction de l'année considérée	112
5.	Résultats FECRT.....	115
6.	Évaluation de l'ERP pour l'ivermectine	116
IV.	DISCUSSIONS	118
1.	Synthèse des résultats	118
2.	Points forts et faibles de l'étude	120
3.	Facteurs ayant favorisé l'apparition de résistances au sein du troupeau des juments de TP	121
4.	Comparaison à d'autres sites et mises en garde.....	122
5.	Bilan des recommandations pour le troupeau des juments de TP de l'ENVT.....	126
CONCLUSION		129
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES		133
ANNEXES		145

Liste des figures

FIGURE N°1 : VUE DORSO-VENTRALE DE LA CAPSULE BUCCALE DE <i>CYATHOSTOMUM CATINATUM</i> ADULTE, (LICHTENFELS ET AL, 2008) ECHELLE = 50 µM.....	22
FIGURE N°2 : VUE DORSO-VENTRALE (A) ET LATÉRALE (B) DE L'EXTREMITÉ CAUDALE MÂLE DE <i>CYATHOSTOMUM CATINATUM</i> (LICHTENFELS ET AL, 2008) ECHELLE = 200 µM	23
FIGURE N°3 : EXTREMITÉ CAUDALE FEMELLE DE <i>CYATHOSTOMUM CATINATUM</i> (LICHTENFELS ET AL, 2008). ÉCHELLE = 200 µM	23
FIGURE N°4 : LARVE DE CYATHOSTOME DE TROISIÈME STADE (REINEMEYER ET AL, 2018).....	24
FIGURE N°5 : ŒUFS DE CYATHOSTOMES EN MICROSCOPIE OPTIQUE A L'OBJECTIF X100 (CREDIT PHOTOGRAPHIQUE TERI BASTIEN).	24
FIGURE N°6 : CYCLE ÉVOLUTIF DES CYATHOSTOMES D'APRÈS ESCCAP (<i>EUROPEAN SCIENTIFIC COUNSEL COMPANION ANIMAL PARASITES</i> , 2019), MODIFIÉ D'APRÈS (DEPLAZES ET AL, 2016).....	26
FIGURE N°7 : PARTIE ANTERIEURE EN VUE LATÉRALE DE <i>S. VULGARIS</i> , (LICHTENFELS ET AL, 2008).....	29
FIGURE N°8 : PARTIE ANTERIEURE EN VUE LATÉRALE DE <i>S. EQUINUS</i> , (LICHTENFELS ET AL, 2008).	29
FIGURE N°9 : PARTIE ANTERIEURE EN VUE LATÉRALE DE <i>S. EDENTATUS</i> ,(LICHTENFELS ET AL. 1975).....	30
FIGURE N°10 : CAPSULE BUCCALE DE <i>TRIODONTOPHORUS SERRATUS</i> EN VUE LATÉRALE. LES FLECHES MONTRENT LE TUNNEL DORSAL (OU GOUTTIERE DORSALE) DE LA GLANDE ŒSOPHAGIENNE. (LICHTENFELS ET AL, 2008).....	30
FIGURE N°11 : LARVE DE TROISIÈME STADE DE <i>S. VULGARIS</i> (REINEMEYER ET AL, 2018).....	31
FIGURE N°12 : A GAUCHE, ŒUFS DE TYPE STRONGLE « CLASSIQUE » (<i>CYATHOSTOME</i> OU <i>STRONGYLUS</i> PAR EXEMPLE), A DROITE, ŒUF DE <i>TRIODONTOPHORUS</i> . (REINEMEYER ET AL, 2018).....	31
FIGURE N°13 : CYCLE ÉVOLUTIF DE <i>S. VULGARIS</i> D'APRÈS (ESCCAP 2019) MODIFIÉ D'APRÈS (DEPLAZES ET AL, 2016).	32
FIGURE N°14 : <i>PARASCARIS</i> SPP ADULTE DANS L'INTESTIN GRELE D'UN CHEVAL (REINEMEYER ET AL, 2018)	36
FIGURE N°15 : EXTREMITÉ ANTERIEURE DE <i>PARASCARIS EQUORUM</i> FEMELLE ADULTE : FORME CARACTERISTIQUE DE SES LEVRES. (BOWMAN 2020).....	36
FIGURE N°16 : ŒUFS DE <i>PARASCARIS</i> EN MICROSCOPIE OPTIQUE (BEUGNET ET AL, 2004).....	37
FIGURE N°17 : CYCLE ÉVOLUTIF DE <i>PARASCARIS EQUORUM/UNIVALENS</i> D'APRÈS (ESCCAP 2019)	38
FIGURE N°18 : <i>ANOPLOCEPHALA MAGNA</i> ADULTE (EN HAUT), <i>ANOPLOCEPHALA PERFOLIATA</i> ADULTE (AU MILIEU), ET <i>PARANOPLOCEPHALA MAMILLANA</i> ADULTE (EN BAS) (WHEELER ET AL [CONSULTE LE 15/02/2022]). PHOTOGRAPHE : KAITLAN HOVIS, PROPRIÉTAIRES DU SPECIMEN : TEXAS A&M COLLEGE OF VETERINARY MEDICINE, DEPARTMENT OF VETERINARY PATHOBIOLOGY.	40
FIGURE N°19 : PARTIE ANTERIEURE (SCOLEX) DE <i>ANOPLOCEPHALA PERFOLIATA</i> ADULTE (REINEMEYER ET AL, 2018). LES FLECHES DU HAUT INDIQUENT LES VENTOUSES ET LES FLECHES DU BAS LES LOBES POST-CEPHALIQUE CORRESPONDANT A CHACUNE D'ELLE.	41

FIGURE N°20 : PARTIE ANTERIEURE (SCOLEX) DE <i>ANOPLOCEPHALA MAGNA</i> ADULTE (WHEELER ET AL [CONSULTE LE 15/02/2022]) PHOTOGRAPHE : LANCE WHEELER, PROPRIETAIRES DU SPECIMEN : TEXAS A&M COLLEGE OF VETERINARY MEDICINE, DEPARTMENT OF VETERINARY PATHOBIOLOGY.	41
FIGURE N°21 : PARTIE ANTERIEURE (SCOLEX) DE <i>PARANOPLOCEPHALA MAMILLANA</i> ADULTE (WHEELER ET AL [CONSULTE LE 15/02/2022]) PHOTOGRAPHE : LANCE WHEELER, PROPRIETAIRES DU SPECIMEN : TEXAS A&M COLLEGE OF VETERINARY MEDICINE, DEPARTMENT OF VETERINARY PATHOBIOLOGY	42
FIGURE N° 22 : ŒUFS D'ANOPLOCEPHALIDES (REINEMEYER ET AL, 2018)	42
FIGURE N°23 : CYCLE EVOLUTIF DE <i>ANOPLOCEPHALA PERFOLIATA</i> (REINEMEYER ET AL, 2018) ILLUSTRATION REALISEE PAR JAMIE K. NORRIS.	43
FIGURE N°24 : ADULTE FEMELLE DE <i>STRONGYLOIDES WESTERI</i> (REINEMEYER ET AL, 2018).	46
FIGURE N°25 : ŒUFS DE <i>STRONGYLOIDES WESTERI</i> (REINEMEYER ET AL, 2018).....	46
FIGURE N°26 : CYCLE EVOLUTIF DE <i>STRONGYLOIDES WESTERI</i> D'APRES (ESCCAP 2019).	47
FIGURE N°27 : LARVE 3 DE <i>GASTEROPHILUS</i> (ZAJAC ET AL. 2021) PHOTO PRISE PAR LE DR. MANIGANDAN LEJEUNE, ANIMAL HEALTH DIAGNOSTIC CENTER, CORNELL UNIVERSITY, ITHACA, NY.	50
FIGURE N°28 : OXYURES ADULTES MALE EN HAUT ET FEMELLE EN BAS (ESCCAP 2019).....	51
FIGURE N°29 : ŒUFS D' <i>OXYURIS EQUI</i> EN MICROSCOPIE OPTIQUE (BEUGNET ET AL, 2004).....	52
FIGURE N°30 : OOKYSTE NON SPORULE DE <i>EIMERIA LEUCKARTI</i> AU MICROSCOPE OPTIQUE (DUBEY ET AL, 2018).	55
FIGURE N°31 : OOKYSTE DE <i>GIARDIA INTESTINALIS</i> AU MICROSCOPE OPTIQUE (WHEELER ET AL [21/02/2022]) PHOTOGRAPHE : LANCE WHEELER, PROPRIETAIRES DU SPECIMEN: TEXAS A&M COLLEGE OF VETERINARY MEDICINE, DEPARTMENT OF VETERINARY PATHOBIOLOGY.	55
FIGURE N°32 : OOKYSTE DE <i>CRYPTOSPORIDIUM SPP</i> AU MICROSCOPE OPTIQUE (APRÈS COLORATION DE ZIEHL-NEELSEN) (WHEELER ET AL [21/02/2022]) PHOTOGRAPHE: LANCE WHEELER, PROPRIÉTAIRES DU SPECIMEN: TEXAS A&M COLLEGE OF VETERINARY MEDICINE, DEPARTMENT OF VETERINARY PATHOBIOLOGY	55
FIGURE N°33 : LARVE DE <i>DICTYOCAULUS ARNFIELDI</i> AU MICROSCOPE (LEBIS [CONSULTE LE 22/02/2022]) PAR E. JENKINS ET COL. LICENCE CREATIVE COMMONS.	56
FIGURE N° 34 : ADULTE DE <i>FASCIOLA HEPATICA</i> (WHEELER ET AL) PHOTOGRAPHE : LANCE WHEELER, PROPRIETAIRES DU SPECIMEN : TEXAS A&M COLLEGE OF VETERINARY MEDICINE, DEPARTMENT OF VETERINARY PATHOBIOLOGY.....	57
FIGURE N°35 : ŒUF DE <i>FASCIOLA HEPATICA</i> AU MICROSCOPE OPTIQUE (x400) (WHEELER ET AL). PHOTOGRAPHE : LANCE WHEELER, PROPRIÉTAIRES DU SPECIMEN : TEXAS A&M COLLEGE OF VETERINARY MEDICINE, DEPARTMENT OF VETERINARY PATHOBIOLOGY).....	58
FIGURE N°36 : <i>HABRONEMA MEGASTOMA</i> (GAUCHE) AND <i>HABRONEMA MUSCAE</i> (DROITE) ADULTES. (BOWMAN 2020).....	61
FIGURE N°37 : CALENDRIER RESUMANT LES TRAITEMENTS, COPROSCOPIES ET METHODES DE DETECTION DE RESISTANCES REALISES AU SEIN DU TROUPEAU DE JUMENTS DE TP DE L'ENVT ENTRE FEVRIER 2020 ET MAI 2022. CHAQUE SAISON EST REPRESENTEE PAR UNE COULEUR (HIVER = BLEU, PRINTEMPS = JAUNE, ETE = ROUGE, AUTOMNE = VERT). LES TRAITEMENTS ONT ETE REALISES APRES LES COPROSCOPIES DU MOIS AUXQUELS ILS SONT NOTES.	95

FIGURE N°38 : EXEMPLES D'ŒUFS DE STRONGLES OBSERVES A L'OBJECTIF X10 DANS LES FECES DE LA JUMENT N°3 A DROITE ET N°5 A GAUCHE. LES ŒUFS DE STRONGLES SONT ENTOURES EN ROUGE (CREDIT PHOTOGRAPHIQUE TERI BASTIEN).	101
FIGURE N°39 : DIAGRAMME EN BOITE REPRESENTANT L'EXCRETION FECALE PAR JUMENT AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE. LA MEDIANE EST REPRESENTEE PAR UN TRAIT NOIR ET LA MOYENNE EN POINTILLES ROUGE.	102
FIGURE N°40 A) : EXCRETION FECALE DES JUMENTS N°1 ET 2 EN FONCTION DU TEMPS AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE.....	103
FIGURE N°40 B) : EXCRETION FECALE DES JUMENTS N°3 ET 4 EN FONCTION DU TEMPS AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE.....	104
FIGURE N°40 C) : EXCRETION FECALE DE LA JUMENTS N°5 EN FONCTION DU TEMPS AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE.....	105
FIGURE N°41 A) : DIAGRAMME EN BOITE REPRESENTANT L'EXCRETION FECALE DES JUMENTS N°1 ET 2 PAR SAISON AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE. LA MEDIANE EST REPRESENTEE PAR UN TRAIT NOIR ET LA MOYENNE EN POINTILLES ROUGE.	106
FIGURE N°41 B) : DIAGRAMME EN BOITE REPRESENTANT L'EXCRETION FECALE DES JUMENTS N°3 ET 4 PAR SAISON AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE. LA MEDIANE EST REPRESENTEE PAR UN TRAIT NOIR ET LA MOYENNE EN POINTILLES ROUGE.	107
FIGURE N°41 C) : DIAGRAMME EN BOITE REPRESENTANT L'EXCRETION FECALE DE LA JUMENT N°5 PAR SAISON AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE. LA MEDIANE EST REPRESENTEE PAR UN TRAIT NOIR ET LA MOYENNE EN POINTILLES ROUGE.....	108
FIGURE N°42 : EXCRETION FECALE MOYENNE DES JUMENTS N°1 A 6 EN FONCTION DE LA SAISON AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE.....	110
FIGURE N°43 A) : DIAGRAMME EN BOITE REPRESENTANT L'EXCRETION FECALE SELON LA SAISON AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE : 1) DE L'ENSEMBLE DU TROUPEAU ; 2) DU GROUPE DES FORTES EXCRETRICES. LA MEDIANE EST REPRESENTEE PAR UN TRAIT NOIR ET LA MOYENNE EN POINTILLES ROUGE.....	111
FIGURE N°43 B) : DIAGRAMME EN BOITE REPRESENTANT L'EXCRETION FECALE SELON LA SAISON AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE DU GROUPE DES FAIBLES EXCRETRICES. LA MEDIANE EST REPRESENTEE PAR UN TRAIT NOIR ET LA MOYENNE EN POINTILLES ROUGE.	112
FIGURE N°44 : EXCRETION FECALE MOYENNE DES JUMENTS N°1 A 6 EN FONCTION DE L'ANNEE AU COURS DE L'ENSEMBLE DE L'ETUDE 1) EN PRENANT EN COMPTE LES VALEURS HIVERNALES DANS LE MODELE 2) SANS PRENDRE EN COMPTE LES VALEURS HIVERNALES DANS LE MODELE	113
FIGURE N°45 A) : EXCRETION FECALE MOYENNE EN FONCTION DE L'ANNEE ETUDIEE 1) POUR LES GROUPES FAIBLES ET FORTES EXCRETRICES 2) POUR LES VALEURS D'EXCRETION FECALE AVANT ET APRES TRAITEMENT	114
FIGURE N°45 B) : EXCRETION FECALE MOYENNE EN FONCTION DE L'ANNEE ETUDIEE 1) POUR LES GROUPES FAIBLES ET FORTES EXCRETRICES 2) POUR LES VALEURS D'EXCRETION FECALE AVANT ET APRES TRAITEMENT	115
FIGURE N°46 : EXCRETION FECALE DES JUMENTS N°4 ET 5 AU COURS DU PRINTEMPS 2020 CHAQUE SEMAINE APRES TRAITEMENT A L'IVERMECTINE EN VUE DE LA REALISATION D'UN ERP.	117

Liste des tableaux

TABLEAU N°1 : TABLEAU RESUME DES DIFFERENTES CARACTERISTIQUES DES PRINCIPAUX PROTOZOAIRES PRESENTS CHEZ LES EQUIDES.	54
TABLEAU N°2 : SYNTHESE DES PRINCIPALES CARACTERISTIQUES DES AUTRES MOLECULES DE MOINDRE IMPORTANCE EN PRATIQUE EQUINE DE LA FAMILLE DES BENZIMIDAZOLES, NE POSSEDANT PAS D'AMM CHEZ LE CHEVAL EN FRANCE.....	65
TABLEAU N°3 : SYNTHESE DES PRINCIPALES CARACTERISTIQUES DES AUTRES MOLECULES DE MOINDRE IMPORTANCE EN PRATIQUE EQUINE DE LA FAMILLE DES LACTONES MACROCYCLIQUES.....	69
TABLEAU N°4 : EXEMPLE DE PROTOCOLE DE TRAITEMENTS PROBABILISTES DES CHEVAUX ADULTES A L'HERBE BASE SUR DES DONNEES PROVENANT DE (REINEMEYER ET AL, 2018 ; ESCCAP 2019 ; DEPLAZES ET AL, 2016).....	79
TABLEAU N°5 : VALEURS SEUILS SUGGEREES PAR L'AAEP PARASITE CONTROL GUIDELINES POUR INTERPRETER LES RESULTATS DE FECRT CONCERNANT LES STRONGLES (NIELSEN ET AL, 2013).....	86
TABLEAU N°6 : INTERPRETATION DE L'EFFICACITE D'UN ANTHELMINTHIQUE (COLES ET AL.,1992) BASEE SUR LES LIGNES DIRECTIVES DICTEES PAR LA WORLD ASSOCIATION FOR THE ADVANCEMENT OF VETERINARY PARASITOLOGY (WAAVP). LCL 95% (LOWER 95% CONFIDENCE LIMIT) = LIMITE BASSE DE L'INTERVALLE DE CONFIANCE A 95%.	87
TABLEAU N°7 : PERIODE DE REAPPARITION DES ŒUFS DE CYATHOSTOMES CHEZ LES EQUIDES, PAR L'AAEP PARASITE CONTROL GUIDELINES (NIELSEN ET AL, 2013).	89
TABLEAU N°8 : DECISION DE TRAITEMENT EN FONCTION DE LA SAISON ET DU STATUT « FORT » OU « FAIBLE » EXCRETEUR DES CHEVAUX DE L'ETUDE BASE SUR LES RECOMMANDATIONS DATANT DE 2018 LORS DE LA TABLE RONDE DE L'AVEF.	92
TABLEAU N°9 : MOYENNES ET D'ECARTS-TYPES POUR CHAQUE SAISON DANS LE TROUPEAU ENTIER ET LES DEUX GROUPES FAIBLES ET FORTES EXCRETRICES.	109
TABLEAU N°10 : RESULTATS DES COPROSCOPIES DU 12/05/2020 AVANT TRAITEMENT A L'IVERMECTINE, ET DU CONTROLE 14 JOURS APRES.	115
TABLEAU N°11 : RESULTATS DES COPROSCOPIES DU 30/04/2020 AVANT TRAITEMENT AU FENBENDAZOLE, ET DES CONTROLES 10 JOURS ET 21 JOURS APRES TRAITEMENT (TRAITEMENT DU 10 MAI 2021).	116
TABLEAU N°12 : RESULTATS DES COPROSCOPIES DU 12/05/2021 (AVANT TRAITEMENT A L'IVERMECTINE) ET DES COPROSCOPIES DE CONTROLE DE LA 2 ^{EME} A LA 11 ^{EME} SEMAINE POST-TRAITEMENT.....	117
TABLEAU N°13 : RECOMMANDATIONS DE TRAITEMENTS SUR UNE ANNEE POUR LE TROUPEAU ETUDIE	127

Liste des annexes

ANNEXE N°1 : RESULTATS DES COMPTAGES D'EXCRETION D'ŒUFS DE STRONGLES PAR COPROSCOPIES INDIVIDUELLES ENTRE FEVRIER 2020 ET MAI 2022 POUR LES JUMENTS DE TP.	145
ANNEXE N°2 : RESULTATS DES COMPTAGES D'EXCRETION D'ŒUFS DE STRONGLES PAR COPROSCOPIES INDIVIDUELLES ENTRE SEPTEMBRE 2020 ET AVRIL 2021 POUR LES CHEVAUX DU CENTRE EQUESTRE	148
ANNEXE N°3 : FICHE TECHNIQUE D'ESTIMATION DU POIDS D'UN CHEVAL D'APRES L'AVEF (2007)	149
ANNEXE N°4 : FIGURE REPRESENTANT LES DIFFERENTS ŒUFS DE PARASITES POUVANT ETRE OBSERVES DANS LES FECES D'EQUIDES INFESTES, D'APRES (BOWMAN 2020).....	150
ANNEXE N°5 : FIGURE REPRESENTANT UNE ESTIMATION DES DENSITES DES ŒUFS DE DIFFERENTS PARASITES D'INTERET VETERINAIRE, D'APRES (BOWMAN 2020).....	150

Liste des abréviations

AAEP : American Association of Equine Practitioners
AMM : Autorisation de mise sur le marché
ANSES : Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail
AVEF : Association Vétérinaire Équine Française
DL50 : Dose d'inhibition d'éclosion de 50% des œufs
EL3 : Early L3 stage
EL4 : Early L4 stage
ELISA : Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay
ENVT : École Nationale Vétérinaire de Toulouse
ERP : Egg reduction period
ESCCAP : European scientific counsel companion animal parasites
FECRT : Fecal egg count reduction test
L1 : Larve rhabditoïde
L2 : Larves strongyloïde
L3 : Larve strongyloïde infestante
L4 : Larve de stade 4
L5 : Larve de stade 5
LL3 : Late L3 stage
LL4 : Late L4 stage
OPG : œufs par gramme
ONC : Origine non constatée
PCR : <i>Polymerase chain reaction</i>
RCP : Résumé des caractéristiques du produit
TP : Travaux pratiques
TREFO : Test de réduction de l'excrétion fécale d'œufs
VPN : Valeur prédictive négative
WAAVP: World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology

Introduction

En médecine vétérinaire équine, le parasitisme digestif est inclus dans la majorité des diagnostics différentiels et constitue une problématique majeure et de plus en plus inquiétante du fait de l'émergence croissante de résistances aux anthelminthiques. L'importance clinique de ces affections est non négligeable chez les équidés de tout âge, allant d'une simple baisse d'état général, à des coliques plus ou moins sévères et parfois jusqu'à la mort de l'animal, le plus souvent chez des jeunes individus.

Une lutte chimique probabiliste et intensive a permis de diminuer efficacement la prévalence des diverses espèces de grands strongles notamment celles du genre *Strongylus* spp. Mais elle a en parallèle favorisé l'augmentation de la prévalence des petits strongles, les plus fréquents étant ceux du genre *Cyathostomum* spp et l'émergence de vers résistants à diverses familles d'anthelminthiques. La problématique des résistances est d'importance croissante au sein de notre société, mais dans le cadre de la lutte contre le parasitisme des équidés, elle apparaît encore plus centrale du fait de l'arsenal thérapeutique peu diversifié dont nous disposons. L'Association des vétérinaires équins de France (AVEF) a organisé une session de parasitologie lors du congrès AVEF à Bordeaux en 2018 dont l'objectif était de faire un état des lieux des pratiques de vermifugation mises en place par les vétérinaires équins en France et de répondre à leurs questions en matière de gestion parasitaire. Dans cette étude, sur la base de ces recommandations, un protocole similaire a été appliqué à un troupeau d'équidés au sein de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse entre février 2020 et mai 2022.

La première partie bibliographique présente les différentes espèces de parasites des équidés à objectivation coproscopique, la suivante également bibliographique est une synthèse concernant la résistance aux anthelminthiques et les moyens disponibles pour une gestion raisonnée. La troisième partie expérimentale consiste en la présentation et l'application d'un protocole de vermifugation raisonnée suivant les recommandations de l'AVEF et aboutit à une réflexion critique concernant la gestion du parasitisme au sein de cette population.

Première partie : biologie et classification des parasitoses internes chez les équidés

Les principaux parasites du tractus digestifs des équidés sont présentés ci-dessous. Leur cycle évolutif, leur pathogénie, les techniques de diagnostics et les molécules auxquelles ils sont sensibles vont être des points clefs dans la lutte et les stratégies mises en place pour limiter l'apparition de résistances aux anthelminthiques. Les informations présentées ci-dessous proviennent de six ouvrages (Bowman 2020), (Reinemeyer et al, 2018), (Zajac et al. 2021), (Beugnet et al, 2004) (Beugnet et al, 2005) et (Hendrix et al, 2019).

I. Cyathostomes (petits strongles)

Les petits strongles (ou anciennement trichonèmes) sont des nématodes de la classe des Secernentea de l'ordre des Strongylida, de la super famille des Strongyloidea, de la famille des Strongylidae et de la sous famille des Cyathostominae. Cette sous famille contient de nombreux genres, notamment *Cylicocyclus*, *Cyathostomum*, *Cylicostephanus*, *Coronocyclus*, *Cylicodontophorus*, *Gyalocephalus*, *Poteriostomum*, *Petrovinema* et *Parapoteriostomum*. Ce groupe de parasites contient au moins une cinquantaine d'espèces mais seulement 10 d'entre elles représentent 80 % des cyathostomes retrouvés chez les chevaux. Il s'agit de *Cylicocyclus nassatus*, *Cylicocyclus inisgne*, *Cylicocyclus leptostomus*, *Cylicostephanus minutus*, *Cylicostephanus longibursatus*, *Cylicostephanus calicatus*, *Cylicostephanus goldi*, *Cyathostomum catinatum*, *Cyathostomum coronatum* et *Cyathostomum pateratum*. En France, *Cyathostomum catinatum*, *Cylicocyclus nassatus* et *Cylicostephanus longibursatus* sont les espèces les plus fréquentes.

Ces espèces ont un cycle évolutif similaire dans les grandes lignes. La forme adulte parasite la muqueuse intestinale du cæcum et du colon des équidés, elle est histophage.

1. Morphologie

Les cyathostomes adultes mesurent entre 10 et 20 mm de large suivant les espèces, ils sont rigides et blanchâtres. Afin d'identifier les espèces de ce groupe, il faut examiner notamment la partie antérieure du parasite. Ils possèdent une capsule buccale courte, cylindrique et aplatie en tambour avec une double couronne de denticules : une externe et une interne. Cette capsule est entourée d'un bourrelet péristomique (Figure n°1) qui présente des papilles plus ou moins proéminentes selon les espèces.

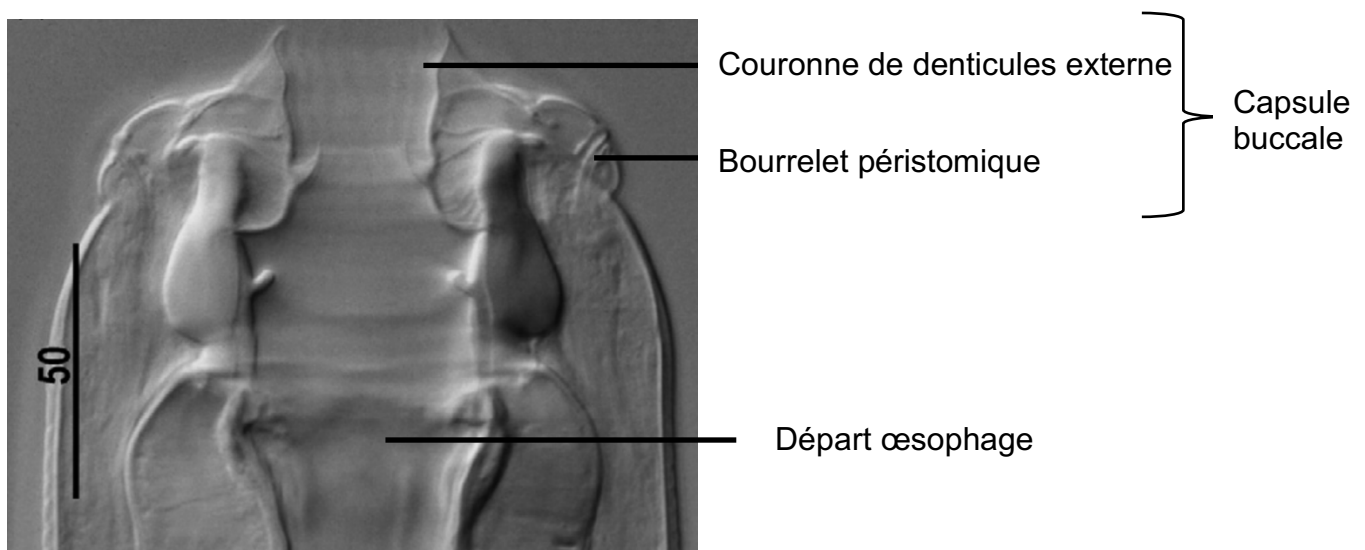


Figure n°1 : Vue dorso-ventrale de la capsule buccale de *Cyathostomum catinatum* adulte, (Lichtenfels et al, 2008) échelle = 50 μ m.

L'extrémité caudale est utile pour déterminer le sexe. La bourse copulatrice du mâle se compose de deux spicules identiques portant un crochet à leur extrémité distale (Figure n°2). Chez les femelles, deux utérus confluent vers un unique vagin, se terminant par un sphincter musculé appelé ovéjecteur (Figure n°3).

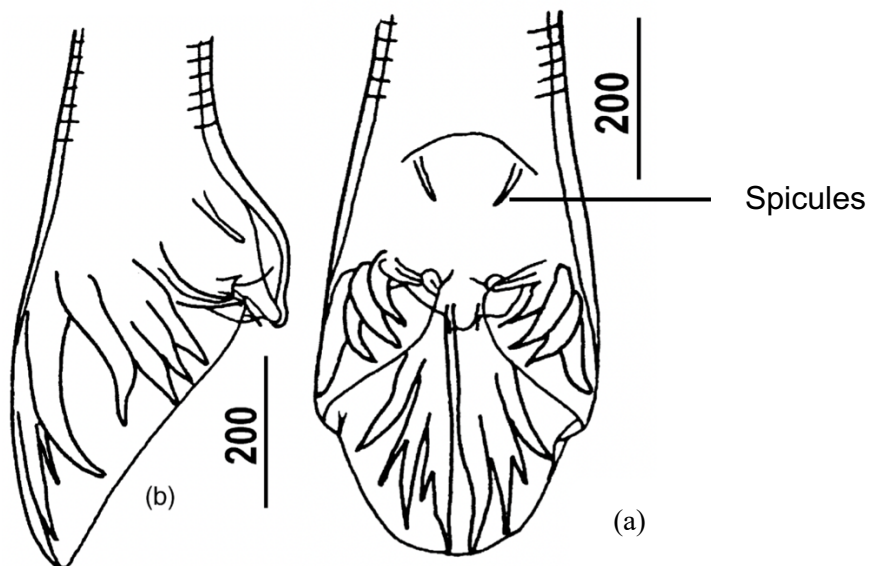


Figure n°2 : Vue dorso-ventrale (a) et latérale (b) de l'extrémité caudale mâle de *Cyathostomum catinatum* (Lichtenfels et al, 2008) échelle = 200 μ m

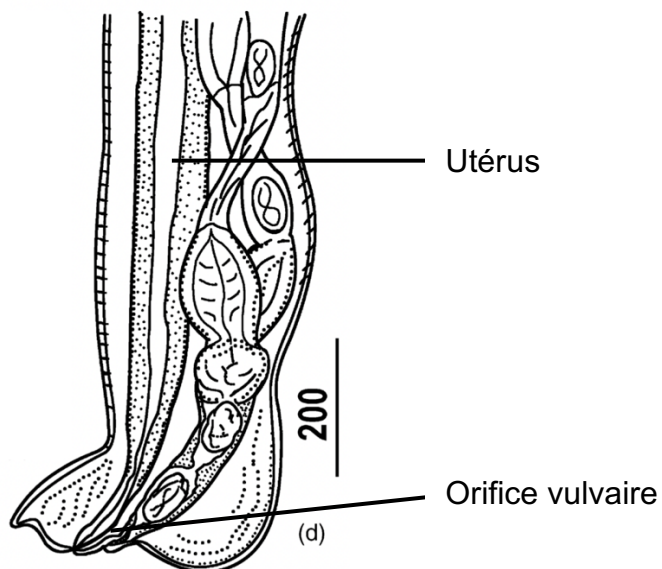


Figure n°3 : Extrémité caudale femelle de *Cyathostomum catinatum* (Lichtenfels et al, 2008). Échelle = 200 μ m

Les larves infestantes L3 mesurent 1 mm de long et sont de couleur blanche très pâle. Elles sont entourées d'une gaine qui se termine en une queue effilée. Elles possèdent dans la majorité des genres, huit cellules intestinales disposées en une rangée caractéristique de ce stade (Figure n°4).

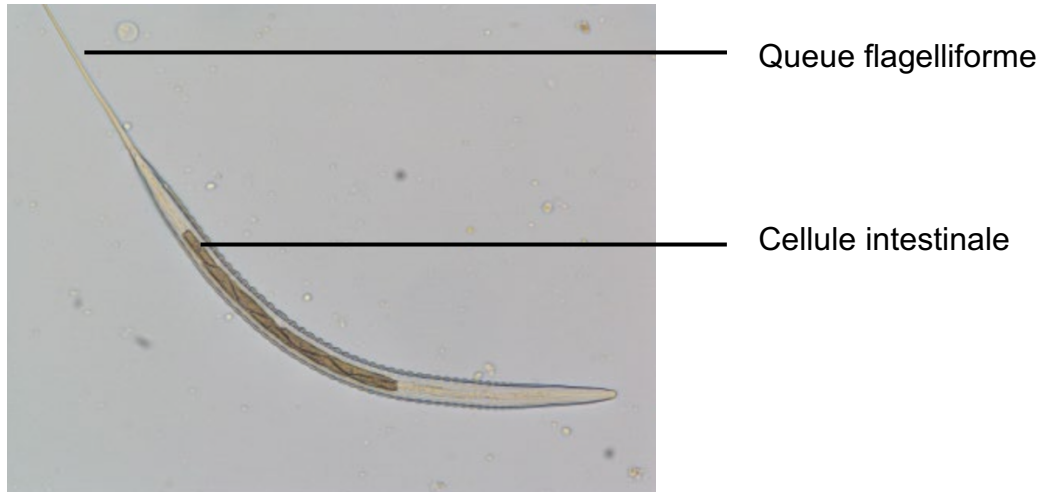


Figure n°4 : Larve de cyathostome de troisième stade (Reinemeyer et al, 2018)

Les femelles ovipares pondent des œufs ovoïdes à paroi fine et lisse, la longueur du petit axe équivaut environ à la moitié de celle du grand axe : 100 à 110 μm de long et 40 à 45 μm de large. Au moment de la ponte, ils contiennent plusieurs blastomères formant une morula de couleur brunâtre (Figure n°5). Relativement uniformes par leur taille et leur forme, il est extrêmement difficile de distinguer les œufs de grands et petits strongles à l'examen coproscopique, à l'exception notable des œufs du genre *Tridontophorus* (grand strongle). Seule la mise en culture de ces œufs, réalisée en laboratoire permet d'obtenir des larves, dont les caractéristiques morphologiques sont différentes. Toutefois, l'identification spécifique des petits strongles requiert une expérience importante.

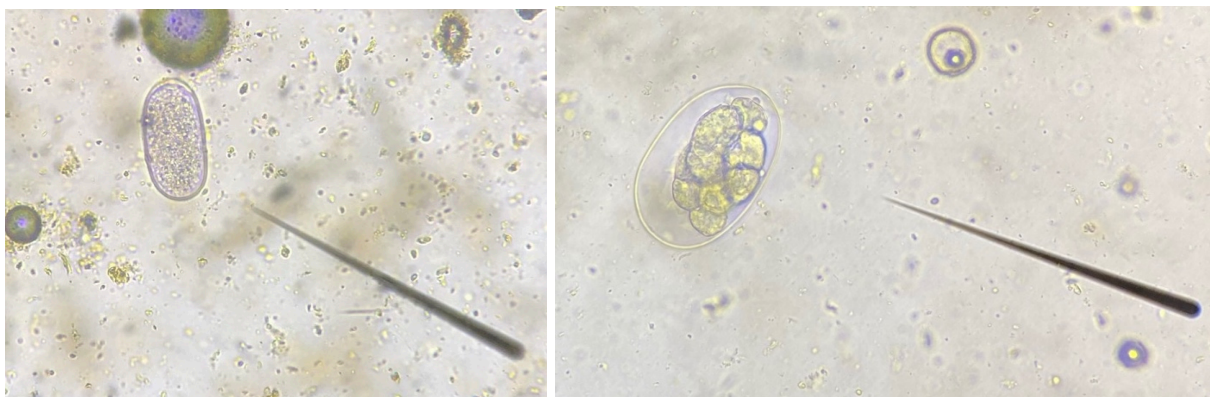


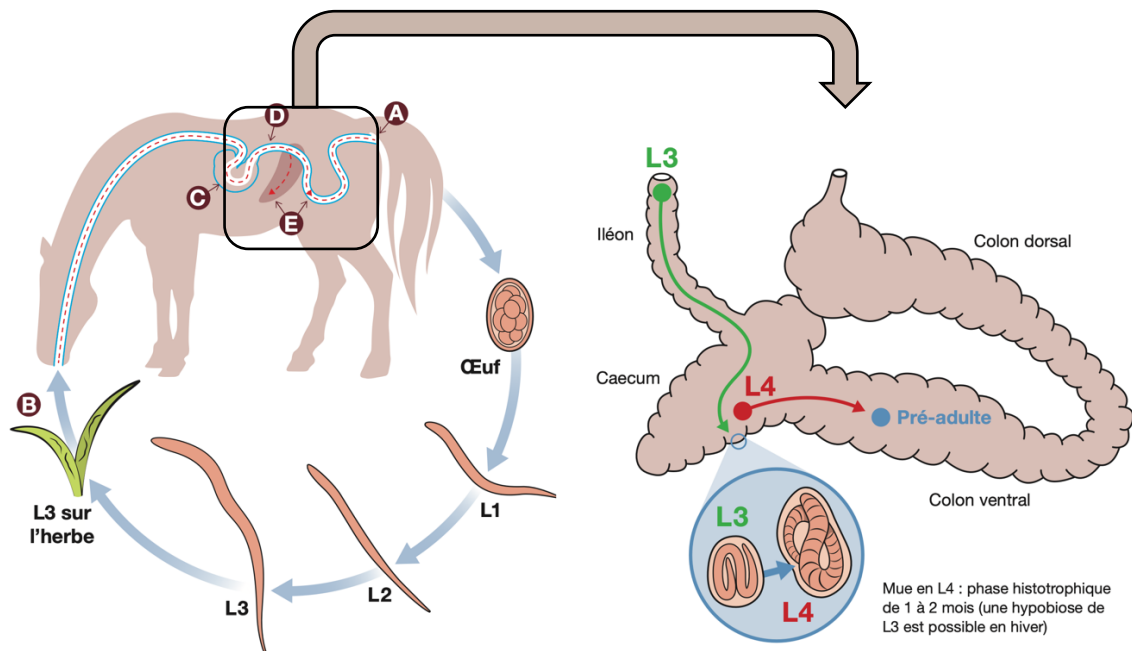
Figure n°5 : Œufs de cyathostomes en microscopie optique à l'objectif x100 (crédit photographique Téri Bastien).

2. Cycle parasitaire

Les équidés se contaminent au pré en ingérant des larves L3 encore protégées par l'exuvie de L2 (Figure n°6). Après dégainement de la larve L3 dans l'intestin grêle par l'action des sucs gastriques, les larves « early L3 » (EL3) migrent jusqu'au cæcum et au colon. Ces larves pénètrent dans la muqueuse et la sous-muqueuse où elles s'enkystent au niveau des glandes de Lieberkühn. Elles peuvent ensuite suivre deux évolutions :

- Les larves EL3 muent en larves « late L3 » (LL3), puis EL4 (early L4) avant de devenir des LL4 (late L4) qui migrent hors du nodule kystique vers la lumière intestinale. La période prépatente est alors courte, de 4 à 6 semaines.
- Elles entrent en hypobiose, c'est-à-dire dans un état de vie ralentie, dans lequel elles peuvent rester pendant 4 mois à 2,5 ans. Il s'agit alors de larve IL3 (inhibited L3), elles apparaissent en général pendant les périodes de basses températures dans les pays tempérés. Lors de la levée d'hypobiose les IL3 évoluent vers les formes LL3 et L4. Cette reprise du développement est souvent concomitante avec la fin de l'hiver. L'hypobiose et l'enkystement des cyathostomes permet la survie à des conditions climatiques basses, qui les tueraient dans l'environnement et leur confère, du fait du métabolisme ralenti et de la protection de l'enkystement une protection contre la quasi-totalité des traitements antiparasitaires.

Par la suite, les L4 migrent vers la lumière intestinale puis se transforment en stade 5 (S5 ou pré-adultes) puis en adultes qui se reproduisent. Les œufs sont excrétés dans l'environnement via les fèces. L'œuf éclot pour donner une L1 rhabditoïde qui mue successivement en L2 rhabditoïde puis en L3 strongyloïde, qui est le stade infestant. Le développement dépend de la température : il est plus long au printemps et en automne, il n'a pas lieu en hiver. Si les conditions climatiques sont optimales c'est-à-dire que les températures sont entre 25 et 33°C et l'humidité entre 57 et 63%, les L3 infestantes sont présentes sur la pâture 3 à 4 jours après l'émission des œufs dans les crottins. Les larves migrent des fèces vers l'herbe environnante uniquement en présence d'humidité.



- A: Elimination des œufs dans les crottins
- B: Ingestion du stade larvaire L3
- C: Lyse de l'exuvie sous l'action des sucs gastriques
- D: Migration de la larve L3 dans la muqueuse de l'intestin grêle
- E: Développement dans la muqueuse et de la sous-muqueuse du caecum et du colon, mue en stade L4, migration vers la lumière intestinale, passage au stade adulte

Figure n°6 : Cycle évolutif des cyathostomes d'après ESCCAP (*European scientific counsel companion animal parasites*, 2019), modifié d'après (Deplazes et al, 2016).

3. Signes cliniques associés à l'infestation

La cyathostomose larvaire aiguë survient généralement en fin d'hiver et au début du printemps chez les chevaux jeunes (moins de 7 ans, majoritairement entre 1 et 3 ans), fortement infestés car il y a une réactivation rapide et massive de larves en hypobiose, entraînant une inflammation massive du gros intestin. La diarrhée aiguë profuse et d'apparition brutale peut évoluer parfois vers la chronicité. Elle est malodorante, et s'accompagne de coliques modérées ou intenses, de perte de poids progressive et parfois de fièvre (surtout lors d'infections secondaires notamment par des salmonelles). La mortalité n'est pas rare, et peut atteindre 50% des chevaux traités. Il est possible d'observer également une perte d'appétit, un poil piqué, de la déshydratation, de l'anémie et des œdèmes des parties déclives (hypoalbuminémie). À l'inverse, certains chevaux peuvent être massivement parasités par des stades larvaires et adultes sans jamais présenter aucun symptôme.

4. Diagnostic

D'un point de vue épidémiologique, il y a suspicion de cyathostomose chez des chevaux vivant au pré, jeunes, dont la charge à l'hectare du troupeau est importante ou en surpâturage, ayant des traitements anthelminthiques aléatoires. Il est parfois possible de trouver des formes larvaires, pré adultes et adultes dans les crottins. Le diagnostic de laboratoire repose sur la réalisation de coproscopie, pour la détection des œufs et des larves (notamment lors d'épisodes diarrhéiques aigus). La mise en évidence des œufs repose sur des méthodes de flottation (comme par exemple la technique de McMaster), de sédimentation ou combinant les deux. Les larves sont recherchées par filtration sur tamis de 40 µm de diamètre avec une coloration par une solution d'iodure de potassium iodée. Dans l'ensemble, les comptages coproscopiques doivent être interprétés avec une grande prudence, principalement parce que les infestations à petits strongles courantes sont souvent peu pathogènes. Par conséquent, la simple présence d'œufs de strongles dans les matières fécales a peu de valeur diagnostique en l'absence de signes cliniques pour l'animal au moment de l'analyse. C'est toutefois une donnée épidémiologique importante car elle indique la présence de strongles et l'animal peut être soumis potentiellement à un risque de cyathostomose larvaire. En effet, il convient de rappeler que les phases larvaires sont généralement plus pathogènes que les vers adultes, de sorte qu'un nombre d'œufs nul n'exclut pas la possibilité de manifestations cliniques en lien avec l'infestation (Reinemeyer et al, 2018). Le nombre d'œufs n'a pas de corrélation directe avec la charge parasitaire, comme l'a démontré une étude rétrospective (Nielsen et al. 2010).

5. Traitement

L'arsenal thérapeutique disponible pour le traitement des petits strongles est peu diversifié. Il est possible de recourir globalement à trois familles de molécules, toutes administrées par voie orale : les lactones macrocycliques, les benzimidazolés, et les tétrahydropyrimidines. Toutefois des résistances sont rapportées avec des niveaux importants pour les benzimidazolés. Les lactones macrocycliques ont l'avantage d'être rémanentes car les produits persistent dans le tissu adipeux. L'ivermectine est administrée à la posologie de 0,2 mg/kg et la moxidectine à 0,4 mg/kg (Hutchens et al, 1999). Les deux ont une efficacité contre les adultes, seule la moxidectine a une activité imparfaite contre les larves enkystées.

Dans la famille des benzimidazolés la molécule la plus utilisée est le fenbendazole à la posologie de 7,5 mg/kg qui est efficace contre les adultes en une prise unique (*Index des RCP* (Résumé des caractéristiques du produit) [consulté le 06/02/2022]) et contre les larves seulement si le traitement est effectué 5 jours de suite. Le mébendazole à la dose de 8,8 mg/kg peut également être utilisé. Il existe également l'oxibendazole par voie orale à la posologie de 10 mg/kg, mais cette molécule ne possède pas d'AMM en France (DiPietro et al, 1987). Parmi les dérivés de tétrahydropyrimidines, le pamoate de pyrantel est très efficace contre les formes adultes à la posologie de 6,6 mg/kg (d'après le RCP). En cas de cyathostomose larvaire aigue il est également nécessaire de mettre en place un traitement symptomatique de soutien contre la diarrhée.

II. *Strongylus* spp (grands strongles)

Les grands strongles sont des nématodes de la classe des Secernentea de l'ordre des Strongylida, de la super famille des Strongyloidea, de la famille des Strongylidés Les espèces les plus fréquemment rencontrées sont les suivantes : *Strongylus edentatus*, *Strongylus equinus* et *Strongylus vulgaris*. Une quatrième espèce existe mais n'est pas présente en Europe et l'espèce la plus pathogène est *S. vulgaris*. La forme adulte parasite le gros intestin (cæcum et colon ventral), et les larves ont une phase de migration somatique hors de l'intestin contrairement aux petits strongles.

Autres genres : *Triodontophorus* (*T. brevicauda minor*, *T. serratus*, *T. tenuicollis*), *Oesophagodontus*, *Craterostomum*, *Bidentostomum*.

1. Morphologie

La morphologie des adultes est variable en fonction de l'espèce.

Strongylus vulgaris

Il mesure environs 15 mm de long pour les mâles et de 20 à 25 mm pour les femelles. La capsule buccale est globuleuse et possède une double couronne de denticule sur son bord antérieur, ainsi qu'une paire de dents arrondies dans le fond (Figure n°7).

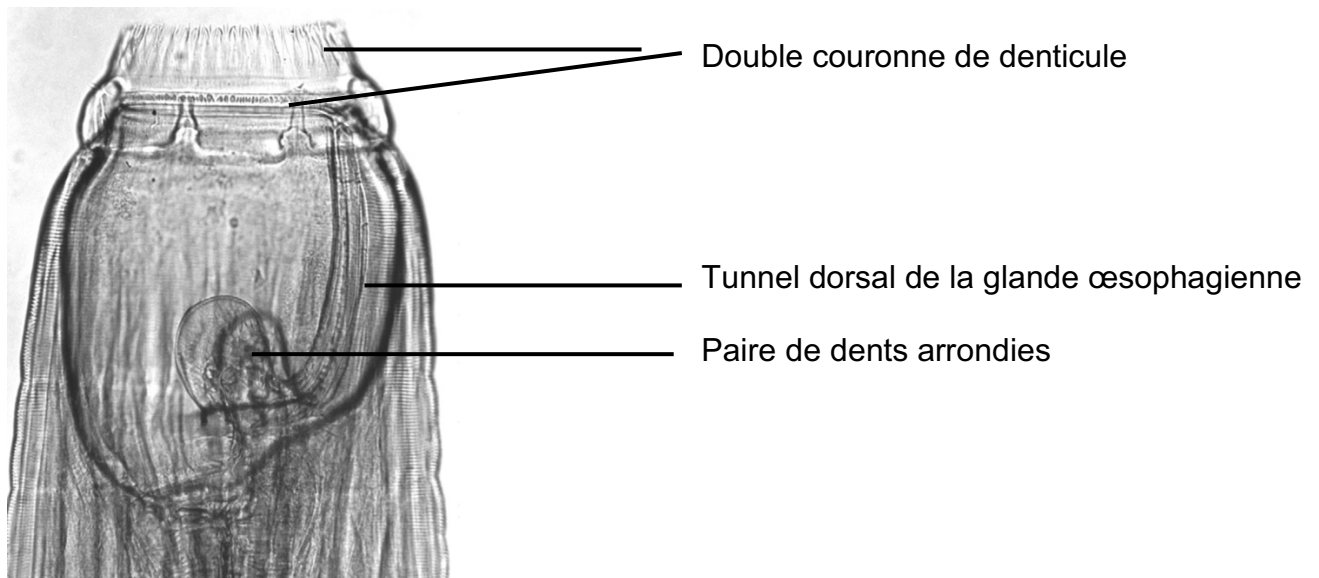


Figure n°7 : Partie antérieure en vue latérale de *S. vulgaris*, (Lichtenfels et al, 2008)

Strongylus equinus

Il mesure 30 mm de long pour les mâles et entre 40 et 45 mm pour les femelles. La capsule buccale est globuleuse et possède une double couronne de denticule sur son bord antérieur, ainsi qu'une dent dorsale à pointe bifide et une paire de dents ventrales pointues au fond de sa capsule buccale (Figure n°8).

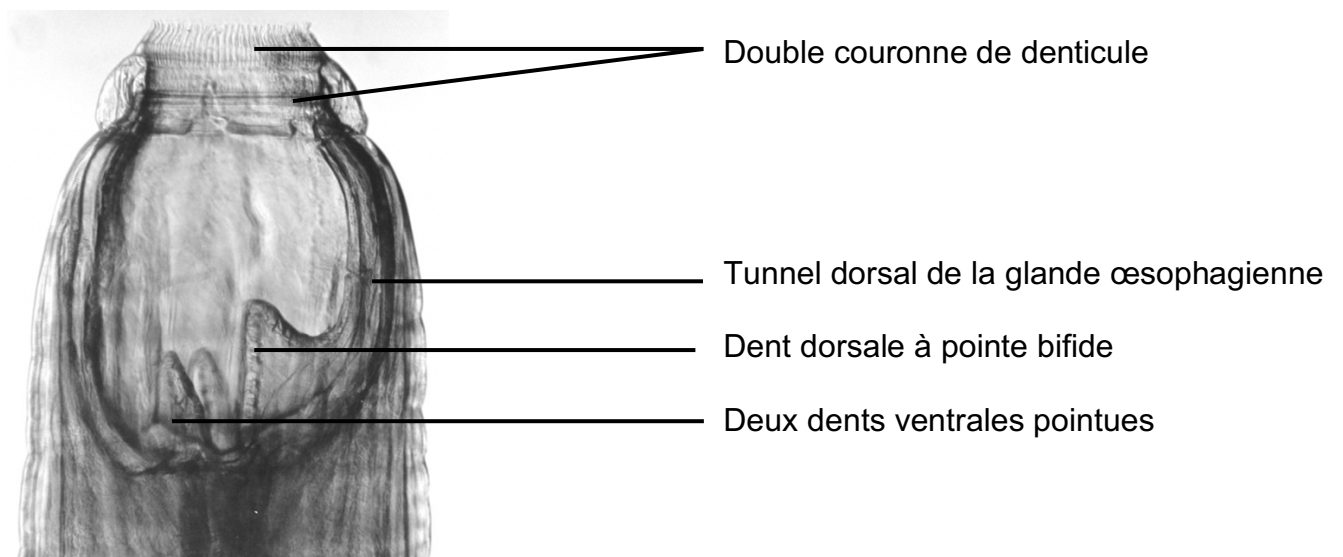


Figure n°8 : Partie antérieure en vue latérale de *S. equinus*, (Lichtenfels et al, 2008).

Strongylus edentatus

Il mesure entre 25 et 30 mm de long pour les mâles et entre 35 et 40 mm pour les femelles. La capsule buccale est globuleuse et possède une double couronne de denticule sur son bord antérieur. Il doit son nom au fait qu'il ne possède aucune dent dans le fond de sa capsule buccale (Figure n°9).

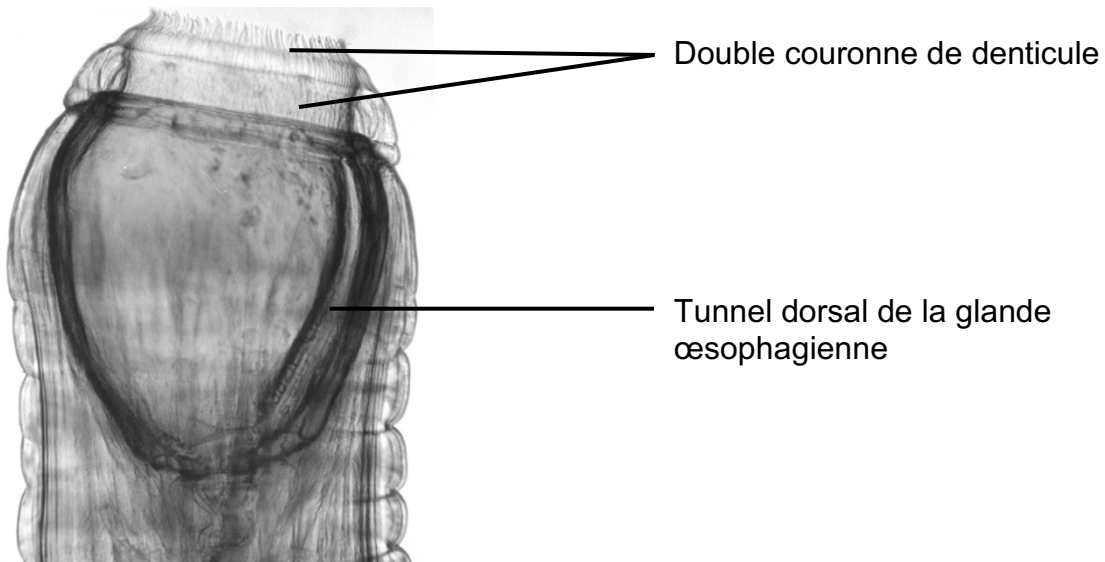


Figure n°9 : Partie antérieure en vue latérale de *S. edentatus*, (Lichtenfels et al. 1975).

Triodontophorus spp

Il s'agit de strongles de taille moyenne, les adultes sont de taille similaire à *S. edentatus*. Il possède une capsule buccale ovale, dont les parois sont concaves, plus épaisses en avant et en arrière (Figure n°10).

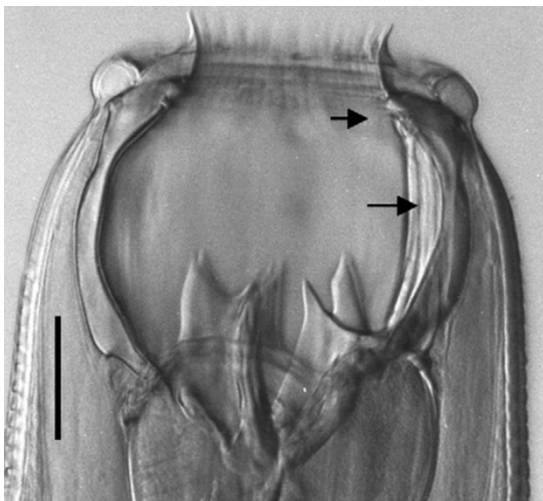


Figure n°10 : Capsule buccale de *Triodontophorus serratus* en vue latérale. Les flèches montrent le tunnel dorsal (ou gouttière dorsale) de la glande œsophagienne. (Lichtenfels et al, 2008)

Les larves infestantes de *S. vulgaris* pourvues d'une queue flagelliforme peuvent être différenciées des autres espèces de strongles car elles contiennent 28 à 32 cellules intestinales distinctes (Figure n°11), celles de *S. edentatus* sont plus allongées et possèdent seulement 18 à 20 cellules intestinales.



Figure n°11 : Larve de troisième stade de *S. vulgaris* (Reinemeyer et al, 2018)

La morphologie des œufs de grands strongles est identique à celle des cyathostomes. La seule exception est *Triodontophorus*, pour lequel les femelles émettent des œufs dont la taille est deux fois supérieure à celles des œufs de type strongles classiquement observés (Figure n°12).

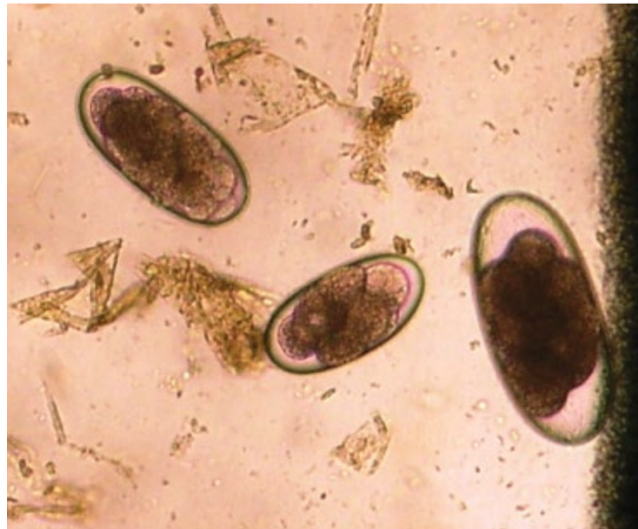


Figure n°12 : A gauche, œufs de type strongle « classique » (*Cyathostome* ou *Strongylus* par exemple), à droite, œuf de *Triodontophorus*. (Reinemeyer et al, 2018)

2. Cycle parasitaire

S. vulgaris

Ce parasite est reconnu comme étant le nématode le plus pathogène chez les équidés. Les chevaux s'infestent en ingérant les larves L3 strongyloïdes présentes sur les brins d'herbe, son exuvie est digérée dans l'intestin grêle puis il y a migration dans la sous muqueuse et mue en L4 (Figure n°13). La L4 migre ensuite à la surface ou dans la paroi des artères à contre-courant jusqu'à l'artère mésentérique crâniale. Quelquefois, les L4 s'égarent et migrent dans les artères iliaque ou spermatique.

Au fur et à mesure de leur migration, les larves créent un thrombus (avec accumulation de fibrine) qui leur sert d'abri. Elles y séjournent plusieurs semaines puis muent en stade pré-adulte (S5). Le stade 5 se dégage du thrombus et est entraîné dans le flux sanguin jusqu'à retourner au niveau de la paroi de l'intestin grêle ou du gros intestin pour y former un nodule pariétal autour du vaisseau. Au bout de quelques semaines, ce nodule se rompt et les S5 sont libérés dans la lumière intestinale où ils acquièrent leur maturité sexuelle dans la lumière du gros intestin. Après accouplement, les femelles pondent des œufs éliminés dans les crottins, le stade L1 se développe au sein de l'œuf dans l'environnement extérieur. L'œuf éclot, puis il y a mue de la L1 rhabditoïde en L2 rhabditoïde puis en L3, stade infestant. Cette évolution dans l'environnement peut avoir lieu en environ une semaine en été en climat tempéré. Les L3 peuvent survivre à des températures proches de 0°C ce qui implique qu'elles peuvent survivre et demeurer infestantes sur la pâture lors d'un hiver doux. La période prépatente est de 6 à 7 mois.

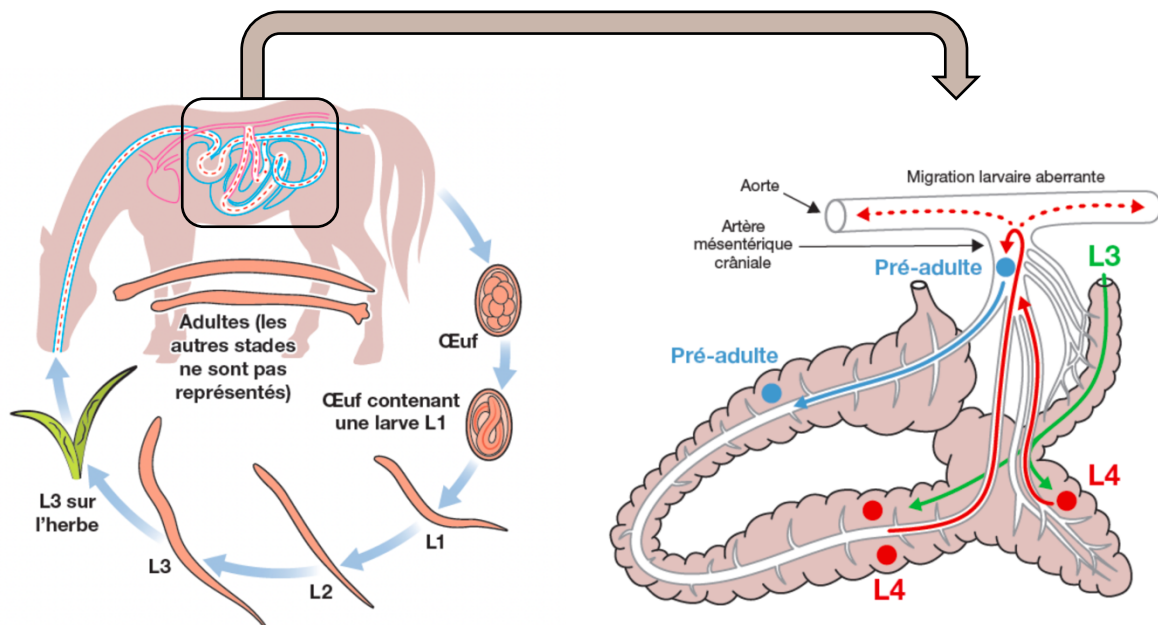


Figure n°13 : Cycle évolutif de *S. vulgaris* d'après (ESCCAP 2019) modifié d'après (Deplazes et al, 2016).

S. equinus

La phase de migration est différente de celle de *S. vulgaris* : les L3 muent en L4 après avoir envahi la muqueuse du cæcum et du colon. Elles migrent ensuite à travers le péritoine viscéral pour arriver dans la cavité péritonéale puis traversent le pancréas pour atterrir au niveau du foie où elles séjournent pendant plusieurs semaines. C'est dans le tissu hépatique que les L4 muent en stade 5 immature, celui-ci retourne dans le gros intestin en passant à nouveau par le pancréas. Il n'y a pas de manifestations cliniques majeures associées aux migrations larvaires de cette espèce parasitaire. Sa période prépatente est de 9 mois.

S. edentatus

Suite à leur ingestion, les L3 sont transportées via le système porte vers le foie où elles muent en L4. Elles migrent à travers le parenchyme hépatique puis quittent le foie via le ligament hépato-rénal, pour arriver dans le tissu conjonctif sous péritonéal pariétal (flanc droit). La mue en S5 se produit au sein de nodules rétro-péritonéaux, ils migrent ensuite entre la base du cæcum et la paroi abdominale puis se retrouvent dans la lumière du gros intestin où ils muent en adulte. La période prépatente est de 11 à 12 mois.

Triodontophorus sp

Le cycle de genre est très similaire à celui des Cyathotominés, malgré son rattachement phylogénétique au groupe des grands strongles. La première partie du cycle (de la présence de l'œuf dans l'environnement, à l'ingestion de la larve infestante L3 par un équidé) est similaire à celle des autres strongles. Mais de la même manière qu'un petit strongle, les larves L3 pénètrent dans la muqueuse intestinale, et leur migration se limite à la séreuse où elles muent en L4, puis en pré-adulte et en adulte. Son pouvoir pathogène est limité, ils sont en général associés à d'autres espèces et interviennent en augmentant le pouvoir pathogène des autres parasites.

3. Signes cliniques associés à l'infestation

Le grand strongle *S. vulgaris* est associé à un taux de mortalité élevé résultant de l'artérite vermineuse associée aux stades larvaires en migration (Nielsen et al. 2016). La pathogénicité la plus importante est donc due à la présence des larves dans le système artériel.

Tout d'abord les larves entraînent une réaction inflammatoire de l'endothélium des artères favorisant la formation de thrombus qui oblitèrent les artères, notamment l'artère mésentérique voire le développement d'anévrisme dit vermineux. Les symptômes sont variables selon la localisation des lésions artérielles : syndrome colique aigu, fièvre, perte d'appétit, dépression, diarrhée, syndrome abdominal aigu avec infarctus intestinal non étranglé en cas d'artérite de l'artère mésentérique (épaississement de l'intima avec diminution du diamètre artériel), boiterie postérieure à chaud lors de thrombose aorto-iliaque, signes neurologiques divers asymétriques en cas de migration dans le système nerveux central. Des cas de mort subite ont également été rapportés (atteinte des artères coronaires, arc aortique, rénales, rupture de l'anévrisme). Les adultes peuvent également être à l'origine de signes variables : hypoprotéinémie, ulcérations de la muqueuse du gros intestin, anémie.

S. edentatus se localise au niveau du péritoine du flanc droit, des douleurs locales sont observables : à la jambe du cavalier par exemple, démarche hésitante, appréhension à la mobilisation postérieur droit. Des coliques sourdes peuvent être observées, le cheval observant son flanc droit. La mort par état de choc peut survivre dans des cas plus rares avec des signes de péritonite (ventre dur et douloureux) consécutivement à une infestation massive.

Les infestations par *S. equinus* sont plus discrètes et causent peu de signes cliniques, parfois une éosinophilie lors des phases de migration larvaires. Chez les poulains, les signes cliniques peuvent être plus marqués et la mort par cachexie peut survenir lors de l'absence de prise en charge adaptée : retard de croissance, amaigrissement, pica, diarrhée nauséabonde, coliques.

4. Diagnostic

La suspicion épidémiologique se fait dans de la même manière que pour les petits strongles : jeunes chevaux, en surpâturage, vivant au pré. Le diagnostic se fait par coproscopie pour observer les œufs et/ou par coproculture pour observer les larves. Au stade larvaire 3, les grands strongles peuvent être différenciés des autres strongles par comptage de ses cellules intestinales. Le diagnostic coproscopique peut s'avérer négatif même si les signes cliniques sont dus à cette parasitose car ces derniers peuvent apparaître avant la fin de la période prépatente.

5. Traitement

Les traitements efficaces sont les suivants :

- Les lactones macrocycliques : ivermectine (0,2 mg/kg) et moxidectine (0,4 mg/kg), (DiPietro, Todd 1987) les deux ont une efficacité contre les adultes et les larves de grands strongles.
- Benzimidazolés : le fenbendazole (7,5 mg/kg) est efficace contre les adultes et les larves. Le mébendazole (8,8 mg/kg) peut également être utilisé. Il existe également l'oxibendazole par voie orale à la posologie de 10 mg/kg (DiPietro, Todd 1987), mais cette molécule ne possède pas d'AMM en France.
- Tétrahydropyrimidines : le pyrantel est efficace contre les formes adultes uniquement, à la posologie de 6,6 mg/kg (Index des Résumés des Caractéristiques du Produit (RCP) [consulté le 12/02/22]).

III. *Ascaridés: Parascaris equorum et Parascaris univalens*

Les *Parascaris* sont des nématodes de la classe des Secernantea, de l'ordre des Ascaridida, et de la famille des Ascaridés. Les deux espèces infestant les équidés sont *P. equorum* et *P. univalens*. La forme adulte parasite la lumière de l'intestin grêle où ils sont chymivores.

1. Morphologie

Ce sont des parasites de grande taille (Figure n°14) : de 15 à 50 cm de long et de 1 à 2 cm de large, les femelles sont plus grandes que les mâles. Leur coloration est blanchâtre, avec un corps rigide et transparent.



Figure n°14 : *Parascaris* spp adulte dans l'intestin grêle d'un cheval (Reinemeyer et al, 2018)

Comme tous les Ascaridida, ils possèdent une bouche entourée de 3 lèvres volumineuses (Figure n°15). De couleur gris sombre, chaque lèvre est divisée en deux parties par une échancrure à leur moitié, formant ainsi une partie antérieure et une partie postérieure. Ces lèvres sont pourvues de papilles sensorielles. Morphologiquement, il est impossible de distinguer *P. equorum* et *P. univalens*, seul leur génome le permet.



Échancrure sur une des trois lèvres

Figure n°15 : Extrémité antérieure de *Parascaris equorum* femelle adulte : forme caractéristique de ses lèvres. (Bowman 2020)

Les œufs de *Parascaris* sont quasi sphériques, bruns à paroi épaisse et irrégulière. L'épaisseur importante de cette paroi confère à l'œuf une capacité de résistance importante dans l'environnement. Au moment de la ponte et de son émission suivante dans les fèces, le contenu est non segmenté, il s'agit d'une seule cellule qui n'occupe pas tout le volume de l'œuf. Il mesure environ 100 µm de diamètre et est de couleur brun foncé (Figure n°16).

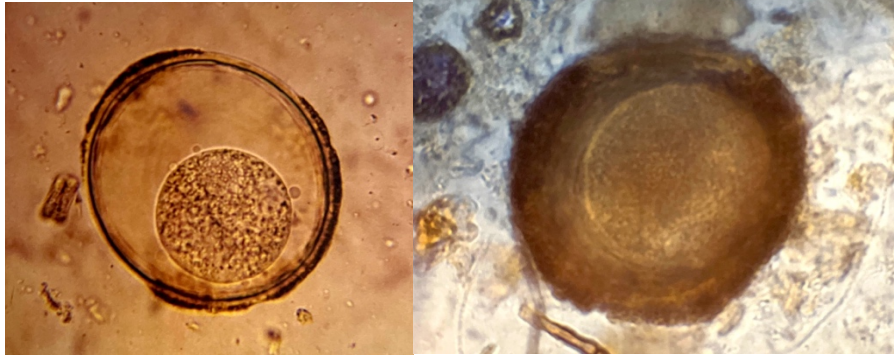


Figure n°16 : Œufs de *Parascaris* en microscopie optique (Beugnet et al, 2004)

2. Cycle parasitaire

Les jeunes chevaux s'infestent en ingérant des œufs embryonnés contenant la larve L3 (forme infestante) soit dans l'environnement, soit au moment de la tétée des poulains (Figure n°17). Le pourtour des mamelles de la jument pouvant être souillé par ces derniers relativement collant. Cette forme est très résistante dans l'environnement : elle peut survivre plusieurs années, même dans des conditions difficiles (notamment en cas de gel). L'environnement est donc une source de contamination permanente. La L3 est ensuite libérée dans la lumière du tube digestif et traversent la paroi de l'intestin grêle, puis dans les vaisseaux sanguins pour atteindre le foie via la veine porte. Elles atteignent ensuite le tissu hépatique, gagnent les veines hépatiques et la veine cave pour arriver aux poumons et au cœur droit. Au niveau des alvéoles pulmonaires, il y a mue en L4 qui remontent vers la trachée et le larynx puis est déglutit permettant son arrivée dans la lumière de l'intestin grêle. Il y a ensuite mue en pré-adulte et maturation sexuelle (stade adulte). Il s'agit d'un cycle entéro-hépto-pneumo-trachéo-entéral. Les femelles pondent jusqu'à plusieurs centaines de milliers d'œufs par jour, qui sont entraînés à l'extérieur avec les crottins. Au sein de cet œuf qui n'écloie pas dans l'environnement, se développe la L1 puis la L2 et enfin le stade infestant L3. La période prépatente est de 10 à 16 semaines. La période patente dépend du stade d'infestation de l'individu : s'il s'agit d'une primo-infestation elle dure 4 mois et sinon elle est réduite à moins d'un mois lors de réinfestations.

A : Libération de la larve L3 dans la lumière stomacale et intestinale, pénétration dans les veines intestinales
 B : Les larves migrent vers le foie via la veine porte, traversent le tissu hépatique et gagnent les veines hépatiques
 C : Migration vers les poumons via la veine cave et le cœur droit, pénétration au sein des alvéoles pulmonaires, remontée vers la trachée et le larynx, retour à la lumière de l'intestin grêle (mue en L4 puis pré-adulte, puis développement au stade adulte)

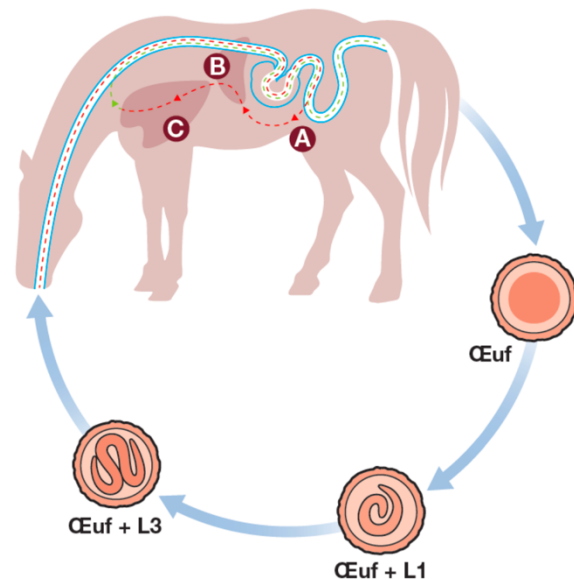


Figure n°17 : Cycle évolutif de *Parascaris equorum/univalens* d'après (ESCCAP 2019)

3. Signes cliniques associés à l'infestation

La plupart du temps, l'infestation par *Parascaris* sp est asymptomatique, et seul le rejet de quelques parasites dans les crottins peut alerter le propriétaire. Les « ascaridoses » équine atteignent les chevaux de tout âge mais touchent plus particulièrement les poulains de moins de 6 mois, et jusqu'à l'âge de deux ans une immunité se met en place progressivement. Les symptômes varient selon le stade parasitaire responsable : l'ascaridose imaginaire est à distinguer de l'ascaridose larvaire. Dans le cas d'ascaridose larvaire, c'est la migration tissulaire des larves qui est à l'origine de lésions : le tableau clinique est centré sur des signes respiratoires avec de la toux, un jetage bilatéral muqueux à purulent, de la polypnée, cela peut parfois se compliquer en broncho-pneumonie qui assombrit le pronostic et s'accompagne d'un retard de croissance. Les lésions dues aux migrations larvaires entraînent des petites hémorragies puis fibroses qui se manifestent sous forme de taches blanches (« milk spot ») sur le foie et les poumons. Les infections secondaires d'origine virale ou bactérienne sont favorisées. Des réactions d'hypersensibilité au contenu larvaire peuvent survenir dans de très rares cas.

Lors d'ascaridose imaginaire, les symptômes sont liés à la présence des adultes dans l'organisme et sont très variés : dysorexie, amaigrissement, diarrhée, poil piqué, coliques d'intensité variable. Ils sont responsables d'une entérite catarrhale, du fait de leur présence, leurs mouvements et les traumatismes locaux qu'ils engendrent.

Des coliques d'obstruction sont également possibles avec dans de rares cas perforations ou invagination intestinale. Une impaction vermineuse peut survenir lors d'occlusion partielle ou totale, simple ou compliquée. L'infestation massive est un facteur de risque et survient souvent suite à un traitement anthelminthique à cause de la masse de vers morts, et essentiellement chez des jeunes individus massivement infestés. Ce traitement peut également être à l'origine d'un état de choc allergique lié à la libération massive d'antigènes lors de la mort des parasites, précédé ou non de coliques. L'action spoliatrice de ce parasite s'observe surtout chez les jeunes en croissance avec des troubles osseux, tendineux et ligamentaire.

4. Diagnostic

Le diagnostic d'ascaridose repose sur l'observation coproscopique par flottaison d'œufs caractéristiques. Les vers adultes ou pré-adultes peuvent être directement observés dans les crottins. Cette parasitose est suspectée en priorité chez des jeunes poulains, en automne de leur première année, lorsque les locaux sont mal entretenus, et les poulains non vermifugés. La seule présence d'œufs dans les crottins justifie une vermifugation.

5. Traitement

Nous avons vu que la contamination des jeunes se fait par les œufs résistants présents dans l'environnement. Aussi, tous les chevaux partageant le même environnement qu'un individu positif doivent donc être traités même si le résultat coproscopique est négatif, surtout si les individus considérés sont jeunes. Un seul jeune cheval infesté peut contaminer l'environnement avec des millions d'œufs par jour, cette excrétion étant généralement beaucoup plus limitée chez les adultes. Les traitements efficaces sont les suivants : dans la famille des benzimidazolés, le fenbendazole est efficace contre les stades adultes à la posologie de 10 mg/kg en une prise. Le mébendazole, à la posologie de 8,8 mg/kg est efficace contre les adultes et les larves L4 (DiPietro et al, 1987). Il est conseillé de ne pas l'utiliser chez les animaux de moins de 400 kg. Les benzimidazolés sont à privilégier notamment chez les jeunes (utilisables à partir de l'âge de 6 semaines), car ils agissent lentement ce qui diminue le risque d'obstruction ascaridienne lors de la mort massive des vers adultes. Ensuite, le pyrantel à la posologie de 6,6 mg/kg (Index des RCP [20/02/2022]), est efficace sur les adultes.

Parmi les lactones macrocycliques : l'ivermectine à la posologie de 0,2 mg/kg et la moxidectine à la posologie de 0,4 mg/kg (Hutchens et al, 1999), ces deux molécules sont efficaces contre les adultes et partiellement sur les larves en migration. Elles sont contre indiquées chez les poulains de moins de 4 mois (troubles nerveux parfois mortels rapportés avec la moxidectine uniquement) et chez les individus fortement infestés. La mort brutale et/ou la paralysie des parasites entraîne la présence de bouchons pouvant entraîner des coliques.

Un traitement chirurgical peut s'avérer nécessaire dans les cas d'obstruction et d'invagination intestinale.

IV. Anoplocéphales

Les anoplocéphalidés sont une famille de parasites appartenant à la classe des Cestodes et à l'ordre des Cyclophyllidea. Les espèces rencontrées chez les équidés sont *Anoplocephala perfoliata*, *Anoplocephala magna* et *Paranoplocephala mamillana*. Le cestode *A. perfoliata* est la plus fréquemment rencontrée en Europe, *P. mamillana* est très rare. Ils se nourrissent du chyme intestinal par pinocytose. *Anoplocephala perfoliata* se situe dans le gros intestin le plus souvent au niveau de la valvule iléo-caecale (également iléon ou colon ventral), *A. magna* et *P. mamillana* dans l'intestin grêle.

1. Morphologie



Figure n°18 : *Anoplocephala magna* adulte (en haut), *Anoplocephala perfoliata* adulte (au milieu), et *Paranoplocephala mamillana* adulte (en bas) (Wheeler et al [consulté le 15/02/2022]). Photographe : Kaitlan Hovis, propriétaires du spécimen : Texas A&M College of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Pathobiology.

Anoplocephala perfoliata (Figure n°18, au milieu)

Il s'agit d'un vers plat, mesurant entre 1 et 8 cm de long sur 2 cm de large. Ses segments et notamment ceux qui sont ovigères (extrémité postérieure) sont plus larges que long. Son scolex inerme possède 4 ventouses et un lobe post céphalique en arrière de chacune d'elles (Figure n°19).

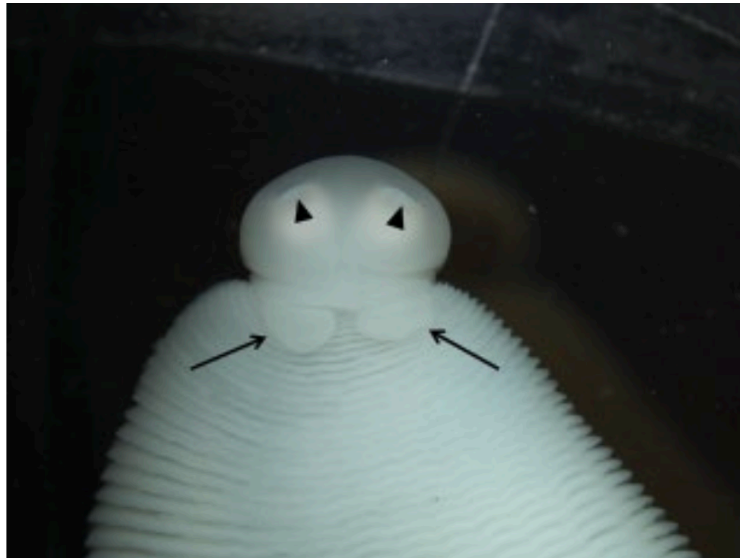


Figure n°19 : Partie antérieure (scolex) de *Anoplocephala perfoliata* adulte (Reinemeyer et al, 2018). Les flèches du haut indiquent les ventouses et les flèches du bas les lobes post-céphalique correspondant à chacune d'elle.

Anoplocephala magna (Figure n°18, en haut)

Il s'agit d'un vers plat, mesurant entre 2 et 8 cm de long sur 2 cm de large. Ses segments notamment ovigères sont également plus larges que long et ils possèdent 4 ventouses et un scolex sans crochet (Figure n°20).



Figure n°20 : Partie antérieure (scolex) de *Anoplocephala magna* adulte (Wheeler et al [consulté le 15/02/2022]) Photographie : Lance Wheeler, propriétaires du spécimen : Texas A&M College of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Pathobiology.

Paranoplocephala mamillana (Figure n°18, en bas)

Il s'agit de l'espèce la plus petite par rapport aux deux autres : environ 1,5 cm de long sur 0,5 cm de large avec un scolex inerme et quatre ventouses circulaires, et des segments également beaucoup plus larges que hauts (Figure n°21).

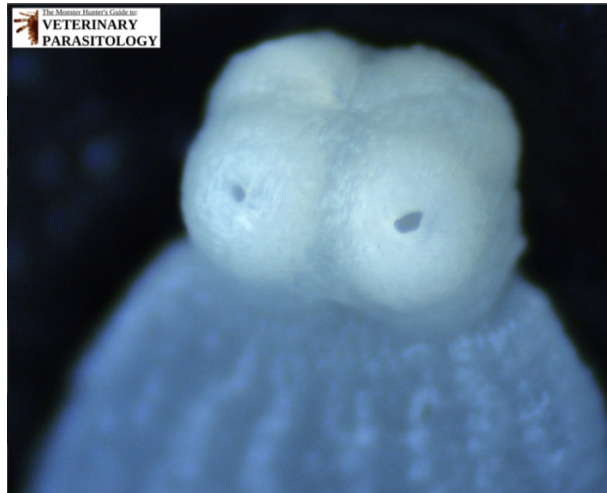


Figure n°21 : Partie antérieure (scolex) de *Paranoplocephala mamillana* adulte (Wheeler et al [consulté le 15/02/2022]) Photographie : Lance Wheeler, propriétaires du specimen : Texas A&M College of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Pathobiology

Les œufs d'Anoplocéphalidés sont de taille moyenne, mesurant environ 80 μm de long, plus ou moins hémisphérique, voire en forme de lettre D majuscule. Leur coque est épaisse et ils possèdent des stries concentriques. À l'intérieur de l'œuf, un embryon hexacanthé d'environ 15 μm est visible, il est contenu dans un appareil piriforme caractéristique de cette famille (flèche noire, Figure n°22).



Figure n° 22 : Œufs d'Anoplocéphalidés (Reinemeyer et al, 2018)

2. Cycle parasitaire

La contamination des équidés par les cestodes se fait généralement à la belle saison, et uniquement dans des prés hébergeant son hôte intermédiaire. Il s'agit d'acariens libres appartenant à la famille des Oribatidés, non parasite présents sur les pâtures. L'acarien a consommé des œufs d'Anoplocephalidés embryonnés directement infestants. Après éclosion dans son tube digestif, l'embryon hexacanthé gagne sa cavité générale où il devient une larve cysticercoïde infestante pour l'équidé en 35 à 120 jours. Jusqu'à trois larves par acarien peuvent se développer, elles sont la forme infestante pour les équidés. L'équidé s'infeste en ingérant sur de l'herbe un Oribate lui-même infesté par une ou plusieurs larves cysticercoïdes. Après ingestion de l'hôte intermédiaire, les cysticercoïdes sont libérées, s'attachent à la muqueuse intestinale et deviennent des cestodes adultes dans le tube digestif. Ces derniers libèrent des proglottis (segments ovigères avec œufs embryonnés) dans l'intestin grêle puis dans les fèces (Figure n°23). La rupture de la paroi du segment libère les œufs, soit au sol, soit parfois dans le tube digestif de l'équidé. La période prépatente est de 6 semaines. Les adultes survivent 4 à 6 mois, les œufs 1 à 2 mois et les larves survivent tant que l'acarien survit c'est-à-dire au maximum 18 mois.

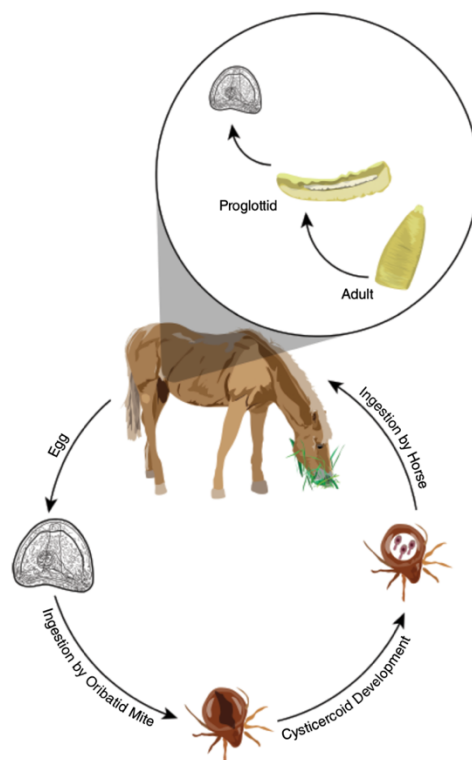


Figure n°23 : Cycle évolutif de *Anoplocephala perfoliata* (Reinemeyer et al, 2018) illustration réalisée par Jamie K. Norris.

3. Signes cliniques associés à l'infestation

La plupart des cestodoses cliniques sont dues à la présence d'*A. perfoliata* à partir de 25 individus, il est possible que des signes cliniques se manifestent et s'aggravent avec la charge parasitaire. Il est alors possible d'observer une obstruction au niveau de la valvule iléo-caecale et il en résulte des coliques avec une courbure pelvienne chargée. En moyenne, 20% des coliques spasmodiques et 80% des impactions iléo-caecales pourrait être attribuées à la présence des anoplocéphales.

Les parasites sont responsables de traumatismes locaux sur la paroi intestinale, d'une irritation, d'un arrêt du transit et parfois d'intussusception, avec *A. magna*. Il y a une action toxique due à la décomposition des parasites, ainsi que de manière mineure une action spoliatrice. Les signes cliniques sont très peu caractéristiques : mauvais état général, amaigrissement, apathie. Les segments dans les crottins sont caractéristiques mais irrégulièrement présents. Ils sont corrélés avec le nombre de parasites. Dans de nombreux cas, cette parasitose n'entraîne pas de signes cliniques mais cette affirmation est de plus en plus remise en cause de par la corrélation entre présence d'anoplocéphales et la manifestation de signes de coliques.

4. Diagnostic

Les infestations par les anoplocéphales sont difficiles à diagnostiquer car les œufs (proglottis matures) ne sont excrétés que par intermittence et le nombre d'œufs émis n'est pas corrélé avec la charge parasitaire. De plus ces œufs flottent mieux dans des solutions de densité plus élevées que le sel ($d = 1,20$), comme le sulfate de Zinc à 1,35. Afin d'améliorer la sensibilité, il est préférable de combiner cette flottaison avec une étape préalable de sédimentation sur des quantités importantes de crottins. En outre, un résultat est positif, ne permet pas d'affirmer qu'il s'agit bien de la cause de la colique le cas échéant.

Une modification d'une technique de comptage des œufs basée sur la centrifugation de 40 grammes de matières fécales a été validée pour avoir une sensibilité et une spécificité diagnostiques de 0,61 et 0,98, respectivement (Proudman et al,1992).

Pour détecter les charges de 20 vers et plus, la sensibilité de cette méthode s'est avérée être de 0,90, ce qui est très bon pour un test de diagnostic par coproscopie en parasitologie.

Le groupe de recherche de l'Université de Liverpool a développé le premier test de diagnostic sérologique disponible dans le commerce pour diagnostiquer cette parasitose (Proudman et al, 1996). Ce test mesure les anticorps spécifiques d'*A. perfoliata* et les niveaux de titre se sont avérés corrélés à la charge parasitaire. Cependant, étant un test basé sur les anticorps, il reflète davantage l'exposition présente ou passée que l'infestation réelle, et les chevaux peuvent rester séropositifs pendant des mois après le traitement (Abbott et al. 2008). Plus récemment, un test ELISA à base de salive a été validé et commercialisé au Royaume-Uni (Nielsen, 2016), il convient pour le dépistage à l'échelle d'un lot, ou dans la salive plutôt pour un dépistage à l'échelle individuel. Ils peuvent s'avérer faussement positifs chez des animaux ayant été en contact avec le parasite et traités depuis moins de 4 mois. Il existe des méthodes par PCR sur échantillons fécaux, mais elles sont peu utilisées.

5. Traitement

Le traitement de choix des cestodoses est le praziquantel à la dose de 1mg/kg par voie orale. Un unique traitement en fin d'automne ou début d'hiver s'avère suffisant dans la plupart des cas. Un traitement chirurgical peut s'avérer nécessaire dans les cas d'obstruction de la valvule iléo-caecale.

V. *Strongyloides westeri*

Strongyloides westeri est un petit nématode de la classe des Secernentea, de l'ordre des Rhabditida et de la famille des Strongyloïdés. Ils se développent dans l'intestin grêle, en région duodénale principalement, et sont hématophages.

1. Morphologie

Les adultes sont des vers fins de 6 à 9 mm de long et 0,05 mm de diamètre. Seules les femelles sont parasites. Elles possèdent un œsophage cylindrique qui mesure un quart de la longueur de leur corps (Figure n°24).



← Œsophage simple, environ $\frac{1}{4}$ de la taille du corps

Figure n°24 : Adulte femelle de *Strongyloides westeri* (Reinemeyer et al, 2018).

Les œufs émis sont de petite taille (45-55 μm x 25-30 μm), ovales (bords parallèles), à paroi mince, lisse et de coloration claire. Ils sont embryonnés mais la L1 qu'ils contiennent n'est pas toujours clairement visible (Figure n°25).



← Larve L1 contenue dans l'œuf

Figure n°25 : Œufs de *Strongyloides westeri* (Reinemeyer et al, 2018).

2. Cycle parasitaire

Ces nématodes présentent un cycle atypique (Figure n°26) puisque seules les femelles parthénogénétiques sont parasites mais ils sont également capables de se développer et d'émettre des larves infestantes (L3) dans le milieu extérieur sans passer par un stade parasitaire. Ils parasitent les jeunes de moins de 6 mois.

Il y a trois voies de contamination du poulain : pénétration des larves par voie transcutanée, ingestion de L3 via le lait maternel ou ingestion de larves infestantes sur de l'herbe contaminée. Après ingestion, les larves traversent la paroi de l'intestin grêle et entament une migration. Elles gagnent les poumons, et le pharynx via la trachée où elles sont dégluties puis retournent au niveau de l'intestin grêle où elles deviennent des adultes. Les adultes se logent à la base des microvillosités intestinales.

Ils pondent des œufs contenant directement la larve L1 qui sont émis dans l'environnement via les crottins. Elles se développent ensuite jusqu'au stade L3 et puis il y a deux possibilités :

- Elles continuent leur développement dans l'environnement en L4 puis en adulte, mâle ou femelle. Après accouplement et fécondation, les femelles émettent à nouveau des œufs embryonnés dans l'environnement sans être passée par un stade parasitaire
- Elles arrêtent leur développement au stade infestant et sont donc limitées à une existence parasitaire. Elles infestent les poulains par une des trois voies citées précédemment et poursuivent leur cycle parasitaire.

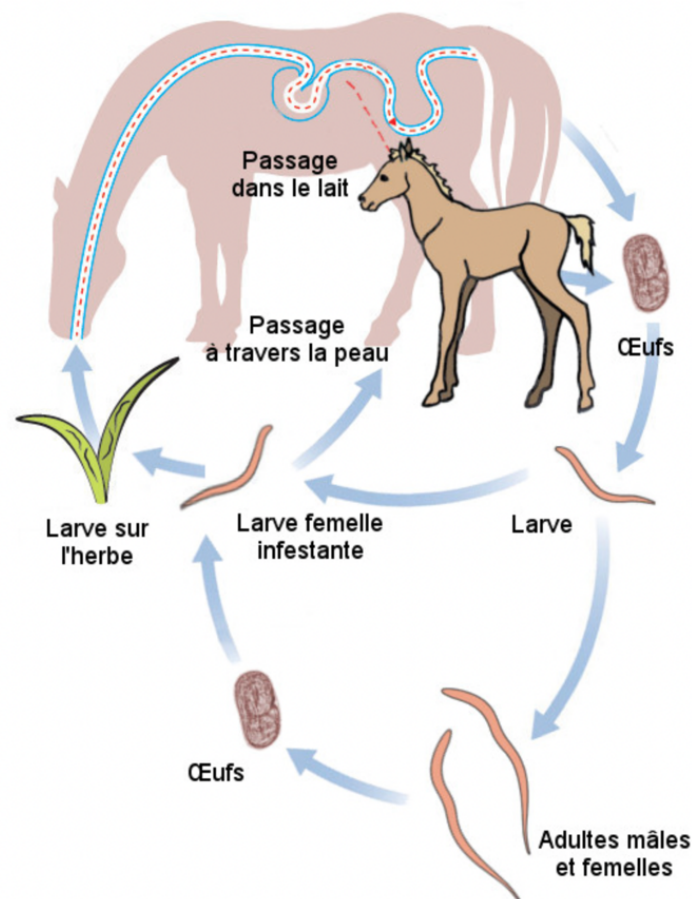


Figure n°26 : Cycle évolutif de *Strongyloides westeri* d'après (ESCCAP 2019).

La voie lactogène est considérée comme la voie principale d'infestation. Les chevaux adultes, âgés de plus de 6 mois et qui ont déjà rencontrés le parasite sont immunisés. Ils ne permettent pas l'installation du vers dans le tube digestif. Aussi, les parasites sont distribués dans divers tissus somatiques, où ils peuvent résider pendant plusieurs années. Chez les femelles, les hormones de gestation stimuleraient les larves somatiques qui migrent vers le tissu mammaire : elles sont présentes dans le lait des mères dès le quatrième jour post-partum et sont ingérés par les poulains allaités. Le nombre de larves dans le lait culmine environ 10 à 12 jours après la mise-bas, mais des larves ont été récupérées dans des échantillons de lait jusqu'à 47 jours après la naissance. Les plus fortes concentrations de larves ont été collectées à partir d'échantillons prélevés le matin. Il n'est pas certain que les larves lactogènes subissent une migration pulmonaire une fois qu'elles infestent les poulains.

3. Signes cliniques associés à l'infestation

La plupart des infestations chez les poulains sont asymptomatiques. Les signes cliniques se manifestent au cours de premières semaines de vie. Les femelles parasites sont enchâssées dans la muqueuse de l'intestin grêle et peuvent provoquer une inflammation locale se manifestant cliniquement par de la diarrhée, en particulier lorsque la charge parasitaire est importante. Cependant, l'implication de ce parasite dans les syndromes diarrhéiques du poulain fait encore l'objet de discussions : la coproscopie peut révéler la présence d'un très grand nombre d'œufs et de larves aussi bien chez les animaux présentant une diarrhée que chez des animaux asymptomatiques. En plus de la diarrhée, les poulains atteints de strongyloïdose clinique peuvent présenter de l'anorexie et de la léthargie. La mort peut survenir dans des cas extrêmes. Les poulains peuvent également manifester des troubles dermatologiques, dans le cas de transmission percutanée : dermatite avec poils ternes, érythème, prurit. Des phénomènes d'hypersensibilité se mettent en place.

4. Diagnostic

Le diagnostic est posé grâce à une analyse coprologique basée sur une méthode de flottaison avec utilisation de solution sursaturée en sel. L'utilisation de sulfate de zinc détruisant la plupart des œufs n'est pas recommandée. La méthode de Baermann permet également de mettre en évidence des L1 qui ont éclos.

Les poulains peuvent excréter des œufs dès l'âge de cinq jours, parfois jusqu'à 2000 œufs par gramme. Cependant, la relation entre un résultat coproscopique positif et la présence de signes cliniques n'est pas clairement établie puisque de nombreux individus ayant des résultats positifs sont asymptomatiques.

5. Traitement

La lutte contre ce parasite repose sur un traitement médical associé à des mesures d'hygiènes. Les molécules efficaces sont les suivantes :

- Lactones macrocycliques : l'ivermectine est efficace à la dose usuelle de 0,2 mg/kg. (DiPietro et al, 1987) La moxidectine est efficace mais ne doit pas être utilisée car elle entraîne une toxicité nerveuse chez les poulains de moins de 4 mois quand elle est seule, et de moins de 6 mois quand elle associée au praziquantel.
- Benzimidazolés : le fenbendazole est efficace mais doit être prescrit à la posologie de 50 mg/kg au lieu de 7,5mg/kg (Love, 2003). Il y a également l'oxibendazole par voie orale à la posologie de 15 mg/kg, mais cette molécule ne possède pas d'AMM en France.

VI. Autres parasites rencontrés

1. Gastérophiles

Il s'agit d'insectes de l'ordre des Diptères, du sous ordre des Brachycères, de la famille des Œstridés et du genre *Gasterophilus*. Les espèces les plus fréquemment rencontrées en Europe sont les suivantes : *Gasterophilus intestinalis* (la plus importante), *G. nasalis*, *G. haemorrhoidalis*, *G. inermis*, et *G. pecorum* (la plus rare). Les adultes ressemblent à de gros bourdons (environ 1,5 cm de long) : coloration brune, pièces buccales de taille réduite, chez les femelles, l'oviscapte est replié sous l'abdomen pendant le vol et déplié uniquement lors de la ponte. Ils ne se nourrissent pas, et vivent uniquement sur leurs réserves larvaires, car leur vie d'adulte est consacrée à la reproduction. Les œufs sont de couleur jaunâtre, operculés et mesurant environ 2 mm. Les larves de *G. intestinalis* sont de forme cylindrique, mesurant environ 2 cm avec 12 segments et deux paires de crochets buccaux (Figure n°27).

Les bords antérieurs des segments 2 à 11 possèdent une à deux rangées d'épines suivant les espèces et pour *G. pecorum*, les segments 9 à 11 en sont dépourvus. Leur extrémité postérieure se compose de 2 plaques stigmatiques réniformes placées au fond d'une chambre stigmatique bordée de 2 lèvres mobiles occultantes. Les stigmates sont organisés en 3 arcs parallèles.



Figure n°27 : Larve 3 de *Gasterophilus* (Zajac et al. 2021) Photo prise par le Dr. Manigandan Lejeune, Animal Health Diagnostic Center, Cornell University, Ithaca, NY.

Les adultes pondent leurs œufs sur le pelage des équidés : au niveau des membres antérieurs, épaules et flancs pour *G. intestinalis*, au niveau des mandibules pour *G. nasalis* par exemple. *G. pecorum* est une exception puisque les femelles pondent dans l'environnement. La ponte peut être un événement stressant pour les équidés, car les femelles produisent un bourdonnement important. L'éclosion des œufs se fait soit suite à un stimulus mécanique comme du léchage par exemple (*G. intestinalis*, *G. pecorum*), soit de manière spontanée (*G. nasalis*) selon les espèces. Dans tous les cas, les larves arrivent dans le tube digestif : estomac (*G. intestinalis*), duodénum ou rectum. La migration de *G. intestinalis* s'effectue de la manière suivante : après léchage et éclosion, les larves L1 migrent dans la muqueuse de la langue, du palais et des gencives puis vers les poches gingivales autour des molaires et des prémolaires où elles muent en L2. Il y a ensuite migration vers l'estomac où ils se fixent à la partie non glandulaire et muent en L3. Les larves passent l'hiver dans le tube digestif des équidés pendant parfois jusqu'à 10 mois, et au début de l'été, elles se détachent de la muqueuse et sont expulsées à l'extérieur via les crottins. Elles s'enfoncent dans le sol et se transforment en pupe en 1 à 5 jours. L'adulte sort ensuite de la pupe environ un mois plus tard.

Les signes cliniques associés à une gastrophilose sont rarement visibles, ce sont des parasitoses considérées comme bien moins graves que les infestations par des nématodes par exemple. Dans certains cas il est possible d'observer :

- Une dermite serpigineuse due aux larves 1 de *G. inermis* en migration des joues vers les commissures labiales.
- Des difficultés de déglutition liées à la présence des larves au niveau du pharynx, et également une inflammation et des douleurs buccales pouvant entraîner une gêne à la prise alimentaire.
- Des ulcérations gastriques liées à la présence des L3 dans l'estomac, gastrite chronique, obstruction intestinale dans des cas extrêmes, prolapsus rectal, péritonite, diarrhée ou anémie.

Pour la diagnostiquer, premièrement les œufs peuvent être visibles à l'œil nu sur le pelage. Il est possible parfois d'observer à la belle saison, les L3 dans les crottins. Une gastroscopie peut être réalisée, et des larves dans l'estomac sont observées. Il existe d'autres examens non utilisés dans la pratique équine de routine notamment des tests ELISA détectant les anticorps de *G. intestinalis*.

Les lactones macrocycliques sont efficaces contre les larves de gastrophiles : ivermectine à la posologie de 0,2 mg/kg ou moxidectine à 0,4 mg/kg per os.

2. Oxyures

Il s'agit de parasites de la classe des Nématodes, de l'Ordre des Ascaridida, et Famille des Oxyuridés. Le parasite d'intérêt en médecine des équidés en Europe est *Oxyuris equi*, qui est un vers blanc à l'extrémité postérieure effilée et antérieure en massue. Les adultes femelles sont plus grandes que les mâles (4 à 15 cm contre seulement 1 cm pour les mâles, Figure n°28).



Figure n°28 : Oxyures adultes mâle en haut et femelle en bas (ESCCAP 2019).

Les œufs émis sont ovoïdes, légèrement asymétriques et possèdent un bouchon polaire ou opercule à l'une des extrémités. Ils mesurent environ 90 µm de long sur 40 µm de large, et possèdent une coque épaisse et lisse. Il contient une morula au dernier stade de développement ou une L1 repliée sur elle-même.



Larve L1 repliée sur elle-même

Figure n°29 : Œufs d'*Oxyuris equi* en microscopie optique (Beugnet et al, 2004).

Les vers adultes résident dans le colon dorsal, le cæcum et seules les femelles migrent par la suite dans le rectum. L'infestation se fait par ingestion des œufs contenant une larve de 3^{ème} stade dans l'environnement. Les L3 émergent des œufs dans l'intestin grêle et se développent en L4 et stade 5 dans la muqueuse du colon et du cæcum. À l'approche de l'âge adulte, les oxyures se déplacent vers le côlon dorsal. Les adultes ne s'attachent pas à la paroi intestinale et ont une pathogénicité négligeable. Les femelles migrent dans la lumière du côlon en direction de l'anus : elles émergent leur pôle céphalique dans le canal anal et déposent un fluide visqueux, grisâtre contenant un grand nombre d'œufs aux marges et dans les replis de l'anus. Cette substance est responsable avec l'émergence annale des femelles d'un prurit intense poussant le cheval à se gratter et causant des lésions secondaires d'excoriation, d'alopécie, de crins ébouriffés et de dépilations à la base de la queue. Les œufs évoluent aux marges de l'anus et contiennent une larve infestante L3 en 3 à 5 jours. La période prépatente est d'environ 5 mois. Le film visqueux finit par sécher, les œufs tombent au sol et sont ainsi dispersés dans l'environnement, où ils persistent pendant plusieurs mois. Une autre particularité des oxyures est que leur mode de reproduction est unique parmi les Nématodes : les mâles sont issus d'œufs non fécondés et sont donc haploïdes, tandis que les femelles dérivent d'œufs fécondés et sont diploïdes. Ce mode de reproduction a été appelé haplodiploïdie (Adamson, 1984). Il s'agirait d'une stratégie de propagation des parasites.

En l'absence de mâles, de nouveaux mâles proviendront automatiquement d'œufs non fécondés. L'expression clinique de cette parasitose est rare. Parfois, une infestation massive peut se traduire par de la fatigue, une baisse de performance et une inflammation de la muqueuse du colon (L3 et L4 en développement), mais les principales lésions sont d'ordre dermatologiques au niveau des marges de l'anus.

Le diagnostic se base dans un premier temps sur l'observation clinique de signes caractéristiques : dermatite sur la queue, souillures dues à l'excrétion des œufs, sur des chevaux de tout âge, mais surtout vivant en intérieur. Les œufs sont observés au microscope après avoir réalisé un scotch test sur la queue et les marges de l'anus. Les femelles sont parfois retrouvées dans les crottins. Le traitement est tout d'abord symptomatique : lavage de la région périnéale avec un désinfectant dilué dans de l'eau chaude afin de diminuer le prurit.

Les traitements efficaces sont les suivants :

- Benzimidazolés : le fenbendazole à la posologie de 7,5 mg/kg peut être utilisé. L'oxibendazole par voie orale à la posologie de 10 mg/kg peut également être utilisée, mais cette molécule ne possède pas d'AMM en France pour les équidés.
- Pyrantel à la posologie de 6,6 mg/kg.
- La pipérazine à la posologie de 100 mg/kg a une efficacité partielle.
- Lactones macrocycliques : la moxidectine à la posologie de 0,4 mg/kg.

3. Protistes

Les coccidioses sont dues à la prolifération de protozoaires dans l'intestin, appartenant chez les équidés principalement aux genres *Eimeria* et *Cryptosporidium*. Il s'agit d'organismes vivants unicellulaires pouvant être visibles lors d'un examen coproscopique. Elles sont à l'origine de diarrhée chez les jeunes et un portage asymptomatique chez les adultes est à l'origine d'une contamination permanente de l'environnement. Les principales espèces sont résumées dans le tableau n°1.

Tableau n°1 : Tableau résumé des différentes caractéristiques des principaux protozoaires présents chez les équidés.

Espèce	<i>Eimeria leuckarti</i>	<i>Eimeria solipedum</i>	<i>Giardia intestinalis</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
Mode de contamination	Ingestion d'ookystes sporulés	Ingestion d'ookystes sporulés	Ingestion de kystes dans la nourriture ou l'eau	Ingestion d'ookystes sporulés provenant de matières fécales d'un autre individu
Aspect des ookystes	Grand et ovoïde 80 × 60 µm Micropyle au niveau de l'extrémité étroite Paroi épaisse et brune 1 cellule unique Émis non sporulé dans les matières fécales Cf Figure n°30	Subsphérique 15 à 28 µm Paroi fine Émis non sporulé dans les matières fécales	Subsphérique 10 × 8 µm Paroi fine et lisse 2 à 4 noyaux, 2 flagelles intracytoplasmiques linéaires, minces et 2 corps médians épais en forme de virgule. Mise en évidence par coloration au Lugol (brun) Cf Figure n°31	Sphérique à ovoïde 2 à 4 µm Paroi lisse Contiennent 4 sporozoïtes libres difficilement visibles Émis sporulé Mise en évidence par coloration de Ziehl-Neelsen (Bowman 2020) Cf Figure n°32
Facteurs de sensibilité	Âge : poulain de moins de 6 mois Baisse de défense immunitaires Forte spécificité d'hôte	Co-infection avec autres coccidies Forte spécificité d'hôte	Âge : poulain de moins de 6 mois en majeure partie mais peut apparaître chez des chevaux de tout âge	Âge : poulain de moins de 1 mois avec immunodéficiences acquises (entre 0 et 11 mois d'âge)
Période prépatente	Entre 30 et 37 jours	Inconnue	1 à 2 semaines	2 à 5 jours
Rôle pathogène	Peu pathogène Entérite aigue	Peu pathogène Seulement en co-infection	Retard de croissance Diarrhée : chronique ou aigue, intermittente ou continue	Entérite Diarrhée sévère, plus ou moins chronique
Traitement	Fluidothérapie Sulfamides et Diclazuril sont efficaces mais utilisation chez les ruminants, peu de recul sur le traitement des équidés	Fluidothérapie Traitement des co-infections	Fluidothérapie Fenbendazole 5mg/kg par jour 5 jours	Fluidothérapie Chez les ruminants : lactates d'halofuginone ou paromomycine

Ce sont des parasites à cycle homoxène (sans hôte intermédiaire) dont les grandes étapes de développement sont les suivantes : multiplication asexuée dans les entérocytes des équidés, puis reproduction sexuée, conduisant à la formation d'ookystes qui sont libérés dans la lumière du tube digestif. Et enfin une phase de maturation des ookystes (sporulation) qui se déroule dans le milieu extérieur pour le genre *Eimeria* et dans le tube digestif pour *Cryptosporidium*. Il s'en suit la libération des ookystes dans l'environnement et donc la contamination de celui-ci et de nouveaux hôtes.



Figure n°30 : Ookyste non sporulé de *Eimeria leuckarti* au microscope optique (Dubey et al, 2018).

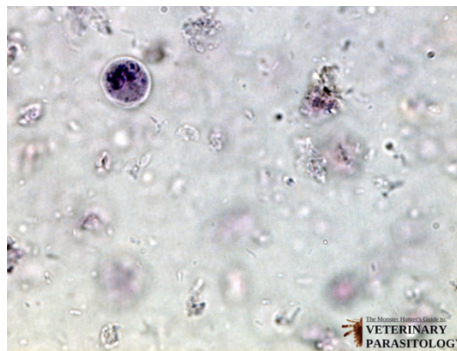


Figure n°31 : Ookyste de *Giardia intestinalis* au microscope optique (Wheeler et al [21/02/2022])
Photographe : Lance Wheeler, propriétaires du specimen: Texas A&M College of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Pathobiology.

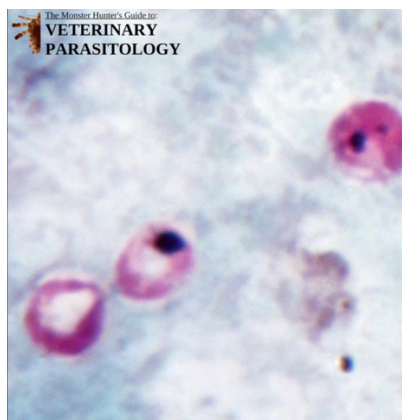


Figure n°32: Ookyste de *Cryptosporidium spp* au microscope optique (après coloration de Ziehl-Neelsen) (Wheeler et al [21/02/2022])
Photographe: Lance Wheeler, propriétaires du specimen: Texas A&M College of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Pathobiology

4. Strongle respiratoire

Il s'agit de *Dictyocaulus arnfieldi* : nématodes de la classe des Secernentea de l'ordre des Strongylida, de la sous famille des Trichostrongyloidea et de la famille des Dictyocaulidés. Les adultes parasitent la trachée et les grosses bronches, le plus souvent chez les ânes, réceptifs mais peu sensibles, chez qui ils se reproduisent aisément. A l'inverse, les chevaux sont des hôtes définitifs beaucoup plus sensibles. Souvent ces chevaux infestés partagent leur habitat avec des ânes. Les femelles déposent leurs œufs dans les sécrétions bronchiques, ils remontent jusqu'au pharynx grâce au mouvement du mucus respiratoire puis ils sont déglutis et éliminés dans les crottins. Les œufs contiennent la larve de premier stade, qui est rapidement libérée dans le milieu extérieur, ou parfois dans la trachée ou le tube digestif de l'équidé. La L1 poursuit son développement jusqu'au troisième stade infestant sur la pâture (Figure n°33). La L3 infestante est ingérée avec l'herbe de la pâture, traverse la paroi de l'intestin et gagne les poumons, où elle se transforme enfin en adulte. La période prépatente est de 3 à 4 semaines. La plupart du temps, les individus, surtout les ânes, n'expriment aucun signe d'infestation. Les plus jeunes chevaux et ceux non immunisés peuvent montrer des signes de bronchite chronique : toux, jetage, amaigrissement, parfois même une détresse respiratoire. Pour diagnostiquer une dictyocaulose, les œufs sont mis en évidence par une technique de flottaison ou combinant flottaison et sédimentation et les larves par la technique de Baermann. Le résultat peut souvent être négatif malgré une infestation réelle. Les adultes peuvent être directement visibles dans les bronches à l'aide d'un endoscope. Les traitements efficaces sont identiques à ceux des strongles digestifs : lactones macrocycliques (ivermectine et moxidectine), benzimidazolés (fenbendazole) et pyrantel. Le mébendazole est également actif contre les strongles respiratoires à la dose de 15-20 mg/kg/jour pendant 5 jours consécutifs (Reinemeyer et al, 2001)



Figure n°33 : Larve de *Dictyocaulus arnfieldi* au microscope (Lebis [consulté le 22/02/2022]) Par E. Jenkins et col. Licence Creative Commons.

5. Douves

Les douves appartiennent à l'embranchement des Plathelminthes, à la classe des Trématodes, à l'ordre des Digenea, et au sous ordre des Distomes. Les trématodes sont des parasites rares des chevaux dans la plupart des pays développés.

- Grande douve : ***Fasciola hepatica***

Ce parasite appartient à la famille des Fasciolidés et possède un corps rougeâtre, foliacé (Figure n°34), mesurant environ 20 mm de long sur 10 mm de large. Ses organes internes dont les cæcas digestifs sont très ramifiés et ses glandes vitellogènes sont également très ramifiées et occupent toute la périphérie du corps.



Figure n° 34 : adulte de *Fasciola hepatica* (Wheeler et al) Photographe : Lance Wheeler, propriétaires du specimen : Texas A&M College of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Pathobiology

Les adultes de *F. hepatica* (Figure n°34) sont hématophages et se localisent dans les canaux biliaires des ruminants essentiellement. Leur cycle biologique fait intervenir un hôte intermédiaire, un mollusque Gastéropode : *Galba truncatula* (limnée). C'est de part ces conditions de vie que cette infestation se rencontre chez des animaux pâturant sur des pâtures humides. Les œufs se retrouvent dans l'environnement via les déjections des animaux contaminés, la plupart du temps des ruminants. Ils se développent jusqu'à leur forme infestante (métacercaire) en milieu aquatique et passe obligatoirement par la limnée. Les chevaux ingèrent les métacercaires enkystés sur le collet des plantes partiellement immergées. Libérée du kyste, la jeune douve traverse ensuite la paroi de l'intestin, migre à travers le péritoine et le tissu hépatique et poursuit son développement jusqu'au stade adulte dans les canaux biliaires. Cependant, chez les chevaux les larves n'atteignent que rarement le stade adulte.

La période prépatente est de 10 à 12 semaines. Dans la grande majorité des cas, l'infestation par les douves chez les équidés est asymptomatique, un polyparasitisme serait nécessaire pour qu'elle s'exprime cliniquement. La présence du parasite dans le foie peut entraîner des signes peu caractéristiques (amaigrissement, faiblesse, poil piqué, fatigue chronique, diarrhée, constipation, coliques légères, anémie, sub-ictère...) avec des lésions inflammatoires chroniques. Le diagnostic se fait par coproscopie à l'aide d'une méthode d'enrichissement par sédimentation comme la méthode de Stoll ou par flottaison avec un liquide très dense (au moins d'1,42 comme le iodomercurate de potassium), du fait de la densité importante des œufs de trématodes. Les œufs observés (Figure n°35) sont bruns, ovoïdes, à paroi mince et lisse, ils possèdent un opercule et leur contenu est granuleux. Ils mesurent environ 130 µm de long sur 80 µm de large. Mais ce parasite est peu prolifique et la ponte intermittente, donc le risque de faux négatif est important. Une analyse biochimique peut également révéler des modifications des paramètres hépatiques.



Figure n°35 : Œuf de *Fasciola hepatica* au microscope optique (x400) (Wheeler et al). Photographe : Lance Wheeler, propriétaires du specimen : Texas A&M College of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Pathobiology)

La Grande Douve n'est sensible à aucun des antiparasitaires possédant une AMM chez le cheval. Il faut donc utiliser des antiparasitaires ayant une AMM pour la même utilisation mais dans d'autres espèces, avec de grandes précautions, certains d'entre eux étant toxiques pour les équidés. Le triclabendazole est actif sur toutes les formes de *F. hepatica*, même les immatures. Il est utilisé chez les chevaux à la dose de 12mg/kg (Reinemeyer et al, 2001). Le closantel peut également être utilisé par voie orale à la dose de 10mg/kg. Le nitroxil à la dose de 10 mg/kg est à injecter par voie sous cutanée après une dilution au quart dans de l'eau pour préparation injectable. Il n'existe aucun moyen préventif, mais des mesures environnementales peuvent être mises en place : ne pas faire pâturer les chevaux sur des prairies humides fréquentées ou partagées avec des ruminants sauvages ou domestiques et des ragondins.

- *Petite douve : Dicrocoelium lanceolatum*

La petite douve appartient à la famille des Dicrocoelidae, elle est de forme lancéolée et possède un corps lisse. Elle mesure environ 5 à 10 mm de long sur 3 de large, ses cæcas sont non ramifiés et ses glandes vitellogènes sont localisées en portion médiane. Les deux testicules sont en avant de l'ovaire.

Les adultes se localisent dans les canalicules biliaires des ruminants, et peuvent plus rarement se trouver chez d'autres espèces dont les équidés. Ils sont biliphages et leur cycle fait intervenir deux hôtes intermédiaires : un mollusque terrestre xérophile (pouvant vivre dans des lieux secs) et une fourmi du genre *Formica*. Les œufs excrétés dans l'environnement sont ingérés par les mollusques, ils éclosent dans leur intestin grêle puis forme un miracidium qui migre et évolue en sporocyste I puis II.

Ces sporocystes II formeront par la suite des cercaires par un phénomène de multiplication asexuée important : un miracidium peut produire ainsi une centaine de cercaires. Les cercaires s'agglomèrent en boules entourées de mucus, qui seront excrétées par la limnée dans des conditions favorables. Lorsque la température descend en dessous de 15°C, les cercaires enkystées au niveau du ganglion sous-œsophagien entraînent un spasme mandibulaire chez les fourmis infestées qui sont bloquées à l'extrémité des brins d'herbes, accroissant les chances d'ingestion par l'hôte définitif. La fourmi est ensuite digérée, les cercaires sont libérées dans le duodénum puis remontent probablement à contre-courant dans les canalicules biliaires où ils donneront des adultes en 8 à 10 semaines.

6. *Trichostrongylus axei*

Il est appelé communément le « strongle gastrique du cheval et du porc », et est un nématode hématophage appartenant à la famille des Trichostrongylidés. Il est fréquemment rencontré chez les ovins, bovins et caprins et se localise dans l'estomac des monogastriques (équidé, porc, léporidés) et dans la caillette des ruminants. Il est filiforme, mesure 4 à 7 mm de long et 70 à 90 µm de large et est dépourvu de capsule buccale. Son cycle est très proche de celui des petits strongles : cycle direct, sans hôte intermédiaire, les œufs sont éliminés dans les crottins et muent en L1 puis L2 et enfin en larve infestante L3 sans quitter leur enveloppe, dans des conditions climatiques chaudes et humides. Celle-ci est ingéré et se débarrassent de son enveloppe dans l'estomac, et pénètrent dans la muqueuse où elles évoluent en L4 puis en adulte. La période prépatente est de 25 jours chez les équidés.

Il est très souvent associé aux strongles et est peu pathogène sauf lors d'infestations massives au cours desquelles il peut provoquer des diarrhées profuses, de couleur verte surtout chez les jeunes individus. Cette diarrhée est liée à une forte congestion de l'estomac, perturbant le transit digestif, provoquant une déshydratation, un retard de croissance et un mauvais état général.

Le diagnostic de cette parasitose se fait par coproculture afin d'identifier les L3, car leurs œufs sont semblables à ceux des œufs strongles. Les classes de molécules actives contre les strongles sont également efficaces contre *T. axei*. Un déparasitage des juments gestantes avant le poulinage est nécessaire pour prévenir la contamination des nouveau-nés.

7. Habronérose

Les habronèmes, dont 3 espèces ont été décrites chez le Cheval, sont des parasitoses stomacales vectorisées par des muscides lécheurs ou piqueurs. L'importance clinique des habronèmes est essentiellement due à la présence aberrante de L3 infestantes dans des plaies cutanées. Les vers adultes parasitent l'estomac des équidés. Elle est due à plusieurs espèces de nématodes : *Habronema muscae*, *Habronema microstoma* et *Draschia megastoma* (Figure n°36). Les genres *Habronema* et *Draschia* appartient à la famille des Habronematidae, à l'ordre des Spirurida et à la classe des Secernentea. Les mâles mesurent entre 8 et 22 mm de long et les femelles entre 13 et 35 selon les espèces.

Dans l'estomac, après fécondation, les adultes femelles pondent des œufs embryonnés ou directement des larves (pour *D. megastoma*). Les larves L1 émises dans le milieu extérieur via les selles sont ingérées par des asticots de différentes espèces de mouches (*Musca* spp ou *Stomoxys* spp) qui se développent au sein des excréments. Les larves d'habronèmes continuent leur développement à l'intérieur des tissus de l'asticot et atteignent le stade L3 infestant lorsque la mouche adulte émerge de sa puppe. Les L3 migrent vers la tête de la mouche jusqu'au labium et trompe de l'insecte. Les chevaux s'infestent donc par contact entre la trompe d'une mouche parasitée, et leur lèvre, œil, nasaux ou plaie. Une fois déposée sur l'équidé (ou alternativement la mouche entière ingérée), la larve migre vers le tube digestif et continue leur cycle en donnant des vers adultes au sein de l'estomac. La période prépatente est de 6 à 8 semaines. Lorsque les L3 sont déposées sur une plaie ou sur l'œil, le cycle ne se poursuit pas et il y a apparition d'une habronérose cutanée.

Les signes cliniques imputables aux vers adultes sont inexistantes sauf pour l'espèce *D. megastoma* dont la présence dans l'estomac provoque la formation de nodules au niveau de la *margo plicatus*, pouvant atteindre la taille d'un œuf de poule. Ses nodules sont dus à une forte irritation du tissu conjonctif sous muqueux. Ils peuvent être responsables d'arrêt de transit ou de péritonite s'ils se rompent.

Les habronémoses larvaires sont responsables de lésions cutanées de gravité importante, il s'agit du syndrome des « plaies d'été » récidivantes. La présence de larves sur les plaies entraîne du prurit, une hypergranulation des surinfections et un retard voire un arrêt de la cicatrisation.

Ses lésions s'atténuent en hiver mais réapparaissent dès que les mouches se reposent dessus. Il existe également une forme conjonctivale avec formation de plaies dans le cantus médial de l'œil. L'habronérose pulmonaire existe mais est extrêmement rare, elle apparaît lorsque les larves sont déposées sur les nasaux et migrent au niveau des voies respiratoires dans lesquelles elles vont former des nodules péri-bronchiques.

Le diagnostic de cette parasitose est difficile, un examen histologique de biopsies lésionnelles est nécessaire. L'examen coproscopique est souvent négatif, les L1 et les œufs émis irrégulièrement, et la gastroscopie peut permettre la mise en évidence de nodules gastriques.



Figure n°36 : *Habronema megastoma* (gauche) and *Habronema muscae* (droite) adultes. (Bowman 2020)

Deuxième partie : principes généraux de vermifugation raisonnée et résistances aux anthelminthiques

I. Molécules efficaces et disponibles en France

Les molécules disponibles en France ainsi que leur mode d'action sont des éléments essentiels à connaître afin de lutter efficacement contre ces parasites et de prévenir la mise en place de nouvelles résistances. Les informations ci-dessous proviennent essentiellement de l'index des médicaments vétérinaires autorisés en France (ANSES, index des RCP) et de deux ouvrages : (Bowman 2020) et (Reinemeyer et al, 2018).

1. Benzimidazolés

Les benzimidazolés représentent une grande famille de molécules à large spectre utilisée depuis de nombreuses années sur un large éventail d'espèces. Leur mode d'action consiste en la perturbation du métabolisme énergétique des parasites au niveau cellulaire : ils se lient à la protéine tubuline et bloquent sa polymérisation en microtubules. Les microtubules sont des éléments structuraux essentiels de nombreux organites et composants cellulaires. Ils sont la seule classe d'anthelminthiques actuellement commercialisée qui a un tel mode d'action. Les nématodes ont une capacité de stockage d'énergie très limitée, donc en bloquant leur métabolisme énergétique, même temporairement, les vers affectés meurent à défaut de ressources énergétiques et les stades luminaux sont expulsés pendant plusieurs jours après le traitement dans le milieu extérieur. De nombreuses molécules appartiennent à cette famille (albendazole, thiabendazole, cambendazole, oxfendazole, oxibendazole, mébendazole, fébantel), mais seul le fenbendazole possède une AMM par voie orale en France chez les équidés à l'heure actuelle (d'après (*Index des RCP* [consulté le 13/05/22])).

Certains benzimidazolés à large spectre utilisés pour lutter contre les nématodes sont également efficaces contre les Anoplocéphalidés, et peuvent être suffisants dans le cadre d'une gestion globale chez les ruminants notamment. Le triclabendazole est le seul à n'avoir aucune activité nématocide, mais il est efficace contre certains trématodes, notamment la Grande Douve.

a) *Fenbendazole*

Le fenbendazole a été le premier vermifuge équin à large spectre commercialisé, et il est largement utilisé chez les animaux domestiques. Son efficacité a été prouvée contre les nématodes gastro-intestinaux et pulmonaires (adultes et larves L4) : *Strongylus* sp, *Parascaris equorum*, *Oxyuris equi*, *Cyathostomum* sp, *Cylicocyclus* sp, *Strongyloides westeri*, *Dictyocaulus arnfieldi*. La suspension orale ou la pâte de fenbendazole (Panacur 10% ND, Panacur Équine Guard ND ou Panacur Pâte ND) est administrée par voie orale aux chevaux à raison de 7,5 mg/kg pour le contrôle des grands strongles, des petits strongles et des oxyures. Pour l'élimination de *Parascaris equorum*, une dose de 10 mg/kg est recommandée. Concernant les larves de quatrième stade de *Strongylus vulgaris*, la dose recommandée pour une efficacité optimale est de 10 mg/kg par jour pendant 5 jours (Leneau et al, 1985) et (Plumb, 2018). Les juments gestantes, les étalons et les poulains peuvent être traités en toute sécurité avec du fenbendazole aux doses recommandées. L'innocuité de cette molécule a été évaluée chez les juments gestantes à tous les stades de la gestation et chez les étalons avec des doses allant jusqu'à 25 mg/kg : aucun effet néfaste sur la reproduction n'a été constaté. La difficulté rencontrée est l'apparition de plus en plus fréquente de résistances chez les petits strongles. Il peut toujours être utilisé chez les chevaux avec en parallèle la réalisation d'un test de réduction du nombre d'œufs fécaux et une période de réapparition favorable des œufs. Le fenbendazole présente également une activité contre *S. westeri* (Drudge et al. 1981) à des doses élevées de 50 mg/kg.

b) *Autres molécules de la famille des benzimidazolés*

Le tableau n°2 présente les caractéristiques principales des autres principes actifs de la famille des benzimidazolés mais pour lesquels il n'y a pas actuellement d'AMM chez les équidés en France.

Tableau n°2 : Synthèse des principales caractéristiques des autres molécules de moindre importance en pratique équine de la famille des benzimidazolés, ne possédant pas d'AMM chez le cheval en France.

Molécule	Caractéristiques	AMM
Albendazole	<p><u>Spectre</u> : large, nématodes gastro-intestinaux, pulmonaires et formes larvaires, cestodes, trématodes pulmonaires et hépatiques, protozoaires du genre <i>Giardia</i>.</p> <p>Efficace chez les humains, les chiens, les bovins et les souris, à raison de 25 mg/kg deux fois par jour chez les chiens et 20 mg/kg chez les bovins.</p> <p>Effets tératogènes et embryotoxiques chez le rat, le lapin et le mouton si administré au début de la grossesse.</p> <p>Peut provoquer un dysfonctionnement gastro-intestinal et hépatique et plus rarement une anémie aplasique</p>	AMM bovin, ovin et caprin
Fébantel	<p>Prodrogue métabolisée en fenbendazole et oxfendazole.</p> <p><u>Spectre</u> : grands et petits strongles, <i>Parascaris</i>, <i>Oxyuris</i>, <i>Dictyocaulus</i></p> <p>Pour des doses orales de 15 mg/kg par jour pendant 6 jours, une salivation transitoire, de la diarrhée, des vomissements et de l'anorexie peuvent être observés chez les chiens et les chats.</p>	AMM chien
Oxfendazole	<p><u>Spectre large</u></p> <p>Approuvé aux États-Unis pour une utilisation chez les bovins : métabolisé chez les ruminants en sulfone d'oxfendazole et en fenbendazole a été utilisé en dérogation chez les chevaux à 10 mg/kg (Plumb, 2018).</p>	AMM chien, ovin, caprin et bovin
Oxibendazole	<p><u>Spectre large</u> : grands et petits strongles, efficacité contre les petits strongles résistants aux benzimidazolés (Drudge et al, 1979), <i>Parascaris</i>, <i>Oxyuris</i>.</p> <p>Aucun signe de tératogénicité ou d'embryotoxicité n'a été observé chez les chevaux.</p> <p>Posologie de 10 mg/kg pour l'élimination des grands strongles, des petits strongles (espèces des genres <i>Cylicostephanus</i>, <i>Cylicocyclus</i>, <i>Cyathostomum</i>, <i>Triodontophorus</i>, <i>Cylicodontophorus</i> et <i>Gyalocephalus</i>), <i>Parascaris equorum</i> et les oxyures (<i>Oxyuris equi</i>, y compris ses stades larvaires) (Drudge et al. 1981). La dose doit être augmentée à 15 mg/kg pour le traitement de <i>Strongyloides westeri</i> (DiPietro et al, 1987).</p>	<p>Formulé aux États-Unis pour les équidés par voie orale :</p> <p>Anthelcide EQ ND</p> <p>France : AMM chien et chat</p>

Thiabendazole	<p>Premier de cette famille à avoir été commercialisé.</p> <p><u>Spectre</u> : grands et petits strongles, <i>Parascaris</i>, <i>Oxyuris</i></p> <p>Utilisé comme vermifuge chez les moutons, les chèvres, les bovins, les chevaux, les porcs.</p> <p>Actif contre les adultes et certaines formes immatures de nématodes.</p> <p>Inhibe l'embryonisation des œufs de nématodes</p> <p>Présente également une efficacité contre certains champignons et acariens.</p> <p>Large marge de sécurité donc utilisé chez les animaux de tous âges et chez les animaux gestants et affaiblis.</p>	AMM chien et chat : Utilisé par voie auriculaire pour son activité contre les acariens <i>Otodectes cynotis</i>
Mébendazole	<p><u>Spectre large</u> : efficace contre <i>P. equorum</i>, <i>S. vulgaris</i>, <i>S. equinus</i>, petits strongles, (efficacité moindre pour les petits strongles et <i>S. edentatus</i>), les stades immatures d'<i>O. equi</i> à la posologie de 8,8 mg/kg (DiPietro et al, 1987).</p> <p>Actif également contre les strongles respiratoires <i>Dictyocaulus arnfieldi</i> à la dose de 15 à 20 mg/kg/jour pendant 5 jours consécutifs.</p> <p>C'est une molécule sûre (Reinemeyer et al, 2001), sans effet tératogène chez la femelle gestante, cependant il existe un risque d'apparition d'une aplasie médullaire.</p>	AMM ovins en France
Triclabendazole	<p><u>Spectre étroit</u> : actif sur toutes les formes de <i>F. hepatica</i>, même immatures d'autant que son élimination est principalement biliaire.</p> <p>Utilisé chez les chevaux à la dose de 12mg/kg (Reinemeyer et al, 2001)</p>	AMM ovin et bovin en France

2. Lactones macrocycliques

Les lactones macrocycliques ont révolutionné le contrôle des parasites aussi bien chez l'Homme que chez l'animal. Elles sont généralement considérées comme les antiparasitaires les plus efficaces et les moins toxiques jamais développés (Bowman 2020). Cette classe de molécules est très large et comprend à la fois des antibiotiques et des antiparasitaires. Les sous-groupes de lactones macrocycliques à propriétés antiparasitaires sont les avermectines et milbémycines (Sangster et al, 1999). Leur mécanisme d'action n'est pas totalement élucidé.

Le plus important consiste à interférer avec la fonction des canaux chlorure dépendants du glutamate, présents dans les cellules nerveuses et musculaires des invertébrés (Lanusse et al, 2018) ; (Laing et al, 2017) (Abongwa et al, 2017). Elles se lient aux récepteurs du glutamate qui déclenchent l'influx d'ions chlorure, ce qui entraîne une hyperpolarisation du neurone parasite et empêche l'initiation ou la propagation des potentiels d'action normaux. Il en résulte une paralysie flasque des parasites, qui sont alors incapables d'ingérer des nutriments et de se mouvoir. Les vers meurent et les stades luminaux sont expulsés grâce au péristaltisme intestinal. Le début de l'activité est rapide contre les stades intestinaux, survenant dans les premières 48 heures après le traitement. Ce traitement semble prédisposer les stades en migration à être tués par des réponses immunitaires cellulaires qui se produisent dans les quelques semaines suivant le traitement (Slocombe et al. 1987). Les mécanismes supportant ces observations derrière ce phénomène n'est pas totalement compris.

Les avermectines et les milbémycines partagent de nombreuses propriétés, mais il existe quelques exceptions, notamment en ce qui concerne le passage dans les tissus graisseux qui est plus important pour les milbémycines que pour les avermectines. Ces médicaments sont appelés endectocides, ce qui signifie qu'ils sont efficaces contre les parasites internes et externes. L'ivermectine et la moxidectine ont un spectre large et sont actives contre les grands et petits strongles, *Parascaris*, *Oxyuris*, *Dictyocaulus*, *Strongyloides*, *Habronema*, *Onchocerca*. Elles sont également très efficaces contre les larves en migration, y compris celles des grands strongles, des ascarides et des *Strongyloides*. Seule la moxidectine a une activité, cependant imparfaite contre les larves enkystées ou en hypobiose. Concernant les arthropodes, elles sont efficaces contre les stades larvaires de *Gasterophilus* sp attachés aux parois de l'estomac et du duodénum (Reinemeyer et al. 2000).

Les lactones macrocycliques sont excrétées majoritairement dans les fèces sous forme active. Il ne faut pas négliger non plus le passage dans le lait (sauf pour l'éprinomectine) et l'urine. Les médicaments de cette classe, en particulier les avermectines, sont toxiques pour les animaux aquatiques et les insectes notamment ceux qui dégradent les matières fécales, mais elles ne le sont pas pour les oiseaux, les plantes et les vers de terre.

a) Ivermectine

L'ivermectine est une avermectine, elle a été introduite au début des années 1980 et a été la première représentante de ce groupe. Elle est originaire d'un produit de fermentation de *Streptomyces avermitilis*. En plus des parasites précédemment cités, l'ivermectine est également indiquée pour son activité contre les stades précoces de *Gasterophilus* sp résidant dans la cavité buccale. Les composés de cette classe sont également efficaces contre les larves des nématodes spiruridés *Habronema* et *Draschia*, mais peuvent également provoquer des lésions cutanées granulomateuses. Elle est administrée à la posologie de 0,2 mg/kg, et est également efficace contre *Strongyloides westeri*. Il y a très peu de toxicité rapportée pour cette molécule, quelques signes neurologiques en cas de surdosage tels que de l'ataxie, ou de la dépression.

En France, l'ivermectine est actuellement commercialisée seule sous trois formes :

- Pâte orale : ALVERIN 18,7 MG/G ND, BIMECTINE PATE ND, DIVAMECTIN 18,7 MG/G ND, EQVALAN PATE ND, ERAQUELL 18,7 MG/G ND, FUREXEL ND, NEXMECTIN 18,7 MG/G ND, NOROMECTIN 1,87% ND
- Comprimés à croquer : ERAQUELL TABS 20 MG COMPRIMES A CROQUER ND
- Gel oral : HIPPOMECTIN 12MG/G ND

Elle est également commercialisée en association avec du praziquantel sous forme de pâte orale (EQVALAN DUO ND, FLUREXEL COMBI ND, IVERPRAZ 18,7 MG/G + 140,3 MG/G ND, NOROMECTIN PRAZICQUANTEL DUO 18,7 MG/G + 140,3 MG/G ND) et de gel oral (EQUIMAX GEL ORAL ND).

b) Moxidectine

La moxidectine a été introduite au milieu des années 1990, elle provient d'un produit de dégradation de *Streptomyces cyaneogriseus noncyanogenus* et est plus lipophile que l'ivermectine. Elle s'accumule donc dans les tissus adipeux, et y est libérée progressivement au fil du temps. Par conséquent, elle diffère de l'ivermectine en deux points importants. Premièrement, elle démontre une activité contre les cyathostomes enkystés, avec une efficacité comprise entre 60 et 80 % dans diverses études (Xiao et al, 1994) (Monahan et al. 1995). En conséquence, en Amérique du Nord, la moxidectine est indiquée pour son efficacité larvicide.

En Europe, elle est indiquée pour son activité contre les différents stades larvaires, et cela est corroboré par des études récentes faisant état d'une réduction de 60 à 70 % des larves de 3^{ème} stade suite à l'administration de moxidectine (Reinemeyer et al, 2015) (Bellaw et al. 2018). Deuxièmement, il a été rapporté que la moxidectine empêchait l'excrétion des œufs de strongles pendant 16 à 22 semaines après le traitement (Jacobs et al. 1995) (DiPietro et al. 1997) ; (Demeulenaere et al. 1997). Il s'agit de la molécule possédant le temps de réapparition fécal (egg reappearance period ou ERP) le plus long de tous les anthelminthiques commercialisés pour les chevaux, et près du double de celui de l'ivermectine. À la dose thérapeutique, la moxidectine n'est pas embryotoxique et n'entraîne pas de malformations chez le jeune (Gokbulut et al, 2018). La moxidectine s'utilise à la posologie de 0,4 mg/kg, et s'est également avérée efficace contre *Strongyloides westeri* (Costa et al. 1998), mais son utilisation chez les jeunes doit être limitée du fait d'effets secondaires. Elle est contre indiquée sur les poulains de moins de 4 mois d'âge (Love, 2003). Un surdosage peut entraîner des signes neurologiques comme de la dépression, de l'ataxie, des crises convulsives, de la faiblesse, de la dyspnée et le coma. La moxidectine est commercialisée en France uniquement sous forme de gel oral, seule (EQUEST GEL ORAL ND) ou en association avec du praziquantel (EQUEST PRAMOX ND).

c) Autres molécules de la famille des lactones macrocycliques

D'autres lactones macrocycliques existent mais n'ont pas d'AMM chez les équidés en France (Tableau n°3).

Tableau n°3 : Synthèse des principales caractéristiques des autres molécules de moindre importance en pratique équine de la famille des lactones macrocycliques.

Molécule	Caractéristiques	AMM
Milbemycline oxime	Produit de fermentation de <i>Streptomyces hygroscopicus sub sp</i> , similitudes structurelles avec l'ivermectine et même mode d'action. <u>Spectre large</u> : 0,5 mg/kg chez les chiens tous les 30 jours, efficaces pour traiter et/ou prévenir les infestations par <i>Dirofilaria immitis</i> (Grieve et al. 1991), <i>Ancylostoma caninum</i> , <i>Toxocara canis</i> , <i>Toxocara cati</i> , <i>Toxocara leonina</i> , <i>Trichuris vulpis</i> (Blagburn et al. 1992). Peut être administré en toute sécurité aux femelles gestantes et allaitantes. Les chiots allaités ayant reçu la dose indiquée sur l'étiquette ont montré des tremblements, des vocalisations et de l'ataxie. À utiliser avec prudence chez les chiens possédant l'allèle muté MDR1(2/2), il faut alors strictement respecter les posologies.	AMM chien et chat

Doramectine	<p>Obtenue par fermentation de souches spécifiques de <i>Streptomyces avermitilis</i>.</p> <p><u>Spectre large</u> : semblable à celui de l'ivermectine, même mode d'action mais demi vie deux fois supérieure (Shoop et al, 1995).</p> <p>Utilisée pour le traitement et contrôle des nématodes gastro-intestinaux, respiratoires, de l'œil, des hypodermes, des poux et des agents responsables de la gale chez les bovins et des nématodes gastro-intestinaux et des œstres et des agents de la gale chez les ovins.</p> <p>Elle s'utilise à la posologie de 200 ou 300 µg/kg selon la cible parasitaire, administrée dans la région du cou par voie sous-cutanée chez les bovins et par voie intramusculaire chez les ovins.</p> <p>Des surdosages de 25 fois la dose efficace n'ont entraîné aucun effet secondaire.</p>	AMM ovin, bovin et porcin
Sélamectine	<p>Synthétisé à partir de modifications de Doramectine.</p> <p><u>Spectre large</u> : <i>Ctenocephalides</i> sp, <i>Otodectes cynotis</i>, <i>Trichodectes canis</i>, <i>Felicola subrostratus</i>, <i>Sarcoptes scabiei</i>, <i>Toxocara canis</i>, <i>Toxocara cati</i>, <i>Ancylostoma tubaeforme</i>, <i>Dirofilaria immitis</i> (prévention). Il existe très rarement, comme avec les autres lactones macrocycliques, des signes neurologiques réversibles, dont des convulsions.</p>	AMM chien et chat
Éprinomectine	<p>Lactone macrocyclique de deuxième génération, synthétisée à partir d'un produit de fermentation de <i>S. avermitilis</i>.</p> <p><u>Spectre large</u> : nématodes gastro intestinaux, strongles pulmonaires, hypodermes, gale, poux chez les bovins.</p> <p>Il est à noter que cette molécule ne passe pratiquement pas dans le lait et bénéficie pour les espèces laitières d'un temps d'attente dans le lait nul.</p>	AMM ovin, bovin, caprin et chat

3. Dérivés de tétrahydropyrimidine (pyrantel)

Les tétrahydropyrimidines ont été introduites pour la première fois dans les années 1970 et ont été largement utilisées depuis. Les molécules actuellement disponibles pour les chevaux comprennent : le pamoate de pyrantel (disponible à l'international), le tartrate de pyrantel (uniquement en Amérique du Nord), l'embonate de pyrantel (en Europe) et le tartrate de morantel (en Australie uniquement). Ils agissent comme des agonistes sélectifs de l'acétylcholine et provoquent une paralysie spastique rapide des nématodes.

Les vers paralysés sont incapables de s'alimenter, meurent et sont expulsés par le péristaltisme intestinal. Le pyrantel n'affectent que les parasites adultes qui résident dans la lumière du tractus gastro-intestinal, car il n'y a pas d'absorption parentérale du médicament. Cette famille est considérée comme large spectre (grands strongles, cyathostomes, *Parascaris* sp, oxyures), et a également une bonne efficacité contre *Anoplocephala perfoliata* : de 80% à la posologie de 6,6 mg/kg (Lyons et al. 1989), et supérieure à 95% en doublant la dose (13,2 mg/kg) (Reinemeyer et al. 2006). Ils n'ont donc pas d'autorisation de mise sur le marché contre les larves de cyathostomes de stade 4, et il n'y a aucune donnée concernant leur efficacité contre *S. westeri* dans la littérature à notre connaissance. De même, une certaine efficacité a été mise en évidence contre *Oxyuris equi* mais les réductions parasitaires varient d'une étude à l'autre, de sorte que cette classe de médicaments ne doit pas être un premier choix pour traiter cette infestation (Reinemeyer et al, 2014). Le pamoate de pyrantel est disponible dans des formulations en suspension et en pâte, tandis que le tartrate de pyrantel est formulé dans des granulés de luzerne et doit être administré de manière continue, servant uniquement de vermifuge préventif et non de purge. En Europe, la seule formulation disponible est de l'embonate de pyrantel sous forme de pâte orale : HELMINHEX PÂTE ORALE POUR CHEVAUX ND ou STRONGID CHEVAUX PÂTE ORALE. Le pyrantel ne doit pas être administré en même temps que le lévamisole ou le morantel parce qu'ils ont des mécanismes d'action similaires. Il existe un risque accru d'effets secondaires lorsque le pyrantel est utilisé en même temps que des organophosphorés (Plumb, 2018).

4. Famille des hétérocycles simples (pipérazine, praziquantel)

a) *Pipérazine*

La pipérazine était couramment utilisée il y a plusieurs décennies mais ne possède actuellement plus aucune autorisation de mise sur le marché dans l'espèce équine dans la plupart des pays, et notamment en France, probablement à cause de son spectre étroit. Elle agit comme un agoniste de l'acide gamma-aminobutyrique (GABA) et provoque une paralysie spastique. Son efficacité a été démontré contre *Parascaris* sp, et contre les petits strongles uniquement.

Elle a été largement utilisée en combinaison avec certains benzimidazolés peu efficaces contre *Parascaris* sp (thiabendazole, mébendazole). En ce sens, elle pourrait avoir une utilité similaire de nos jours en combinaison avec cette famille, en cas de population de cyathostomes résistants ou avec une lactone macrocyclique dans le cas d'une population de *Parascaris* sp résistants. La posologie est de 110 mg/kg et l'inconvénient principal de cette molécule est donc un dosage élevé nécessitant des volumes importants et une administration par sondage nasogastrique. Une étude a démontré que la pipérazine possède une efficacité plus élevée contre les *Parascaris* sp par rapport aux strongles. Ces données montrent que l'utilisation de la pipérazine peut encore avoir un certain mérite chez les poulains, mais que davantage de données sont nécessaires pour évaluer pleinement son potentiel (Lyons et al, 2016). Elle est rapidement absorbée par le tractus gastro-intestinal et est rapidement éliminée par excrétion urinaire (élimination quasiment complète en 24 heures). Elle peut perdre en efficacité chez les animaux souffrant d'hypomotilité intestinale et les chevaux présentent parfois un ramollissement transitoire des matières fécales après un traitement à la pipérazine (Plumb 2018). Elle possède peu d'effet secondaire mais elle doit être utilisée avec prudence chez les animaux atteints de dysfonctionnement hépatique ou rénal. La pipérazine peut être administrée aux animaux de tous âges. Étant donné que le pyrantel et la pipérazine semblent être des antagonistes pharmacologiques, ils ne doivent pas être utilisés simultanément.

b) *Praziquantel*

Le praziquantel est utilisé chez les chiens et les chats depuis des décennies, mais n'a été approuvé chez les chevaux que relativement récemment. Il possède un spectre étroit, il n'a aucune activité contre les nématodes mais uniquement contre les cestodes et certains trématodes. Son efficacité contre *Anoplocephala perfoliata* est très élevée (99 à 100 %) (Lyons et al, 1998). Il agit en bloquant le vieillissement du tégument du parasite et en modulant la perméabilité de la membrane cellulaire, ce qui entraîne une paralysie spastique. Le praziquantel a une biodisponibilité orale élevée, il s'agit d'un vermifuge très sûr : il peut être utilisé en toute sécurité chez les animaux reproducteurs et gestants. Il n'a induit aucune embryotoxicité, tératogénèse, mutagénèse ou carcinogénèse, ni n'a affecté les performances de reproduction des animaux testés (Lanusse et al, 2018).

Le praziquantel est utilisé à la posologie de 1 mg/kg et est disponible sous forme de médicament unique dans certains pays européens. En France, il n'est commercialisé qu'en association avec des lactones macrocycliques (ivermectine ou moxidectine) sous deux formes :

- Pâte orale : EQVALAN DUO ND, FUREXEL COMBI PÂTE ORALE ND, IVERPRAZ 18,7 MG/G + 140,3 MG/G PÂTE ORALE POUR CHEVAUX ND, NOROMECTIN PRAZIQUANTEL DUO 18,7 MG/G PATE ORALE POUR CHEVAUX ND
- Gel oral : EQUEST PRAMOX ND, EQUIMAX GEL ORAL POUR CHEVAUX ND

II. Pratiques de vermifugation couramment rencontrées en équine et principes généraux de vermifugation raisonnée

La lutte contre les parasites en médecine équine et plus généralement en médecine vétérinaire rurale allie des mesures chimiques ainsi qu'une gestion sanitaire essentielle. Un protocole de vermifugation doit être adapté à chaque écurie ou élevage en fonction de leur situation épidémiologique. Il n'existe pas de protocole applicable dans tous les cas, seulement certains grands principes qui vont dépendre de plusieurs paramètres détaillés par la suite : présence de jeune animaux, entrées et sorties de chevaux régulières, mise en évidence de résistance par le passé, charge en animaux par hectare...

Ce programme doit également prendre en compte deux paramètres majeurs concernant les populations de vers visées : le pouvoir pathogène des populations parasitaires, et notamment celui des cyathostomes, ainsi que l'émergence ou la présence de populations chimiorésistantes.

1. Principe de base de vermifugation raisonnée

Les protocoles probabilistes mis en place par le passé (vermifugation systématique de tout le troupeau quatre fois par an à chaque changement de saison) ont largement favorisé le développement de résistances ce qui explique que ces dernières années, de plus en plus de protocoles de vermifugation raisonnée se développent. En effet chez la plupart des chevaux adultes, concernant les petits strongles, une immunité se met en place avec l'âge et empêche ainsi le développement et la ponte des parasites. Le second point essentiel de la thérapie sélective se trouve dans des études illustrant que les populations de parasites sont très inégalement réparties au sein d'un troupeau d'hôtes. Chez les chevaux, il est démontré qu'un sous-ensemble mineur de chevaux (20%) excrète la grande majorité (80%) des œufs de strongles dans une population donnée (Kaplan et al, 2010) (Lyons et al, 2012) (Relf et al. 2013). Ainsi, en ciblant spécifiquement les plus grands excréteurs et en laissant les faibles excréteurs non traités (les animaux « refuge »), une réduction globale satisfaisante du nombre d'œufs dans la pâture peut être obtenue malgré l'utilisation d'un nombre limité de traitements tout en ménageant une population de vers non exposés aux traitements anthelminthiques. Le principe général vise donc à diminuer la fréquence des traitements au cours de l'année, en intégrant de manière systématique la réalisation de coproscopie afin d'évaluer l'excrétion parasitaire individuelle et au sein du troupeau considéré. L'objectif étant de traiter *a minima* tout en évitant l'apparition de maladies parasitaires ou de baisse de performance. En parallèle, un niveau de contamination faible des pâtures, est maintenu car les forts excréteurs sont identifiés et traités (Gomez et al, 1991). Il est donc nécessaire d'accepter que les strongles appartiennent à la faune physiologique du tube digestif du cheval (Nielsen et al, 2006). Concrètement, les élevages mettant en place cette stratégie de vermifugation doivent réaliser des coproscopies individuelles (4 par an minimum dans un premier temps) avant chaque traitement anthelminthique et ne traiter uniquement les forts excréteurs, c'est-à-dire les chevaux dont le taux d'excrétion fécal dépasse 200 opg. Il a été démontré que chez les chevaux adultes, un seuil de traitement de 200 opg de matières fécales et plus, associé à l'utilisation d'un médicament ayant une efficacité d'au moins 99 % conduit à une réduction globale du nombre d'œufs d'environ 95 % dans le troupeau, bien qu'environ la moitié des chevaux ne soient pas traités (Kaplan et al, 2010).

Un dernier point à souligner étant qu'il a été démontré que les niveaux d'excrétion fécaux semblent constants au cours du temps chez un même individu (Gomez et al, 1991) (Nielsen et al, 2006). Ainsi, un équidé considéré comme faible excréteur est très susceptible de le rester. L'objectif de la diminution des traitements est de diminuer la pression de sélection exercée sur les parasites, et ainsi préserver les refuges de sensibilité (Van Wyk, 2001). Un refuge correspond à une population de parasite ou stade parasitaire qui échappe à la sélection par le traitement, par exemple les larves enkystées de cyathostomes lors d'utilisation de traitement non larvicides, tous les stades libres dans l'environnement et tous les parasites des animaux non traités. Il y a alors un effet de dilution de la population de vers résistant dans une population sensible, autrement dit la fréquence des allèles de résistance diminue dans la population de vers considérée. Ainsi, le développement de résistance est retardé voire évité. Ceci est soutenu par quelques études de terrain réalisées sur des moutons ainsi que des simulations informatiques (Nielsen et al, 2014). De plus, des calculs économiques ont suggéré que l'approche sélective était rentable sur le long terme, par rapport au traitement de tous les chevaux un nombre fixe de fois par an (Gomez et al, 1991). Il est bien reconnu que *S. vulgaris*, possède le pouvoir pathogène le plus grand de tous les helminthes gastro-intestinaux équin (Drudge et al, 1979) (Kester 1975). En cela, il a donc été la cible principale des traitements appliqués à intervalles réguliers tout au long de l'année. La résistance aux anthelminthiques observée chez les cyathostomes et *P. equorum* peut donc être considérée comme un effet secondaire négatif imprévu de la tentative d'éradication de ce grand strongle.

L'inquiétude est réelle quant au risque de réémergence de *S. vulgaris* dans les élevages utilisant cette pratique de vermifugation. Les œufs produits par *S. vulgaris* ne peuvent être aisément différenciés de ceux des autres espèces et il existe donc un risque de laisser l'infestation par ce parasite non traitée. Si la thérapie sélective est appliquée très strictement, certains chevaux recevront peu ou pas de traitements vermifuges au fil du temps en raison de leur faible nombre d'œufs excrétés. Une étude récente a évalué la prévalence de *S. vulgaris* dans les élevages de chevaux au Danemark en utilisant la PCR et les cultures larvaires (Nielsen et al. 2012). L'étude a identifié une association significative entre *S. vulgaris* et la thérapie sélective. Les espèces de parasites présents doivent donc être identifiés, par coproculture ou par PCR ce qui a un cout considérablement plus élevé et qui nécessite les compétences d'un laboratoire spécialisé.

2. Principes généraux de gestion sanitaire du parasitisme digestif des équidés

Ces mesures sanitaires sont variables selon s'il s'agit de chevaux vivants majoritairement en box ou au pré et suivant leur âge. Les informations suivantes proviennent essentiellement de deux ouvrages : (Beugnet et al, 2005) et (Hutchens et al, 1999).

L'efficacité du protocole repose sur quelques grands principes communs quel que soit le milieu de vie de l'équidé :

- Administration d'une dose correcte en s'assurant de l'ingestion de la totalité du produit par les équidés et en estimant leur poids de la manière la plus précise possible.
- Chez les adultes, la réalisation de coproscopies individuelles *a minima* 4 fois dans l'année serait indispensable. Après stabilisation de la situation épidémiologique, le nombre de coproscopies pourra être diminué selon l'avis du vétérinaire en charge de l'exploitation. Tous les chevaux dont l'examen coproscopique dépasse les 200 œufs par gramme (opg) de strongles sont vermifugés simultanément. Ces coproscopies permettront l'identification des forts et des faibles excréteurs au sein du troupeau, ces pratiques seront détaillées dans la partie 2, II, 3).
- Dans le cas d'animaux plus jeunes (poulains et yearlings) une stratégie sélective n'est pas indiquée, et tous les animaux partageant le même milieu de vie doivent impérativement être traités simultanément afin d'éviter que les uns servent de réservoir de parasites aux autres.
- Tout nouvel arrivant doit impérativement être mis en quarantaine au moins une semaine et recevoir un traitement vermifuge large spectre dès son arrivée, à défaut une coproscopie est recommandée suivie d'un traitement le cas échéant.
- Ramassage hebdomadaire, voir bihebdomadaire des crottins (dans la mesure de ce qui est humainement réalisable) y compris sur des pâtures de faible surface, ce qui permet de réduire considérablement la contamination par les larves de strongles.

- Le nombre de traitement par an doit être limité afin de permettre l'immunisation des chevaux contre les espèces (si ces dernières stimulent la réponse immunitaire) tout en limitant les conséquences cliniques du parasitisme. Le recours à la coproscopie individuelle permet d'identifier les chevaux les plus fortement excréteurs et à traiter.
- La rotation semestrielle ou annuelle de molécules anthelminthiques est indiquée, cependant elle ne doit pas être trop fréquente.
- Proscrire l'achat de vermifuge en ligne, il s'agit de médicaments dont l'utilisation doit être réalisée sur les conseils éclairés des vétérinaires qui suivent l'exploitation.

En ce qui concerne les chevaux vivant au pré, quelques précisions peuvent être ajoutées :

- La charge d'individus par pâture ne doit pas dépasser 5 chevaux par hectare et doit être le plus faible possible.
- Le pâturage par classe d'âge doit être favorisé.
- Une rotation de parcelle, tous les quinze jours environs, en laissant certaines parcelles vides pendant 1 à 3 mois permet une diminution importante de la charge parasitaire notamment lors de climat sec.
- L'alternance des espèces hôtes sur une même parcelle peut être intéressante dans la gestion des strongles car ils ont un spectre d'hôtes étroit (excepté par exemple pour *Trichostrongylus axei*).
- Lors d'un traitement, rentrer les chevaux au box et ne le ressortir au pré uniquement le lendemain afin de limiter la contamination des pâtures lors de l'élimination massive de parasites à la suite d'une vermifugation. La plupart des molécules utilisées sont en outre dépourvues d'effet ovicide.
- Ne pas épandre de fumier de cheval sur des aires où pâturent des chevaux.

Pour les chevaux vivant majoritairement au box, le risque d'infestation par les strongles n'existe que lors de l'accès régulier à des petits paddocks, où plusieurs chevaux se relaient et où la superficie est limitée. La surpopulation entraîne dans ce cas des infestations massives. Si aucun accès à l'extérieur n'est possible, le risque parasitaire est limité essentiellement aux oxyures et aux *Parascaris* sp. L'hygiène des box est dans ce cas très important : nettoyage fréquent des litières et retrait régulier des crottins dans les prés. Pour les pâtures, l'idéal serait de retirer les crottins tous les jours, ou à défaut au moins deux fois par semaine. Les écuries devraient également être nettoyées tous les jours.

Quand cela n'est pas possible, ce qui est particulièrement le cas dans les systèmes dits "à litière épaisse", les écuries devront être nettoyées et désinfectées au moins une fois par an à l'aide de désinfectants ayant montré une action biocide sur les œufs d'ascaridés.

3. Lutte chimique du parasitisme digestif des équidés

Les méthodes de lutte chimique reposent sur un objectif principal : diminuer le niveau d'infestation des équidés (et notamment des jeunes), tout en laissant possible la mise en place d'une immunité et en évitant l'apparition de troubles cliniques en lien avec cette infestation. L'éradication complète des parasites a été largement évoquée par le passé mais en réalité elle n'est ni un objectif ni même une possibilité.

Un vermifuge est choisi sur la base de plusieurs critères : son spectre, sa facilité d'utilisation, l'âge de l'équidé à traiter, la connaissance ou non de résistance par le passé dans l'exploitation, la saison, et son coût dans une moindre mesure. La saisonnalité des infestations parasitaires équine est un critère important car il module la fréquence et le choix des vermifugations au cours d'une année :

- Les oxyures sont présents toute l'année.
- En hiver, la population de strongles est présente à plus de 90% sous forme larvaire (Beugnet et al, 2005). Pour les petits strongles sous forme de larves enkystées dans la muqueuse intestinale et pour les grands strongles elles sont localisées dans les artères ou différents tissus comme par exemple la paroi du gros intestin.
- Pendant la saison de pâturage, les grands strongles sont présents uniquement sous forme adulte, les petits sous forme larvaire et adulte. Les habronèmes sont présents sous forme larvaire et imaginaire. Au printemps, il s'agit essentiellement des Anoplocéphalidés ainsi que les *Parascaris* sp et les anguillules (*S. westeri*).

Historiquement, les protocoles les plus répandus chez la plupart des propriétaires d'équidés se basent sur une approche de traitement stratégique et probabiliste en adaptant le protocole à classe d'âge et selon l'utilisation du cheval. Le plus simple étant le cas de chevaux adultes vivant une partie de l'année au pré : vermifugation à chaque changement de saison en alternant les molécules, avec ajout d'un cestocide en hiver (Tableau n°4).

Tableau n°4 : Exemple de protocole de traitements probabilistes des chevaux adultes à l'herbe basé sur des données provenant de (Reinemeyer et al, 2018 ; ESCCAP 2019 ; Deplazes et al, 2016).

Quand ?	Contre quel parasite ?	Avec quelle molécule ?
Transition hiver/printemps (mars) → mise à l'herbe	Petits strongles	Benzimidazolés ou pyrantel (si aucune résistance démontrée dans l'exploitation)
Transition printemps/été (juin)	Petits et grands strongles	Benzimidazolés ou lactones macrocycliques
Transition été/automne (septembre)	Petits strongles et anoplocéphalidés	Benzimidazolés ou pyrantel + praziquantel si mise en évidence de cestodes
Transition automne/hiver (décembre) → rentrée au box	Petits et grands strongles, gastérophiles, anoplocéphalidés	Lactones macrocycliques ou pyrantel + praziquantel si mise en évidence de cestodes

Les chevaux adultes vivant uniquement au box bénéficient dans les pratiques courantes de trois vermifugations par an sur le même principe que le tableau précédent, sans traitement à la transition de l'hiver au printemps puisqu'ils ne sont pas mis à l'herbe.

Chez les jeunes poulains, les premiers traitements sont généralement effectués à l'âge d'un et deux mois avec un benzimidazolé ou une lactone macrocyclique, visant *Strongyloides westeri* et *Parascaris* sp essentiellement ainsi que les petits strongles dans une moindre mesure. Puis à l'âge de cinq mois visant en plus éventuellement les cestodes avec ajout de praziquantel dans le protocole. À l'âge de huit mois, une vermifugation avec des lactones macrocycliques et du praziquantel est généralement réalisée, visant les petits strongles, *Parascaris* sp et dans une moindre mesure les Anoplocéphalidés, les grands strongles et les gastérophiles.

Les juments reproductrices ont également un traitement particulier avec ajout d'une vermifugation 15 jours après la mise bas, et éventuellement s'il y a un risque de strongyloïdose dans l'élevage, une vermifugation un mois avant la mise-bas afin de prévenir l'infestation des poulains à la naissance. Enfin, concernant les yearlings (entre 1 et 4 ans), à l'herbe, le traitement est globalement équivalent avec ceux de chevaux adultes, la différence étant que le risque d'ascaridose à *Parascaris* sp est encore présent.

III. Résistances aux anthelminthiques

1. Définition

La résistance aux anthelminthiques se définit comme étant la perte d'efficacité thérapeutique d'une formulation anthelminthique donnée qui présentait auparavant une efficacité contre la même espèce et le même stade de parasite, chez le même animal hôte, à la même posologie et par la même voie d'administration (Reinemeyer et al, 2018). En d'autres termes, elle est présente lorsqu'une plus grande proportion d'individus parasites au sein d'une population parasitaire d'une espèce donnée sont encore vivants après exposition à un composé habituellement efficace à la dose recommandée pour les éliminer (Bowman 2020). Par conséquent, si une formulation médicamenteuse n'a jamais eu d'efficacité contre le parasite ou le stade en question, il ne s'agit pas de résistance comme par exemple les Anoplocéphalidés insensibles par nature aux lactones macrocycliques. Il en va de même lors de l'utilisation d'anthelminthiques en dehors de son autorisation de mise sur le marché, puisque cela signifie qu'aucune preuve de son efficacité n'a été démontrée. Les niveaux d'efficacité attendus diffèrent selon les espèces de parasites, les stades et les formulations anthelminthiques. Ainsi, diverses valeurs seuils d'efficacité (par exemple, 90 % contre 95 %) peuvent être utilisées pour désigner une population comme résistante.

D'après (Shoop et al, 1995), il est également possible de définir la résistance comme un changement génétique induit par l'exposition aux médicaments dans une population parasitaire. Ainsi il y a diminution de la dose efficace minimale qui tue une proportion définie de la population. La pression de sélection, exercée par les programmes de vermifugation réguliers favorise la survie et la reproduction de ces mutants qui deviennent alors plus importants en proportion que les individus sensibles aboutissant à des échecs thérapeutiques. Il est important de souligner que la résistance est héritable, l'anthelminthique ne crée pas des mutations mais sélectionne les allèles de résistance déjà présents mais à faible fréquence initialement dans la population exposée. La vitesse de développement d'une résistance dépend de la pression de sélection et de la capacité qu'ont les vers survivants au traitement de transmettre ces gènes aux générations suivantes. Une fois qu'un individu possède un allèle de résistance, un retour à la sensibilité ne se produit pas (Riviere et al, 2017).

Par contre, il peut y avoir un retour à la sensibilité à l'échelle d'une population parasitaire par effet de dilution : lors de la diminution de la pression de sélection, les individus sensibles étant généralement plus vigoureux, se reproduisent et prennent le dessus sur la part résistante de la population ce qui rend la population plus sensible. Au fur et à mesure de l'introduction de nouveaux anthelminthiques, il a été constaté que des résistances commençaient à être documentées en moyenne dans les 10 ans quelles que soient les classes étudiées. Des combinaisons de plusieurs molécules antiparasitaires sont de plus en plus utilisées, cette méthode ayant deux objectifs : apporter un contrôle efficace des nématodes résistants ou multirésistants et ralentir l'apparition de nouvelles résistances (Gokbulut et al, 2018). Les cyathostomes résistants aux anthelminthiques sont préoccupants dans le monde entier, cependant l'impact de la résistance aux anthelminthiques sur la santé et le bien-être des animaux est actuellement inconnu (Butler et al. 2021). L'absence de preuves définitives de l'impact clinique de la résistance aux anthelminthiques chez les cyathostomes et *P. equorum* n'est pas si surprenante puisque, même en l'absence d'un programme de contrôle des parasites, la plupart des infections sont soit subcliniques, soit associées à des signes cliniques non spécifiques et rarement d'une gravité importante.

2. Résistances mises en évidence à l'heure actuelle

Au cours des dernières décennies, la résistance aux anthelminthiques a été rapportée à une fréquence croissante et parmi toutes les classes d'anthelminthiques dans les élevages de chevaux à travers le monde. Au Royaume-Unis (Sallé et al. 2017), comme dans d'autres pays européens (Traversa et al. 2009; 2007) ou américains (Slocombe et al, 2006), (Lyons et al. 2008) (Molento et al. 2008) (Canever et al. 2013), des populations de strongles résistantes ont été signalées pour toutes les classes disponibles d'anthelminthiques, à savoir les benzimidazolés, les tétrahydropyrimidines ou les lactones macrocycliques.

a) Benzimidazolés

La résistance aux benzimidazolés a été signalée chez les cyathostomes dès les années 1960 (Drudge 1965), et s'est largement répandue dans le monde à ce jour. Les premières résistances des petits strongles au thiabendazole sont apparues seulement quelques années après le début de son utilisation, son efficacité a diminué de 95% à 35% environ en une année. Parmi les trois familles d'anthelminthiques utilisés chez les chevaux, les résistances aux benzimidazolés sont les plus fréquentes et sont répandues dans plus d'une vingtaine de pays.

Chez les cyathostomes, la résistance à un benzimidazolé confère une résistance croisée avec les autres molécules de la même famille, à l'exception de l'oxibendazole, qui reste efficace pendant une période limitée de temps ((Drudge et al, 1979), (Lyons et al. 1996), (Slocombe et al, 1977), (Webster et al. 1981)) Il semble que chez les chevaux parasités par des cyathostomes résistants à un composé de cette famille, la résistance à l'oxibendazole peut devenir apparente après seulement 8 à 10 expositions au médicament (Kaplan, 2002). D'après (Bellaw et al. 2018), il existe également une résistance de la population larvaire au fenbendazole.

À l'heure actuelle, la résistance au fenbendazole est la règle plus que l'exception en Europe, aux États-Unis, au Chili, à Cuba, en République Tchèque et au Brésil (Nápravníková et al, 2022). Les strongles résistants à cette famille sont omniprésents. Les valeurs du test de réduction de l'excrétion fécale des œufs (*fecal egg count reduction test* ou FECRT) diminuent avec le temps et l'incidence des efficacités inférieures à zéro augmente par rapport aux études précédentes (Chroust 2000), (Bodecek et al. 2018).

Éviter l'utilisation du fenbendazole pour contrôler les infestations de strongles est un point essentiel afin de prévenir les conséquences économiques et sanitaires qui en découlent. L'efficacité du fenbendazole est faible contre *Strongylus* sp à la posologie de 7,5 mg/kg après administration orale chez des chevaux au Royaume-Uni en raison du développement d'une résistance aux benzimidazolés (Gokbulut et al, 2018).

b) Lactones macrocycliques

L'ivermectine est utilisée chez les équidés depuis une quarantaine d'années, pourtant il existe à ce jour peu de preuve d'une perte de son efficacité chez les strongles.

Dans les années 2000, elle était la seule molécule anthelminthique utilisée chez les chevaux ne présentant aucun signe de résistance. Les FECRT deux semaines après le traitement à l'ivermectine semblaient se maintenir à 100 % (Craven et al. 1998; Terrill et al. 2001; Praslicka et al. 1994), même si de nombreuses fermes l'utilisaient quatre à six fois par an depuis des années (Kaplan, 2002). Ce problème de résistance existait déjà chez les bovins, ovins et caprins à travers le monde : la prévalence de *Haemonchus contortus* résistants aux lactones macrocycliques est importante, les signalements de *Cooperia* sp résistants à l'ivermectine sont de plus en plus fréquents. Il s'agit d'espèces parasites du même ordre que les cyathostomes (Strongylida) (Kaplan, 2002).

Plusieurs rapports ont documenté des périodes de réapparition des œufs (*Egg Reappearane Period* ou ERP) raccourcies après un traitement à l'ivermectine et à la moxidectine (Rossano et al, 2010 ; Lyons et al. 2011) (Nielsen et al. 2018). Ces résultats ont été associé à une résistance apparente chez la larve de quatrième stade des cyathostomes (L4) (Bellaw et al. 2018), elle est considérée comme le premier signe d'une résistance émergente à cette classe d'anthelminthiques. Quelques études ont également documenté une résistance des strongles aux lactones macrocycliques (Peregrine et al. 2014 ; Nielsen et al, 2020). Une étude très récente (Nielsen et al. 2022) a fourni des preuves de résistance à l'ivermectine dans un groupe de yearlings avec un FECRT moyen de 91,2 %. Elle démontre également une résistance à l'ivermectine chez les chevaux élevés aux États-Unis, et les résultats soulignent la nécessité d'une surveillance de l'efficacité des anthelminthiques dans les élevages équestres. Une autre étude récente fournit la première preuve de l'existence de cyathostomes résistants à la moxidectine en Australie (Abbas et al. 2021). Cela confirme la nécessité d'une surveillance accrue de l'efficacité des anthelminthiques.

Cependant, une autre étude suggère que même si cette famille est la plus utilisée (42% pour l'ivermectine et 21% pour la moxidectine) par rapport aux pyrantel (20%) ou au fenbendazole (17%), elle reste très efficace et le développement de résistance est lent (Nápravníková et al, 2022). Le schéma général est donc que les lactones macrocycliques ont une efficacité anthelminthique observée significativement plus élevée contre les infestations de strongles que les deux autres classes de vermifuges (Nielsen et al. 2018).

En ce qui concerne *Parascaris* sp, ils ont été signalés résistants à l'ivermectine dans le monde entier (Nielsen et al. 2018). D'après (Martin et al. 2021), *P. univalens* est résistant à l'ivermectine chez les poulains, et étant donné que les chevaux islandais sont isolés sur l'île depuis plus de 1 000 ans, cela implique que des allèles de résistance se sont développés indépendamment de parasites potentiellement déjà résistants qui auraient pu être introduits dans cette population.

c) *Pyrantel*

Des résistances à la famille des tétrahydropyrimidines ont été mis en évidence chez les strongles pour la première fois au milieu des années 1990 et sont maintenant largement signalée dans le monde (Nielsen et al. 2018). Bien que le pyrantel soit utilisé comme anthelminthique équin depuis les années 1970, ce n'est que ces dernières années que les rapports de cyathostomes résistants au pyrantel sont devenus courants. Pour la première fois en 1995 (Peregrine et al. 2014), à ce jour ils ont été signalés dans tout le sud-est des États-Unis, au Brésil, au Canada, et dans de nombreux pays européens notamment en Norvège et au Danemark (Kaplan, 2002) (Peregrine et al. 2014). Il existe également quelques rapports témoignant d'une résistance de la part de *Parascaris* sp (Peregrine et al. 2014). Bien que moins fréquentes que les résistances dans la famille des benzimidazolés, le pyrantel s'est avéré inefficace dans plusieurs études concernant une dizaine de pays (Peregrine et al. 2014). Historiquement, la prévalence de la résistance au pyrantel semblait être plus élevée en Amérique du Nord et cette observation s'expliquerait par l'utilisation aux États-Unis et au Canada, d'une formulation de tartrate de pyrantel administrée quotidiennement à faible dose, sur une base quotidienne dans l'alimentation, tout au long de l'année (Kaplan, 2002). Cependant, en Europe où cette formulation n'est pas utilisée, plusieurs signalements de résistances au pyrantel au cours de la dernière décennie ont été observés (Peregrine et al. 2014). Une étude récente en République Tchèque a suspecté une résistance au pyrantel également, il doit donc être utilisé avec prudence afin d'éviter la mise en place d'une multirésistance (Nápravníková et al, 2022).

Pour conclure, plusieurs articles et les lignes directrices de l'AAEP sur le contrôle des parasites équins fournissent l'aperçu suivant des niveaux actuels de résistance à trois classes d'anthelminthiques (Nielsen et al, 2014) (Bowman 2020)

- Les résistances aux benzimidazolés sont largement répandues chez les cyathostomes, mais suspectées chez *Parascaris* sp.
- Les résistances à la pyrimidine sont courantes chez les cyathostomes et débutent chez *Parascaris* sp.
- Les résistances aux lactones macrocycliques sont largement répandues chez *Parascaris* sp et débutent chez les cyathostomes.
- Les grands strongles restent sensibles aux trois classes d'anthelminthiques.

3. Méthode de détection des résistances aux anthelminthiques

Dans une population donnée de parasites, les allèles de résistance sont largement répandus bien avant les premiers signes imputables à une perte d'efficacité du traitement. En effet, étant donné que les infestations parasitaires ne sont pas toujours cliniques, un traitement non efficace peut être difficile à mettre en évidence. Il y a un réel intérêt à détecter ses résistances de manière précoce, en réalisant des tests *in vivo* et *in vitro*, en laboratoire ou sur le terrain.

a) *In vivo*

○ *Fecal egg count reduction test* (FECRT)

En français, il s'agit du test de réduction de l'excrétion fécale des œufs (TREFO). Il est utilisé pour déterminer si une population de strongles ou d'ascarides est résistante à une molécule anthelminthique donnée en mesurant la capacité de cette dernière à réduire le nombre d'œufs présents dans les fèces après traitement. C'est-à-dire en tuant les vers adultes se reproduisant ou les stades immatures luminaux en développement (L4 ou stade 5). Le pourcentage de réduction du nombre d'œufs ainsi obtenu donne une estimation de la résistance globale de la population de strongles vis-à-vis de l'antiparasitaire utilisé. Il s'agit donc d'une estimation indirecte de l'efficacité d'un anthelminthique en comparant l'intensité de l'excrétion fécale d'œufs après traitement à celle avant traitement, ou par rapport à un groupe non-traité.

La baisse d'efficacité d'une molécule n'est pas toujours synonyme de résistance, elle peut être imputable à une mauvaise administration du produit, un mauvais dosage ou un défaut de technique lors du comptage par exemple. Pour ce test, un comptage d'œufs fécaux doit être réalisé au moment de la vermifugation et un second dix à quatorze jours après (Reinemeyer et al, 2018). Il peut également être calculé en comparant l'excrétion fécale d'un groupe témoin avec celle d'un groupe traité avec l'anthelminthique à tester. Le FECRT est calculé grâce à la formule suivante :

$$FECR = 100 \times \frac{OPG \text{ (avant traitement)} - OPG \text{ (14 jours post traitement)}}{OPG \text{ (avant traitement)}}$$

Ce calcul doit être réalisé avec une moyenne arithmétique effectuée sur un minimum de six chevaux, idéalement dix de la même classe d'âge (Zajac et al. 2021) sur l'exploitation. Les individus pris en compte dans le calcul sont ceux ayant les résultats les plus élevés avant traitement mais âgés de préférence d'au moins 18 mois pour les strongles et de 3 à 6 mois pour *Parascaris* sp. Ils ne doivent pas avoir reçu de traitement au cours des 9 semaines précédentes pour le pyrantel ou le fenbendazole, 12 pour l'ivermectine et 16 pour la moxidectine. Le seuil d'excrétion recommandé pour chacun des chevaux testés est *a minima* de 200 œufs par gramme (opg) pour les petits strongles et de 100 opg pour *Parascaris* sp. Une estimation de l'efficacité d'un vermifuge est d'autant plus précise si un plus grand nombre de chevaux d'une seule exploitation sont inclus dans le FECRT. Pour chaque molécule, il a été défini différentes valeurs seuils de diminution du pourcentage d'œufs pour lesquelles, il est conclu à une résistance, une suspicion de résistance ou une sensibilité de la population de strongles testée pour l'exploitation équine étudiée à l'issue du test (Tableau n°5).

Tableau n°5 : Valeurs seuils suggérées par l'AAEP Parasite Control Guidelines pour interpréter les résultats de FECRT concernant les strongles (Nielsen et al, 2013)

Anthelminthique	Sensible	Suspicion de résistance	Résistant
Fenbendazole/Oxibendazole	>95%	90-95%	<90%
Pyrantel	>90%	85-90%	<85%
Ivermectine/Moxidectine	>98%	95-98%	<95%

Compte tenu de la variabilité importante d'excrétion des œufs, il est possible que FECR moyen soit proches des valeurs seuils, c'est-à-dire en « zone grise ». Aussi, la borne inférieure de l'intervalle de confiance à 95% doit également être prise en compte (Tableau n°6), pour établir une mesure de la variabilité des valeurs du FECRT (Coles et al, 2006). Il est ainsi pris en compte la valeur de l'intervalle de confiance à 95 % (Tableau n°6).

Tableau n°6 : Interprétation de l'efficacité d'un anthelminthique (Coles et al., 1992) basée sur les lignes directrices dictées par la World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP). LCL 95% (lower 95% confidence limit) = limite basse de l'intervalle de confiance à 95%.

Efficacité	Réduite	Douteuse	Maintenue
Résultat	FECRT<95% et LCL95<90%	FECRT<95% ou LCL95<90%	FECRT≥95% et LCL95≥90%

Sans calcul des intervalles de confiance, il n'est pas possible de savoir quand un certain résultat sort de la « zone grise ». Cependant, en règle générale, les résultats à moins de 5 % du seuil doivent toujours être interprétés avec une grande prudence et un nouveau test doit être réalisé ultérieurement. Si la taille de l'échantillon est inférieure à six chevaux par ferme, la zone grise doit être étendue à 10 % (Reinemeyer et al, 2018). Avec le pyrantel, par exemple, la zone grise passe de 85 à 90 % et de 80 à 90 % si moins de six chevaux sont échantillonnés. En général, les FECRT tombant en dessous de la valeur seuil doivent être reproductibles. Si un résultat FECRT ne peut pas être reproduit, une conclusion de résistance n'est pas justifiée.

L'avantage majeur de ce test étant sa simplicité de réalisation, applicable à toutes les familles de molécules à tester. Cependant, le coût et la charge de travail peuvent assez rapidement devenir importants, notamment si le nombre d'animaux de l'écurie est élevé et si plusieurs molécules doivent être testées. Une solution afin de diminuer ce coût serait l'utilisation de coproscopies de mélange, mais aucune étude à l'heure actuelle n'a démontré sa pertinence dans le cadre du FECRT. Il peut également manquer de sensibilité car il dépend de nombreux facteurs : niveau individuel d'excrétion d'œufs avant traitement, taille des groupes, sensibilité de la technique coproscopique, prolificité de l'espèce résistante, etc. Il se montre aussi relativement tardif, car il est considéré comme fiable s'il y a plus de 25% d'allèles de résistance dans la population étudiée (Papadopoulos, 2008). Cette méthode demeure une référence malgré cette limite, et elle permet d'approcher de manière correcte le statut de l'élevage vis-à-vis de la résistance à l'anthelminthique testé.

- *Egg reappearance period* (ERP)

Le test de réapparition des œufs (ou *Egg reappearance period*, ERP) dans les crottins est un test qui mesure l'intervalle de temps entre le dernier traitement anthelminthique efficace (en l'absence de résistance) et la réapparition d'une excrétion fécale d'œufs de strongles. Une diminution de l'ERP est un signe précoce de l'installation d'une résistance dans une population non visible par le FECRT. Plusieurs parasitologues équins américains affirment que la semaine suivant le traitement (Nielsen et al, 2013), le FECRT diminue en dessous d'une valeur seuil de 80% (soit une diminution du nombre d'œufs excrétés dans les selles entre 80 et 100% suivant le traitement) pour les benzimidazolés et le pyrantel, et en dessous de 90% pour l'ivermectine et la moxidectine. Ceci est mesuré en effectuant des FECRT hebdomadaires jusqu'à ce que la réapparition des œufs soit observée à des seuils définis suivant la molécule utilisée. Les valeurs seuil de l'ERP retenues sont donc 85 % pour les benzimidazolés, 80 % pour le pyrantel, 85 % pour l'ivermectine et la moxidectine. Dans les populations sensibles, ces valeurs seuils ne doivent pas être dépassées avant quatre semaines pour le fenbendazole et le pyrantel, 9 semaines pour l'ivermectine et 16 semaines pour la moxidectine (Tableau n°7). Toute réduction de ces durées (c'est-à-dire un FECRT supérieur à la valeur seuil) indique une suspicion d'installation de résistance à la molécule testée dans la population considérée. À titre d'exemple théorique, un FECRT de 70 % à la troisième semaine après un traitement au fenbendazole signifie que le nombre d'œufs excrétés n'a pas diminué suffisamment puisqu'il devrait être d'au moins 80% et indique donc un accroissement des allèles de résistance dans la population de petits strongles du lot de chevaux testé.

L'ERP a été développée pour l'instant pour les petits strongles uniquement. Elle n'est pas pertinente si la résistance à un anthelminthique particulier est déjà présente sur une propriété donnée, car il n'y a pas de disparition significative du nombre d'œufs. Par conséquent, la surveillance de l'ERP est actuellement plus appropriée pour suivre l'efficacité de la moxidectine et de l'ivermectine contre les cyathostomes que pour les autres classes de médicaments, dans lesquelles la résistance est déjà plus répandue.

Tableau n°7 : Période de réapparition des œufs de cyathostomes chez les équidés, par l'AAEP Parasite Control Guidelines (Nielsen et al, 2013).

Anthelminthique	Temps de réapparition des œufs dans les crottins usuel (en l'absence de résistance)
Fenbendazole/Oxibendazole	4 à 5 semaines
Pyrantel	4 à 5 semaines
Ivermectine	6 à 8 semaines
Moxidectine	10 à 12 semaines

b) *In vitro*

o *Egg hatch test* (EHT)

Le test d'éclosion des œufs (*Egg hatch test*, EHT) est utilisé pour la détection de résistance uniquement dans la famille des benzimidazolés (Coles et al. 1992). En effet, il s'agit de la seule famille utilisée ayant une activité ovicide, contrairement aux lactones macrocycliques (Coles et al. 2006). Le principe général est d'évaluer la capacité du thiabendazole à inhiber le développement des œufs de strongles et leur éclosion. Pour obtenir des données significatives, les œufs doivent être utilisés dans les 3 heures qui suivent leur émission dans les selles, car la sensibilité au thiabendazole diminue à mesure que la croissance de l'embryon se poursuit (Taylor et al, 2002). Cependant, Smith-Buijs et Borgsteede (1986) et Taylor et Hunt (1989) ont montré que le stockage d'échantillons fécaux à 48 °C et 7 jours de stockage dans des conditions anaérobies n'avaient pas d'effet négatif sur la validité et la pertinence des résultats. Le stockage anaérobie d'échantillons fécaux s'est avéré approprié lorsqu'il est utilisé dans une enquête sur la résistance aux benzimidazolés chez les petits ruminants en Slovaquie (Praslicka et al. 1994).

Les œufs sont incubés dans des solutions à différentes concentrations de thiabendazole. L'objectif étant de déterminer sa concentration létale à 50 % (CL₅₀) c'est-à-dire la concentration pour laquelle 50% des œufs n'éclosent pas. La CL₅₀ a été établie auprès d'une population de strongles équins n'ayant jamais été exposée à un anthelminthique, elle était inférieure à 0,05 µg de thiabendazole par millilitre (Coles et al. 1992). Cela signifie donc que si plus de 50% des œufs éclosent avec une concentration de thiabendazole supérieure à 0,05 µg/mL, une résistance est présente au sein de la population testée.

Ce test a pour avantage de ne nécessiter qu'un seul prélèvement de matières fécales par équidé, mais d'après une étude réalisée sur des moutons et des chèvres, il ne détecte les résistances que lorsqu'au moins 25% des allèles d'une population sont des allèles de résistance (Erez et al, 2018).

- Test de développement larvaire (Coles et al. 2006)

Il existe de nombreuses méthodes de détection de résistances sur les stades larvaires de nématodes. Le test de développement larvaire est le plus décrit, il consiste en l'évaluation de la capacité des larves à évoluer jusqu'au stade L3 lorsqu'elles sont exposées à des concentrations définies et croissantes d'un anthelminthique. Le principe est globalement proche du test précédent, mais il peut être utilisé sur d'autres classes d'anthelminthiques (lactones macrocycliques) et les matières fécales n'ont pas besoin d'être aussi fraîches que lors de l'EHT (Jabbar et al. 2006). La CL₅₀ correspond à la concentration en anthelminthique nécessaire afin d'inhiber le développement de plus de la moitié des œufs en larve de troisième stade (Königová et al, 2003). Il est également considéré comme plus sensible que le FECRT ou l'EHT, car il détecte la résistance lorsque seulement 10% de la population est porteuse de gènes résistants (contre 25% pour le test précédent).

Troisième partie : application de cette méthode sur un groupe d'équidés de l'ENVT

I. Protocoles de vermifugation utilisés

Cette étude est basée sur les différents principes énoncés lors de la table ronde de l'AVEF datant de 2018, à propos des pratiques de vermifugation des équidés par les vétérinaires en France. À l'unanimité, les experts ont conclu que des coproscopies régulièrement au cours de l'année étaient indispensables. Elles permettent de détecter principalement la présence d'ascarides, de cyathostomes ou de grands strongles (sans distinction possible entre les grands et les petits strongles). La mise en évidence d'œufs d'anoplocéphales, d'oxyures ou de douves est plus compliquée et nécessite des méthodes coproscopiques particulières ou d'autres techniques.

Les conditions pré-analytiques sont importantes : des crottins frais doivent être prélevés sur diverses zones et ces prélèvements sont à analyser le plus rapidement possible. Ils doivent être conservés au réfrigérateur en conditions anaérobies (gant de fouille serré et fermé) au maximum 5 jours. Il est conseillé d'homogénéiser le prélèvement. Une combinaison de deux techniques coproscopiques a été utilisée, premièrement la technique de Mac Master, qui est préconisée en routine. C'est une méthode semi-quantitative et peu onéreuse. Afin d'augmenter la sensibilité de la technique précédente, elle a été combinée avec une analyse par flottaison (qualitative) dans une solution saturée de chlorure de sodium. La décision de vermifuger ou non est basée sur des seuils ayant pour objectif de limiter la contamination des pâtures en gardant une population non exposée aux traitements servant ainsi de refuge de sensibilité. Ces seuils sont donc utilisés pour distinguer les forts et les faibles excréteurs dans le cadre d'une gestion d'effectif avec une vermifugation sélective sur les animaux adultes. Ils s'appliquent uniquement aux petits strongles : il est établi que, pour les petits strongles, les forts excréteurs sont ceux qui libèrent 500 opg ou plus. Les faibles excréteurs libèrent 200 opg ou moins. Il a donc été admis qu'au-dessus du seuil de 200 opg, le cheval doit être vermifugé (Kaplan et al 2010).

Dans cette étude, les coproscopies ont été réalisées au minimum 4 fois par an entre février 2020 et mai 2022, voire une fois par mois lorsque les conditions le permettaient. La meilleure période pour effectuer des coproscopies est d'avril à novembre mais pour connaître le statut d'excrétion d'un individu, il faut faire au moins 3 coproscopies par an. Des coproscopies individuelles ont été réalisées, notre objectif étant ici de connaître précisément parmi les juments, lesquelles sont fortes ou faibles excrétrices. Il est important de souligner que l'examen coproscopique présente des limites propres et inhérentes au niveau de compétence de la personne qui réalise l'analyse mais aussi à la biologie des parasites, l'excrétion des œufs étant le plus souvent irrégulière. Cependant la coproscopie demeure le meilleur outil et le plus économique dont nous disposons actuellement pour le diagnostic rapide des infestations gastro-intestinales et pulmonaires. Le tableau n°8 résume le protocole de vermifugation initialement décidé pour cette étude en fonction du statut faible ou fort excréteur des juments, basé sur les recommandations datant de 2018 lors de la table ronde de l'AVEF.

Tableau n°8 : Décision de traitement en fonction de la saison et du statut « fort » ou « faible » excréteur des chevaux de l'étude basé sur les recommandations datant de 2018 lors de la table ronde de l'AVEF.

Saison	Faible excréteur	Fort excréteur
Hiver	Aucun vermifuge	
Printemps	Coproscopie et vermifuger si résultat >200 opg avec molécule adaptée (souvent benzimidazolé ou lactone macrocyclique)	
Été	Coproscopie ou rien	Coproscopie et vermifuger si résultat >200 opg (pyrantel ou autre selon la coproscopie)
Automne	Coproscopie et vermifuger tous les chevaux avec lactone macrocyclique + praziquantel	

II. Matériels et méthodes

1. Chevaux participants à l'étude

Initialement, l'étude était composée de deux groupes distincts :

- 6 juments de TP utilisées par les étudiants à la Clinique équine de l'ENVT
- 10 chevaux du centre équestre de l'ENVT répartis en 3 prés différents

Le second groupe a été écarté de l'étude par manque de main d'œuvre et manque de praticité des conditions de prélèvement au sein du centre équestre (absence de travail, aucune aide pour les prélèvements). Quatre bilans du groupe entier ont été réalisés avant de leur retrait de l'étude. Ces chevaux-là étaient très peu voire pas du tout parasités (Annexe n°2).

Par la suite seulement 6 juments vivants dans un seul pré ont été suivies :

- **Iléna du Viviers** la plus âgée, acquise en 2008 par la clinique. Il s'agit d'une trotteuse de 26 ans (jument n°1).
- **Doris de l'Atome** trotteuse âgée de 9 ans, arrivée à l'école en 2017 (jument n°2).
- **Déesse du Dropt** trotteuse âgée de 9 ans arrivée à l'école en 2017 (jument n°3).
- **Emma de Fontbrune** trotteuse âgée de 8 ans arrivée à l'école en 2017 (jument n°4).
- **Family Cath** trotteuse âgée de 7 ans arrivée à l'école en 2019 (jument n°5)
- **Diva** poney ONC (origine non constatée) âgée de 9 ans et arrivée à l'école en 2020 (jument n°6).

Avant le début de l'étude, elles étaient vermifugées *a minima* deux fois par an (printemps et automne) de manière systématique et aucune coproscopie n'avait été réalisée. Le statut de la jument n°6 avant l'année 2020 est inconnu.

2. Méthodes de prélèvement

Les crottins ont été prélevés dans la majorité des cas en intra-rectal dans un travail à la clinique équine de l'ENVT. Lorsque les conditions ne le permettaient pas, ils étaient récupérés tout juste excrétés, en prenant plusieurs échantillons n'ayant pas touché le sol. Les fèces ont été placées dans un gant de fouille en conditions anaérobies (air chassé), identifié avec la date du prélèvement. Les prélèvements étaient la plupart du temps réalisés par des étudiants de quatrième année au cours de leur TP examen gynécologique, lors de la vidange du rectum au préalable de la palpation des ovaires. Par la suite, les échantillons étaient soit analysés directement, soit réfrigérés à 4°C au maximum 48h afin de ralentir l'évolution des parasites.

3. Calendrier des coproscopies et traitements réalisés

Le protocole initial de coproscopie et de traitement a suivi les recommandations du groupe d'experts de l'AVEF, suite à la réunion de 2018 (Tableau un°8). La figure n°37 présente le calendrier des prélèvements et des traitements qui ont été effectivement réalisés en fonction des différentes contraintes rencontrées (temps, disponibilité par exemple). Les juments ont été suivies de février 2020 à mai 2022, avec des bilans coproscopiques réguliers : 16 bilans au total au cours de l'étude, les plus rapprochés ont été réalisés à un mois d'intervalle et les plus éloignés à 4 mois d'intervalle. Les molécules anthelminthiques étaient alternées entre fenbendazole, ivermectine et moxidectine avec ajout de praziquantel à l'automne. La jument n°6 a été ajoutée quelques mois après le début de l'étude et a donc subi trois bilans de moins que les cinq autres. Un FECRT suivi d'un ERP ont été réalisés en mai 2020 pour l'ivermectine, et un FECRT concernant le fenbendazole en mai 2021.

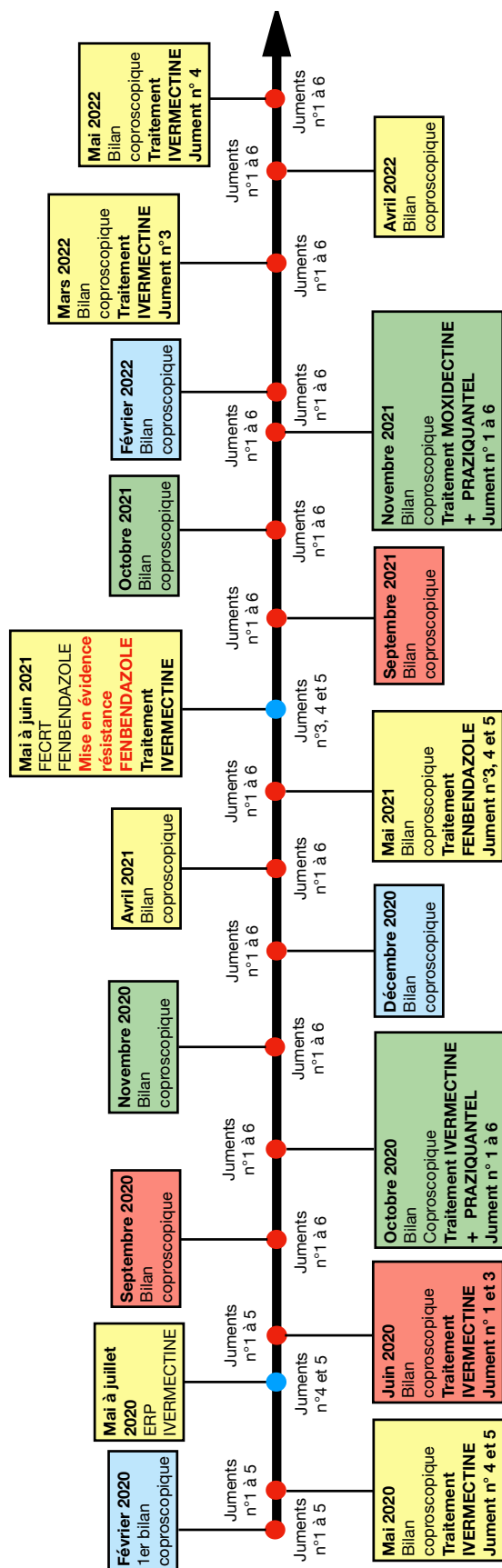


Figure n°37 : Calendrier résumant les traitements, coproscopies et méthodes de détection de résistances réalisés au sein du troupeau de juments de TP de l'ENVT entre février 2020 et mai 2022. Chaque saison est représentée par une couleur (hiver = bleu, printemps = jaune, été = rouge, automne = vert). Les traitements ont été réalisés après les coproscopies du mois auxquels ils sont notés.

4. Méthode d'analyse coproscopique utilisée

Pour chaque jument prélevée, un examen coproscopique individuel est réalisé. Il a été utilisé comme solution de flottation (ou flottaison) la solution de Willis qui est une solution de chlorure de sodium (NaCl) à saturation, avec une densité de 1,2. Cette solution permet de faire flotter les œufs de strongles et les œufs d'anoplocéphales (Reinemeyer et al, 2018). La méthode employée est la méthode de McMaster modifiée par (Raynaud et al, 1970). Elle est associée à une flottaison totale afin d'augmenter la sensibilité de la première méthode. Pour chaque individu nous obtenons donc une valeur d'excrétion fécale des œufs de type strongles à différentes périodes de l'année exprimée en œufs par gramme (opg).

Le matériel nécessaire pour les techniques suivantes est :

- Pilon, mortier
- Verres à pied, pipette pasteur, tubes à essai
- Tamis (passoire à thé), compresses, gants
- Microscope avec objectifs x4, x10, x40 et éventuellement x100 (immersion)
- Lame de McMaster à 2 chambres
- Solution de NaCl à saturation (densité = 1,2)

a) Flottaison totale

La méthode de flottaison simple est très probablement une des méthodes les plus employées en parasitologie (Hendrix et al 2019). Les techniques de flottaison reposent sur les différences de densité entre les éléments parasitaires (œufs, ookystes, larves) par rapport aux débris fécaux. La densité correspond au poids d'un élément (par exemple un œuf de strongle) par rapport au poids d'un volume égal d'eau pure. Les œufs d'helminthes ont une densité supérieure à celle de l'eau (qui est de 1), ils ne flottent donc pas dans ce liquide. Leur densité est également inférieure à celle de la plupart des débris fécaux. La densité des œufs de strongles est comprise entre 1,04 et 1,05 alors que celle des œufs d'anoplocéphales ou ascaridés est respectivement de 1,06-1,07 et 1,08-1,09 (Reinemeyer et al, 2018). Il est donc nécessaire d'utiliser une solution de flottaison, ayant une densité supérieure à celle de l'eau du robinet et à celle des œufs afin de leur permettre de flotter (Reinemeyer et al, 2018). Dans cette étude, une solution de chlorure de sodium saturée (sel de table) a été utilisée.

Il s'agit d'une solution très économique, écologique, toujours disponible et dont la préparation est simple. Elle est toutefois corrosive pour les matériaux de laboratoire et ne peut faire flotter certains œufs (par définition ceux ayant une densité supérieure à 1,2), comme les œufs lourds de trématodes par exemple.

La méthode consiste dans un premier temps à homogénéiser le prélèvement afin d'augmenter la représentativité de l'échantillon. Les fèces sont diluées au 1/15^{ème} dans le liquide dense, soit 3 g placés dans 42 mL de chlorure de sodium de densité 1,2 (solution saturée). L'échantillon est ensuite délité dans un verre à pied puis tamisé et filtré à l'aide d'une passoire recouverte d'une compresse afin d'améliorer la qualité de la filtration. La première étape consiste à prélever 1 mL dans une pipette Pasteur pour l'insérer dans le Mac Master, et la partie restante du liquide obtenu est placée dans un tube à essai rempli à ras bord avec formation d'un ménisque convexe. Le tube est recouvert d'une lamelle et repose pendant 20 minutes. La lamelle est ensuite récupérée et observée au microscope et permet d'objectiver la présence éventuelle d'éléments parasitaires. La flottaison est une technique qualitative qui ne peut documenter uniquement la présence ou l'absence d'œufs d'helminthes. Le manque de standardisation de cette technique empêche la quantification du nombre d'œufs ainsi que des comparaisons précises de l'excrétion des œufs chez différents chevaux ou chez le même cheval au fil du temps.

b) Mac Master

Il s'agit d'une méthode quantitative reposant sur l'utilisation d'une dilution constante des matières fécales (au 1/15^{ème}) permettant une estimation de la quantité d'éléments parasitaires dans les fèces. Les résultats obtenus sont seulement des approximations du nombre de parasites adultes présents chez l'hôte ou de la gravité de l'infestation. Cette technique repose sur l'utilisation d'une lame spéciale : la cellule de Mac Master, contenant deux grilles de 10x10 mm et de 0,15 mL chacune dont les limites sont gravées sous forme d'un carré divisé en colonnes. Le volume totale de la cellule étant d'environ 1 mL (Beugnet et al 2005).

Dans chacune des chambres de la lame de McMaster, 0,51 mL du mélange précédent sont déposés à l'aide d'une pipette pasteur. Les œufs portés par la solution dense flottent sous le verre supérieur après environ 5 à 10 minutes d'attente. Ils sont observés à l'objectif x10 et comptabilisés en suivant chaque colonne gravée dans la cellule.

Le nombre total d'œufs de chaque colonne est calculé puis la somme est effectuée afin d'obtenir le nombre total pour chaque réseau (n1 et n2). La moyenne est calculée puis multipliée par 100 pour obtenir le nombre moyen d'œufs par gramme de matières fécales (opg) noté N.

$$N = \frac{n1 + n2}{2} \times 100 \text{ opg}$$

Nous pouvons également le calculer de la manière suivante : sachant qu'il y a 1 g de fèces pour 15 mL de liquide et que les deux réseaux correspondent à 0,30 mL alors on obtient la formule suivante (avec n le nombre total d'œufs comptabilisés dans le Mac Master) :

$$N = (n1 + n2) \times \frac{15}{0,3} = n \times 50 \text{ opg}$$

Un œuf comptabilisé hors du réseau correspond à 15 opg, s'ils sont trop nombreux, un problème de technique doit être soupçonné.

Cette technique est largement utilisée dans la pratique vétérinaire car elle est simple et demande peu de matériel, mais elle a des limites de détection relativement élevées (15 opg, soit un élément parasite vu pour la totalité des 2 chambres). Cela signifie que sa valeur prédictive négative et sa précision sont toutes deux susceptibles d'être plus faibles que dans d'autres méthodes (par exemple avec des méthodes PCR plus coûteuses et longues). Cependant, la technique McMaster reste très utile pour identifier les forts excréteurs de strongles (Reinemeyer et al 2018). D'après (Zajac et al. 2021), le niveau réel de détection est compris entre 25 et 50 opg, il existe une dispersion non homogène des œufs dans les crottins et la quantité analysée est très faible en regard de l'émission quotidienne des selles par les équidés (3 g analysés contre environ 15 kg émis quotidiennement). Ce niveau est acceptable dans de nombreuses situations puisque les programmes de contrôle des parasites n'exigent généralement pas la détection d'un nombre d'œufs inférieur à ces limites.

c) *FECRT*

Au printemps 2020 l'efficacité de l'ivermectine au sein de ce troupeau a été testée en effectuant un FECRT dans un premier temps, puis un ERP seulement si le résultat du FECRT ne révélait pas de résistance déjà en place. Une première coproscopie a été réalisée le 12/05/2020, révélant deux juments avec un taux d'excrétion fécal supérieur à 200 opg : les juments n° 4 et 5. Elles ont été traitées à l'ivermectine le jour même et un contrôle 14 jours après le traitement a été réalisé. Le FECRT a été calculé pour le groupe formé par les deux juments traitées. La molécule est encore efficace dans le troupeau si le FECRT est supérieure à 98%. Étant donné le faible nombre d'individus entrant dans ce calcul, l'intervalle de confiance à 95% n'a pas pu être calculé. Une marge d'erreur de 10% comme vu précédemment est appliquée et une résistance est suspectée si le FECRT est compris entre 90 et 98% car notre effectif ici est inférieur à 6 individus dans ce cas-là.

Au printemps 2021 cette fois, c'est l'efficacité du fenbendazole qui a été testée au sein de ce troupeau en effectuant un second FECRT. Les coproscopies du mois d'avril 2021 ont mis en évidence 3 juments fortes excrétrices : les juments n°3, 4 et 5 (excrétion fécale d'œufs supérieure à 200 opg). Un traitement au fenbendazole a été administré 10 jours après (le 10 mai 2021), le délai entre les coproscopies et la vermifugation était dû à des aléas non maîtrisables, extérieurs à l'étude (commande et livraison de la spécialité). Une première coproscopie de contrôle a été réalisée 10 jours après le traitement puis une seconde au bout de 3 semaines. On considèrera que la molécule est encore efficace dans le troupeau si le FECRT est supérieure à 95%. Une marge d'erreur de 10% est pour les mêmes raisons qu'expliqué utilisée précédemment. Une suspicion de résistance est émise si le FECRT est compris entre 85 et 95% car notre effectif est à nouveau inférieur à 6 individus.

d) *ERP*

À la suite du FECRT réalisé au mois de mai 2020, un ERP a été réalisé pour objectiver l'éventuelle émergence d'une résistance à l'ivermectine. L'excrétion fécale des deux juments traitées a été suivie pendant 11 semaines, sachant que la réapparition physiologique des œufs se fait à partir de la 9^{ème} semaine post-traitement.

Des prélèvements ont été fait toutes les semaines de la 3 à la 11^{ème} semaine post traitement. A la date du 06/07/2020, c'est à dire la coproscopie de la 8^{ème} semaine post traitement, nous devons observer une réduction du nombre d'œufs minimale de 85% afin d'affirmer qu'aucune résistance est en cours de mise en place au sein du troupeau.

5. Analyse des résultats

Du fait de la faible taille du troupeau et suivant les indications de Mr le Dr F. Lyazrhi, statisticien à l'ENVT, aucun test statistique n'a été réalisé. Nous présentons une description de nos résultats obtenus. Les moyennes et écarts-type ont été calculés à l'aide de Excel, tout d'abord pour le troupeau entier : au cours de l'étude entière, par année étudiée puis par saison. Ensuite pour les groupes des faibles et fortes excrétrices : au cours de l'ensemble de l'étude, pour chaque année et chaque saison étudiée. Enfin, les moyennes et écarts-type ont été calculés pour chaque individu (jument n°1 à 6) : au cours de l'ensemble de l'étude et pour chaque saison. Ils seront notés de la manière suivante tout au long de la présentation des résultats (avec \bar{x} la moyenne et sd l'écart type) : $\bar{x} \pm \text{sd}$.

Le logiciel *Rstudio* a été utilisé pour la réalisation des graphiques avec la fonction *boxplot* pour la création de diagramme en boîte et la fonction *interaction.plot* pour les courbes.

III. Résultats

1. Observations réalisées au cours des coproscopies

Au total, 160 coproscopies ont été réalisées lors de cette étude : 120 sur les juments de TP (Annexe n°1), et 40 sur les chevaux du centre équestre (Annexe n°2) au préalable de leur retrait de l'étude, entre février 2020 et mai 2022. Les œufs observés étaient uniquement des œufs de type strongle (Figure n°38). Ni œuf de *Parascaris* sp ou d'anoplocéphale, ni ookystes de coccidies n'ont été trouvés. Les œufs de type strongle n'ont pas été identifiés, il pourrait donc s'agir de grands ou de petits strongles, bien que l'hypothèse la plus probable soit celle des cyathostomes. Les résultats suivants concernent donc uniquement les œufs de strongles.

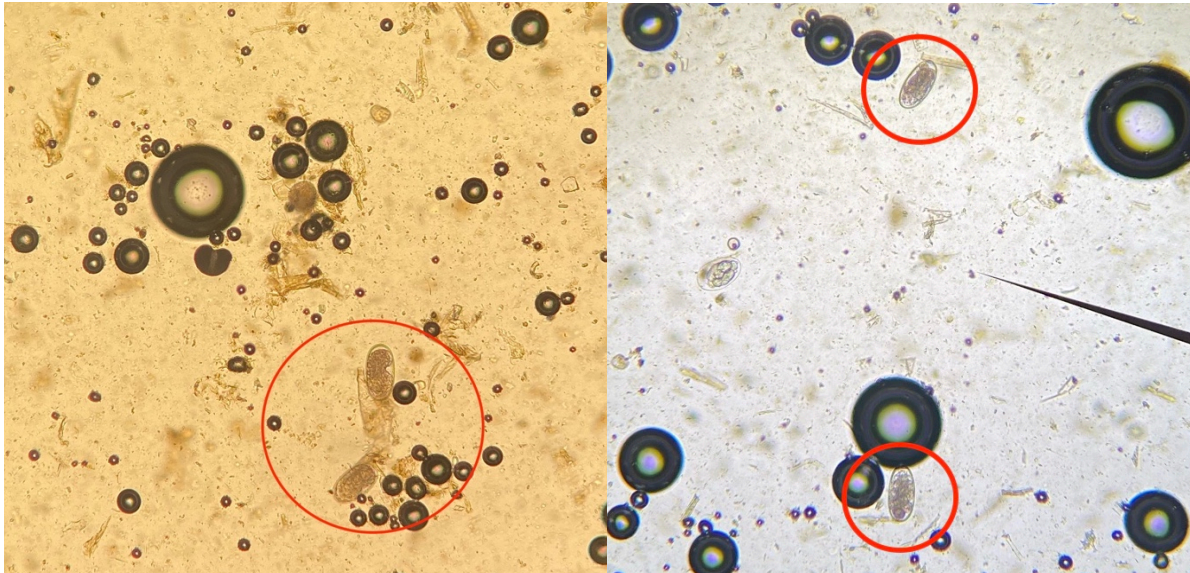


Figure n°38 : Exemples d'œufs de strongles observés à l'objectif x10 dans les fèces de la jument n°3 à droite et n°5 à gauche. Les œufs de strongles sont entourés en rouge (crédit photographique Téri Bastien).

2. Excrétion fécale individuelle au cours de l'étude

En considérant l'ensemble des données, l'excrétion fécale de l'ensemble du troupeau sur toute l'étude a été en moyenne de 161 ± 246 opg : elle est globalement faible mais très dispersée. Au sein du troupeau, deux groupes distincts se sont dégagés guidant ainsi la décision de traitement :

- Le groupe « fortes excrétrices » est constitué des juments n° 3, 4 et 5. Elles ont excrété en moyenne au cours de l'étude 273 ± 288 opg, donc des valeurs très dispersées autour de la moyenne. Il s'agit de celles qui ont reçu des traitements anthelminthiques le plus fréquemment.
- Les juments 1, 2 et 6 constituent le groupe « faibles excrétrices » et ont excrété en moyenne en groupe 33 ± 64 opg, donc des valeurs très dispersées autour de la moyenne mais des valeurs environ 8 fois plus basses que le groupe précédent.

Sur la figure n° 39, l'excrétion fécale par jument au cours de toute la durée de l'étude a été modélisée sous forme de diagramme en boîte afin de visualiser quelles juments sont les plus excrétrices d'œufs de strongles. Nous observons que les moyennes et les médianes des juments fortes excrétrices sont, comme attendu, plus élevées que celles des faibles excrétrices.

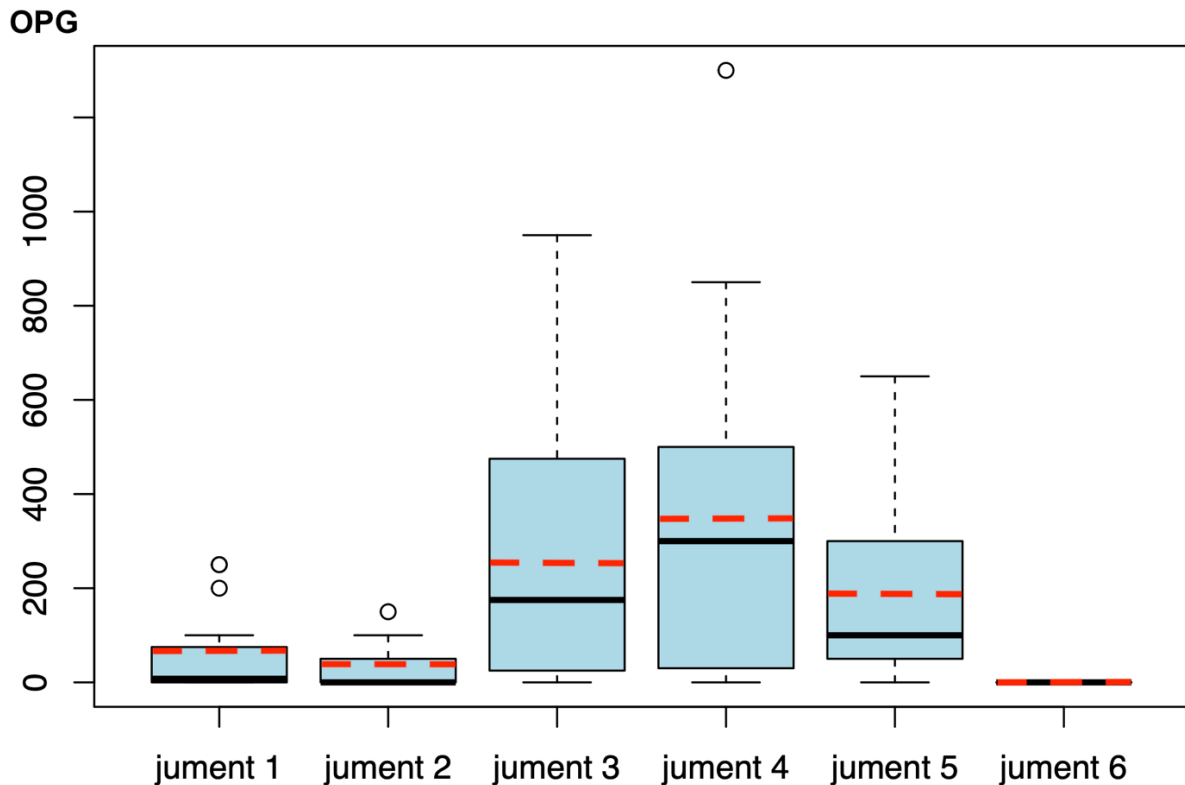


Figure n°39 : Diagramme en boîte représentant l'excrétion fécale par jument au cours de l'ensemble de l'étude. La médiane est représentée par un trait noir et la moyenne en pointillés rouges.

La jument n°6 a présenté une excrétion fécale nulle tout au long de l'étude, c'est pour cette raison qu'elle n'a pas été représentée sur la figure n°40. Concernant les faibles excrétrices, en plus de la jument n°6, nous avons : la jument n°1, dont l'excrétion fécale varie entre 0 et 250 opg, avec une moyenne de 60 ± 90 opg ; et la jument n°2 dont l'excrétion fécale varie entre 0 et 150 opg, avec une moyenne de 31 ± 44 opg. Concernant les fortes excrétrices, la jument n°3 a eu une excrétion fécale variant entre 0 et 950 opg, une moyenne est de 275 ± 284 opg. La jument n°4 avec une excrétion fécale variant entre 0 et 1300 opg, une moyenne de 352 ± 348 opg. Et enfin, la jument n°5 dont l'excrétion fécale a varié entre 0 et 650 opg, une moyenne de 192 ± 205 opg. Pour chaque jument l'écart type est important ce qui souligne des valeurs dispersées, éloignées de la moyenne ce qui peut être imputable à plusieurs hypothèses : l'année étudiée, la saison, le fait d'avoir ou non administré un traitement et enfin à la biologie même des parasites étudiés (excrétion non constante). La figure n°40 met en évidence que les variations d'excrétion fécale sont plus marquées chez les fortes excrétrices, puisque pour les juments n°1 et 2 elle varie seulement entre 0 et 250 opg. Les courbes des juments 3, 4 et 5 présentent des variations beaucoup plus importantes.

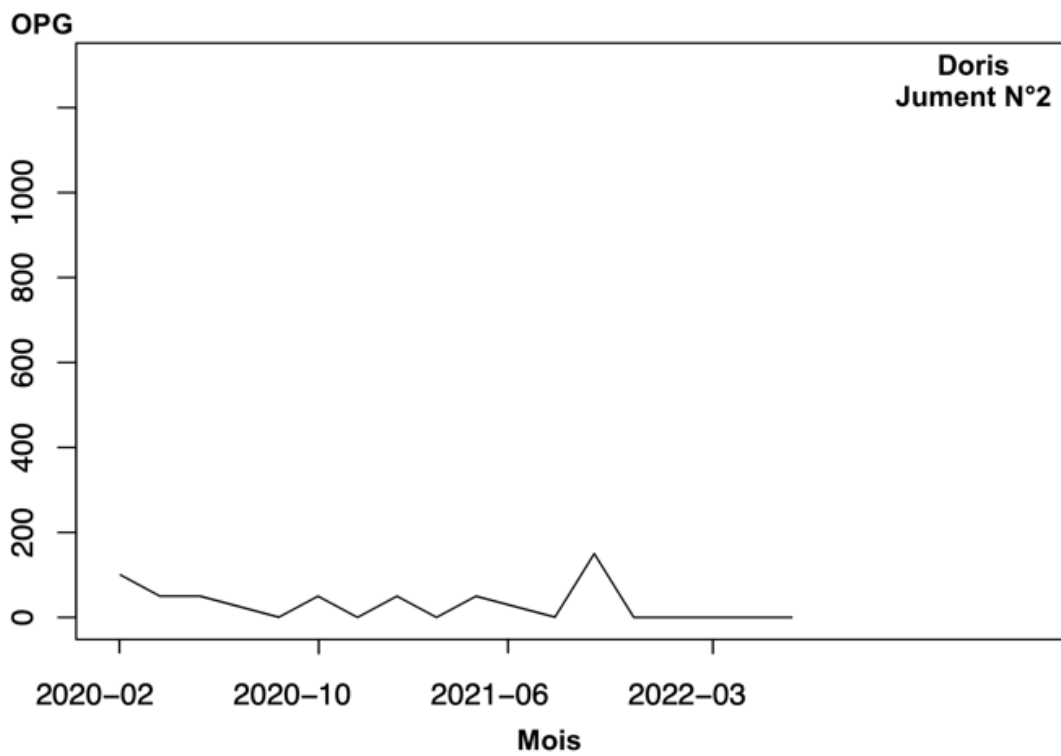
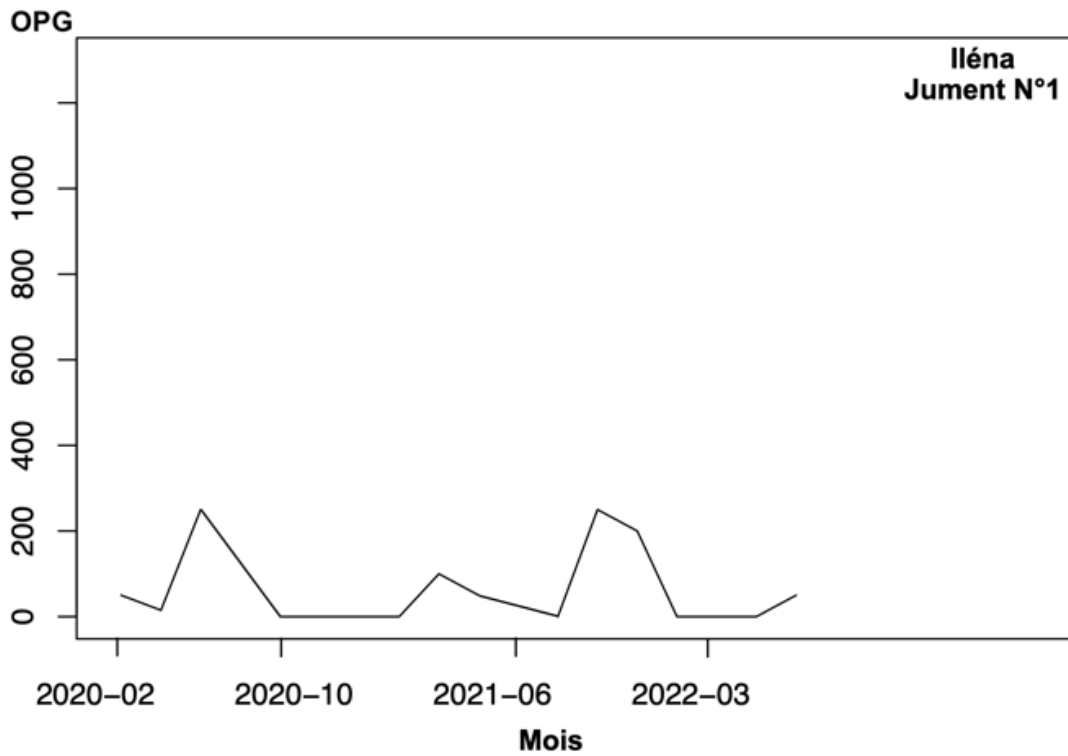


Figure n°40 a) : Excrétion fécale des juments n°1 et 2 en fonction du temps au cours de l'ensemble de l'étude.

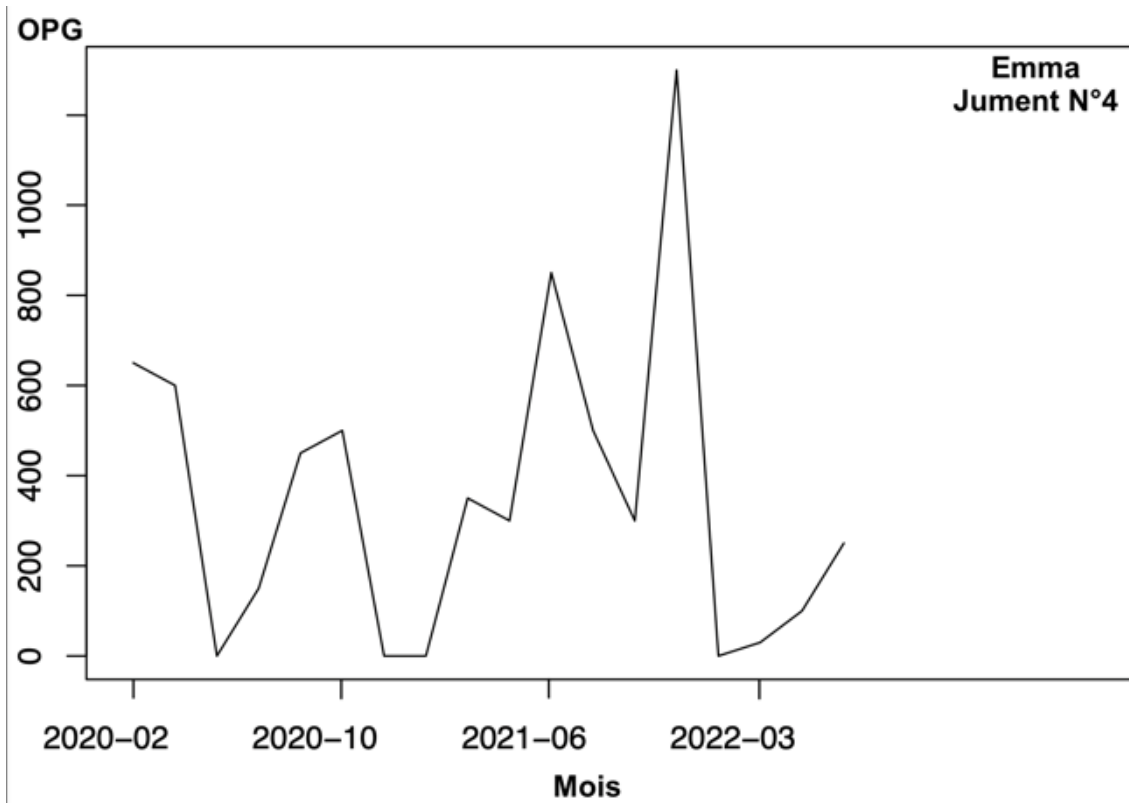
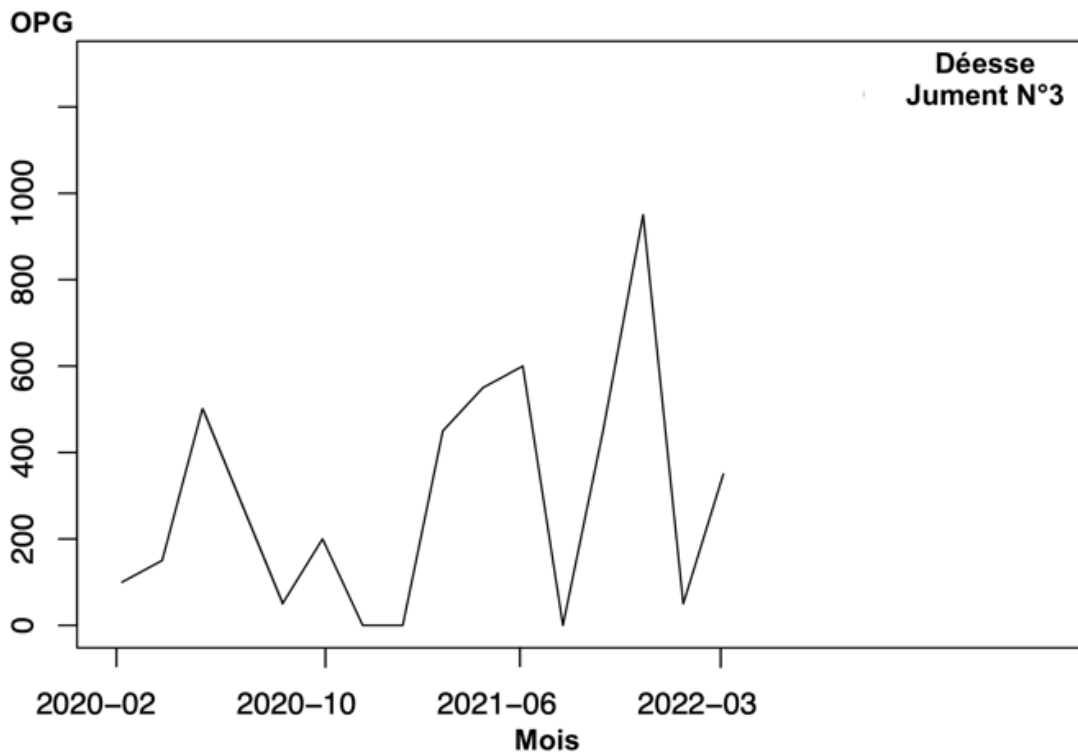


Figure n°40 b) : Excrétion fécale des juments n°3 et 4 en fonction du temps au cours de l'ensemble de l'étude.

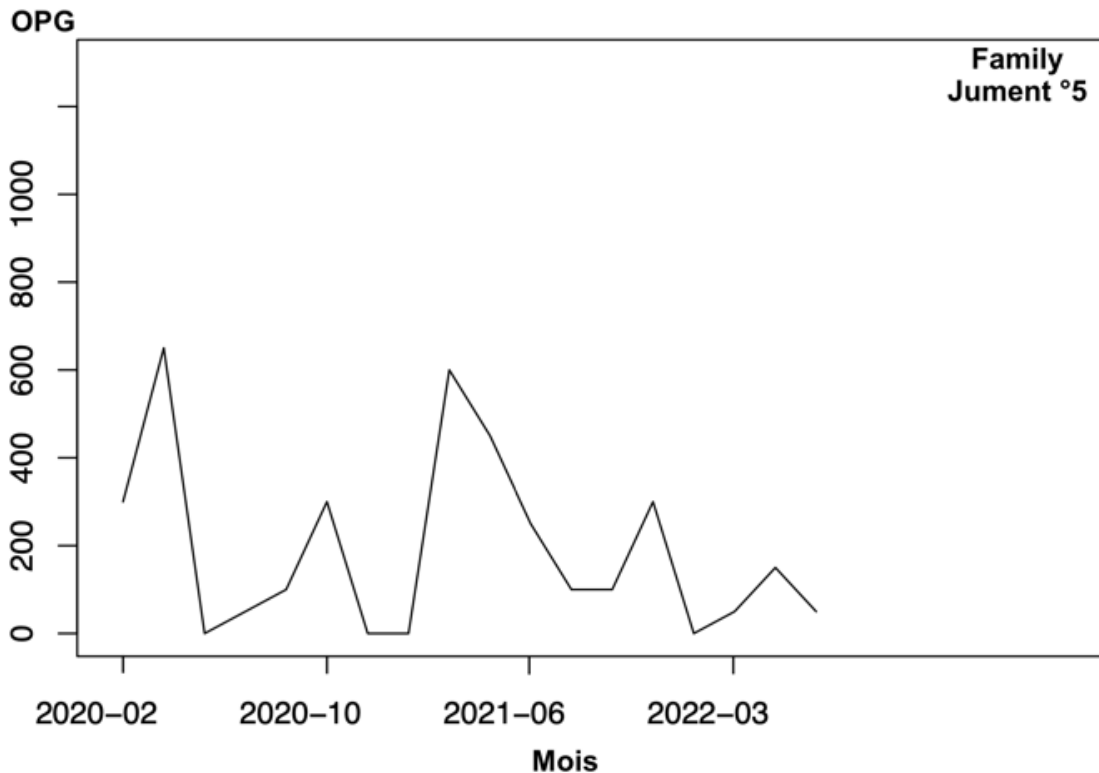


Figure n°40 c) : Excrétion fécale de la juments n°5 en fonction du temps au cours de l'ensemble de l'étude.

3. Influence de la saison sur l'excrétion fécale

La figure n°41 illustre l'excrétion fécale individuelle pendant les trois années d'étude en fonction des différentes saisons. Les valeurs moyennes maximales sont atteintes à l'automne et par des juments considérées comme fortes excrétrices. A l'exception de la jument n°5, pour le reste du troupeau l'excrétion la plus importante a lieu à l'automne.

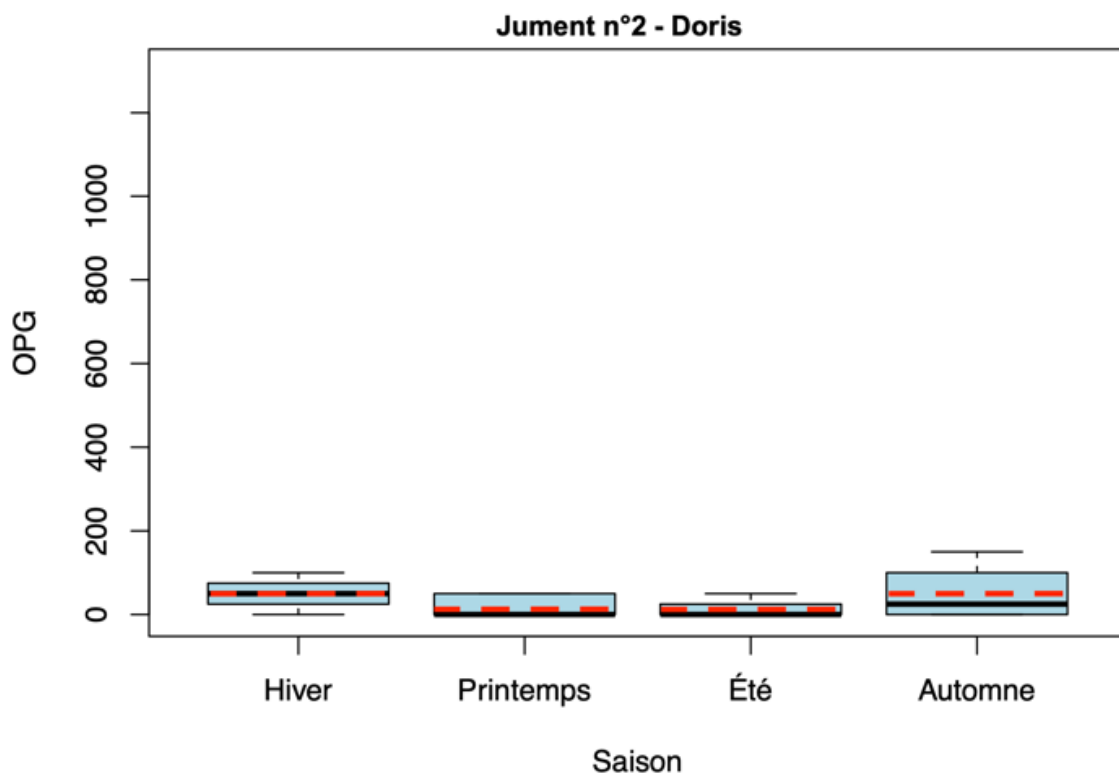
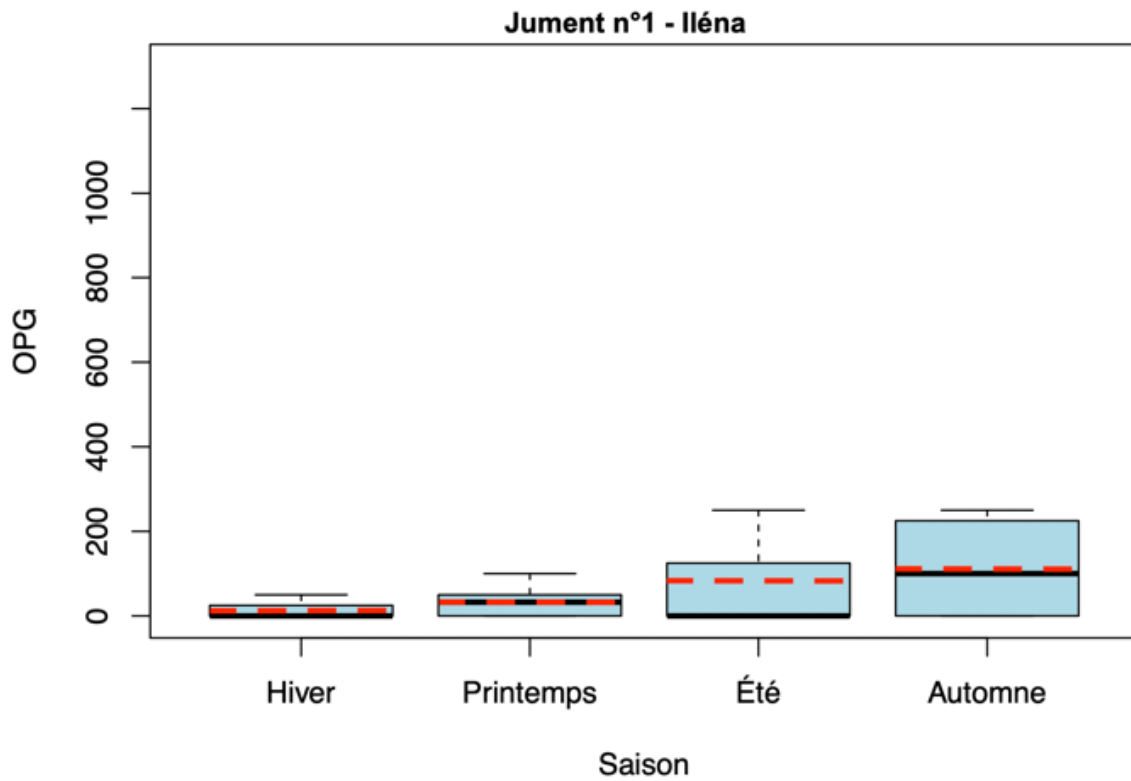


Figure n°41 a) : Diagramme en boîte représentant l'excrétion fécale des juments n°1 et 2 par saison au cours de l'ensemble de l'étude. La médiane est représentée par un trait noir et la moyenne en pointillés rouge.

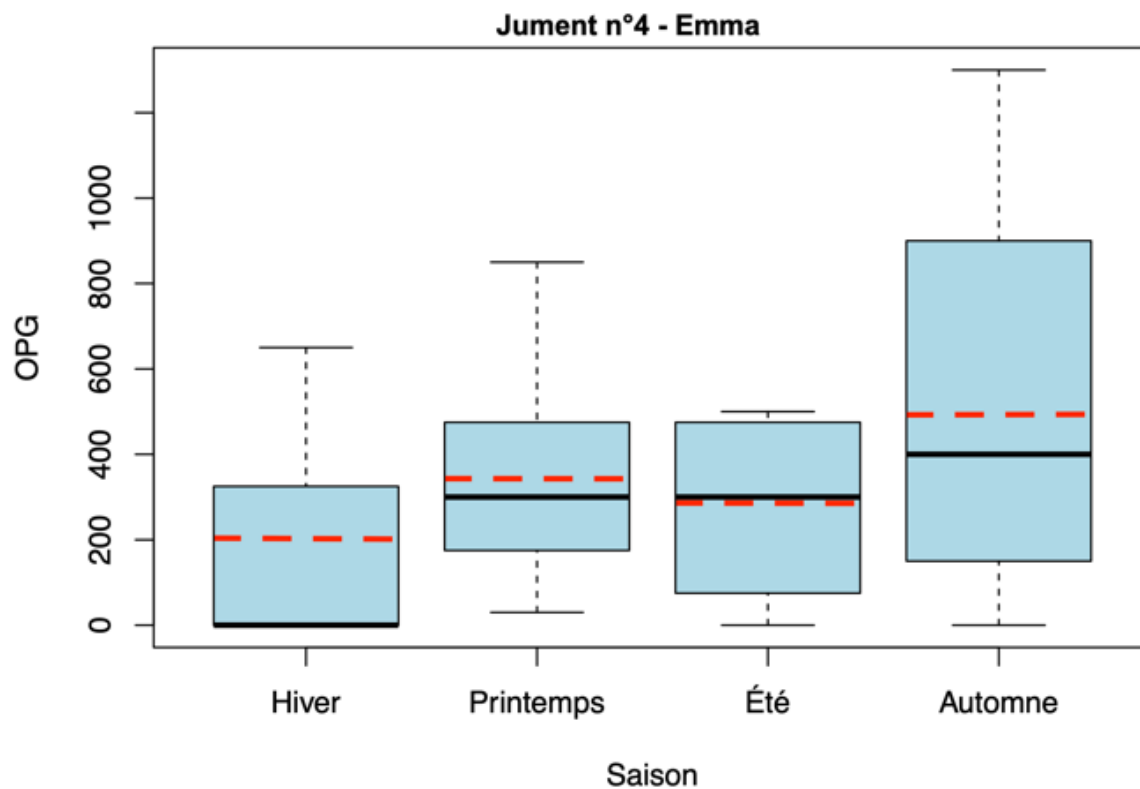
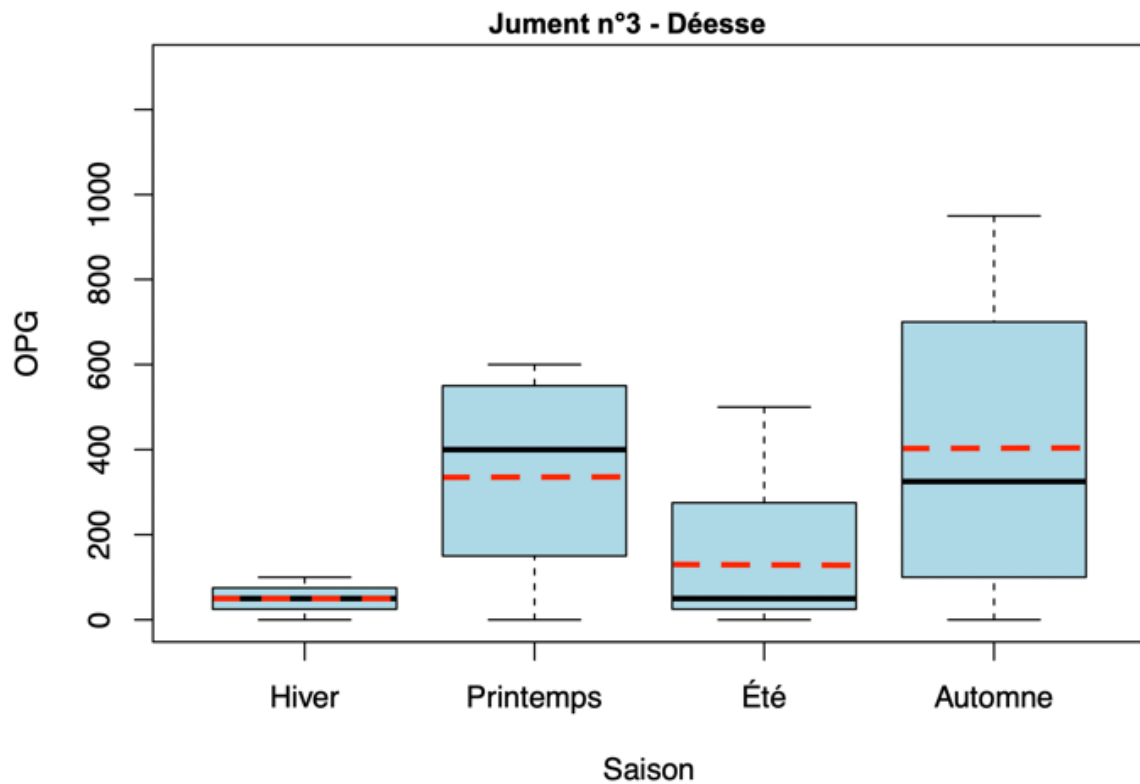


Figure n°41 b) : Diagramme en boîte représentant l'excrétion fécale des juments n°3 et 4 par saison au cours de l'ensemble de l'étude. La médiane est représentée par un trait noir et la moyenne en pointillés rouge.

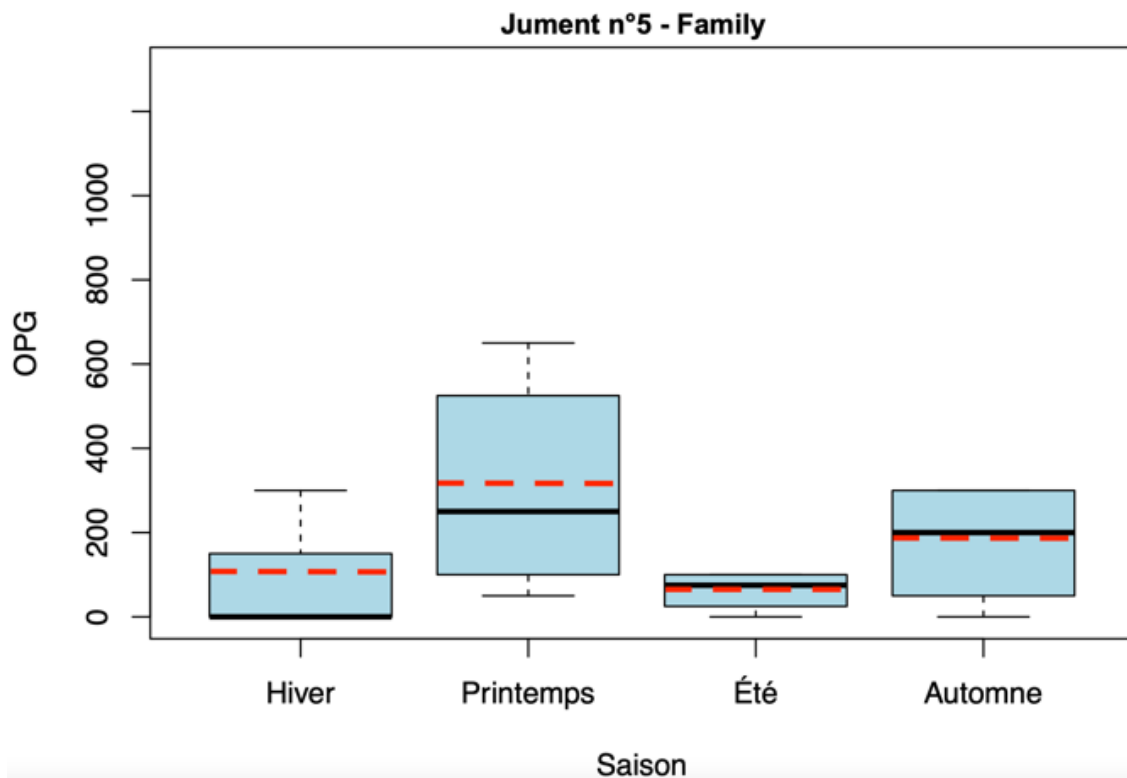


Figure n°41 c) : Diagramme en boîte représentant l'excrétion fécale de la jument n°5 par saison au cours de l'ensemble de l'étude. La médiane est représentée par un trait noir et la moyenne en pointillés rouge.

Le tableau n°9 représente les moyennes et écart-types de chacune des saisons en considérant l'ensemble du troupeau, puis les deux groupes faibles et forte excrétrices. Les écarts-types sont tous très importants ce qui signifie que toutes les valeurs sont dispersées autour de leur moyenne. Les moyennes les plus élevées ont été obtenues au printemps et à l'automne pour le groupe des fortes excrétrices, ce qui est peu surprenant. Les moyennes les plus basses ont été obtenues au printemps et en hiver pour le groupe des faibles excrétrices.

Tableau n°9 : Moyennes et d'écart-types pour chaque saison dans le troupeau entier et les deux groupes faibles et fortes excrétrices.

Saison	Échantillon	Nombre de coproscopies	Moyenne	Écart-type
Hiver	Troupeau	17	76	166
	Faibles excrétrices	8	25	38
	Fortes excrétrices	9	122	221
Printemps	Troupeau	37	191	242
	Faibles excrétrices	17	19	30
	Fortes excrétrices	20	339	247
Été	Troupeau	19	116	176
	Faibles excrétrices	8	38	88
	Fortes excrétrices	11	173	205
Automne	Troupeau	24	210	325
	Faibles excrétrices	12	54	92
	Fortes excrétrices	12	366	399

Dans la figure n°42, nous observons que dans le groupe des faibles excrétrices (les juments n°1, 2 et 6), la différence entre saison de l'année semble très faible puisque les courbes correspondantes sont proches de l'horizontalité (variation entre 0 et 100 opg en moyenne quelle que soit la saison). Une légère hausse est visible concernant la jument n°2 au cours de l'année. A l'inverse, chez les trois juments fortes excrétrices les courbes tendent vers une excrétion plus importante en automne et au printemps. Le comportement de l'excrétion fécale semble donc différent entre les deux groupes de juments, mais les courbes se croisent donc il est impossible de conclure, du fait d'un faible nombre d'individu.

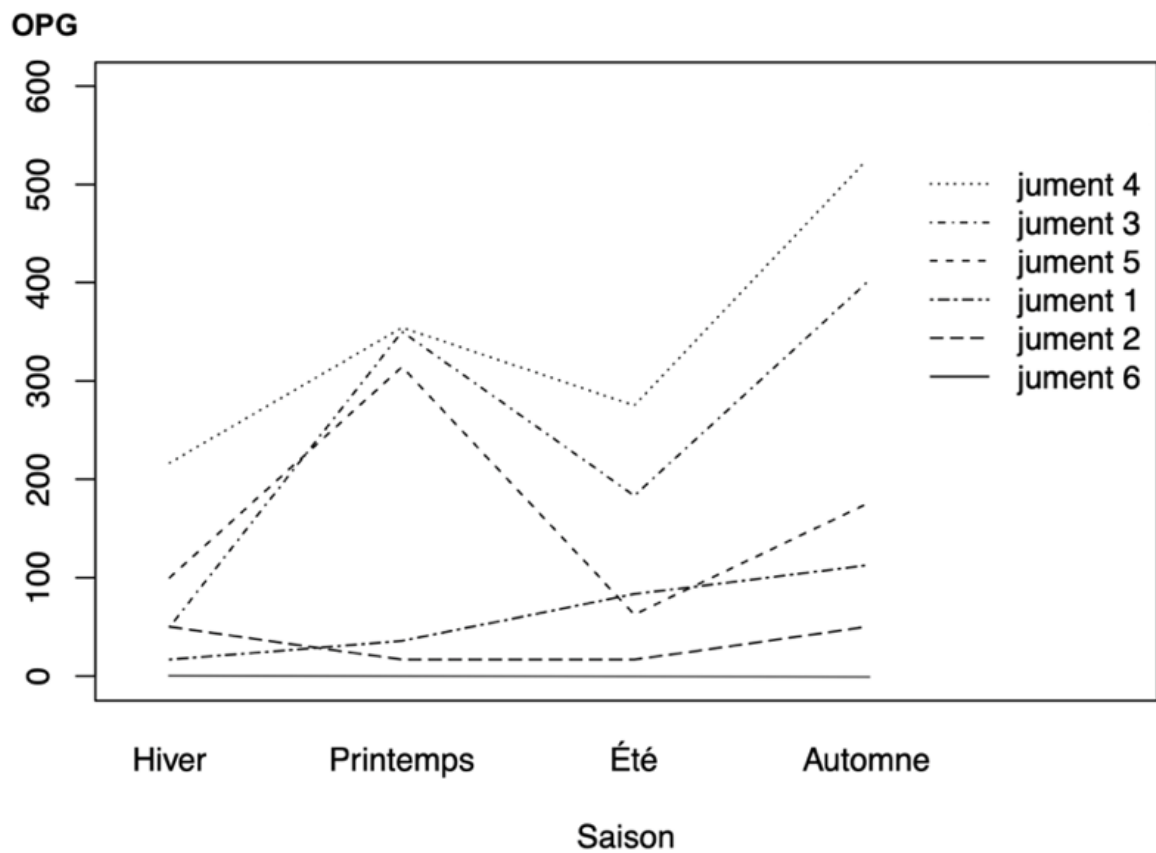


Figure n°42 : Excrétion fécale moyenne des juments n°1 à 6 en fonction de la saison au cours de l'ensemble de l'étude.

La figure n°43 représente l'excrétion fécale selon la saison au cours de l'ensemble de l'étude du troupeau, du groupe des fortes excrétrices et du groupe des faibles excrétrices. L'excrétion fécale du troupeau semble majoritairement influencée par celle des fortes excrétrices car les diagrammes sont très similaires.

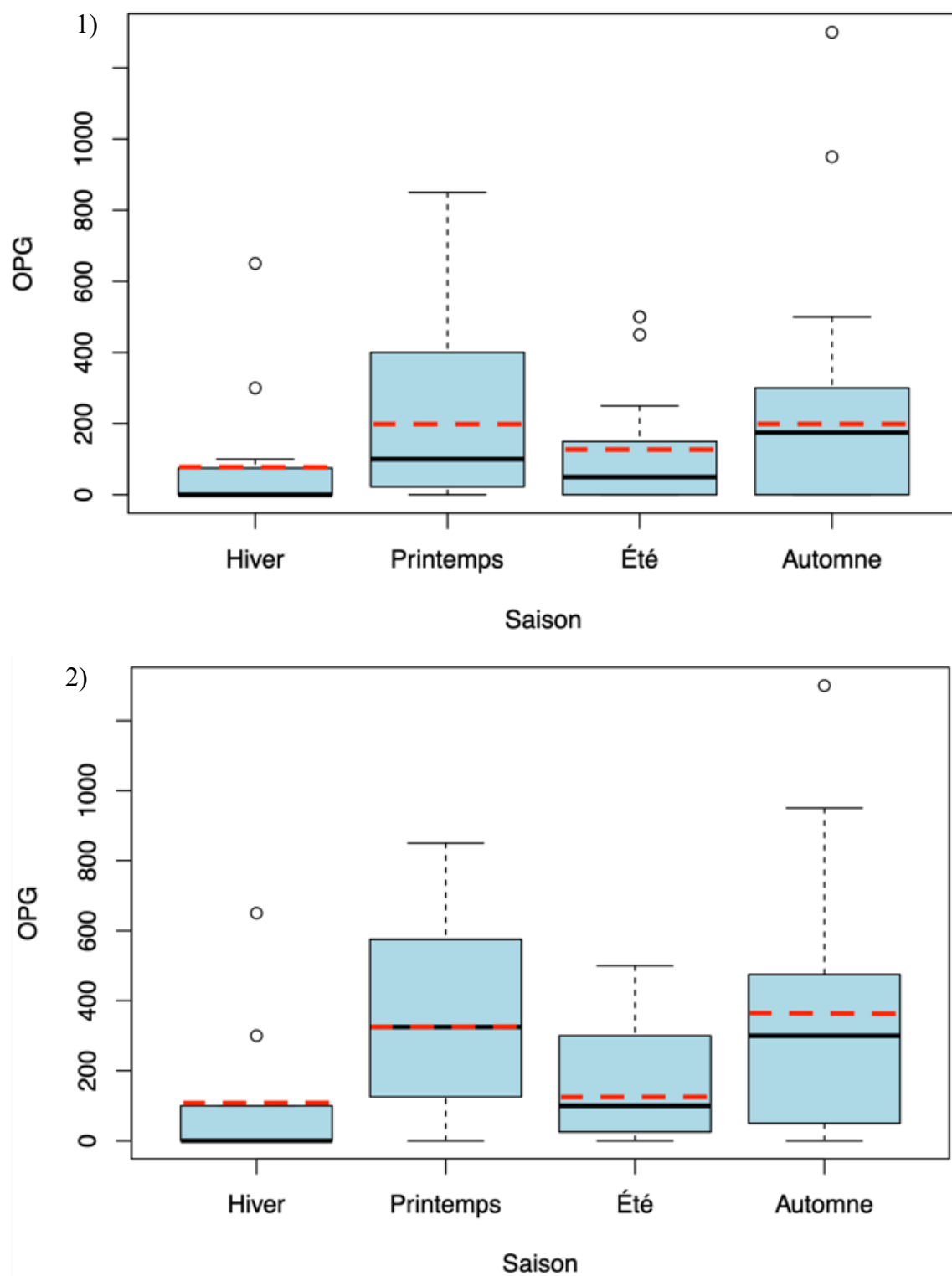


Figure n°43 a) : Diagramme en boîte représentant l'excrétion fécale selon la saison au cours de l'ensemble de l'étude : 1) de l'ensemble du troupeau ; 2) du groupe des fortes excrétrices. La médiane est représentée par un trait noir et la moyenne en pointillés rouge.

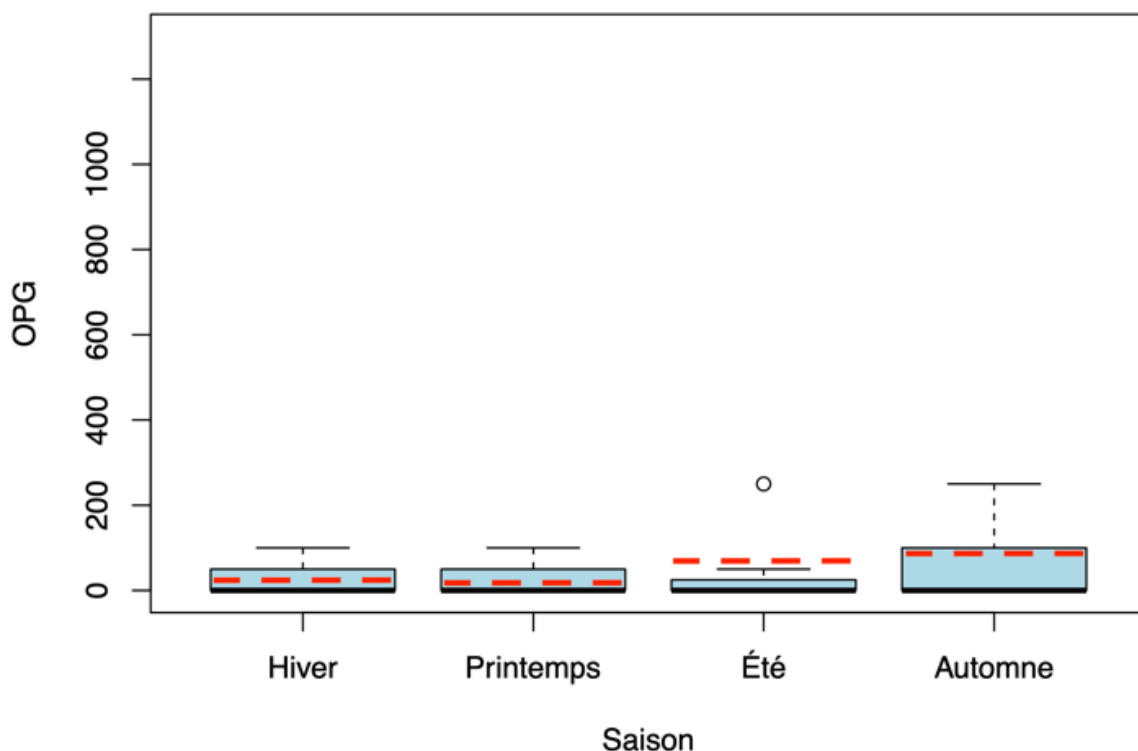


Figure n°43 b) : Diagramme en boîte représentant l'excrétion fécale selon la saison au cours de l'ensemble de l'étude du groupe des faibles excrétrices. La médiane est représentée par un trait noir et la moyenne en pointillés rouge.

4. Excrétion fécale de l'ensemble du troupeau en fonction de l'année considérée

La figure n°44 1) représente l'excrétion fécale individuelle des juments n°1 à 6 par année d'étude. Un pic de l'excrétion fécale est observé au cours de l'année 2021 par rapport à 2020 et 2022. Ce pic est plus marqué pour les juments n° 3, 4 et 5 qui sont celles du groupe des fortes excrétrices. Il a été supposé dans un premier temps que les valeurs de 2021 étaient faussement plus élevées du fait d'un faible nombre de prélèvement hivernaux au cours de cette année-là (2 prélèvements hivernaux en 2020, zéro en 2021 et 1 en 2022 pour chaque jument). L'hiver étant sensé être la saison où l'excrétion fécale est la plus basse, nous avons ensuite retiré toutes les valeurs hivernales des trois années étudiées et la courbe obtenue était similaire (Figure n°44 2)).

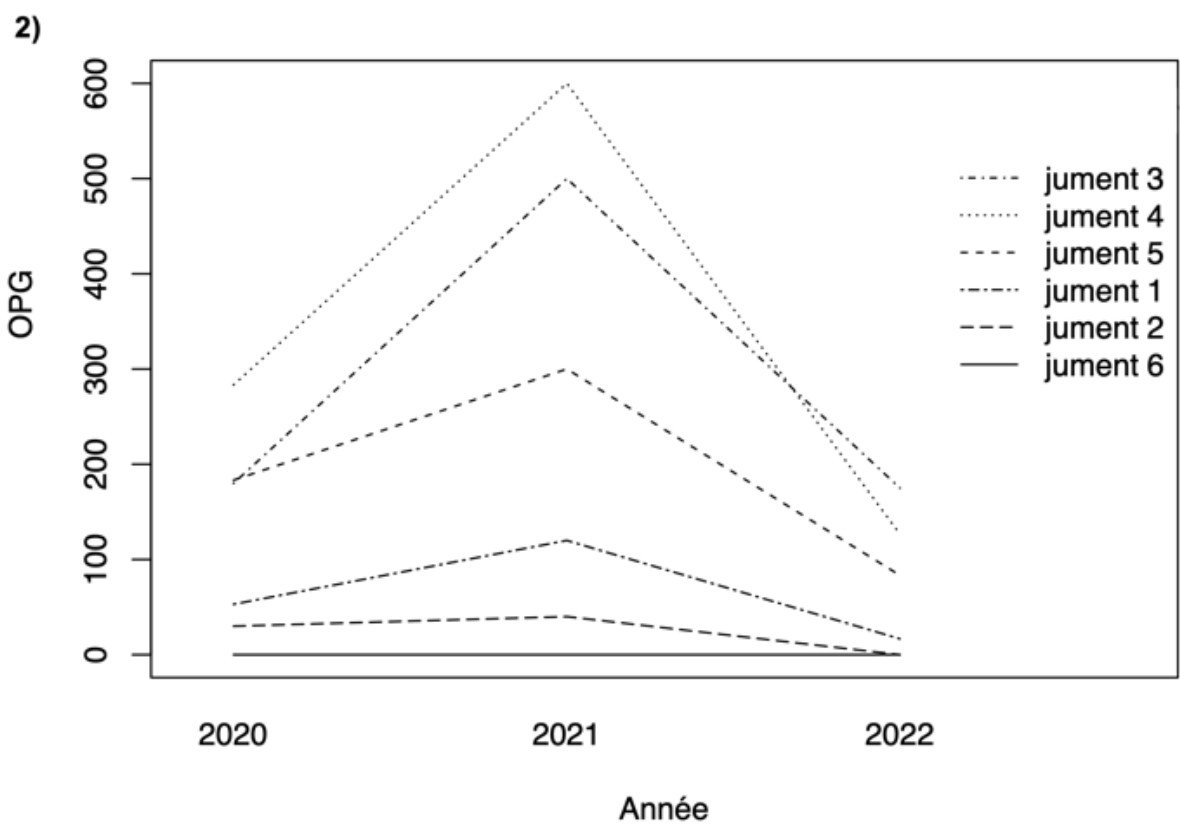
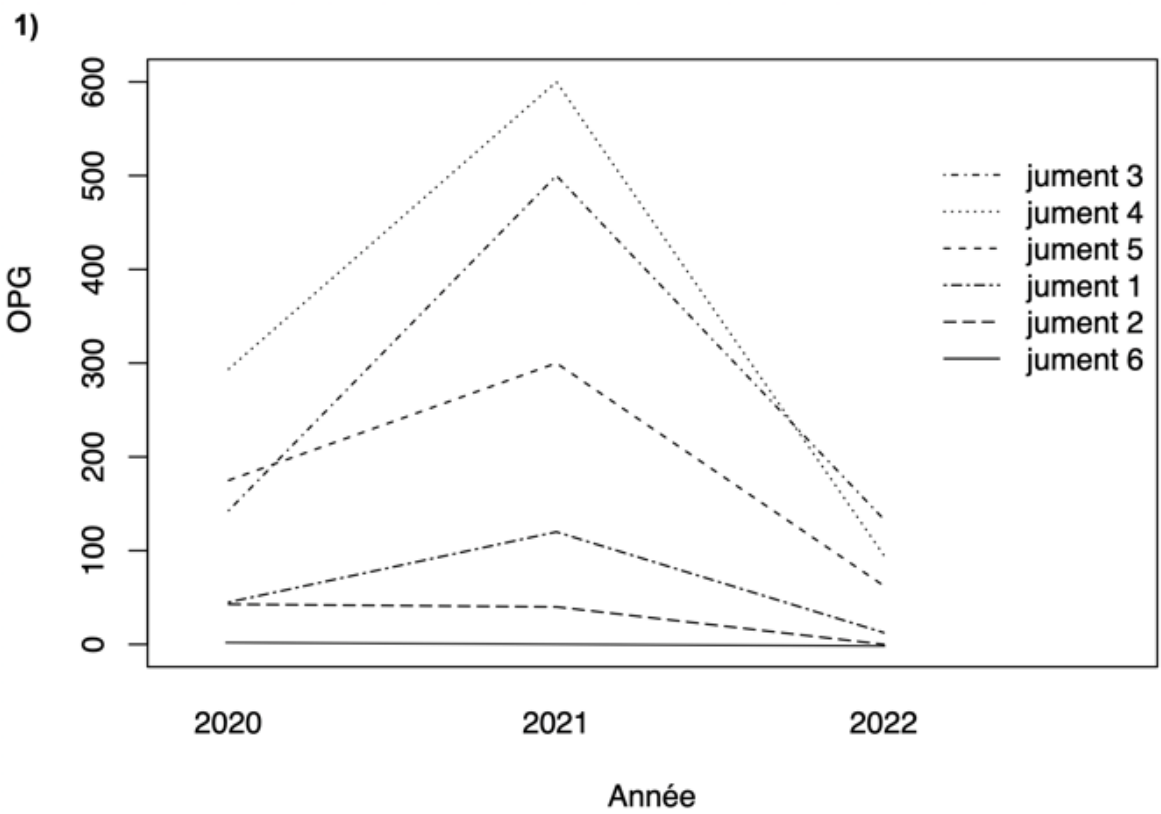


Figure n°44 : Excrétion fécale moyenne des juments n°1 à 6 en fonction de l'année au cours de l'ensemble de l'étude 1) en prenant en compte les valeurs hivernales dans le modèle 2) sans prendre en compte les valeurs hivernales dans le modèle

La figure n°45 a) représente l'excrétion fécale moyenne en fonction des trois années étudiées pour le groupe des faibles et des fortes excrétrices. Elle confirme la tendance suggérée par la figure n°44, puisque le pic d'excrétion fécale en 2021 est largement plus marqué pour le groupe des fortes excrétrices. Sur la figure n°45 b), on observe que pour les années 2020 et 2022 l'excrétion fécale du troupeau après traitement (courbe « Traité ») est beaucoup plus basse que lorsque aucun traitement n'a été administré lors de la coproscopie (courbe « Non traité »). A l'inverse, en 2021 les valeurs d'excrétion fécale post traitement semble plus élevées que lorsqu'aucun traitement n'a été administré, notamment pour le traitement du printemps au fenbendazole (Annexe n°1). L'efficacité de cette molécule est alors questionnable comme nous l'avons investiguée dans le chapitre suivant.

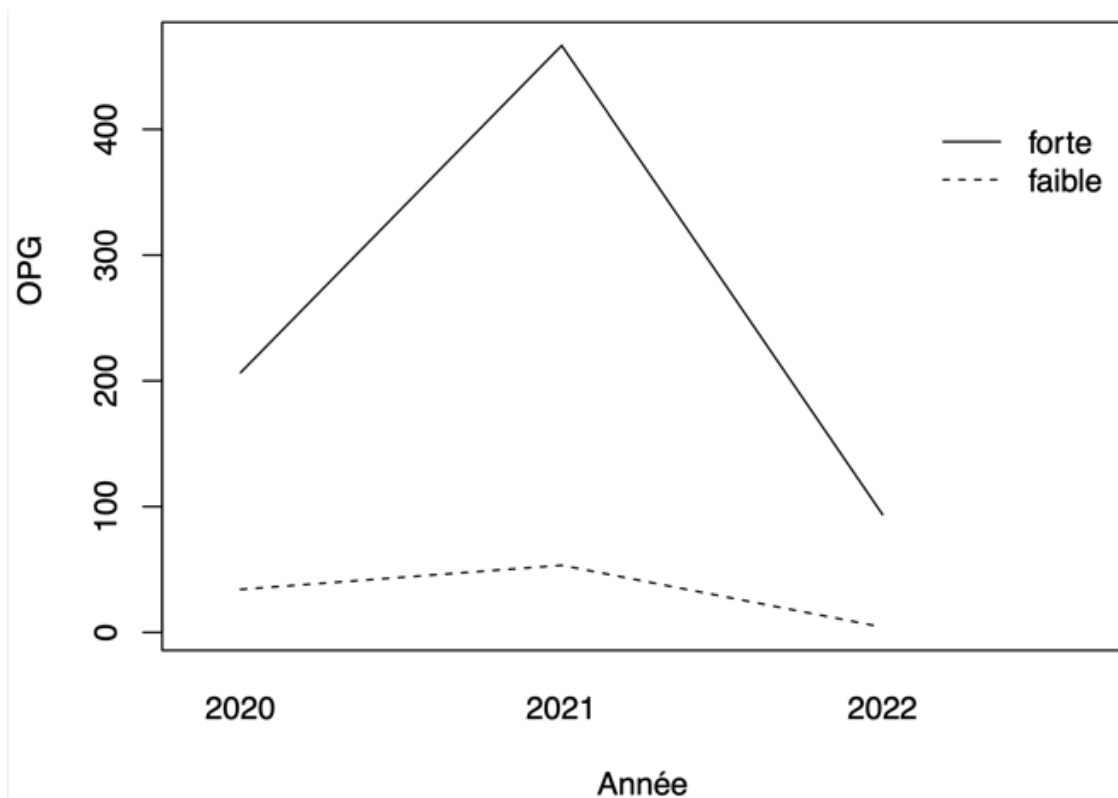


Figure n°45 a) : Excrétion fécale moyenne en fonction de l'année étudiée 1) pour les groupes faibles et fortes excrétrices 2) pour les valeurs d'excrétion fécale avant et après traitement

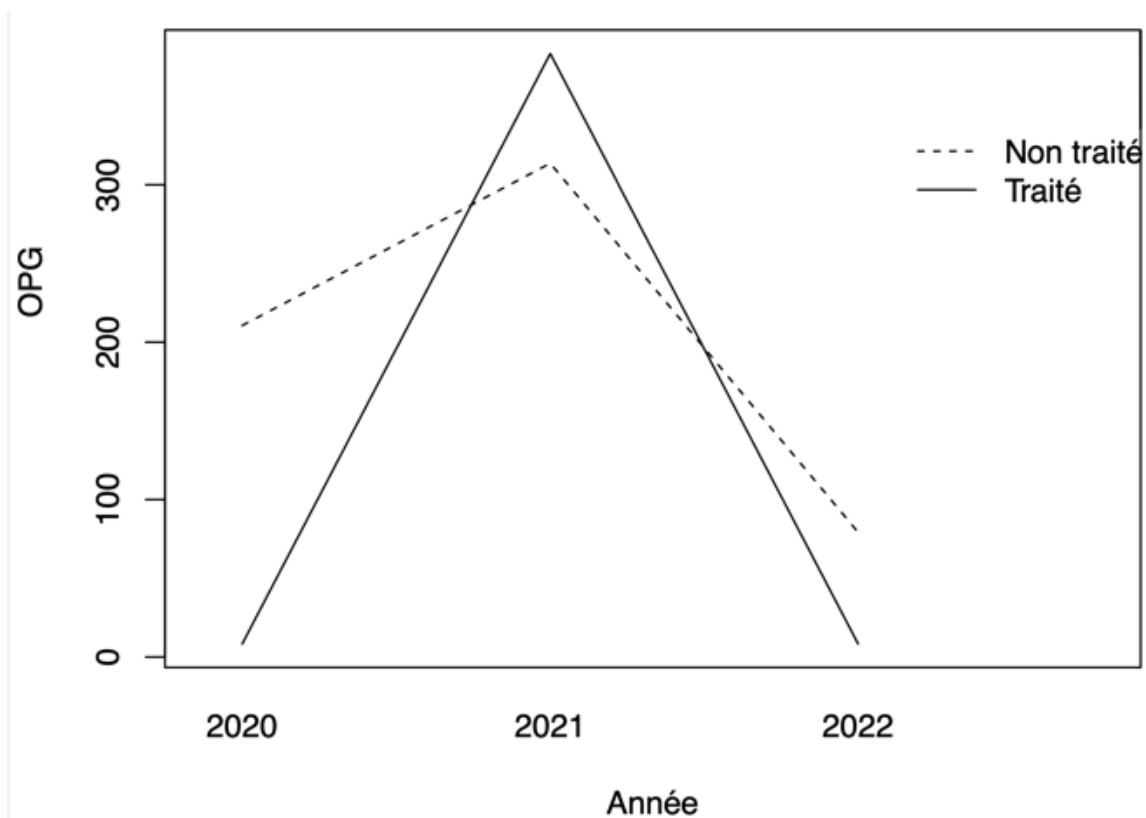


Figure n°45 b) : Excrétion fécale moyenne en fonction de l'année étudiée 1) pour les groupes faibles et fortes excrétrices 2) pour les valeurs d'excrétion fécale avant et après traitement

5. Résultats FECRT

Printemps 2020 : évaluation du FECRT pour l'ivermectine

Le test a été effectué du 12 au 26 mai 2021. Le FEC moyen avant traitement à l'ivermectine a été de 625 ± 36 opg. Il a été calculé avec les valeurs d'excrétion fécale des juments n°4 et n°5 car elles étaient les deux seules à avoir un taux supérieur à 200 opg. Deux semaines après le traitement à l'ivermectine, aucun œuf n'a été observé (Tableau n°10). Le taux de diminution d'excrétion fécale est donc de 100%. Il n'y a pas de résistance en place des petits strongles à l'ivermectine dans cette population testée.

Tableau n°10 : Résultats des coproscopies du 12/05/2020 avant traitement à l'ivermectine, et du contrôle 14 jours après.

Jument	FEC pré-traitement	FEC 14j post-traitement
N°4	600	0
N°5	650	0

Printemps 2021 : évaluation du FECRT pour le fenbendazole

Le pourcentage de diminution de l'excrétion fécale a été calculé uniquement avec les juments n°4 et 5 : seulement trois juments avaient un taux d'excrétion fécale supérieur à 200 opg (juments n°3, 4 et 5), la jument n°3 a été retirée du calcul du fait d'une augmentation de son excrétion fécale 10 jours post-traitement au fenbendazole. Le test a été effectué du 30 avril au 31 mai 2021. Le FEC moyen avant traitement au fenbendazole vaut donc 475 ± 177 opg et 375 ± 106 opg 10 jours post traitement.

La diminution du taux d'excrétion fécale est donc de 21% (Tableau n°11), il existe donc une résistance au fenbendazole des strongles infestants le troupeau de juments du campus de l'ENVT. La jument n°3 n'a pas été prise en compte dans le calcul du FECRT 10 jours post-traitement, car sa valeur d'excrétion fécale était plus importante après traitement. Cette augmentation de l'excrétion fécale d'œufs pourrait confirmer la présence d'une résistance, dans l'hypothèse où cette jument a été correctement traitée. Trois semaines après traitement, les trois juments avaient des taux d'excrétion fécaux supérieurs au prélèvement pré-traitement au fenbendazole.

Tableau n°11 : Résultats des coproscopies du 30/04/2020 avant traitement au fenbendazole, et des contrôles 10 jours et 21 jours après traitement (traitement du 10 mai 2021).

Jument	FEC pré-traitement	FEC 10j post-traitement	FEC 21j post-traitement
N°3	450	550	600
N°4	350	300	800
N°5	600	450	250

6. Évaluation de l'ERP pour l'ivermectine

En l'absence de résistance apparente pour l'ivermectine, nous avons recherché si une résistance pourrait être en cours d'installation mais non objectivable par le test du FECRT. Pour cette molécule, la période au cours de laquelle aucun œuf ne doit être observé étant de 8 semaines, des œufs devrait donc pouvoir être observés à partir du 6 juillet 2020 correspondant au minimum à 85% de réduction du nombre d'œufs soit :

- 90 œufs au maximum à observer pour la jument n°4
- 97,5 œufs maximum à observer pour la jument n°5

Or à la 8^{ème} semaine, les deux juments ont un taux d'excrétion fécale nul, il semble donc qu'aucune résistance à l'ivermectine ne se mette en place au sein de ce troupeau ou du moins n'est pas encore détectable avec le test utilisé (Tableau n°12).

Tableau n°12 : Résultats des coproscopies du 12/05/2021 (avant traitement à l'ivermectine) et des coproscopies de contrôle de la 2^{ème} à la 11^{ème} semaine post-traitement.

N° semaine	0 (12/05)	2 (26/05)	3 (01/06)	4 (08/06)	5 (15/06)	6 (22/06)	7 (29/06)	8 (06/07)	9 (13/07)	10 (20/07)	11 (27/07)
FEC Jument N°4 (opg)	600	0	0	0	0	0	0	0	50	250	150
FEC Jument N°5 (opg)	650	0	0	0	15	0	0	0	100	15	50

L'excrétion fécale des juments n°4 et 5 au cours du printemps 2020 chaque semaine après traitement à l'ivermectine a été représentée sur la Figure n°46. À partir de la 9^{ème} semaine post traitement, les œufs sont à nouveau observables dans les crottins.

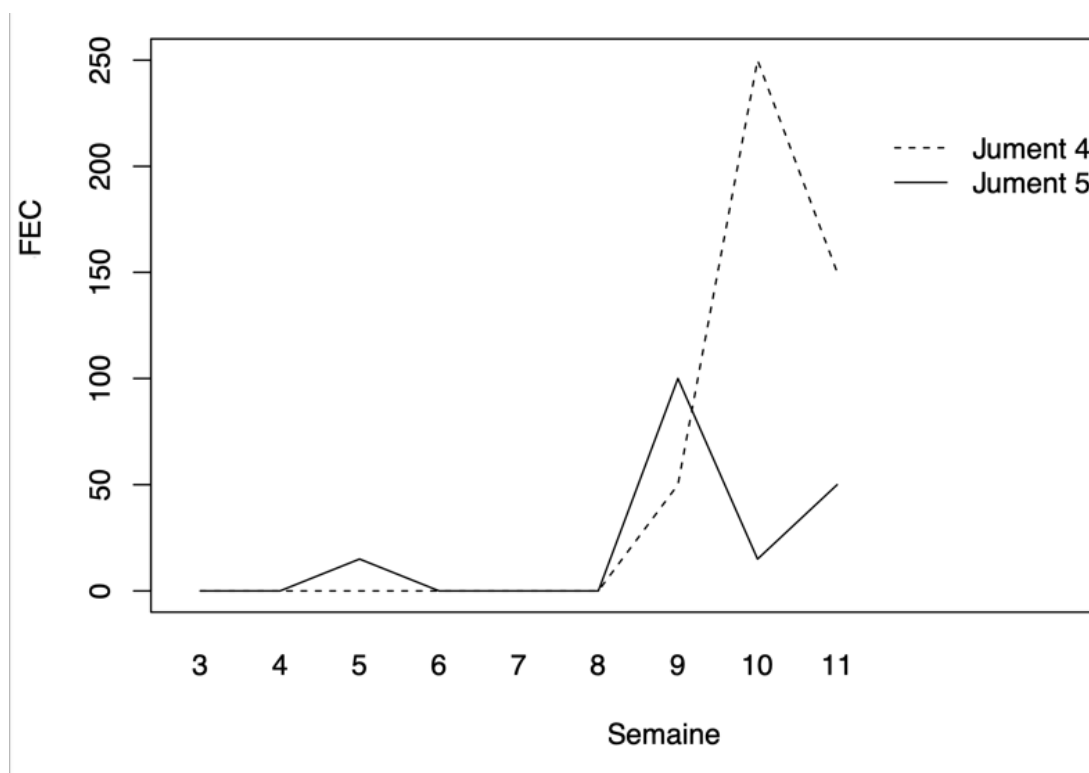


Figure n°46 : Excrétion fécale des juments n°4 et 5 au cours du printemps 2020 chaque semaine après traitement à l'ivermectine en vue de la réalisation d'un ERP.

IV. Discussions

1. Synthèse des résultats

Au cours de cette étude, nous avons mis en évidence uniquement des œufs de strongles dans les fèces des six juments de TP de l'ENVT par des méthodes de flottaison. Il a été mis en évidence que l'excrétion fécale du troupeau était globalement faible. Nous avons donc pu scinder ce troupeau en deux groupes en fonction de l'excrétion fécale : mise en évidence de faibles et de fortes excrétrices, ce qui coïncide avec le fait qu'un sous-ensemble mineur de chevaux excrète la grande majorité des œufs de strongles dans une population donnée (Kaplan, Nielsen 2010 ; Lyons, Tolliver, Kuzmina 2012 ; Relf et al. 2013).

La jument n°6, qui est un poney a présenté une excrétion fécale nulle tout au long de l'étude, alors qu'elle est exposée au même environnement que le reste du troupeau. En considérant que son exposition aux L3 en pâture est la même actuellement que les autres juments, cette jument a développé et maintient sans doute une meilleure immunité que le reste du troupeau qui pourrait être due par exemple à une exposition contrôlée pendant son jeune âge ou à son patrimoine génétique. Les cinq autres juments provenant du milieu des courses, où les traitements vermifuges sont le plus souvent effectués de manière fréquente et probabiliste, ce qui pourrait limiter la mise en place d'une immunité.

Nous nous sommes ensuite intéressés à l'influence de la saison sur l'excrétion fécale, et à l'échelle individuelle, du troupeau, ou en scindant le groupe faibles et fortes excrétrices. Individuellement, les valeurs moyennes maximales ont été atteintes à l'automne par des fortes excrétrices. Les résultats obtenus pour chacune des saisons en considérant séparément les deux groupes faibles et forte excrétrices ont mis en évidence que les moyennes les plus élevées ont été obtenues au printemps et à l'automne pour le groupe des fortes excrétrices, et les moyennes les plus basses ont été obtenues au printemps et en hiver pour le groupe des faibles excrétrices. La différence de l'excrétion fécale entre saison est plus marquée chez les juments fortes excrétrices, puisque les pics d'excrétion sont plus élevés chez ces juments-là. L'excrétion fécale du troupeau semble majoritairement influencée par celle des fortes excrétrices quelle que soit la saison.

L'année semble également influencer l'excrétion fécale puisque 2021 a été marqué par un pic par rapport aux deux autres années. Cette influence aurait pu être expliquée par la faible représentation des coproscopies hivernales au cours de l'année 2021 par rapport aux deux autres. En effet, l'hiver étant la saison où il semble y avoir une excrétion fécale plus basse (Figure n°43). Cependant, en retirant les données de l'hiver des deux autres années, nous obtenons la même tendance, il semble donc que l'année 2021 ait été plus propice au développement parasitaire, probablement pour des raisons climatiques : l'année 2021 a été marquée par des écarts de températures assez importants d'après le bilan de météo France (Météo-France 2021 : les bilans climatiques [consulté le 5 août 2022]), des périodes de douceurs extrêmes alternées avec un froid marqué. Les pluies ont été déficitaires jusqu'en avril, et à l'inverse la fin du printemps et le début de l'été ont été bien arrosés. Ces conditions ont pu favoriser le développement des strongles. Cela aurait également pu être imputé à l'arrivée de la jument n°6 dans le troupeau (arrivée à l'automne 2020), mais son excrétion fécale étant nulle au cours de toute l'étude, cette hypothèse est peu probable.

La mise en place ou non d'un traitement avant les coproscopies a également influencé l'excrétion fécale des juments, ce qui semble logique. Cependant en 2021 les résultats obtenus ne sont pas ceux attendus puisque l'excrétion fécale a été plus importante lors des coproscopies post traitement. L'absence démontrée de l'efficacité du fenbendazole utilisé au printemps de cette année-là a pu contribuer aussi à une charge plus importante de la pâture en parasites, nécessitant un traitement ultérieur à l'ivermectine en juin.

Enfin, le maintien de l'efficacité de l'ivermectine a été confirmé premièrement par la réalisation d'un FECRT puis d'un ERP au printemps 2020. À l'inverse, nous avons mis en évidence une résistance au fenbendazole au cours du printemps 2021, sur la base d'un FECRT, même si les délais entre la réalisation de la coproscopie pré-traitement et l'administration du traitement a été prolongé. Afin de confirmer cette résistance, ce test devraient être répété dans le temps, et l'obtention de résultats similaires confirmerait la présence de strongles résistants au fenbendazole au sein de ce troupeau.

2. Points forts et faibles de l'étude

Cette étude réalisée sur trois ans a permis un suivi de ce troupeau et l'application d'un protocole de vermifugation raisonnée dans le cadre d'une démarche globale ayant pour objectif de ralentir l'évolution des résistances chez les strongles des équidés.

Quelques points auraient pu être améliorés si le temps et les conditions expérimentales nous le permettaient. Premièrement, le nombre d'individus de ce troupeau est très faible, et les juments étaient très peu parasitées, notamment la jument n°6 qui a présenté une excrétion fécale nulle tout au long de l'étude. L'effectif trop faible de juments n'a permis qu'une analyse descriptive et non statistique de nos données (comme cela avait été défini avec Mr le Dr F. Lyarzhi statisticien de l'ENVT). La fréquence des prélèvements par jument aurait également pu être augmenté. Cependant, le manque de main d'œuvre ne nous permettait pas d'augmenter le nombre d'individus, car le temps de prélèvement associé au temps de réalisation des manipulations au laboratoire était déjà conséquent avec seulement 6 juments et un prélèvement mensuel ou trimestriel selon les périodes. C'est d'ailleurs pour cette raison que les 10 chevaux du centre équestre ont été écartés de l'étude.

Une autre difficulté rencontrée était l'utilisation conjointe des juments dans d'autres études nous obligeant parfois à décaler les dates de vermifugation. Cela fut le cas pour le traitement de l'automne 2021 par exemple. Les vermifuges devaient être commandés après les résultats des examens coproscopiques car nous n'avions pas la possibilité de les stocker et que le nombre de jument à vermifuger dépendait de ce résultat. Cela a parfois entraîné des délais de plusieurs jours voire semaines entre l'examen coproscopique et le traitement des juments, et ce qui a posé un problème également dans la réalisation du FECRT en 2020. Enfin, la sensibilité de la technique McMaster peut s'avérer insuffisante dans le cadre d'un FECRT et d'un ERP, lorsque les niveaux d'excrétion d'œufs sont faibles (Levecke et al. 2012), mais il s'agit de la seule technique à disposition sur le terrain à ce jour.

Comme souligné précédemment, plus de la moitié des crottins a été prélevée directement dans le rectum et le reste venant juste d'être excrété, ce qui est un avantage considérable dans la réalisation des coproscopies. D'autant plus qu'elles étaient réalisées dans la journée ou le lendemain des prélèvements donc sur des fèces encore très fraîches.

Les juments du troupeau ont quasiment toutes un âge similaire (à l'exception de la jument n°1 d'un âge plus avancé), ce qui correspond à la réalité du terrain car la plupart des élevages et des centres équestres regroupent leurs animaux par catégories d'âge. Enfin, il est important de noter qu'un tel suivi n'avait jamais été réalisé jusqu'à ce travail au sein de l'école vétérinaire de Toulouse. Qu'il s'agisse des juments de TP ou des chevaux du centre équestre, aucun individu n'avait subi d'examen fécal par le passé (à l'exception de raisons médicales). La réalisation de FECRT et d'un ERP a permis la mise en évidence d'une résistance au fenbendazole et a montré le maintien de l'efficacité de l'ivermectine. Ces investigations devront néanmoins être répétées afin de vérifier le maintien de l'efficacité de l'ivermectine *a minima*.

Ces observations permettent la mise en place d'un plan futur adapté et de cibler les juments nécessitant en priorité un examen coproscopique. En effet, les faibles excrétrices ont été identifiées et ne nécessitent plus un suivi très régulier comme effectué au cours de cette étude : il pourrait être envisagé de réduire le nombre de coproscopies pour ces juments à une ou deux par an maximum, plutôt au printemps ou à l'automne, lorsque l'excrétion fécale est sensée être plus importante. Pour les fortes excrétrices, un suivi régulier doit être maintenu avec un minimum de 4 coproscopies par an.

3. Facteurs ayant favorisé l'apparition de résistances au sein du troupeau des juments de TP

Quelques points sont à relever quant à la gestion de la parcelle, qui aurait pu favoriser l'apparition de résistances. Tout d'abord, les crottins ne sont pas ramassés régulièrement, donc la pâture est probablement très contaminée. Cela pourrait être démontré par des prélèvements directement sur les pâtures. Toutefois, les protocoles sont lourds et il ne nous a pas été possible de le réaliser ici. De plus elle n'est jamais laissée au repos, puisqu'aucun autre pré n'est à disposition pour permettre une rotation des parcelles. Des rotations avec d'autres espèces ne sont pas non plus effectuées.

Par rapport à la gestion des traitements anthelminthiques, par le passé aucun examen fécal n'avait été réalisé ce qui ne permettait pas de cibler les traitements et donc de nombreux traitements probabilistes ont été effectués pendant une dizaine d'années ce qui est indéniablement lié à l'apparition d'une résistance au fenbendazole.

De plus, les juments ne sont jamais rentrées au box, donc lors de vermifugation, tous les parasites sont rejetés dans le pré, ce qui augmente encore sa contamination. Pour finir, un dernier point à souligner étant que certains traitements sont réalisés par des étudiants n'ayant pas toujours pour habitude de manipuler des équidés, il est donc possible de s'interroger sur la bonne réalisation des traitements (mauvaise prise ou rejet du traitement très concentré en principes actifs).

4. Comparaison à d'autres sites et mises en garde

Il existe plusieurs études ayant pour objectif de tester des protocoles de vermifugation sélectives, les scientifiques impliqués dans la recherche et l'éducation dans le domaine de la parasitologie équine sont constamment confrontés aux questions des praticiens et des propriétaires de chevaux concernant le contrôle des parasites. Des recommandations simples sont souvent attendues, mais la fourniture de telles recommandations est devenue de plus en plus complexe, et il peut même y avoir des divergences d'opinion entre les scientifiques eux-mêmes. Aucune étude appliquant les protocoles suggérés par l'AVEF n'a été publiée à ce jour. Cependant, il en existe testant des protocoles similaires, sur diverses catégories d'équidés.

La plupart des études concerne les chevaux adultes, et confirment en plusieurs points les observations faites sur ce troupeau étudié au sein de l'ENVT. Une étude française relativement récente a identifié quelques procédures de gestion associées à un risque accru de résistance aux anthelminthiques chez les cyathostomes équins (Sallé et al. 2017). En particulier, les stratégies de contrôle basées sur des coproscopies fréquentes, les systèmes de rotations de pâturage et une faible densité de peuplement ont été significativement associées à une diminution de la résistance. En comparaison avec la présente étude, une résistance au fenbendazole a été observée alors que le troupeau n'a jamais été soumis à une rotation de pâture, ni à aucun examen fécal avant 2020. Une publication concernant les différences entre les élevages utilisant respectivement une vermifugation régulière probabiliste et une approche raisonnée a été publiée en Allemagne. (Simoneit et al, 2018) ont mis en lumière que la plupart des exploitations mettant en place une pratique raisonnée sont de petite taille, plutôt privées, pratiquant un retrait fréquent des déjections dans la pâture, et ayant une meilleure gestion des nouveaux arrivants dans l'exploitation. Ces conditions sont quasiment similaires à celles de notre groupe d'étude, il semble donc tout à fait adapté au maintien d'un tel protocole dans le futur.

De plus, dans ces exploitations, l'utilisation de la vermifugation sélective a réduit le nombre de traitements anthelminthiques nécessaires annuellement. Dans l'ensemble d'après (Simoneit et al, 2018), il y a une faible volonté d'améliorer la gestion des pâturages, et une combinaison de gestion des pâturages et des traitements est importante dans le cadre d'une gestion raisonnée.

(Nielsen et al. 2018) ont démontré que le poids corporel et la quantité d'anthelminthique administrée étaient statistiquement associés à l'efficacité de l'anthelminthique, alors que la fréquence du traitement antihelminthique au cours des 12 mois précédents ne l'était pas. Il semblerait que plus l'équidé est de petite taille, plus il est compliqué d'estimer de manière précise son poids corporel. Dans le cas des juments de TP, ce facteur n'est pas entré en compte puisqu'elles sont pesées régulièrement sur une balance précise au sein de la Clinique équine de l'ENVT. La classe de médicaments anthelminthiques était le facteur le plus influent pour prédire l'efficacité des anthelminthiques, après avoir pris en compte la taille de l'exploitation, la région et le regroupement des équidés au niveau de l'exploitation. Il a également été démontré que la rotation des pâturages présente un effet significatif. Enfin, ces données documentent la généralisation de la baisse d'efficacité des produits à base de benzimidazolé ou de pyrimidine contre les infections à strongles chez les équidés aux États-Unis.

Les conditions climatiques sont également un facteur essentiel dans la gestion du parasitisme des équidés. En effet, des conditions tempérées comme c'est le cas à Toulouse semblent plus propices à l'application de ce type de protocole, par rapport à des climats plus humides et chauds. (Gómez-Cabrera et al. 2021) se sont intéressés à la faisabilité bio-économique d'une vermifugation sélective chez des chevaux élevés dans des conditions tropicales de Camagüey, à Cuba. L'analyse économique a démontré que la thérapie sélective était généralement beaucoup plus coûteuse que le déparasitage probabiliste de tout le troupeau. Cependant, il est admis que la vermifugation tous les 6 mois des chevaux qui expulsent 80% des œufs du troupeau permet une réduction de l'intensité du traitement sans augmenter les coûts, et peut être considérée comme une vermifugation sélective viable. Dans notre cas, 50% des juments du troupeau sont fortes excrétrices, et expulsent quasiment la totalité des œufs présents sur la pâture. Cette observation permettra l'économie de 3 à 9 traitements par an (selon si les traitements étaient effectués par le passé 2, 3 ou 4 fois par an), avec la mise en place d'une vermifugation de tout le troupeau à l'automne.

L'une des principales conclusions de cette étude cubaine est que les niveaux globaux d'excrétion d'œufs de strongles sont substantiellement plus élevés que ceux rapportés dans les climats tempérés, et que la distribution au sein du troupeau est différente. Ainsi, sur la base des seuils conventionnels recommandés dans les climats tempérés, 84 % des animaux du troupeau ont eu besoin d'un déparasitage (Salas-Romero et al. 2017). Dans cette étude, plus de 60 % des chevaux dépassaient 1 000 opg et le pourcentage de chevaux contribuant à 80 % de la production d'œufs était supérieur à 50 %. Ainsi, la sur dispersion des œufs de strongles ne s'applique pas à cette population. Compte tenu des résultats de ces études, la mise en place de protocoles de vermifugation sélective dans de nombreux troupeaux tropicaux conduirait à traiter la plupart des animaux présents. Même à un seuil de 1000 opg, plus de la moitié des chevaux auraient besoin d'un déparasitage. Cela peut s'expliquer par l'existence de conditions climatiques favorables à la survie et à la transmission des parasites, une sélection plus rapide des parasites résistants est également probable.

La classe d'âge du troupeau est importante lors de la considération de la mise en place d'un tel protocole. (Nielsen et al, 2014) soulignait que la thérapie sélective n'a pas été évaluée chez les poulains et les jeunes chevaux Il n'est donc pas clairement établi si les principes sont transférables pour contrôler également d'autres parasites importants tels que les anoplocéphales, les *Parascaris* et les grands strongles. De nombreux parasitologues spécialistes se sont intéressés d'une part à évaluer l'ampleur de la présence de résistance dans le monde, et d'autres part à tester des protocoles de vermifugation raisonnée dans le but d'en connaître les effets à la fois bénéfiques mais également délétères. Premièrement, il convient d'insister sur le fait que les pratiques de vermifugation raisonnée ne peuvent s'appliquer qu'à des troupeaux d'animaux adultes et en bonne santé. D'après (Nielsen et al, 2014), il a été démontré que ses pratiques sont associées à une fréquence accrue de *Strongylus vulgaris*, qui est un des parasites les plus pathogènes du cheval. Des études sont nécessaires pour évaluer dans quelle mesure le développement de la résistance aux anthelminthiques peut être retardé avec cette approche. Aucune étude n'a été mise en œuvre pour confirmer le choix de la valeur seuil du nombre d'œufs de strongles pour le traitement anthelminthique. Une publication récente a illustré que des chevaux apparemment en bonne santé avec un nombre d'œufs inférieur à 100 opg peuvent héberger des charges de cyathostomes de l'ordre de 100 000 vers luminaux.

Selon (Kaplan et al, 2010), l'utilisation d'un seuil de 200 opg permet une réduction de 50 % des traitements anthelminthiques, tout en obtenant une réduction globale de plus de 95 % de la production d'œufs de strongles. L'idée d'appuyer les décisions de traitement sur le nombre d'œufs fécaux provient de l'industrie ovine où le même modèle global d'excrétion d'œufs a été observé. Cependant, d'après (Nielsen et al, 2014) plusieurs points séparent les chevaux des moutons :

- Chez les chevaux, le nombre d'œufs peut ne pas être directement lié à la charge parasitaire luminale.
- Les larves de strongles migrantes et enkystées peuvent représenter jusqu'à environ 80 % de la charge totale de vers strongles chez les chevaux et le nombre d'œufs fécaux ne la reflète pas.
- La diversité spécifique des strongles chez les équidés est plus importante que chez les ovins, et le simple comptage des œufs n'offre aucune information sur les espèces présentes, en outre certaines sont plus prolifiques que d'autres.
- Le traitement vermifuge chez les chevaux implique invariablement des traitements de routine d'animaux adultes tout comme chez les moutons, alors que chez les bovins il y a peu voire pas du tout de traitements des adultes.

La sensibilité plus élevée des poulains et des jeunes chevaux à la présence de *P. equorum* ajoute une complexité significative au tableau. Le taux de faux négatifs du nombre d'œufs fécaux pour détecter l'infestation à *P. equorum* est considérable (Kaplan et al, 2010) et le fait de ne pas traiter les poulains peut être associé à des risques potentiels pour leur santé. Outre *P. equorum* et les anoplocéphales, plusieurs autres parasites ne sont pas facilement couverts par un schéma thérapeutique sélectif basé sur le nombre d'éléments parasitaires. Ceux-ci comprennent *Oxyuris equi*, les larves de *Gasterophilus* sp, *Strongyloides westeri*, *Draschia* sp et *Habronema* sp. Bien que ces parasites soient rarement considérés comme des menaces majeures pour la santé équine, les circonstances locales peuvent nécessiter des efforts spécifiques pour leur contrôle.

En résumé, le concept de vermifugation raisonnée permet un contrôle des petits strongles équin, il peut être utilisé pour contrôler le niveau global d'excrétion d'œufs dans les populations de chevaux adultes, tout en réduisant considérablement la quantité de formulations anthelminthiques utilisées. Mais plusieurs questions demeurent, des informations très limitées sont disponibles sur l'impact de la thérapie sélective sur le développement de la résistance aux anthelminthiques dans les populations de strongles, et la plupart des hypothèses sont basées sur des recherches effectuées avec des parasites ovins et des simulations informatiques dérivées de données ovines. La grande majorité des chevaux peuvent héberger des charges de vers importantes sans développer de symptômes, il semble cependant que des charges de vers importantes pourraient être laissées sans traitement dans le cadre d'une thérapie sélective, et il est nécessaire d'étudier si cela n'est pas sans conséquence clinique.

5. Bilan des recommandations pour le troupeau des juments de TP de l'ENVT

Le tableau n°13 présente le bilan des recommandations applicables au troupeau des juments de TP pour les années à venir. Elles ont pour objectif d'éviter l'apparition de signes cliniques en lien avec une parasitose, tout en prévenant le développement de résistance aux lactones macrocycliques. La fréquence des coproscopies pourra diminuer pour le groupe des faibles excrétrices si leur statut parasitaire n'évolue pas. Il pourrait être utile non seulement d'alterner sur une ou deux années les 2 familles de molécules disponibles et utilisées mais aussi de réaliser régulièrement (annuellement ou tous les 2 ans), suivant les possibilités, des ERP à l'automne afin de prévenir l'installation de résistance aux lactones macrocycliques ou au pyrantel.

Tableau n°13 : Recommandations de traitements sur une année pour le troupeau étudié

Saison	Coproscopie individuelle		Traitement		Molécule	
	Fortes excrétrices	Faibles excrétrices	Fortes excrétrices	Faibles excrétrices	Fortes excrétrices	Faibles excrétrices
Hiver (entre janvier et mars)	Oui	Non	Non		/	
Printemps (entre avril et juin)	Oui		Si excrétion fécale > 200 opg		Moxidectine ou Ivermectine ou Pyrantel	
Eté (entre juillet et septembre)	Oui	Non	Si excrétion fécale > 200 opg	Non	Moxidectine ou Ivermectine Ou Pyrantel	/
Automne (entre octobre et décembre)	Oui		Oui		Moxidectine ou Ivermectine + Praziquantel	

En ce qui concerne la pâture, la mise en place d'un ramassage des crottins hebdomadaire permettrait de limiter la contamination des juments. Il est également conseiller de peser chaque jument avant traitement, et de les rentrer au box au moins 24h après le traitement afin de limiter la contamination du pré. Lors de l'introduction d'un nouvel individu, une quarantaine doit être mise en place pendant une semaine avec réalisation d'une coproscopie à l'arrivée et à défaut ou en fonction du résultat de la coproscopie, un traitement anthelminthique à large spectre (ivermectine ou moxidectine + praziquantel) devra être administré.

Conclusion

La généralisation de la présence de cyathostomes résistants aux benzimidazolés dans les troupeaux d'équidés du monde entier est un phénomène inhérent à l'utilisation trop fréquentes de ces molécules. Les pratiques de vermifugation raisonnée se basent sur deux grands principes : la réalisation régulière de coproscopies et une meilleure gestion sanitaire des troupeaux. La gestion des pâtures est un point essentiel à améliorer dans le cadre de la lutte contre l'apparition des résistances car il s'agit d'un des moyens efficaces et sans conséquence néfaste de diminuer la fréquence des traitements anthelminthiques. Les coproscopies ont pour objectif de cibler les traitements uniquement contre les animaux effectivement excréteurs, afin de laisser une part du troupeau non traité, servant ainsi de refuge de sensibilité. L'enjeu actuel étant de détecter le plus précocement possible l'apparition de ces résistances par les méthodes utilisées au sein de cette étude.

Il reste actuellement quelques points à éclaircir concernant les effets positifs ou délétères de la thérapie sélective. En effet, il semble qu'elle puisse être associée à la réémergence de grands strongles et qu'elle ne permette pas un contrôle efficace des parasites autres que les petits strongles. De plus, son effet à long terme sur le ralentissement de l'apparition de résistance n'a pas encore été évalué à ce jour.

Cette étude a permis la mise en œuvre d'un premier suivi coproscopique au sein du troupeau des juments de TP de l'ENVT. Celui-ci a premièrement mis en évidence que la moitié du troupeau n'est pas responsable de l'excrétion fécale dans le pré puisque seulement trois juments se sont avérées fortes excrétrices. L'efficacité de l'ivermectine a été confirmée lors de la réalisation d'un ERP au printemps 2020. Le point négatif qui doit être pris en compte dans la gestion future étant la mise en évidence d'une résistance au fenbendazole au cours du printemps 2021. Il est donc d'autant plus important de maintenir une approche sélective au sein de ce troupeau afin de préserver l'efficacité des lactones macrocycliques le plus longtemps possible. Il pourrait être intéressant dans le futur de tester le maintien de l'efficacité de la moxidectine ainsi que du pyrantel.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

**Pour autorisation d'impression de la thèse d'exercice en vue de l'obtention du
diplôme d'Etat de docteur vétérinaire**

Je soussigné, Emmanuel LIENARD, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **BASTIEN Téri, Vita**, intitulée « **Petits strongles et résistance aux anthelminthiques – état des lieux et propositions de gestion pour les juments de TP de l'ENVT** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 16/06/2022
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Docteur Emmanuel LIENARD



Vu :
Le Président du jury
Professeur Alexis VALENTIN



Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
M. Pierre SANS



Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université Paul
Sabatier
Monsieur Jean-Marc BROTO
Par délégation, le Doyen de la faculté de
Santé de Toulouse
Monsieur Philippe POMAR



Mme BASTIEN Téri, Vita
a été admis(e) sur concours en : 2017
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 01/07/2021
a validé l'ensemble des crédits ECTS relatifs à la préparation de la thèse d'exercice le : 16/12/2021



Université
de Toulouse

Références bibliographiques

2021 : les bilans climatiques | Météo-France 2021 : les bilans climatiques, [sans date]. [en ligne]. [Consulté le 5 août 2022]. Disponible à l'adresse : <https://meteofrance.fr/actualite/publications/les-publications-de-meteo-france/2021-les-bilans-climatiques>

ABBAS, Ghazanfar, GHAFAR, Abdul, HURLEY, John, BAUQUIER, Jenni, BEASLEY, Anne, WILKES, Edwina J. A., JACOBSON, Caroline, EL-HAGE, Charles, CUDMORE, Lucy, CARRIGAN, Peter, TENNENT-BROWN, Brett, GAUCI, Charles G., NIELSEN, Martin K., HUGHES, Kristopher J., BEVERIDGE, Ian et JABBAR, Abdul, 2021. Cyathostomin resistance to moxidectin and combinations of anthelmintics in Australian horses. *Parasites & Vectors*. 4 décembre 2021. Vol. 14, n° 1, pp. 597. DOI 10.1186/s13071-021-05103-8.

ABBOTT, J. B., MELLOR, D. J., BARRETT, E. J., PROUDMAN, C. J. et LOVE, S., 2008. Serological changes observed in horses infected with *Anoplocephala perfoliata* after treatment with praziquantel and natural reinfection. *The Veterinary Record*. 12 janvier 2008. Vol. 162, n° 2, pp. 50-53. DOI 10.1136/vr.162.2.50.

ABONGWA, Melanie, MARTIN, Richard J. et ROBERTSON, Alan P., 2017. A BRIEF REVIEW ON THE MODE OF ACTION OF ANTINEMATODAL DRUGS. *Acta Veterinaria*. juin 2017. Vol. 67, n° 2, pp. 137-152. DOI 10.1515/acve-2017-0013.

ADAMSON, M. L., 1984. [Haplodiploidy of Oxyurida. Effects of this phenomenon in the life cycle]. *Annales De Parasitologie Humaine Et Comparee*. 1984. Vol. 59, n° 4, pp. 387-413.

BELLAW, Jennifer L., KREBS, Kristen, REINEMEYER, Craig R., NORRIS, Jamie K., SCARE, Jessica A., PAGANO, Stefanie et NIELSEN, Martin K., 2018. Anthelmintic therapy of equine cyathostomin nematodes – larvicidal efficacy, egg reappearance period, and drug resistance. *International Journal for Parasitology*. 1 février 2018. Vol. 48, n° 2, pp. 97-105. DOI 10.1016/j.ijpara.2017.08.009.

BEUGNET, FAYET, GUILLOT, GRANGE, 2005. *Abrégé de parasitologie clinique des équidés*. Clichy, France : Kalianxis. ISBN 978-2-915758-04-7.

BEUGNET, Frédéric, POLACK, Bruno et DANG, Hoan, 2004. *Atlas de coproscopie*. Clichy, France : Kalianxis. ISBN 978-2-915758-02-3.

BLAGBURN, B. L., HENDRIX, C. M., LINDSAY, D. S., VAUGHAN, J. L., HEPLER, D. I. et WRIGHT, J. C., 1992. Efficacy of milbemycin oxime against naturally acquired or experimentally induced *Ancylostoma* spp and *Trichuris vulpis* infections in dogs. *American Journal of Veterinary Research*. avril 1992. Vol. 53, n° 4, pp. 513-516.

BODECEK, S., SVETLIKOVA, J., HARGITAILOVA, K., KECEROVA, Z. et MRACKOVA, M., 2018. Monitoring the avermectin and pyrantel resistance status of nematode parasites of horses in the Czech Republic. *Veterinární Medicína*. 25 juillet 2018. Vol. 63, n° No. 7, pp. 299-305. DOI 10.17221/125/2017-VETMED.

BOOTH, Nicholas H. et MCDONALD, L. E. (éd.), 2018. *Veterinary pharmacology and therapeutics*. 10th ed. Ames : Iowa State University Press. ISBN 978-0-8138-1739-2. SF915 .V49 1988

BOWMAN, Dwight D., 2020. *Parasitology for veterinarians*. 11. Philadelphia : Elsevier, Inc. ISBN 978-0-323-54396-5.

BUTLER, Amanda Jaimie, GREENBANK, Haley, PARRISH, Rebecca, NIELSEN, Martin K. et STOUGHTON, William B., 2021. Prevalence of anthelmintic resistant cyathostomins in Prince Edward Island, Canada. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. décembre 2021. Vol. 26, pp. 100629. DOI 10.1016/j.vprsr.2021.100629.

CANEVER, Ricardo J., BRAGA, Pollyana R. C., BOECKH, Albert, GRYCAJUCK, Marcellly, BIER, Daniele et MOLENTO, Marcelo B., 2013. Lack of Cyathostomin sp. reduction after anthelmintic treatment in horses in Brazil. *Veterinary Parasitology*. 1 mai 2013. Vol. 194, n° 1, pp. 35-39. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.12.020.

CHROUST, K., 2000. Occurrence of anthelmintic resistance in strongylid nematodes of sheep and horses in the Czech Republic. *Veterinarni Medicina - UZPI (Czech Republic)* [en ligne]. 2000. [Consulté le 11 juillet 2022]. Disponible à l'adresse : https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Occurrence+of+anthelmintic+resistance+in+strongylid+nematodes+of+sheep+and+horses+in+the+Czech+Republic&author=Chroust%2C+K.+%28Veterinarni+a+Farmaceuticka+Univ.%2C+Brno+%28Czech+Republic%29%29&publication_year=2000

COLES, G. C., JACKSON, F., POMROY, W. E., PRICHARD, R. K., VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G., SILVESTRE, A., TAYLOR, M. A. et VERCRUYSSSE, J., 2006. The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Veterinary Parasitology*. 31 mars 2006. Vol. 136, n° 3-4, pp. 167-185. DOI 10.1016/j.vetpar.2005.11.019.

COLES, G.C., BAUER, C., BORGSTEEDE, F.H.M., GEERTS, S., KLEI, T.R., TAYLOR, M.A. et WALLER, P.J., 1992. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Veterinary Parasitology*. septembre 1992. Vol. 44, n° 1-2, pp. 35-44. DOI 10.1016/0304-4017(92)90141-U.

COSTA, A. J., BARBOSA, O. F., MORAES, F. R., ACUÑA, A. H., ROCHA, U. F., SOARES, V. E., PAULLILO, A. C. et SANCHES, A., 1998. Comparative efficacy evaluation of moxidectin gel and ivermectin paste against internal parasites of equines in Brazil. *Veterinary Parasitology*. 15 décembre 1998. Vol. 80, n° 1, pp. 29-36. DOI 10.1016/s0304-4017(98)00186-1.

CRAVEN, J., BJØRN, H., HENRIKSEN, S. A., NANSEN, P., LARSEN, M. et LENDAL, S., 1998. Survey of anthelmintic resistance on Danish horse farms, using 5 different methods of calculating faecal egg count reduction. *Equine Veterinary Journal*. juillet 1998. Vol. 30, n° 4, pp. 289-293. DOI 10.1111/j.2042-3306.1998.tb04099.x.

DEMEULENAERE, D., VERCRUYSSSE, J., DORNY, P. et CLAEREBOU, E., 1997. Comparative studies of ivermectin and moxidectin in the control of naturally acquired cyathostome infections in horses. *The Veterinary Record*. 11 octobre 1997. Vol. 141, n° 15, pp. 383-386. DOI 10.1136/vr.141.15.383.

DEPLAZES, ECKERT, MATHIS, SAMSON-HIMMELSTJERNA, ZAHNER, 2016. *Parasitology in veterinary medicine*. Wageningen : Wageningen academic publ. ISBN 978-90-8686-274-0. 636.089 696

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.

DIPIETRO, J. A. et TODD, K. S., 1987. Anthelmintics Used in Treatment of Parasitic Infections of Horses. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*. 1 avril 1987. Vol. 3, n° 1, pp. 1-14. DOI 10.1016/S0749-0739(17)30688-0.

DRUDGE, J. H., 1965. THE USE OF ANTHELMINTICS FOR PARASITE CONTROL IN THE HORSE. *Veterinary medicine, small animal clinician: VM, SAC*. mars 1965. Vol. 60, pp. 243-247.

DRUDGE, J. H., LYONS, E. T. et TOLLIVER, S. C., 1979. Benzimidazole resistance of equine strongyles--critical tests of six compounds against population B. *American Journal of Veterinary Research*. avril 1979. Vol. 40, n° 4, pp. 590-594.

DRUDGE, J. H., LYONS, E. T., TOLLIVER, S. C. et KUBIS, J. E., 1981. Further clinical trials on strongyle control with some contemporary anthelmintics. *Equine practice* [en ligne]. 1981. [Consulté le 16 mai 2022]. Disponible à l'adresse : https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Further+clinical+trials+on+strongyle+control+with+some+contemporary+anthelmintics&author=Drudge%2C+J.H.&publication_year=1981

DUBEY, Jitender P. et BAUER, Christian, 2018. A review of Eimeria infections in horses and other equids. *Veterinary Parasitology*. mai 2018. Vol. 256, pp. 58-70. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.04.010.

EREZ, Mahmut Sinan et KOZAN, Esmâ, 2018. Çiftlik Hayvanlarında Antelmintik Direnç. *Kocatepe Veterinary Journal*. 16 juillet 2018. pp. 1-9. DOI 10.30607/kvj.429795.

ESCCAP, 2019. *Traitement et prévention des parasitoses gastro-intestinales chez le Cheval. Guide de recommandations vol.8, 2ème édition*. mars 2019.

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

GOMEZ, H. H. et GEORGI, J. R., 1991. Equine helminth infections: control by selective chemotherapy. *Equine Veterinary Journal*. mai 1991. Vol. 23, n° 3, pp. 198-200. DOI 10.1111/j.2042-3306.1991.tb02754.x.

GÓMEZ-CABRERA, Karel, SALAS-ROMERO, Josmel, SIFONTES, Jorge A., DE LA TORRE CÁNOVA, Ramón, SALAS, Jorge E. et NIELSEN, Martin K., 2021. Feasibility of selective anthelmintic therapy to horses in tropical conditions: the Cuban scenario. *Tropical Animal Health and Production*. 15 novembre 2021. Vol. 53, n° 6, pp. 545. DOI 10.1007/s11250-021-02966-y.

GRIEVE, R. B., FRANK, G. R., STEWART, V. A., PARSONS, J. C., BELASCO, D. L. et HEPLER, D. I., 1991. Chemoprophylactic effects of milbemycin oxime against larvae of *Dirofilaria immitis* during prepatent development. *American Journal of Veterinary Research*. décembre 1991. Vol. 52, n° 12, pp. 2040-2042.

HENDRIX, Charles M., ROBINSON, Ed et LE SUEUR-ALMOSNI, Florence, 2019. *Parasitologie clinique vétérinaire*. Paris, France : Maloine. ISBN 978-2-224-03506-8.

HUTCHENS, Douglas E., PAUL, Allan J. et DIPIETRO, Joseph A., 1999. Treatment and Control of Gastrointestinal Parasites. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*. décembre 1999. Vol. 15, n° 3, pp. 561-573. DOI 10.1016/S0749-0739(17)30132-3.

Index des RCP, [sans date]. [en ligne]. [Consulté le 13 mai 2022]. Disponible à l'adresse : <http://www.ircp.anmv.anses.fr/index.aspx>

JABBAR, Abdul, IQBAL, Zafar, KERBOEUF, Dominique, MUHAMMAD, Ghulam, KHAN, Muhammad N. et AFAQ, Musarrat, 2006. Anthelmintic resistance: the state of play revisited. *Life Sciences*. 25 novembre 2006. Vol. 79, n° 26, pp. 2413-2431. DOI 10.1016/j.lfs.2006.08.010.

JACOBS, D. E., HUTCHINSON, M. J., PARKER, L. et GIBBONS, L. M., 1995. Equine cyathostome infection: suppression of faecal egg output with moxidectin. *The Veterinary Record*. 18 novembre 1995. Vol. 137, n° 21, pp. 545. DOI 10.1136/vr.137.21.545.

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.

KAPLAN, Ray M., 2002. Anthelmintic resistance in nematodes of horses. *Veterinary Research*. octobre 2002. Vol. 33, n° 5, pp. 491-507. DOI 10.1051/vetres:2002035.

KESTER, W. O., 1975. *Strongylus vulgaris*-the horse killer. *Modern Veterinary Practice*. août 1975. Vol. 56, n° 8, pp. 569-572.

KÖNIGOVÁ, A., VÁRADY, M. et CORBA, J., 2003. Comparison of in vitro methods and faecal egg count reduction test for the detection of benzimidazole resistance in small strongyles of horses. *Veterinary Research Communications*. mai 2003. Vol. 27, n° 4, pp. 281-288. DOI 10.1023/a:1024079907895.

LAING, Roz, GILLAN, Victoria et DEVANEY, Eileen, 2017. Ivermectin - Old Drug, New Tricks? *Trends in Parasitology*. juin 2017. Vol. 33, n° 6, pp. 463-472. DOI 10.1016/j.pt.2017.02.004.

LANUSSE, Carlos Edmundo, IMPERIALE, Fernanda Andrea et LIFSCHITZ, Adrian Luis, 2018. *Macrocyclic lactones: endectocide compounds* [en ligne]. Wiley Blackwell Publishing, Inc. [Consulté le 23 juin 2022]. ISBN 978-1-118-85588-1. Disponible à l'adresse : <https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/106847>

LEBIS, [sans date]. Dictyocaulus (*Dictyocaulus arnfieldi*). *ESCCAP France* [en ligne]. [Consulté le 5 mai 2022]. Disponible à l'adresse : <https://www.esccap.fr/parasites-gastro-intestinaux-cheval/les-dictyocaulus-dictyocaulus-arnfieldi.html>

LENEAU, H., HAIG, M. et HO, I., 1985. Safety of larvicidal doses of fenbendazole in horses. *Modern veterinary practice (USA)* [en ligne]. 1985. [Consulté le 16 mai 2022]. Disponible à l'adresse : https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Safety+of+larvicidal+doses+of+fenbendazole+in+horses&author=Leneau%2C+H.&publication_year=1985

LEVECKE, B., RINALDI, L., CHARLIER, J., MAURELLI, M. P., BOSCO, A., VERCRUYSSE, J. et CRINGOLI, G., 2012. The bias, accuracy and precision of faecal egg count reduction test results in cattle using McMaster, Cornell-Wisconsin and FLOTAC egg counting methods. *Veterinary Parasitology*. 13 août 2012. Vol. 188, n° 1-2, pp. 194-199. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.03.017.

LICHTENFELS ET AL., 1975. Helminths of domestic equids. Illustrated keys to genera and species with emphasis on North American forms. [en ligne]. 1975. [Consulté le 28 avril 2022]. Disponible à l'adresse : <https://www.cabi.org/isc/abstract/19760825135>

LICHTENFELS, J. Ralph, KHARCHENKO, Vitaliy A. et DVOJNOS, Grigory M., 2008. Illustrated identification keys to strongylid parasites (strongylidae: Nematoda) of horses, zebras and asses (Equidae). *Veterinary Parasitology*. septembre 2008. Vol. 156, n° 1-2, pp. 4-161. DOI 10.1016/j.vetpar.2008.04.026.

LOVE, Sandy, 2003. Treatment and prevention of intestinal parasite-associated disease. *The Veterinary Clinics of North America. Equine Practice*. décembre 2003. Vol. 19, n° 3, pp. 791-806. DOI 10.1016/j.cveq.2003.08.003.

LYONS, E. T., DRUDGE, J. H., TOLLIVER, S. C., SWERCZEK, T. W. et COLLINS, S. S., 1989. Determination of the efficacy of pyrantel pamoate at the therapeutic dose rate against the tapeworm *Anoplocephala perfoliata* in equids using a modification of the critical test method. *Veterinary Parasitology*. 1 avril 1989. Vol. 31, n° 1, pp. 13-18. DOI 10.1016/0304-4017(89)90004-6.

LYONS, E. T., TOLLIVER, S. C., DRUDGE, J. H., STAMPER, S., SWERCZEK, T. W. et GRANSTROM, D. E., 1996. A study (1977-1992) of population dynamics of endoparasites featuring benzimidazole-resistant small strongyles (population S) in Shetland ponies. *Veterinary Parasitology*. 1 novembre 1996. Vol. 66, n° 1-2, pp. 75-86. DOI 10.1016/s0304-4017(96)00998-3.

LYONS, E T, TOLLIVER, S C et ENNIS, L E, 1998. Efficacy of praziquantel (0.25 mg kg⁻¹) on the cecal tapeworm (*Anoplocephala perfoliata*) in horses. *Veterinary Parasitology*. 1998. pp. 3.

LYONS, E. T., TOLLIVER, S. C., IONITA, M. et COLLINS, S. S., 2008. Evaluation of parasiticidal 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.

LYONS, E. T., TOLLIVER, S. C. et KUZMINA, T. A., 2012. Investigation of strongyle EPG values in horse mares relative to known age, number positive, and level of egg shedding in field studies on 26 farms in Central Kentucky (2010-2011). *Parasitology Research*. juin 2012. Vol. 110, n° 6, pp. 2237-2245. DOI 10.1007/s00436-011-2755-z.

LYONS, Eugene T., DORTON, Alan R. et TOLLIVER, Sharon C., 2016. Evaluation of activity of fenbendazole, oxibendazole, piperazine , and pyrantel pamoate alone and combinations against ascarids, strongyles, and strongyloides in horse foals in field tests on two farms in Central Kentucky in 2014 and 2015. *Veterinary Parasitology, Regional Studies and Reports*. juin 2016. Vol. 3-4, pp. 23-26. DOI 10.1016/j.vprsr.2016.05.007.

LYONS, Eugene T., TOLLIVER, Sharon C., COLLINS, Sandra S., IONITA, Mariana, KUZMINA, Tetiana A. et ROSSANO, Mary, 2011. Field tests demonstrating reduced activity of ivermectin and moxidectin against small strongyles in horses on 14 farms in Central Kentucky in 2007-2009. *Parasitology Research*. février 2011. Vol. 108, n° 2, pp. 355-360. DOI 10.1007/s00436-010-2068-7.

MARTIN, Frida, SVANSSON, Vilhjálmur, EYDAL, Matthías, ODDSDÓTTIR, Charlotta, ERNBACK, Maja, PERSSON, Isa et TYDÉN, Eva, 2021. First Report of Resistance to Ivermectin in *Parascaris univalens* in Iceland. *The Journal of Parasitology*. 1 janvier 2021. Vol. 107, n° 1, pp. 16-22. DOI 10.1645/20-91.

MARTIN K. NIELSEN, LINDA MITTEL, AMY GRICE, MICHAEL ERSKINE, EMILY GRAVES, WENDY VAALA, RICHARD C. TULLY, DENNIS D. FRENCH, RICHARD BOWMAN, RAY M. KAPLAN, 2013. *AAEP Parasite Control Guidelines*. 2013.

MOLENTO, M. B., ANTUNES, J., BENTES, R. N. et COLES, G. C., 2008. Anthelmintic resistant nematodes in Brazilian horses. *The Veterinary Record*. 22 mars 2008. Vol. 162, n° 12, pp. 384-385. DOI 10.1136/vr.162.12.384.

MONAHAN, C. M., CHAPMAN, M. R., TAYLOR, H. W., FRENCH, D. D. et KLEI, T. R., 1995. Dose titration of moxidectin oral gel against migrating *Strongylus vulgaris* and *Parascaris equorum* larvae in pony foals. *Veterinary Parasitology*. novembre 1995. Vol. 60, n° 1-2, pp. 103-110. DOI 10.1016/0304-4017(94)00763-3.

NÁPRAVNÍKOVÁ, Jana, VÁRADY, Marián et VADLEJCH, Jaroslav, 2022. Total Failure of Fenbendazole to Control Strongylid Infections in Czech Horse Operations. *Frontiers in Veterinary Science*. 2022. Vol. 9, pp. 833204. DOI 10.3389/fvets.2022.833204.

NIELSEN, M. K., 2016. Equine tapeworm infections: Disease, diagnosis and control. *Equine Veterinary Education*. 2016. Vol. 28, n° 7, pp. 388-395. DOI 10.1111/eve.12394.

NIELSEN, M. 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, M. K., HAANING, N. et OLSEN, S. N., 2006. Strongyle egg shedding consistency in horses on farms using selective therapy in Denmark. *Veterinary Parasitology*. 18 février 2006. Vol. 135, n° 3-4, pp. 333-335. DOI 10.1016/j.vetpar.2005.09.010.

NIELSEN, M. K., JACOBSEN, S., OLSEN, S. N., BOUSQUET, E. et PIHL, T., 2016. Nonstrangulating intestinal infarction associated with *Strongylus vulgaris* in referred Danish equine cases. *Equine Veterinary Journal*. mai 2016. Vol. 48, n° 3, pp. 376-379. DOI 10.1111/evj.12422.

NIELSEN, M. K., OLSEN, S. N., LYONS, E. T., MONRAD, J. et THAMSBORG, S. M., 2012. Real-time PCR evaluation of *Strongylus vulgaris* in horses on farms in Denmark and Central Kentucky. *Veterinary Parasitology*. 21 décembre 2012. Vol. 190, n° 3-4, pp. 461-466. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.07.018.

NIELSEN, Martin K., LITTMAN, Brooke A., ORZECH, Sierra W. et RIPLEY, Nichol E., 2022. Equine strongylids: Ivermectin efficacy and fecal egg shedding patterns. *Parasitology Research*. juin 2022. Vol. 121, n° 6, pp. 1691-1697. DOI 10.1007/s00436-022-07509-4.

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*. novembre 2010. Vol. 174, n° 1-2, pp. 77-84. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.08.007.

NIELSEN, M.K., BRANAN, M.A., WIEDENHEFT, A.M., DIGIANANTONIO, R., SCARE, J.A., BELLAW, J.L., GARBER, L.P., KOPRAL, C.A., PHILLIPPI-TAYLOR, A.M. et TRAUB-DARGATZ, J.L., 2018. Anthelmintic efficacy against equine strongyles in the United States. *Veterinary Parasitology*. août 2018. Vol. 259, pp. 53-60. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.07.003.

NIELSEN, M.K., PFISTER, K. et VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G., 2014. Selective therapy in equine parasite control—Application and limitations. *Veterinary Parasitology*. mai 2014. Vol. 202, n° 3-4, pp. 95-103. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.03.020.

PAPADOPOULOS, E., 2008. Anthelmintic resistance in sheep nematodes. *Small Ruminant Research*. 1 avril 2008. Vol. 76, n° 1, pp. 99-103. DOI 10.1016/j.smallrumres.2007.12.012.

PEREGRINE, Andrew S., MOLENTO, Marcelo Beltrão, KAPLAN, Ray M. et NIELSEN, Martin K., 2014. Anthelmintic resistance in important parasites of horses: does it really matter? *Veterinary Parasitology*. 17 mars 2014. Vol. 201, n° 1-2, pp. 1-8. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.01.004.

PLUMB, Donald C., 2018. *Plumb's Veterinary Drug Handbook: Desk*. John Wiley & Sons. ISBN 978-1-119-34445-2.

PRASLICKA, J., VÁRADY, M., CORBA, J. et VESELÝ, L., 1994. A survey of anthelmintic resistance in Slovakia. *Veterinary Parasitology*. mars 1994. Vol. 52, n° 1-2, pp. 169-171. DOI 10.1016/0304-4017(94)90048-5.

PROUDMAN, C. J. et EDWARDS, G. B., 1992. Validation of a centrifugation/flotation technique for the diagnosis of equine cestodiasis. *The Veterinary Record*. 25 juillet 1992. Vol. 131, n° 4, pp. 71-72. DOI 10.1136/vr.131.4.71.

PROUDMAN, C. J. et TREES, A. J., 1996. Use of excretory/secretory antigens for the serodiagnosis of *Anoplocephala perfoliata* cestodosis. *Veterinary Parasitology*. février 1996. Vol. 61, n° 3-4, pp. 239-247. DOI 10.1016/0304-4017(95)00837-3.

RAYNAUD, J.-P., WILLIAM, G. et BRUNAUT, G., 1970. Etude de l'efficacité d'une technique de coproscopie quantitative pour le diagnostic de routine et le contrôle des infestations parasitaires des bovins, ovins, équins et porcins. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1970. Vol. 45, n° 3, pp. 321-342. DOI 10.1051/parasite/1970453321.

REINEMEYER, C. R. et NIELSEN, M. K., 2014. Review of the biology and control of *Oxyuris equi*. *Equine Veterinary Education*. 2014. Vol. 26, n° 11, pp. 584-591. DOI 10.1111/eve.12218.

REINEMEYER, C. R., PRADO, J. C. et NIELSEN, M. K., 2015. Comparison of the larvicidal efficacies of moxidectin or a five-day regimen of fenbendazole in horses harboring cyathostomin populations resistant to the adulticidal dosage of fenbendazole. *Veterinary Parasitology*. 30 novembre 2015. Vol. 214, n° 1-2, pp. 100-107. DOI 10.1016/j.vetpar.2015.10.003.

REINEMEYER, C. R., SCHOLL, P. J., ANDREWS, F. M. et ROCK, D. W., 2000. Efficacy of moxidectin equine oral gel against endoscopically-confirmed *Gasterophilus nasalis* and *Gasterophilus intestinalis* (Diptera: Oestridae) infections in horses. *Veterinary Parasitology*. 1 mars 2000. Vol. 88, n° 3-4, pp. 287-291. DOI 10.1016/s0304-4017(99)00212-5.

REINEMEYER C.R., COURTNEY C.H., 2001. Chemotherapy of parasitic diseases. Antinematodal drugs. In : *Veterinary pharmacology and therapeutics. Section 11*. 8th edition. ADAM R. ed.

REINEMEYER, Craig R., HUTCHENS, Douglas E., ECKBLAD, Wm P., MARCHIONDO, Alan A. et SHUGART, Jack I., 2006. Dose-confirmation studies of the cestocidal activity of pyrantel pamoate paste in horses. *Veterinary Parasitology*. 15 juin 2006. Vol. 138, n° 3-4, pp. 234-239. DOI 10.1016/j.vetpar.2006.02.008.

REINEMEYER, Craig Robert et NIELSEN, Martin K., 2018. *Handbook of equine parasite control*. Second edition. Hoboken, NJ : Wiley Blackwell. ISBN 978-1-119-38281-2. SF959.P37

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.

RIVIERE, J. Edmond et PAPICH, Mark G. (éd.), 2017. *Veterinary pharmacology and therapeutics*. Tenth edition. Hoboken, NJ : John Wiley & Sons Inc. ISBN 978-1-118-85582-9. SF915 .V49 2017

ROSSANO, M. G., SMITH, A. R. et LYONS, E. T., 2010. Shortened strongyle-type egg reappearance periods in naturally infected horses treated with moxidectin and failure of a larvicidal dose of fenbendazole to reduce fecal egg counts. *Veterinary Parasitology*. 29 octobre 2010. Vol. 173, n° 3-4, pp. 349-352. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.07.001.

SALAS-ROMERO, Josmel, GÓMEZ, Karel, CHICOY, Yanise, YERO, José C., VALLE, Edel, DELGADO-MARTÍNEZ, Anay, SALAS-ROMERO, Jorge E. et ARENAL, Amilcar, 2017. Especies de Ciatostomas Resistentes al Albendazol en Equinos, Cuba. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*. 11 octobre 2017. Vol. 28, n° 3, pp. 658. DOI 10.15381/rivep.v28i3.13347.

SALLÉ, G., CORTET, J., BOIS, I., DUBÈS, C., GUYOT-SIONEST, Q., LARRIEU, C., LANDRIN, V., MAJOREL, G., WITTRECK, S., WORINGER, E., COUROUCÉ, A., GUILLOT, J., JACQUIET, P., GUÉGNARD, F., BLANCHARD, A. et LEBLOND, A., 2017. Risk factor analysis of equine strongyle resistance to anthelmintics. *International Journal for Parasitology. Drugs and Drug Resistance*. décembre 2017. Vol. 7, n° 3, pp. 407-415. DOI 10.1016/j.ijpddr.2017.10.007.

SANGSTER, N. C. et GILL, J., 1999. Pharmacology of anthelmintic resistance. *Parasitology Today (Personal Ed.)*. avril 1999. Vol. 15, n° 4, pp. 141-146. DOI 10.1016/s0169-4758(99)01413-1.

SHOOP, W. L., MROZIK, H. et FISHER, M. H., 1995. Structure and activity of avermectins and milbemycins in animal health. *Veterinary Parasitology*. septembre 1995. Vol. 59, n° 2, pp. 139-156. DOI 10.1016/0304-4017(94)00743-v.

SIMONEIT, Celine, MCKAY-DEMELER, Janina et MERLE, Roswitha, 2018. Anwendung der selektiven Entwurmung in deutschen Pferdebetrieben. *Tierärztliche Praxis Ausgabe G: Großtiere / Nutztiere*. avril 2018. Vol. 46, n° 02, pp. 87-93. DOI 10.15653/TPG-170566.

SLOCOMBE, J. O. et COTE, J. F., 1977. Small strongyles of horses with cross resistance to benzimidazole anthelmintics and susceptibility to unrelated compounds. *The Canadian Veterinary Journal = La Revue Veterinaire Canadienne*. août 1977. Vol. 18, n° 8, pp. 212-217.

SLOCOMBE, J. O., MCCRAW, B. M., PENNOCK, P. W., DUCHARME, N. et BAIRD, J. D., 1987. *Strongylus vulgaris* in the tunica media of arteries of ponies and treatment with ivermectin. *Canadian Journal of Veterinary Research = Revue Canadienne De Recherche Veterinaire*. avril 1987. Vol. 51, n° 2, pp. 232-235.

SLOCOMBE, J. Owen D. et DE GANNES, Rolph V. G., 2006. Cyathostomes in horses in Canada resistant to pyrantel salts and effectively removed by moxidectin. *Veterinary Parasitology*. 31 août 2006. Vol. 140, n° 1-2, pp. 181-184. DOI 10.1016/j.vetpar.2006.03.019.

TAYLOR, M. A., HUNT, K. R. et GOODYEAR, K. L., 2002. Anthelmintic resistance detection methods. *Veterinary Parasitology*. 28 janvier 2002. Vol. 103, n° 3, pp. 183-194. DOI 10.1016/S0304-4017(01)00604-5.

TERRILL, T. H., KAPLAN, R. M., LARSEN, M., SAMPLES, O. M., MILLER, J. E. et GELAYE, S., 2001. Anthelmintic resistance on goat farms in Georgia: efficacy of anthelmintics against gastrointestinal nematodes in two selected goat herds. *Veterinary Parasitology*. 28 juin 2001. Vol. 97, n° 4, pp. 261-268. DOI 10.1016/s0304-4017(01)00417-4.

TRAVERSA, Donato, IORIO, Raffaella, KLEI, Thomas R., KHARCHENKO, Vitaliy A., GAWOR, Jakub, OTRANTO, Domenico et SPARAGANO, Olivier A. E., 2007. New method for simultaneous species-specific identification of equine strongyles (nematoda, strongylida) by reverse line blot hybridization. *Journal of Clinical Microbiology*. septembre 2007. Vol. 45, n° 9, pp. 2937-2942. DOI 10.1128/JCM.00714-07.

TRAVERSA, Donato, VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, Georg, DEMELER, Janina, MILILLO, Piermarino, SCHÜRMAN, Sandra, BARNES, Helen, OTRANTO, Domenico, PERRUCCI, Stefania, DI REGALBONO, Antonio, BERALDO, Paola, BOECKH, Albert et COBB, Rami, 2009. Anthelmintic resistance in cyathostomin populations from horse yards in Italy, United Kingdom and Germany. *Parasites & Vectors*. 2009. Vol. 2, n° Suppl 2, pp. S2. DOI 10.1186/1756-3305-2-S2-S2.

VAN WYK, J. A., 2001. Refugia--overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of anthelmintic resistance. *The Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. mars 2001. Vol. 68, n° 1, pp. 55-67.

WEBSTER, J. H., BAIRD, J. D., GUNAWAN, M., MARTIN, I. C. et KELLY, J. D., 1981. Resistance to benzimidazole anthelmintics in equine strongyles. 2. Evidence of side-resistance, and susceptibility of benzimidazole-resistant strongyles to non-benzimidazole compounds. *Australian Veterinary Journal*. avril 1981. Vol. 57, n° 4, pp. 172-181. DOI 10.1111/j.1751-0813.1981.tb00504.x.

WHEELER ET AL, [sans date]. The Monster Hunter's Guide to Veterinary Parasitology Home. *MONSTER HUNTER'S GUIDE TO: VETERINARY PARASITOLOGY* [en ligne]. [Consulté le 2 mai 2022]. Disponible à l'adresse : <https://www.veterinaryparasitology.com/>

XIAO, L., HERD, R. P. et MAJEWSKI, G. A., 1994. Comparative efficacy of moxidectin and ivermectin against hypobiotic and encysted cyathostomes and other equine parasites. *Veterinary Parasitology*. mai 1994. Vol. 53, n° 1-2, pp. 83-90. DOI 10.1016/0304-4017(94)90020-5.

ZAJAC, Anne M., CONBOY, Gary A., LITTLE, Susan E. et REICHARD, Mason V., 2021. *Veterinary clinical parasitology*. Ninth edition. Chichester : Wiley Blackwell. ISBN 978-1-119-30077-9.

Annexes

Annexe n°1 : Résultats des comptages d'excrétion d'œufs de strongles par coproscopies individuelles entre février 2020 et mai 2022 pour les juments de TP.

Jument	Date	Année	Excrétion (opg)	Saison	Traitement	Molécule	Date traitement
Jument n°1	Février	2020	50	Hiver	Non		
Jument n°1	Mai	2020	15	Printemps	Non		
Jument n°1	Juin	2020	250	Été	Non		
Jument n°1	Juillet					Ivermectine	29/06
Jument n°1	Septembre	2020	0	Été	Non		
Jument n°1	Octobre	2020	0	Automne	Non		
Jument n°1	Novembre	2020	0	Automne	Oui	Ivermectine Praziquantel	02/11
Jument n°1	Décembre	2020	0	Hiver	Oui	Ivermectine Praziquantel	
Jument n°1	Avril	2021	100	Printemps	Non		
Jument n°1	Mai	2021	50	Printemps	Non		
Jument n°1	Juin						
Jument n°1	Septembre	2021	0	Été	Non		
Jument n°1	Octobre	2021	250	Automne	Non		
Jument n°1	Novembre	2021	200	Automne	Non		
Jument n°1	Février	2022	0	Hiver	Oui	Moxidectine Praziquantel	16/12
Jument n°1	Mars	2022	0	Printemps	Non		
Jument n°1	Avril	2022	0	Printemps	Non		
Jument n°1	Mai	2022	50	Printemps	Non		
Jument n°2	Février	2020	100	Hiver	Non		
Jument n°2	Mai	2020	50	Printemps	Non		
Jument n°2	Juin	2020	50	Été	Non		
Jument n°2	Juillet						
Jument n°2	Septembre	2020	0	Été	Non		
Jument n°2	Octobre	2020	50	Automne	Non		
Jument n°2	Novembre	2020	0	Automne	Oui	Ivermectine Praziquantel	02/11
Jument n°2	Décembre	2020	50	Hiver	Oui	Ivermectine Praziquantel	
Jument n°2	Avril	2021	0	Printemps	Non		
Jument n°2	Mai	2021	50	Printemps	Non		
Jument n°2	Juin						
Jument n°2	Septembre	2021	0	Été	Non		
Jument n°2	Octobre	2021	150	Automne	Non		
Jument n°2	Novembre	2021	0	Automne	Non		
Jument n°2	Février	2022	0	Hiver	Oui	Moxidectine Praziquantel	16/12
Jument n°2	Mars	2022	0	Printemps	Non		

Jument n°2	Avril	2022	0	Printemps	Non		
Jument n°2	Mai	2022	0	Printemps	Non		
Jument n°3	Février	2020	100	Hiver	Non		
Jument n°3	Mai	2020	150	Printemps	Non		
Jument n°3	Juin	2020	500	Été	Non		
Jument n°3	Juillet					Ivermectine	29/06
Jument n°3	Septembre	2020	50	Été	Oui	Ivermectine	
Jument n°3	Octobre	2020	200	Automne	Non		
Jument n°3	Novembre	2020	0	Automne	Oui	Ivermectine Praziquantel	02/11
Jument n°3	Décembre	2020	0	Hiver	Oui	Ivermectine Praziquantel	
Jument n°3	Avril	2021	450	Printemps	Non		
Jument n°3	Mai	2021	550	Printemps	Non		
Jument n°3	Juin	2021	600	Printemps	Oui	Fenbendazole	10/05
Jument n°3	Septembre	2021	0	Été	Oui	Ivermectine	04/06
Jument n°3	Octobre	2021	450	Automne	Non		
Jument n°3	Novembre	2021	950	Automne	Non		
Jument n°3	Février	2022	50	Hiver	Traité	Moxidectine Praziquantel	16/12
Jument n°3	Mars	2022	350	Printemps	Oui	Ivermectine	24/04
Jument n°3	Avril					Ivermectine	
Jument n°3	Mai	2022	0	Printemps	Oui	Ivermectine	
Jument n°4	Février	2020	650	Hiver	Non		
Jument n°4	Mai	2020	600	Printemps	Non		
Jument n°4	Juin	2020	0	Été	Oui	Ivermectine	12/05
Jument n°4	Juillet	2020	150	Été	Non		
Jument n°4	Septembre	2020	450	Été	Non		
Jument n°4	Octobre	2020	500	Automne	Non		
Jument n°4	Novembre	2020	0	Automne	Traité	Ivermectine Praziquantel	02/11
Jument n°4	Décembre	2020	0	Hiver	Traité	Ivermectine Praziquantel	
Jument n°4	Avril	2021	350	Printemps	Non		
Jument n°4	Mai	2021	300	Printemps	Non		
Jument n°4	Juin	2021	850	Printemps	Oui	Fenbendazole	10/05
Jument n°4	Septembre	2021	500	Été	Oui	Ivermectine	04/06
Jument n°4	Octobre	2021	300	Automne	Non		
Jument n°4	Novembre	2021	1300	Automne	Non		
Jument n°4	Février	2022	0	Hiver	Traité	Moxidectine Praziquantel	16/12
Jument n°4	Mars	2022	30	Printemps	Non		
Jument n°4	Avril	2022	100	Printemps	Non		
Jument n°4	Mai	2022	250	Printemps	Non		
Jument n°5	Février	2020	300	Hiver	Non		
Jument n°5	Mai	2020	650	Printemps	Non		
Jument n°5	Juin	2020	0	Été	Oui	Ivermectine	12/05

Jument n°5	Juillet	2020	50	Été	Non		
Jument n°5	Septembre	2020	100	Été	Non		
Jument n°5	Octobre	2020	300	Automne	Non		
Jument n°5	Novembre	2020	0	Automne	Oui	Ivermectine Praziquantel	02/11
Jument n°5	Décembre	2020	0	Hiver	Oui	Ivermectine Praziquantel	
Jument n°5	Avril	2021	600	Printemps	Non		
Jument n°5	Mai	2021	450	Printemps	Non		
Jument n°5	Juin	2021	250	Printemps	Traité	Fenbendazole	10/05
Jument n°5	Septembre	2021	100	Été	Traité	Ivermectine	04/06
Jument n°5	Octobre	2021	100	Automne	Non		
Jument n°5	Novembre	2021	300	Automne	Non		
Jument n°5	Février	2022	0	Hiver	Traité	Moxidectine Praziquantel	16/12
Jument n°5	Mars	2022	50	Printemps	Non traité		
Jument n°5	Avril	2022	150	Printemps	Non traité		
Jument n°5	Mai	2022	50	Printemps	Non traité		
Jument n°6	Février						
Jument n°6	Mai						
Jument n°6	Juin						
Jument n°6	Juillet						
Jument n°6	Septembre	2020	0	Été	Non		
Jument n°6	Octobre	2020	0	Automne	Non		
Jument n°6	Novembre	2020	0	Automne	Oui	Ivermectine Praziquantel	02/11
Jument n°6	Décembre	2020	0	Hiver	Non	Ivermectine Praziquantel	
Jument n°6	Avril	2021	0	Printemps	Non		
Jument n°6	Mai	2021	0	Printemps	Non		
Jument n°6	Juin						
Jument n°6	Septembre	2021	0	Été	Non		
Jument n°6	Octobre	2021	0	Automne	Non		
Jument n°6	Novembre	2021	0	Automne	Non		
Jument n°6	Février	2022	0	Hiver	Oui	Moxidectine Praziquantel	16/12
Jument n°6	Mars	2022	0	Printemps	Non traité		
Jument n°6	Avril	2022	0	Printemps	Non traité		
Jument n°6	Mai	2022	0	Printemps	Non traité		

Annexe n°2 : Résultats des comptages d'excrétion d'œufs de strongles par coproscopies individuelles entre septembre 2020 et avril 2021 pour les chevaux du centre équestre

Cheval	Date	Excrétion fécale (opg)
Diedo	21 septembre 2020	0
Diedo	1 ^{er} novembre 2020	0
Diedo	5 décembre 2020	0
Diedo	8 avril 2021	0
Keresh	21 septembre 2020	0
Keresh	1 ^{er} novembre 2020	0
Keresh	5 décembre 2020	0
Keresh	8 avril 2021	0
Qeshmir	21 septembre 2020	0
Qeshmir	1 ^{er} novembre 2020	0
Qeshmir	5 décembre 2020	15
Qeshmir	8 avril 2021	0
Dalia	21 septembre 2020	0
Dalia	1 ^{er} novembre 2020	0
Dalia	5 décembre 2020	0
Dalia	8 avril 2021	0
S'kiss	21 septembre 2020	0
S'kiss	1 ^{er} novembre 2020	0
S'kiss	5 décembre 2020	0
S'kiss	8 avril 2021	0
Usky	21 septembre 2020	50
Usky	1 ^{er} novembre 2020	100
Usky	5 décembre 2020	100
Usky	8 avril 2021	0
Touareg	21 septembre 2020	50
Touareg	1 ^{er} novembre 2020	15
Touareg	5 décembre 2020	0
Touareg	8 avril 2021	0
Fundadora	21 septembre 2020	0
Fundadora	1 ^{er} novembre 2020	0
Fundadora	5 décembre 2020	0
Fundadora	8 avril 2021	0
Leridano	21 septembre 2020	0
Leridano	1 ^{er} novembre 2020	0
Leridano	5 décembre 2020	0
Leridano	8 avril 2021	0
Osiris	21 septembre 2020	0
Osiris	1 ^{er} novembre 2020	15
Osiris	5 décembre 2020	0
Osiris	8 avril 2021	0

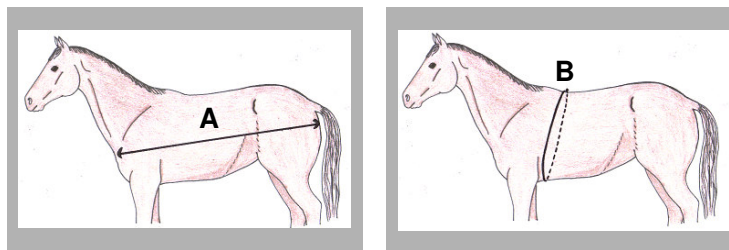


fiche technique

Combien pèse votre cheval ?

Il est très important de savoir estimer le poids de votre cheval. C'est une donnée indispensable pour les traitements (vermifuges, antibiotiques, ...), et il est fréquent de sous estimer le poids des chevaux lorsqu'on l'évalue « à l'œil ».

Si vous ne pouvez pas le peser sur une balance adaptée, voici une méthode qui vous fournira une bonne estimation.



A = longueur en centimètres de la pointe de l'épaule à la pointe de la fesse

B = périmètre thoracique (au niveau du passage de sangle) en centimètres

Faites le calcul :

$$(A \times B \times B) \text{ divisé par } 11\,900$$

= Poids en kilos

Exemple : A = 180 cm B = 203 cm, Calcul : $180 \times 203 \times 203 / 11900 = 623 \text{ kg}$

Pesée sur balance = 616 kg Différence = 7 kg

Marge d'erreur :

- Étude ayant permis d'établir la formule de calcul (voir références) : menée sur 281 chevaux **adultes** (donc non validée sur des chevaux en croissance), toisant de 1m22 à 1m73, pesant de 160 à 680 kg.

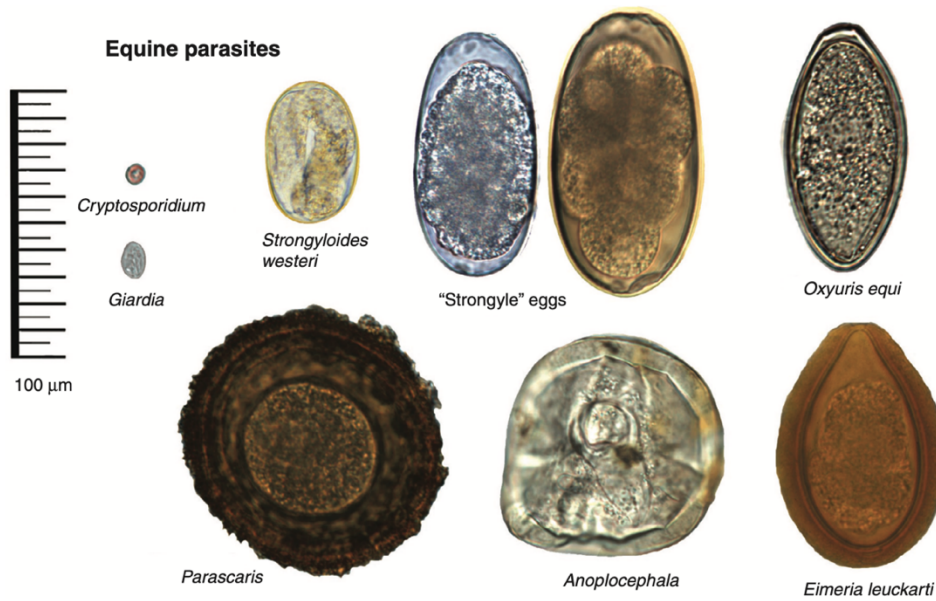
- Essai de validation fait sur 20 chevaux (Dr S. Gehin), 17 chevaux ne s'éloignent pas de plus de 40 kg par rapport à leur poids réel, 3 chevaux sont plus éloignés : un surestimé de 50 kg, 1 de 46 kg, 1 sous estimé de 67 kg. Noter que ces résultats sont bien meilleurs que ceux obtenus avec le ruban dit « HN » (comparé dans cet essai).

Détails des résultats de l'essai : [poids calculé / poids réel (erreur)]

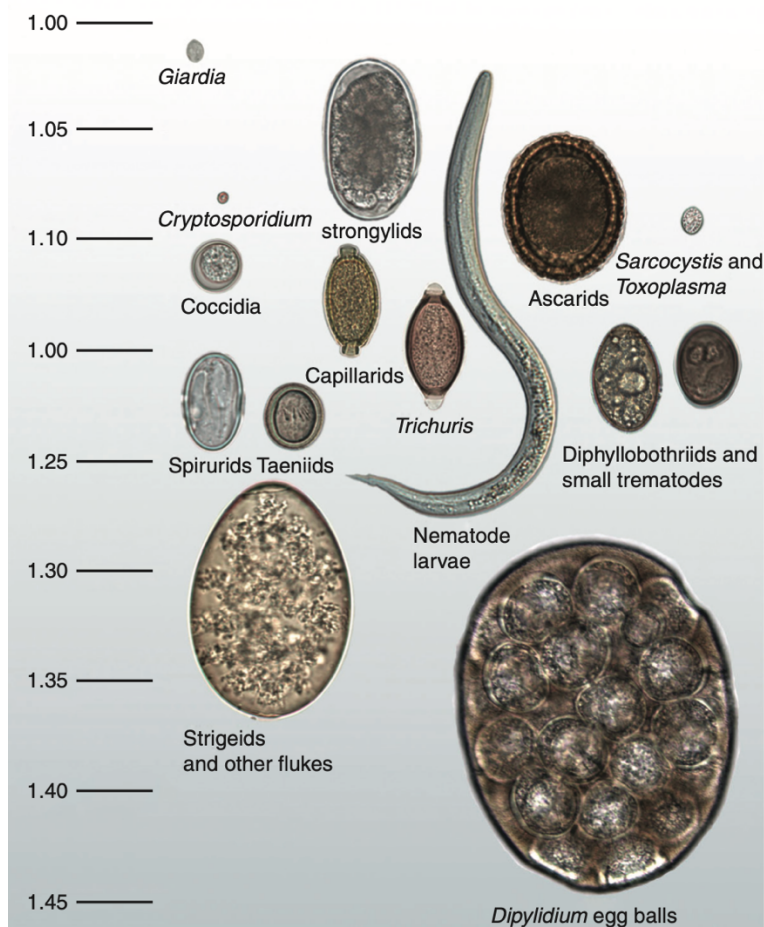
588 / 538 (+50)	673 / 650 (+23)	290 / 295 (- 5 kg)	629 / 650 (-21 kg)
580 / 534 (+46)	566 / 556 (+10)	671 / 676 (- 5 kg)	422 / 444 (-22 kg)
605 / 566 (+39)	623 / 616 (+ 7)	485 / 493 (- 8 kg)	518 / 545 (-27 kg)
571 / 534 (+37)	516 / 510 (+ 6)	332 / 343 (-11 kg)	501 / 538 (-37 kg)
686 / 658 (+28)	475 / 475 (0)	531 / 544 (-13 kg)	630 / 697 (-67 kg)

Références : Carroll,-C-L; & Huntington,-P-J. Body condition scoring and weight estimation of horses. Equine-Veterinary-Journal. 1988; 20 : 41-45",

Annexe n°4 : Figure représentant les différents œufs de parasites pouvant être observés dans les fèces d'équidés infestés, d'après (Bowman 2020).



Annexe n°5 : Figure représentant une estimation des densités des œufs de différents parasites d'intérêt vétérinaire, d'après (Bowman 2020).



Auteur : BASTIEN Téri

Titre : Petits strongles des équidés et résistance aux anthelminthiques - états des lieux et proposition de gestion pour les juments de TP de l'ENVT

Résumé : Les infestations par les petits strongles digestifs représentent un enjeu majeur de la pratique équine car la lutte chimique intensive contre ces parasites a mené à l'émergence de résistances. Cette étude mène un bilan bibliographique des parasites chez les équidés, des molécules anthelminthiques disponibles, et des résistances selon les classes de vermifuge. Un protocole de vermifugation raisonnée a été appliqué à un groupe de six juments de TP de l'ENVT pendant deux ans. Une méthode de flottaison dans le sel (McMaster et totale) a été réalisée une fois par saison minimum. Nous avons identifié des œufs de type strongles et mis en évidence les fortes excrétrices contaminant la pâture. Cela a permis de cibler les traitements à effectuer. Un test de réduction d'excrétion fécale des œufs de strongles ainsi qu'un test de délai de réapparition des œufs ont mis en évidence une résistance de la population de petits strongles au fenbendazole mais aucune concernant l'ivermectine.

Mots-clés : Cyathostomes, Lactones macrocycliques, Benzimidazolés, Coproscopie

Title : Small equine strongyles and anthelmintic resistance – overview and management proposition for the ENVV mare used for teaching

Abstract : Parasitic infestations, in particular by small digestive strongyles (cyathostomes or trichonemes) represent a major issue in equine practice because intensive chemical control leads to the emergence of resistance. This study consists of a bibliographic review of equine parasites, a review of available anthelmintic molecules, and the emergence of resistance in the different classes of dewormers. A protocol of reasoned deworming was applied to a group of six mares used for teaching at ENVV from February 2020 to May 2022. We used a flotation method with salt (Mc Master and total), no less than once per season. We identified only strongyloid eggs in this herd, and also highly excretory mares contaminating the pasture. This allowed us to target the anthelmintic treatment. A fecal egg count reduction (fenbendazole) and an egg reappearance period (ivermectin) for strongyloid eggs was carried out on this herd. We observed a fenbendazole resistance in this population but none about ivermectine.

Keywords : Cyathostomes, Macrocyclic lactone, Benzimidazole, Coprology