VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON

Année 2017 - Thèse n° 056

BILAN PARASITAIRE DANS UNE POPULATION DE CHEVAUX DE SPORT ET DE LOISIR - APPLICATIONS A UNE VERMIFUGATION PROPHYLACTIQUE

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 26 octobre 2017
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

Jouve Roxane
Née le 11 février 1993
à Marseille (13)

VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON

Année 2017 - Thèse n° 056

BILAN PARASITAIRE DANS UNE POPULATION DE CHEVAUX DE SPORT ET DE LOISIR - APPLICATIONS A UNE VERMIFUGATION PROPHYLACTIQUE

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 26 octobre 2017
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

Jouve Roxane
Née le 11 février 1993
à Marseille (13)

Liste de Enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon MAJ: 13/04/2017

Civilité	Nom	Prénom	Département	Grade
Mme	ABITBOL	Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
Mme	ARCANGIOLI	Marie-Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
M.	ARTOIS	Marc	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
Mme	AYRAL	Florence	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Stagiaire
Mme	BECKER	Claire	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
Mme	BELLUCO	Sara	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
Mme	BENAMOU-SMITH	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
M.	BENOIT	Etienne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
M.	BERNY	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
Mme	BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
Mme	BOULOCHER	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	BOURDOISEAU	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
M.	BOURGOIN	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
M.	BRUYERE	Pierre	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	BUFF	Samuel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	BURONFOSSE	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
M.	CACHON	Thibaut	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
M.	CADORÉ	Jean-Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
M.	CAROZZO	Claude	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
M.	CHABANNE	Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	CHALVET-MONFRAY	Karine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
Mme	DE BOYER DES ROCHES	Alice	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
Mme	DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
M.	DEMONT	Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
Mme	DJELOUADJI	Zorée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
Mme	ESCRIOU	Catherine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
M.	FAU	Didier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	FOURNEL	Corinne	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
M.	FREYBURGER	Ludovic	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	FRIKHA	Mohamed-Ridha	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
Mme	GILOT-FROMONT	Emmanuelle	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
M.	GONTHIER	Alain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
M.	GRANCHER	Denis	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
Mme	GREZEL	Delphine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	GUERIN	Pierre	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
Mme	HUGONNARD	Marine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
M.	JANKOWIAK	Bernard	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Contractuel
M.	JAUSSAUD	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
Mme	JOSSON-SCHRAMME	Anne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences Contractuel
M.	JUNOT	Stéphane	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
M.	KODJO	Angeli	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
Mme	KRAFFT	Emilie	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
Mme	LAABERKI	Maria-Halima	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
Mme	LAMBERT	Véronique	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
Mme	LATTARD	Virginie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
Mme	LE GRAND	Dominique	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
Mme	LEBLOND	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	LEDOUX	Dorothée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Contractuel
M.	LEFEBVRE	Sébastien	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences Stagiaire
Mme	LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	LEPAGE	Olivier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	LOUZIER	Vanessa	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	MARCHAL	Thierry	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
M.	MOUNIER	Luc	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
M.	PEPIN	Michel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
M.	PIN	Didier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	PONCE	Frédérique	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	PORTIER	Karine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	POUZOT-NEVORET	Céline	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
Mme	PROUILLAC	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
Mme	REMY	Denise	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	RENE MARTELLET	Magalie	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
M.	ROGER	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
M.	SABATIER	Philippe	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
M.	SAWAYA	Serge	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	SCHRAMME	Michael	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	SERGENTET	Delphine	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
M.	THIEBAULT	Jean-Jacques	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
M.	TORTEREAU	Antonin	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
M.	VIGUIER	Eric	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
Mme	VIRIEUX-WATRELOT	Dorothée	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
M.	ZENNER	Lionel	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur

Remerciements

A Monsieur le Professeur Jean-Stéphane DAVID
De la faculté de médecine de Lyon,
Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.
Mes hommages respectueux.

A Monsieur le Professeur Gilles BOURDOISEAU
De VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,
Qui nous a proposé ce travail et nous a fait l'honneur de l'encadrer et de le corriger.
Pour sa disponibilité, son soutien et ses encouragements,
Qu'il trouve ici l'expression de mes sincères remerciements et de mon profond respect.

A Monsieur le Professeur Jean-Luc CADORE
De VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse.
Pour la transmission précieuse de son savoir durant toutes ces années,
Qu'il trouve ici l'expression de mon admiration et de mon profond respect.

A Slimania Benabed et Marie-Thérèse Poirel,
Du laboratoire de parasitologie de VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,
Pour leur aide précieuse et irremplaçable dans mon travail pratique.

Aux propriétaires des chevaux inclus dans cette étude,
Pour avoir accepté de répondre à mes questions,
Mes sincères remerciements.

A mes parents et ma famille
Pour leur soutien irréprochable et irremplaçable depuis toutes ces années et particulièrement dans l'avancement de ce travail, qu'ils trouvent ici le témoignage de mon plus grand amour. Rien ne serait à la hauteur des remerciements que j'aimerais vous adresser.

A mes amis, coloc', co-internes et ma lignée
Qui rendent la vie plus belle et plus douce, Merci du fond du cœur !

Table des matières

PARTIE I : Le parasitisme digestif du cheval et la lutte anthelminthique.

I. Le Parasitisme digestif du cheval 19
A. Place du parasitisme dans la consultation de médecine équine 19
1) En médecine préventive 19
2) En consultation de médecine 19
B. Rappels sur la biologie et l'importance des parasites digestifs 21
1) Caractéristiques biologiques et pathogéniques 21
2) Éléments morphologiques et diagnostics. 27
II. Moyens de lutte contre le parasitisme disponibles en France 31
A. Mesures médicales et sanitaires 31
1) Mesures sanitaires ou non chimiques 31
2) Mesures médicales 32
B. Réglementation, recommandation et principe d'utilisation des anthelminthiques en France et en Europe 35
1) Réglementation de l'utilisation des anthelminthiques 35
2) Pratiques courantes en Europe 36
3) Recommandations et principes d'utilisation. 38
III. Résistances et conséquences sur les pratiques de vermifugation 39
A. Définition de l'anthelminthorésistance 39
B. Mécanismes d'apparition des résistances 39
1) Facteurs favorisants 39
2) Mécanismes décrits 40
3) Détection des résistances 41
C. Importance des résistances dans le monde à travers quelques études et leurs limites 43
1) Résistance chez les cyathostomes 44
2) Résistance chez Parascaris 45
3) Limites de l'interprétation des résultats 47
D. Conséquences sur la lutte contre les helminthes chez le cheval 47
1) Généralités 47
2) Principe de la vermifugation sélective 48

PARTIE II : Bilan parasitaire, place de la vermifugation et de la coproscopie.

I. Objectif de l'étude 53
II. Animaux, matériel et méthode 53
A. Animaux 53
B. Matériel et méthode de prélèvement : 53
C. Analyses et communication des résultats : 54
1) Examen macroscopique des fèces 54
2) Analyse coproscopique : 54
3) Interprétation et communication des résultats. 56
4) Questionnaire 57
III. Résultats 59
A. Description des effectifs 59
1) Généralités 59
2) Effectif 1 : 59
3) Effectif 2 : 60
4) Effectif 3 60
5) Effectif 4 : 61

B. Questionnaire 62
1) Mode de vie du cheval et niveau d'exposition estimé. 62
2) Pratiques de vermifugation : Lieux d'achat, dose administrée et statut de la personne administrant le vermifuge 64
3) Protocoles de vermifugation 66
4) Opinion du propriétaire quant au protocole suivi, à la réalisation de coproscopie, éléments pris en compte pour la prochaine vermifugation. 71
C. Examen à distance du cheval. 74
D. Examen coproscopique 75
1) Examen macroscopique 75
2) Examen microscopique 75
IV. Cas cliniques 83
A. JOLY (n°52) Profil de faible excréteur 83
B. TIC TAC Z (51) : Profil de fort excréteur 86
C. CRUMBLE (53) : profil de fort excréteur, suspicion de résistance 88
V. Discussion 93
A. Interprétation des résultats de l'analyse coproscopique 93
1) Prévalences observées 93
2) Exposition et comptage parasitaire 93
3) Vermifugation et comptage des œufs dans les fèces 94
B. Interprétation des réponses au questionnaire. 94
1) Protocoles de traitements établis, exposition et vermifugation : 94
2) Mise en place des traitementss 95
3) Nature et fréquence d'administration des traitements. 95
4) Moment d'administration des vermifuges par rapport aux rotations de pâture 95
5) Achat des vermifuges et administration 96
6) Dose administrée par rapport au poids du cheval : 96
7) Volonté des propriétaires à modifier leurs habitudes 96
C. Critiques quant aux techniques utilisées. 97
1) Méthode de prélèvement 97
2) Technique de coproscopie 97
3) Exploitation des résultats : 98

Table des tableaux

Tableau I : Caractéristiques biologiques et épidémiologiques des principaux parasites digestifs du cheval. 21
Tableau II : principales molécules anthelminthiques disponibles en France en 2017,.....34
Tableau III: Interprétation des FECRT en fonction du LCL 95% (Traversa et al., 2009 ; Laugier et Sallé, 2015) : 42
Tableau IV: Interprétation des FECRT en fonction du LCL 95% (Kaplan et al., 2004 ; Veronesi et al., 2010) : .42
Tableau V : Etat des lieux des résistances chez les cyathostomes (d'après Peregrine et al., 2014). 44
Tableau VI : Etat des lieux des résistances chez Parascaris (d'après Peregrine et al., 2014). 46
Tableau VII : Répartition théorique de l'excrétion des œufs dans le milieu par une population de chevaux (Kaplan et Nielsen, 2010). 48
Tableau VIII : calcul du niveau d'exposition présumé 58
Tableau IX: répartition des chevaux au sein des scores d'exposition présumés. 62
Tableau X : bilan des molécules administrées au cours de l'année 71

Table des annexes

Annexe 1 : Spécialités anthelminthiques disponibles en France (données issues des RCP)..... 109
Annexe 2 : Caractéristiques épidémiologiques et saisonnières des parasitoses sous tendant la vermifugation, d'après Beugnet (Beugnet, 1998) 113
Annexe 3 : Gestion pratique de la vermifugation des équidés, d'après P. Camuset. 114
Annexe 4 : Méthode de MacMaster..... 116
Annexe 5 : Distribution du FEC pour 261 chevaux dans 12 fermes et les changements prédictibles de cette distribution en réponse à un traitement sélectif. 118
Annexe 6 : Description de la méthode de flottation et description des solutions denses. 119
Annexe 7 : Tableau des résultats du comptage par coproscopie..... 121
Annexe 8 : Questionnaire à l'attention des propriétaires. 125
Annexe 9 : Tableaux récapitulatifs des données récoltées..... 126

Table des figures

Figure 1 : Cycle biologique des grands strongles. 23
Figure 2 : Cycle biologique des petits strongles. 23
Figure 3: Cycle biologique de P. equorum. 25
Figure 4 : Cycle biologique des anoplocéphales. 26
Figure 5 : Strongles 27
Figure 6 : Œufs de strongles (différentes espèces). 28
Figure 7 : Larves de cyathostomes à la surface d'un crottin (« Vermifugation -Clinique de Grosbois », 2017). 28
Figure 8 : P.equorum adultes dans l'intestin grêle, nécropsie (Taylor et al., 2015) 29
Figure 9 : Œufs de Parascaris equorum. 29
Figure 10 : Anoplocephala perfoliata – image nécropsique (D'après Bliss 2017). 30
Figure 11 : Œuf d'Anoplocephala, ...30
Figure 12 : Facteurs influençant ou contribuant à l'émergence de résistances chez les chevaux. 40
Figure 13 : Technique de coproscopie du laboratoire de parasitologie du campus vétérinaire de Vetagro-Sup). ..55
Figure 14 : représentation de l'organisation temporelle de la réalisation des prélèvements et analyses 57
Figure 15 : Répartition des âges et de la durée depuis laquelle les chevaux appartiennent aux propriétaires interrogés dans l'effectif 1. 59
Figure 16 : Répartition des âges et de la durée depuis laquelle les chevaux appartiennent aux propriétaires interrogés dans l'effectif 2. 60
Figure 17 : Répartition des âges et de la durée depuis laquelle les chevaux appartiennent aux propriétaires interrogés dans l'effectif 3. 61
Figure 18 : Répartition des âges et de la durée depuis laquelle les chevaux sont à la charge de l'entraineur interrogé dans l'effectif 4 62
Figure 19 : Répartition des chevaux au sein des différents modes d'hébergement et estimation du niveau d'exposition au risque parasitaire correspondant. 63
Figure 20 : Nombre de chevaux concernés par les différentes pratiques de nettoyage de leur paddock. 64
Figure 21: Nombre de chevaux concernés par les différentes pratiques de nettoyage de leur box. 64
Figure 22 : Répartition parmi les différents lieux d'achat des vermifuges. 65
Figure 23 : Nombre de chevaux concernés par les différentes doses de vermifuge administrées. 65
Figure 24 : Répartition des différentes personnes administrant le vermifuge 66
Figure 25 : Nombre de chevaux concernés par les protocoles établis selon différentes influences. 67
Figure 26 : Nombre moyen de vermifuges administrés en fonction du niveau d'exposition. 67
Figure 27 : Nombre de chevaux concernés par les différents rythmes de vermifugation et leur niveau d'exposition présumé. 68
Figure 28 : Molécules administrées au printemps dans le cadre des différents protocoles. 69
Figure 29 : Molécules administrées en été dans le cadre des différents protocoles. 69
Figure 30 : Molécules administrées en automne dans le cadre des différents protocoles. 70
Figure 31 : Molécules administrées en hiver dans le cadre des différents protocoles. 70
Figure 32 : Opinion exprimée par les propriétaires concernant leur protocole de vermifugation. 72
Figure 33 : Volonté des propriétaires concernant la réalisation d'une coproscopie sans tenir compte du coût. 73
Figure 34 : Disposition à la réalisation d'une coproscopie en tenant compte du coût 73
Figure 35 : Facteur invoqué comme déclenchant la prochaine vermifugation. 74
Figure 36 : Ascaris émis par un cheval après vermifugation 75
Figure 37: Résultat des comptages, en œufs par gramme, obtenus à l'issue de la première coproscopie. 76
Figure 38 : Résultats des coproscopies de contrôles effectuées après vermifugation des chevaux ayant un comptage positif lors de la coproscopie 1. 76
Figure 39 : Résultat des comptages, en œufs par gramme, obtenus à l'issue de la deuxième coproscopie. 77
Figure 40 : Résultats des coproscopies de contrôles effectués après vermifugation des chevaux ayant un comptage en faveur de celle-ci lors de la coproscopie 2. 77
Figure 41 : Comptages moyens obtenus lors des coproscopies 1 (« copro 1 ») et 2 (« copro 2 »), en fonction du niveau d'exposition estimé. 78
Figure 42 : valeurs des comptages obtenues lors des coproscopies 1 en fonction du niveau d'exposition. 79
Figure 43 : valeurs des comptages obtenues lors des coproscopies 2 en fonction du niveau d'exposition. 80
Figure 44 : Valeur moyenne de comptage des strongles digestifs en fonction du nombre de vermifugations reçues par an et par cheval. 81
Figure 45 : Evolution du comptage entre deux coproscopies pour les chevaux n'ayant pas reçu de vermifuge. ..81
Figure 46 : Evolution du comptage entre deux coproscopies pour les chevaux ayant reçu un vermifuge. 82
Figure 47 : Chronologie des évènements relatifs à l'échec de vermifugation. …….....….....…..... 90

Liste des abréviations

L1, L2, L3 : stade larvaire 1, 2, 3 respectivement
IG : intestin grêle
Ppp : Période pré-patente
EL3 : Early L3 - stade larvaire précoces 3
IL3 : Inhibited L3 - stade larvaire 3 inhibé (en diapause)
LL3 : Late L3 - stade larvaire tardif
EL4 : Early L4 - stade larvaire 4 primaire
Cm : centimètres
FEC : Fecal Egg Count (compte d'œufs dans les fèces)
FECRT : Fecal Egg Count Reduction Test : Test de réduction de l'excrétion fécale
DRO : Durée avant réapparition des Œufs
LCL 95% : lower 95% confidence limit – borne inférieure de l'intervalle de confiance à 95%.
FENB : Fenbendazole
IVM : Ivermectine
MOX : Moxidectine
PRAZ : Praziquantel
PYR : Pyrantel
Copro : coproscopie
Opg : œufs par gramme de fèces
Pb : problème
SD : Strongles Digestifs
N : Non (annexe)
O : Oui (annexe)
S O : Sans objet (annexe)

Introduction

Le parasitisme fait partie des préoccupations des propriétaires ou cavaliers, inquiétés par des messages informatifs transmis par la profession vétérinaire, les laboratoires, les associations d'éleveurs, … Il est en effet possible de trouver des messages comme celui porté par un document publié par la fédération équestre du Québec *: « Les parasites sont présents chez pratiquement tous les chevaux. Un cheval très parasité peut présenter de l'amaigrissement, un ventre ballonné, de la diarrhée, un poil terne, des coliques ou une baisse de performance. Les poulains et les vieux chevaux sont plus à risque. Les chevaux s'infestent en ingérant les œufs ou les larves des parasites qui se retrouvent au pâturage, ou parfois au box. »*(Paré, 2017).

Le mode de vie du cheval l'expose à être infesté par une population de parasites qu'il est impossible de supprimer mais qu'il est important de contrôler. Pour cela, le vétérinaire dispose d'une pharmacopée réduite dont l'efficacité est menacée par l'existence de phénomènes de chimiorésistances. Ces moyens médicaux sont à associer à des mesures sanitaires dont l'importance est souvent sous-estimée.

L'émergence de résistances à l'encontre des molécules employées dans la lutte anthelminthique doit amener à une reconsidération des stratégies de lutte contre le parasitisme.

La réalisation d'un bilan parasitaire inclut la recherche des parasites présents dans une structure, l'évaluation de leur sensibilité vis-à-vis des anthelminthiques. Il inclut également la description et la compréhension du contexte géographique et zootechnique de la structure ainsi que ses activités, ses exigences et ses moyens. C'est une étape préalable incontournable à la définition d'un plan de lutte adapté.

Ainsi nous pouvons nous interroger : Les protocoles de vermifugation sont-ils le fruit d'un raisonnement scientifique ? Comment adapter l'administration d'anthelminthique à chaque cheval ?

L'objectif de cette étude est, dans sa première partie, de rappeler les principales caractéristiques des parasites digestifs du cheval et des moyens de luttes disponibles, puis dans une deuxième partie, d'analyser la charge parasitaire et les pratiques de lutte anthelminthique dans plusieurs effectifs de chevaux adultes, de sport et de loisir à partir d'une enquête terrain et de questionnaires.

Partie I : Le parasitisme digestif du cheval et la lutte anthelminthique.

I. Le Parasitisme digestif du cheval

A. Place du parasitisme dans la consultation de médecine équine

1) En médecine préventive

La gestion du parasitisme fait partie intégrante de la médecine préventive, définie comme une discipline clinique des sciences vétérinaires s'attachant, tout au long de la vie de l'animal, à préserver son état de bonne santé, à identifier et limiter les risques de sa dégradation, ainsi qu'à empêcher la transmission des zoonoses (Freyburger et al., 2016). En médecine équine elle est souvent associée à la consultation vaccinale, qui peut être l'occasion de réaliser un bilan de santé annuel et une prescription de vermifuge. Dans ce cadre, le vétérinaire doit évaluer la charge parasitaire du cheval et peut proposer une analyse coproscopique et un protocole adapté. En France, le vétérinaire est à la fois conseiller, clinicien et prescripteur. Il peut délivrer le vermifuge, en tenant compte de son analyse du risque et de la demande des propriétaires. Ainsi, selon l'étude de Sallé et Cabaret de 2015, la vermifugation se fait en général selon un principe de rotation des molécules (79p.cent des répondants), alors que les recommandations actuelles sont favorables à une vermifugation sélective et une prescription adaptée à l'individu. Bien que les vétérinaires interrogés dans l'enquête estiment que 25p.cent de leur clientèle en moyenne achètent leurs anthelminthiques sur internet, ce sont en général les vétérinaires qui décident de la vermifugation après une discussion avec le propriétaire (74p.cent des cas) (Sallé et Cabaret, 2015).
La consultation de médecine préventive pourrait inclure un bilan parasitaire, c'est à dire une analyse de la charge parasitaire d'un effectif.
La consultation de médecine préventive constitue également une opportunité d'aborder les mesures sanitaires permettant de limiter l'infestation parasitaire.

2) En consultation de médecine

Les différents parasites peuvent exercer une action mécanique, spoliatrice et/ou toxique, les parasitoses entrent dans le diagnostic différentiel de nombreux tableaux cliniques.
L'hypothèse d'une parasitose est à considérer dès lors que l'on observera des symptômes digestifs, comme de la diarrhée ou des coliques. *Strongylus vulgaris*, *Parascaris equorum* (chez le jeune), *Anoplocephala perfoliata* (chez l'adulte) ont un rôle pathogène majeur dans le développement de syndrome de coliques (Reinemeyer et Nielsen, 2009) et jusqu'à 20p.cent des coliques mortelles des poulains de moins de 2 ans seraient liées à la migration de *S. vulgaris*. Par ailleurs, un tiers des diarrhées chroniques est imputable aux infections par les larves de cyathostomes.

Une baisse d'état général, avec un poil piqué, un ventre ballonné, un amaigrissement ou un retard de croissance sont également des signes d'appels d'un parasitisme important (Beugnet, 1998).

Le parasitisme chronique subclinique est plus difficile à détecter. Il est classiquement associé à des retards de croissance significatifs chez les pur-sang de moins de un an, des baisses des capacités de reproduction et de production lactée des juments, ou baisse de performances du cheval athlète. Il est donc important de détecter les signes d'appel évoquant une potentielle parasitose (Bliss, 2017).

Les répercussions cliniques du parasitisme sont dépendantes du niveau de contamination, propre à chaque espèce parasitaire et à chaque cheval, dont la charge parasitaire est influencée par le statut nutritionnel et immunitaire du cheval.

Assurer la réalisation d'un bilan parasitaire est un préalable indispensable à une bonne prise en charge du parasitisme par la médecine préventive, et par conséquent, un moyen de limiter l'apparition de parasitoses cliniques.

B. Rappels sur la biologie et l'importance des parasites digestifs

1) Caractéristiques biologiques et pathogéniques

a. Généralités

Les principales caractéristiques biologiques des parasites majeurs sont présentés dans le tableau ci-après (Beugnet et al., 2005 ; Beugnet, 1998 ; Kaplan, 2002 ; Herd et Gabel, 1990 ; Nielsen et al., 2010a).

Tableau I : Caractéristiques biologiques et épidémiologiques des principaux parasites digestifs du cheval.

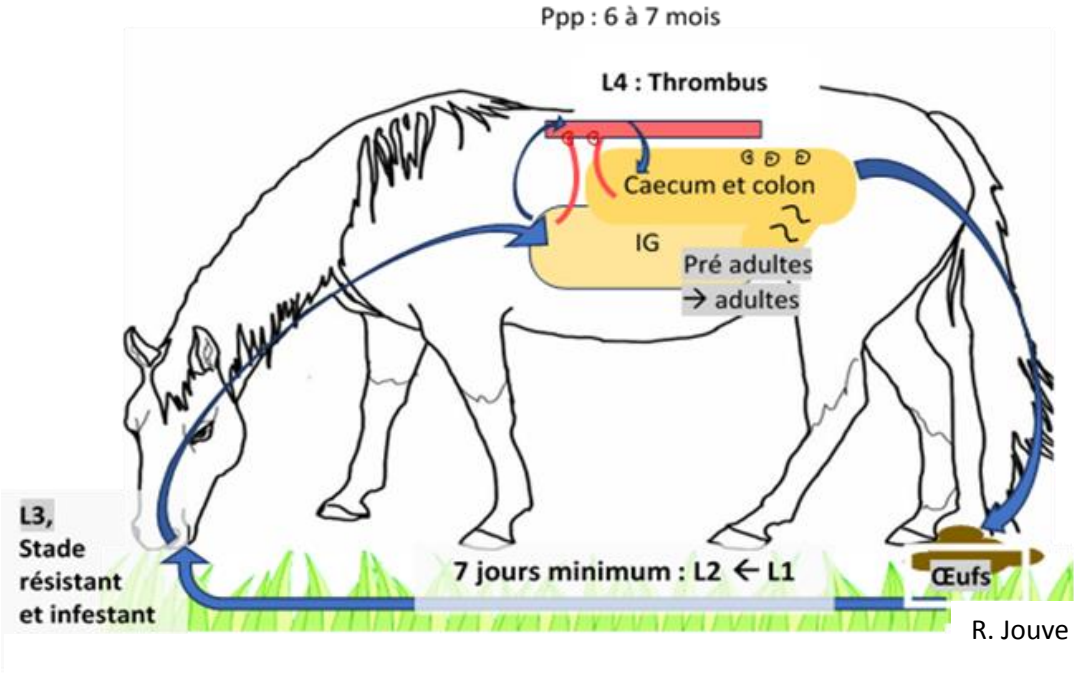
Espèce	Localisation chez hôte	Symptômes associés	Prévalence	Immunité mise en place par l'hôte adulte
Nématodes - Strongylidés				
Grands strongles : *Strongylus vulgaris (S.edentatus S.equinus, secondairement)*	Adultes : lumière intestinale Larves : migration artérielle	Léthargie, diarrhée, coliques pouvant être mortelles. Symptômes spécifiques liés à la localisation des thrombus artériels et anévrismes vermineux.	Inférieure aux petits strongles - hébergés par plus de 40% des chevaux.	Faible
Petits strongles : *Cyathostomum spp, Cylicocyclus spp, Cylicodontophorus spp, Cylicostaphanus spp.*	Larves enkystées dans la muqueuse et la sous muqueuse - phénomène de diapause	Poils ternes, coliques légères, diarrhées légères à profuses +/- hémorragique (« trichonémose » ou « cyathostomose larvaire »), coliques violentes, amaigrissement, hyperthermie, œdème...	Les plus fréquents, représentent, de 61,8% (Traversa et al 2010) à 81% selon les études (Nielsen et al., 2010a)	Faible à moyenne, diminution de l'excrétion des œufs dans les fèces.

Espèce	Localisation chez hôte	Symptômes associés	Prévalence	Immunité mise en place par l'hôte adulte
Nématode - Ascarididés				
« Ascaris » : *Parascaris equorum*	Adultes : lumière de l'intestin grêle	Apathie, anorexie, diarrhées, coliques, occlusion intestinale ("pelotes d'ascaris").	2010a 28 (Nielsen et al.,) à 50% chez les jeunes, 10 à 20% chez les adultes	
	Intestin grêle foie/alvèoles/mucus tracheo-bronchique/ IG	Toux, jetage nasal,		Bonne
Cestodes - Anoplocéphalidés				
« Ténias » : *Anoplocephala perfoliata* *(et A. magna)*	Intestin grêle, caecum, valvule iléo-caecale	Directement corrélé au nombre de parasites : entérites, coliques +/- violentes, intussusception.	62,2% des chevaux abritent des cestodes, dont 40% d'*A.perfoliata*.	Aucune

b. Cycles biologiques :

Afin de simplifier la présentation des cycles, nous les présenterons sous forme schématisée. Pour en faciliter la compréhension et l'interprétation, le cycle des petits strongles est détaillé sous le schéma correspondant.

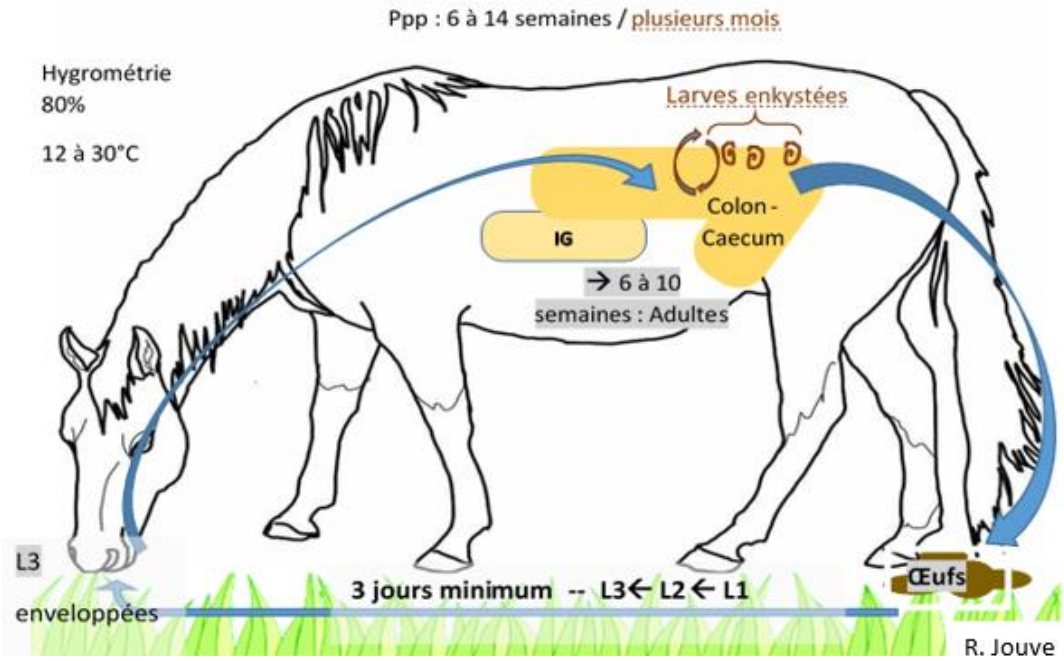
➢ *Genre Strongylus : grands strongles*



<u>Figure 1</u> : Cycle biologique des grands strongles.

Le développement des différents stades est dépendant des conditions de température et d'hygrométrie. Le stade larvaire 3 peut survivre à des températures proches de 0°C et à la dessiccation.

➢ *Genres Cyathostomum et autres : petits strongles.*



<u>Figure 2</u> : Cycle biologique des petits strongles.

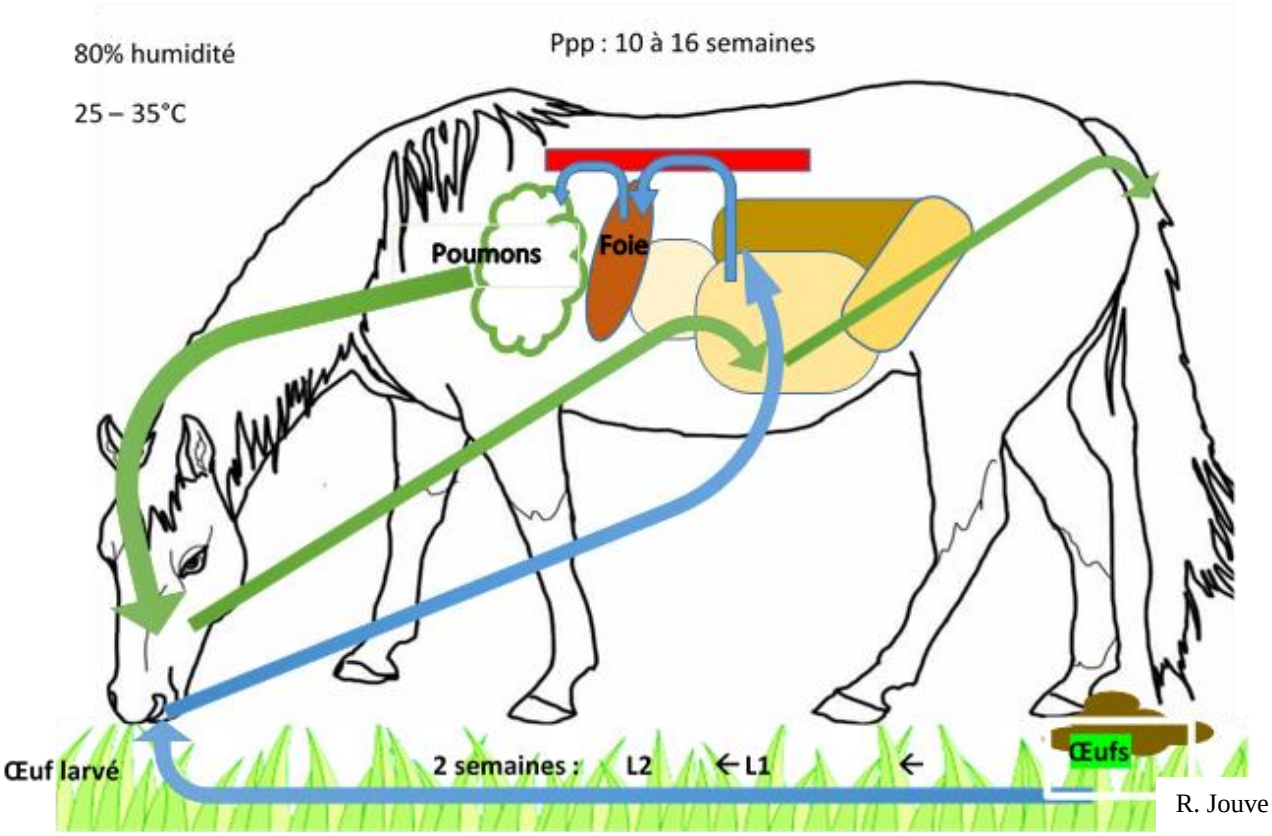
La période prépatente est allongée à plusieurs mois en cas d'enkystement. Dans le milieu, les stades larvaires sont protégés par l'enveloppe du stade précédent. Ils constituent ainsi les éléments de résistance du parasite, car ils supportent des températures proches de 0 degré Celsius et une sécheresse relative.

Comme tous les strongles des équidés, les cyathostomes ont un cycle direct comportant une phase de développement libre, puis une vie larvaire avec migrations dans les tissus de l'hôte, avant de retourner dans le gros intestin et de devenir adultes.

Lorsque les conditions sont optimales, c'est-à-dire pour une hygrométrie de l'ordre de 80p.cent et des températures entre 12 et 30 degrés Celsius, les œufs libérés dans le milieu extérieur se transforment en quelques jours en larves rhabditoïdes. Elles donnent ensuite en 2 à 3 jours des larves strongyloïdes qui muent à leur tour, sans quitter leur enveloppe, en larves strongyloïdes infestantes L3. Ce stade larvaire est capable de résister à des températures proches de 0 degrés et de survivre aux hivers doux des régions tempérées. Les larves quittent les crottins et sont ingérées par le cheval. Une fois dans l'intestin grêle, elles se débarrassent de leur paroi et gagnent l'épaisseur de la muqueuse et de la sous-muqueuse du caecum et du côlon via les glandes de Lieberkühn. Certaines espèces (*Cylicocyclus spp, Gyalocephalus spp*) peuvent atteindre la couche musculaire de la paroi intestinale. A ce stade primaire de développement, on parle de Early L3 (EL3). Ces stades larvaires 3 précoces vont s'enkyster et pourront suivre deux voies de développement différentes (Beugnet et al., 2005). Elles peuvent persister durant quelques mois à plusieurs années en état de diapause, on parle alors d'"inhibited L3 : IL3" (Beugnet, 1998). Dans les pays tempérés, ce phénomène est surtout observé pendant l'hiver (Beugnet et al., 2005). Elles peuvent également évoluer directement en 8 à 10 semaines en stade plus tardifs : « late L3 » (« LL3 »). Elles muent ensuite en stades larvaires 4 primaires (EL4 pour « early L4 »), puis tardifs (LL4 pour « late L4 »), capables de sortir de leurs nodules kystiques dans la paroi pour donner ensuite des adultes immatures puis matures.
Les stades larvaires 3 en hypobiose peuvent représenter jusqu'à 50p.cent de la population larvaire totale. Ce phénomène de diapause assure la survie de la population parasitaire en évitant la maturation d'adultes à une période où les conditions climatiques sont défavorables pour la poursuite du cycle. La mise en œuvre de ce mécanisme proviendrait d'un certain état immunitaire de l'hôte mais également d'une information transmise par les larves L3, absorbées en début d'hiver (lié au froid, on pourrait alors parler d'hypobiose comme pour les ostertagioses des bovins), ou encore de la présence d'adultes intestinaux, dont certains antigènes libérés inhibent le développement des stades larvaire 3. La disparition des adultes au terme de leur longévité ou à la suite d'une vermifugation peut entraîner une reprise du cycle massive des larves et provoquer une cyathostomose larvaire, maladie aiguë qui s'exprime classiquement au printemps (Bourdoiseau, 2015 ; Beugnet et al., 2005).
La période pré-patente est en moyenne de 6 à 14 semaines pour le cycle direct, 5 à 6 mois avec diapause (Bourdoiseau, 2015).

L'existence de stades larvaires enkystés dans la muqueuse complique la lutte chimique contre les cyathostomes. En effet les molécules disponibles ne sont pas toutes actives sur tous les stades larvaires. La lutte contre les cyathostomes est d'autant plus compliquée que des phénomènes de chimiorésistances contre toutes les classes de molécules anthelminthiques ont été mis en évidence. Il s'agit de résistances simples, pour une classe de molécule : avermectines (Lyons et al., 2010), pyrantel et benzimidazole (Traversa et al., 2007) , ou multiples : benzimidazoles et pyrantel (Kaplan et al., 2004), et triples (Traversa et al., 2009).

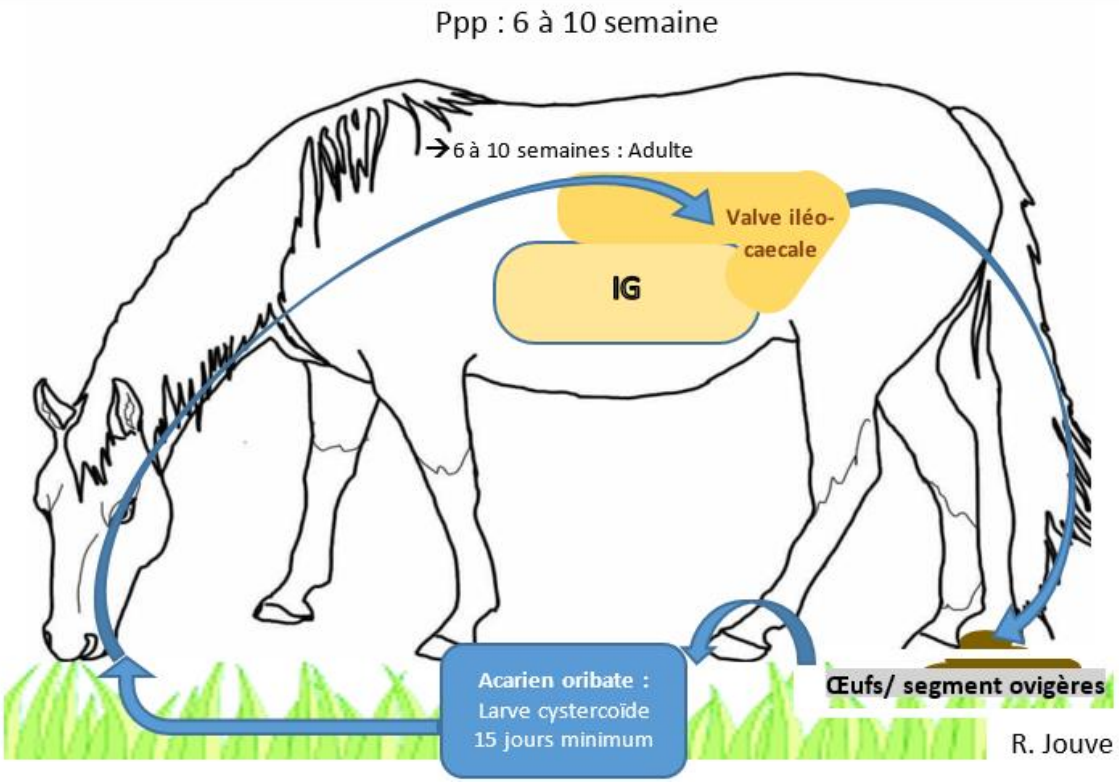
➢ *Ascaridés : Parascaris equorum*



<u>Figure 3</u>: Cycle biologique de P. equorum.

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

- *Famille des Anoplocephalidés : Anoplocephala perfoliata (A. magna, Paranoplocephala mamillana moins fréquemment).*



<u>Figure 4</u> : Cycle biologique des anoplocéphales.

Il inclut un hôte intermédiaire, un acarien oribate, permettant à la larve de résister jusqu'à 18 mois.

2) Éléments morphologiques et diagnostics.

Les signes biologiques et cliniques secondaires à une infestation parasitaire ne sont pas pathognomoniques. Des troubles digestifs tels que des diarrhées ou des coliques ; des modifications hématologiques telles qu'une hypo-protéinémie, une anémie, une augmentation des polynucléaires éosinophiles peuvent évoquer une parasitose. Le diagnostic repose sur l'examen coproscopique, réalisé dans le cadre d'une démarche prophylactique ou d'une suspicion clinique.

a. Strongles

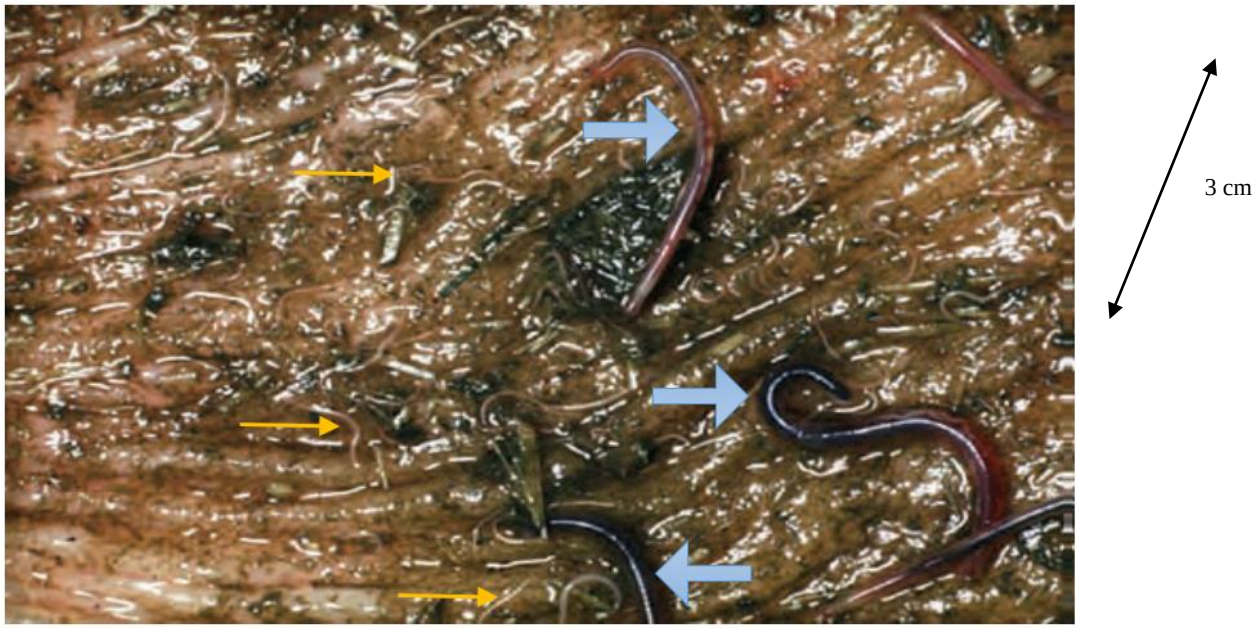


Figure 5 : Strongles
Flèches pleines : Grands strongles (Strongylus Spp) fixés à la muqueuse digestive et flèches fines : petits strongles (cyathostominés) (Taylor et al. 2015).

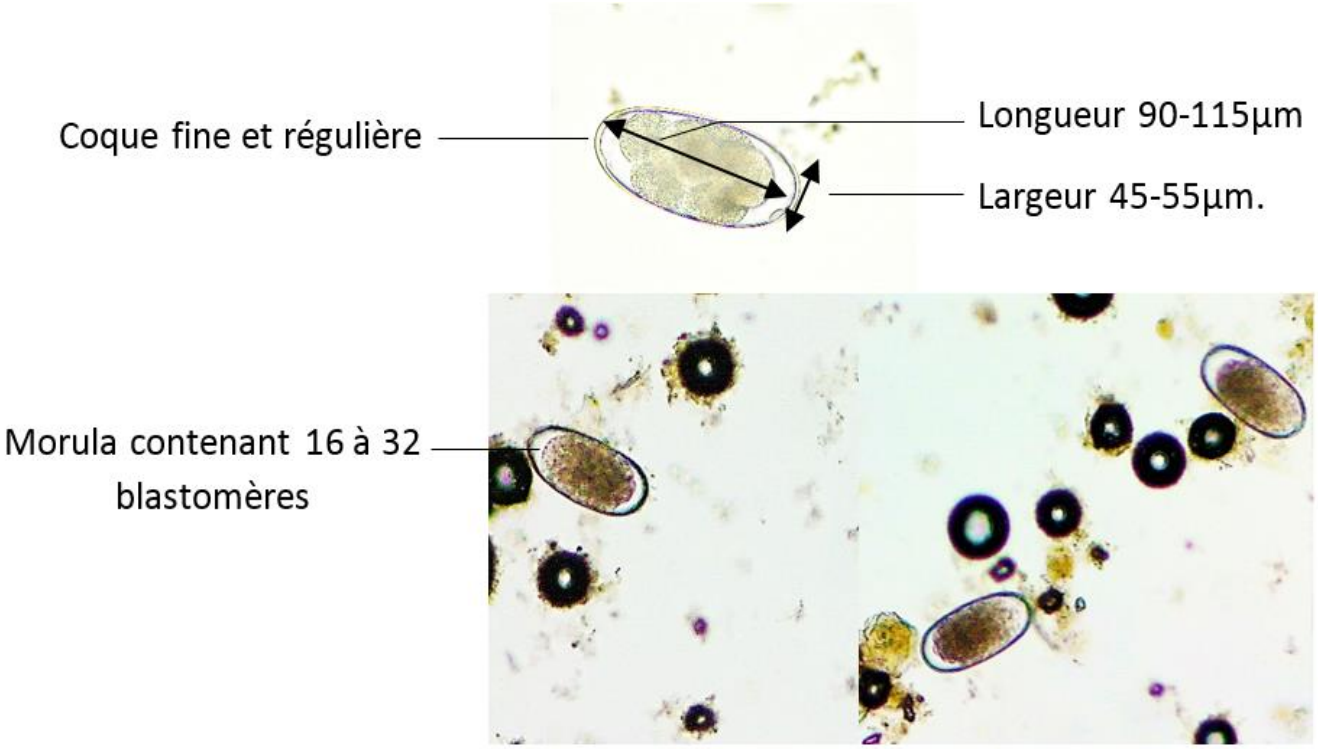


Figure 6 : Œufs de strongles (différentes espèces).
Les œufs des grands strongles sont ellipsoïdes, ils mesurent 92x54µm, présentent une membrane régulière et une morula à l'intérieure. La distinction entre les grands et les petits strongles ne peut pas être faite sur la base de l'observation des œufs (Ressource iconographique : laboratoire de parasitologie de Vetagro Sup).

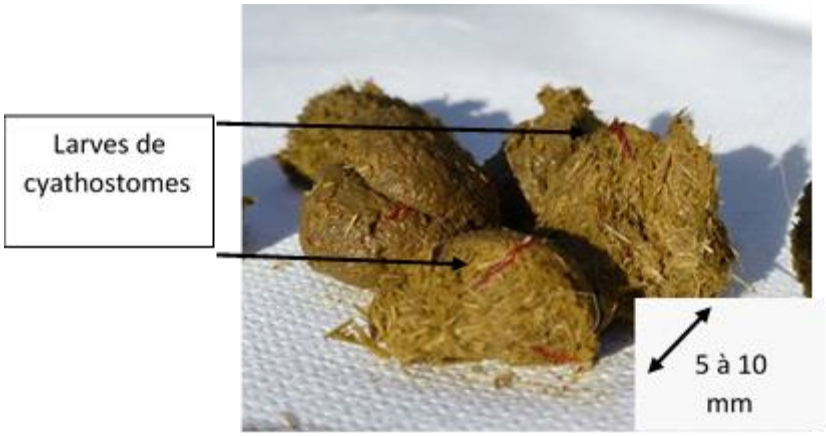


Figure 7 : Larves de cyathostomes à la surface d'un crottin (« Vermifugation -Clinique de Grosbois », 2017).
Elles sont observables le plus souvent lors de levée de diapause.

b. Ascaridés

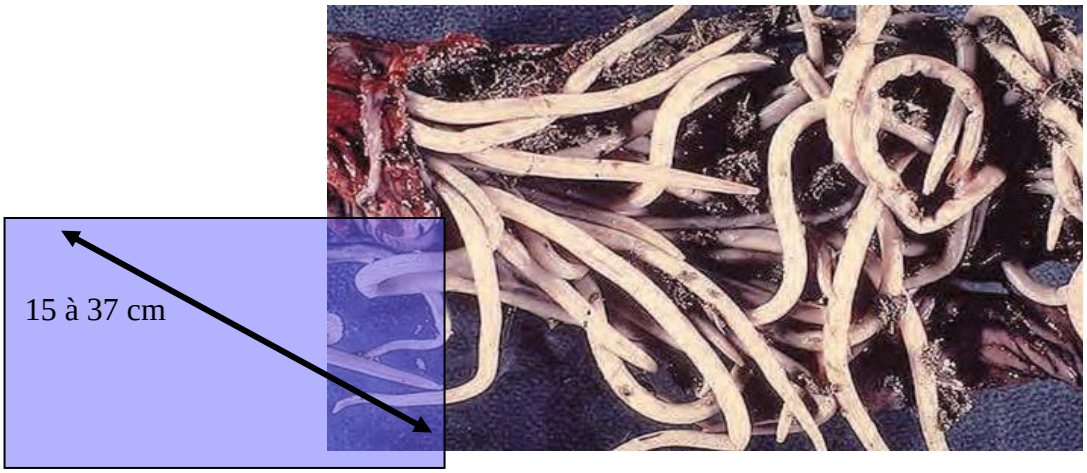


Figure 8 : P.equorum adultes dans l'intestin grêle, nécropsie (Taylor et al., 2015)

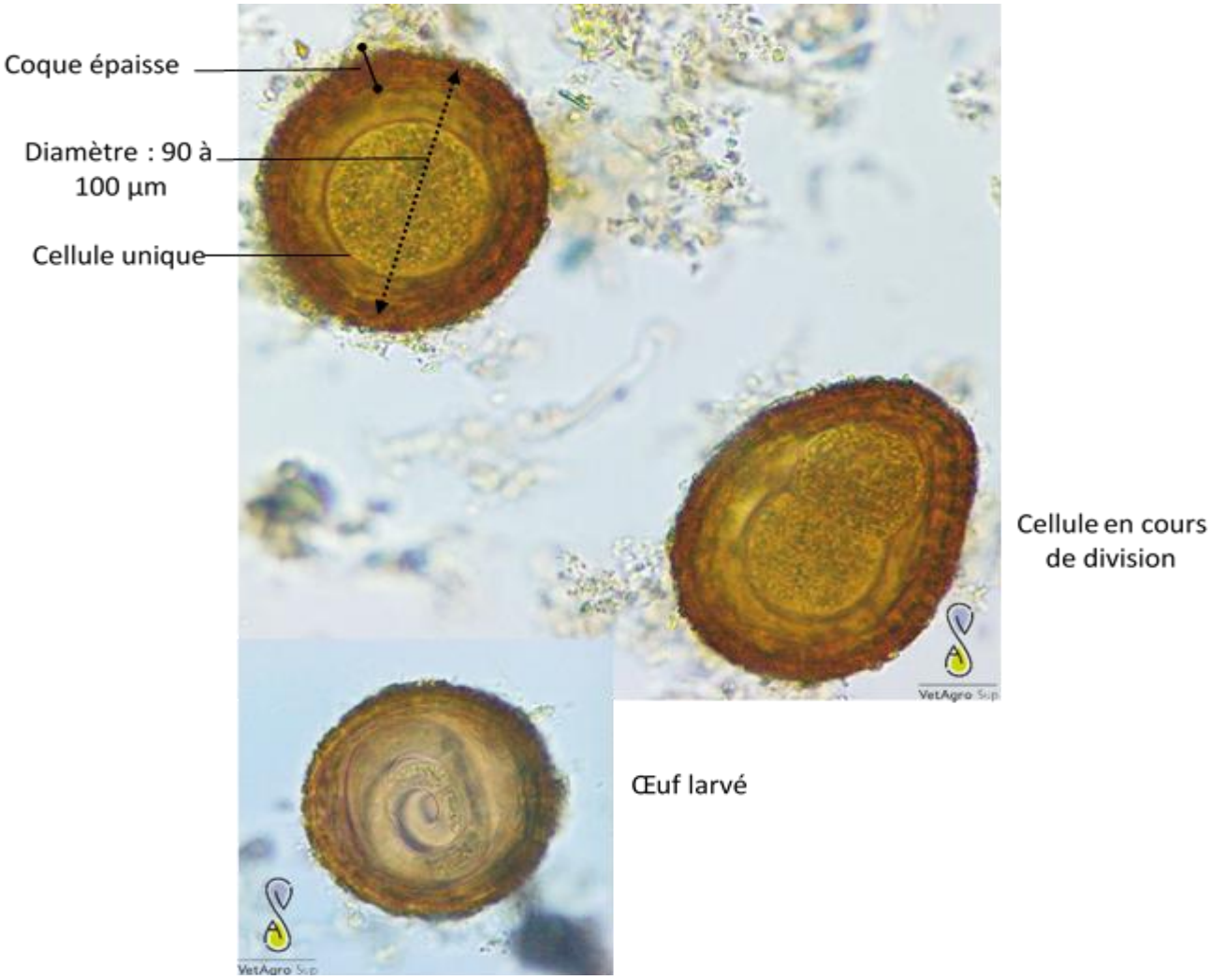


Figure 9 : Œufs de Parascaris equorum.
(Ressource iconographique : laboratoire de parasitologie de Vetagro Sup).

c. Anoplocephalidés

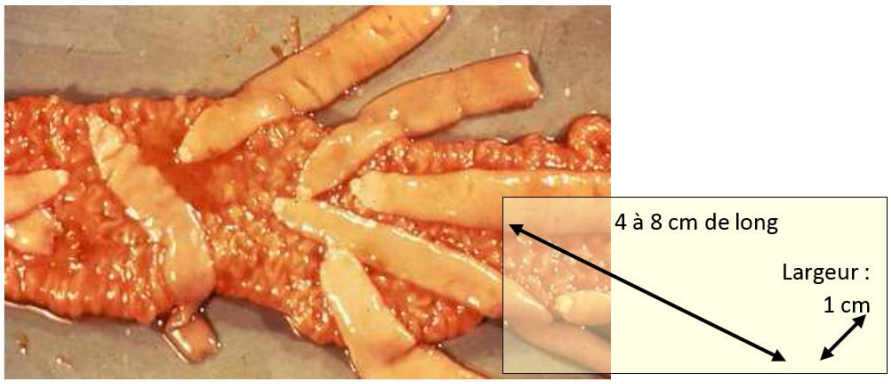


Figure 10 : Anoplocephala perfoliata – image nécropsique (D'après Bliss 2017).

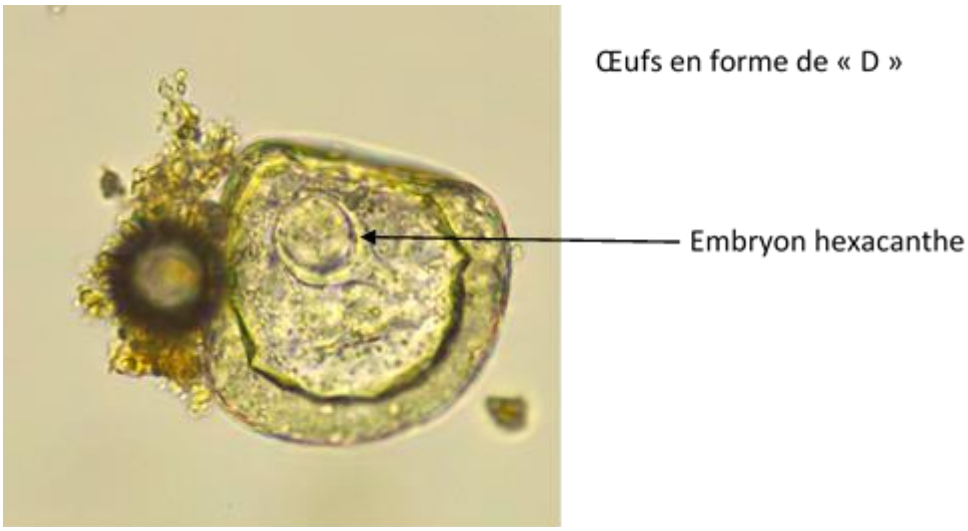


Figure 11 : Œuf d'Anoplocephala, en forme de D ou de rectangle, la paroi est épaisse, il mesure 60-80 x 15 µm.

L'adulte émet des segments ovigères avec des œufs dans les crottins de façon intermittente. La coproscopie a ainsi une faible sensibilité pour la détection des anoplocéphales. Il est conseillé de réaliser l'examen plusieurs fois à plusieurs jours d'intervalle.

II. Moyens de lutte contre le parasitisme disponibles en France

A. Mesures médicales et sanitaires

La lutte antiparasitaire repose sur une interruption du cycle biologique du parasite visé. Il est possible d'intervenir sur une étape isolée du cycle par des méthodes médicales ou sanitaires et zootechniques. L'application de mesures non chimiques revêt une importance croissante du fait de l'apparition d'échecs thérapeutiques à travers le monde (Reinemeyer,, 2012 ; von Samson-Himmelstjerna,, 2012 ; Peregrine et al., 2014).

1) Mesures sanitaires ou non chimiques

La lutte non chimique contre les parasites peut consister en l'application de mesures zootechniques ou sanitaires. Ces mesures visent à interrompre le cycle du parasite en agissant sur l'hôte, le parasite, l'environnement ou une combinaison de ces différents acteurs. Il est possible d'agir à différentes étapes (Nielsen et Reinemeyer, 2008) :

a. La **contamination**

La contamination est l'étape d'introduction d'un élément permettant la poursuite du cycle parasitaire dans l'environnement.
Il est possible de rendre le milieu dans lequel sont déposés les œufs inadéquat au développement parasitaire. Ainsi le pouvoir contaminant du milieu diminue pour les chevaux qui y vivent.
Pour limiter la charge parasitaire d'un milieu il est possible d'agir selon différents axes :
-***Limiter le nombre d'œufs dans les fèces***, en contrôlant le nombre d'œufs émis par les chevaux fréquentant ce milieu et en traitant les plus parasités. La vaccination pourrait être évoquée ici, mais les organismes eucaryotes ne stimulent pas en général un haut niveau d'immunité. Ainsi, à la différence des bactéries et virus, la vaccination contre les maladies parasitaires s'est souvent révélée inefficace (Bowman et Georgi, 2014).
- ***Contrôler le lieu de défécation*** et limiter l'accès au pâturage des chevaux fort-excréteurs lorsque la saison est favorable au développement parasitaire.
- ***Eliminer les fèces et veiller à une bonne hygiène des pâtures :*** la contamination d'une pâture par des larves L3 (tous strongles confondus) est plus de 18 fois inférieure lorsque les crottins sont ramassés deux fois par semaine que pour un groupe témoin ne recevant aucun traitement anthelminthique (Herd, 1986).
- ***Pratiquer la quarantaine*** et n'introduire dans un groupe que des individus dont le comptage coproscopique est inférieur au seuil de positivité et pour lesquels il a été montré que la population parasitaire abritée est sensible aux molécules utilisées dans l'exploitation (FECR >= 95p.cent).

b. L'infectiosité d'un milieu :

Pour limiter l'infectiosité d'un milieu, il faut diminuer la probabilité qu'un cheval entre en contact avec les parasites présents. Cela inclut de limiter de la densité de pâturage, la rotation de pâtures, le pâturage alterné ou mixte avec des bovins ou ovins, l'entretien et la rénovation des pâtures (labourage, culture, coupe et réensemencement des parcelles) (Fritzen et al., 2009 ; Eysker et al., 1986 ; Von Samson-Himmelstjerna, 2012).

c. La translation

La translation se définit comme la suite d'événements permettant l'évolution de l'élément déposé dans l'environnement jusqu'au stade infestant.
Des outils zootechniques visant à arrêter le développement parasitaire dans le milieu sont en cours d'élaboration. Parmi eux, *Duddingtonia flagrans*, un champignon consommateur de nématodes, dont les spores sont introduites dans l'alimentation et retrouvées dans les fèces peut être cité (Larsen, 1999 ; De et Sanyal, 2009 ; Nielsen, 2012). Il existe aussi des scarabées bousiers destructeurs de crottins (Nielsen, 2012), des composés fluorescents introduits dans l'alimentation et intégrés au génome des parasites, des principes phyto-actifs comme les tannins diminuant la viabilité des larves (Ketzis et al., 2006).
Toutes ces mesures doivent être intégrées au sein d'un programme durable de contrôle.

2) Mesures médicales

a. Généralités

Un antiparasitaire est un composé utilisé pour sa toxicité sélective. Il cible en général un stade de la population parasitaire abritée par l'hôte. Pour être efficace, il est nécessaire d'adapter l'administration de la molécule anthelminthique à la phase du cycle parasitaire visée, entre l'infestation et l'acquisition de la capacité de reproduction. Depuis le début du vingtième siècle, des molécules aux propriétés anthelminthiques ont été développées. Actuellement, trois familles de molécules nématodicides et une famille cestodicide sont présentes sur le marché.
Les anthelminthiques se distinguent ainsi par leur spectre, mais aussi leur structure, leur pharmacocinétique, leur mécanisme d'action, leur « rémanence » ou durée d'action et leur toxicité pour l'animal.

➢ *Durée d'action*

La durée d'action d'un anthelminthique se caractérise par la Durée avant Réapparition des Œufs dans les fèces, notée DRO ou ERP pour « Egg Reaparence Period ».

La quantité d'œufs présents dans les fèces peut rester à un niveau bas alors que la molécule a été éliminée de l'organisme : le nombre d'adultes présents dans le tube digestif ayant fortement diminué, la quantité d'œufs excrétés l'est aussi.

Il n'existe pas de définition faisant consensus de la durée avant réapparition des œufs (Geurden et al., 2014). Elle correspond à la durée entre la dernière administration d'anthelminthique et le moment où des œufs de parasites sont à nouveaux présents et leur quantité dépasse un certain seuil (90p.cent par rapport à la moyenne arithmétique des comptage d'œufs excrétés effectués auparavant) (Larsen et al., 2011) ou seulement détectables dans les fèces (Nielsen et Reinemeyer 2008).

Cette durée est identifiée initialement pour chaque molécule lors de sa mise sur le marché. La valeur fournie est une limite haute et permet une évaluation de l'efficacité dans le temps. En effet, une diminution de la DRO peut être une preuve que les programmes de traitements ont amené à la sélection de souches de parasites dont la période pré patente est raccourcie. Cela peut également être l'indication d'un développement de résistance (Nielsen et Reinemeyer 2008).

La DRO est supérieure et se distingue de la durée d'action de la molécule. Aussi appelée rémanence, la durée d'action de la molécule se définit comme la durée pendant laquelle les larves de strongles ingérées par les chevaux vont être détruites du fait de la persistance de l'anthelminthique (Beugnet et al., 2005). Elle est à titre d'exemple de 2 à 4 semaines pour les avermectines.

- *Notion d'efficacité :*

L'efficacité se définit comme une mesure quantitative de la capacité d'une molécule à produire l'effet attendu. L'efficacité d'un antiparasitaire sur une population parasitaire peut se mesurer *in vitro* par des tests d'éclosion des œufs (Taylor et al., 2002) ou de développement larvaire (Young et al., 1999).
In vivo, des tests incluant un comptage parasitaire nécropsique peuvent être réalisés dans un contexte de la recherche. Dans les tests critiques, chaque animal est son propre témoin et le nombre de parasites éliminés au cours du temps est comparé avec le nombre présents à l'autopsie (Duncan et al., 2002).
Dans le test de contrôle, on compare deux groupes, dont un seul est traité. C'est la méthode la plus fiable mais la plus coûteuse.
Un anthelminthique est considéré comme efficace s'il élimine plus de 90p.cent de la population parasitaire visée (Coles et al., 2006).

b. Molécules disposant d'une autorisation de mise sur le marché

En France les molécules disponibles pour le traitement et le contrôle des infestations par les nématodes parasites des équidés sont réparties en trois familles : les benzimidazoles (fenbendazole), les tétrahydropyrimidines (pyrantel) et les lactones macrocycliques (ivermectine et moxidectine). La pipérazine, seul composé hétérocyclique utilisable chez les équidés a vu son AMM supprimée il y a quelques années (Laugier, 2015).
La lutte médicale contre les cestodes en France passe par l'utilisation de praziquantel ou de pyrantel.

Le tableau ci-dessous présente les principales caractéristiques des molécules utilisées en France, (Beugnet et al., 2005 ; Riviere et Papich, 2009 ; Beugnet, 1998 ; Boersema et al., 1996 ; Lyons et al., 1989 ; Herd et al., 1981 ; Getachew et al., 2013).

Tableau II : principales molécules anthelminthiques disponibles en France en 2017,
Toutes les familles de parasites marquées d'un astérisque ('*') ont été l'objet de mise en évidence de chimiorésistance aux molécules concernées.

Molécule	***Spectre***	***Posologie***	***DRO***
Famille :2-méthylcarbamates de benzimidazole :			
Fenbendazole	Grands strongles* : Adultes et stade L4, petits strongles * ***luminaux*** (Adultes et L4), Parascaris*, *dictyocaulus*, *strongyloïdes*, et *oxyuris*	7,5 mg/kg PO, une administration	4 à 8 semaines (<100 opg) *(Herd et al., 1981)*
	Idem qu'au-dessus **+ tous stades intra-muqueux des cyathostomes (Larves enkystés)**	50 mg/kg/jour PO 3 jours 7,5 à 10 mg/kg/j PO 5 jours (Hors AMM)	
Famille : tétrahydropyrimidines			
Pamoate de pyrantel, embonate de pyrantel	Petits strongles luminaux*, grands strongles*, *Parascaris** et *oxyures (Riviere et Papich 2009)*	6,6mg/kg PO, 1 fois	5-6 semaines. *(Boersema et al., 1996)*
	Cestodes	13,2 mg/kg *(95p.cent d'activité contre 80p.cent à 6,6mg/kg) (Lyons et al., 1989)*	
Famille : lactones macrocycliques : "endectocides"			
Ivermectine	Arthropodes, grands strongles*, *Parascaris**, *cyathostomes* - adultes et larves non encore enkystées (EL3 avant inhibition), enkystées non inhibées (IL3 et L4) et localisées en superficie de la muqueuse (Beugnet 1998)*	0,2 mg/kg PO, une administration	4 -6 semaines, jusqu'à 8 semaines
Moxi-dectine		0,4 mg/kg PO, une administration	8 semaines, jusqu'à 12 - 16 semaines
Famille des quinolones-pyrazines			
Prazi-quantel	Trématodes, schistosomes et cestodes adultes	1 à 2,5 mg/kg PO, une administration	16 semaines *(Getachew et al., 2013)*

L'annexe 1 résume les posologies recommandées et les spectres des spécialités disponibles en France.

L'arsenal thérapeutique disponible pour la lutte anthelminthique chez les équidés reste limité et aucune spécialité n'a vu le jour depuis la commercialisation des lactones macrocycliques dans les années 1980.
L'abondance des traitements administrés dans le passé a entrainé une sélection des populations ayant une durée avant réapparition des œufs plus courte, avec des traitements à base de benzimidazoles, mais également de lactones macrocycliques et de pyrantel (Herd et Gabel, 1990). L'existence d'un nombre croissant de populations de parasites chimiorésistantes est mise en évidence à travers le monde, ce qui complique considérablement le contrôle du parasitisme. Les stratégies de lutte doivent être adaptées aux populations parasitaires actuelles, ce qui implique une modification de la perception et de la mise en œuvre de la lutte anthelminthique par les vétérinaires. Il leur est nécessaire de prendre en compte l'apparition de chimiorésistances et d'utiliser au mieux les outils disponibles pour les détecter, limiter leur apparition et lutter contre leur extension.

B. Réglementation, recommandation et principe d'utilisation des anthelminthiques en France et en Europe

1) Réglementation de l'utilisation des anthelminthiques

En France, les vermifuges destinés aux chevaux appartiennent à la liste II des médicaments vétérinaires. Conformément aux conditions relatives à cette liste, leur prescription est obligatoire avant la délivrance et l'ordonnance doit être conservée 5 ans.

En Europe, la législation n'est pas uniforme. Ainsi au Danemark, depuis 1999, l'utilisation des anthelminthiques est restreinte à un usage thérapeutique faisant suite à une prescription (Nielsen 2015). La vermifugation n'est plus une pratique à visée prophylactique mais doit faire suite à un diagnostic établi par un vétérinaire. La Suède (2007), la Hollande (2008) et la Finlande (2009) (Nielsen, 2009) ont récemment mis en application une législation similaire. Il est probable que d'autres pays de l'UE appliquent des mesures similaires. Cette législation s'accompagne d'une diminution du nombre de traitements administrés. Un telle législation semble également s'opposer au manque d'implication constaté des vétérinaires dans la lutte anthelminthique, qui apparait souvent comme lié à la vente au comptoir, possible dans la majorité des pays occidentaux (Nielsen 2010).
Néanmoins, les répercussions possibles d'une telle utilisation des anthelminthiques n'ont pas été étudiées. Il semblerait notamment que la diminution du nombre de vermifuges administrés s'accompagne d'une augmentation de la prévalence de *Strongylus vulgaris*, le plus pathogène des strongles. Les conséquences de telles recommandations à long terme restent difficiles à anticiper. Une application optimale des recommandations nécessite une réévaluation permanente des directives en fonction du contexte dans lequel on souhaite les appliquer et de l'évolution des connaissances dans le domaine. Une telle loi, interdisant les traitements prophylactiques, requiert, pour une meilleure protection des populations équines, la disponibilité de moyens diagnostics fiables, spécifiques et sensibles. Ainsi, Nielsen, par exemple, propose un test ELISA permettant le diagnostic des stades larvaires de S.vulgaris, afin de pallier le manque de fiabilité de la valeur prédictive négative et la perte de temps inhérente au test disponible (à savoir la coproculture) (Nielsen 2015).

De nombreuses recommandations d'utilisation des anthelminthiques sont proposées dans les ouvrages vétérinaires mais des enquêtes réalisées en Europe auprès des praticiens révèlent qu'en pratique l'utilisation prophylactique est encore largement majoritaire.

2) Pratiques courantes en Europe

Dans les années soixante, l'introduction des benzimidazoles révolutionna le contrôle des parasites internes équins. Il était alors conseillé de traiter toutes les 8 semaines (Drudge et Lyons, 1966), ce qui permit de réduire drastiquement la mortalité et la morbidité liées aux maladies parasitaires. Les vingt années qui ont suivi ont vu apparaitre de nouvelles molécules. Les populations de *S.vulgaris* semblaient alors bien contrôlées mais la persistance de maladies parasitaires chez les équidés dirigea l'attention vers les cyathostomes, jusque-là considérés comme des parasites bénins (Nielsen, 2012). Avec eux, la description de la cyathostomose larvaire et sa gravité soulignent l'intérêt de l'emploi de nouvelles molécules rémanentes et actives sur les stades en migration, comme la moxidectine.
La disponibilité de différentes molécules rend possible le changement de famille à chaque administration au cours de l'année. Parallèlement à cela, les propriétaires (amateurs ou professionnels) de chevaux ont développé une crainte irrationnelle du parasitisme. Beaucoup effectuent des traitements à intervalles réguliers, sans tenir comptes des paramètres caractérisant le milieu de vie de leur cheval et leur susceptibilité à héberger des parasites pour adapter les traitements. Cette volonté de lutter contre la présence de tout parasite amène les propriétaires à refuser de ne pas traiter lorsque ça n'est pas nécessaire. Souvent non informés de l'état de sensibilité des populations parasitaires hébergées par leur chevaux, ces mêmes personnes risquent d'utiliser des traitements inefficaces (Kaplan 2002).
Plusieurs enquêtes menées à travers l'Europe décrivent quelques tendances caractéristiques de la lutte anthelminthique telle qu'elle est menée sur le terrain.
Le nombre de traitement administrés par an est très variable, d'une (Lloyd et al., 2000) à treize (O'Meara et Mulcahy 2002 ; Earle et al., 2002) avec une médiane de 6 dans plusieurs études (Biggin et al., 1999 ; Pascoe et al., 1999 ; Lloyd et al., 2000).
Les doses administrées sont souvent calculées à partir d'une estimation visuelle du poids du cheval plutôt qu'une mesure objective (Lendal et al., 1998).
Les structures interrogées n'utilisent pas le plus souvent la coproscopie pour orienter leur choix des animaux à traiter, mais plutôt dans l'exploration d'anomalies cliniques (O'Meara et Mulcahy, 2002 ; Earle et al., 2002 ; Comer et al., 2006).
Avant la promulgation de la loi concernant l'administration des vermifuges, au Danemark, seulement 25p.cent des gérants des structures interrogés avaient déjà fait réaliser un examen coproscopique avec réalisation d'un test de réduction du nombre d'œufs émis. Presque la totalité des propriétaires (87p.cent) traitait leurs chevaux pour éviter une perte d'état ou le développement d'une maladie. Leur démarche est prophylactique, faisant état de la crainte qu'ils développent à l'égard du parasitisme et ne tient pas compte du statut d'excrétion de leur cheval (Lendal et al., 1998), ni de l'âge et du risque encouru (Veneziano et al., 2017). Ils ne seraient qu'une minorité à traiter spécifiquement les larves de cyathostomes enkystées (8,9 p.cent) selon une étude menée en Italie en 2015 par Veneziano et collaborateurs.

Globalement, la moitié des propriétaires ou gérants de structures équestres ne fondent pas leurs traitements sur les conseils d'un vétérinaire : 58p.cent en Angleterre (Earle et al., 2002), 46p.cent en Irlande (O'Meara et Mulcahy, 2002), 66p.cent chez des pur-sang de course en Angleterre (Comer et al., 2006).
Lorsque la réalisation d'un examen coproscopique est proposée, une large majorité (82p.cent dans l'étude de Pascoe et collaborateurs) des échantillons reçus ont moins de 50 œufs par gramme de fèces avant vermifugation (Pascoe et al., 1999).
Les spécialités les plus utilisées sont celles pour lesquelles les magazines destinés aux propriétaires de chevaux font le plus de publicité (Lloyd et al., 2000).

Les mesures sanitaires sont sous employées : moins de la moitié des structures semble programmer un ramassage des crottins dans les pâtures au moins une fois par semaine (Comer et al., 2006).
Dans une enquête menée en France par Sallé et Cabaret, en 2013, 52 vétérinaires français ont répondu à un questionnaire concernant les stratégies de vermifugation appliquées. Le parasitisme gastro intestinal est en général (68p.cent) considéré comme un problème d'importance modérée. La perte d'efficacité des molécules disponibles est en général considérée comme un problème d'importance mineur à modéré (47 et 48p.cent des personnes ayant répondues aux enquêtes).

Le contrôle du parasitisme repose en général sur la réalisation de traitements fréquents et systématiques. Il suit un calendrier pré établi, basé sur des connaissances épidémiologiques et pharmacologiques (en vue d'adapter le spectre aux parasites les plus prévalent à une époque donnée). Les comptages parasitaires sont très peu réalisés. Seul 25p.cent des personnes répondantes basent leur protocole de vermifugation sur la réalisation de comptage d'œufs dans les fèces, et c'est la stratégie prédominante chez les propriétaires de chevaux de loisirs. Presque la moitié des praticiens (42p.cent) n'ont jamais réalisé de comptage d'œufs dans les fèces avant de traiter. Les propriétaires ont d'ailleurs une influence très importante puisque c'est eux qui, à travers leur demande (dans 54p.cent des cas), sont à l'origine de la plus grande partie des comptages effectués, après ceux prescrits dans le cadre d'une suspicion clinique (89p.cent).
Encore trop peu de traitements font suite à une analyse rationnelle de la charge parasitaire et sont suivis d'une évaluation de l'efficacité des molécules administrées. En effet, dans la population interrogée, ce sont en général les vétérinaires qui décident de la vermifugation après une discussion avec les propriétaires (74p.cent des cas). La vermifugation se fait en général selon un principe de rotation des molécules (79p.cent des répondants) et seulement 4 vétérinaires appuient leur choix pas des tests d'efficacité.
De plus, beaucoup de propriétaires refusent de diminuer le nombre de traitements anthelminthiques administrés à leurs chevaux malgré un résultat de comptage négatif.

Les spécialités utilisées ne sont pas systématiquement choisies relativement au contexte épidémiologique. Même si l'alternance des molécules utilisées semble être une priorité, les lactones macrocycliques sont surreprésentées parmi l'arsenal thérapeutique (part relative de 63 pour cent).
Les benzimidazoles (87p.cent) sont utilisées par presque autant de vétérinaires que l'ivermectine (91p.cent), alors que le pyrantel est la molécule la moins utilisée (53p.cent). Les propriétaires jouent aussi un rôle majeur dans la vermifugation. Dans 59p.cent des cas, ils sont les seules personnes à prendre en charge la vermifugation et un seul des vétérinaires répondant considère être l'unique personne à administrer des vermifuges aux chevaux de sa clientèle. Cette tendance est souvent associée à une utilisation hors prescription des produits, achetés sur internet, et ceux en particulier dans des grosses structures comme les élevages ou les écoles d'équitation. Les praticiens estiment en effet que 25p.cent de leur clientèle en moyenne achètent leurs anthelminthiques sur internet (Sallé et Cabaret, 2015).

L'utilisation des anthelminthiques est restée la mesure principale de contrôle des infestations par les helminthes ces 50 dernières années, mais il existe aujourd'hui des cas rapportés d'échec de vermifugation à travers le monde (Sallé et Cabaret, 2015).
Pour pallier cette utilisation inconstamment raisonnée, il existe de nombreux documents de recommandations à destination des vétérinaires.

3) Recommandations et principes d'utilisation.

L'évolution des recommandations des années 1960 à nos jours se justifie à la fois par l'évolution du risque parasitaire encouru par les chevaux au pâturage et par la démocratisation de l'utilisation des macrolides anthelminthiques. Ces molécules ont un spectre d'activité large et une durée d'action longue.
Ce qui est nouveau et difficile à concevoir pour les propriétaires et les vétérinaires, est la notion de « parasitisme tolérable ». Cela s'applique surtout aux petits strongles : dans la mise en place d'un traitement antiparasitaire, il importera de rechercher en permanence le juste équilibre dans la maitrise de la population parasitaire, pour limiter l'impact que peuvent avoir les traitements sur l'immunité. Les traitements mal conduits peuvent, à ce titre être contre productifs. Les chevaux évoluent avec leur parasites intestinaux et un petit nombre de la plupart des parasites ne fait pas courir le risque de pathologie majeure au cheval. Au contraire l'exposition à un faible parasitisme participe à stimuler l'immunité de l'hôte et prévient l'établissement d'une population parasitaire plus préjudiciable (Monahan et al., 1997).

Le tableau en annexe 2 retranscrit les recommandations énoncées par le magazine trimestriel Pratique Vétérinaire Equine publié en 1998. Il se base sur une adaptation des traitements aux caractéristiques des molécules, des cycles parasitaires et du caractère saisonnier des parasitoses. Le plan de prophylaxie tient aussi compte des classes d'âge des chevaux. Cette approche est partiellement désuète car elle ne tient pas compte de la sensibilité individuelle et n'inclut pas la réalisation de coproscopie.
Une approche factuelle doit être adoptée, dans laquelle la biologie des parasites ciblés et l'efficacité des molécules sont pris en considérations. Chaque cheval doit être considéré comme un patient avec ses propres besoins médicaux. Kaplan et Nielsen proposent d'établir les plans de vermifugations à partir d'une série de questions systématiques. Chaque vétérinaire devrait s'interroger sur l'épidémiologie des parasites ciblés, déterminer quelles sont les molécules efficaces, à quel rythme elles doivent être administrées et contrôler leur efficacité. Cela implique la réalisation de comptages d'œufs dans les fèces à intervalles réguliers (Kaplan et Nielsen, 2010).

L'utilisation des connaissances épidémiologiques dans l'élaboration des protocoles présente un intérêt dans les cas de rotations de parcelles. Il est possible de s'appuyer sur ses connaissances pour alléger le recours aux coproscopies, utilisées alors comme des points de contrôles d'une démarche de qualité.

Dans tous les cas, aucun vermifuge n'est proposé tant que la période de ré excrétion des œufs correspondant à la dernière molécule utilisée n'est pas terminée.
Un exemple plus récent de recommandations est fourni en annexe 3 (Camuset, 2015).
La faculté de médecine vétérinaire membre de l'université d'Utrecht, au Pays Bas, a mis en ligne un recueil d'informations sur les infestations parasitaires (University of Utrecht, 2017). Le site propose notamment un arbre décisionnel interactif reprenant les précautions et les recommandations édictées. Il propose des informations sur le contrôle et la prévention des maladies parasitaires chez les animaux de rente, les chevaux et les animaux de compagnie. Encore en construction, il est envisagé qu'il soit un outil fiable et complet d'informations sur les parasites, leur sensibilité, et les recommandations relatives à leur contrôle (Ploeger et al., 2008 ; University of Utrecht, 2017). Uniquement accessible en anglais ou danois, des outils similaires mériteraient d'être développés à travers le monde.

III. Résistances et conséquences sur les pratiques de vermifugation

A. Définition de l'anthelminthorésistance

Le phénomène de chimiorésistance, au sein d'une population de parasites, se traduit comme l'apparition de la faculté de tolérer des doses de toxiques habituellement létales pour des parasites de la même espèce. Ce n'est ni une accoutumance, ni une mythridatisation mais une propriété nouvelle, résultat d'une mutation. Elle repose sur la modification du matériel génétique, elle est donc transmissible (Prichard, 2001). Si un suivi coproscopique indique une infestation strongylienne persistante et importante, malgré l'administration de doses suffisantes de vermifuges, l'existence de chimio-résistance au sein de la population parasitaire est à craindre (Beugnet, 1998).
La résistance vis-à-vis d'anthelminthiques de familles différentes est possible. Elle est appelée résistance multiple.
La résistance aux anthelminthiques est la plus connue des manifestations de l'adaptation des parasites à la pression de sélection qui leur est imposée, mais il pourrait exister d'autres modifications de leur biologie qui ne seraient pas détectables pour l'instant (Nielsen, 2010; Reinemeyer, 2012).
Le caractère résistant, une fois qu'il est acquis ne semble pas être réversible. Il n'existe en effet aucune donnée suggérant des niveaux de réversion cliniquement détectable sur les populations ayant acquis une résistance (Coles et al., 2006).
Les résistances aux anthelminthiques constituent une préoccupation majeure ne pouvant plus être ignorée. Cela implique des changements quant à l'usage des anthelminthiques bien que cela ne soit pas vraiment appliqué dans la pratique, comme le montrent les différentes enquêtes évoquées précédemment (Kaplan et Vidyashankar, 2012). L'émergence de résistances pour chacune des trois classes de molécules anthelminthiques a amené l'Agence française de la santé et la sécurité alimentaire en 2012, à classer les strongles équins par parmi les 10 préoccupations majeures concernant la santé équine (Sallé et Cabaret, 2015).

B. Mécanismes d'apparition des résistances

1) Facteurs favorisants

Un des facteurs majeurs d'influence sur le taux de sélection de résistance aux anthelminthiques est la taille de la population non soumise à la sélection. Il s'agit des parasites qui ne sont pas soumis à l'action anthelminthique, aussi appelée « population refuge » : stades dans le milieu extérieur, chez les animaux non traités,… (Kaplan, 2002). Plus la population refuge est petite, plus le risque de chimiorésistance est élevé.
Les traitement fréquents et rapprochés permettent un contrôle des populations parasitaires efficace à court terme. Par ailleurs, ils compromettent la mise en place d'une immunité chez les jeunes individus (Monahan et al., 1997) et participent à sélectionner les populations résistantes (Matthee et al., 2002 ; Herd, 1986 ; Nielsen, et al., 2010 ; Young et al., 1999). Ce phénomène est largement aggravé lorsque les traitements sont répétés avec un intervalle inférieur à la durée avant réapparition des œufs (DRO).

Des facteurs relatifs à la gestion zootechnique comme des densités de pâturages élevées, l'administration de spécialités sans AMM pour les chevaux (Matthee, 2003), des sous dosages (Laugier, 2015) ou l'utilisation répétée des mêmes classes de molécules (Kelly et al., 1981), sont également impliqués dans la sélection de résistances.

La figure ci-dessous propose une vue d'ensemble des facteurs contribuant à l'apparition de résistances.

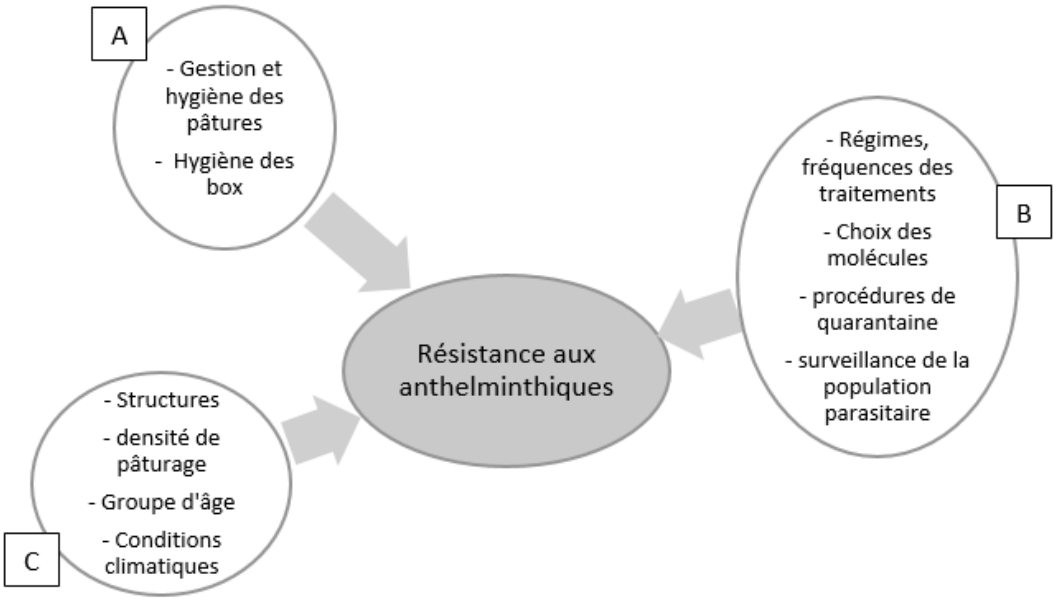


Figure 12 : Facteurs influençant ou contribuant à l'émergence de résistances chez les chevaux.

La colonne A, regroupant les facteurs associés à la gestion zootechnique et la colonne B, les facteurs vétérinaires sont plus facilement modifiables que ceux de la colonne C, qui sont des facteurs généraux ou relatifs à la structure (d'après von Samson-Himmelstjerna, 2012).

2) Mécanismes décrits

Les résistances ayant un support génétique, la rapidité de leur expansion tient au type d'héritabilité du caractère, qui varie selon le parasite et la molécule considérés. Les types d'héritabilité ne sont que très minoritairement connus du fait de la difficulté à les déterminer (Kaplan, 2002), ils ne sont connus que pour les trichostrongles (touchant les ovins) (Nielsen et al., 2014). Les modèles informatiques ont néanmoins permis de démontrer que les résistances évoluent très rapidement lorsqu'elles sont transmises comme un trait dominant, moins rapidement quand elles sont co-dominantes, et plus lentement quand elles sont récessives (Barnes et al., 1995).
Le développement de résistances est également influencé par la saisonnalité, la durée de vie, la fécondité, et l'existence de stades enkystés des parasites. L'immunité de l'hôte jouerait également un rôle prépondérant dans l'établissement de la phase de diapause et donc sur la modulation de la pression de sélection exercée par les traitements. Ces paramètres sont potentiellement variables selon les espèces considérées, sans que l'on puisse mesurer ces différences et donc, prévenir l'évolution des résistances aux anthelminthiques (Nielsen et al., 2014).

3) Détection des résistances

a. Généralités

La détection de résistance est souvent secondaire au constat d'une diminution d'efficacité. Pour les anthelminthiques, l'efficacité « vraie » ou « attendue » correspond à celle obtenue lors de la première introduction du composé. Cette valeur dépend de la molécule mais varie également en fonction des espèces abritées par l'hôte (Vidyashankar et al., 2012).

b. Méthodes de détection :

i. Techniques de comptage

Le comptage d'éléments parasitaires dans les crottins peut se faire par l'utilisation de différentes méthodes.
La plus couramment utilisée est la méthode dite de « MacMaster », décrite en annexe 4. C'est une technique de coproscopie semi-quantitative. Elle utilise le principe de la flottation et permet de déterminer la richesse d'un prélèvement en éléments parasitaires à partir d'une dilution des matières fécales au quinzième. Les éléments parasitaires en suspension sont comptés à l'aide d'une lame ou cellule de Mac Master. En utilisant le facteur de dilution, il est alors possible de donner un résultat en nombre d'œufs par gramme. La précision de ce résultat est fonction du seuil de détection du test utilisé. Il est de 50 œufs par gramme avec cette méthode, ce qui est assez élevé, d'autant qu'il existe aujourd'hui des méthodes avec des seuils plus bas.

ii. Test de réduction de l'excrétion fécale

L'outil utilisé pour évaluer l'efficacité d'un anthelminthique ou la sensibilité d'une population parasitaire à un anthelminthique est celui proposé par l'Association mondiale pour la promotion de la parasitologie vétérinaire (*World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology*) : le Test de Réduction de l'excrétion fécale (aussi désigné par le sigle FECRT : fecal egg count reduction test) (Kaplan, 2002; Von Samson-Himmelstjerna, 2012).
Un comptage du nombre d'œufs dans les fèces est réalisé le jour du traitement puis 10 à 14 jours après (Peregrine et al., 2014). Le résultat du comptage est donné en « œuf par gramme » (OPG, EPG en anglais pour « eggs per gramm »). Il est ainsi possible de déterminer le taux de réduction moyen du nombre d'œufs dans un même lot de chevaux avant et à 14 jours après traitement avec la formule (Kaplan et Nielsen, 2010 ; Laugier et Sallé, 2015) :

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

Les résultats obtenus sont comparés à des valeurs seuils arbitraires, initialement définies à 90p.cent avec une borne inférieure de l'intervalle de confiance à 95p.cent inférieure à 90 p.cent pour les cyathostomes (Coles et al., 1992).
Cependant, dans les populations sensibles, l'efficacité du pyrantel et des benzimidazoles serait supérieure ou égale à 95p.cent, alors que les lactones macrocycliques entraineraient de façon quasi-constante une réduction du nombre d'œufs supérieure ou égale à 99p.cent.

Ainsi, dans un objectif de détection précoce de la résistance, le seuil de 90p.cent semble inapproprié pour les trois familles d'anthelminthiques utilisées chez les équidés (Laugier et Sallé, 2015).
Il est donc admis que dans les populations de cyathostomes, pour les benzimidazoles et le pyrantel, les résultats des FECRT peuvent être interprétés en tenant compte des valeurs de LCL 95% (borne inférieure de l'intervalle de confiance à 95% : *lower 95% confident limit*)

Tableau III: Interprétation des FECRT en fonction du LCL 95% (Traversa et al., 2009 ; Laugier et Sallé, 2015) :

Population de cyathostomes					
	Valeur FECR		*Valeur LCL 95%*		
	FECR		**LCL 95%**		
Si	**<90%**	**et**	**<90%**	**Présence**	de résistance
	≥90%	**et/ou**	**<90**	**Suspicion**	
	≥90%	**et**	**>90%**	**Absence**	

Dans les populations de *P. equorum*, concernant la résistance aux lactones macrocycliques, les critères suivants peuvent être utilisés :

Tableau IV: Interprétation des FECRT en fonction du LCL 95% (Kaplan et al., 2004 ; Veronesi et al., 2010) :

Population de *P. equorum*					
	Valeur FECR		*Valeur LCL 95%*		
	FECR		**LCL 95%**		
Si	**≤80%**	**et**	**<90%**	**Présence**	de résistance
	80% ≤ FECR<90%	**et/ou**	**<90**	**Suspicion**	
	≥90%	**et**	**>90%**	**Absence**	

Le FECRT devrait être établi à l'échelle d'une population de chevaux en calculant les FECR individuels de 5 à 10 chevaux si possible. Le FECR moyen pour l'exploitation en serait ensuite déduit (Kaplan et Nielsen, 2010). Il semblerait assez peu sensible (Taylor et Hunt, 1989). L'idéal et de réaliser le test sur des chevaux dont l'excrétion avant traitement est d'au moins 150 œufs par gramme de fèces (Coles et al., 2006). Aussi, ce test ne serait fiable que si au moins 25p.cent de la population parasitaire est résistante (Martin et al.,1989).

Le test de réduction d'excrétion fécale a l'avantage d'être assez facile à réaliser et applicable à toutes les molécules. Il est en pratique assez long à réaliser et nécessite la disponibilité du vétérinaire et du propriétaire.

Selon certains auteurs, les délais entre le traitement et le prélèvement devrait dépendre de la molécule considérée :

entre 8 et 10 jours si le fenbendazole a été utilisé,
entre 14 et 17 jours pour les lactones macrocycliques.

Aussi, cette méthode n'est fiable qu'à la condition que les chevaux testés aient reçu la dose adéquate d'anthelminthique. Or, dans la grande majorité des cas, le poids des chevaux est apprécié visuellement, ce qui amène souvent à un sous-dosage des vermifuges (von Samson-Himmelstjerna, et al., 2009). Il existe également des risques d'erreurs lors de l'analyse des données et ces deux facteurs combinés amènent à des erreurs dans l'attribution du statut « résistant ». De plus, l'absence de standard rend difficile une comparaison objective des données (Kaplan et Vidyashankar, 2012). Il est ainsi problématique de faire des comparaisons entre les résultats des différentes études (Peregrine et al., 2014).

iii. Autres méthodes de détection

Le suivi de l'excrétion fécale est également un outil de suspicion de l'acquisition de résistances, lors de la constatation d'une baisse de l'efficacité des composés administrés. Dans le cas de l'ivermectine ou de la moxidectine, la réduction de l'activité se manifeste d'abord par un raccourcissement de la durée avant réapparition des œufs (Lyons et al., 2011 ; Lyons et Tolliver, 2013) et pas nécessairement par une baisse d'efficacité dans les 2 à 3 semaines suivant le traitement.

Des tests in vitro ou basés sur des techniques moléculaires ont été développés. Le **test d'inhibition de l'éclosion des œufs**, évalue la sensibilité des cyathostomes au benzimidazole. Il n'existe aucune publication validant son utilisation (Coles et al., 2006) et il ne se limiterait qu'à la famille des cyathostomes et au fenbendazole. Le **MALDT** est un test de développement larvaire sur micro agar à partir d'œufs prélevés dans les fèces. Ce test permet d'identifier l'espèce des larves résistantes aux benzimidazoles et au lévamisole (Coles et al., 2006). Un **test d'inhibition du développement larvaire** in vitro a été commercialisé (*DrenchRite ®)* par un laboratoire australien (*Microbiology Screening Technologies)*. Deux études récentes ont soulevé des erreurs de détection et ont conclu que ce test ne se substituait pas à la réalisation d'un test de réduction des œufs émis dans les fèces (Tandon et Kaplan, 2004; Lind et al., 2005). Des **tests de détection des anticorps** dirigés contre *A.perfoliata* par la méthode ELISA sur sérum ont été développés mais ne sont pas fiables, ils manquent de spécificité et il existe des risques de détection croisée. Enfin, un test PCR a également été développé mais ne montre pas une sensibilité satisfaisante (Nielsen, 2012).
Ainsi le FECRT est la seule méthode de détection utilisable en pratique.
Un test de détection d'antigènes ou d'anticorps, qui constituerait un outil précieux de détection précoce des parasites, reste à développer. Il serait d'autant plus utile que ce sont, pour la plupart des parasites, les stades larvaires qui sont les plus pathogènes, et que la charge parasitaire ne se limite pas à la population luminale du tube digestif, mais inclut également les stades en migration. Les détecter avant qu'ils ne complètent le cycle et excrètent des œufs permettrait de prévenir notablement les parasitoses (Nielsen, 2012).

C. Importance des résistances dans le monde à travers quelques études et leurs limites

La résistance aux anthelminthiques fut d'abord décrite chez les petits ruminants. Elle est également présente chez les bovins et les chevaux. Les cyathostomes et *Parascaris equorum* sont les plus concernés bien que des cas de résistance soient également rapportés de manière anecdotique dans des populations d'oxyures et d'habronèmes vis-à-vis de l'ivermectine (Kaplan et Vidyashankar, 2012).

1) Résistance chez les cyathostomes

La résistance dans les populations de cyathostomes est largement répandue pour les benzimidazoles mais se trouve pour les trois familles d'anthelminthiques et ce, à travers le monde, comme le synthétise le tableau ci-dessous.

Tableau V : Etat des lieux des résistances chez les cyathostomes (d'après Peregrine et al., 2014).

FAMILLES DE MOLECULES	***BENZIMIDAZOLE***		***PYRANTEL***	***LACTONES MACROCYCLIQUE***	
MOLECULE	Fenbendazole	Oxibendazole	Pyrantel	Ivermectine	Moxidectine
ETATS UNIS	Résistance dans 97,7% des structures (Kaplan, 2004)			DRO /2 *(Rossano et al., 2010) (Lyons et Tolliver, 2013), (Lyons et al., 2009)*	In Vitro *(Lyons et al., 2010)*
KENTUCKY	FECRT : 0% (Lyons et al., 2008)	FECRT : 0% (Lyons et al., 2008)	FECRT De 12 A 23% (à 6,6 et 13,3 Mg/Kg) (Lyons et al., 2008),	(Lyons et Tolliver 2013) (Lyons et al., 2009)	(Lyons et al., 2010)
BRESIL				FECRT : 56% (Molento et al., 2008)	FECRT 16% (Molento et al., 2008)
ETATS UNIS			FECRT 8,6%(Kaplan, 2004)		
AUSTRALIE	38 à 85% des structures avec des résistances aux benzimidazoles	(Pook et al., 2002)			
ITALIE		(Traversa et al., 2007) (Traversa et al., 2009) (Milillo et al., 2009)	Incidence résistance <30% (Traversa et al., 2009), (Traversa et al., 2010), (Milillo et al., 2009)	(Milillo et al., 2009), (Traversa et al., 2009),	
SUEDE		(Lind et al., 2007),	Incidence résistance <30% (Lind et al., 2007),		
ALLEMAGNE (VON SAMSON-HIMMELSTJERNA ET AL., 2007		(Wirtherle et al., 2004)	Incidence résistance <30% (Traversa et al., 2009), (Traversa et al., 2010)	Raccourcissement DRO (<5 semaines)	
DANEMARK		(Bjørn et al., 1991) , (Craven et al., 1998)	(Nielsen et al., 2013), (Craven et al., 1998)		

FAMILLES DE MOLECULES	*BENZIMIDAZOLE*	*PYRANTEL*	*LACTONES MACROCYCLIQUE*
FINLANDE		(Näreaho et al. 2011)	
FRANCE	(Traversa et al., 2012), (Geurden et al., 2013)	(Traversa et al., 2012)	
NORVEGE	(Ihler, 1995)	(Ihler, 1995)	
ROYAUME UNI	(Fisher et al., 1992), (Comer, et al., 2006), (Traversa et al., 2009), (Lester et al., 2013), (Stratford et al., 2014)	(Stratford et al., 2014), (Comer et al., 2006) , incidence résistance <30% (Traversa et al., 2010)	(Traversa et al., 2009),

L'anthelminthorésistance est bien présente chez les cyathostomes pour toutes les familles de molécules à travers le monde.
Il est possible de trouver en Amérique du Nord et en Europe, des populations de cyathostomes présentant une forte prévalence de résistances doubles aux benzimidazoles et au pyrantel (Kaplan et al., 2004 ; Traversa et al., 2009). Il existe même une ferme en Grande Bretagne et quelques rares fermes au Brésil où des résistances triples ont été mises en évidence (Traversa et al., 2009 ; Molento et al., 2008 ; Canever et al., 2013).

2) Résistance chez Parascaris

De la même manière, des populations de *Parascaris spp* résistantes ont été mises en évidence à travers le monde. Le tableau suivant propose une vue d'ensemble de ces résistances.
Dans ce tableau, les valeurs de FECRT indiquées correspondent à la plus faible des valeurs calculées pour au moins une des structures interrogées dans l'étude concernée.

Tableau VI : Etat des lieux des résistances chez Parascaris (d'après Peregrine et al., 2014).

FAMILLES DE MOLECULES	BENZI-MIDA-ZOLES	PYRANTEL		LACTONES MACROCYCLIQUES	
MOLECULE ET POSOLOGIE		Dose fabricant : 6,6 mg/kg	Dose 13,2 mg/kg	Ivermectine	Moxidectine
KENTUCKY		FECRT = 0% (Lyons et al., 2008)	FECRT = 23% (Lyons et al., 2008)		FECRT = 0% (Lyons et al. 2008)
TEXAS. (CRAIG ET AL., 2007)		FECRT 42 à 84%,	FECRT 98 à 100%	<75% pour les poulains <8 mois ; 85% au-delà de 8 mois d'âge.	
ALLEMAGNE				FECRT= 70%, (Schougaard et Nielsen, 2007), FECRT = 0% (von Samson-Himmelstjerna et al., 2007)	
ROYAUME UNI				FECRT<80% (Stoneham et Coles, 2006)	
SUEDE				FECRT = 0 (Lindgren et al., 2008)	
ITALIE				FECRT <80% (Veronesi et al., 2009)	
PAYS BAS				FECRT <80% (Boersema et al., 2002)	
FRANCE				FEC <40% (Laugier et al., 2012), (Geurden et al., 2013)	
AUSTRALIE	FECRT <80% (Armstrong et al., 2014).				

Bien que moins répandue que les autres résistances décrites, la résistance aux benzimidazoles existe aussi chez les parasites du genre Parascaris. Parmi les 5 fermes étudiées par Armstrong et collaborateurs, en Australie, le fenbendazole s'est révélé être d'une efficacité médiocre une fois (FECR entre 80 et 90p.cent, borne basse de l'intervalle de confiance inférieure à 90p.cent) et inefficace une fois. Ces 5 structures abritaient par ailleurs des individus résistants à plusieurs molécules anthelminthiques (Armstrong et al., 2014).

3) Limites de l'interprétation des résultats

Les données évoquées précédemment sont assez alarmantes quant à l'avenir de la lutte anthelminthique. De plus, il n'existe aucune méthode standardisée pour évaluer de manière fiable si une population peut être qualifiée de résistante ou non.

L'objectivité de la littérature est à remettre en question, et ce pour plusieurs raisons (Peregrine et al., 2014). Tout d'abord, la plupart des structures hébergeant des chevaux ne pratiquent pas de comptage d'œufs dans les fèces de manière régulière, cela étant souvent considéré comme trop cher. Le statut vis-à-vis des résistances n'est ainsi pas connu initialement. C'est en général à la suite du développement d'une pathologie que les propriétaires demandent la réalisation d'un FECRT. Les animaux les plus à risque ont ensuite toutes les chances d'être traités par précaution avec une molécule appartenant à une autre famille. Enfin, les critères d'inclusions dans une étude sur la résistance ne sont pas prédéfinis. Or, des populations de chevaux sains lambda (Canever et al., 2013), de trotteurs à l'entrainement (Näreaho et al., 2011), ou d'un élevage de pur-sang (Boersema et al., 2002 ;Slocombe et al., 2007 ; Lindgren et al., 2008) ne sont pas comparables en tous points. Enfin, les études souffrent d'un manque d'homogénéité (activité, âge, mode de vie…) des groupes et d'une disparité liée au fait que les chevaux de valeurs sont soumis à des protocoles de lutte anthelminthique plus fournis en termes de fréquence et de rotation de molécules, ce qui soumet les parasites que ces chevaux abritent à une pression de sélection plus forte.

D. Conséquences sur la lutte contre les helminthes chez le cheval

1) Généralités

La mise en évidence d'un nombre croissant de résistances doit s'accompagner de la mise en place de nouveaux plans de lutte. L'élaboration de stratégies adaptées ne répond pas à un schéma prédéfini. Elle est rendu compliquée par le fait que la limite d'acceptabilité du parasitisme, suffisante à ce que l'hôte développe une immunité mais inférieure à celle responsable de parasitose n'est pas connue (Morgan et al., 2005). Les méthodes de luttes doivent être choisies en tenant compte du mode de vie des chevaux, des paramètres zootechniques (type de logement et entretien, main d'œuvre et outils disponibles…), de la région géographique et du climat, des parasites présents, leur sensibilité et du passé de vermifugation. L'aspect financier doit également être pris en considération (Kaplan et Vidyashankar, 2012 ; Von Samson-Himmelstjerna, 2012).
Le choix des anthelminthiques utilisés ne peut plus se faire sur une unique base épidémiologique. Il est nécessaire d'avoir défini au préalable quelles sont les molécules encore efficaces dans chaque structure. Cela est d'autant plus important que les plus répandues sont des résistances aux benzimidazoles chez des cyathostomes, restant par ailleurs majoritairement sensibles au avermectines, alors que c'est l'inverse pour les Parascaris (Kaplan et Vidyashankar, 2012).
Des rotations annuelles entre les différentes classes d'anthelminthiques pourront alors être appliquées. Elles semblent être un bon compromis pour un contrôle durable des populations de strongles, en réduisant la pression de sélection pour une molécule (Nielsen et al., 2010).

2) Principe de la vermifugation sélective

La littérature et les études menées sur le terrain ces dernières années permettent de dégager le facteur ayant la plus grande importance dans la sélection de résistances. Il s'agit de la proportion de parasites sélectionnés c'est-à-dire exposés aux anthelminthiques, par rapport à celle non exposée (la population refuge). Cette population constitue un réservoir de gènes non sélectionnés, et inclut donc des allèles de sensibilité à l'anthelminthique. Elle est représentée par les stades évolutifs enkystés dans certains tissus, ou en arrêt de développement (phénomène de diapause : stade L3 terminal des cyathostomes), des stades persistants dans le milieu extérieur (œufs, larves...), chez des hôtes intermédiaires (oribates pour les anoplocéphales par exemple) ou chez les animaux non traités (Nielsen et al. 2014 ; Kaplan et Nielsen, 2010). Ces derniers en représentent la majeure partie (Von Samson-Himmelstjerna et al., 2009).
Proposer une thérapie anthelminthique associée au maintien de population refuge n'est possible qu'en pratiquant la thérapie sélective. Elle implique la réalisation de comptages des œufs émis dans les fèces afin de cibler l'administration de traitements et d'en diminuer la fréquence (Duncan et Love, 1991 ; Matthee et McGeoch, 2004). Les animaux à vermifuger pourront être sélectionnés lorsque le comptage d'œufs dans les fèces dépasse une limite préalablement fixée (Krecek et al., 1994 ; Nielsen, 2012).
Bien qu'elle soit préconisée depuis plus de 15 ans, elle n'est en pratique, pas implantée dans les structures équestres.
La répartition des parasites au sein d'un lot de chevaux est hétérogène. Les parasites, quelle que soit l'espèce considérée, sont dispersés non équitablement parmi les hôtes : un grand nombre de chevaux excrètent un petit nombre d'œufs et une minorité de chevaux ont des comptages d'œufs dans les fèces très élevés (Kaplan et Nielsen, 2010). Le terme dédié est celui « d'agrégation ».

Ainsi, au sein d'une population d'équidés, il est possible de distinguer trois catégories de chevaux en fonction du nombre d'œufs qu'ils émettent dans leurs crottins : les faibles excréteurs, ayant des comptages inférieurs à 200 œufs par gramme, les excréteurs modérés, qui ont des comptages entre 200 et 500 œufs par gramme, et les forts excréteurs, dont les comptages dépassent les 500 opg (Kaplan et Nielsen, 2010).
Le phénomène d'agrégation se traduit par les observations reportées dans le tableau suivant :

Tableau VII : répartition théorique de l'excrétion des œufs dans le milieu par une population de chevaux (Kaplan et Nielsen, 2010).

	Faibles excréteurs ***(comptages inférieurs à 200 œufs par gramme)***	**Excréteurs modérés** ***(comptages entre 200 et 500 œufs par gramme)***	**Forts excréteurs** ***(comptages supérieurs à 500 opg)***
Part dans la population de chevaux ***(en %)***	55	18	27
Part de œufs émis ***(En %)***	4	13	88

L'administration d'une molécule dont l'efficacité est de 99,9 p. cent uniquement aux chevaux ayant une excrétion supérieure à 200 œufs par gramme permettrait de réduire l'excrétion globale de l'effectif de 96 p.cent, sans que la moitié de la population d'équidés ne soit traitée. Cette population non traitée fait alors office de population refuge. L'application de la thérapie sélective permet ainsi de répondre aux objectifs principaux de la lutte contre les cyathostomes, à savoir, réduire considérablement le nombre d'œufs émis dans le milieu et maintenir une population refuge. Ces données sont illustrées dans l'article de Kaplan et Nielsen de 2010, et reporté en annexe 5 (Kaplan et Nielsen, 2010). Ces données ne sont valables que dans le cadre de l'utilisation de molécules dont l'efficacité est de 99p.cent. Si l'efficacité n'est plus que de 90p.cent, c'est la population soumise au traitement qui continue à émettre la proportion la plus grande d'œufs dans le milieu, introduisant donc potentiellement des allèles de résistance.

La présence de refuges dans la population équine est favorable au contrôle des populations parasitaires chez les chevaux (Nielsen et al. 2007 ; Matthews, 2008; Kaplan et Nielsen, 2010) mais il n'existe aucune étude de terrain ou de modèle informatique en démontrant l'utilité. Chez les ovins, il a été démontré que les stratégies de contrôles assurant le maintien de réfugias permettent de réduire le développement de résistances (Martin et al., 1981 ; Waghorn et al., 2008 ; Barnes et al., 1995). Etant donné que la biologie parasitaire et les interactions hôtes-parasites ont plus de similitudes que de différences entre les chevaux et les ovins, il parait opportun de considérer que le maintien de populations refuges est un facteur favorisant la dilution des résistances aux anthelminthiques.

La mise en œuvre de la thérapie sélective présente quelques points perfectibles. En effet, il n'existe pas de procédure standardisée concernant la mise en place de ce type de traitement. Ainsi, les dates de prélèvements, les méthodes d'analyses et les valeurs seuils utilisées (Nielsen, 2012) sont soumises à variation. Les valeurs seuils suggérées étaient le fruit de la réflexion des parasitologues (Uhlinger, 1993) ou la préférence des vétérinaires. Elles ne répondaient donc pas aux critères de médecine factuelle, jusqu'à la publication de Nielsen et collaborateurs en 2010. Ils ont montré que bien qu'il n'existe pas de corrélation linéaire entre l'excrétion fécale et la taille réelle de la population parasitaire abritée, des comptages en dessous de 500 œufs par gramme correspondent à un parasitisme effectif significativement bas (Nielsen et al., 2010).

Aussi, les comptages d'œufs dans les fèces peuvent varier considérablement (Uhlinger, 1993). Néanmoins, il a été montré qu'il existe un haut niveau de répétabilité du comptage individuel des œufs dans les fèces au cours du temps (Gomez et Georgi 1991 ; Döpfer et al., 2004 ; Nielsen et al., 2006b). Les chevaux adultes faibles excréteurs ont une forte tendance à garder des comptages consécutifs bas, même sans traitement. Cette constatation soutient l'utilisation de la thérapie sélective reposant sur l'exploitation des seuils d'excrétion d'œufs dans les fèces. Ces informations restent néanmoins à préciser et compléter (Nielsen, 2012).
Aussi, cette méthode ne permet pas de faire la distinction entre les différentes espèces parasitaires, seules les cultures larvaires le permettent (Nielsen et al., 2010).

Enfin, la vermifugation sélective ne s'applique qu'aux animaux adultes issus de régions dans lesquels des traitements antiparasitaires ont été appliqués régulièrement. Si ça n'est pas le cas, il faudrait adapter les protocoles afin d'éliminer des populations de parasites « rares » (*Draschia spp, Habronema spp*, …) (Kaplan et Nielsen 2010). Dans le cas des poulains et des jeunes chevaux, l'immunité dirigée contre les strongles et les ascaris n'est pas encore installée, ils sont plus sensibles aux infestations et sont donc soumis à un protocole spécifique (bimensuel) jusqu'à un an puis considérés comme forts excréteurs jusqu'à 3 ans (ils reçoivent donc quatre vermifugations par an) (Eysker et al., 2008).

Il existe des outils synthétiques et pratiques, qui reprennent les considérations et les recommandations énoncées précédemment. La communication publiée en langue française par Claire Laugier et Guillaume Sallé dans le Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France représente un guide de bonne utilisation des vermifuges accessible à tous les vétérinaires (Laugier et Sallé, 2015).

L'étude de la littérature fait état de la présence de plus en plus répandue de résistances aux anthelminthiques chez les parasites digestifs des équidés. Il est possible de mettre en évidence des résistances chez deux familles de parasites parmi les quatre les plus pathogènes, pour deux à trois des trois classes d'anthelminthiques disponibles et cela dans de nombreux pays, répartis sur tous les continents. Plusieurs recommandations ont été édictées mais elles ne sont que partiellement mises en application. Le manque apparent de remise en question des pratiques de vermifugation peut être expliqué par les méconnaissances et les croyances des propriétaires et gérants de structures équestres, le peu de contrôle qu'ont les vétérinaires sur l'administration des vermifuges, ainsi que les stratégies désuètes parfois proposées par les confrères, s'appuyant sur des publications anciennes. Le principe de vermifugation sélective vise à traiter la minorité de chevaux excrétant un nombre important d'œufs. Sa mise en œuvre permet une diminution du nombre d'œufs émis dans l'environnement tout en maintenant des populations refuges. Le manque de confiance suscité par l'absence de recul et de preuves de l'efficacité de ces nouvelles approches peut expliquer la réticence à les mettre en œuvre.
La gestion du parasitisme devrait donc inclure des mesures zootechniques et sanitaires, la réalisation de coproscopies et l'administration de vermifuges quand cela est nécessaire. La mise en place de telles stratégies mobilise des connaissances nombreuses et requière une adaptation au cas par cas.

C'est ce qui nous amène à nous interroger sur la place que la vermifugation occupe en pratique dans la lutte antiparasitaire. Pour y répondre, nous proposons de réaliser un bilan parasitaire dans une population de chevaux adultes de sport et de loisir.

PARTIE II : Bilan parasitaire, place de la vermifugation et de la coproscopie.

I. Objectif de l'étude

L'objectif de notre travail est de faire un état des lieux des pratiques relatives à la vermifugation dans une population de chevaux adultes ayant des modes de vie et d'utilisation variés. Nous chercherons la place de la vermifugation dans la gestion du parasitisme, en explorant notamment les relations entre les motivations, la fréquence d'administration des anthelminthiques par les propriétaires et le niveau de parasitisme de leurs chevaux. Ces paramètres sont évalués subjectivement à travers un questionnaire et objectivement par un examen coproscopique qui nous donnent une image partielle de l'excrétion parasitaire du cheval concerné par notre analyse au moment considéré.
Nous illustrerons nos résultats par la présentation de 3 cas cliniques considérés comme « atypiques ».

II. Animaux, matériel et méthode

A. Animaux

Les animaux supports de l'étude sont des chevaux et poneys, dont les propriétaires sont des connaissances. Ils sont choisis soit dans des écuries dont nous connaissons les gérants, soit après une prise de contact directe et préalable avec les propriétaires, par le biais des réseaux sociaux ou d'e-mail. Une partie sont des étudiants de l'école vétérinaire de Lyon.
La population source est composée de chevaux et poneys de sport et de loisir, adultes, en bonne santé apparente, logés selon des modalités pouvant varier.
Ils sont hébergés dans des structures privées, des « pensions ». Chaque pension, avec ses conditions environnementales, géographiques (nature des sols et de la végétation) et climatiques (plus ou moins sèches ou humides) constitue un effectif.
Chacune de ces pensions est tenue par un « gérant » qui influence ou non l'utilisation des vermifuges par les propriétaires des chevaux hébergés. Ces gestionnaires peuvent eux-mêmes être propriétaires d'un ou plusieurs chevaux, qui seront alors soumis au même protocole.
Les questionnaires seront remplis par le propriétaire de chaque cheval prélevé, à l'occasion d'un entretien ou par courriel.
A l'occasion du prélèvement, l'état général et la note d'état corporel (NEC) du cheval sont évalués.

B. Matériel et méthode de prélèvement :

Notre enquête a été réalisée entre avril 2016 et avril 2017 sur le principe du volontariat, dans des établissements ayant des stratégies de traitements différentes entre eux et à l'intérieur de ceux-ci. Les crottins ont été récoltés avec l'accord du gérant, les propriétaires et les vétérinaires traitants ont été mis au courant des résultats. Le prélèvement consiste en un ramassage d'environ 50 grammes de crottin dans les quelques minutes voire l'heure suivant son émission. L'échantillon est choisi de manière à ce qu'il n'ait pas eu de contact direct avec le sol. Les échantillons sont collectés dans des sacs plastiques propres, identifiés par le nom du cheval inscrit au stylo indélébile. Dès la récolte, l'air est chassé du sac et il est placé dans un plus grand sac isotherme refroidi par des blocs de glace. Les échantillons sont ensuite placés au réfrigérateur et analysés dans un délais de 4 jours maximum.

Pour les chevaux vivant en collectivité (paddock partagé) on observe les individus jusqu'à l'émission de fèces. Le même procédé est utilisé lorsque le cheval que l'on souhaite prélever est en exercice avec son cavalier ou dans un hébergement individuel. Lorsque l'observation sur une durée assez longue pour attendre l'émission d'un crottin n'est pas possible et uniquement pour les chevaux ayant un hébergement individuel, l'échantillon pourra être prélevé alors qu'il est déjà au sol, à condition d'être parfaitement intact et encore chaud.
Le prélèvement des échantillons s'accompagne d'une observation des animaux et une appréciation de leur état général.

C. Analyses et communication des résultats :

1) Examen macroscopique des fèces

Lors du prélèvement initial de l'échantillon et avant toute modification en vue des analyses coproscopiques, les fèces sont observées attentivement. Ceci est réalisé afin d'y mettre en évidence notamment la présence de parasites macroscopiques (ascaris, stade larvaire 4 des cyathostomes, larves de strongles), ou d'une modification de l'aspect des crottins pouvant être un signe d'appel d'une infestation parasitaire massive (nous en tiendrions compte dans l'interprétation des résultats si tel était le cas.).

2) Analyse coproscopique :

Les analyses sont réalisées gratuitement, par nos soins, au laboratoire de parasitologie de Vetagro Sup. Le matériel du laboratoire est utilisé, à savoir : microscope muni des objectifs x4, x10, x40, lame porte objet et lamelle couvre objet, lame de Mc Master, erlenmeyer en plastique, éprouvette graduée, agitateur de verre, agitateur magnétique, passoire à thé doublée d'une compresse non tissée, pipette pasteur, tube à essai, centrifugeuse.
Après examen macroscopique, les échantillons sont préparés en utilisant comme solution dense du sulfate de zinc à saturation, dont la densité est mesurée à 1,39. Chaque prélèvement est le support d'une analyse qualitative par flottation et d'une analyse semi-quantitative par la méthode dite méthode Mac master.

- *Coproscopie semi-quantitative : Mac Master*

La méthode de MacMaster, détaillée en annexe 4, est une technique de coproscopie semi-quantitative. Elle permet de déterminer la richesse d'un prélèvement en éléments parasitaires à partir d'une dilution des matières fécales au quinzième. Les éléments parasitaires en suspension sont ensuite comptés à l'aide d'une lame ou cellule de Mac Master. En utilisant le facteur de dilution (1/15ième), il est alors possible de donner un résultat en quantité d'œufs par gramme. Le seuil de détection de ce test est de 50 œufs par gramme.

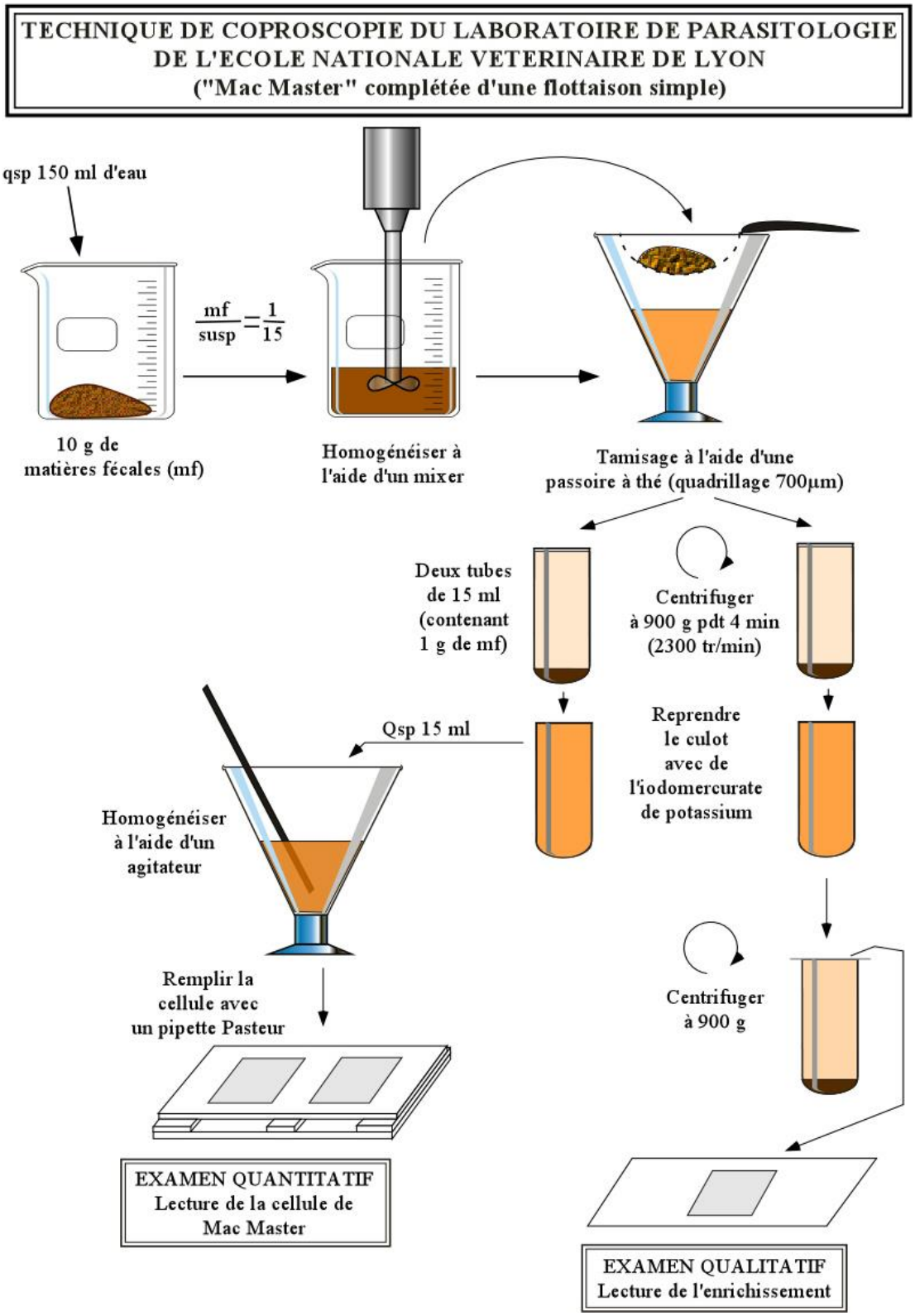


Figure 13 : Technique de coproscopie du laboratoire de parasitologie du campus vétérinaire de Vetagro-Sup : "Mac Master complétée d'une flottaison simple" (Laboratoire de Parasitologie du campus vétérinaire de Vetagro-Sup).

Cette technique présente l'avantage majeur d'apporter un résultat quantitatif et d'être rapide. En revanche le comptage s'effectue avec l'objectif x10 uniquement, pouvant être responsable d'une perte de sensibilité, et les larves qui sont en bas de la cellule ne peuvent être quantifiées. Elle nécessite l'acquisition d'une lame de Mac master coûtant entre 45 et 230 €. Son seuil de détection est relativement élevé, d'autant qu'il existe aujourd'hui des méthodes avec des seuils de détection plus bas.

- *Qualitative : flottation.*

Cette technique, détaillée en annexe 6, consiste en la concentration des éléments parasitaires à partir d'une petite quantité de fèces. Un échantillon est mélangé à un liquide dense (de densité supérieure à celle de la plupart des éléments parasitaires). Sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation, les débris sédimentent dans le culot tandis que les éléments parasitaires remontent à la surface du liquide où ils sont recueillis puis identifiés.
Cette technique présente les avantages d'être rapide, facile à réaliser, peu coûteuse et sensible. L'inconvénient provient des effets néfastes d'une erreur de solution dense : en effet, si la solution n'est pas assez dense, certains éléments risquent de ne pas flotter, et si elle est trop dense, il peut y avoir déformation ou lyse des éléments parasitaires.
Il y a un intérêt majeur à coupler une analyse par flottation à une analyse quantitative par la technique de MacMaster. En effet, la flottation fait office de contrôle : elle permet de détecter des éléments parasitaires présents en plus petit nombre, comme c'est le cas lors d'une émission d'éléments parasitaires en faible quantité (*Anoplocephala sp. Par exemple*), ou de valider le comptage effectué avec la MacMaster. Si aucun œuf n'est compté par la méthode semi-quantitative, la présence d'un petit nombre d'œufs lors de l'analyse par flottation indique que le prélèvement contient des éléments parasitaires mais en deçà du seuil de détection, ce qui amène à donner le résultat « moins de 50 œufs par gramme ».

3) Interprétation et communication des résultats.

Le résultat est établi à la suite de l'analyse semi-quantitative et du « contrôle » qualitatif par flottation. Il est transmis aux propriétaires et leur vétérinaire traitant. Il leur est mentionné la quantité comptée par la méthode de Mac master, donnée en œufs par gramme, ainsi que la présence de parasites détectées uniquement par la méthode de flottation le cas échéant. Il leur est précisé que la décision de l'administration du vermifuge est un choix commun du propriétaire et du vétérinaire traitant, dans lequel nous n'intervenons pas. Nous mentionnons cependant qu'il existe un seuil de 200 œufs par gramme couramment utilisé pour justifier une vermifugation : lorsque le cheval est au-dessus de celui-ci il est considéré comme un fort excréteur.

La réalisation des analyses a respecté un schéma temporel propre à notre étude. Il était respecté quelle que soit la décision prise par le propriétaire concernant la vermifugation.
Le premier prélèvement est effectué dans l'idéal la semaine précédant la date de vermifugation choisie par la personne concernée (propriétaire, gestionnaire de la structure). Lorsque ça n'est pas possible, seuls les chevaux non traités depuis plus de deux mois sont inclus dans l'étude. Le schéma présenté à la figure est ensuite respecté :

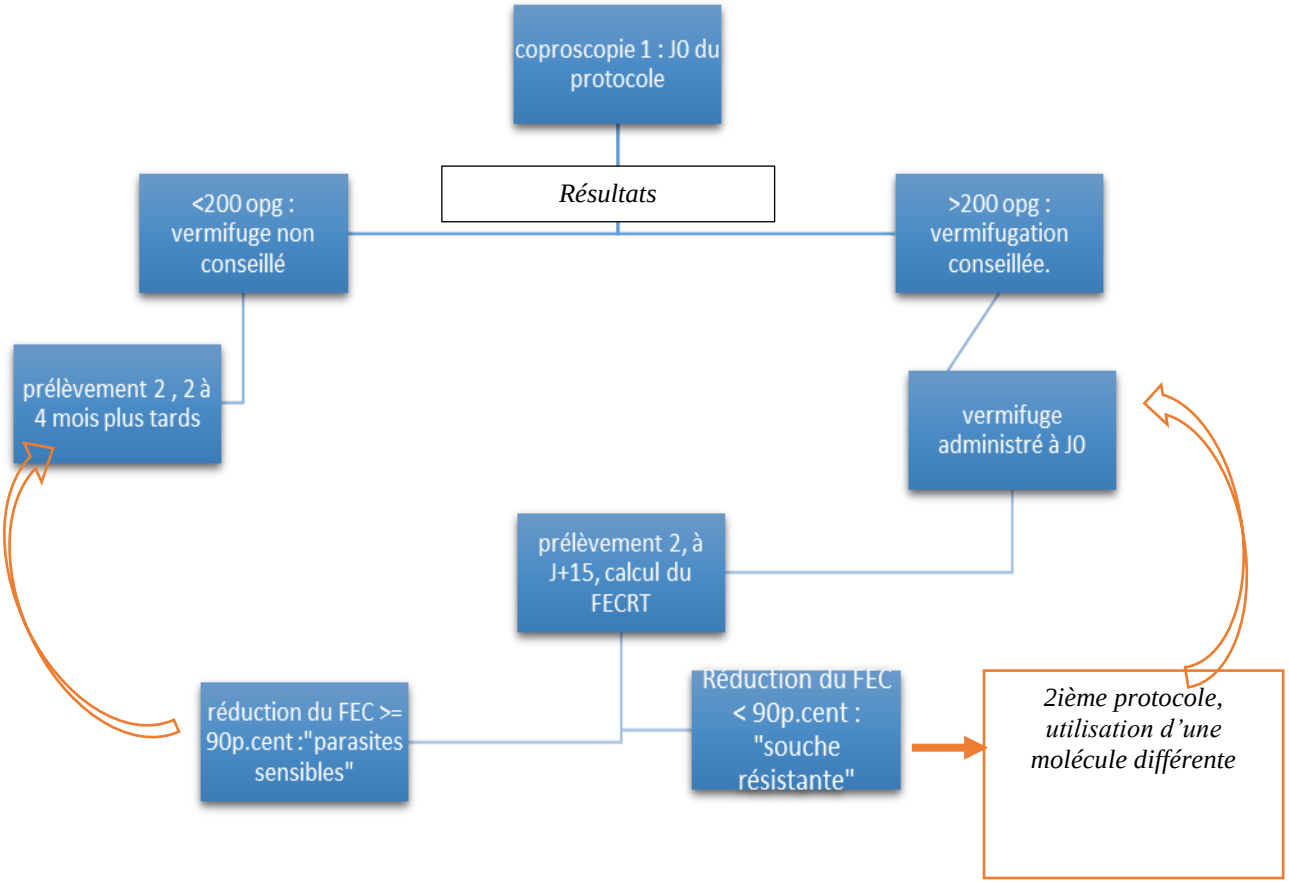


Figure 14 : Représentation de l'organisation temporelle de la réalisation des prélèvements et analyses

Lorsque la vermifugation est conseillée, elle est réalisée à une date considérée comme un nouveau J0 et une seconde coproscopie est réalisée à J+15. La réduction du nombre d'œufs comptés est calculée en utilisant le test de réduction de l'excrétion fécale (Fecal Egg count reduction test : FECRT). Le résultat est transmis au vétérinaire, qui pourra décider de l'administration d'un second vermifuge avec une molécule différente si cela est jugé nécessaire par le vétérinaire.
Un échantillon de crottin du même cheval est analysé 2 à 4 mois plus tard. En fonction du résultat, la même procédure que celle précédemment décrite est appliquée.
Ce deuxième prélèvement avait pour but de fournir une information sur l'évolution de l'excrétion parasitaire dans le temps, en particulier pour les chevaux qui n'avaient pas été vermifugés.

4) Questionnaire

J'ai rédigé un questionnaire permettant d'identifier le plus précisément possible des données concernant le cheval, les habitudes de vermifugation et l'implication possible des propriétaires à modifier leurs habitudes. Il est composé d'une majorité de question à choix multiples et quelques questions ouvertes. Il est reporté en annexe 8.

Le questionnaire est complété par nos observations et les réponses des propriétaires au cours d'une interview. Les données récoltées sont reportées en annexe 9.

Il a été choisi d'interroger les propriétaires afin d'avoir leur interprétation et leur point de vue à propos des protocoles de vermifugation appliqués à leurs chevaux. Il leur est demandé de renseigner les informations générales concernant leur cheval. Ces données sont utilisées pour la description des effectifs. Les coordonnées du propriétaire et du vétérinaire traitant sont aussi renseignées, afin de leur transmettre les résultats d'analyses. Ces informations ne sont pas transcrites dans ce manuscrit afin de respecter leur confidentialité.
Concernant le cheval, on s'intéresse à son environnement afin de déterminer son niveau d'exposition parasitaire. Les questions portent sur :

- Les paramètres d'hébergement du cheval (nature et entretien),
- L'existence de circonstances particulières *: « circonstances à risque »*, comme la coprophagie ou l'existence d'un changement d'environnement exceptionnel pouvant être à l'origine d'une contamination (absence de pratique de la quarantaine, période dans un paddock partagé avec d'autres chevaux dont le statut parasitaire n'est pas connu par exemple).
- La gestion sanitaire de l'hébergement du cheval, c'est-à-dire la fréquence de curage des boxes, ou de nettoyage des pâtures. Un intérêt est également porté à l'organisation temporelle des changements de pâturage ou de curage par rapport au moment de vermifugation.

Les données récoltées permettront de définir le score d'exposition présumée au risque d'infestation parasitaire, en fonction du nombre de contacts avec d'autres individus cheval, poney, ou âne ; ou d'exposition à des situations potentiellement « contaminantes ». Il est gradé de 0 à 6 à partir de critères choisis arbitrairement, à partir des données bibliographiques. Il est calculé en utilisant le tableau qui suit.

Tableau VIII : calcul du niveau d'exposition présumé

Hébergement	Box strict /Paddock seul : 0	Paddock collectif : +1
Climat/sol :	Sec (sable, terre battue, …) +0	Humide (herbe, terre, …) +1
Gestion sanitaire :	Fréquence curage box/ retrait des crottins : >1 fois / semaine : +0	Fréquence curage box/ retrait des crottins <1fois : +1
"circonstance à risque"		Coprophagie, partage ponctuel d'espaces de vie, alimentation à même le sol : +1 (pour chacun des paramètres)

Nous objectivons ensuite de manière la plus claire possible, les raisons invoquées par le propriétaire pour vermifuger son cheval, quelles molécules et quelles doses sont utilisées, à quelle fréquence les vermifuges sont administrés, par qui et auprès de quelle type de structure ils sont achetés.
Le questionnaire comporte enfin des questions fermées concernant la satisfaction qu'ont les propriétaires vis-à-vis de leur protocole de vermifugation et leur volonté à le modifier si on le leur propose, notamment en intégrant à leur démarche la réalisation d'examens coproscopiques.

III. Résultats

A. Description des effectifs

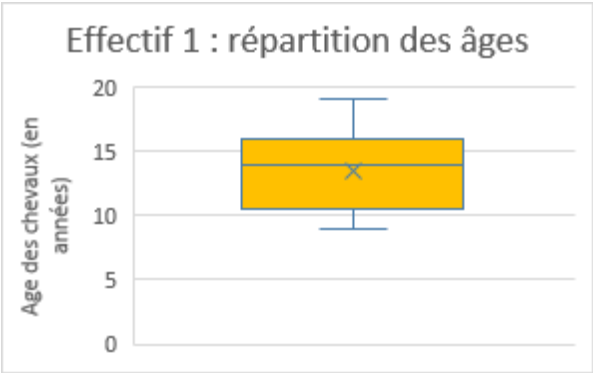
1) Généralités

Les crottins provenant de 70 chevaux différents ont été analysés au cours de deux campagnes distinctes de prélèvements. Parmi eux, 2 chevaux sont sortis en cours d'étude et trois propriétaires n'ont pas répondu au questionnaire. Il y a 43 mâles et 27 femelles, âgés de 2 à 28 ans, avec une moyenne 11,9 ans et une médiane de 11 ans.
Plusieurs races sont représentées : Anglo arabe, Pur-sang Anglais, Lusitanien, KWPN, Trotteur, croisement de Selle Camargue et d'Espagnol, de Fjord et de Camargue, de Lusitanien et d'Oldenbourg, ou de race inconnue. Les plus représentées sont les selles français (24), les pur-sang anglais (13) et les chevaux d'origine inconnue (8).

2) Effectif 1 :

Dans cet effectif, les chevaux sont hébergés en groupe dans un centre équestre situé dans les Bouches du Rhône. Le climat y est sec en été et peu pluvieux en hiver. Les chevaux n'ont jamais accès à l'herbe. Ils partagent des paddocks de densité élevée (environ 10 chevaux pour 1000 mètres carrés).
Les paddocks sont entièrement vidés des crottins qu'ils contiennent environ tous les trois mois. Les chevaux sont nourris au foin à volonté à l'aide de deux râteliers collectifs distincts par paddock. L'effectif est constitué de 10 chevaux, 7 hongres et 3 femelles, âgés de 9 à 19 ans, de race Selle Français et un cheval de selle d'origine inconnue. Ils sont utilisés en compétition de niveau amateur (saut d'obstacle et dressage) et partagent des espaces avec d'autres chevaux dans le cadre de randonnées. Un gérant suggère un rythme de vermifugation et les propriétaires des chevaux décident individuellement. Sept individus sont des chevaux de club, soumis au même protocole de vermifugation, sur la décision du gérant. Trois autres chevaux hébergés dans les mêmes enclos appartiennent à des propriétaires. Ce sont les propriétaires qui décident de vermifuger, ils appliquent en général le même protocole que le gérant.

Parmi eux, un cheval présente un léger amaigrissement évoluant depuis quelques mois au moment de l'étude, un autre a présenté un épisode de coliques 4 ans avant l'étude.



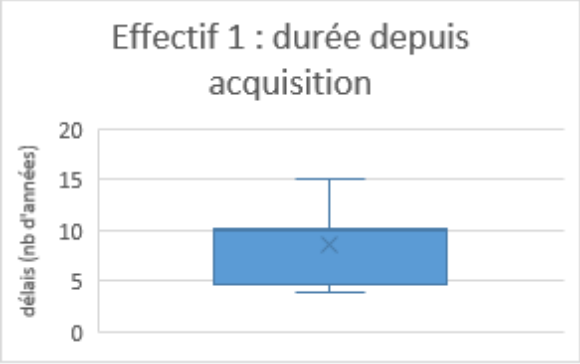


Figure 15 : Répartition des âges et de la durée depuis laquelle les chevaux appartiennent aux propriétaires interrogés dans l'effectif 1.

3) Effectif 2 :

Les chevaux de cet effectif sont hébergés individuellement ou par petits groupes. L'établissement concerné est une pension pour chevaux de propriétaires située dans les Bouches du Rhône. Le climat y est sec en été et assez peu pluvieux en hiver. Les chevaux n'ont jamais accès à l'herbe. Les crottins sont enlevés une fois par semaine. Les chevaux sont nourris à l'occasion de deux repas de foin, certains sont complémentés par des granulés industriels. Certains parcs sont dotés de mangeoires, pour les autres le foin est déposé au sol. Un gérant impose un rythme de 2 vermifugations par an, certains propriétaires en rajoutent des supplémentaires.
L'effectif est constitué de 26 chevaux, 8 juments et 17 hongres, âgés de 3 à 24 ans, la médiane étant de 9,5 ans. Douze d'entre eux sont en parcs collectifs (2 à 5 chevaux), les autres en parcs individuels. Dix d'entre eux sont amenés à partager des espaces communs avec d'autres chevaux à l'occasion de concours ou de randonnées.
Un cheval présente un déplacement dorsal du voile du palais et une hémiplégie laryngée, traités il y a 10 ans par laryngoplastie. Un cheval a été énucléé il y 8 ans à la suite de crises d'uvéite récurrentes sur l'œil droit. Quatre ont déjà présentés ponctuellement des symptômes de coliques résolues médicalement avant l'étude. Trois ont présenté un amaigrissement par le passé, qui a pour l'un d'eux, été traité avec l'administration d'un traitement antiparasitaire ne faisant pas suite à une coproscopie, dans l'année précédant l'étude.

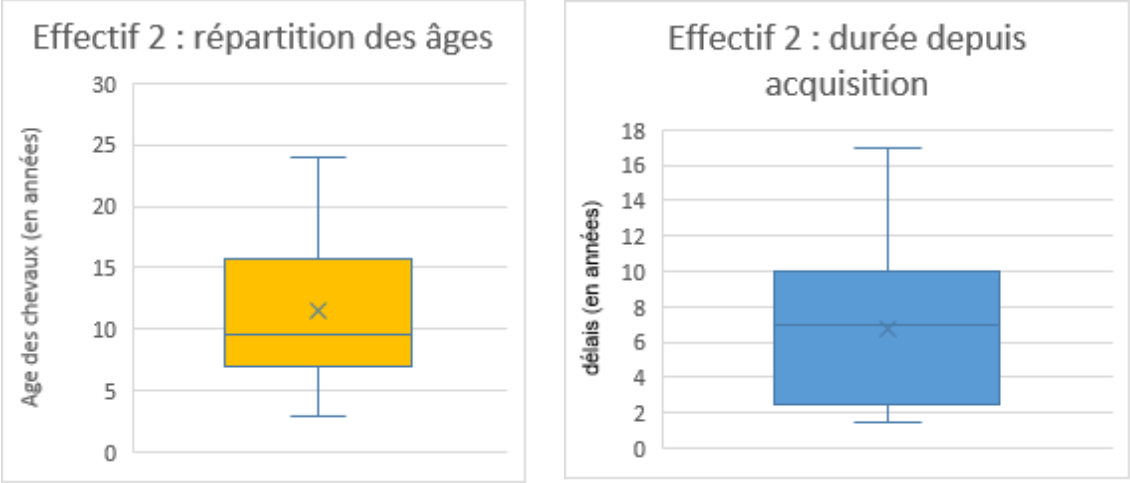


Figure 16 : Répartition des âges et de la durée depuis laquelle les chevaux appartiennent aux propriétaires interrogés dans l'effectif 2.

4) Effectif 3

Cet effectif regroupe des chevaux de propriétaires logés dans l'Ouest lyonnais, sous un climat semi continental. Ils ont accès à l'herbe.
Il est composé de 24 chevaux, onze hongres et treize juments, âgés de 6 à 28 ans, l'âge médian est de 11 ans.
Douze chevaux sont hébergés en box la nuit et parc en herbe la journée (ou par demi-journée) d'environ 1000 mètres carrés. Au cours de l'année, ils alternent entre 2 parcs, avec un changement à l'automne et l'autre au printemps. Ils sont nourris à l'occasion de deux repas au box par jour (trois les jours pluvieux où ils ne sont pas sortis).

Les boxes sont curés intégralement une fois par semaine et les crottins ne sont pas ramassés dans les parcs.
Les douze autres sont continuellement en extérieur, et les crottins ne sont pas ramassés.
Onze chevaux vivent dans des parcs enherbés partagés avec 2 à 4 chevaux, sans changement au cours de l'année.
Pour la plupart (20), les crottins ne sont pas retirés des pâtures. Ils disposent de foin dans des râteliers et certains reçoivent des concentrés en complément, dans des seaux. Huit de ces chevaux sont par ailleurs utilisés en compétition.

Pour la plupart le protocole appliqué correspond à la suggestion faite par les gérants, deux fois par an, au moment du changement de parc le cas échéant, mais il existe beaucoup de variations au sein de cet effectif.

Dans cet effectif, un cheval est atteint d'un dysfonctionnement de la pars intermedia, pris en charge par l'administration de mésilate de pergolide. Deux chevaux ont été atteints d'une myopathie atypique en 2010, l'un d'eux, âgé de 28 ans, a perdu du poids de manière modérée ces deux dernières années. Un autre cheval, âgé de 27 ans a également présenté une légère perte de poids au cours des mois précédents l'étude. Deux autres chevaux ont été sujets à une perte de poids rapide, prise en charge notamment par l'administration d'un vermifuge en 2016. Pour l'un d'entre eux, cet amaigrissement était accompagné de diarrhée, il a reçu une antibiothérapie (Triméthoprime Sulfaméthoxypyridazine 25 milligramme par kilogramme de poids corporel, par voie orale, deux fois par jour), de l'ivermectine (200µg/kg) associé à du praziquantel (1,5 mg/kg) puis 5 jours de fenbendazole (Panacur equine gard ®) à 7,5 mg/kg. Ce même cheval a présenté des coliques en octobre 2016, traitées médicalement.

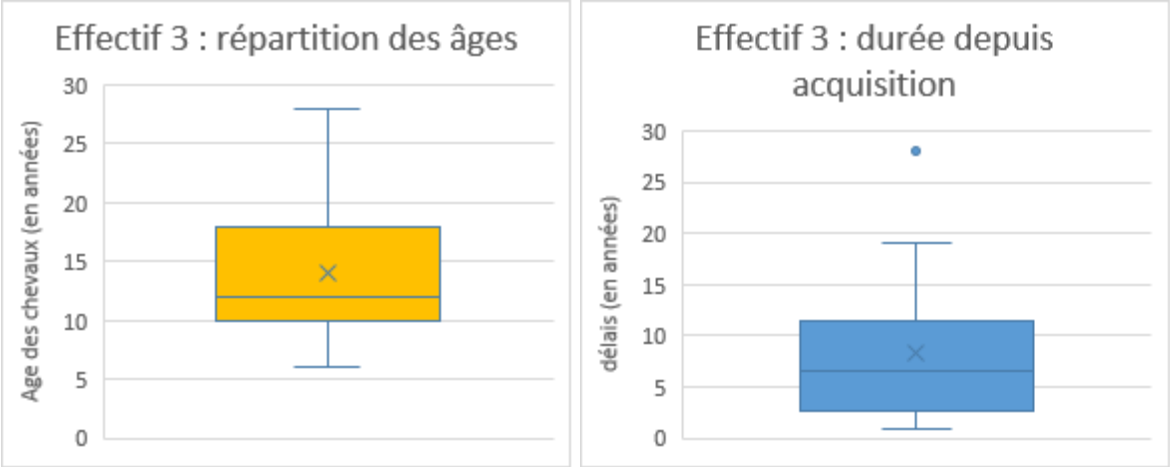
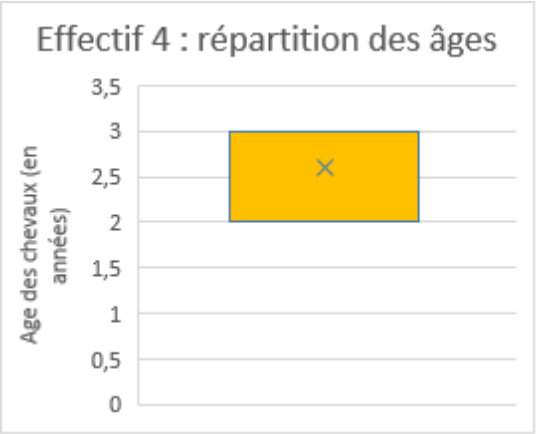


Figure 17 : Répartition des âges et de la durée depuis laquelle les chevaux appartiennent aux propriétaires interrogés dans l'effectif 3.

5) Effectif 4 :

Cet effectif est constitué de pur-sang anglais mâles castrés et femelles, âgés de 2 et 3 ans. Après la vente ou le changement d'écurie de deux chevaux, l'effectif est ramené à six chevaux. Ils sont depuis 6 mois au moins à la charge de l'entraîneur que nous avons interrogé. Ils sont hébergés uniquement en box et n'ont pas accès à l'herbe. Ils reçoivent du foin 3 fois par jour et un aliment mélangé à base d'avoine et de floconnés industriels. Ils sont entraînés 6 jours sur 7 et participent régulièrement à des courses de plat ou d'obstacles.

L'un d'entre eux présente une diarrhée chronique légère, prise en charge par l'administration de probiotiques.



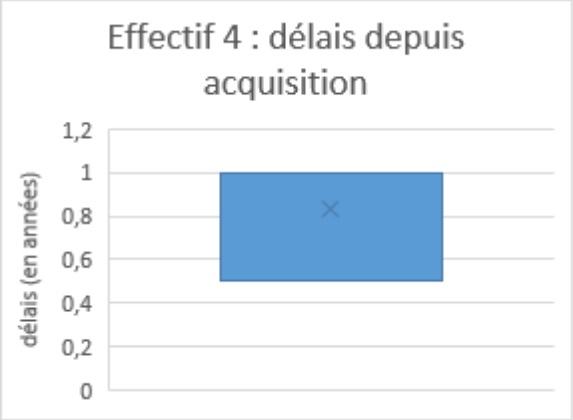


Figure 18 : Répartition des âges et de la durée depuis laquelle les chevaux sont à la charge de l'entraineur interrogé dans l'effectif 4

B. Questionnaire

1) Mode de vie du cheval et niveau d'exposition estimé.

Afin de transcrire les paramètres de vie différents des chevaux inclus dans le protocole, le niveau d'exposition présumé est calculé en respectant le tableau présenté dans le paragraphe précédent. Le tableau suivant présente le nombre de chevaux concernés par les différents niveaux d'exposition au risque parasitaire présumé.

Tableau IX : répartition des chevaux au sein des scores d'exposition présumés.

Niveau d'exposition présumé	Nombre de chevaux concernés
0	1
1	12
2	24
3	19
4	9
Total général	**65**

Il est possible de distinguer certains paramètres influençant le calcul du niveau d'exposition présumé comme la coprophagie, les modes d'hébergements et leur gestion sanitaire.

- *La coprophagie*

Quatre chevaux présentent de la coprophagie de manière certaine et trois autres de manière présumée.

➢ *Les modes d'hébergement :*

Les parcs collectifs et les espaces en herbes ou plus humides sont considérés comme plus à risque d'abriter des stades parasitaires infestants. Le tableau ci-dessous propose de donner le nombre de chevaux concernés par les différents modes d'hébergements et rappelle les points attribués dans le cadre de l'évaluation de leur exposition au risque parasitaire.

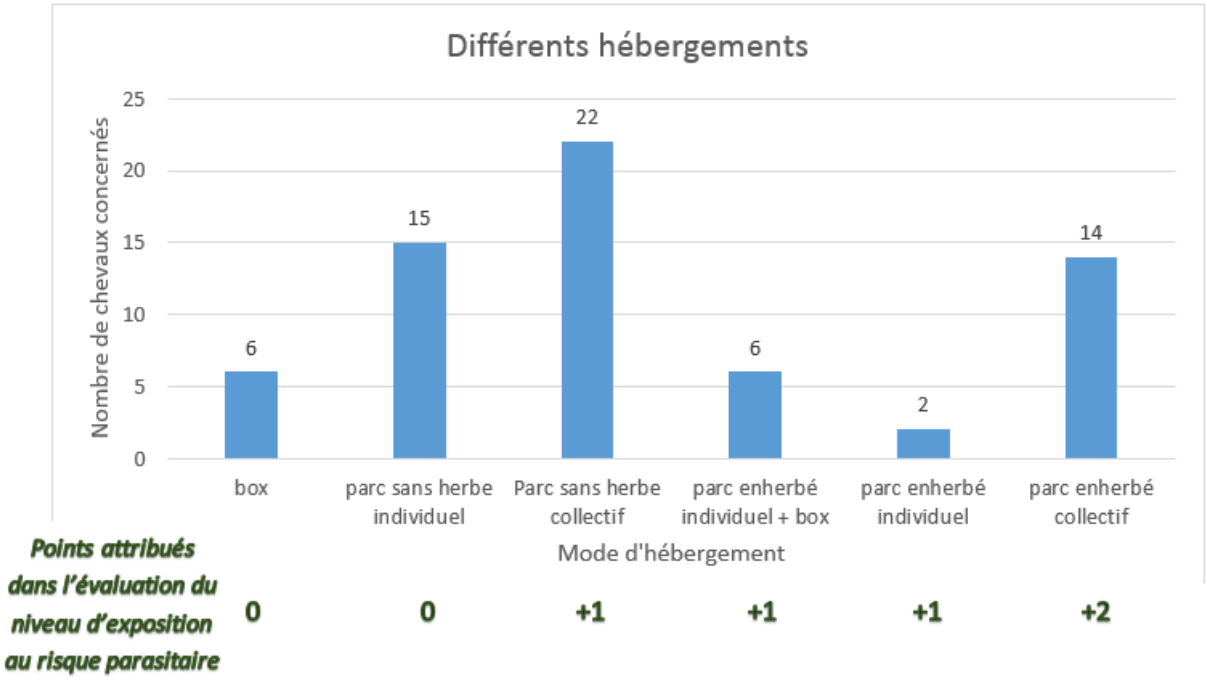


Figure 19 : Répartition des chevaux au sein des différents modes d'hébergement et estimation du niveau d'exposition au risque parasitaire correspondant.

Par ailleurs, 32 individus sont amenés à partager ponctuellement un espace de vie (paddock, carrière, box, …) avec d'autres chevaux. Pour trois autres chevaux, un point supplémentaire est également attribué car il y a eu un changement dans la composition de l'effectif auquel ils appartenaient dans les 6 derniers mois.

➢ *Ramassage des crottins dans l'environnement*

Le ramassage des crottins dans l'environnement est effectué de manière différente selon les structures : les deux figures suivantes permettent de distinguer la proportion de chevaux dont les lieux de vie (box ou paddock) sont régulièrement vidés des crottins qu'ils contiennent.

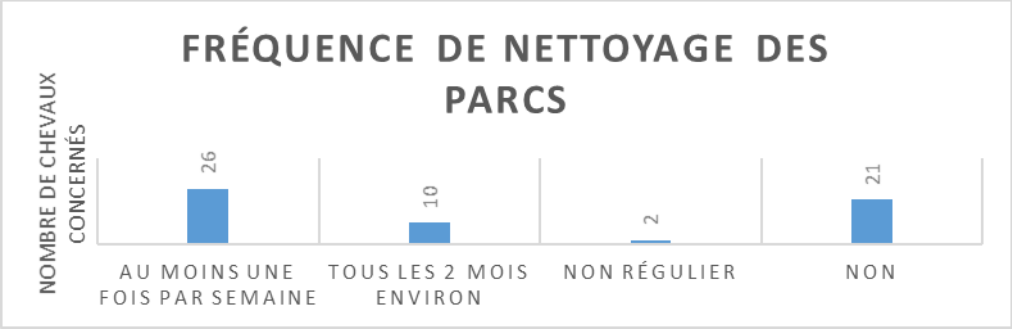


Figure 20 : Nombre de chevaux concernés par les différentes pratiques de nettoyage de leur paddock.

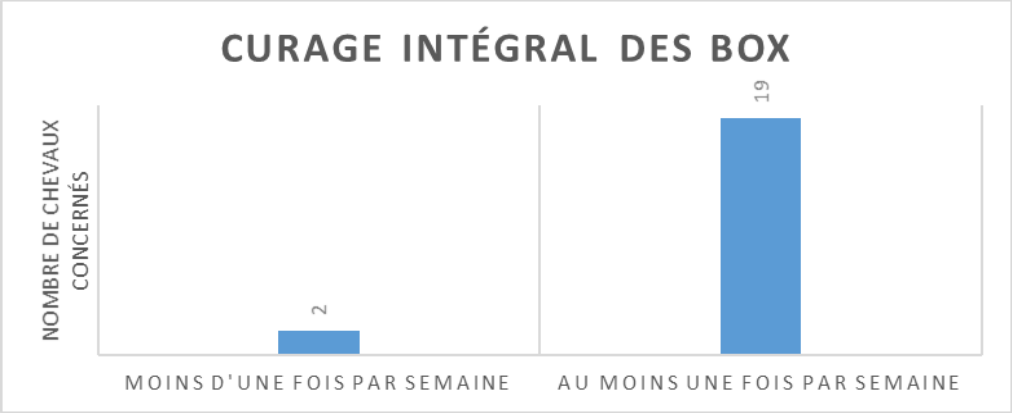


Figure 21: Nombre de chevaux concernés par les différentes pratiques de nettoyage de leur box.

2) Pratiques de vermifugation : *Lieux d'achat, dose administrée et statut de la personne administrant le vermifuge*

➢ *Lieux d'achat du vermifuge*

La part relative de chevaux concernés par les différents lieux d'achats est représentée ci-dessous.

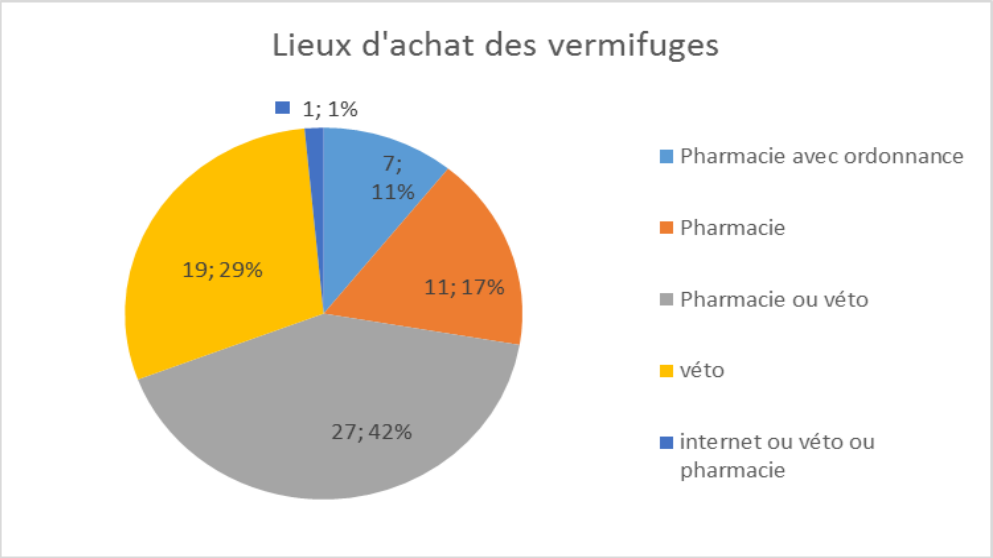


Figure 22 : Répartition parmi les différents lieux d'achat des vermifuges.

- *Dose administrée par rapport au poids du cheval :*

La majorité des propriétaires administre une dose prévue pour un poids supérieur à celui estimé de leur cheval :

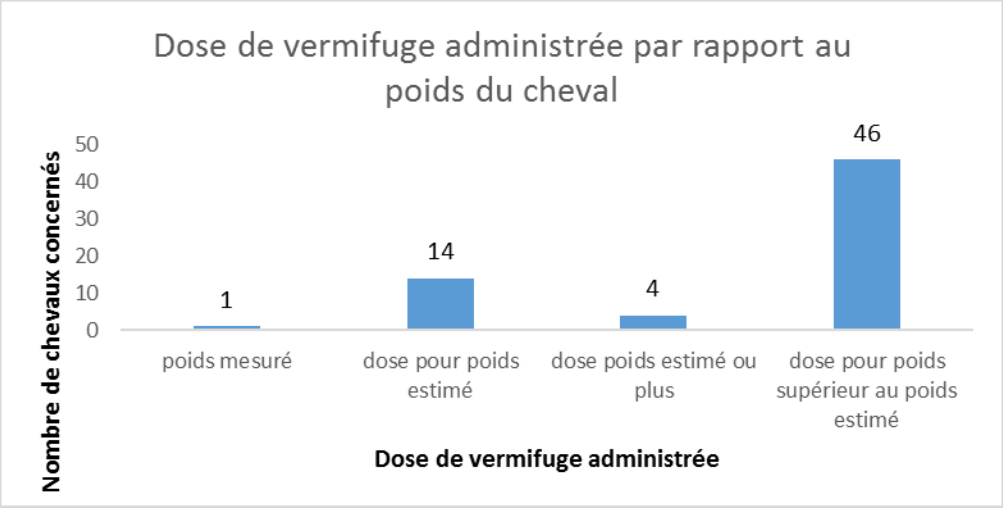


Figure 23 : Nombre de chevaux concernés par les différentes doses de vermifuge administrées.

➢ *Personne administrant le vermifuge :*

La personne qui achète et qui administre le vermifuge n'est pas systématiquement le propriétaire

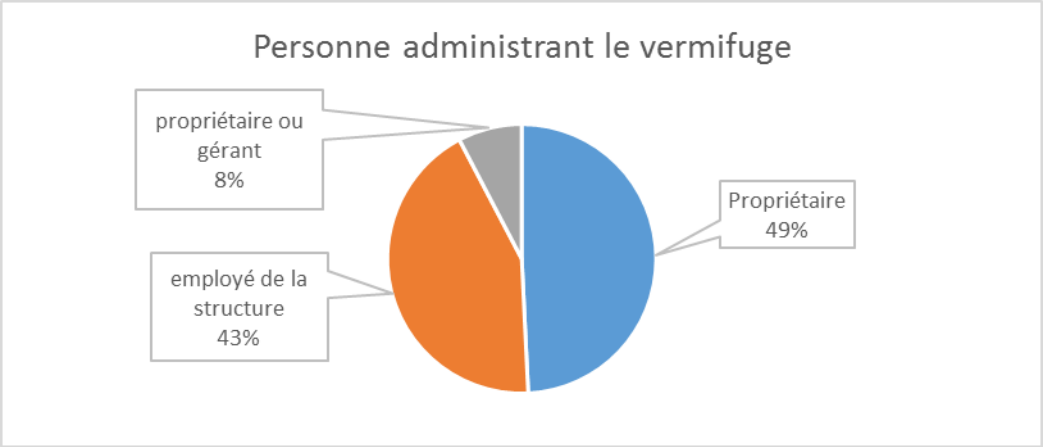


Figure 24 : Répartition des différentes personnes administrant le vermifuge

3) Protocoles de vermifugation

➢ *Nature, fréquence des vermifugation et origine de la décision d'administrer un vermifuge.*

Le rythme de vermifugation suit pour 90,7p. cent (59/65) un protocole pré établi et seulement 9 propriétaires, soit 13,8p. cent, ont déjà eu recours à des examens coproscopiques. Pour deux d'entre eux, cela faisait suite à une perte d'état de leur cheval.
Pour 40p.cent des propriétaires interrogés (26/65), la décision de vermifuger est guidée par leur volonté personnelle appuyée par les conseils du vétérinaire. Trois d'entre eux utilisent des coproscopies. Pour 11 chevaux, le choix et l'administration du vermifuge correspondent au protocole établi dans l'écurie, avec lequel le propriétaire est d'accord.
Six propriétaires, soit 9p. cent, considèrent que c'est le gérant de l'écurie qui impose le rythme de vermifugation. Tous les 'gérants' interrogés ont établi leurs protocoles en accord avec le vétérinaire. Pour quatre personnes, le rythme est imposé par le vétérinaire. Dix-sept autres (26p.cent), sont les seules à intervenir dans l'établissement du protocole de vermifugation et quatre d'entre eux appuient leur décision sur le résultat d'un examen coproscopique. Un seul des propriétaires considère ne vermifuger que lorsque cela est nécessaire. Ces données sont synthétisées dans la figure qui suit.

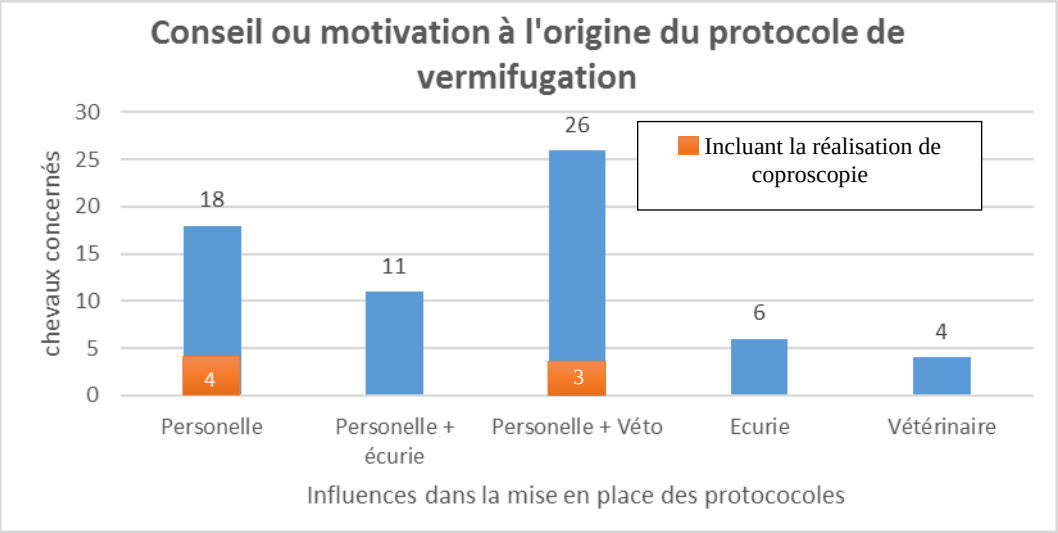


Figure 25 : Nombre de chevaux concernés par les protocoles établis selon différentes influences.

➢ *Nombre de vermifugations annuelles*

Les protocoles appliqués par les propriétaires comprennent entre une et quatre administrations de vermifuges au cours de l'année.
Le nombre moyen de vermifuges administrés par an et le niveau d'exposition ne suivent pas une relation linéaire :

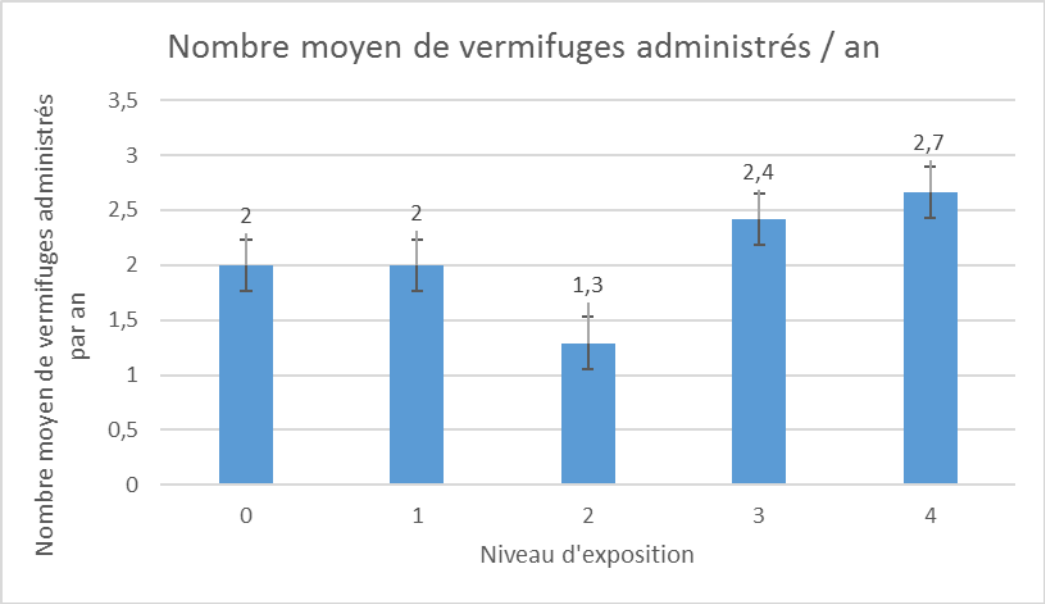


Figure 26 : Nombre moyen de vermifuges administrés en fonction du niveau d'exposition.

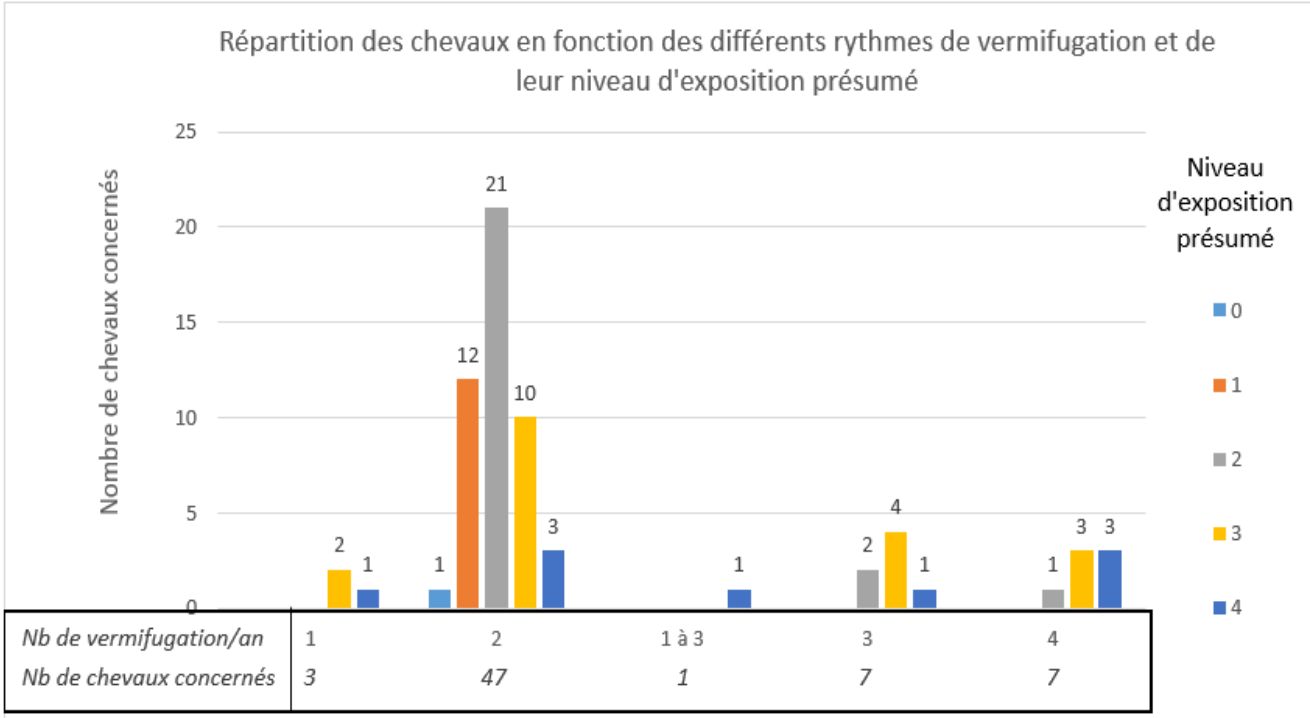


Figure 27 : Nombre de chevaux concernés par les différents rythmes de vermifugation et leur niveau d'exposition présumé.

- *Spécialités administrées au cours de l'année*

Les spécialités anthelminthiques inclues dans les protocoles et l'organisation de leur administration sont soumises à variations. Afin d'avoir une vue d'ensemble des molécules administrées en fonction des saisons, les données sont reportées dans les graphiques ci-dessous. Pour chaque saison, les molécules utilisées sont données en abscisse et le nombre d'individus concernés en ordonnée. L'utilisation de couleurs différentes renseigne sur le nombre de vermifuge administrés dans l'année que contient le protocole concerné.

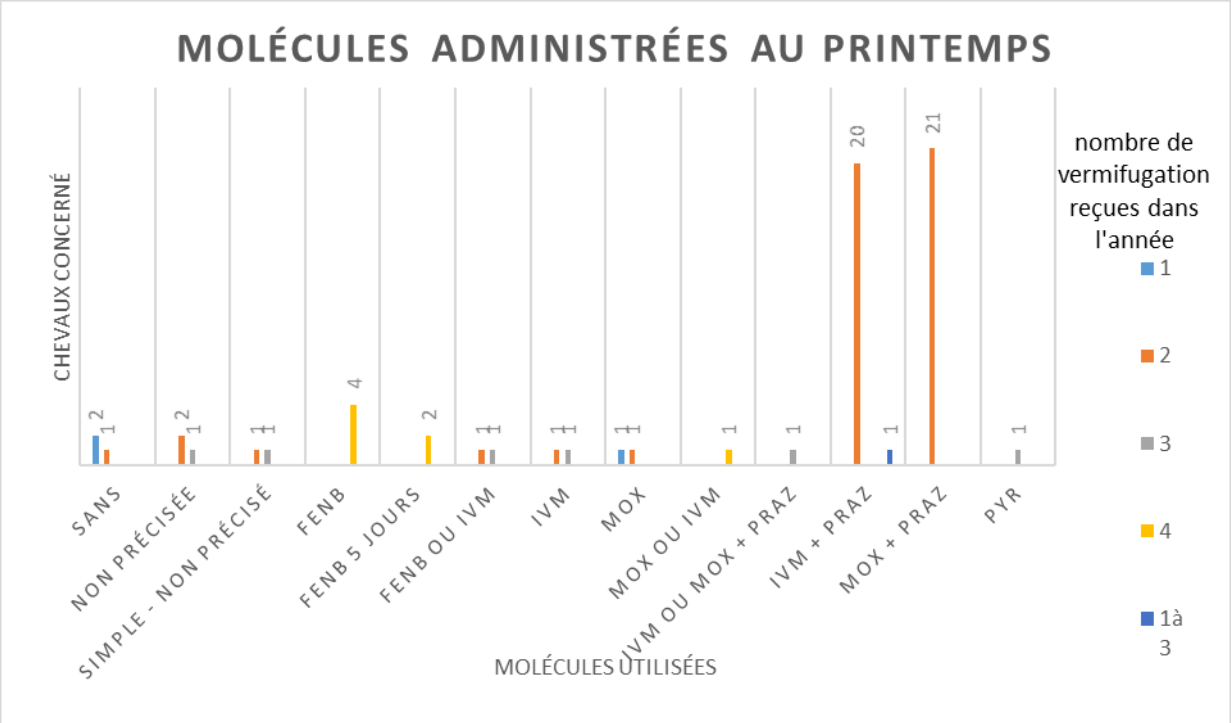


Figure 28 : molécules administrées au printemps dans le cadre des différents protocoles.

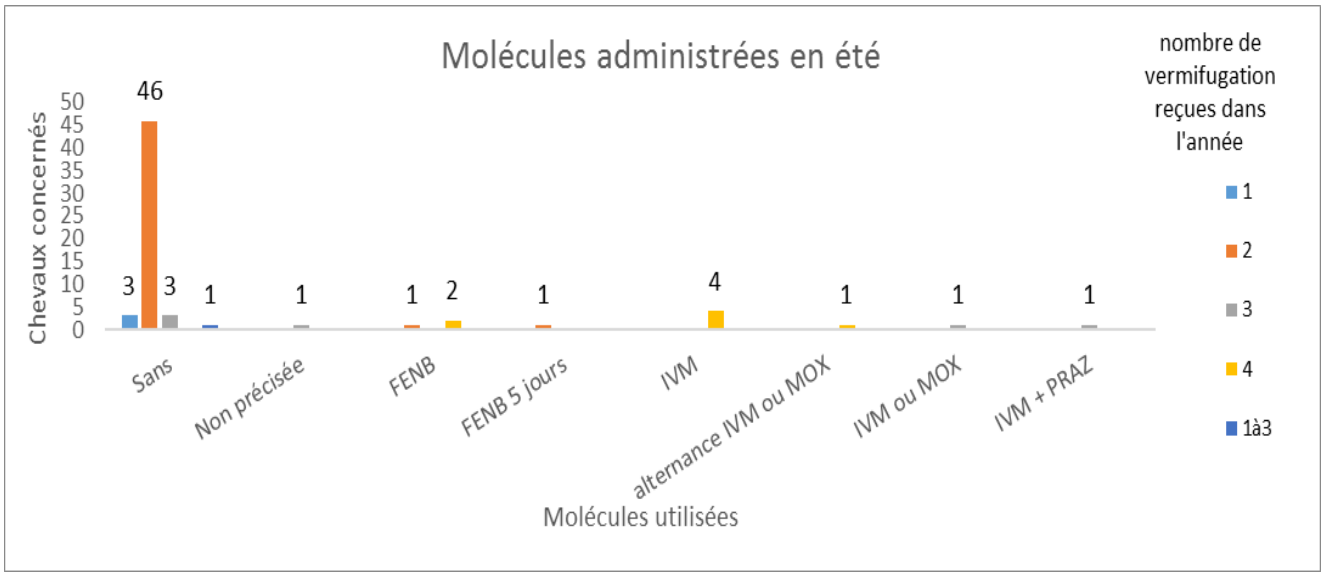


Figure 29 : molécules administrées en été dans le cadre des différents protocoles.

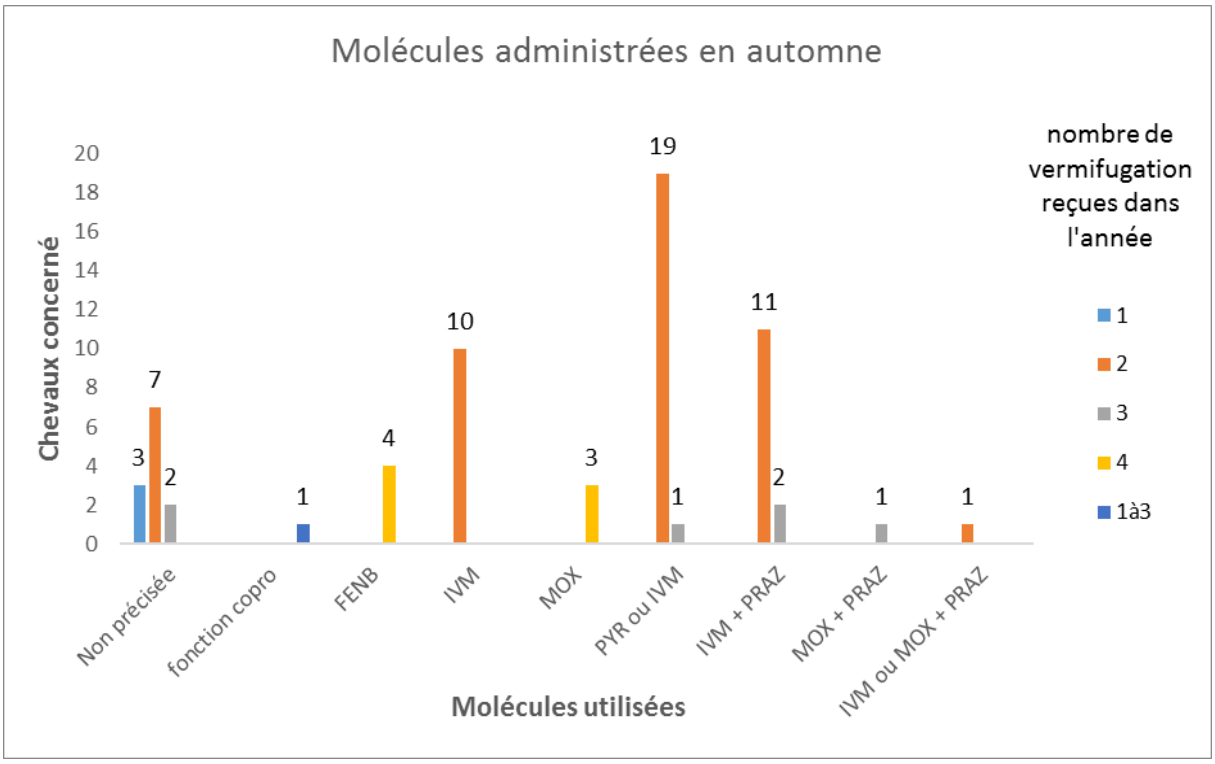


Figure 30 : molécules administrées en automne dans le cadre des différents protocoles.

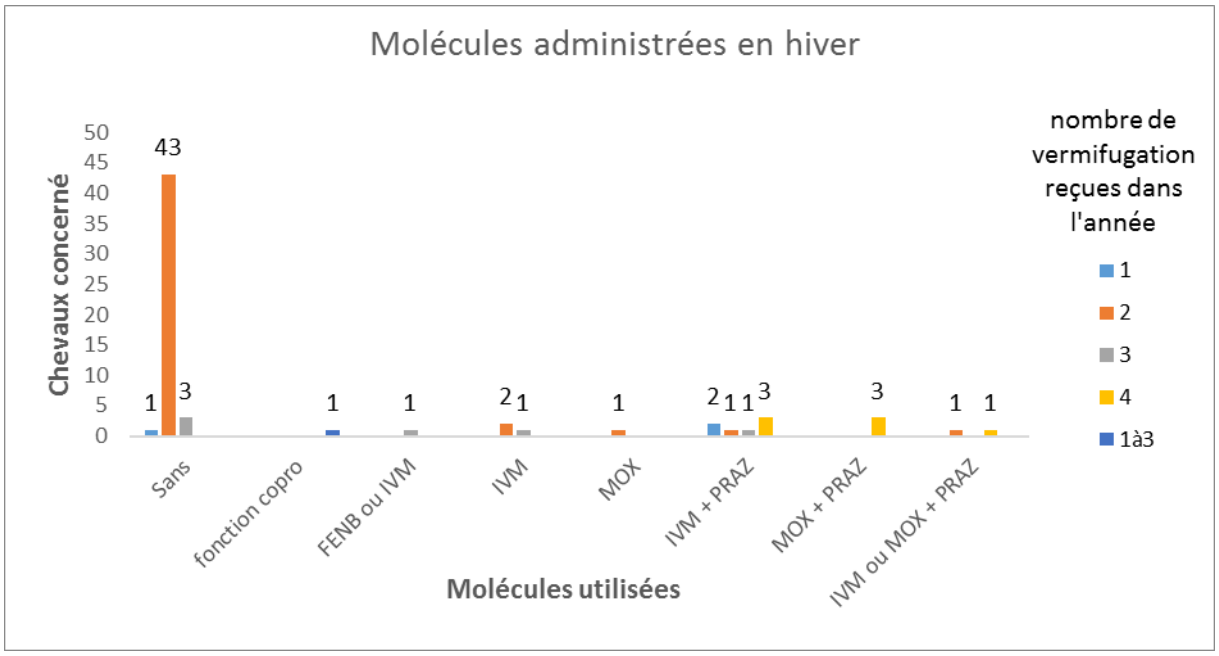


Figure 31 : molécules administrées en hiver dans le cadre des différents protocoles.

Le tableau suivant propose un bilan du nombre de fois où chacune des spécialités est utilisée. Les variations numériques (en ce qui concerne le nombre de vermifuges attribués) traduisent les réponses des propriétaires dont les protocoles ne sont pas figés d'une année sur l'autre.

Tableau X : bilan des molécules administrées au cours de l'année

	Nombre de chevaux concernés	
FENB	11	+/- 3
FENB 5 jours	3	
FENB ou IVM	3	
IVM	20	+/-23
MOX	6	+/-6
MOX ou IVM	3	
IVM + PRAZ	42	+/- 4
IVM ou MOX + PRAZ	4	
MOX + PRAZ	25	+/- 4
PYR	1	+/- 20
PYR ou IVM	20	

Malgré la disparité observée, il se dégage qu'au printemps une majorité de chevaux reçoit une vermifugation duo (21 reçoivent ivermectine + praziquantel et 21 moxidectine + praziquantel).

4) Opinion du propriétaire quant au protocole suivi, à la réalisation de coproscopie, éléments pris en compte pour la prochaine vermifugation.

- *Opinion quant au protocole utilisé jusque-là :*

Parmi les propriétaires interrogés, douze ne sont pas entièrement satisfaits par leur protocole de vermifugation :

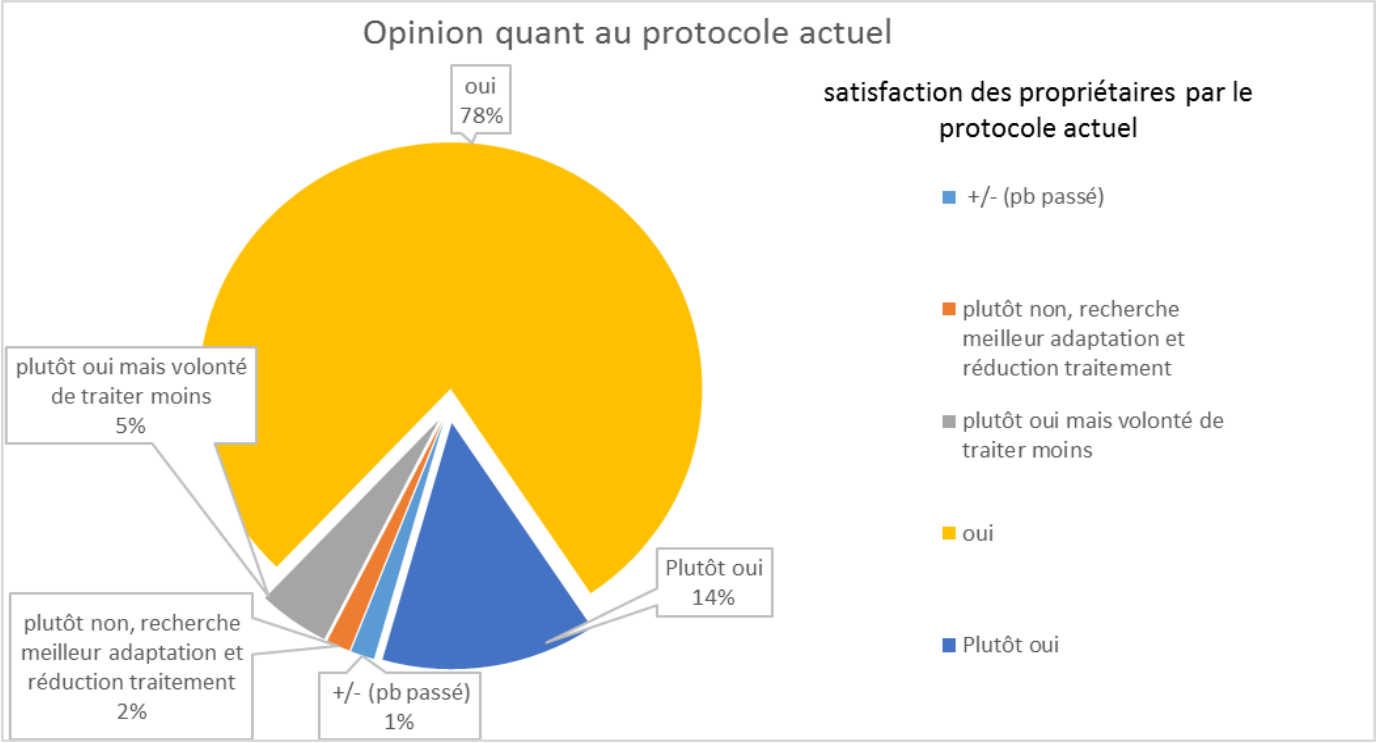


Figure 32 : Opinion exprimée par les propriétaires concernant leur protocole de vermifugation.

Parmi eux, sept propriétaires ont dû administrer un vermifuge supplémentaire à leur cheval. Cela faisait suite :

- À l'observation de vers dans les crottins (1/5),
- À une perte d'état, améliorée par une vermifugation (sans qu'il n'y ai d'examen coproscopique associé) (2/5),
- À la mise en évidence de parasites par une coproscopie réalisée à distance d'une vermifugation (2/5),
- À la manifestation de syndrome de coliques par leur cheval.

Sept autres propriétaires manifestent l'envie de diminuer le nombre de traitements administrés. Parmi eux, un propriétaire exprime clairement la volonté d'avoir plus d'informations sur l'épidémiologie des parasites afin d'adapter les vermifuges à l'infestation parasitaire supposée la plus probable, ou identifiée à la suite d'une coproscopie.

Sur les 65 personnes ayant répondues, 49 se disent volontaires pour réaliser un nouvel examen coproscopique sans tenir compte du coût. Lorsque l'on estime le coût d'une coproscopie à 15-20€, ils sont 26 à vouloir réaliser un examen coproscopique et 13 à ne vouloir le réaliser que s'il est conseillé par leur vétérinaire. Une personne se dit volontaire pour réaliser une coproscopie lorsqu'elle est moins chère que le vermifuge.

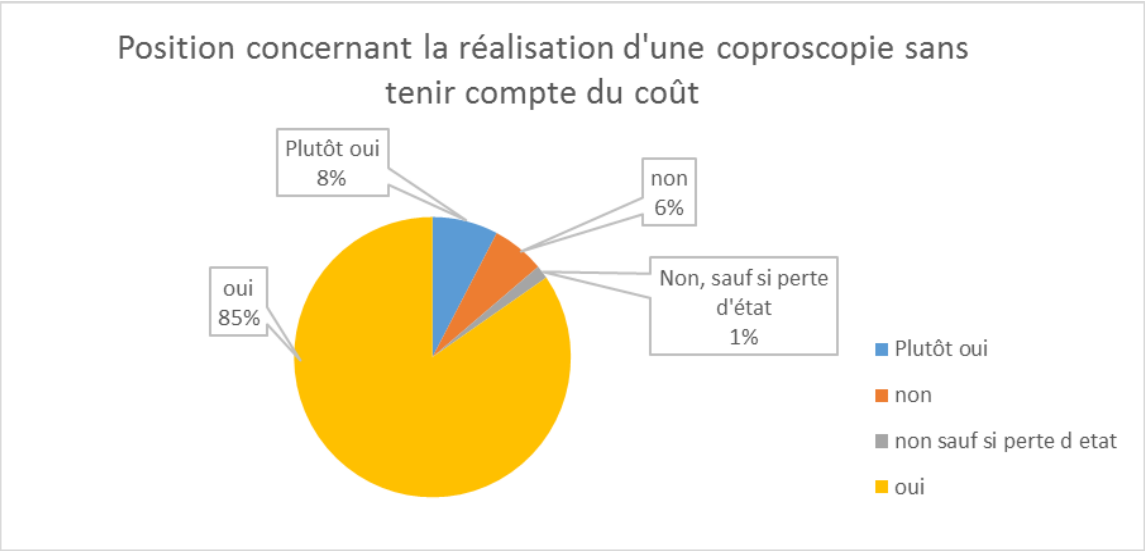


Figure 33 : Volonté des propriétaires concernant la réalisation d'une coproscopie sans tenir compte du coût.

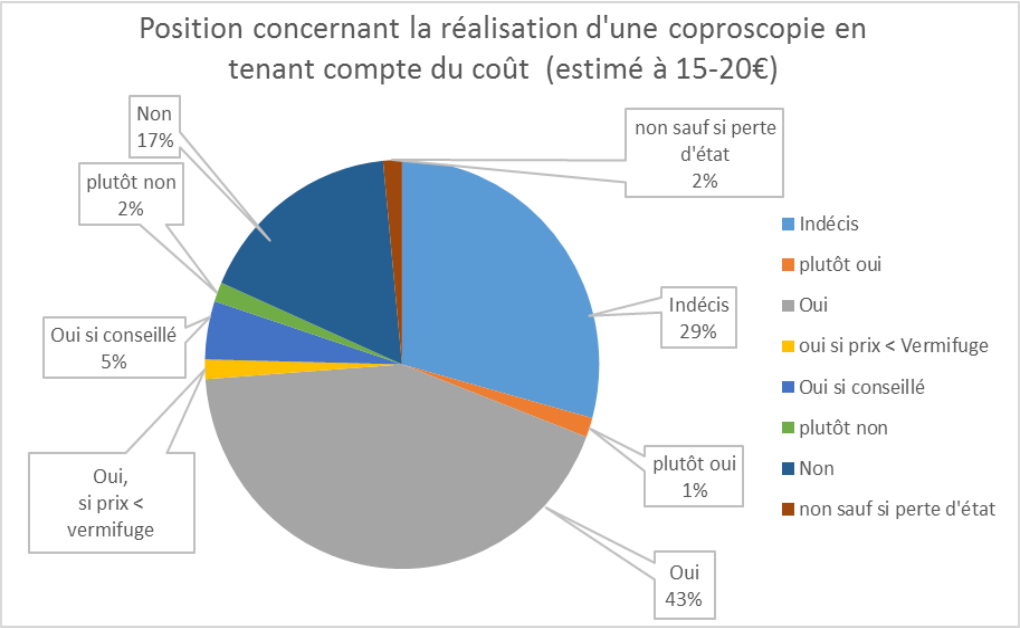


Figure 34 : Disposition à la réalisation d'une coproscopie en tenant compte du coût

Parmi les personnes se déclarant volontaires pour réaliser une coproscopie payante, 6 pensent tout de même réaliser leur prochaine vermifugation en fonction de leur protocole et non pas du résultat ; 10 sont prête à le faire en fonction du résultat de la coproscopie et au cas où ils auraient l'occasion de la réaliser, sinon ils utiliseraient leur protocole habituel.
Parmi ces personnes déclarant être volontaires pour faire un examen coproscopique, seules 9 (soit 13,8 p. cent) en avaient déjà fait dont 6 étudiants vétérinaires. Parmi ces 9 personnes, seules 7 ont réalisé une coproscopie pour orienter leur décision de vermifugation, pour les deux autres, la coproscopie a été réalisée dans le cadre de l'exploration d'un amaigrissement.

➢ *Motivation à réaliser le prochain vermifuge*

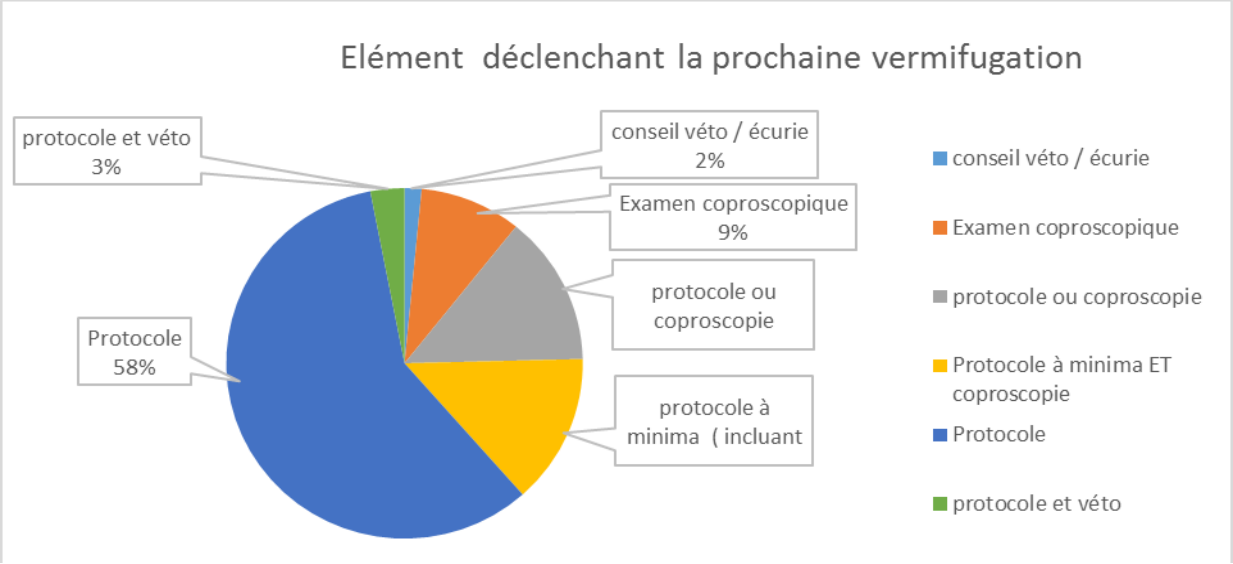


Figure 35 : facteur invoqué comme déclenchant la prochaine vermifugation.

Parmi les personnes interrogées, 36 comptent administrer le prochain vermifuge sur la base de leur protocole habituel. Dix déclarent administrer le prochain vermifuge sur la base d'un examen coproscopique ou de leur protocole.
Six ne vermifugeront qu'à la suite d'une coproscopie. Sept ne le feront que dans le cadre d'une justification par coproscopie ou un protocole à minima (administration d'un vermifuge annuel malgré un comptage négatif ou <200 opg de strongles). Les neuf personnes qui réalisaient déjà des coproscopies pour les orienter dans leur décision d'administrer ou non un vermifuge sont réparties dans ces trois groupes précédents. Cinq personnes précisent qu'elles vermifugeront conformément au protocole proposé par le vétérinaire. Une personne précise qu'elle ne souhaite administrer un vermifuge que si la coproscopie, la clinique du cheval ou l'épidémiologie parasitaire le justifie.

C. Examen à distance du cheval.

L'évaluation de l'état général permet de distinguer deux chevaux (numéros 31 et 39), dont la NEC est évaluée à 2-2,5/5. Leur comptage est tout le temps resté <50 œufs par gramme. Tous les autres ont une note d'état corporelle évaluée entre 3 et 4/5.
Tous les individus prélevés ont un bon état général : ambulatoire, alerte et interagissant avec leur environnement. La qualité du poil parait satisfaisante.

D. Examen coproscopique

1) Examen macroscopique

Aucun échantillon n'a permis l'observation d'élément parasitaire macroscopique au moment de la coproscopie. En revanche, après une vermifugation, un propriétaire a noté la présence de gastérophiles (larves de mouches fixées sur la muqueuse de l'estomac, ne pouvant pas être mis en évidence par coproscopie) et d'ascaris dans les crottins. Cette observation a donné lieu à la photographie ci-dessous.

Figure 36 : Ascaris émis par un cheval après vermifugation

Ce cas est isolé. Cet événement est mentionné en complément des résultats de la coproscopie.

2) Examen microscopique

Le comptage d'œufs de strongles obtenu pour chaque échantillon est reporté dans les graphiques ci-dessous.
Les comptages obtenus par la méthode de MacMaster ont toujours été compatibles avec les observations des lames obtenues après coproscopie par flottation. Les résultats des flotations ne sont donc pas précisées ici.
Lorsque le comptage dépasse 200 opg, il est conseillé au propriétaire de se rapprocher de son vétérinaire pour discuter d'une éventuelle vermifugation.
Les prélèvements ayant dépassé le seuil de 200 œufs par gramme ont tous été suivis d'une vermifugation et d'un contrôle de son efficacité. Les résultats de la coproscopie de contrôle (dans les 3 semaines après vermifugation) sont donnés dans un tableau indiquant également la valeur obtenue lors de la coproscopie initiale.
Si un échantillon contient des éléments parasitaires autres que des œufs des strongles, cela est mentionné sous la forme « nombre d'œufs de strongles comptés + *autre élément parasitaire* ».

- ⇨ 56 des 65 chevaux ont eu au moins un comptage positif de strongles digestifs, soit une prévalence de 86p.cent tous strongles confondus.
- ⇨ Le portage de parasites du genre *Parascaris* est évalué à 1,5 p. cent, celui *d'Anoplocephala* est aussi évalué à 1,5p. cent.

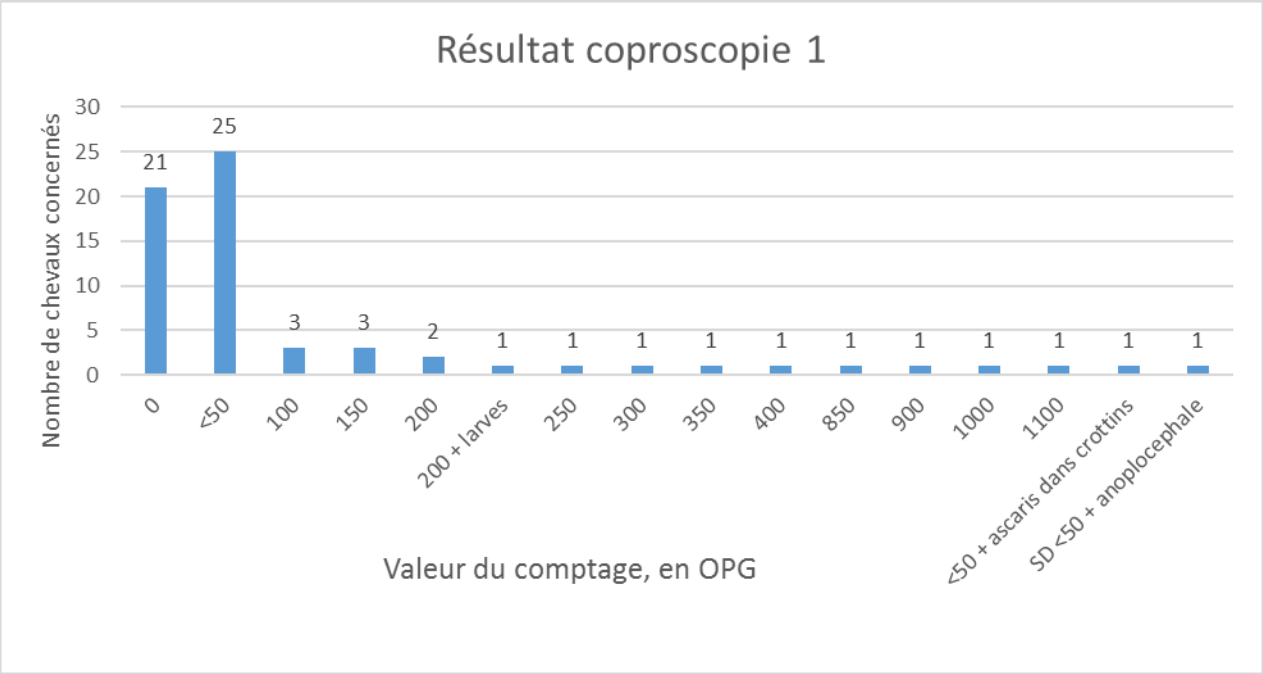


Figure 37 : Résultat des comptages, en œufs par gramme, obtenus à l'issue de la première coproscopie.

Sur les lames de flottation de contrôles, il a été suspecté la présence de larves pour un cheval. Cela a donné lieu à la réalisation d'une coproscopie de Baermann et ainsi à la confirmation de la présence de larves. Il a donc été conseillé de vermifuger le cheval concerné. Dans les 3 semaines qui ont suivis, un échantillon issu de ce même cheval est analysé et le résultat intégré aux « contrôles ». Dans la figure 38, les valeurs des comptages sont données en abscisse, le nombre de chevaux concernés en ordonnée. Les chevaux sont distingués en fonction de la valeur du comptage avant administration du vermifuge, repérés à l'aide de couleur différentes sur le graphique.

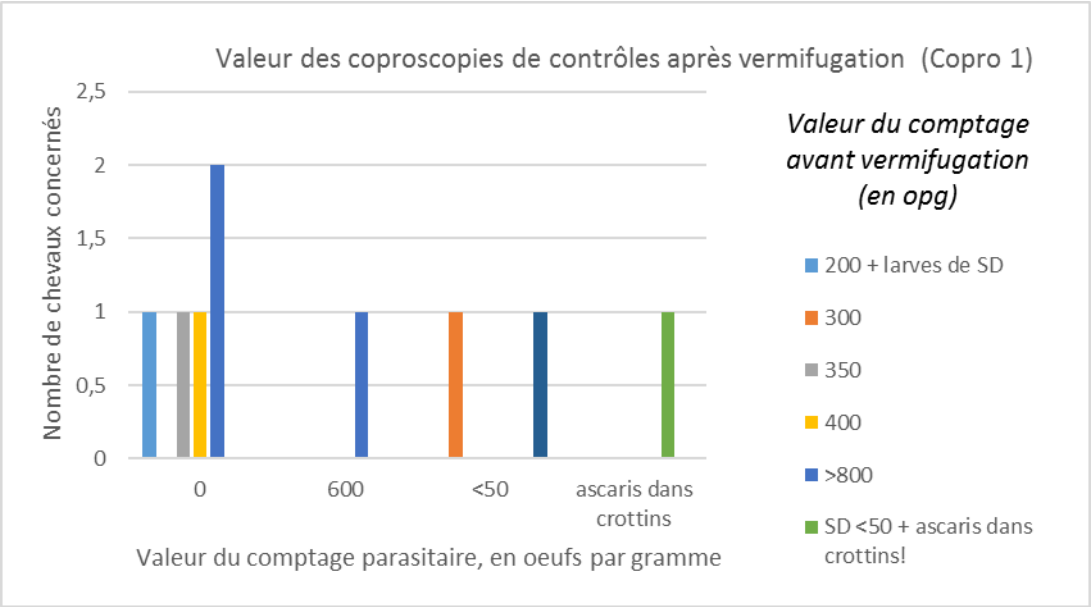


Figure 38 : Résultats des coproscopies de contrôles effectuées après vermifugation des chevaux ayant un comptage positif lors de la coproscopie 1.

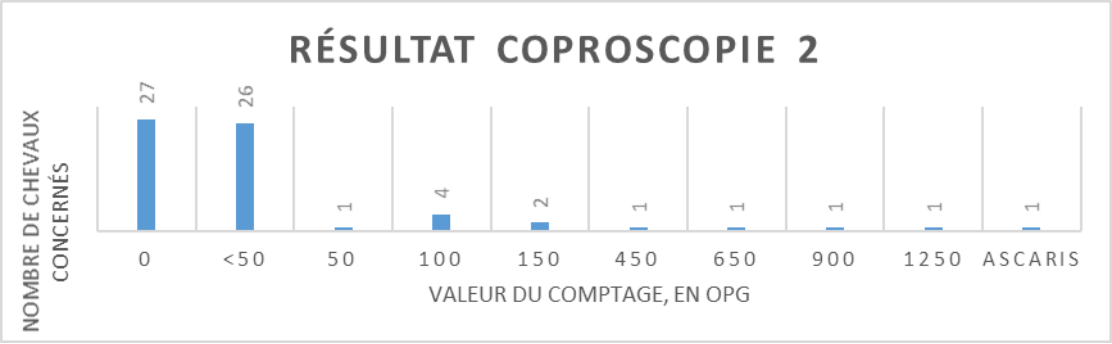


Figure 39 : Résultat des comptages, en œufs par gramme, obtenus à l'issue de la deuxième coproscopie.

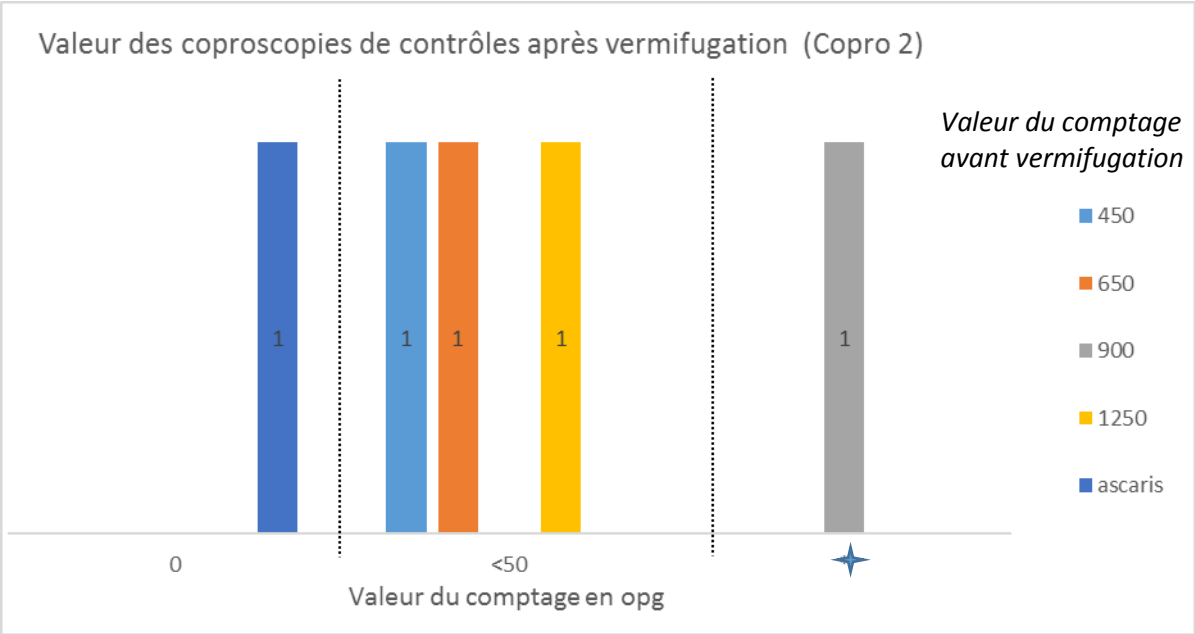


Figure 40 : Résultats des coproscopies de contrôles effectués après vermifugation des chevaux ayant un comptage en faveur de celle-ci lors de la coproscopie 2.

Un cheval a présenté une infestation récurrente par des *Parascaris*. Une première coproscopie effectuée en novembre est négative. En janvier, des *Parascaris* adultes sont observés dans les crottins. Le cheval reçoit alors une dose de moxidectine correspondante à son poids estimé. La coproscopie de contrôle effectuée 14 jours après vermifugation révèle la présence d'œufs de *Parascaris*. Il reçoit une nouvelle vermifugation à base d'ivermectine. Le contrôle coproscopique effectué 15 jours après est négatif.

Le ✦ * représente le cheval sorti de l'étude après que la 3ième coproscopie successive soit restée positive. Il est présenté de manière détaillée dans le *« cas clinique numéro 3 »*.

➢ *Comptage en fonction du niveau d'exposition présumé*

Le graphique suivant propose de donner les valeurs moyennes de comptage en fonction du niveau d'exposition, pour les coproscopies 1 et 2. Etant donné la disparité des comptages, des graphiques plus détaillés sont fournis par la suite.

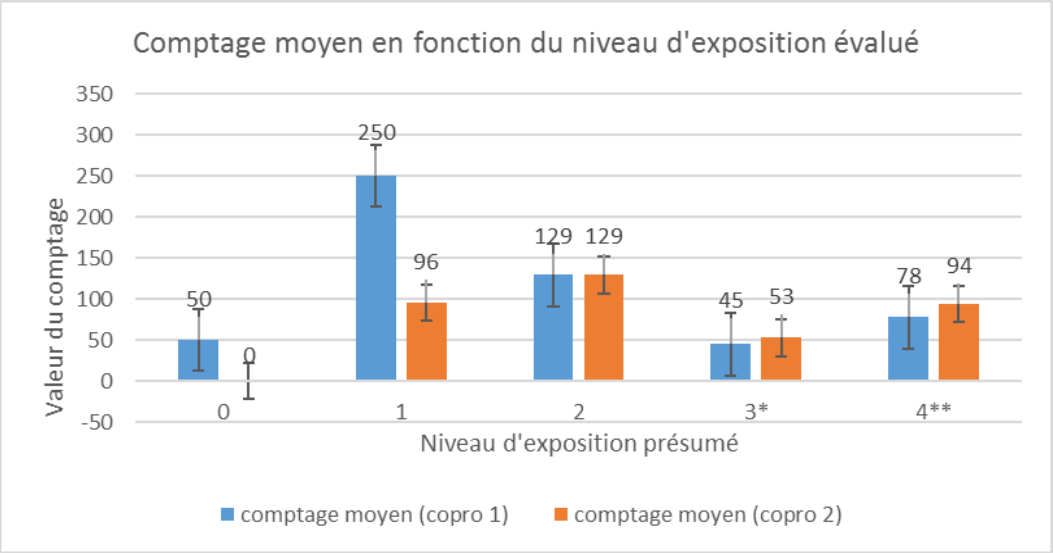
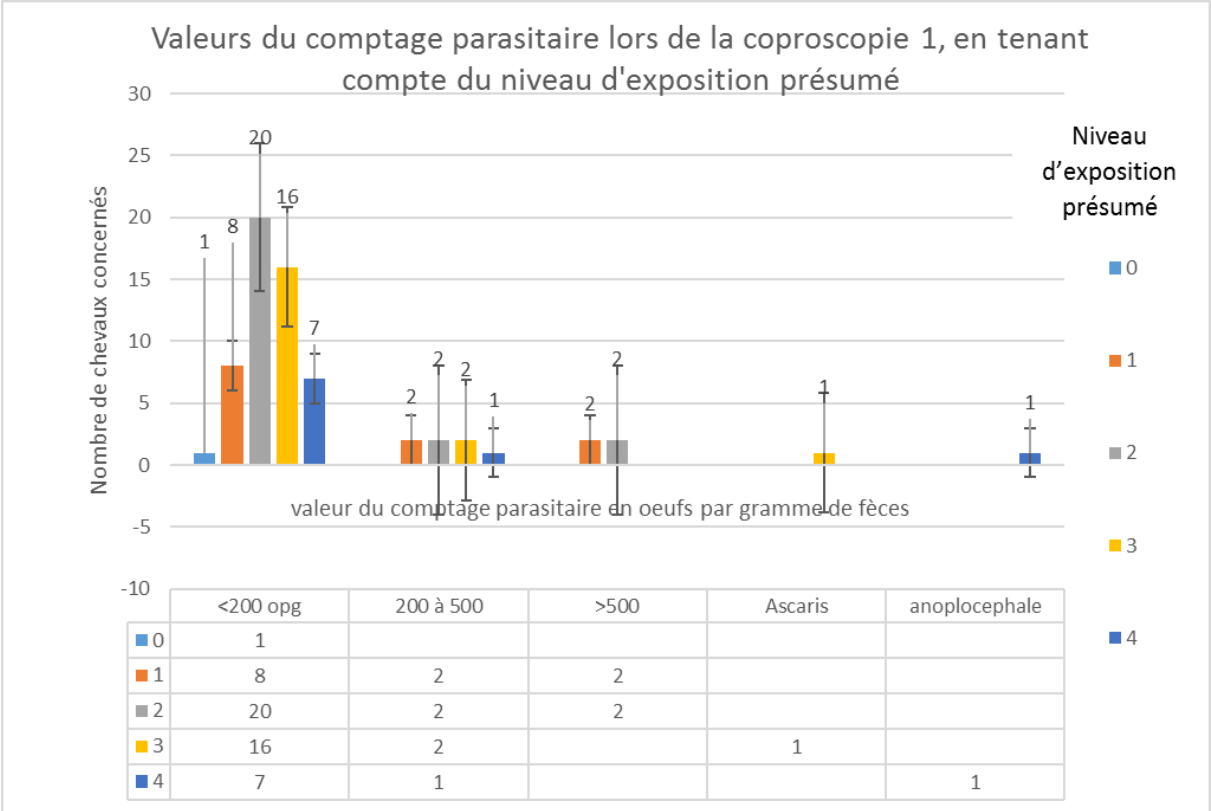


Figure 41 : Comptages moyens obtenus lors des coproscopies 1 (« copro 1 ») et 2 (« copro 2 »), en fonction du niveau d'exposition estimé.

*La présence d'une « * » correspondant à l'indentification de Parascaris chez un cheval appartenant à ce groupe. La présence de « ** » correspond à une identification d'Anoplocephala spp. chez un cheval de ce groupe.*

La figure 42 propose de distinguer les niveaux d'exposition parmi les groupes de chevaux ayant la même valeur de comptage.



	<200 opg	200 à 500	>500	Ascaris	anoplocephale
0	1				
1	8	2	2		
2	20	2	2		
3	16	2		1	
4	7	1			1

<u>Figure 42</u> : valeurs des comptages obtenues lors des coproscopies 1 en fonction du niveau d'exposition.

Les comptages sont regroupés en trois classes : faible excrétion (<200 opg), excrétion modérée (200 à 500 opg) et forte excrétion (>500 opg).

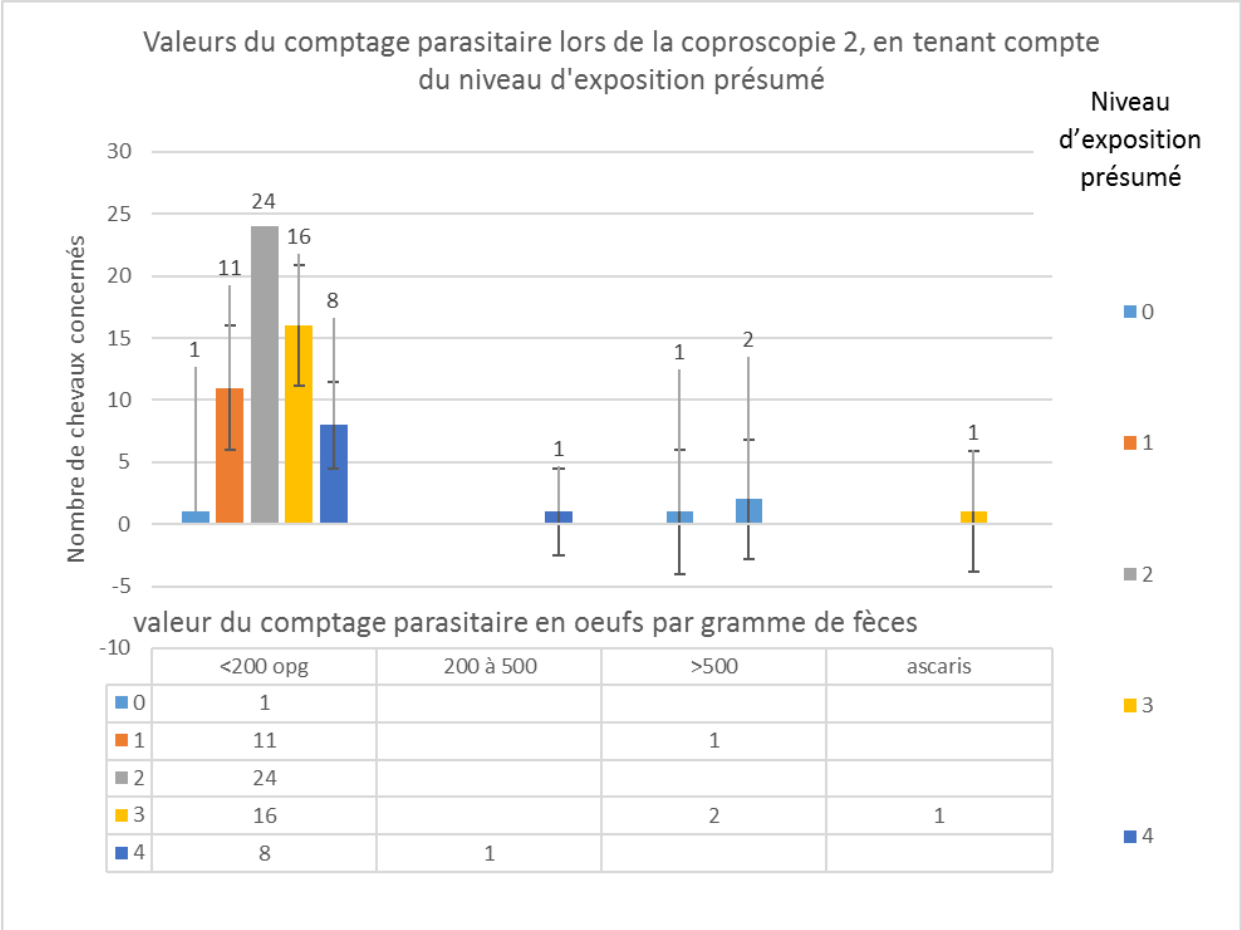


Figure 43 : valeurs des comptages obtenues lors des coproscopies 2 en fonction du niveau d'exposition.

Les comptages sont regroupés en trois classes : faible excrétion (<200 opg), excrétion modérée (200 à 500 opg) et forte excrétion (>500 opg).

- *Comptage moyen en fonction du nombre de vermifugation*

Le comptage moyen est établi en retenant pour chaque cheval la valeur la plus haute des comptages obtenus, arrondie à la borne supérieure (arrondie à 50 dans le cas d'un résultat <50 par exemple). Il est exprimé ici en fonction du nombre de vermifuges administrés par an et par cheval.

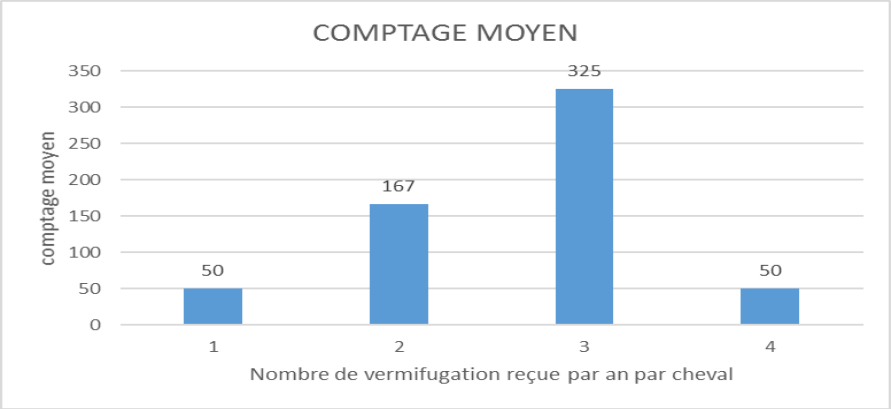


Figure 44 : Valeur moyenne de comptage des strongles digestifs en fonction du nombre de vermifugations reçues par an et par cheval.

➢ *Evolution des comptages entre deux analyses*

Enfin, il est proposé d'observer l'évolution des comptages entre les deux prélèvements. Chez les chevaux ayant été vermifugés dans un premier temps puis pour ceux n'ayant pas reçu de vermifuge entre les deux analyses. La différence est calculée en soustrayant le premier comptage au second, comme on attend que la charge parasitaire augmente dans le temps. Lorsque le calcul implique un résultat « inférieur à 50 œufs par gramme », on considère qu'il s'agit d'au plus 50 opg.

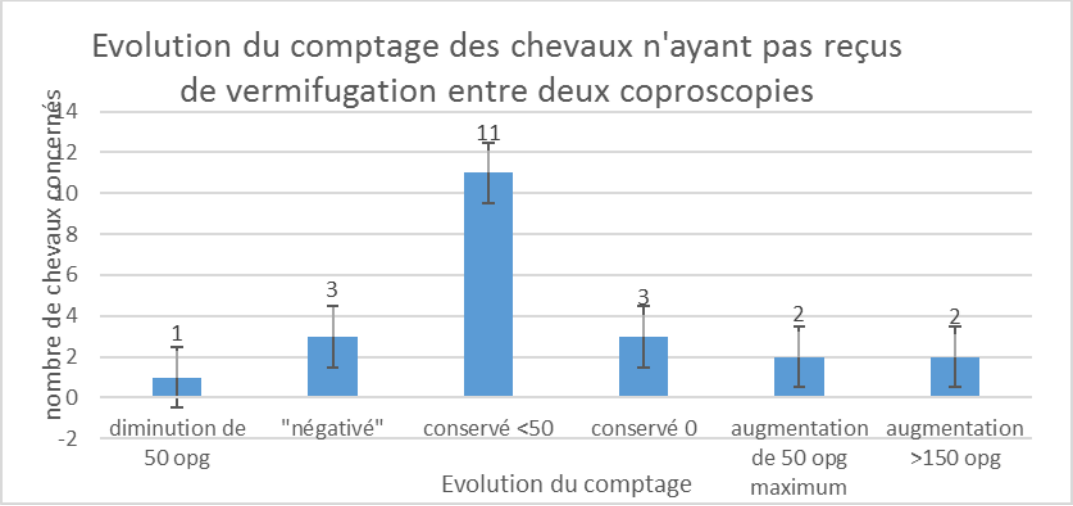


Figure 45 : Evolution du comptage entre deux coproscopies pour les chevaux n'ayant pas reçu de vermifuge.

On considère « négativé » un cheval dont le comptage était positif lors de la première coproscopie puis nul à la deuxième.

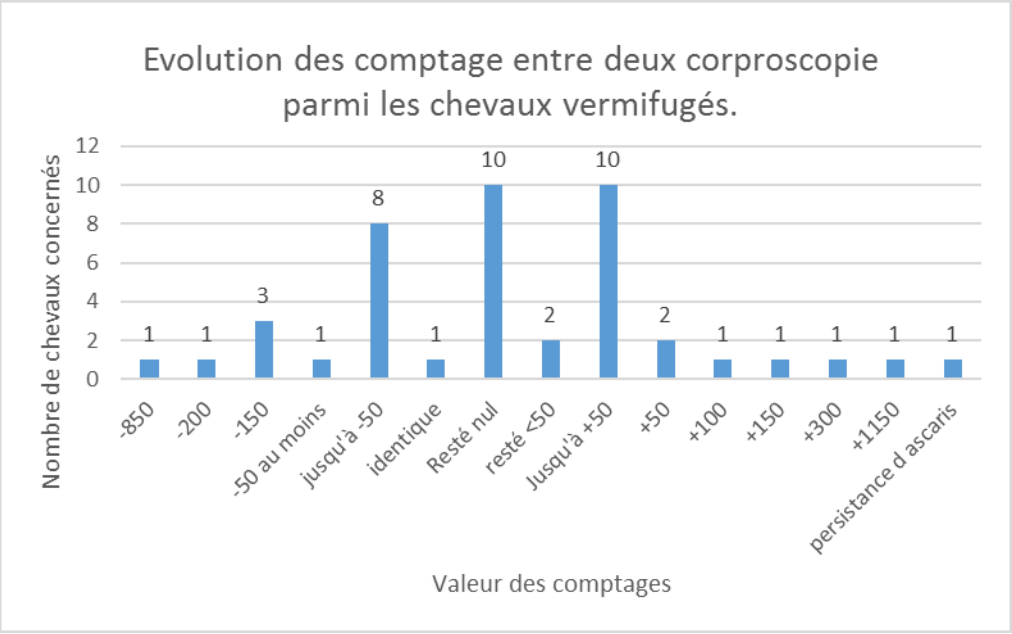


Figure 46 : Evolution du comptage entre deux coproscopies pour les chevaux ayant reçu un vermifuge.

Afin d'illustrer l'utilité que peut avoir la réalisation d'un bilan parasitaire, nous présentons trois cas considérés comme atypiques. Les noms des chevaux ont été modifiés afin de préserver leur anonymat.

IV. Cas cliniques

A. JOLY (n°52) Profil de faible excréteur

Signalement, commémoratifs :

Hongre Selle Français de 19 ans, utilisé en randonnée. Il est détenu par son propriétaire depuis 14 ans.

Il vie en paddock partagé avec 2 autres chevaux, sur un sol sec (terre battue) avec abri paillé, et les crottins ne sont pas ramassés régulièrement. Il n'a pas d'accès à l'herbe, et reçoit une alimentation à base de foin distribué au sol et de granulés industriels donnés dans un seau, répartis en 3 repas. Il est correctement vacciné (grippe et tétanos, une fois par an) et il ne fréquente qu'occasionnellement des espaces partagés avec d'autres chevaux (moins d'une fois par mois). Son poids est évalué visuellement par le propriétaire à 500 kg.

Il présente un déplacement dorsal du voile du palais et un hémiplégie laryngée traitée par laryngoplastie 10 ans auparavant. Il n'a pas d'autre antécédent médical ni chirurgical.

Aucune coprophagie n'est rapportée.

L'application de notre échelle subjective d'évaluation du parasitisme donne un score de 3/6, soit une exposition au risque parasitaire modéré.

Tableau 1: calcul du niveau d'exposition présumé

Hébergement	Box strict /Paddock seul : 0	Paddock collectif : +1 +1
Climat/sol :	Sec (sable, terre battue, ...) +0	Humide (herbe, terre, ...) +1
Gestion sanitaire :	Fréquence curage box/ retrait des crottins : >1 fois / semaine : +0	Fréquence curage box/ retrait des crottins <1fois : +1 +1
"circonstance à risque"		Coprophagie, partage ponctuel d'espaces de vie, alimentation à même le sol : +1 +1

Administration de vermifuges :

- Rythme d'administration selon un protocole établi par le gérant de la structure hébergeant le cheval, sur conseil du vétérinaire et en accord avec le propriétaire.
- Rythme de base : 2 /an
  - Duo (type IVM + PRZ ou MOX + PRZ) en hiver,
  - Autre molécule sans préférence au printemps.
- Dose administrée : seringue entière (600-700 kg).
- Vermifuge acheté auprès du vétérinaire ou à la pharmacie, administré par le propriétaire.
- Vermifugation reçue en janvier : moxidectine + praziquantel, dose pour 700 kg (moxidectine : 560 µg/kg, Praziquantel : 1,4 µg/kg, soit 1,4 fois la dose recommandée).

Habitudes

- Aucune coproscopie effectuée par le passé.
- Possibilité de réaliser une coproscopie si on le lui propose/ s'il en a l'occasion
- Volonté d'adapter la vermifugation aux résultats de la coproscopie si elle est réalisée, à défaut, rythme semestriel conservé.

Résultats des coproscopies

- Première analyse le 23 Avril 2016, soit 15 semaines environ après la dernière administration d'ivermectine + praziquantel.
  - Coproscopie de MacMaster : <50 opg de strongles. Résultat de contrôle par flottation en accord avec cette valeur (rares œufs de strongles).

⇨ Pas de vermifugation administrée dans les 2 mois qui ont suivi.

- Deuxième analyse le 4 juin, 6 semaines plus tard, soit 21 semaines après la dernière vermifugation :
  - Coproscopie de MacMaster : 0 opg de strongles, Résultat de contrôle par flottation en accord avec cette valeur (aucun œuf de strongle trouvé).

⇨ Pas de vermifugation administrée

Analyse de la situation :

Cheval soumis à une exposition parasitaire modérée (3/6), présentant une faible excrétion d'œufs de strongles lors de la première analyse coproscopique, réalisée 15 semaines après la dernière administration d'ivermectine (respectant donc le délais de 12 semaines recommandé). Le comptage n'est pas en faveur d'une vermifugation, le cheval n'est pas traité.

La coproscopie effectuée 6 semaines plus tard est négative.

Cette négativation du comptage peut s'expliquer par plusieurs hypothèses :

- Les conditions climatiques (sécheresse et chaleur) sont favorables à une destruction des œufs dans le milieu.
- Il est possible que la population parasitaire abritée soit si peu nombreuse que l'excrétion apparait comme intermittente.
- Cela pourrait également être le reflet d'une élimination de la population parasitaire par le cheval. Faiblement parasité, il ne se serait pas contaminé à partir du milieu dans lequel il excrète les œufs.
- Ces comptages peuvent être une illustration du manque de sensibilité et des limites de notre technique. L'échantillon, bien que traité de la même manière que les autres, aura pu être exposé à des conditions de températures et d'humidité favorisant l'éclosion des œufs présents, rendant donc le comptage négatif. Cette hypothèse n'est pas négligeable mais semble peu probable car d'autres chevaux issus du même lot (le numéros 51 par exemple) et prélevé au même moment ont vu leur comptage inchangé d'une coproscopie à une autre (résultat <50 œufs par gramme de fèces).

Synthèse :

Le propriétaire applique un protocole plutôt de type stratégique, avec un décalage léger dans les saisons (vermifugation en fin de printemps/début d'été et hiver). Il semble avoir une motivation moyenne à bonne pour la réalisation de coproscopie.

Le statut faible excréteur du cheval est à confirmer par la réalisation de nouvelles coproscopies. La faible contamination du milieu pourrait être confirmée par une recherche larvaire dans le sol.

La contamination par Anoplocephala parait peu probable dans les conditions géographiques et climatiques observées.

Protocole proposé :

Dans un contexte de faible excrétion, un protocole 'a minima' associé à des contrôles coproscopiques réguliers peut être envisagé. Il serait basé sur une vermifugation annuelle en fin d'automne, avec une lactone macrocyclique. L'utilisation du praziquantel peut être décidée en fonction des lieux fréquentés par le cheval à l'occasion des randonnées.

La pesée ou l'estimation par un ruban du poids du cheval est conseillée.

Ainsi nous proposons :

- Une base d'une vermifugation annuelle. Réalisée en fin d'automne ou en début d'hiver, dès les premières gelées (novembre), avec une molécule larvicide, conformément à la connaissance épidémiologique de la charge larvaire à cette période.
  N'étant pas en mesure d'évaluer de manière fiable la présence de ténias, et bien que la probabilité d'hébergement de ténias soit très faible (climat sec), l'administration de moxidectine serait ponctuellement associée à celle de praziquantel (selon la dose proposée par le fabricant, soit moxidectine : 560 µg/kg, Praziquantel : 1,4 µg/kg,)
- Un contrôle coproscopique quantitatif et qualitatif tous les 3 mois (février – mai – aout), pour tous les chevaux du même parc. Une culture larvaire y est associée au moins une fois par an afin de prévenir la ré émergence de *Strongylus vulgaris*.
- En cas de comptage supérieur à 200 opg, une vermifugation avec réalisation d'un test de réduction de l'excrétion fécale, individuellement pour les trois chevaux partageant le même espace de vie. Une molécule larvicide (lactone macrocyclique) pourra être utilisée.
- La molécule choisie pourra être modifiée en fonction des résultats du test de réduction de l'excrétion d'œufs dans les fèces.

B. TIC TAC Z (51) : Profil de fort excréteur

Signalement, commémoratifs :

Jument Zangersheid de 6 ans, utilisée en compétition de CSO au niveau professionnel. Elle est détenue par sa propriétaire depuis 2 ans et demi.

Elle vit en paddock individuel, sur un sol sec (terre battue) avec abris paillé, et crottins ramassés une fois par semaine. Elle n'a pas d'accès à l'herbe, et reçoit une alimentation à base de foin distribué au sol et de granulés industriels répartis en 2 à 3 repas, donnés dans un seau. Elle est correctement vaccinée (grippe et tétanos, une fois par an) et elle fréquente régulièrement des espaces partagés avec d'autres chevaux. Son poids est évalué visuellement par la cavalière à 500 kg.

Elle n'a pas d'antécédent médicaux ni chirurgicaux.

Aucune coprophagie n'est rapportée.

L'application de notre échelle subjective d'évaluation du parasitisme donne un score de 2/6, soit une exposition au risque parasitaire faible à modéré.

Tableau 1: calcul du niveau d'exposition présumé

Hébergement	Box strict /Paddock seul : 0	Paddock collectif : +1
Climat/sol :	Sec (sable, terre battue, ...) +0	Humide (herbe, terre, ...) +1
Gestion sanitaire :	Fréquence curage box/ retrait des crottins : >1 fois / semaine : +0	Fréquence curage box/ retrait des crottins <1fois : +1
"circonstance à risque"		Coprophagie, partage ponctuel d'espaces de vie, alimentation à même le sol : +1

+1

+1

Vermifugation :

- Vermifugation selon un protocole établi par la cavalière.
- Rythme de base : 2 /an
  - Duo (type IVM + PRZ ou MOX + PRZ) en hiver,
  - Autre molécule sans préférence au printemps.

- Vermifugation supplémentaire en cas de changement d'environnement, de symptômes cliniques considérés par la propriétaire comme compatibles avec du parasitisme.
- Achat du vermifuge en pharmacie sans ordonnance et administration par la propriétaire
- Dose administrée : seringue entière (600-700 kg).
- Vermifugation le 10 juillet : moxidectine - dose de 560 µg/kg (dose pour 700 kg à un cheval estimé à 500, la posologie recommandée est de 400µg/kg. La dose reçue est donc de 1,4 fois la dose recommandée).
- Vermifugation reçue le 18 novembre : moxidectine + praziquantel, dose pour 700 kg (moxidectine : 560 µg/kg, Praziquantel : 1,4 µg/kg, soit 1,4 fois la dose recommandée)

Habitudes

- Aucune coproscopie effectuée par le passé.
- Possibilité de réaliser une coproscopie si on le lui propose/ si elle en a l'occasion
- Volonté de conserver un rythme de vermifugation semestriel.

Résultats des coproscopies

- Première analyse le 15 novembre 2016, soit 18 semaines après la dernière administration de moxidectine.
  - Coproscopie de MacMaster : 900 opg de strongles, Résultat de contrôle par flottation en accord avec cette valeur (nombreux œufs de strongles).

⇨ Vermifugation reçue le 18 novembre (moxidectine + praziquantel).

- Coproscopie de contrôle le 7 décembre : MacMaster : 0 ; pas d'élément parasitaire décelable par flottation.

- Deuxième analyse le 22 février 2017, soit 11 semaines après la dernière vermifugation
  - Coproscopie de MacMaster : 150 opg de strongles, Résultat de contrôle par flottation en accord avec cette valeur (œufs de strongles en quantité modérée).

Analyse de la situation :

Jument soumise à une exposition parasitaire modérée (2/6), présentant une forte excrétion d'œufs de strongles lors de la première analyse coproscopique, réalisée 18 semaines après la dernière administration de moxidectine.

La population abritée semble sensible à la moxidectine, l'excrétion fécale étant réduite de 100%.

La coproscopie de contrôle effectuée 11 semaines après la vermifugation révèle une reprise de l'excrétion d'œufs de strongles dans les fèces. Compte tenu de la rémanence de l'activité de la moxidectine (rémanence propre de 3 à 4 semaines) et de la durée de la période prépatente, soit 12 à 16 semaines en tout, cette reprise de l'excrétion après 11 semaines ne semble imputable qu'à la levée d'hypobiose de stades larvaires enkystés ou bien à l'activité d'une population résistante qui n'aurait pas été détectée lors de la coproscopie de contrôle de la première vermifugation.

Ce résultat n'est néanmoins que partiellement interprétable car il ne respecte pas le délai conseillé de 16 semaines entre l'administration de moxidectine et l'examen coproscopique, du fait des contraintes spatio-temporelles auxquelles nous avons dû nous soumettre (disponibilité de l'auteur).

La reprise de l'excrétion d'œufs de strongles serait en faveur de l'attribution du statut de fort excréteur à ce cheval.

Synthèse :

La propriétaire applique un protocole plutôt de type stratégique, avec un décalage léger dans les saisons (vermifugation en été et hiver). Elle semble avoir une motivation moyenne à bonne pour la réalisation de coproscopie.

Le statut fort excréteur de la jument, l'existence de stades larvaires enkystés et moins probablement de l'existence d'une population de strongles résistant à l'administration de moxidectine sont à confirmer. Il serait opportun à ce propos d'effectuer de nouvelles analyses coproscopiques.

Protocole proposé :

La volonté de la propriétaire de conserver un rythme de vermifugation semestrielle devrait être complétée, dans un contexte de forte excrétion, par des coproscopies quantitatives régulières.
La pesée ou l'estimation par un ruban du poids de la jument est conseillée.

Ainsi nous proposons :

- Une première vermifugation visant à éliminer les larves enkystées (fenbendazole 7,5 mg/kg jour, 5 jours consécutifs).
- Vermifugation « hiver » en fin d'automne, dès les premières gelées (novembre), avec une molécule larvicide, conformément à la connaissance épidémiologique de la charge larvaire à cette période.
  N'étant pas en mesure d'évaluer de manière fiable la présence de ténias, et bien que la probabilité d'hébergement de ténias soit très faible (climat sec), l'administration de moxidectine serait conjointe à celle de praziquantel (selon la dose proposée par le fabricant, soit moxidectine : 560 µg/kg, Praziquantel : 1,4 µg/kg,)
- Vermifugation « été » en début d'été, lors des premières fortes chaleurs (2ième moitié de juin) – période à laquelle les réfugias sont normalement présents en quantité suffisante dans le milieu extérieur. Utilisation possible de fenbendazole (selon la posologie proposée par le fabricant, soit une dose unique de 7,5mg/kg)
  N'ayant pas accès au pâturage, la vermifugation de début de printemps visant à limiter la contamination du milieu extérieur ne semble pas primordiale.
- Coproscopie quantitative et qualitative aux mois d'aout et de février, suivie si besoin d'une vermifugation avec une molécule adulticide (ivermectine ou fenbendazole).

C. CRUMBLE (53) : profil de fort excréteur, suspicion de résistance

Signalement, commémoratifs :

Cheval de Selle hongre de 17 ans, utilisé en loisirs pour la pratique du saut d'obstacle, du dressage et de la balade. Il est détenu par sa propriétaire depuis 10 ans.
Il vit en paddock individuel, sur un sol sec (terre battue) avec abri paillé, et crottins ramassés une fois par semaine. Il n'a pas d'accès à l'herbe, et reçoit une alimentation répartie en 2 repas à base de foin distribué au sol et de granulés industriels donnés dans un seau. Il est correctement vacciné (grippe et tétanos, une fois par an) et ne fréquente que très rarement des espaces partagés avec d'autres chevaux. Son poids est évalué visuellement par la cavalière à 475 kg.
Il a été énucléé de l'œil droit suite à des uvéites récurrentes mais n'a pas d'autre antécédents médicaux ou chirurgicaux.
Aucune coprophagie n'est rapportée.
L'application de notre échelle subjective d'évaluation du parasitisme donne un score de 1/6, soit une exposition au risque parasitaire faible à modéré.

Tableau 1: calcul du niveau d'exposition présumé

Hébergement	Box strict /Paddock seul : 0	Paddock collectif : +1	
Climat/sol :	Sec (sable, terre battue, ...) +0	Humide (herbe, terre, ...) +1	
Gestion sanitaire :	Fréquence curage box/ retrait des crottins : >1 fois / semaine : +0	Fréquence curage box/ retrait des crottins <1fois : +1	
"circonstance à risque"		Coprophagie, partage ponctuel d'espaces de vie, alimentation à même le sol : +1	+1

Vermifugation :

- Vermifugation selon un protocole proposé par la gérante de la structure, sur conseil du vétérinaire et avec approbation de la propriétaire.
- Rythme de base : 2 /an
    - Duo (type IVM + PRZ ou MOX + PRZ) en hiver,
    - Autre molécule sans préférence au printemps.
- Dose administrée : pour le poids estimé (550 kg).
- Vermifugation en novembre 2015 : ivermectine - dose de 200 µg/kg (dose pour 550 kg).
- Vermifugation reçue le 16 mai : fenbendazole, dose pour 550 kg soit une dose de 7,5 mg/kg.
- Vermifugation reçue le 15 juin : moxidectine, dose pour 600 kg soit 0,44 mg/kg (pour un cheval estimé à 550 kg, soit 1,1 fois la dose recommandée par le fabricant).

Habitudes

- Aucune coproscopie effectuée par le passé.
- Possibilité de réaliser une coproscopie si on le lui propose/ si elle en a l'occasion
- Volonté de conserver un rythme de vermifugation semestriel.

Résultats des coproscopies

- Première analyse le 23 avril 2016, soit 21 à 24 semaines après la dernière administration d'Ivermectine.
- Coproscopie de MacMaster : 1100 opg de strongles, Résultat de contrôle par flottation en accord avec cette valeur (nombreux œufs de strongles).
    - Le vétérinaire traitant est contacté
    - ⇨ Vermifugation reçue le 16 mai (fenbendazole 7,5 mg/kg).
- Coproscopie de contrôle le 4 juin : MacMaster : 600 opg ; résultat de contrôle par flottation en accord avec cette valeur (nombreux œufs de strongles).
    - ⇨ Nouvelle vermifugation le 15 juin (Moxidectine, 0,44mg/kg)
- Coproscopie de contrôle le 6 juillet : MacMaster : 900 opg de strongles, Résultat de contrôle par flottation en accord avec cette valeur (nombreux œufs de strongles).

Les investigations autour de ce cas ont été arrêtées conformément à la volonté de la propriétaire.

Analyse de la situation :

Cet individu a présenté à chacun des 3 contrôles des valeurs élevées, et ce malgré des vermifugations tenant compte des résultats des analyses. Le vétérinaire traitant, mis au courant des résultats de coproscopie a proposé un protocole visant à diminuer le portage parasitaire et donc diminuer les comptages. Le cheval étant par ailleurs en excellente forme physique et devant l'inquiétude de la propriétaire, il a été décidé, après discussion avec le vétérinaire traitant de ne pas effectuer d'analyse coproscopique supplémentaire. La chronologie des évènements est reportée dans la figure ci-après.

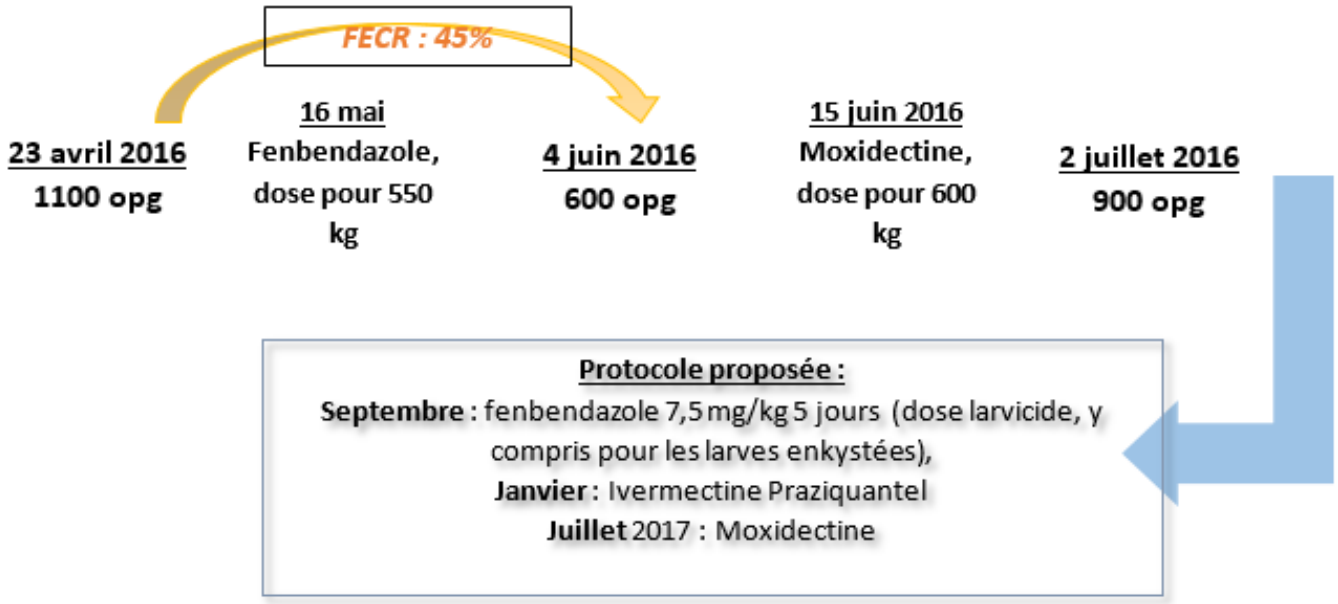


Figure 47 : Chronologie des évènements relatifs à l'échec de vermifugation.

En avril, le prélèvement est effectué plus de 12 semaines après l'administration d'ivermectine et la valeur très élevée du comptage peut a priori être attribuée à un statut fort excréteur de ce cheval (*coproscopie <500 opg*), et/ou résulter d'une exposition exceptionnelle à une situation contaminante non rapportée dans l'anamnèse.

En mai, l'administration de fenbendazole permet une réduction de l'excrétion des œufs dans les crottins de 45%, ce qui est insuffisant. Le comptage est réalisé 3 semaines après administration du vermifuge, alors que les recommandations évoquent 10 à 14 jours, les résultats sont donc peut être partiellement biaisés par ce paramètre. Ce défaut d'efficacité apparent peut être secondaire à l'existence de résistances dans la population parasitaire hébergée par ce cheval, et moins probablement lié à un défaut d'administration.

Le changement de famille de molécule pour la seconde vermifugation, effectuée avec de la moxidectine, s'accompagne d'une augmentation du nombre d'œufs émis dans les fèces. Il existe là aussi un biais temporel relatif au délai entre l'administration du vermifuge et le contrôle coproscopique. Néanmoins celui-ci ne peut pas expliquer l'absence d'efficacité apparente de la moxidectine. Comme pour la première vermifugation, l'existence de résistances ou un défaut d'administration peuvent être évoqués.

L'arrêt des investigations ne nous permet pas de conclure sur l'origine de l'absence d'efficacité des traitements anthelminthique chez ce cheval.

En revanche, l'étude de ce cas nous permet de soulever plusieurs interrogations et de proposer quelques pistes d'investigations supplémentaires.

- Est-on face à un véritable échec thérapeutique ?
  Pour répondre à cette question il faudrait analyser les conditions d'administration, voire répéter l'administration des vermifuges sous surveillance.
  Dans les cas où la molécule est correctement administrée, les comptages devraient être réalisés au moment de l'administration et dans un intervalle de 10 à 14 jours après administrations, puis régulièrement dans les semaines qui suivent afin d'établir une cinétique de la reprise d'excrétion.

- Peut-on parler de résistance ?
  Une coproscopie isolée sur un cheval ne nous permet pas de conclure à l'existence de résistance. Il faudrait répéter les comptages sur ce cheval ainsi que sur d'autres chevaux abritant potentiellement la même population parasitaire. Si des réductions d'excrétion aussi médiocres que lors de nos premières analyses sont obtenues, il sera alors juste de parler de diminution de l'efficacité en ce qui concerne le fenbendazole et d'absence d'efficacité en ce qui concerne la moxidectine.

  Lorsque l'on compare ces observations avec les données de la littérature, il parait peu probable que ce cheval abrite une population parasitaire avec une résistance double (aux lactones macrocycliques et au benzimidazole). L'échec thérapeutique apparent obtenu après vermifugation par des lactones macrocycliques est d'autant plus remarquable que de telles résistances n'ont pas encore été clairement démontrée (Lyons, Tolliver, et Collins 2009 ; Lyons et Tolliver 2013). Cela parait d'autant moins probable qu'il semble que le fenbendazole ait une meilleure activité que la moxidectine, alors que c'est l'inverse qui est décrit dans la littérature.

Synthèse :

La propriétaire applique un protocole plutôt de type stratégique, avec deux vermifugations par an. Elle semblait avoir une motivation moyenne à bonne pour la réalisation de coproscopie. Mais l'inquiétude générée par les résultats obtenus dans le cadre de notre étude diminue son intérêt pour les examens coproscopiques. Elle manifeste le désir de se référer en priorité à la clinique du cheval et ne souhaite pas poursuivre les investigations tant que son cheval reste en bonne santé apparente (sans perte d'état, diarrhée ou symptôme de douleur digestive).

Le statut fort excréteur de ce cheval, l'existence d'une population de strongles résistants à la moxidectine et au fenbendazole, un défaut d'administration du vermifuge moins probablement restent à confirmer. Il serait opportun à ce propos d'effectuer de nouvelles analyses coproscopiques.

Protocole proposé :

Le vétérinaire traitant a proposé un protocole visant à éliminer le plus grand nombre de parasites possible, avec une rotation de molécule à large spectre.

La pesée ou l'estimation par un ruban du poids du cheval est conseillée.

Nous aurions proposé :

- Une répétition des vermifugations, sous contrôle d'un vétérinaire et avec analyses coproscopiques de contrôle 14 jours après vermifugation afin de clarifier le statut de la population parasitaire. Les différentes molécules disponibles (dont le pyrantel) seraient testées jusqu'à obtenir un FECR d'au moins 90%.
- Proposer une première vermifugation avec une spécialité efficace et la contrôler 2 semaines plus tard.
- Proposer un suivi en réalisant régulièrement des examens coproscopiques (tous les 2 mois par exemple)
- Proposer une vermifugation pour chaque comptage supérieur à 200 opg, et en vérifier l'efficacité.
- Renforcer les moyens de lutte sanitaire, en encourageant un ramassage des crottins plus fréquent associé à leur élimination appropriée, l'utilisation de râtelier ou de mangeoire évitant que le cheval ne mange au sol…).

V. Discussion

A. Interprétation des résultats de l'analyse coproscopique

1) Prévalences observées

Dans notre étude, la prévalence des strongles est élevée. Elle est estimée à 86p.cent tous strongles confondus, valeur supérieure à celle de 80p.cent pour les petits strongles couramment décrite (Beugnet, 1998).
La prévalence du portage de parasites du genre Parascaris est en revanche inférieure à ce qui est décrit dans la littérature (1,5p.cent contre 10 à 20p.cent chez le cheval adulte) (Beugnet et al., 2005).
Elle est très inférieure en ce qui concerne les cestodes, dont la prévalence est estimée comme pouvant atteindre 40p.cent (1,5p. cent dans notre étude) (Beugnet et al., 2005).

2) Exposition et comptage parasitaire

Notre étude s'est articulée autour de la volonté de faire un état des lieux du parasitisme des chevaux de sport et de loisir adultes. L'échelle de l'évaluation de l'exposition des individus proposée (tableau VIII, partie III.B.4, p.58) est mise en relation avec les comptages coproscopiques dans les figures 41, 42 et 43. Les résultats de l'examen coproscopique sont divisés en trois grand groupes :
- les faibles excréteurs, peu contaminants, dont le comptage est inférieur à 200 œufs par gramme (Camuset 2015) ;
- les excréteurs modérés, ayant un comptage compris entre 200 et 500 œufs par gramme,
- les forts excréteurs, dont le comptage dépasse les 500 œufs par gramme de fèces (Kaplan et Nielsen 2010). Le niveau d'exposition présumé reste le même au cours du temps pour chacun des chevaux mais leur comptage peut évoluer pendant les 3 mois séparant les deux prélèvements. **Quel que soit le niveau d'exposition présumé et comme en rendaient compte les résultats des coproscopies exposés dans la partie précédente (Figure 37 et 39), la grande majorité des chevaux analysés ont un comptage en faveur d'une faible excrétion.** En effet lors de la première coproscopie, 83p.cent des chevaux émettent 200 œufs ou moins et lors de la seconde coproscopie, ce sont 92p.cent des chevaux qui émettent 200 œufs ou moins par gramme de fèces. Bien que l'échantillon disponible soit de taille réduite, les chevaux ayant un premier comptage bas le conservent sans vermifugation pendant au moins 3 mois, ce qui correspond aux données publiées (Nielsen 2012).
Ces données permettent de relever l'absence de lien apparent entre l'exposition présumée et le résultat de la coproscopie quantitative. Si ces paramètres étaient corrélés, il serait attendu que les comptages augmentent avec l'exposition. Néanmoins la vermifugation interfère entre ces deux paramètres. Les anthelminthiques participent à la diminution de l'excrétion fécale des éléments parasitaires. Ainsi, si les plus exposés (c'est-à-dire ceux dont le score d'estimation subjective est le plus élevé) ne sont pas les plus parasités, il peut y être vu une forme de réussite des protocoles en place.
La réalisation d'une coproscopie, ponctuellement, efface le caractère dynamique de l'infestation parasitaire, influencée par la saison, l'immunité… Il faut également noter que les coproscopie ont une sensibilité faible, il existe de nombreux faux négatifs.

3) Vermifugation et comptage des œufs dans les fèces

Si l'on considère qu'un seul de nos effectifs comprend un cheval porteur de parasites résistants (identifié dans les annexes par le numéro 53, détaillé dans le cas clinique 3), la prévalence des résistances mises en évidences par notre étude peut être évaluée à 25p.cent et reste bien inférieure aux valeurs publiées, notamment par Traversa et al., (Traversa et al., 2012) pour qui 94p.cent des structures interrogées abritent des résistances aux benzimidazoles. Ce cheval est sorti de l'étude après 3 comptages positifs malgré deux vermifugations au fenbendazole puis à la moxidectine, laissant suspecter un échec thérapeutique.
Ne possédant pas de moyens de vérifier que le vermifuge a été administré correctement, et n'ayant pas effectué d'analyse supplémentaire, il nous est impossible d'en tirer des conclusions. En revanche, ce cas soulève un biais d'interprétation relatif aux résultats obtenus ainsi qu'à la définition de résistance dans une population. Il est, en pratique, très difficile de distinguer un échec de vermifugation consécutif à une résistance, d'un échec lié à un problème d'administration du vermifuge. La dose volontairement administrée par le propriétaire, la dose effectivement déposée dans la bouche du cheval et la quantité avalée par celui- ci sont des paramètres difficilement mesurables. Les posologies recommandées par le fabricant pourraient également être remises en cause.
La figure 43 « Valeur moyenne de comptage des strongles digestifs en fonction du nombre de vermifugations reçues par an et par cheval » ne permet pas d'établir un lien entre la répétition des vermifugations dans l'année et la diminution des comptages parasitaires. Au contraire, le comptage moyen atteint une valeur maximum pour des protocoles incluant 3 vermifugations dans l'année.
Les stratégies de vermifugation telles qu'elles sont menées ne permettent pas de réduire le comptage parasitaire des chevaux traités.

B. Interprétation des réponses au questionnaire.

1) Protocoles de traitements établis, exposition et vermifugation :

Si les protocoles étaient établis de manière à adapter les traitements au niveau d'exposition du cheval, il serait attendu que le nombre de traitements augmente avec le niveau d'exposition du cheval. Ce n'est que partiellement le cas dans la population étudiée, comme l'illustre la figure 26 « nombre moyen de vermifuges administrés en fonction du niveau d'exposition » (p.63), présenté dans la partie précédente. **Le nombre moyen de vermifuges administrés dans la population échantillonnée augmente avec le niveau d'exposition. Cependant, il n'est pas significativement différent du nombre de vermifuges administré aux chevaux dont le niveau d'exposition est considéré comme bas**. Ces données soulèvent le problème de la justification des protocoles tels qu'ils sont établis. Bien que la majorité des protocoles soit le fruit d'une réflexion conjointe du vétérinaire et du propriétaire (Figure 25 p.62 « Nombre de chevaux concernés par les protocoles établis selon différentes influences »), il semble qu'ils ne soient pas complétement adaptés aux conditions de vie de chaque cheval et à la pression parasitaire qu'il encoure.
Il est ici possible de faire le constat que les stratégies basées sur l'épidémiologie des parasites ne sont pas réellement adaptés au cas par cas.

2) Mise en place des traitements

90p.cent des vermifugations se font selon un principe de rotation des molécules, une part plus importante que ce qui est rapporté dans la littérature (79p.cent) (Sallé et Cabaret 2015).
Moins de la moitié des protocoles établis sont décidés par le propriétaire en accord avec le vétérinaire, qui a un rôle de conseiller et prescripteur. Une part non négligeable des propriétaires (26p.cent) délèguent ce choix aux gérants des structures hébergeant leur cheval. Dans les faits, les protocoles indiqués par les gérants découlent souvent des conseils d'un vétérinaire. Si l'on fait un bilan, **le propriétaire intervient dans la décision du protocole de vermifugation dans 83p.cent des cas**, soit plus que ce que l'on trouve dans la bibliographie (Sallé et Cabaret 2015).
Le praticien est ainsi, dans la majorité des cas, en position d'orienter les propriétaires dans la mise en place des stratégies de contrôle du parasitisme. Par ailleurs, l'influence jouée par les gérants qui proposent les protocoles et qui encouragent la vermifugation « par principe de précaution » n'est pas négligeable.

3) Nature et fréquence d'administration des traitements.

Le choix des molécules et le rythme d'administration des molécules sont très variables et ne permettent pas de dégager de conclusion. Néanmoins, il peut être noté que **la majorité des protocoles incluent l'utilisation d'un vermifuge duo en début de printemps**, à base d'ivermectine et de praziquantel, alors qu'il semblerait que l'administration de telles spécialités soient plus adaptées au moment des premières gelées (Camuset 2015). A la différence de ce qui est rapporté dans la littérature (où les comptages d'œufs et les traitements sont le plus souvent pratiqués au printemps, été ou début d'automne) (Nielsen et al., 2006), dans notre étude, les traitements sont plus fréquemment administrés au printemps, en hiver ou en automne.
L'ivermectine seule (30 à 76p.cent) ou associée au praziquantel (64 à 70p.cent) est la molécule la plus utilisée, avec une part relative un peu moins importante que ce qui est donné dans la littérature (91 p. cent) (Sallé et Cabaret 2015).
Aucun propriétaire ne mentionne la réalisation de test d'efficacité.

4) Moment d'administration des vermifuges par rapport aux rotations de pâture

Dans notre étude, **une minorité de chevaux est soumise à une rotation de pâtures**. Le cas échéant, **les vermifuges sont administrés avant le changement de pâture**, ce qui ne correspond pas aux recommandations actuelles (« move and dose »). En effet, l'introduction des éléments parasitaires potentiellement résistants dans un milieu « sain » ne respecte pas le principe de dilution du caractère résistant. Néanmoins, aucun des 12 chevaux soumis à ce rythme n'a semblé être porteur de parasites résistants.

5) Achat des vermifuges et administration

L'achat des vermifuges avec une prescription n'est pas systématique et ce, malgré la législation en vigueur. Comme indiqué, **seul 1 p. cent des propriétaires mentionnent acheter leur vermifuge avec une prescription**. Cette fraction peut être augmentée à 30p.cent lorsque les achats auprès du vétérinaire directement sont inclus.
La part des achats sur internet reste faible et inférieure à ce qui peut être rencontré dans la littérature (où elle est estimée à 25p.cent) (Sallé et Cabaret 2015). Les propriétaires achetant leur vermifuge sans ordonnance en pharmacie ou sur internet peuvent plus facilement s'éloigner du protocole pré établi pour des raisons économiques ou pratiques.
Selon les structures et la volonté des propriétaires, ce ne sont pas les mêmes personnes qui administrent le vermifuge. L'intervention d'interlocuteurs différents dans l'administration du vermifuge est source de variabilité quant à la dose administrée (évaluation du poids par la personne, tendance à administrer plus ou moins que le poids estimé…) et la façon de l'administrer. L'acte d'administration du vermifuge se partage presque équitablement entre les propriétaires et les employés des structures logeant les chevaux. Dans la littérature, ce sont les propriétaires qui, dans 59p.cent des cas sont les seules personnes à administrer le vermifuge. Ces pratiques témoignent d'un désintérêt relatif des propriétaires à l'égard de l'administration des vermifuges.

De plus, **seul 10p.cent des propriétaires appuient leur décision de vermifuger sur un examen coproscopique**, ce qui est inférieur au données publiées (25p.cent) (Sallé et Cabaret 2015). Ils ignorent souvent la possibilité de réaliser des examens complémentaires.
Malgré leur implication dans la définition des stratégies de lutte contre le parasitisme digestif, le vétérinaire n'a qu'un contrôle partiel du moment d'administration et de la nature des vermifuges. L'administration de vermifuge est considérée comme appartenant au registre des soins. L'acte est banalisé et les propriétaires semblent n'avoir que peu de connaissances des enjeux existants autour de la vermifugation.

6) Dose administrée par rapport au poids du cheval :

En général, **la dose administrée est une dose supérieure à la dose thérapeutique,** sans que des conséquences négatives aient été remarquées. Etant donnée la marge thérapeutique dont les vermifuges bénéficient, de telles pratiques sont associées à une surexposition plutôt qu'une sous exposition des parasites.

7) Volonté des propriétaires à modifier leurs habitudes

Il a été constaté que seulement **14p.cent des chevaux avaient fait l'objet d'une coproscopie** : 86p.cent des chevaux reçoivent donc une vermifugation sans examen coproscopique préalable. La faiblesse de cette proportion est souvent liée à un défaut de proposition de la part de leur vétérinaire. Même si les personnes interrogées semblent être globalement motivées à réaliser un examen coproscopique dans le futur, ils émettent plus de réserves lorsque l'on aborde le coût d'un tel examen, comme illustré par les figures 33 et 34 « Disposition à la réalisation d'une coproscopie sans tenir compte du coût » et « Disposition à la réalisation d'une coproscopie en tenant compte du coût ». Lorsque l'on aborde ce sujet, les réponses sont globalement évasives et peuvent être biaisées par la volonté des répondants de s'impliquer dans l'étude réalisée sans pour autant donner suite aux idées émises à cette occasion.

Néanmoins une partie des personnes interrogées se révèlent prêtes à changer leurs habitudes. En effet, 37p.cent comptent inclure la réalisation de coproscopies dans leur stratégie de vermfugation à venir. Parmi elles, 14p.cent manifestent clairement la volonté d'appliquer un protocole à minima.
Il semble donc que lorsqu'ils sont sensibilisés, plus d'un tiers des propriétaires seraient prêt à revoir leurs pratiques de vermifugation.

C. Critiques quant aux techniques utilisées.

1) Méthode de prélèvement

Les coproscopies sont, dans l'idéal, à réaliser sur des échantillons ayant été directement prélevés dans le rectum. Cette méthode de prélèvement présente des risques de lacérations rectales pour le cheval et un potentiel danger pour l'opérateur, elle n'a donc pas été employée dans notre étude. Pour faciliter l'obtention des échantillons, il a été décidé d'inclure des crottins ramassés au sol. Même si les plus frais étaient sélectionnés, il n'est pas exclu qu'ils aient pu passer quelques dizaines de minutes au sol, ce qui pourrait laisser le temps à certains œufs d'éclore et fausser les comptages. Néanmoins, des techniques similaires ont été utilisées dans des publications, comme celle de Matthee et McGeoch dans le journal de l'association des vétérinaires Sud-Africains en 2004 (Matthee et McGeoch 2004). Dans leur étude, les chevaux étaient logés individuellement une nuit et les crottins ramassés au sol le lendemain avant d'être transportés au laboratoire et mis au froid. Il a été montré par Nielsen et al., en 2010 qu'un crottin prélevé jusqu'à 12h après son émission représentait un échantillon acceptable s'il était réfrigéré immédiatement après ramassage. Dans notre étude, les séances de ramassages pouvaient durer jusqu'à 4h, et les premiers prélèvements étaient stockés dans un sac avec un bloc de congélation.

2) Technique de coproscopie

Notre étude repose sur l'utilisation du comptage d'éléments parasitaires dans un prélèvement ponctuel comme reflet de l'excrétion parasitaire d'un individu à un moment donné et pas de son infestation.
Bien qu'il ait été montré qu'il n'existe pas de relation linéaire entre le comptage d'œufs et la présence d'adultes dans le tube digestif, Nielsen et al. ont validé l'utilisation du comptage d'œufs dans les fèces afin d'orienter la décision de traiter lorsque l'on utilise le seuil de 500 œufs par gramme. Le comptage des œufs dans les fèces fourni une estimation fiable de l'excrétion bien qu'il soit assorti d'une valeur prédictive négative modérément basse (<0,70), et les faux négatifs ne sont donc pas rares (Nielsen, et al., 2010). La littérature relayant également l'utilisation de seuil de 200 œufs par gramme, il a été décidé, par principe de précaution, d'utiliser dans notre étude le seuil le plus bas.

3) Exploitation des résultats :

Le protocole initialement établi avec les deux coproscopies espacées de 2 à 4 mois avait pour objectif l'étude de la cinétique de l'excrétion parasitaire en l'absence de vermifugation considérée comme superflue ; dans un milieu connu.
La pression parasitaire était en effet évaluée à l'aide du questionnaire et des analyses coproscopiques. Néanmoins, la quasi-totalité des propriétaires ont administré un vermifuge « par principe de précaution », aux chevaux dont le comptage ne dépassait pas 200 œufs par gramme. Cela ne nous permet donc pas d'envisager une telle interprétation.

La multiplicité des paramètres impliqués dans les résultats de comptage ne nous permet pas des comparer ni de chercher à les prévoir. De plus, nous disposons d'un nombre trop limité de chevaux dont une fois le comptage connu n'ont pas été vermifugés.
Il aurait été intéressant d'essayer d'exploiter des résultats obtenus lors des premiers prélèvements en tenant compte de la date de dernière vermifugation donnée par le propriétaire. Une telle analyse donnerait un nombre trop important de groupes différents du fait du nombre de paramètres impliqués (intervalle temporel entre administration et analyse, molécule et posologie utilisée pour n'en citer que deux). Quant à la distinction des résultats en fonction des saisons, son exploitation est limitée par les mêmes facteurs, le comptage dépend en fait de la date et la nature de la dernière vermifugation, de l'exposition du cheval aux parasites, de sa sensibilité individuelle et de l'épidémiologie des parasites.
L'exploitation des résultats de la seconde coproscopie en tenant compte de la saison devrait prendre en compte le comptage obtenu à la coproscopie 1, ainsi que de l'administration ou non d'un vermifuge entre les deux. Une telle analyse perdrait tout intérêt du fait de la diversité des configurations rencontrées.

Conclusion

Le parasitisme digestif chez le cheval reste une préoccupation et un enjeu majeur en médecine équine. La gestion du risque parasitaire implique des mesures sanitaires et chimiques ainsi que l'utilisation d'outils de mesures et de suivis tels que les coproscopies et la réalisation de tests de réduction de l'excrétion fécale.

Bien que de nombreuses limites aient été trouvées à notre étude, relatives à la fois à notre protocole, aux techniques disponibles et à l'interprétation des résultats, nous avons tenté de suivre un raisonnement médical fondé sur les faits. Les résultats des examens coproscopiques obtenus ont été interprétés en tenant compte des paramètres de l'environnement et de la gestion zootechnique, en intégrant les données bibliographiques exposées dans notre première partie. Ce raisonnement reste néanmoins limité par le manque de recul concernant les résultats à long terme de la vermifugation sélective.

Il n'a pas pu être dégagé de grande tendance face à la diversité des résultats obtenus, si ce n'est l'apparente inadéquation entre les stratégies de lutte antiparasitaire, intégrant des vermifugations trop nombreuses et réalisées anarchiquement, et le parasitisme digestif des chevaux concernés par notre étude. Néanmoins cette difficulté rencontrée met en exergue l'importance qu'a le clinicien dans la prise de décision autour d'actes considérés comme « courants » ou « de routine ».

La prescription d'un vermifuge doit être le fruit d'un raisonnement scientifique, prenant en compte la biologie des parasites ciblés, l'efficacité des molécules disponibles et considérant chaque cheval comme un patient avec des besoins médicaux propres.

Face à la diversité des sources d'informations consultables par le propriétaire, notre étude souligne encore une fois l'importance du rôle que tient le vétérinaire en tant que clinicien, conseiller et prescripteur. Il doit être intégré par les jeunes confrères et constamment remis en avant pour les praticiens installés. Praticiens et propriétaires doivent tenir compte du fait que les recommandations sont amenées à évoluer avec l'acquisition de nouvelles connaissances et les retours sur les données de « méta-analyses ». Ce raisonnement est d'autant plus important dans un contexte d'apparition de résistances comme décrit plus tôt, mais également face aux problématiques environnementales et de santé publique.

Thèse de M/Mme...R. JOUVE.....

Le Professeur responsable
VetAgro Sup campus vétérinaire

Pr. G. BOURDOISEAU

Le Président de la thèse

Le Directeur général
VetAgro Sup

Par Délégation
Dr. L. FRAYBURGER
Directeur de l'Enseignement
et de la Vie Etudiante
VetAgro Sup Campus Vétérinaire

Vu et permis d'imprimer

Lyon, le 13 OCT. 2017

Pour Le Président de l'Université,
Le Président du Comité de Coordination des Etudes Médicales
Professeur Pierre COCHAT

UNIVERSITE CLAUDE BERNARD LYON I

Bibliographie

Armstrong, S.K., Woodgate, R.G., Gough, S., Heller, J., Sangster, N.C., Hughes, K.J., 2014. The efficacy of ivermectin, pyrantel and fenbendazole against Parascaris equorum infection in foals on farms in Australia. *Vet. Parasitol*. 205, 575–580.

Barnes, E.H., Dobson, R.J., Barger, I.A., 1995. Worm control and anthelmintic resistance: adventures with a model. *Parasitol. Today* 11, 56–63.

Beugnet, F., 1998. Méthode de lutte contre les strongyloses équines. *Prat. Vét. Equine* 30, 45–55.

Beugnet, F., Fayet, G., Guillot, J., Grange, E., Desjardins, I., Dang, H., 2005. Abrégé de parasitologie Clinique des Equidés - Parasitoses et mycoses internes, Kalianxis. ed. Clichy.

Biggin, T.A., Bristol, A., Coles, G.C., 1999. Parasite control in horses of members of pony clubs. *Equine Vet. Educ.* 11, 318–321.

Bjørn, H., Sommer, C., Schougård, H., Henriksen, S.A., Nansen, P., 1991. Resistance to benzimidazole anthelmintics in small strongyles (Cyathostominae) of horses in Denmark. *Acta Vet. Scand.* 32, 253–260.

Bliss, D.H., n.d. The control of gastro intestinal Nematode Parasites in Horses with Emphasis on Reducing Environmental Contamination. ”A New Control Strategy for an Old Problem”). *Equine Parasitol.*

Boersema, J.H., Eysker, M., Maas, J., van der Aar, W.M., 1996. Comparison of the reappearance of strongyle eggs in foals, yearlings, and adult horses after treatment with ivermectin or pyrantel. Vet. Q. 18, 7–9.

Boersema, J.H., Eysker, M., Nas, J.W.M., 2002. Apparent resistance of Parascaris equorum to macrocylic lactones. *Vet. Rec.* 150, 279–281.

Bourdoiseau, G., 2015. La résistance aux anthelminthiques chez les équidés. Nouv. *Prat. Vét. Equine* 11, 6–10.

Bowman, D.D., Georgi, J.R., 2014. *Georgis' parasitology for veterinarians,* 10. ed. ed. Saunders/Elsevier, St. Louis, Mo.

Camuset, P., 2015. Gestion pratique de la vermifugation des équidés en clientèle vétérinaire. Presented at the Journées nationales des GTV, Nantes.

Canever, R.J., Braga, P.R.C., Boeckh, A., Grycajuck, M., Bier, D., Molento, M.B., 2013. Lack of Cyathostomin sp. reduction after anthelmintic treatment in horses in Brazil. *Vet. Parasitol*. 194, 35–39. 20

Coles, G.C., Bauer, C., Borgsteede, F.H.M., Geerts, S., Klei, T.R., Taylor, M.A., 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. *Vet. Parasitol*. 44, 35–44.

Coles, G.C., Jackson, F., Pomroy, W.E., Prichard, R.K., von Samson-Himmelstjerna, G., Silvestre, A., Taylor, M.A., Vercruysse, J., 2006. The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Vet. Parasitol*. 136, 167–185.

Comer, K.C., Hillyer, M.H., Coles, G.C., 2006. Anthelmintic use and resistance on thoroughbred training yards in the UK. *Vet. Rec.* 158, 596–598.

Craven, J., BjøRn, H., Henriksen, S.A., Nansen, P., Larsen, M., Lendal, S., 1998. Survey of anthelmintic resistance on Danish horse farms, using 5 different methods of calculating faecal egg count reduction. *Equine Vet. J*. 30, 289–293.

De, S., Sanyal, P.K., 2009. Biological Control of Helminth Parasites by Predatory Fungi. VetScan 4.

Döpfer, D., Kerssens, C.M., Meijer, Y.G.M., Boersema, J.H., Eysker, M., 2004. Shedding consistency of strongyle-type eggs in dutch boarding horses. *Vet. Parasitol*. 124, 249–258.

Drudge, J.H., Lyons, E.T., 1966. Control of internal parasites of the horse. J. Am. Vet. Med. Assoc. 148, 378–383.

Duncan, J.L., Abbott, E.M., Arundel, J.H., Eysker, M., Klei, T.R., Krecek, R.C., Lyons, E.T., Reinemeyer, C., Slocombe, J.O.D., 2002. World association for the advancement of veterinary parasitology (WAAVP): second edition of guidelines for evaluating the efficacy of equine anthelmintics. *Vet. Parasitol.* 103, 1–18.

Duncan, J.L., Love, S., 1991. Preliminary observations on an alternative strategy for the control of horse strongyles. *Equine Vet. J*. 23, 226–228.

Earle, C.G., Kington, H.A., Coles, G.C., 2002. Helminth control used by trainers of thoroughbreds in England. *Vet. Rec.* 150, 405–408.

Eysker, M., Bakker, J., van den Berg, M., van Doorn, D.C.K., Ploeger, H.W., 2008. The use of age-clustered pooled faecal samples for monitoring worm control in horses. *Vet. Parasitol*. 151, 249–255.

Eysker, M., Jansen, J., Mirck, M.H., 1986. Control of strongylosis in horses by alternate grazing of horses and sheep and some other aspects of the epidemiology of strongylidae infections. *Vet. Parasitol*. 19, 103–115.

Fisher, M., Jacobs, D., Grimshaw, W., Gibbons, L., 1992. Prevalence of benzimidazole-resistance in equine cyathostome populations in south east England. *Vet. Rec.* 130, 315–318.

Freyburger, L., Pépin, M., Ruvoen, N., Picavet, D.-P., Rouch Buck, P., Bisson, C., Boogaerts, C., Callait-Cardinal, M.-P., Gilot Fromont, E., Zenner, L., Gilbert, C., Abitbol, M., Grandjean, D., Le Corre, B.,

Laaberki, M.-H., Bourgoin, G., martin, L., Lacheretz, A., Colliard, L., Kodjo, A., Artois, M., Boullier, S., Bertagnoli, S., 2016. Dossier : La médecine préventive du chien et du chat. *PratiqueVet* 51, 553–557.

Fritzen, B., Rohn, K., Schnieder, T., Von Samson-Himmelstjerna, G., 2009. Endoparasite control management on horse farms – lessons from worm prevalence and questionnaire data: Endoparasite control management on horse farms. *Equine Vet. J.* 42, 79–83.

Getachew, A.M., Innocent, G., Proudman, C.J., Trawford, A., Feseha, G., Reid, S.W.J., Faith, B., Love, S., 2013. Field efficacy of praziquantel oral paste against naturally acquired equine cestodes in Ethiopia. *Parasitol. Res.* 112, 141–146.

Geurden, T., Betsch, J.-M., Maillard, K., Vanimisetti, B., D'Espois, M., Besognet, B., 2013. Determination of anthelmintic efficacy against equine cyathostomins and *Parascaris equorum* in France: Anthelmintic efficacy against equine cyathostomins and *Parascaris equorum*. *Equine Vet. Educ.* 25, 304–307.

Geurden, T., van Doorn, D., Claerebout, E., Kooyman, F., De Keersmaecker, S., Vercruysse, J., Besognet, B., Vanimisetti, B., di Regalbono, A.F., Beraldo, P., Di Cesare, A., Traversa, D., 2014. Decreased strongyle egg re-appearance period after treatment with ivermectin and moxidectin in horses in Belgium, Italy and The Netherlands. *Vet. Parasitol*. 204, 291–296.

Gomez, H.H., Georgi, J.R., 1991. Equine helminth infections: control by selective chemotherapy. *Equine Vet. J*. 23, 198–200.

Herd, R.P., 1986. Epidemiology and control of equine strongylosis at Newmarket. *Equine Vet. J*. 18, 447–452.

Herd, R.P., Gabel, A.A., 1990. Reduced efficacy of anthelmintics in young compared with adult horses. *Equine Vet. J*. 22, 164–169.

Herd, R.P., Miller, T.B., Gabel, A.A., 1981. A field evaluation of pro-benzimidazole, benzimidazole, and non-benzimidazole anthelmintics in horses. J. Am. Vet. Med. Assoc. 179, 686–691.

Ihler, C.F., 1995. A field survey on anthelmintic resistance in equine small strongyles in Norway. *Acta Vet. Scand.* 36, 135–143.

Kaplan, R.M., 2004. Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report. *Trends Parasitol*. 20, 477–481.

Kaplan, R.M., 2002. Anthelmintic resistance in nematodes of horses. Vet. Res. 33, 491–507.

Kaplan, R.M., Klei, T.R., Lyons, E.T., Lester, G., Courtney, C.H., French, D.D., Tolliver, S.C., Vidyashankar, A.N., Zhao, Y., 2004. Prevalence of anthelmintic resistant cyathostomes on horse farms. J. Am. Vet. Med. Assoc. 225, 903–910.

Kaplan, R.M., Nielsen, M.K., 2010. An evidence-based approach to equine parasite control: It ain't the 60s anymore: Evidence-based approach to equine parasite control. *Equine Vet. Educ.* 22, 306–316.

Kaplan, R.M., Vidyashankar, A.N., 2012. An inconvenient truth: Global worming and anthelmintic resistance. *Vet. Parasitol*. 186, 70–78.

Kelly, J.D., Webster, J.H., Griffin, D.L., Whitlock, H.V., Martin, I.C.A., Gunawan, M., 1981. Resistance To Benzimidazole Anthelmintics In Equine Strongyles.: 1. Frequency, Geographical Distribution and Relationship between Occurrence, Animal Husbandry Procedures and Anthelmintic Usage. *Aust. Vet. J.* 57, 163–171.

Ketzis, J.K., Vercruysse, J., Stromberg, B.E., Larsen, M., Athanasiadou, S., Houdijk, J.G.M., 2006. Evaluation of efficacy expectations for novel and non-chemical helminth control strategies in ruminants. *Vet. Parasitol*. 139, 321–335.

Krecek, R.C., Guthrie, A.J., Van Nieuwenhuizen, L.C., Booth, L.M., 1994. A comparison between the effects of conventional and selective antiparasitic treatments on nematode parasites of horses from two management schemes. *J. S. Afr. Vet. Assoc.* 65, 97–100.

Larsen, M., 1999. Biological control of helminths. Int. J. Parasitol. 29, 139–146.

Larsen, M.L., Ritz, C., Petersen, S.L., Nielsen, M.K., 2011. Determination of ivermectin efficacy against cyathostomins and Parascaris equorum on horse farms using selective therapy. Vet. J. Lond. Engl. 1997 188, 44–47.

Laugier, C., 2015. Etat des lieux de la résistance aux anthelminthiques chez les nématodes des équidés. *Nouv. Prat. Vét. Équine* 11, 11–18.

Laugier, C., Sallé, G., 2015. La résistance aux anthelminthiques chez les nématodes des équidés. *Bull. Académie Vét. Fr*. 303.

Laugier, C., Sevin, C., Ménard, S., Maillard, K., 2012. Prevalence of Parascaris equorum infection in foals on French stud farms and first report of ivermectin-resistant P. equorum populations in France. *Vet. Parasitol*. 188, 185–189.

Lendal, S., Larsen, M.M., Bjørn, H., Craven, J., Chriél, M., Olsen, S.N., 1998. A questionnaire survey on nematode control practices on horse farms in Denmark and the existence of risk factors for the development of anthelmintic resistance. *Vet. Parasitol*. 78, 49–63.

Lester, H.E., Spanton, J., Stratford, C.H., Bartley, D.J., Morgan, E.R., Hodgkinson, J.E., Coumbe, K., Mair, T., Swan, B., Lemon, G., Cookson, R., Matthews, J.B., 2013. Anthelmintic efficacy against cyathostomins in horses in Southern England. *Vet. Parasitol*. 197, 189–196.

Lind, E.O., Kuzmina, T., Uggla, A., Waller, P.J., Höglund, J., 2007. A Field Study on the Effect of Some Anthelmintics on Cyathostomins of Horses in Sweden. *Vet. Res. Commun.* 31, 53–65.
Lind, E.O., Uggla, A., Waller, P., Höglund, J., 2005. Larval development assay for detection of anthelmintic resistance in cyathostomins of Swedish horses. *Vet. Parasitol*. 128, 261–269.
Lindgren, K., Ljungvall, Ö., Nilsson, O., Ljungström, B.-L., Lindahl, C., Höglund, J., 2008. Parascaris equorum in foals and in their environment on a Swedish stud farm, with notes on treatment failure of ivermectin. *Vet. Parasitol*. 151, 337–343.
Lloyd, S., Smith, J., Connan, R.M., Hatcher, M.A., Hedges, T.R., Humphrey, D.J., Jones, A.C., 2000. Parasite control methods used by horse owners: factors predisposing to the development of anthelmintic resistance in nematodes. *Vet. Rec.* 146, 487–492.
Lyons, E.T., Drudge, J.H., Tolliver, S.C., Swerczek, T.W., Collins, S.S., 1989. Determination of the efficacy of pyrantel pamoate at the therapeutic dose rate against the tapeworm Anoplocephala perfoliata in equids using s modification of the critical test method. *Vet. Parasitol*. 31, 13–18.
Lyons, E.T., Tolliver, S.C., 2013. Further indication of lowered activity of ivermectin on immature small strongyles in the intestinal lumen of horses on a farm in Central Kentucky. *Parasitol. Res.* 112, 889–891.
Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Collins, S.S., 2011. Reduced activity of moxidectin and ivermectin on small strongyles in young horses on a farm (BC) in Central Kentucky in two field tests with notes on variable counts of eggs per gram of feces (EPGs). *Parasitol. Res.* 108, 1315–1319.
Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Collins, S.S., 2009. Probable reason why small strongyle EPG counts are returning "early" after ivermectin treatment of horses on a farm in Central Kentucky. *Parasitol. Res.* 104, 569–574.
Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Ionita, M., 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. *Parasitol. Res.* 103, 287–291.
Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Kuzmina, T.A., Collins, S.S., 2010. Critical tests evaluating efficacy of moxidectin against small strongyles in horses from a herd for which reduced activity had been found in field tests in Central Kentucky. *Parasitol. Res.* 107, 1495–1498.
Martin, P., Anderson, N., Jarrett, R., 1989. Detecting benzimidazole resistance with faecal egg count reduction tests and in vitro assays. *Aust. Vet. J.* 66, 236–240.
Martin, P., Lejambre, L., Claxton, J., 1981. The impact of refugia on the development of thiabendazole resistance in Haemonchus contortus. *Int. J. Parasitol.* 11, 35–41.
Matthee, S., 2003. Anthelmintic treatment in horses : the extra-label use of products and the danger of under-dosing. *J. S. Afr. Vet. Assoc.* 74.
Matthee, S., Dryer, F.H., Hoffmann, W.A., Van Niekerk, F.E., 2002. An introductory survey of helminth control practices in South Africa and anthelmintic resistance on Thoroughbred stud farms in the Western Cape Province. *J. S. Afr. Vet. Assoc.* 73.
Matthee, S., McGeoch, M.A., 2004. Helminths in horses: use of selective treatment for the control of strongyles. *J. S. Afr. Vet. Assoc.* 75, 129–136.
Matthews, J.B., 2008. An update on cyathostomins: Anthelmintic resistance and worm control. *Equine Vet. Educ.* 20,
Milillo, P., Boeckh, A., Cobb, R., Otranto, D., Lia, R.P., Perrucci, S., di Regalbono, A., Beraldo, P., von Samson-Himmelstjerna, G., Demeler, J., Bartolini, R., Traversa, D., 2009. Faecal Cyathostomin Egg Count distribution and efficacy of anthelmintics against cyathostomins in Italy: a matter of geography? *Parasit. Vectors 2, S4.*
Molento, M.B., Antunes, J., Bentes, R.N., Coles, G.C., 2008. Anthelmintic resistant nematodes in Brazilian horses. *Vet. Rec.* 162, 384–385.
Monahan, C.M., Chapman, M.R., Taylor, H.W., French, D.D., Klei, T.R., 1997. Foals raised on pasture with or without daily pyrantel tartrate feed additive: comparison of parasite burdens and host responses following experimental challenge with large and small strongyle larvae. *Vet. Parasitol*. 73, 277–289.
Morgan, E.R., Hetzel, N., Povah, C., Coles, G.C., 2005. Prevalence and diagnosis of parasites of the stomach and small intestine in horses in south-west England. *Vet. Rec.* 156, 597–600.
Näreaho, A., Vainio, K., Oksanen, A., 2011. Impaired efficacy of ivermectin against Parascaris equorum, and both ivermectin and pyrantel against strongyle infections in trotter foals in Finland. *Vet. Parasitol*. 182, 372–377.
Nielsen, M.K., 2015. Universal challenges for parasite control: a perspective from equine parasitology. *Trends Parasitol*. 31,
Nielsen, M.K., 2012. Sustainable equine parasite control: Perspectives and research needs. *Vet. Parasitol*. 185, 32–44.
Nielsen, M.K., 2010. Utilisation des anthelminthiques chez le cheval. *Prat. Vét. Equine* 42.
Nielsen, M.K., 2009. Restrictions of anthelmintic usage: perspectives and potential consequences. *Parasit. Vectors* 2, S7.

Nielsen, M.K., Baptiste, K.E., Tolliver, S.C., Collins, S.S., Lyons, E.T., 11/2010b. 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. *Vet. Parasitol*. 174, 77–84.

Nielsen, M.K., Fritzen, B., Duncan, J.L., Guillot, J., Eysker, M., Dorchies, P., Laugier, C., Beugnet, F., Meana, A., Lussot-Kervern, I., Von Samson-Himmelstjerna, G., juillet 1, 2010a. Practical aspects of equine parasite control: A review based upon a workshop discussion consensus. *Equine Vet. J*. 42, 460–468.

Nielsen, M.K., Haaning, N., Olsen, S.N., 2006b. Strongyle egg shedding consistency in horses on farms using selective therapy in Denmark. *Vet. Parasitol*. 135, 333–335.

Nielsen, M.K., Kaplan, R.M., Thamsborg, S.M., Monrad, J., Olsen, S.N., 2007. Climatic influences on development and survival of free-living stages of equine strongyles: Implications for worm control strategies and managing anthelmintic resistance. *Vet. J*. 174, 23–32.

Nielsen, M.K., Monrad, J., Olsen, S.N., 1/2006a. Prescription-only anthelmintics—A questionnaire survey of strategies for surveillance and control of equine strongyles in Denmark. *Vet. Parasitol*. 135, 47–55.

Nielsen, M.K., Reinemeyer, C.R., 2008. Handbook of Equine Parasite Control. John Wiley and Sons, p. 270.

Nielsen, M.K., Reinemeyer, C.R., Donecker, J.M., Leathwick, D.M., Marchiondo, A.A., Kaplan, R.M., 2014. Anthelmintic resistance in equine parasites—Current evidence and knowledge gaps. *Vet. Parasitol*. 204, 55–63.

Nielsen, M.K., Vidyashankar, A.N., Hanlon, B.M., Diao, G., Petersen, S.L., Kaplan, R.M., 2013. Hierarchical model for evaluating pyrantel efficacy against strongyle parasites in horses. *Vet. Parasitol*. 197, 614–622.

O'Meara, B., Mulcahy, G., 2002. A survey of helminth control practices in equine establishments in Ireland. *Vet. Parasitol*. 109, 101–110.

Paré, C., 2017. Médecine préventive.Pour l'association des vétérinaires équins du Québec. *Fédération équestre du Québec*.

Pascoe, R.J., Wilson, T.J., Coles, G.C., 1999. Nematode control in eventer horses. *Vet. Rec*. 145, 200–201.

Peregrine,A.S. Molento, MB., Kaplan, R.M. Nielsen, M.K., 2014. Anthelmintic resistance in important parasites of horses: Does it really matter? *Vet. Parasitol*. 201, 1–8.

Ploeger, H.W., van Doorn, D.C.K., Nijsse, E.R., Eysker, M., 2008. Decision trees on the web – a parasite compendium. *Trends Parasitol*. 24, 203–204.

Pook, J.F., Power, M.L., Sangster, N.C., Hodgson, J.L., Hodgson, D.R., 2002. Evaluation of tests for anthelmintic resistance in cyathostomes. *Vet. Parasitol*. 106, 331–343.

Prichard, R., 2001. Genetic variability following selection of Haemonchus contortus with anthelmintics. *Trends Parasitol*. 17, 445–453.

Reinemeyer, C.R., 2012. Anthelmintic resistance in non-strongylid parasites of horses. *Vet. Parasitol*. 185, 9–15.

Reinemeyer, C.R., Nielsen, M.K., 2009. Parasitism and Colic. Vet. Clin. North Am. Equine Pract. 25, 233–245.

Riviere, J.E., Papich, M.G. (Eds.), 2009. *Veterinary pharmacology and therapeutics*, 9th ed. ed. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa.

Rossano, M.G., Smith, A.R., 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. *Vet. Parasitol*. 173, 349–352.

Sallé, G., Cabaret, J., 2015. A survey on parasite management by equine veterinarians highlights the need for a regulation change. *Vet. Rec.* Open 2.

Slocombe, J.O.D., de Gannes, R.V.G., Lake, M.C., 2007. Macrocyclic lactone-resistant Parascaris equorum on stud farms in Canada and effectiveness of fenbendazole and pyrantel pamoate. *Vet. Parasitol*. 145, 371–376.

Stratford, C.H., Lester, H.E., Pickles, K.J., McGorum, B.C., Matthews, J.B., 2014. An investigation of anthelmintic efficacy against strongyles on equine yards in Scotland: Anthelmintic efficacy against strongyles on equine yards in Scotland. *Equine Vet. J*. 46, 17–24.

Tandon, R., Kaplan, R.M., 2004. Evaluation of a larval development assay (DrenchRite®) for the detection of anthelmintic resistance in cyathostomin nematodes of horses. *Vet. Parasitol*. 121, 125–142.

Taylor, M., Hunt, K., 1989. Anthelmintic drug resistance in the UK. *Vet. Rec.* 125, 143–147.

Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L., 2015. Veterinary Helminthology, in: *Veterinary Parasitology*. John Wiley & Sons, Inc., pp. 1–109.

Taylor, M.A., Hunt, K.R., Goodyear, K.L., 2002. Anthelmintic resistance detection methods. *Vet. Parasitol*. 103, 183–194.

Traversa, D., Castagna, G., von Samson-Himmelstjerna, G., Meloni, S., Bartolini, R., Geurden, T., Pearce, M.C., Woringer, E., Besognet, B., Milillo, P., D'Espois, M., 2012. Efficacy of major anthelmintics against horse cyathostomins in France. *Vet. Parasitol*. 188, 294–300.

Traversa, D., Klei, T.R., Iorio, R., Paoletti, B., Lia, R.P., Otranto, D., Sparagano, O.A.E., Giangaspero, A., 2007. Occurrence of anthelmintic resistant equine cyathostome populations in central and southern Italy. *Prev. Vet. Med.* 82, 314–320.

Traversa, D., Milillo, P., Barnes, H., von Samson-Himmelstjerna, G., Schurmann, S., Demeler, J., Otranto, D., Lia, R.P., Perrucci, S., Frangipane di Regalbono, A., Beraldo, P., Amodie, D., Rohn, K., Cobb, R.,

Boeckh, A., 2010. Distribution and species-specific occurrence of cyathostomins (Nematoda, Strongylida) in naturally infected horses from Italy, United Kingdom and Germany. *Vet. Parasitol*. 168, 84–92.

Traversa, D., von Samson-Himmelstjerna, G., Demeler, J., Milillo, P., Schürmann, S., Barnes, H., Otranto, D., Perrucci, S., di Regalbono, A., Beraldo, P., Boeckh, A., Cobb, R., 2009. Anthelmintic resistance in cyathostomin populations from horse yards in Italy, United Kingdom and Germany. *Parasit. Vectors* 2, S2.

Uhlinger, C., 1993. Uses of fecal egg count data in equine practice. *Cont Educ Pr. Vet* 15, 742–748.

university of Utrecht, n.d. Parasite Compendium [http://www.parasietenwijzer.nl/eng/horse/GB_Intro_Horse.html] (accessed 5.20.17).

Veneziano, V., Veronesi, F., Buono, F., Lia, R.P., Beraldo, P., Manfredi, M.T., traverso, D., Frangipane di Regalbono A, A., papini, R., Brianti, E., Otranto, D., Scala, A., Poglayen, G., Ferroglio, E., Capelli, G., Sconza, S., varasano, V., Gobbo M, Cringoli G, Genchi C, n.d. A national questionnaire survey of helminth control practices on horses in Italy - preliminary results.

Vermifugation - Clinique de Grosbois [http://www.cliniqueveterinairegrosbois.fr/specialites/medecine-generale-et-urgence/vermifugation/] (accessed 6.4.17).

Veronesi, F., Fioretti, D.P., Genchi, C., 2010. Are macrocyclic lactones useful drugs for the treatment of Parascaris equorum infections in foals? *Vet. Parasitol*. 172, 164–167.

Vidyashankar, A.N., Hanlon, B.M., Kaplan, R.M., 2012. Statistical and biological considerations in evaluating drug efficacy in equine strongyle parasites using fecal egg count data. *Vet. Parasitol*. 185, 45–56.

von Samson-Himmelstjerna, G., 2012. Anthelmintic resistance in equine parasites – detection, potential clinical relevance and implications for control. *Vet. Parasitol*. 185, 2–8.

von Samson-Himmelstjerna, G., Traversa, D., Demeler, J., Rohn, K., Milillo, P., Schurmann, S., Lia, R., Perrucci, S., di Regalbono, A., Beraldo, P., Barnes, H., Cobb, R., Boeckh, A., 2009. Effects of worm control practices examined by a combined faecal egg count and questionnaire survey on horse farms in Germany, Italy and the UK. *Parasit. Vectors* 2, S3.

Waghorn, T., Leathwick, D., Miller, C., Atkinson, D., 2008. Brave or gullible: Testing the concept that leaving susceptible parasites in refugia will slow the development of anthelmintic resistance. *N. Z. Vet.* J. 56, 158–163.

Wirtherle, N., Schnieder, T., von Samson-Himmelstjerna, G., 2004. Prevalence of benzimidazole resistance on horse farms in Germany. *Vet. Rec.* 154, 39–41.

Young, K.E., Garza, V., Snowden, K., Dobson, R.J., Powell, D., Craig, T.M., 1999. Parasite diversity and anthelmintic resistance in two herds of horses. *Vet. Parasitol*. 85, 205–214.

Annexes

Annexe 1 : Spécialités anthelminthiques disponibles en France (données issues des RCP)

molécule	Spécialité	titulaire AMM	dose	spectre (selon AMM)
Famille :2-méthylcarbamates de benzimidazole :				
Fenbendazole	Panacur Equine Guard	MSD	7,5 mg = 7,5mL/100 kg /J, 5 jours	Traitement des infestations par les cyathostomes enkystés sensibles au fenbendazole : larves L3 et L4 y compris les formes L3 inhibées et enkystées dans la muqueuse de l'intestin
	Panacur pâte	MSD	7,5mg/kg en administration unique ou 50mg/kg (24g pour 90kg) pour les infections à S.westeri chez le poulain -- 4,5 g de fenbendazole /600 kg PV	Chez les équins : - Nématodes gastro-intestinaux (adultes et larves L4) Strongylus spp Parascaris equorum Oxyurus equi Cyathostomum spp., Cylicocyclus spp. - Strongles pulmonaires (adultes et larves L4) : Dictyocaulus arnfieldi
Famille : Probenzimidazole				
Fébantel	pas d'AMM cheval			
Famille : tétrahydropyrimidines				
Pamoate de pyrantel	non disponible en France			
Embonate de pyrantel	Strongid pâte orale	Zoetis	6,6 mg /kg (seringue de 3,96 g /600 kg	Traitement des infestations par les nématodes gastro-intestinaux (adultes) suivants : Strongylus spp Parascaris equorum Oxyurus equi Cyathostomum spp Cylicocyclus spp.
Famille : Lactones macrocycliques				
Ivermectine	hippomectin	Le Vet	0,2mg/kg : seringue de 120 mg/600 kg	Traitement des infestations parasitaires dues à : Grands strongles : Strongylus vulgaris (adultes et stades larvaires artériels), S. edentatus (adultes et stades larves tissulaires), S. equinus (adultes), Triodontophorus spp. (adultes), Craterostomum acuticaudatum (adultes) Petits strongles (adultes et larves au quatrième stade, y compris les souches résistantes au benzimidazole) Coronocyclus spp, cyathostomum spp., Cylicocyclus spp., Cylicostephanus spp., Cylicodontophorus spp., Gyalocephalus capitatus, Parapoteriostomum spp., Petrovinema spp., Poteriostomum spp. Oxyuris equi (adultes et stade L4) Parascaris equorum (adultes) Vers gastriques (adultes): Trichostrongylus axei, Habronema muscae, -- Strongyloïdes intestinaux (adultes) : Strongyloides westeri Nématodes cutanés (microfilaires) : Onchocerca spp., Gastérophiles (tous stades larvaires) Vers pulmonaires (adultes et stade L4) : Dictyocaulus arnfieldi
	Alverin 18,7 mg/mL pâte orale	Zoetis	0,2mg/kg : seringue de 120 mg d'ivermectine/600 kg	

Divamectin 18,7 mg/g	Biové	0,2mg/kg : seringue de 120 mg d'ivermectine/600 kg	Grands strongles : Strongylus vulgaris (adultes et stade larvaire 4 en localisation artérielle), Strongylus edentatus (adultes et stade larvaire 4 en localisation tissulaire), Strongylus equinus (adultes), Petits strongles ((adulte et stade larvaire 4 luminal)dont les souches résistantes au benzimidazole) Cyathostomum spp. , Cylicocyclus spp., Cylicodontophorus spp. , Cylicostephanus spp., Gyalocephalus spp. Ascaris : Parascaris equorum (adulte et stade larvaire 4 luminal) Oxyures : Oxyuris equi (adulte et stade larvaire 4) Onchocerques : Onchocerca spp. (Microfilaires) Gastérophiles (ou oestres) : Gasterophilus spp. (stades oral et gastrique)
Bimectine Pâte	Cross Vetpharm group	0,2mg/kg : seringue de 120 mg d'ivermectine/600 kg	Traitement des infestations parasitaires dues à : Grands strongles Strongylus vulgaris (adultes et stades larvaires artériels), S. edentatus (adultes et stades larves tissulaires), S. equinus (adultes), Triodontophorus spp. (adultes), Craterostomum acuticaudatum (adultes) Petits strongles (adultes et larves au quatrième stade, y compris les souches résistantes au benzimidazole) : Coronocyclus spp, cyathostomum spp., Cylicocyclus spp., Cylicostephanus spp., Cylicodontophorus spp., Gyalocephalus capitatus, Parapoteriostomum spp., Petrovinema spp., Poteriostomum spp. Oxyuris equi (adultes et stade L4) Parascaris equorum (adultes) Vers gastriques (adultes) : Trichostrongylus axei, Habronema muscae, Strongyloïdes intestinaux (adultes), Strongyloides westeri Nématodes cutanés (microfilaires) : Onchocerca spp. Gastérophiles (tous stades larvaires), Gasterophilus spp. Vers pulmonaires (adultes et stade L4) : Dictyocaulus arnfieldi
Eqvalan Pâte	Mérial	0,2mg/kg - seringue de 116 mg d'ivermectine /600 kg	Traitement des infestations parasitaires dues à : Grands strongles Strongylus vulgaris (adultes et stades larvaires artériels), S. edentatus (adultes et stades larves tissulaires), S. equinus (adultes), Triodontophorus spp. (adultes), Petits strongles (adultes et larves au quatrième stade, y compris les souches résistantes au benzimidazole) cyathostomum spp., Cylicocyclus spp., Cylicostephanus spp., Cylicodontophorus spp., Gyalocephalus capitatus, Parapoteriostomum spp., Petrovinema spp., Poteriostomum spp. Oxyuris equi (adultes et stade L4) Parascaris equorum (adultes) Vers gastriques (adultes) Trichostrongylus axei Gastérophiles (tous stades larvaires) Gasterophilus spp.
Eraquell 18,7 mg/g pâte orale	virbac	0,2mg/kg : seringue de 120 d'ivermectine pour 600 kg	Traitement des infestations parasitaires dues à : Grands strongles Strongylus vulgaris (adultes et stades larvaires artériels), S. edentatus (adultes et stades larves tissulaires), S. equinus (adultes), Triodontophorus spp. (adultes), Craterostomum acuticaudatum (adultes) Petits strongles (adultes et larves au quatrième stade, y compris les souches résistantes au benzimidazole) Coronocyclus spp, cyathostomum spp., Cylicocyclus spp., Cylicostephanus spp., Cylicodontophorus spp., Gyalocephalus capitatus, Parapoteriostomum spp., Petrovinema spp., Poteriostomum spp. Oxyuris equi (adultes et stade L4) Parascaris equorum (adultes) Vers gastriques (adultes) : Trichostrongylus axei, Habronema muscae, Strongyloïdes intestinaux (adultes): Strongyloides westeri
Eraquell tabs 20mg	virbac	0,2mg/kg : 1 comprimé pour 100 kg de poids vif	
Hippomectin 12mg/g	Audevard	0,2 mg d'ivermectine /kg - seringue de 120 mg/600 kg	
Noro-mectin 1,87% Pâte	Bayer	0,2 mg d'ivermectine/kg -- 140 mg d'ivermectine /	

			700 kg	Nématodes cutanés (microfilaires) : Onchocerca spp. Gastérophiles (tous stades larvaires) : Gasterophilus spp. Vers pulmonaires (adultes et stade L4) : Dictyocaulus arnfieldi
	Furexel pâte orale	Merial	0,2 g d'ivermectine /kg -- seringue de 120 mg d'Ivermectine pour 600 kg	
	Equimax Tabs	Virbac	200 µg ivermectine 1,5 mg Praziquantel/ kg = 1 cp 20/150mg/100kg	Grands strongles : Strongylus vulgaris (adultes et stades larvaires artériels), Strongylus edentatus (adultes et stades larvaires tissulaires L4), Strongylus equinus (adultes et stades larvaires L4), Triodontophorus spp. (adultes) Petits strongles : Cyathostomum (adultes et larves muqueuses n'étant pas enkystées) : Cylicocyclus spp., Cylicostephanus spp., Gyalocephalus spp. Ascaridés: Parascaris equorum (adultes et larves). Oxyures: Oxyuris equi (adultes et larves). Trichostrongylus: Trichostrongylus axei (adultes).Cestodes (Ténias): Anoplocephala perfoliata, Anoplocephala magna, Paranoplocephala mamillana. Gastérophiles: Gasterophilus spp. (stades larvaires).
Ivermectine + Praziquantel	Equimax gel oral	Virbac	200 µg ivermectine 1,5 mg Praziquantel/ kg -- 120 mg d'ivermectine - 900 mg de praziquantel /600 kg	NEMATODES : Grands strongles: Strongylus vulgaris (adultes et stades larvaires artériels) Strongylus edentatus (adultes et stades larvaires tissulaires L4) Strongylus equinus (adultes) Triodontophorus spp. (adultes) Petits strongles: Cyathostomum: Cylicocyclus spp., Cylicostephanus spp., Cylicodontophorus spp., Gyalocephalus spp. (adultes et larves muqueuses n'étant pas en hypobiose). Ascaridés: Parascaris equorum (adultes et larves).Oxyures: Oxyuris equi (larves).Trichostrongylidés: Trichostrongylus axei (adultes). Strongylididés: Strongyloides westeri (adultes) - Spiruridés: Habronema spp. (adultes), Microfilaires: Onchocerca spp. microfilaires c.-à-d. l'onchocercose cutanée Vers pulmonaires: Dictyocaulus arnfieldi (adultes et larves). ¨ Cestodes (Ténia) : Anoplocephala perfoliata, Anoplocephala magna, Paranoplocephala mamillana. ¨ Gastérophiles : Gasterophilus spp. (larves)
	Furexel combi pâte orale	Merial	200 µg d'iverùectine et 1 mg de Praziquantel/ kg -- 120 mg d'Ivermectine et 600 mg de Praziquantel / 600 kg	Traitement des infestations parasitaires dues à : Tenias adulte : Anoplocephala magna et A. perfoliata Grands strongles Strongylus vulgaris (adultes et stades larvaires artériels), S. edentatus (adultes et stades larves tissulaires), S. equinus (adultes), Triodontophorus spp. (adultes), Craterostomum acuticaudatum (adultes) Petits strongles (adultes et larves au quatrième stade, y compris les souches résistantes au benzimidazole) Coronocyclus spp, cyathostomum spp., Cylicocyclus spp., Cylicostephanus spp., Cylicodontophorus spp., Gyalocephalus capitatus, Parapoteriostomum spp., Petrovinema spp., Poteriostomum spp. Oxyuris equi (adultes et stade L4) Parascaris equorum (adultes) Vers gastriques (adultes) : Trichostrongylus axei, Habronema muscae Strongyloïdes intestinaux (adultes) Strongyloides westeri : Nématodes cutanés (microfilaires) : Onchocerca spp., Gastérophiles (tous stades larvaires) : Gasterophilus spp. Vers pulmonaires (adultes et stade L4) : Dictyocaulus arnfieldi
	Eqvalan	Merial	0,2mg	Taitement des infestations mixtes par les cestodes, les nématodes et les

	Duo		d'ivermectine/ kg et 1 mg de praziquantel/kg -- 120mg d'ivermectine et 600 mg de Praziquantel / 600 kg	arthropodes. **Ténias adultes** : *Anoplocephala perfoliata Anoplocephala magna* **Grands strongles** : *Strongylus vulgaris* (adultes et stades larvaires artériels) Strongylus edentatus (adultes et stades larvaires tissulaires) *Strongylus equinus* (adultes) *Triodontophorus* spp (adultes) *Triodontophorus brevicauda Triodontophorus serratus Craterostomum acuticaudatum* (adultes) **Petits strongles ou cyathostomes adultes et immatures (larves intraluminales du 4ème stade), y compris les souches résistantes aux benzimidazoles; Trichostrongles (adultes)** : *Trichostrongylus axei* **Oxyures (adultes et larves du 4ème stade)** : *Oxyuris equi* **Vers ronds (ascaridés) adultes et larves du 3ème et 4ème stades ; Microfilaires de l'onchocercose du ligament cervical; Strongyloides (adultes)** ; **Habronemes (adultes) ; Oestres, stades oral et gastrique** ; **Strongles respiratoires adultes et larves inhibées du 4ème stade**.
Moxidectine	Equest gel oral	Zoetis	0,4 mg/kg -- 280 mg de moxidectine / 600 kg	les grands strongles suivants: Strongylus vulgaris (adultes et stades artériels), Strongylus edentatus (adultes et stades viscéraux), Triodontophorus brevicauda (adultes), Triodontophorus serratus (adultes), Triodontophorus tenuicollis (adultes), - les petits strongles (adultes et stades larvaires luminaux) : Cyathostomum spp., Cylicocyclus spp., Cylicostephanus spp., Cylicodontophorus spp., Gyalocephalus spp., - les ascaridés : Parascaris equorum (adultes et stades larvaires),vv - les autres espèces suivantes: Oxyuris equi (adultes et stades larvaires) Habronema muscae (adultes) F39Gasterophilus intestinalis (L2 L3), Gasterophilus nasalis (L2 L3), Strongyloides westeri (adultes), Trichostrongylus axei.
	Equest Pramox	Zoetis	400 µg de moxidectine /kg et 2,5 mg de praziquantel /kg -- 280 mg de moxidectine et 1,75g de praziquantel/kg	Grands strongles : . Strongylus vulgaris (stades adultes) . Strongylus edentatus (stades adultes) . Triodontophorus brevicauda (adultes) . Triodontophorus serratus (adultes) . Triodontophorus tenuicollis (adultes) Petits strongles (stades adultes et larvaires luminaux, Le produit est efficace contre les stades L4 intramuqueux (en développement) des petits strongles, Huit semaines après le traitement, les stades larvaires EL3 (en hypobiose) des petits strongles sont éliminés.. : . Cyathostomum spp. . Cylicocyclus spp. . Cylicostephanus spp. . Cylicondontophorus spp. . Gyalocephalus spp. Ascaridés : Parascaris equorum (adultes) Autres espèces : . Oxyuris equi (stades adultes) Habronema muscae (adultes) . Gasterophilus intestinalis (L2, L3) . Gasterophilus nasalis (L2, L3) . Strongyloides westeri (adultes) . Trichostrongylus axei (stades adultes) Cestodes (stades adultes) : Anoplocephala perfoliata . A. magna . Paranoplocephala mammillana

Annexe 2 : caractéristiques épidémiologiques et saisonnières des parasitoses sous tendant la vermifugation, d'après Beugnet [1]

Hiver		
Gastérophiles		(larves 3)
Grands strongles :	} *90% sous forme larvaire*	Larves en localisation artérielle ou tissulaire
Petits strongles		Larves enkystées dans la muqueuse
Saison de pâturage		
[2]Petits strongles		Larves et adultes
Grands strongles		Adultes
Habronème		Larves et adultes
	Printemps :	
Anoplocéphales		
Ascarides		
Strongyloides		
Toute l'année		
Oxyures		

[1] : Beugnet, F., 1998. Méthode de lutte contre les strongyloses équines. *Prat. Vét. Equine* 30, 45–55.

Annexe 3 : Gestion pratique de la vermifugation des équidés, d'après P. Camuset [1].

Gestion pratique de la vermifugation des équidés, d'après P. Camuset. Présenté aux journées nationales des GTV 2015, à Nantes.

Depuis 2007, plusieurs approches successives et complémentaires ont vu le jour pour aboutir à l'approche actuelle :

- *Combinant traitements ciblés (ou tactiques, basés sur les résultats coproscopiques) :*

Coproscopies systématiques, elles permettent de juger de la pression parasitaire et ajuster les traitements antiparasitaires dans un groupe d'équidés au pâturage. Le seuil actuellement utilisé est 200 opg bien qu'il n'y ai pas de corrélation entre l'excrétion et la charge luminale. On a néanmoins constaté qu'en dessous de 500 opg, le risque de pathologie clinique est réduit. Le fait de traiter les chevaux excrétant plus de 200 opg ne signifie pas forcément traiter des chevaux très infestés mais plutôt très infestants, donc dangereux pour leurs congénères. On diminue ainsi globalement la contamination de la pâture et donc le challenge parasitaire pour l'ensemble du groupe animal. L'idéal est d'effectuer des coproscopies sur chaque cheval tous les 2 à 4 mois selon les conditions d'élevage et de ne traiter que les chevaux dont les coproscopies sont supérieures à 200 opg. Le statut d'un cheval évolue peu au cours d'une saison d'herbe, il semble donc possible de gérer les programmes de vermifugation avec un minimum de coproscopies quantitatives.

- *Approche mixte tactique et stratégique*

Cette approche est le résultat de la réflexion menée par les parasitologues suite à l'observation des contraintes inhérentes à la mise en place exclusivement de traitements ciblés ainsi que, dans les troupeaux où cela a été appliqué, l'augmentation de la prévalence des infestations à Strongylus vulgaris. Dans la mesure où l'on sait que le point de départ de la contamination du pâturage au printemps réside majoritairement dans la reprise de développement parasitaire chez les chevaux, il devient cohérent d'instaurer un traitement systématique à l'arrivée sur les paddocks à ce moment. Les chevaux peu contaminés ou peu excréteurs seront traités par excès. Ce traitement stratégique pourra être répété selon les dates de réapparition des œufs si une prévention plus efficace est nécessaire, en fonction du chargement de la parcelle ou des épisodes cliniques antérieurs. La périodicité des traitements pour prévenir le recyclage parasitaire à l'égard des cyathostomes sera de 4 à 6 semaines avec les benzimidazoles et le pyrantel, de 6 à 8 semaines pour l'ivermectine, de 12 à 14 semaines pour la moxidectine. Par précaution et de façon systématique, ces traitements pourront concerner les animaux les plus fragiles ou les plus à risque : juments suitées, yearlings, chevaux de grande valeur, fragiles, en mauvais état, vieillissant ainsi que les achats ou même les ré introductions dans un lot. De même, les foals seront traités tous les deux mois en prévention de l'ascaridose. Le traitement stratégique de ces catégories d'équidés aura un impact majeur sur le recyclage parasitaire et la contamination des parcelles. Les autres chevaux feront l'objet de coproscopies et seuls ceux dont l'excrétion excède 200 opg recevront un traitement ciblé. Ce seuil peut être adapté selon les conditions d'élevage. Dans certains pays, il est de 500 opg et pour les ânes, 1000 opg ! Après un traitement anthelminthique, les coproscopies sont à renouveler après 4 mois avec un traitement à la moxidectine, 3 mois avec l'ivermectine et 2 mois avec le pyrantel ou le fenbendazole. Il est important de garder à l'esprit que cette approche n'est pas utilisable, pour les cyathostomes, chez les poulains et les yearlings ainsi que pour la gestion de l'ascaridose. En fin de saisons de pâturage, après les premières gelées, un traitement systématique sera effectué vis-à-vis des gastérophiles et éventuellement en fonction de l'âge et des conditions d'élevage vis-à-vis des ténias.

- *Traitements stratégiques basés sur l'épidémiologie et approche modélisée fondée sur les rotations éventuelles des parcelles.*

Cette approche n'est intéressante qu'en cas de rotation des parcelles. C'est une variante de l'approche mixte où la réflexion épidémiologique permet d'alléger encore plus le recours aux coproscopies qui ne deviennent plus que des points de contrôle validant une démarche qualité. Le traitement de printemps est systématique, puis l'approche se fait par parcelles selon les concepts d'exposition et d'émission (excrétion). En tenant compte des facultés de résistance des larves dans le milieu extérieur, de leur vitesse de développement, des conditions climatiques, du niveau d'excrétion des chevaux, il est possible d'évaluer la dynamique parasitaire des parcelles. Ceci permettra d'asseoir la décision de traitement anthelminthique. Pour valider la méthode de raisonnement, des coproscopies seront effectuées en cours de saison d'herbe selon la nécessité de la conduite du pâturage pour instaurer soit des traitements sélectifs soit conforter la prescription mise en place. Pour compléter la méthode, il ne faut absolument pas éluder le rôle d'autres parasites éventuels (ténias, oxyures, ascaris…) dont certains sont d'ailleurs gérés par les traitements strongycides réguliers, de même que le rôle de l'hygiène générale (ramassage des crottins et curage réguliers des boxes).

Pour les petits effectifs :

Aucun anthelminthique n'est prescrit tant que l'on est dans la période de rémanence du dernier antiparasitaire utilisé.

Protocoles à minima : traitement de printemps, à la mise à l'herbe éventuelle ou au début avril avec de la moxidectine ou mieux coproscopie. Traitement l'hiver, après les premières gelées : ivermectine + praziquantel s'il y a eu vermifugation dans les 4 mois précédents, moxidectine + Praziquantel sinon.

Si les protocoles précédents sont connus : aucun vermifuge n'est proposé tant que la période de ré excrétion des œufs correspondant à la dernière molécule utilisée n'est pas terminée. Au-delà, en hiver : ivermectine + praziquantel s'il y a eu vermifugation dans les 4 mois précédents, moxidectine + Praziquantel sinon. Au cours de la saison d'herbage, une coproscopie est préconisée, l'administration de vermifuge dépend de son résultat et du mode de pâturage :

Pour un résultat proche de 0, aucun vermifuge n'est prescrit et il est conseillé de renouveler la coproscopie 4 mois plus tard. Si le résultat est entre 0 et 200 opg, aucun traitement n'est prescrit et une nouvelle coproscopie deux mois plus tard est préconisée.

Lorsque le résultat est supérieur à 200 opg, une vermifugation est conseillée. Des macrolides dans un contexte de « full grass » et pyrantel ou fenbendazole en cas de rotation de parcelles.

Si les protocoles précédents ne sont pas connus, en raison de la possible accumulation de larves de cyathostomes ou de la présence de grands strongles adultes ou au stade larvaire, on utilisera de la moxidectine dont le spectre est le plus complet, éventuellement couplé à du praziquantel en fin de saison d'herbage. A ce moment, même si l'activité insecticide n'est pas la meilleure, cette molécule représente le meilleur compromis. Il en est de même idéalement lors de l'introduction d'un nouvel individu dans un cheptel où ne figurent pas encore de parasites résistants. Il faudrait idéalement effectuer une coproscopie avant traitement et 3 semaines plus tard.

Cette démarche ne s'applique pas en revanche, aux poulinières (qu'il est préférable de vermifuger une semaine avant la mise bas, avec de la moxidectine de préférence), au poulain sous la mère (à vermifuger tous les 2 à 3 mois avec du fenbendazole ou du pyrantel jusqu'à 6 mois puis utiliser les résultats qualitatifs de la coproscopie pour adapter la molécule à utiliser au parasites mis en évidence : benzimidazole ou pyrantel pour Parascaris et macrolides pour cyathostomes), les chevaux d'un et deux ans ainsi que les individus fragiles ou en état insuffisant (à vermifuger tous les 3 mois avec de l'ivermectine ou 4 mois avec de la moxidectine).

[1] Camuset, P., 2015. Gestion pratique de la vermifugation des équidés en clientèle vétérinaire. Presented at the Journées nationales des GTV, Nantes

Méthode quantitative de Mc Master

Principe :

Méthode de dilution constante des matière fécale (1/15ième) dans une solution de densité élevée, permettant d'évaluer la richesse d'un échantillon en éléments parasitaires, à l'aide d'une lame de Mac Master, aussi appelée cellule de Mac Master.

Avantage : méthode quantitative facile à réaliser en laboratoire, rapide. Méthode utilisée dans la réalisation du Fecal Egg Cout Reduction Test.

Inconvénient : perte de sensibilité due à l'utilisation de l'objectif x10 uniquement, coût de la lame de Mac Master (45 à 230€), seuil de détection est assez élevé : 50 opg. Il existe aujourd'hui des méthodes avec des seuils de détection plus bas, dérivées (FLOTAC®, FECPACK) ou non (méthode de Cornell-Wisconsin, dont le seuil de détection est estimé à 1,6 opg ; technique de flottation au sucre Wisconsin modifiée avec un seuil de 3 œufs par gramme [5]) de la méthode de MacMaster. Elles font appel à un matériel spécifique ou des manipulations plus nombreuses (centrifugation notamment pour les méthodes wisconsin et FLOTAC®) que celle effectuées avec la technique de MacMaster [4]

Présentation de la lame de Mac Master

La lame de Mac Master se compose de deux compartiments contigus séparés par une cloison, chacun ayant un volume de 0,15 mL. Le plafond de chaque compartiment est divisé en 6 cellules de 1,7 mm de largeur. Elle est représentée schématiquement dans la figure ci-dessous.

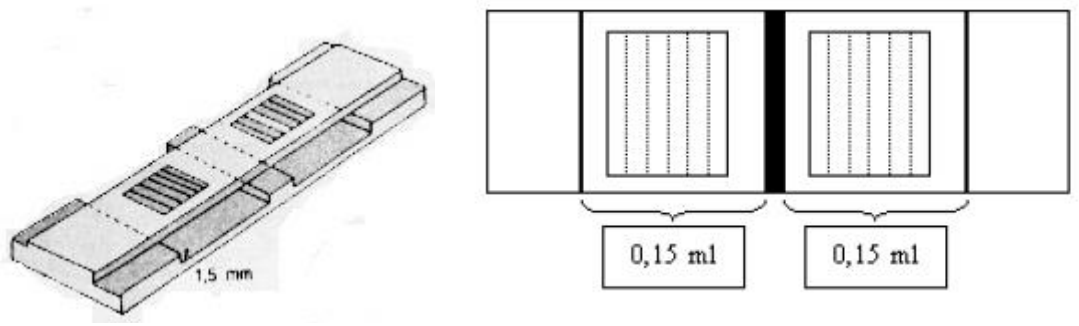


Figure 1 : Schéma d'une lame de Mac Master [3, 6]

Mode opératoire [1] :

1. Homogénéiser le prélèvement
2. Diluer les fèces au 1/15e dans un liquide de flottation : peser puis déliter 5g de fèces dans 70mL de solution dense dans un verre à pied
3. Tamiser le mélange dans une passoire à thé doublé d'une compresse non tissée
4. Placer 0,5mL dans chaque partie de la cellule de Mac Master,
5. Attendre environ 10 min (minimum 30 secondes [2]) que les œufs viennent se coller sous le verre supérieur,
6. Observer à l'objectif x10 et en suivant les colonnes gravées dans la cellule, compter le nombre d'œufs en reportant ceux des différents parasites séparément,
7. Comptabiliser le nombre d'œufs total en fonction de l'espèce parasitaire, dans chaque groupe de colonnes. Nous obtenons n1 et n2,
8. Calculer la moyenne (n1+n2)/2 puis multiplier par 100 : cela indique le nombre d'oeufs (ou de kystes de protozoaires) par gramme de matières fécales, noté « opg ».

Le nombre moyen d'œufs ou de kystes doit ensuite être interprété en fonction des espèces parasitaires.

[1] F. BEUGNET, G. FAYET, J. GUILLOT, E. GRANGE, I. DESJARDINS, H. DANG : *Abrégé de parasitologie Clinique des Equidés, volume 2,* Ed. Kalianxis, *2005,* p.270

[2] Reinemeyer, C. R., Nielsen, M.K.: *Handbook of Equine Parasite Control*, Wiley Blackwell, 2013, p.108

[3] Chamouton, I., Petit, P. : Parasitisme gastro-intestinal du cheval. *La Dépêche Vétérinaire*, supplément technique n° 12, 17 au 23 février 1990 : 1-23.

[4] Lacaille, C. : *Parascaris equorum : un vieux ver toujours d'actualité.* Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2014, 204 p.

[5]. Bliss D. H: Equine Parasitology The Control of Gastro-Intestinal Nematode Parasites in Horses with Emphasis on Reducing Environmental Contamination. “A New Control Strategy for an Old Problem.”

[6] Bathiard T, Vellut F. (Septembre 2002) Coproscopie parasitaire. *In* : *Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. Bibliothèque. Thèses vétérinaires en ligne.* [en-ligne], Lyon : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. [http://www2.vetagro-sup.fr/etu/copro/sommaire/techniques/analyse/mac_master.htm] (consultée le 14 octobre 2009)

Annexe 5: Distribution du FEC pour 261 chevaux dans 12 fermes et les changements prédictibles de cette distribution en réponse à un traitement sélectif. [1]

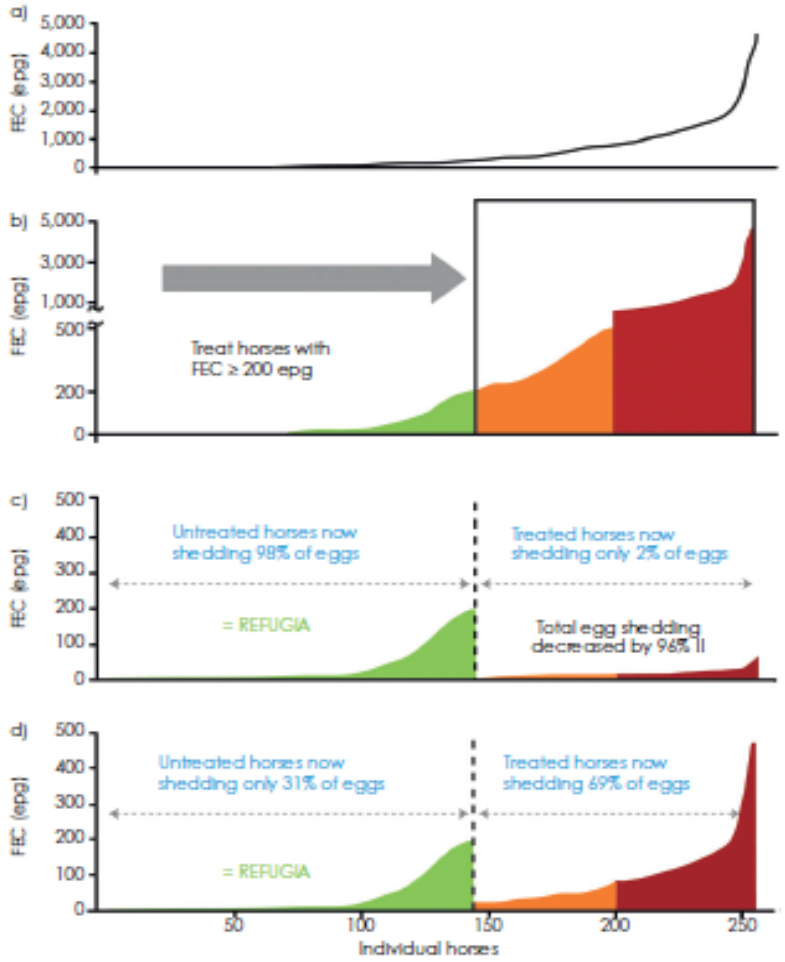


Fig 2: Distribution of faecal egg counts (FEC) for 261 horses on 12 horse farms and the predicted changes in that distribution in response to selective treatment. (a) The FEC of 261 horses from 12 horse farms are plotted left to right from lowest to highest, with magnitude of FEC on the Y-axis and individual horses on the X-axis. The line on the graph is formed by an overlapping of data points representing the FEC of the 261 individual horses. As can be seen, FEC are highly overdispersed in horse populations with the majority of horses shedding very low egg numbers and only a small percent having very high egg counts. (b) This graph shows the same data as in Figure 2a, but the Y-axis is broken to better visualise the data; this permits the data below 500 eggs/gram (epg) to be seen in more detail. These data demonstrate that horse populations can be divided into 3 categories of egg shedding: low egg shedders (0–200; green), moderate egg shedders (200–500; orange) and high egg shedders (>500; red). The high overdispersion of FEC among horses can be best understood by examining the relative egg output of horses in the different egg shedding categories. Low, moderate and high egg shedders represent 55, 18 and 27% of the horses, respectively. However, in terms of total egg output, low, moderate and high egg shedders are depositing 4, 13 and 83% of all the eggs shed onto pasture, respectively. (c) This graph illustrates the expected change in FEC distribution when using a drug with a 99.9% efficacy (e.g. ivermectin or moxidectin) in a selective therapy approach where only horses shedding 200 epg and above are treated. In this scenario, the total egg shedding is reduced by 96%, and yet more than half of the horses are left untreated. The horses with FEC<200 epg that are left untreated provide a large parasite refugia by shedding 98% of the all the eggs following treatment. This illustrates clearly that a selective treatment programme should achieve both major goals of cyathostomin control: a large reduction in the numbers of eggs being shed onto pasture (thereby reducing future infections), and the maintenance of refugia (thereby slowing the development of anthelmintic resistance). (d) This graph illustrates the expected change in FEC distribution when using a drug with a 90% efficacy. In contrast to the scenario in graph (c), if the same strategy is used but horses are treated with a drug that has a reduced efficacy of 90%, the egg shedding post treatment is dominated by eggs from worms that survived treatment (69%). Thus, the refugia are greatly diminished in this scenario and progression toward full-fledged anthelmintic resistance will occur much more rapidly. Consequently, utilising refugia to slow the development of resistance must be implemented while drugs are still highly effective, before resistance begins emerging. Once drug resistance starts to appear, there is little that can be done to prevent its further development other than to completely stop use of that drug.

[1] Kaplan, R.M., Nielsen, M.K., 2010. An evidence-based approach to equine parasite control: It ain't the 60s anymore: Evidence-based approach to equine parasite control. *Equine Vet. Educ.* 22, 306–316.

Annexe 6 : Description de la méthode de flottation et description des solutions denses.

Méthode de flottation et solutions denses

Principe :
Son principe consiste en la concentration des éléments parasitaires à partir d'une petite quantité de fèces en les mélangeant à un liquide dense (de densité supérieure à celle de la plupart des éléments parasitaires) afin que sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation, les débris sédimentent dans le culot tandis que les éléments parasitaires remontent à la surface du liquide où ils sont recueillis puis identifiés.

Avantage : rapide, facile à réaliser, sensible, peu coûteuse.

Limites et inconvénients : ne permet une évaluation quantitative. Il existe des possibilités d'erreur de solution dense : les oeufs ne flottent pas si elle n'est pas assez dense, ils sont déformés ou lysés si elle l'est trop, certains composés (iodo-mercurate) sont écotoxiques et soumis à réglementation.

Mode opératoire : Méthode classique [1]

1. Homogénéiser le prélèvement
2. Déliter 5g de fèces dans 70mL de solution dense dans un verre à pied
3. Tamiser le mélange dans une passoire à thé doublée d'une compresse non tissé, ce qui permet de retenir des débris plus fins, qui pourraient gêner la lecture.
4. Remplir un tube à ras bord avec le mélange obtenu (ménisque convexe). Puis recouvrir le tube d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air
5. Laisser reposer durant environ 20 à 30 minutes ou centrifuger 5 minutes à 2000trs/min (300g).
6. écupérer la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés (face inférieure) et l'observer sur une lame au microscope.

Solutions denses [4]:

- La solution de saccharose : 130g de saccharose + 1g de Phénol dilués dans 100mL d'eau, de densité de 1,117,
- Le liquide de Faust : c'est une solution de sulfate de zinc à 33p.cent de densité de 1,18,
- Le liquide de Willis : solution aqueuse de chlorure de sodium à saturation de densité de 1,20,
- La solution de nitrate de sodium, également de densité de 1,20 : 315g de nitrate de sodium sont dilués dans de l'eau pour obtenir un litre de solution finale,
- La solution de sulfate de Magnésium à saturation de densité de 1,28 : 350g de sulfate de magnésium sont dissous dans de l'eau pour obtenir une solution finale d'un litre,
- La solution de sulfate-acétate de zinc : 33g de sulfate de zinc + 15g d'acétate de zinc dilués dans 100mL d'eau, d'une densité finale de 1,33,
- La solution de sulfate de zinc à saturation d'une densité allant de 1,35 jusqu'à 1,39 : 685g de sulfate de zinc heptahydraté sont dissous dans 685mL d'eau.
- La solution de Rinaldi, de densité égale à 1,25, est une solution de saccharose et d'iodomercurate de potassium. Pour confectionner cette solution, on prépare tout d'abord une solution de 100g de bi-iodure de mercure auquel on ajoute 63mL d'eau puis 78g d'iodure de potassium. On prélève 20mL de cette solution pour l'adjoindre à 600g de saccharose dilué dans 600mL d'eau. Cependant, la solution de Rinaldi n'est que rarement

utilisée. En effet, compte tenu du danger potentiel des sels de mercure pour l'environnement, sa toxicité envers l'homme et l'animal, son usage nécessite des conditions de stricte biosécurité. Les manipulations se font donc uniquement sous hôte et la récupération et la régénération des solutions sont obligatoires.

- La solution d'iodo-mercurate de potassium, composée de 150g de bi-iodure de mercure, de 111g d'iodure de potassium et de 399 g d'eau, d'une densité finale de 1,44, a été peu à peu abandonnée par les laboratoires pour les raisons de toxicité précédemment citées.
- De même, la solution de sulfate de zinc et d'iodo-mercurate de potassium n'est que très peu utilisée. Pour obtenir une telle solution, on réalise une première solution qui est constituée de 100g de bi-iodure de mercure, de 63mL d'eau et de 78g d'iodure de potassium. Une deuxième solution est ensuite réalisée en ajoutant 600g de sulfate de zinc heptahydraté à 600mL d'eau. On réunit ensuite les deux solutions pour obtenir la solution finale, de densité égale à 1,45.

Bibliographie :

[1] Beugnet,F., Fayet, G., Guillot, J., Grange, E., Desjardins, I., Dang, H.: *Abrégé de parasitologie Clinique des Equidés, volume 2,* ed. Kalianxis, *2005,* p.270

[2] Craig R. Reinemeyer , Nielsen, M.K. : *Handbook of Equine Parasite Control*, Wiley Blackwell, 2013, p.108

[3] Chamouton I., Petit P. : Parasitisme gastro-intestinal du cheval. *La Dépêche Vétérinaire*, supplément technique n° 12, 17 au 23 février 1990 : 1-23.

[4] Lacaille, C. *Parascaris equorum : un vieux ver toujours d'actualité.* Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2014, 204 p.

[5]. Bliss, D. H: Equine Parasitology - The Control of Gastro-Intestinal Nematode Parasites in Horses with Emphasis on Reducing Environmental Contamination. "A New Control Strategy for an Old Problem."

[6] Bathiard T, Vellut F. (Septembre 2002) Coproscopie parasitaire. In : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. Bibliothèque. Thèses vétérinaires en ligne. [en-ligne], Lyon : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. [http://www.vet-lyon.fr/formatio/copro/index.htm] (consultée le 14 octobre 2009).

Annexe 7 : Tableau des résultats du comptage par coproscopie

Résultats des analyses coproscopiques

				LOT 1 – COPROSCOPIE 1
Effectif	Cheval	Date prélèvement	Analyse	**réponse donnée**
Effectif 3	70	08-avr	12-avr	0
Effectif 3	17	08-avr	12-avr	<50 opg
Effectif 3	7	08-avr	12-avr	0
Effectif 3	8	11-avr	12-avr	<50 opg
Effectif 3	9	11-avr	13-avr	0
Effectif 3	16	11-avr	13-avr	100 opg
Effectif 3	14	11-avr	13-avr	0
Effectif 3	10	11-avr	13-avr	<50 opg
Effectif 3	11	08-avr	12-avr	350 opg
Effectif 2	67	23-avr	25-avr	0
Effectif 2	52	23-avr	26-avr	1100 opg
Effectif 2	53	23-avr	26-avr	<50 opg
Effectif 2	54	23-avr	25-avr	0
Effectif 2	55	23-avr	25-avr	100 opg
Effectif 2	66	23-avr	25-avr	100opg
Effectif 2	56	23-avr	25-avr	0
Effectif 2	57	23-avr	25-avr	50 opg + larves
Effectif 2	58	23-avr	26-avr	850 opg
Effectif 2	59	23-avr	27-avr	0
Effectif 2	60	23-avr	25-avr	<50 opg
Effectif 2	63	23-avr	25-avr	<50 opg
Effectif 2	62	23-avr	25-avr	<50
Effectif 1	33	24-avr	26-avr	<50 opg
Effectif 1	34	24-avr	26-avr	0
Effectif 1	32	24-avr	26-avr	0
Effectif 1	35	24-avr	26-avr	0
Effectif 1	36	24-avr	26-avr	0
Effectif 1	37	24-avr	26-avr	<50 opg
Effectif 1	38	24-avr	26-avr	0
Effectif 1	39	24-avr	26-avr	<50 opg
Effectif 1	40	24-avr	26-avr	<50 opg

LOT 1 copro 1 - contrôle après vermifugation

	cheval	vermifugation	date prélèvement	date analyse	résultat
Effectif 3	11	21-avr	**09-mai**	10-mai	0
Effectif 2	52	16-mai	**04-juin**	06-juin	600
Effectif 2	57	16-mai	**04-juin**	06-juin	0
Effectif 2	58	16-mai	**04-juin**	06-juin	0

LOT 1 COPROSCOPIE 2

Effectif	Cheval	Date prélèvement	Date analyse	Résultat - en opg
Effectif 3	70	19-juil	20-juil	<50
Effectif 3	17	23-juin	24-juin	<50
Effectif 3	7	23-juin	24-juin	<50
Effectif 3	8	19-juil	20-juil	150
Effectif 3	9	19-juil	20-juil	0
Effectif 3	16	19-juil	20-juil	1250
Effectif 3	14	19-juil	20-juil	0
Effectif 3	10	19-juil	20-juil	100
Effectif 3	11	19-juil	20-juil	<50
Effectif 2	67	02-juil	04-juil	0
Effectif 2	52	02-juil	04-juil	900
Effectif 2	53	19-juil	20-juil	0
Effectif 2	54	02-juil	04-juil	<50
Effectif 2	55	03-juil	04-juil	<50
Effectif 2	66	03-juil	04-juil	0
Effectif 2	56	02-juil	04-juil	0
Effectif 2	57	05-juin	05-juin	0
Effectif 2	58	03-juin	05-juin	0
Effectif 2	59	02-juil	04-juil	0
Effectif 2	60	03-juil	04-juil	0
Effectif 2	63	03-juin	04-juin	<50
Effectif 2	62	03-juin	04-juin	0
Effectif 1	33	02-juil	04-juil	<50
Effectif 1	34	02-juil	04-juil	0
Effectif 1	32	02-juil	04-juil	<50
Effectif 1	35	02-juil	04-juil	0
Effectif 1	36	02-juil	04-juil	0
Effectif 1	37	02-juil	04-juil	<50
Effectif 1	38	02-juil	04-juil	0
Effectif 1	39	02-juil	04-juil	<50
Effectif 1	40	02-juil	04-juil	<50

LOT 1 copro 2 - controles après vermifugation

Cheval	Vermifugation	Prélèvement	Analyse	Résultat
16	SORTIE			
52		29-juil	17-août	18-août	<50 opg

Lot 2 coproscopie 1

Effectif	Cheval	Prélèvement	Analyse	Résultat en opg
Effectif 2	50	14-nov	15-nov	400
Effectif 2	41	14-nov	15-nov	200
Effectif 2	49	14-nov	15-nov	250
Effectif 2	47	14-nov	15-nov	<50
Effectif 2	63	14-nov	15-nov	0
Effectif 2	44	14-nov	15-nov	0
Effectif 2	64	14-nov	15-nov	0
Effectif 2	43	14-nov	15-nov	0
Effectif 2	45	14-nov	15-nov	<50
Effectif 2	46	14-nov	15-nov	0
Effectif 2	42	14-nov	15-nov	150
Effectif 2	51	14-nov	15-nov	900
Effectif 2	65	14-nov	15-nov	0
Effectif 2	48	14-nov	15-nov	<50
Effectif 3	40	14-nov	15-nov	0
Effectif 3	22	14-nov	15-nov	<50
Effectif 3	23	14-nov	15-nov	<50
Effectif 3	24	14-nov	15-nov	<50
Effectif 3	25	14-nov	15-nov	<50
Effectif 3	14	08-nov	09-nov	0
Effectif 3	17	08-nov	09-nov	0
Effectif 3	20	09-nov	10-nov	150
Effectif 3				
Effectif 3	12	09-nov	10-nov	<50
Effectif 3	13	09-nov	10-nov	<50
Effectif 3	18	09-nov	10-nov	50
Effectif 3	19	09-nov	10-nov	<50
Effectif 3	21	09-déc	09-déc	200
Effectif 3	26	08-déc	09-déc	100
Effectif 3	27	15-déc	16-déc	<50
Effectif 3	29	01-nov	02-nov	Sd < 50 opg, anoplocephale <50 opg
Effectif 4	1	05-déc	07-déc	<50
Effectif 4	68	05-déc	07-déc	1800
Effectif 4	2	05-déc	07-déc	150
Effectif 4	3	05-déc	07-déc	300
Effectif 4	4	05-déc	07-déc	1000
Effectif 4	5	05-déc	07-déc	0
Effectif 4	69	05-déc	07-déc	250
Effectif 4	6	05-déc	07-déc	<50

LOT 2 copro 1 - contrôles après vermifugation

cheval	date vermifugation	prélèvement	analyse	résultat
50	11-nov	05-déc	07-déc	0
50	11-nov	05-déc	07-déc	0
41	11-nov	05-déc	07-déc	0
49	11-nov	05-déc	07-déc	0
51	11-nov	05-déc	07-déc	<50
29	02-nov	20-nov	21-nov	0
68	22-déc	---		Sortie
3	22-déc	06-janv	07-janv	0
4	22-déc	06-déc	07-janv	0
69	22-déc	---		SORTIE

Questionnaire sur les pratiques de Vermifugation

Dans le cadre de mon travail de thèse, merci de bien vouloir remplir ce questionnaire, il sera exploité de manière anonyme :

I. Renseignements généraux

- Vos coordonnées (afin de vous transmettre les résultats) :
- Race, sexe et âge du cheval :
- Date (approximative) d'acquisition :
- Activité pratiquée :
- Le poids de votre cheval ? (par pesée / ruban / approximation*)
- Coordonnées de votre vétérinaire traitant (afin de lui transmettre les résultats) :

- Avez-vous déjà fait appel à votre vétérinaire une consultation pour un motif autre que la vaccination, un problème respiratoire ou affection locomotrice ?
  On s'intéresse ici en particulier aux troubles digestifs comme un amaigrissement ou des coliques, ou à une anémie. Si oui quand ? comment ces épisodes se sont-ils résolus ?
  Si plusieurs consultations ont été effectuées, merci de préciser le motif et la date approximative.

II. Mode de vie du cheval

- **Quel est le mode d'hébergement de votre cheval :**
  - En box
  - En paddock attitré, sans herbe
  - En paddock partagé avec d'autres chevaux au cours de la journée, sans herbe
  - En parc enherbé individuel très ponctuellement
  - En parc enherbé collectifs.

- **Quel est le mode d'alimentation de votre cheval :**
  (1) Nature **:** foin / grain/ autre : …. *
  (2) Au sol / en hauteur ou dans une mangeoire *

- **Circonstances particulières :**
  (1) Avez-vous déjà observé de la coprophagie (c'est-à-dire est ce que votre cheval a déjà consommé du crottin, le sien ou celui d'un autre cheval) ?
  (2) Votre cheval a-t il fréquenté de manière exceptionnelle, au cours de l'année précédente, un espace partagé par d'autres chevaux (type pâturage pendant l'été, partage temporaire d'un parc collectif, ou d'un box …) ?

- **Gestion sanitaire de l'environnement :**
  (1) Les crottins présents dans le parc sont-ils ramassés ou le box curé au moins une fois par semaine ?

III. Protocole de vermifugation

- **A quel moment vermifugez-vous votre cheval :**

  (1) Selon un protocole
  (2) Lors d'une perte d'état/ une baisse de performance/l'expression de troubles digestifs (coliques, diarrhées) / l'observation de parasite/ l'observation de modification du comportement vous évoquant une parasitose ? (prurit de la base de la queue par exemple.)
  (3) A la suite d'une coproscopie

- **Pourquoi vermifugez-vous votre cheval ?**

  - C'est une volonté personnelle
  - C'est suggéré par le vétérinaire
  - C'est la règle dans l'écurie : avant après un changement de pâture si c'est le cas ?

- **Où vous procurez vous les vermifuges ?**
- **Qui administre le vermifuge ?**
- **La vermifugation fait elle suite à un examen coproscopique ?**
- **Quelle dose administrée vous** (pour le dernier vermifuge au moins)
- **Derniers vermifuges administrés au cours de l'année écoulée :** Quelles molécules utilisez-vous au cours de l'année et à quelles dates, en général ? Merci de préciser les changements de molécules et les raisons de ce changement et du rythme choisi.

  Printemps

  Automne

  Eté

  hiver

- **Vermifuge à venir, sachant que je vous communiquerai les résultats de la coproscopie avant :**

  - Sur quel critère pensez-vous administrer le prochain vermifuge ?

IV . Implication dans la modification des habitudes

- Êtes-vous satisfait de votre protocole de vermifugation ?
- Avez vous déjà eu recours à des analyses coproscopiques pour votre cheval ? Etait-ce suite à une perte d'état/ baisse de performance ? Etait-ce pour vous orienter dans votre décision à administrer un vermifuge et le choix de vermifuge à administrer ?
- Seriez vous susceptible de le (re-)faire (sans tenir compte du coût) ?
- Seriez vous susceptible de le (re-)faire, sachant que le coup d'un examen coproscopique est d'environ 10-15€ ?

Merci de votre participation.

Annexe 9: tableaux récapitulatifs des données récoltées

Cheval	Problèmes Med	Méthode appré-ciation poids	Poids estimé	Héberge-ment	Alimenta-tion : nature	Alimen-tation : lieu	Coprophagie	Change-ment environne-ment / partage espace	Hygiène paddock : ramassage crottins ?	Curage box 1/sem-aine	Appréciation subjective exposition
1	Diarrhée chro / "floreprocess(R)"	Œil	400	Box	Avoine + floconné + foin	Sol + mangeoire	N	O	S O	O	1
2		Œil	400	Box	Avoine + floconné + foin	Sol + mangeoire	N	O	S O	O	1
3	Diarrhée chro / "floreprocess(R)"	Œil	400	Box	Avoine + floconné + foin	Sol + mangeoire	N	O	S O	O	1
4		Œil	400	Box	Avoine + floconné + foin	Sol + mangeoire	N	O	S O	O	1
5		Œil	400	Box	Avoine + floconné + foin	Sol + mangeoire	N	O	S O	O	1
6		Œil	400	Box	Avoine + floconné + foin	Sol + mangeoire	N	O	S O	O	1
7		Œil	600	Parc herbe indiv + box	Herbe +foin + grain	Sol + mangeoire	N	N	N	O	2
8	Piro chronique + piro Like			Parc herbe indiv + box	Foin + grain	Sol + mangeoire	N	N	N	O	2
9	Période d'amaigrissement dysorexie en hiver	Œil	425 kg	Parc herbe indiv	Herbe + foin + grain	Sol + mangeoire	N	O	N	O	3
10	Bouchons œsophagiens	Œil	550	Parc herbe indiv + box	Foin + grain	Sol + mangeoire	N	N	N	O	2
11		Œil	550	Parc herbe indiv + box	Foin + grain	Sol + mangeoire	N	O	N	O	3

12		Œil	550	Parc herbe collect	Herbe foin granulé	Sol + râtelier + mangeoire	N	O	N	S O	4
13			550	Parc herbe collect	Herbe foin granulé	Sol + râtelier + mangeoire	Nn	O	N	S O	4
14	Piro chronique, colique hiver 2015 traitement médical	Œil	600	Parc herbe indiv + box	Herbe + foin sol du box + floconné mangeoire	Sol + mangeoire	Nn	O (concours)	N	O	3
15	Plusieurs coliques gérées médicalement	Œil	500	Parc herbe indiv	Foin + grain	Sol + mangeoire	N	O	N	O	3
16	Présence de vers dans les crottins en novembre	Œil	550	Parc herbe indiv + box	Foin grain	Sol + mangeoire	N	O	N	O	3
17		Œil	550	Parc sans herbe indiv	Foin +grain	Sol + mangeoire	N	O	N	O	3
18		Pesé	480	Parc herbe collect	Foin	Râtelier	N	O : chgmt parc < 6 mois	O	S O	3
19	DPIH, diarrhée ttt au probiotique efficace	Pesé	460	Parc herbe partagé	Foin + grain	Râtelier+ seau	O	Pré partagé <1 an	O		4
20	Chute puis perte de poids en été 2016, traitement par aliments complémentaires et vermifugation	Ruban	500	Parc herbe collect	Foin + grain	Sol + mangeoire	N	O	N	N	4
21	Affection pulmonaire (2015)	Balance	525	Parc herbe collect	Herbe + foin + grain	Sol + seau	N	O	N	O	4
22	-	Estimé	500	Parc herbe collect	Foin	Râtelier	N	O	N	S O	4
23	Myopathie atypique (janvier 2010)	Estimé	500	Parc herbe collect	Foin	Râtelier	N	N	N	S O	3
24	Myopathie atypique (2010) perte de poids les 2 dernières années)	Estimé	450	Parc herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N	N	N	S O	3

25	-	Estimé	300	Parc herbe collect	Foin	Râtelier	N	N	N	S O	3
26	Réaction d'hypersensibilité géré par des corticoïdes	Pesé	480	Parc herbe collect	Foin + grain	Râtelier	N	O : chgmt parc < 6 mois	O < 1fois /semaine	S O	4
27	Léger amaigrissement	Œil	500	Parc herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N	O	O	S O	3
28		Ruban + œil	450	Parc herbe collect	Foin + grain	Râtelier + mangeoire	N	O	N	S O	4
29	Printemps 2016 : diarrhée → vermifugation (équimax + panacur équine Gard) + antibiothérapie : avemix 4 jours. Octobre 2016 : colique traitement médical	Œil	450	Parc herbe collect	Foin + floconné	Râtelier + seau	N	O	N	N	4
30		Œil	550	Parc sans herbe indiv	Foin +grain	Sol + mangeoire	N	O	N	O	3
31	Perte d'état	Œil	475	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	N	+/- (q 2 mois)	S O	2
32		Œil	500	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	N	+/- (q 2 mois)	S O	2
33	Myosite	Œil	475	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	O	+/- (q 2 mois)	S O	2
34		Œil	550	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	N	+/- (q 2 mois)	S O	2
35	Sarcoïdes	Œil	600	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	N	+/- (q 2 mois)	S O	2
36		Œil	500	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	N	+/- (q 2 mois)	S O	2
37		Œil	525	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	N	+/- (q 2 mois)	S O	2

38		Œil	550	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	N	+/- (q 2 mois)	S O	2
39		Œil	575	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	N ?	N	+/- (q 2 mois)	S O	2
40	Colique il y a 4 ans	Œil	500	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Râtelier + seau	O	N	+/- (q 2 mois)	S O	3
41	Coliques résolues médicalement	Œil	450	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Sol + mangeoire	N	N	O	SO	1
42	-	Œil	550	Parc sans herbe indiv	Foin	Sol	N	O	O	SO	2
43	N	Œil	450	Parc sans herbe indiv	Foin	Sol	N	N	O	SO	1
44	Leptospirose, vers observé dans crottin en 2014	Œil	450	Parc sans herbe collect	Foin	Sol	N	O	O	S O	3
45	N	Œil	500	Parc sans herbe indiv	Foin grain	Sol + seau	O	N	O	SO	2
46	Amaigris-sement pris en charge par vermifugation	Pesée	580	Parc sans herbe indiv	Foin	Mangeoire	O	N	O	S O	1
47	Colique résolu par un traitement médical	Œil	550	Parc sans herbe collect	Foin	Sol	N	N	O	SO	1
48	0	Œil	500	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Sol + seau	+/-	N	O	SO	1 à 2
49		Œil	450	Parc sans herbe collect	Foin	Sol	N	N	O	SO	2
50	-	Œil	400	Parc sans herbe collect	Foin	Sol	N	N	O	SO	2
51	N	Œil	550	Parc sans herbe indiv	Foin + grain	Sol + mangeoire	N	O	O	SO	2

52	Impaction traitement médical : hospitalisa-tion 1 semaine	Œil	500	Parc sans herbe indiv	Foin + grain	Sol + mangeoire	+/-	O	O	O	2 à 3
53	Pb ophtalmo	Œil	475	Parc sans herbe indiv	Foin + grain	Sol + seau	N	N	O	S O	1
54	Diarrhée légère chronique	Œil	400	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Sol + mangeoire	N	N	O	S O	2
55	Hpie pdt course, amaigrissement au chgmt de proprio et Pb dents	Œil		Parc sans herbe indiv	Foin + grain	Sol + seau	N	N	O	S O	1
56		Œil	600	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Sol + seau	N	O	O	S O	3
57		Œil	600	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Sol + seau	N	O	O	S O	3
58	N	Œil	500	Parc sans herbe indiv	Foin + grain	Sol + seau	N	O	O	S O	2
59	2 coliques en 2013	Œil	350	Paddock sans herbe indiv	Foin + grain	Sol	N	O	O	S O	2
60	N	Œil	450	Parc sans herbe indiv	Foin	Mangeoire	N	N	O	S O	0
61	N	Œil	350	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Sol + seau	N	N	N	S O	2
62		Œil	450	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Sol + seau	N	N	N	S O	2
63		Œil	600	Parc sans herbe collect	Foin + grain	Sol + seau	N	O	O	S O	3
64	Hpie pdt course, amaigrissement au chgmt de proprio et pb dents	Œil		Parc sans herbe indiv	Foin + grain	Sol + seau	N	N	O	S O	2
65	Impaction traitée médicalement par 1 semaine d'hospitalisation	Œil	500	Parc sans herbe indiv	Foin + grain	Sol + mangeoire	+/-	O	O	O	2 à 3

66		Non renseigné	
67		Non renseigné	
68		Non renseigné	
69		Non renseigné	
70	Parc herbe indiv		

Chevreuil	Rythme vermifuga-tion	Décision vermifu-gation	Qui admi-nistre	Commentaire	Lieu achat	Molécule administrée: Avant dmin-istrée ?	Dose admin-istrée ?	Printemps	Eté	Automne	Hiver	critère Vermif à venir	protocole par le passé	Refaire une copro ? sans coût	avec coût
1	protocole	perso + véto	employé		pharmacie (ordonnance)	N	seringue entière	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	protocole	O	N	O	N
2	protocole	perso + véto	employé		pharmacie (ordonnance)	N	seringue entière	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	protocole	O	N	O	N
3	protocole	perso + véto	employé		pharmacie (ordonnance)	N	seringue entière	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	protocole	O	N	O	N
4	protocole	perso + véto	employé		pharmacie (ordonnance)	N	seringue entière	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	protocole	O	N	O	N
5	protocole	perso + véto	employé		pharmacie (ordonnance)	N	seringue entière	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	protocole	O	N	O	N
6	protocole	perso + véto	employé		pharmacie (ordonnance)	N	seringue entière	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	protocole	O	N	O	N
7	protocole	perso	proprio		pharmacie	N	seringue entière	FENB ou IVM	-	IVM + PRZ	-	copro	plutôt O	N	O	O
8	Protocole (3/an)	Perso + véto	proprio		vétérinaire	N	seringue entière	IVM ou MOX + PRZ	O mais ?	O mais ?	-	protocole + véto	+/-	N	O	O
9	protocole	perso + véto	proprio		pharmacie	N	dose pour poids	FENB	IVM	MOX	IVM + PRZ	protocole	O	O	O	O si nécessaire
10	protocole	véto	proprio		pharmacie	N	seringue enfière	FENB (+/- 5 jours)	FENB	MOX	PRZ + MOX	protocole	O	N	+/-	-
11	protocole	perso	proprio		pharmacie	N	estimé	IVM ou autre		O mais ?	IVM + PRZ	protocole	O	N	N	N
12	protocole	perso	proprio		pharmacie	pas toujours	pour estimé	FENB (avri)	IVM (juin)	FENB (septembre)	IVM + PRZ (fevrier)	copro, protocole (saison)	O	N	O	O
13	protocole	perso	proprio		pharmacie	pas toujours	pour estimé	FENB (avril	IVM (juin)	FENB (septembre)	IVM + PRZ (fevrier)	copro, protocole (saison)	O	N	O	O

14	protocole : chg de saison	perso+ veto	proprio		pharmacie	N	seringue entière	PYR	MOX ou IVM	IVM PRZ	0	protocole	O	N	O	O
15	protocole	véto	proprio		pharmacie	N	seringue entière	FENB (+/- 5 jours)	FENB	MOX	PRZ + MOX	protocole	O	N	O	+/-
16	protocole + observation vers ds crottins	perso + veto	proprio		pharmacie + veto	N	pour estimé	IVM IVM	IVM PRZ	PRZ + MOX	-	copro ou protocole	+/-	N	O	O
17	copro	perso + véto	proprio		véto	O	seringue entière	-	-	-	IVM + PRZ	copro	O	O	O	O
18	protocole	volonté personelle	proprio		pharmacie	N	pour poids ou supérieur	-	FENB 5jours	-	MOX	protocole	+/-	O	O	+/-
19	protocole	vétérinaire	proprio		pharmacie	N	estimé ou plus	MOX ou IVM	MOX ou IVM alterné	FENB	(1) duo avec PRZ	protocole allégé/ copro	+/- (volonté ↘)	N	O	O
20	copro + suite problème	perso + véto	prorpio		clinique	+/-	seringue entière	?	FENB			copro	+/-	O	O	O
21	copro + suite problème	perso	proprio		véto	+/-	poids mesuré	IVM + PRZ		C	C	copro, clinique épidémiologi	O	O	O	O
22	protocole	perso	proprio		vétérinaire	N	estimé	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	(2)	+/-	N	O	O
23	protocole	perso	proprio		vétérinaire	N	estimé	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	(2)	+/-	N	O	O
24	protocole	perso	proprio		vétérinaire	N	estimé	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	(2)	+/-	N	O	O
25	protocole	perso	proprio		vétérinaire	N	estimé	IVM + PRZ	-	IVM + PRZ	-	(2)	+/-	N	O	O
26	protocole + copro	volonté personnelle	proprio		pharmacie	O	pour poids ou supérieur	molécule ?	-	O mais ?	-	copro + protocole	O	O	O	O
27	copro	perso	proprio	(3)		+/-	Supé-rieur à estimé	FENB	IVM	FENB	MOX + PRZ	copro + janvier	+/- (volonté ↘)	N	O	O
28	protocole minimal	nécessité	proprio	(4)	véto + pharmacie (ordon-nance)	N	estimé	MOX				copro	O	N	O	O

29	protocole	perso	proprio	C	pharmacie	O, identification ténia	estimé	IVM ou FENB		IVM + PRZ	IVM ou FENB	copro	N, (+ sélectif)	O	O	O
30	copro	perso + véto	proprio		véto	O	seringue entière	-	-	-	IVM + PRZ	copro	O	O	O	O
31	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg > PE	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
32	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg > PE	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
33	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg > PE	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
34	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
35	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
36	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
37	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
38	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
39	Protocole	écurie = Perso + véto	employé		Pharmacie + veto	N	dose pour 600 kg	IVM + PRZ	-	IVM		Protocole	O	N	O	+/-
40	protocole	perso + écurie	gérant		Pharmacie + veto	N	seringue entière	IVM + PRZ		IVM		protocole	O	N	O	+/-
41	protocole	perso + écurie	gérant ou proprio		pharmacie + Veto	N	supérieur à estimé	IVM	-	-	IVM + PRZ	copro + protocole	O	N	O	+/-
42	protocole	perso + écurie	gerant		pharmacie + véto	N	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	O	+/-
43	protocole	perso + écurie	gérante		pharmacie + véto	N	dose poids ou entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	O	+/-
44	protocole + perte d'état	perso + écurie	gérant		Pharmacie + véto	N	3/4 seringue > PE	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	O	+/-
45	protocole	règle écurie	gérant ou proprio	praticité	Pharmacie + véto	N	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	copro + protocole	O	N	+/- (5)	+/- (5)
46	protocole	écurie	gérant		Pharmacie + véto	N	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	+/-	N	+/-	+/- (6)
47	protocole	perso + écurie	gérant		pharmacie + véto	N	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	copro + protocole	O	N	O	O

48	Protocole	perso + écurie	gérant		pharmacie + veto	N	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	copro + protocole	O	N	O	O
49	protocole	Véto	gérant		pharmacie + véto	N	3/4 seringue > PE	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	O	O
50	protocole	régle	gérant	(7)	pharmacie + veto	N	estimé	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	O	+/-
51	protocole	perso	proprio		Pharmacie	N	seringue entière	MOX	-	-	+ duo	protocole	O	N	O	O
52	protocole perso + ponctuellement (colique	perso + écurie	proprio ou gérante	(8)	pharmacie + véto	nn	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM		protocole perso	O	N	+/-	O si conseillé
53	protocole	perso + écurie	proprio		internet + pharmacie + véto	N	seringue entière	simple - N précisé	-	PRZ + MOX ou IVM	-	Véto (9)	O	N	O	O
54	protocole + suite perte état	perso + véto	proprio ou gérante		Pharmacie + véto	N	estimé	simple - N précisé	-	PYR ou IVM	IVM	conseil véto / écurie	+/-	N	O	plutôt O
55	protocole	écurie	gérant		véto	N	600 kg (> poids)	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	O	O
56	protocole	perso + veto	proprio		véto	N	600 kg (> poids)	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	N	N
57	protocole	perso + veto	proprio		véto	N	600 kg (> poids)	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	N	N
58	protocole	écurie + perso	gérant		véto	N	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	plutôt O	plutôt N
59	protocole	écurie	gérant		véto	N	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	O	O
60	protocole	perso	proprio		véto	N	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole ou copro	O	O	O	O
61	protocole	perso	proprio		véto	N	dose 350 kg	MOX + PRZ	-		IVM	copro + protocole	O	N	O	+/-
62	protocole	perso	proprio		véto	N	seringue entière	MOX + PRZ	-		IVM	copro + protocole	O	N	O	+/-
63	protocole	perso + veto	proprio		véto	N	600 kg (> poids)	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM	-	protocole	O	N	N	N
64	**protocole**	**écurie**	**gérant**		**véto**	**N**	**600 kg (> poids)**	**PRZ + MOX**	-	**PYR ou IVM**	-	**protocole**	**O**	**N**	**O**	**O**
65	protocole perso + ponctuellement (colique	perso + écurie	proprio ou gerant	(8)	pharmacie + véto	nn	seringue entière	PRZ + MOX	-	PYR ou IVM		protocole perso	O	N	+/-	O si conseillé
66			Non renseigné													

67	Non renseigné
68	Non renseigné
69	Non renseigné
70	Non renseigné

JOUVE Roxane

TITRE : BILAN PARASITAIRE DANS UNE POPULATION DE CHEVAUX DE SPORT ET DE LOISIR - APPLICATIONS A UNE VERMIFUGATION PROPHYLACTIQUE

Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, *le 26 octobre 2017*

RESUME :

Le parasitisme digestif chez le cheval reste une préoccupation et un enjeu majeurs en médecine équine. La gestion du risque parasitaire nécessite des mesures sanitaires et médicales, dont le raisonnement est fondé sur les faits. Ceci nécessite la réalisation d'un bilan parasitaire, destiné à définir la composition et les caractéristiques (importance, sensibilité) de la population parasitaire ciblée. Il tient compte du mode de vie des chevaux (paramètres zootechniques, région géographique et climat). Le plan de lutte établi inclut un nombre réduit de molécules dont l'utilisation est limitée par l'existence croissante de résistances. Il implique l'utilisation de mesures et de suivis tels que les coproscopies et la réalisation de tests de réduction de l'excrétion fécale.

Cette étude inclut l'acquisition et la confrontation de données relatives aux protocoles usuels de vermifugations, aux paramètres de l'environnement et à la gestion zootechnique ; ces données sont obtenues à travers un questionnaire et des coproscopies pour 65 chevaux. Trois cas cliniques permettent d'illustrer la problématique de l'acte de vermifugation, essentiel en médecine vétérinaire équine et de souligner encore une fois l'importance du rôle que tient le vétérinaire en tant que clinicien, conseiller et prescripteur.

La prescription d'un vermifuge doit être le fruit d'un raisonnement scientifique, prenant en compte la biologie des parasites ciblés, l'efficacité des molécules disponibles et considérant chaque cheval comme un patient avec des besoins médicaux propres.

Praticiens et propriétaires doivent tenir compte du fait que les recommandations sont amenées à évoluer avec l'acquisition de nouvelles connaissances et les retours sur les données de « méta-analyses ». Ce raisonnement est d'autant plus important dans un contexte d'apparition de résistances comme décrit plus tôt, mais également face aux problématiques environnementales et de santé publique.

MOTS CLES :

- Cheval
- Coproscopie
- Anthelminthorésistance
- Helminthes digestif

JURY :

Président :	Monsieur le Professeur Jean-Stéphane DAVID
1er Assesseur :	Monsieur le Professeur Gilles BOURDOISEAU
2ème Assesseur :	Monsieur le Professeur Jean-Luc CADORE

DATE DE SOUTENANCE : 26 octobre 2017

ADRESSE DE L'AUTEUR :

Domaine Magenta, Route de Valbacol, 13127 VITROLLES, FRANCE