



HAL
open science

La vermifugation du cheval

Élodie Julie Aline Memain

► **To cite this version:**

Élodie Julie Aline Memain. La vermifugation du cheval. Sciences pharmaceutiques. 2010. dumas-01021646

HAL Id: dumas-01021646

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-01021646>

Submitted on 9 Jul 2014

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

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

AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il n'a pas été réévalué depuis la date de soutenance.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact au SICD1 de Grenoble : **thesebum@ujf-grenoble.fr**

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>



Ex. 2

n° 7069

UNIVERSITE JOSEPH FOURRIER
FACULTE DE PHARMACIE DE GRENOBLE

Année 2010

La vermifugation du cheval.

THESE PRESENTEE POUR L'OBTENTION DU TITRE DE DOCTEUR EN
PHARMACIE.
DIPLOME D'ETAT

Elodie, Julie, Aline MEMAIN

Née le 16 Février 1986 à Echirolles (38)

Thèse soutenue publiquement à la Faculté de Pharmacie de Grenoble

Le 16 Décembre 2010

Devant le jury composé du

Président de jury : Mme Claudine Pinel, Docteur en Pharmacie, Maître de conférences,
Praticien Hospitalier.

Directeur de thèse : Mme Delphine Aldebert, Docteur en Pharmacie, Maître de conférences.

Membres du jury : Mme Sylvie Sertorio, Docteur en Pharmacie, Pharmacien d'officine.

Mr Guy Baral, Docteur en Pharmacie, Pharmacien d'officine.



UNIVERSITE JOSEPH FOURRIER
FACULTE DE PHARMACIE DE GRENOBLE

Année 2010

La vermifugation du cheval.

THESE PRESENTEE POUR L'OBTENTION DU TITRE DE DOCTEUR EN
PHARMACIE.
DIPLOME D'ETAT

Elodie, Julie, Aline MEMAIN

Née le 16 Février 1986 à Echirolles (38)

Thèse soutenue publiquement à la Faculté de Pharmacie de Grenoble

Le 16 Décembre 2010

Devant le jury composé du

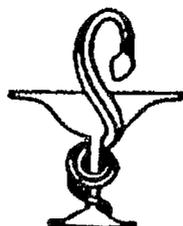
Président de jury : Mme Claudine Pinel, Docteur en Pharmacie, Maître de conférences,
Praticien Hospitalier.

Directeur de thèse : Mme Delphine Aldebert, Docteur en Pharmacie, Maître de conférences.

Membres du jury : Mme Sylvie Sertorio, Docteur en Pharmacie, Pharmacien d'officine.

Mr Guy Baral, Docteur en Pharmacie, Pharmacien d'officine.





UFR
DE PHARMACIE
DE GRENOBLE

UNIVERSITE
JOSEPH FOURIER
SCIENCES. TECHNOLOGIE. SANTÉ.



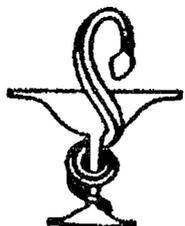
UNIVERSITE JOSEPH FOURIER
FACULTE DE PHARMACIE DE GRENOBLE
Domaine de la Merci 38700 LA TRONCHE

Doyen de la Faculté : Mme le Professeur Renée GRILLOT
Vice -Doyen et Directeur des Etudes : Mme Edwige NICOLLE

Année 2010-2011

PROFESSEURS A L'UFR DE PHARMACIE (N=17)

BAKRI	Aziz	Pharmacie Galénique et Industrielle, Formulation et Procédés Pharmaceutiques (TIMC-IMAG)
BOUMENDJEL	Ahcène	Chimie Organique (D.P.M.)
BURMEISTER	Wilhelm	Physique (U.V.H.C.I)
CALOP	Jean	Pharmacie Clinique (TIMC-IMAG, PU-PH)
DANEL	Vincent	Toxicologie (SMUR SAMU / PU-PH)
DECOUT	Jean-Luc	Chimie Inorganique (D.P.M.)
DROUET	Christian	Immunologie Médicale (TIMC-IMAG)
DROUET	Emmanuel	Microbiologie (U.V.H.C.I)
FAURE	Patrice	Biochimie (HP2 / PU-PH)
GODIN-RIBUOT	Diane	Physiologie – Pharmacologie (HP2)
GRILLOT	Renée	Parasitologie - Mycologie Médicale (Doyen / LAPM, PU-PH)
LENORMAND	Jean Luc	Ingénierie Cellulaire, Biothérapies (Therex, TIMC-IMAG)
PEYRIN	Eric	Chimie Analytique (D.P.M.)
SEVE	Michel	Biochimie - Biotechnologie (IAB, PU-PH)
RIBUOT	Christophe	Physiologie - Pharmacologie (HP2)
ROUSSEL	Anne-Marie	Biochimie Nutrition (L.B.F.A)
WOUESSIDJEWE	Denis	Pharmacotechnie (D.P.M.)



**UFR
DE PHARMACIE
DE GRENOBLE**

**UNIVERSITE
JOSEPH FOURIER**
SCIENCES. TECHNOLOGIE. SANTÉ.



PROFESSEURS ASSOCIES (PAST) (N=3)

BELLET	Béatrice	Pharmacie Clinique
RIEU	Isabelle	Qualitologie (Praticien Attaché - CHU)
TROUILLER	Patrice	Santé Publique (Praticien Hospitalier - CHU)

PROFESSEUR AGREGE (PRAG) (N=1)

GAUCHARD	Pierre Alexis	Chimie (D.P.M.)
-----------------	---------------	-----------------

CHU : Centre Hospitalier Universitaire

DPM : Département de Pharmacochimie Moléculaire

HP2 : Hypoxie Physiopathologie Respiratoire et Cardiovasculaire

IAB : Institut Albert Bonniot

LAPM : Laboratoire Adaptation et Pathogenèse des Microorganismes

LBFA : Laboratoire de Bioénergétique Fondamentale et Appliquée

LCIB : Laboratoire de Chimie Inorganique et Biologie

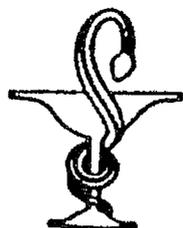
LR : Laboratoire des Radio pharmaceutiques

PAST : Professeur Associé à Temps Partiel

PRAG : Professeur Agrégé

TIMC-IMAG : Laboratoire Technique de l'Imagerie, de la Modélisation et de Cognition

UVHCI : Unit of Virus Host Cell Interactions



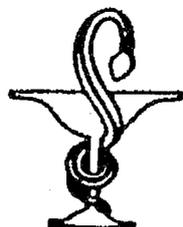
UNIVERSITE JOSEPH FOURIER
FACULTE DE PHARMACIE DE GRENOBLE
Domaine de la Merci 38700 LA TRONCHE

Doyen de la Faculté : Mme le Professeur Renée GRILLOT
Vice-Doyen et Directeur des Etudes : Mme Edwige NICOLLE

Année 2010-2011

MAITRES DE CONFERENCES DE PHARMACIE (n = 34)

ALDEBERT	Delphine	Parasitologie - Mycologie (L.A.P.M)
ALLENET	Benoît	Pharmacie Clinique (THEMAS TIMC-IMAG / MCU-PH)
BATANDIER	Cécile	Nutrition et Physiologie (L.B.F.A)
BRETON	Jean	Biologie Moléculaire / Biochimie (L.C.I.B - LAN)
BRIANCON-MARJOLLET	Anne	Physiologie Pharmacologie (HP2)
BUDAYOVA SPANO	Monika	Biophysique (I.B.S)
CAVAILLES	Pierre	Biologie Cellulaire et génétique (L.A.P.M)
CHOISNARD	Luc	Pharmacotechnie (D.P.M)
DELETRAZ-DELPORTE	Martine	Droit Pharmaceutique
DEMEILLIERS	Christine	Biochimie (L.B.F.A.)
DURMORT-MEUNIER	Claire	Biotechnologies (I.B.S.)
GEZE	Annabelle	Pharmacotechnie (D.P.M.)
GERMI	Raphaële	Microbiologie (U.V.H.C.I. / MCU-PH)
GILLY	Catherine	Chimie Thérapeutique (D.P.M.)
GROSSET	Catherine	Chimie Analytique (D.P.M.)
GUIEU	Valérie	Chimie Analytique (D.P.M)
HININGER-FAVIER	Isabelle	Biochimie (L.B.F.A)
JOYEUX-FAURE	Marie	Physiologie - Pharmacologie (HP2)
KHALEF	Nawel	Pharmacie Galénique (TIMC-IMAG)
KRIVOBOK	Serge	Biologie Végétale et Botanique (L.C.B.M)
MOUHAMADOU	Bello	Cryptogamie, Mycologie Générale (L.E.C.A)
MORAND	Jean-Marc	Chimie Thérapeutique (D.P.M.)
MELO DE LIMA	Christelle	Probabilités Biostatistiques (L.E.C.A)
NICOLLE	Edwige	Chimie Thérapeutique (D.P.M.)
PERES	Basile	Pharmacognosie (D.P.M)
PEUCHMAUR	Marine	Chimie Organique (D.P.M)
PINEL	Claudine	Parasitologie - Mycologie Médicale (GIN / MCU-PH)
RACHIDI	Walid	Biochimie (L.C.I.B)
RAVEL	Anne	Chimie Analytique (D.P.M.)
RAVELET	Corinne	Chimie Analytique (D.P.M.)
SOUARD	Florence	Pharmacognosie (D.P.M)
TARBOURIECH	Nicolas	Biophysique (U.V.H.C.I.)
VANHAVERBEKE	Cécile	Chimie organique (D.P.M.)
VILLET	Annick	Chimie Analytique (VP Form Adjoint UJF, D.P.M.)



ASSISTANTS HOSPITALO-UNIVERSITAIRES (AHU) (N=2)

BUSSER Benoit	Biochimie (IAB, AHU- Biochimie)
MONNERET Denis	Biochimie (HP2, AHU- Biochimie)

ENSEIGNANTS ANGLAIS (N = 3)

COLLE Pierre Emmanuel	Maître de Conférence
FITE Andrée	Professeur Certifié
GOUBIER Laurence	Professeur Certifié

ATER (N = 4.5)

DEFENDI Frederica	ATER	Immunologie Médicale (GREPI-TIMC)
GRATIA Séverine	½ ATER	Biochimie Biotechnologie (LBFA)
REGENT Myriam	½ ATER	Biochimie Biotechnologie (IAB)
ROSSI Caroline	ATER	Anglais Master ISM (JR)
RUFFIN Emilie	ATER	Pharmacie Galénique (Therex/TIMC, La serve)
SAPIN Emilie	ATER	Physiologie Pharmacologie (HP2)

MONITEURS ET DOCTORANTS contractuels (N= 7)

BOUCHET Audrey	(01-10-2009 au 30-09-2012)	Biotechnologie (GIN, ESRF)
DUCAROUGE Benjamin	(01-10-2008 au 30-09-2011)	Laboratoire HP2 (JR)
FAVIER Mathieu	(01-10-2009 au 30-09-2012)	Laboratoire HP2 (JR)
GRAS Emmanuelle	(01-10-2010 au 30-09-2013)	Laboratoire HP2 (JR)
HAUDECOEUR Romain	(01-10-2008 au 30-09-2011)	Chimie Thérapeutique (DPM)
LESART Anne-Cécile	(01-10-2009 au 30-09-2013)	Informatique C2i
POULAIN Laureline	(01-10-2009 au 30-09-2012)	Laboratoire HP2 (JR)

ATER : Attachés Temporaires d'Enseignement et de Recherches

CHU : Centre Hospitalier Universitaire

CIB : Centre d'Innovation en Biologie

DPM : Département de Pharmacochimie Moléculaire

HP2 : Hypoxie Physiopathologie Respiratoire et Cardiovasculaire

IAB : Institut Albert Bonniot, Centre de Recherche « Oncogenèse et Ontogenèse »

IBS : Institut de Biologie Structurale

JR : Jean Roget

LAPM : Laboratoire Adaptation et Pathogenèse des Microorganismes

LBFA : Laboratoire de Bioénergétique Fondamentale et Appliquée

LCBM : Laboratoire Chimie et Biologie des Métaux

LCIB : Laboratoire de Chimie Inorganique et Biologie

LECA : Laboratoire d'Ecologie Alpine

TIMC-IMAG : Laboratoire Technique de l'Imagerie, de la Modélisation et de Cognition

UVHCI: Unit of Virus Host Cell Interactions

Remerciements

Au terme de cette thèse, je tiens à remercier en premier lieu mon directeur de thèse, Mme Delphine Aldebert pour son suivi tout au cours de ce travail.

Je remercie mon jury de thèse d'avoir accepté d'être présent, le président de jury Mme Claudine Pinel et Mr Guy Barral.

Un remerciement tout particulier à Sylvie Sertorio qui en plus de faire partie de mon jury de thèse, m'a beaucoup appris lors de mon stage de sixième année en officine.

Je tiens également à remercier tous mes professeurs pour l'enseignement donné tout au long de mes études.

Un grand merci au haras en Normandie pour m'avoir communiqué des données importantes m'ayant permis de faire une étude critique de leur méthode de vermifugation.

Je tiens à remercier toute ma famille et Nicolas, pour leur soutien tout au long de mes études de pharmacie.

Particulièrement ma maman pour tous ses conseils durant mon cursus pharmaceutique et ma sœur pour ses questions intéressantes sur mon sujet de thèse.

Enfin, je remercie Carine et Roxane pour leur contribution.

Table des matières

Table des matières.....	3
Table des illustrations.....	6
Tableaux.....	6
Figures.....	6
Lexique.....	8
Introduction.....	9
1. Description des principaux parasites à tropisme digestif chez les équidés.....	10
1.1 Taxonomie générale.....	10
1.1.1 Les Nématodes.....	10
1.1.2 Les Cestodes.....	11
1.1.3 Les Arthropodes.....	12
1.2 La morphologie des parasites équins.....	12
1.2.1 La morphologie des Nématodes.....	12
1.2.2 La morphologie des Cestodes.....	16
1.2.3 La morphologie des arthropodes.....	19
1.3 Cycle de développement.....	21
1.3.1 Cycle de développement des nématodes.....	21
1.3.2 Le cycle de développement des cestodes.....	32
1.3.3 Le cycle de développement des arthropodes.....	33
1.3.4 Période prépatente.....	34
2 Epidémiologie.....	34
2.1 La répartition géographique.....	34
2.2 La prévalence des parasites équins.....	34
2.2.1 Prévalence des nématodes.....	34
Pour <i>Trichostrongylus axei</i> aucune étude précise décrivant la prévalence de ce vers n'a été effectuée. Pas de disparité en fonction de l'âge.....	35
2.2.2 Prévalence des cestodes.....	36
2.2.3 Prévalence des arthropodes.....	36
2.2.4 Influence des saisons.....	36
3 Les pathologies.....	37
3.1 Les pathologies dues aux nématodes.....	37
3.1.1 Signes cliniques généraux.....	38
3.1.2 Signes cliniques spécifiques à l'espèce incriminée.....	38
3.2 Les pathologies dues aux cestodes.....	39
3.3 Les pathologies dues aux arthropodes.....	39
4 Le diagnostic.....	40
4.1 Le diagnostic biologique.....	40
4.1.1 Le diagnostic parasitaire.....	40
5 Les mesures de lutte chimique : la vermifugation.....	41
5.1 Les molécules utilisées.....	41
5.1.1 Les lactones macrocycliques.....	41
5.1.2 Les Benzimidazoles.....	44
5.1.3 Les tetrahydropyridines.....	46
5.1.4 Les isoquinoline-pyrosines.....	47
5.1.5 Tableau récapitulatif des anti-helminthiques.....	48

[Tapez le résumé du document ici. Il s'agit généralement d'une courte synthèse du document. Tapez le résumé du document ici. Il s'agit généralement d'une courte synthèse du document.]

5.1.6	Effets indésirables des antiparasitaires.....	48
5.2	Les spécialités et leur coût.....	49
5.3	Quand et Comment administrer le vermifuge ?.....	50
5.3.1	La vermifugation par voie orale.....	50
5.3.2	Vermifugation par sondage.....	51
5.4	Calendrier de vermifugation du cheval en fonction de son âge et de son mode de vie.	52
5.4.1	Le poulain.....	52
5.4.2	Le jeune cheval de moins de 2 ans.....	52
5.4.3	Les chevaux adultes au pré et de sport.....	53
5.4.4	Les poulinières.....	53
5.5	Généralités sur l'utilisation des antihelminthiques.....	54
6	Délivrance de produits vétérinaires.....	55
6.1	Comment disposer d'une ordonnance ?.....	55
6.2	Personnes habilitées à délivrer et renouveler les médicaments vétérinaires.....	55
6.3	Formalités de délivrance de produits vétérinaires.....	56
7	La résistance aux antihelminthiques.....	58
7.1	Définitions.....	58
7.2	Les molécules concernées par le phénomène de résistance.....	59
7.2.1	Les benzimidazoles.....	59
7.2.2	Le pyrantel.....	60
7.2.3	Les lactones macrocycliques.....	60
7.3	Les mécanismes de résistance.....	61
7.4	Diagnostic de résistance.....	61
7.4.1	Test in vivo.....	61
7.4.2	Test in vitro.....	63
7.5	Les mesures de lutte sanitaire : la gestion des pâtures et des boxes.....	64
7.5.1	La gestion des pâtures et des boxes.....	64
7.5.2	Conduite de l'élevage.....	65
7.5.3	Résumé de la gestion de l'environnement.....	66
8	Etude des calendriers de vermifugation de chevaux d'un haras en Normandie.....	66
8.1.1	Les poulinières.....	67
8.1.2	Chevaux de moins de 2 ans.....	69
8.1.3	Les chevaux au travail et au pré.....	72
8.2	Questions libres des cavaliers concernant la vermifugation.....	74
8.2.1	Quelle sont les différences entre un vermifuge en pate, en poudre, en liquide ou en comprimé ?.....	74
8.2.2	Pourquoi faut-il changer de vermifuge au cours d'une année ?.....	74
8.2.3	Comment savoir la dose exacte à donner à mon cheval ?.....	74
8.2.4	Pourquoi est-ce important de donner la bonne dose en fonction du poids du cheval ?	75
8.2.5	Vaut-il mieux vermifuger son cheval avec une sonde ou avec les vermifuges classiques ?.....	75
8.2.6	Puis je vermifuger moi-même mon cheval par le biais d'une sonde ?.....	76
8.2.7	J'ai deux chevaux, un au pré et l'autre au box dois-je les vermifuger de la même façon ?	76
8.2.8	Un nouveau cheval arrive dans mon écurie faut-il le traiter de suite ?.....	76
8.2.9	Après la vermifugation puis je remettre mon cheval au pré ou il y a-t-il un délai d'attente ?.....	76
8.2.10	Comment faut-il traiter les champs pour éviter la dissémination des vers ?.....	77

8.2.11	Où faut-il acheter les vermifuges ? Il y a t il besoin d'une ordonnance ?.....	77
8.2.12	Puis-je vermifuger la veille d'un concours ?.....	77
8.2.13	Puis-je le vermifuger avant ou après une grosse séance de travail ?.....	78
8.2.14	Quel est le meilleur moment de la journée pour vermifuger son cheval ?.....	78
8.2.15	Pour les animaux de boucherie la stratégie est-elle la même ?	78
8.2.16	Quel est le cout d'un traitement annuel ?.....	78
	Conclusion.....	79
	Bibliographie.....	80
	Sites internet utilisés.....	85
	Dernière consultation le 22 Novembre 2010.....	85
	Résumé.....	86

Table des illustrations

Tableaux

- Tableau I : récapitulatif des périodes prépatentes des parasites équins.
Tableau II : récapitulatif de la forme larvaire retrouvée dans les crottins.
Tableau III : Efficacité des molécules sur les helminthes.
Tableau IV : Utilisation et coût des spécialités anti-parasitaires chez le cheval.

Figures

- (1) Figure n°1 : Taxonomie des nématodes du cheval.
(2) Figure n°2 : Taxonomie des cestodes du cheval.
(3) Figure n°3 : Taxonomie des arthropodes du cheval.
(4) Figure n°4 : Coupe longitudinale d'un Nématode femelle. (R.P.Esser)
(5) Figure n°5 : *Strongylus vulgaris* (Mériel)
(6) Figure n°6 : *Cyathostominae* (Mériel)
(7) Figure n°7 : *Parascaris equorum* (Mériel)
(8) Figure n°8 : *Strongyloides westeri* (Mériel)
(9) Figure n°9 : *Oxyuris equi* (Mériel)
(10) Figure n°10 : *Trichostrongylus axei* (cal.vet.upenn.educ)
(11) Figure n°11 : Morphologie des cestodes
(12) Figure n°12 : Vers adultes d'*Anoplocephala perfoliata* (Mériel)
(13) Figure n°13 : Vers adultes d'*Anoplocephala magna* (Mériel)
(14) Figure n°14 : Vers adultes d'*Anoplocephaloides mamillana* (Virbac)
(15) Figure n°15 : Larves L3 de *Gasterophilus intestinalis* (cni.inta.gov.ar)
(16) Figure n°16 : Larves L3 de *Gasterophilus nasalis* (Virbac)
(17) Figure n°17 : Larves L3 de *Gasterophilus haemorrhoidalis* (wikipedia)
(18) Figure n°18 : Larves L3 de *Gasterophilus pecorum* (Mériel)
(19) Figure n°19 : Phase exogène commune aux Nématodes (Virbac)

- (20) Figure n°20 : Cycle de développement de *Strongyloides westeri*
- (21) Figure n°21 : Larve L3 infestante de *Strongylus vulgaris* (Mérial)
- (22) Figure n°22 : Cycle de développement de *Strongylus vulgaris*
- (23) Figure n°23 : Œuf de *Strongylus vulgaris* (Mérial)
- (24) Figure n°24 : Phase endogène des cyathostomes
- (25) Figure n°25 : Phase endogène de *Parascaris equorum* (Mérial)
- (26) Figure n°26 : Œuf de *Parascaris equorum* (Mérial)
- (27) Figure n°27 : Cycle de *Strongyloides westeri*
- (28) Figure n°28 : Œufs d'*Oxyuris equi*
- (29) Figure n°29 : Phase endogène d'*Oxyuris equi*
- (30) Figure n°30 : Région péri-anal contenant des larves d'oxyures
- (31) Figure n°31 : Phase endogène de *Trichostrongylus axei*
- (32) Figure n°32 : Œuf de *Trichostrongylus axei* (Mérial)
- (33) Figure n°33 : Cycle de développement des cestodes
- (34) Figure n°34 : Cycle de développement des gastérophiles
- (35) Figure n°35 : Prurit dû à *Oxyuris equi*
- (36) Figure n°36 : Formule chimique de l'Ivermectine
- (37) Figure n°37 : Formule chimique de la Moxidectine
- (38) Figure n°38 : Formule chimique du febendazole
- (39) Figure n°39 : Formule chimique de l'oxibendazole
- (40) Figure n°40 : Formule chimique de mebendazole
- (41) Figure n°41 : Formule chimique du pyrantel
- (42) Figure n°42 : Formule chimique du praziquantel
- (43) Figure n°43 : Calendrier de vermifugation d'un poulain né en mars
- (44) Figure n°44 : Calendrier de vermifugation du jeune cheval
- (45) Figure n°45 : Calendrier de vermifugation du cheval au pré et de sport
- (46) Figure n°46 : Calendrier de vermifugation d'une poulinière mettant bas en
Avril

Lexique

Poulinière : cheval de sexe féminin destinée à la reproduction.

Poulain : le petit du cheval jusqu'à l'âge de six mois.

Période prépatente : délai entre l'infestation et la ponte des œufs.

Sevrage : action de séparer le poulain de sa mère à environ six mois.

Étalon : cheval mâle agréé pour la reproduction.

Box : lieu fermé où réside un cheval.

Stabulation : box de grande taille où plusieurs chevaux peuvent résider.

Chaux : mélange d'oxyde de calcium et d'oxyde de magnésium utilisée en agriculture pour détruire des micro-organismes.

Taxonomie : est la science qui a pour objet de décrire les organismes vivants et de les regrouper en entités appelées taxons afin de les identifier puis les nommer, et enfin les classer.

Epidémiologie : est l'étude des facteurs influant sur les maladies. Science décrivant la répartition, la fréquence et la gravité des états pathologiques.

Prévalence : mesure de l'état d'une maladie à un instant donné. Nombre de cas de maladies présents à un moment donné dans une population donnée.

Vermifugation : acte d'administrer un vermifuge c'est-à-dire une ou plusieurs molécules anti-parasitaires.

Introduction

Les infestations parasitaires du cheval sont principalement provoquées par de trois classes de parasites : les nématodes, les cestodes et les insectes. Certains parasites se distinguent par la gravité des symptômes provoqués, allant jusqu'à la mise en jeu du pronostic vital. D'autres, moins pathogènes, n'en sont néanmoins pas moins importants du fait de leur forte prévalence chez les équidés.

Tous les chevaux sont concernés par ces infestations parasitaires. La mise en place des méthodes de lutte chimique et sanitaire ont considérablement fait reculer les parasitoses. Cependant de nombreuses études ont mises en évidence l'apparition de souches de parasites résistantes aux traitements anti-helminthiques. Ainsi, l'administration de vermifuges aux équidés est devenue un acte banal et régulier, mais s'avère cependant un sujet complexe...

L'exemple malheureux de « Jus de Pomme », double champion olympique en 1996, décédé trois semaines plus tard suite à des coliques causées certainement par une forte infestation parasitaire, selon l'autopsie, montre que le parasitisme reste encore une cause importante de mortalité équine.

La synthèse bibliographique qui suit permet de faire le point sur les parasites mis en cause, les méthodes de lutte contre le parasitisme et leur implication dans le développement des résistances. Une étude concrète des calendriers de vermifugation dans un élevage de chevaux en Normandie, permet d'illustrer la théorie de la vermifugation. Nous finirons par des réponses aux questions formulées par des cavaliers grenoblois.



1. Description des principaux parasites à tropisme digestif chez les équidés.

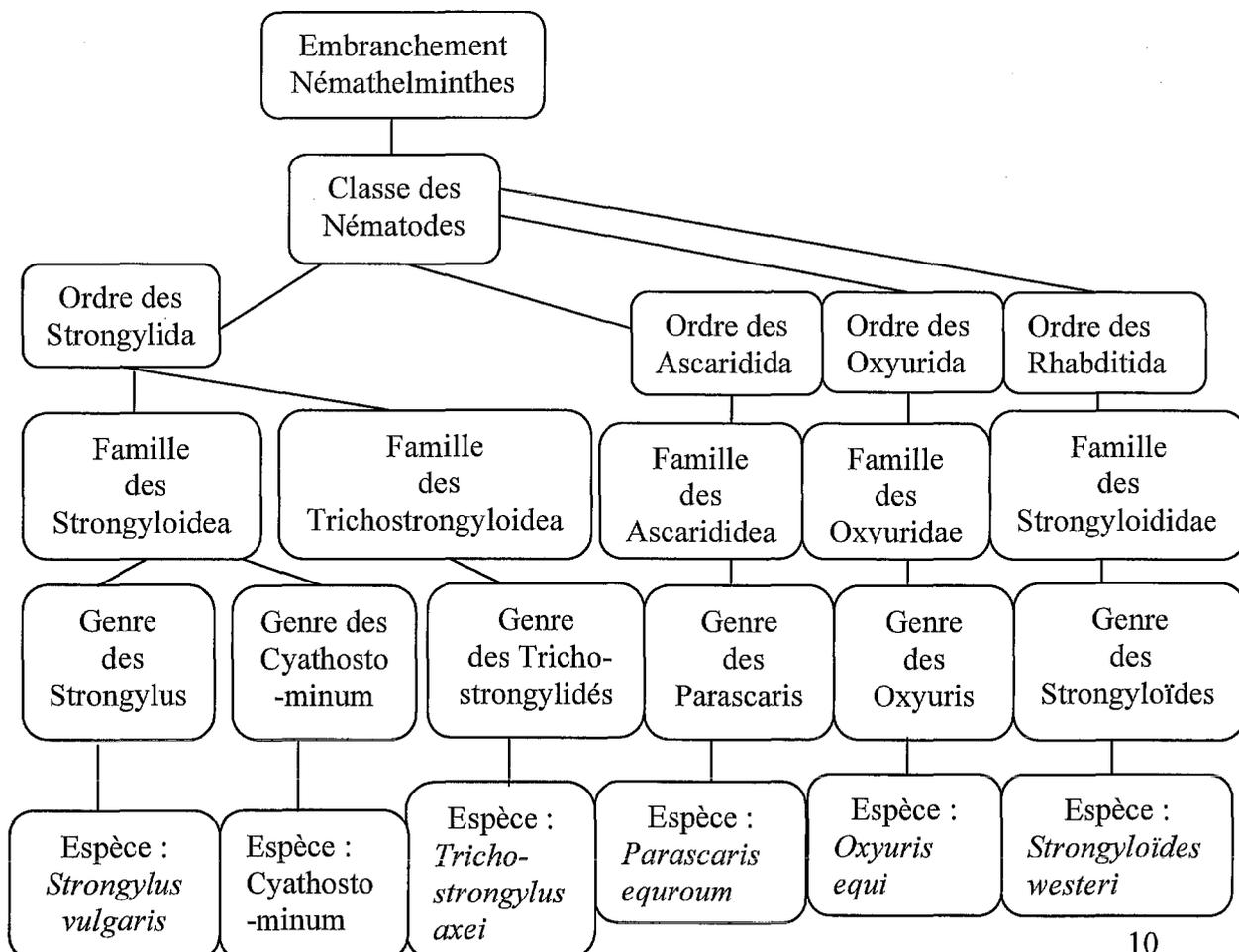
1.1 Taxonomie générale.

Le règne animal regroupe de nombreux embranchements dont celui des némathelminthes, des plathelminthes et des arthropodes qui comportent l'essentiel des parasites intestinaux du cheval. Une classification simplifiée relatant les seuls parasites exposés dans la suite du manuscrit sera décrit ci-dessous. En effet cette classification est très complexe et en pleine évolution avec le développement de la biologie moléculaire

1.1.1 Les Nématodes.

Dans la classe des nématodes, on retrouve principalement cinq espèces décrites dans la figure n°1 ci-dessous :

Figure n°1 : taxonomie des nématodes du cheval (1).

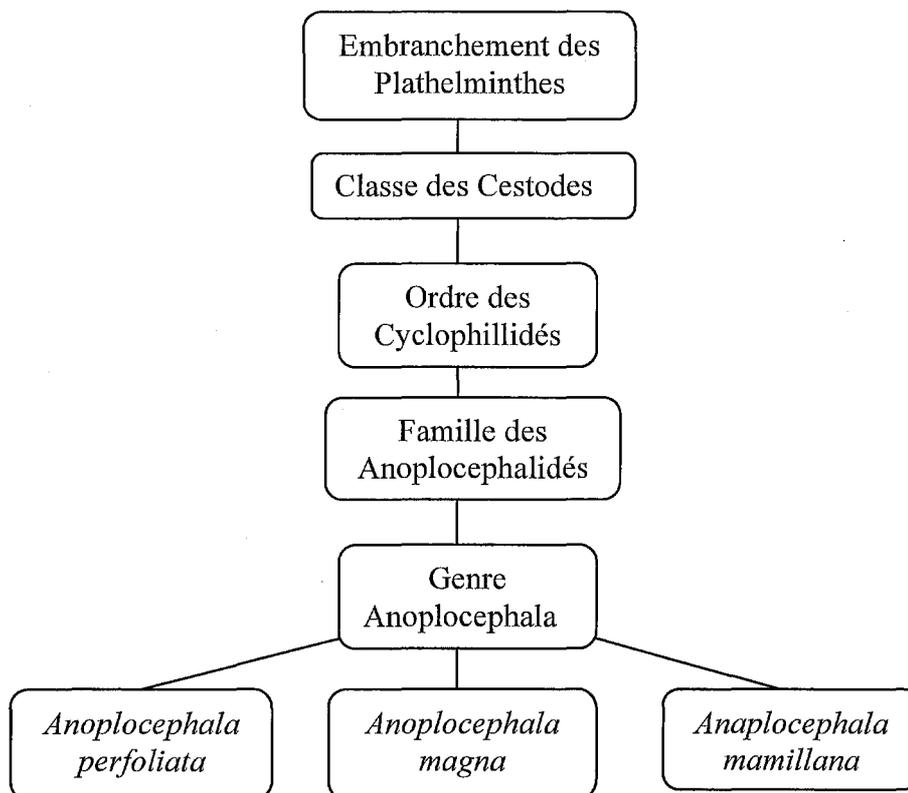


Les nématodes décrits ci-dessus ont une spécificité d'espèce. Ainsi l'ingestion d'un nématode d'équidés par une autre espèce animale ou l'homme engendre la fin du cycle parasitaire.

1.1.2 Les Cestodes.

La classe des cestodes fait partie de l'embranchement des Plathelminthes. La taxonomie des espèces mises en évidence chez le cheval est la suivante :

Figure n°2 : taxonomie des cestodes du cheval (2).

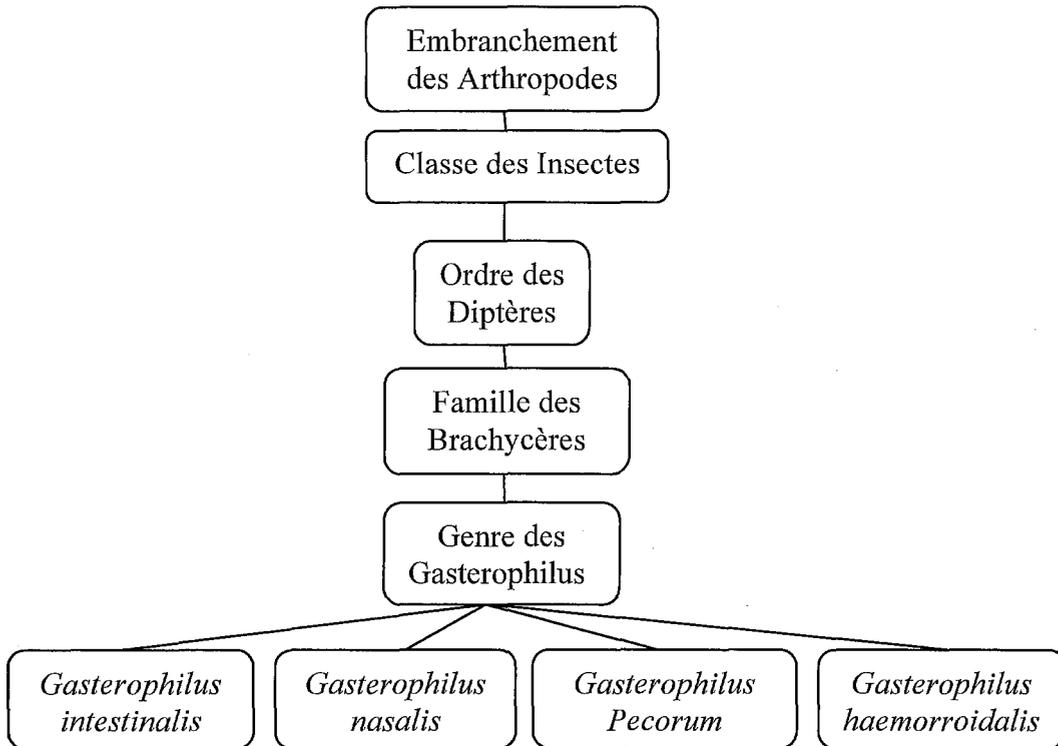


Les cestodes du cheval sont spécifiques aux équidés et ne peuvent donc entraîner un cycle parasitaire chez un autre être vivant.

1.1.3 Les Arthropodes.

L'embranchement des arthropodes regroupe quatre espèces de parasites intestinaux

Figure n°3 : taxonomie des arthropodes du cheval (3).



Gasterophilus intestinalis peut aussi infecter le chien et *Gasterophilus pecorum* le lapin. Les autres espèces sont spécifiques aux équidés.

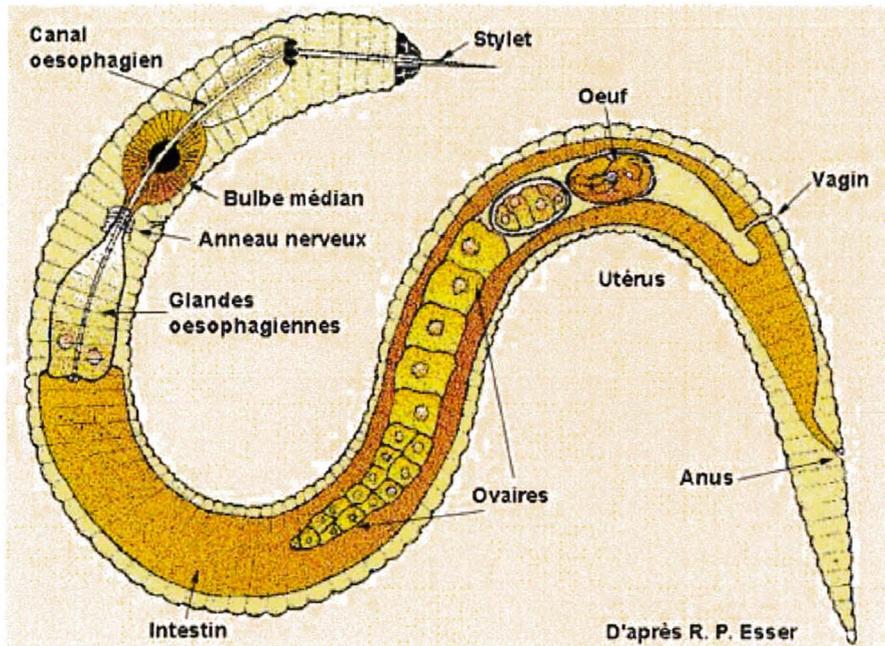
1.2 La morphologie des parasites équin.

1.2.1 La morphologie des Nématodes.

La classe des nématodes se caractérise par des vers adultes ronds et une structure du tégument complexe. Le nématode possède une cavité buccale contenant ou non des dents permettant de se nourrir de l'intestin du cheval. De plus, le nématode possède des organes génitaux et un intestin.

La présence du tégument musculaire confère au nématode la possibilité de se mouvoir.

Figure N°4 : coupe longitudinale d'un nématode femelle. Figure de R.P. Esser (4).



1.2.1.1 *Strongylus vulgaris*.

Les adultes de *Strongylus vulgaris* sont de couleur rouge, il existe un dimorphisme sexuel, le mâle mesure 2,5 à 3,5 cm alors que les femelles mesurent 1 à 1,5cm. Les vers possèdent une cavité buccale avec des dents coniques permettant de se fixer à la muqueuse intestinale. Les adultes se localisent au niveau du caecum et du colon du cheval.

Figure n°5 : vers adultes de *Strongylus vulgaris*. (Echelle x1) (5).



1.2.1.2 *Cyathostominum*.

Les adultes cyathostomes sont de couleurs blanchâtres et mesurent moins d'1,5cm de long. Ils sont appelés les petits strongles. Les vers possèdent une cavité buccale mais n'ont pas de dents. Les adultes se localisent au niveau du caecum et du colon.

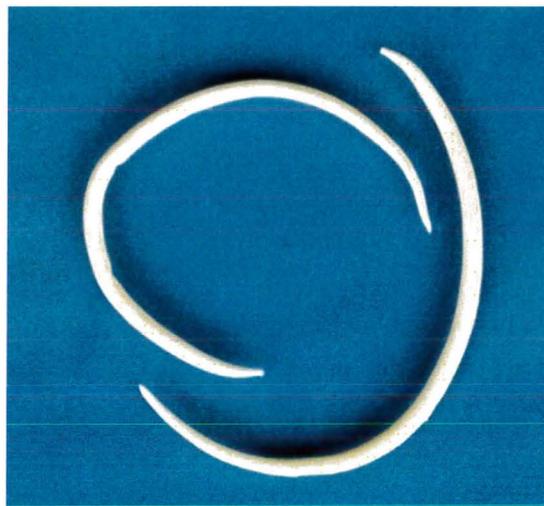
Figure n°6 : vers adultes des *Cyathostominum*. (Echelle x1) (6).



1.2.1.3 *Parascaris equorum*.

Les vers adultes des ascaris du cheval sont blancs. Un dimorphisme sexuel est observé, le mâle mesure 15 à 27 cm alors que la femelle est plus grande de 18 à 37 cm de long. Une ouverture buccale avec des lèvres est présente. Les adultes se situent au niveau de l'intestin des équidés.

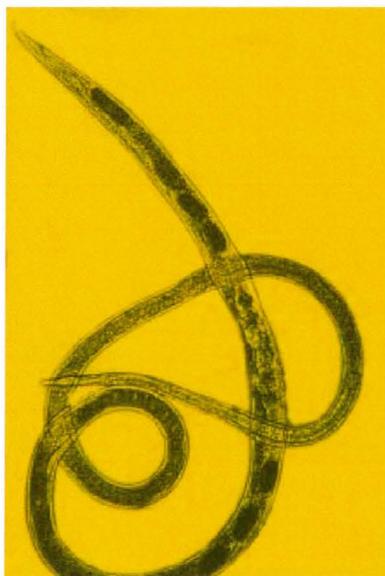
Figure n °7 : vers adultes de *Parascaris equorum*. (Echelle x 0,5) (7).



1.2.1.4 *Strongyloïdes westeri*.

Les adultes des anguillules équine sont rougeâtres et de petites tailles, de 0,7 à 9 mm de long. Les adultes se localisent au niveau de l'intestin grêle.

Figure n°8 : vers adultes de *Strongyloïdes westeri*. (Echelle x25) (8).

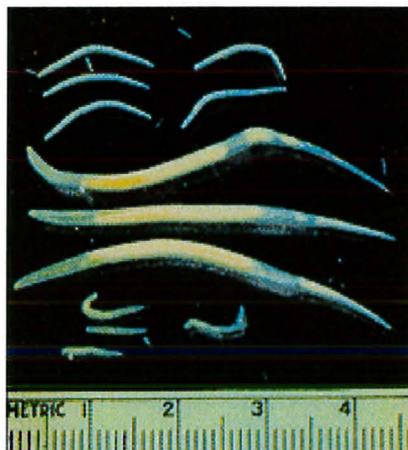


1.2.1.5 *Oxyuris equi*.

Les vers adultes des oxyures équine sont blanchâtres. Un dimorphisme sexuel est présent, les femelles mesurent de 4 à 15 cm alors que les mâles seulement 9 à 12 mm de long.

Oxyuris equi ne possède pas de cavité buccale et se localisent au niveau du colon et rectum.

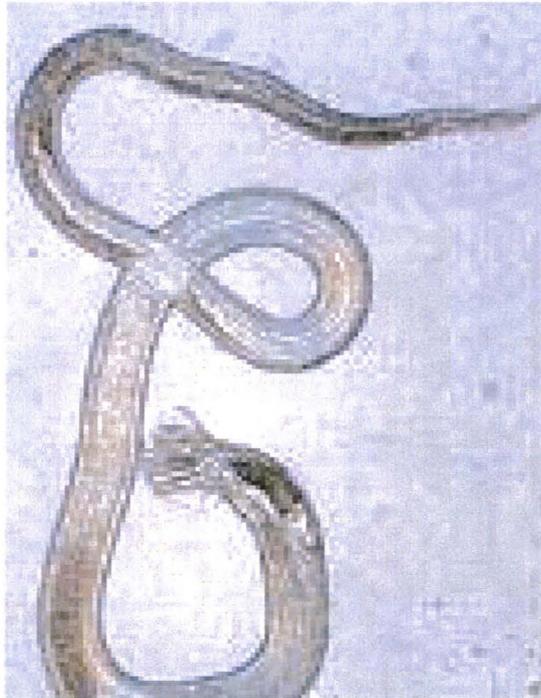
Figure n°9 : vers adultes d'*Oxyuris equi*. (Echelle x1) (9).



1.2.1.6 *Trichostrongylus axei*.

Les vers adultes de *Trichostrongylus axei* sont des vers filiformes de couleur rougeâtre mesurant moins de 7 mm de long. Ils ne possèdent pas de cavité buccale et se localisent au niveau de l'estomac des équidés.

Figure n°10 : vers adultes de *Trichostrongylus axei*. (Echelle x50) (10).



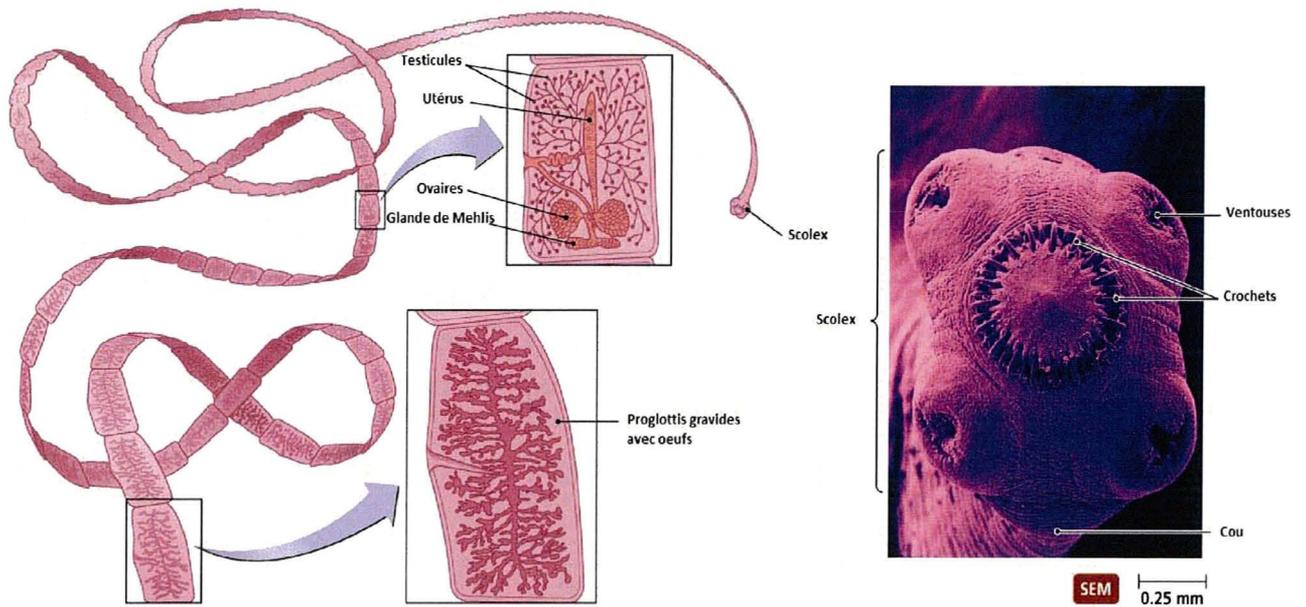
1.2.2 La morphologie des Cestodes.

Les Cestodes se composent d'une structure tégumentaire simple. Ces vers plats sont segmentés en anneaux appelés proglottis. Les vers ne possèdent pas de tube digestif et l'absorption des nutriments se fait alors par la surface tégumentaire. La partie antérieure du vers se compose d'un scolex correspondant à la tête comprenant un certain nombre de ventouses lui permettant de se fixer à la paroi digestive de son hôte. Les Cyclophillidiens possèdent quatre ventouses alors que les Bothriocéphales possèdent des pseudobothridies longitudinales servant de ventouses.

A l'arrière des cestodes se trouvent les organes sexuels, testicules et ovaires.

Les vers adultes sont de couleur blanchâtre.

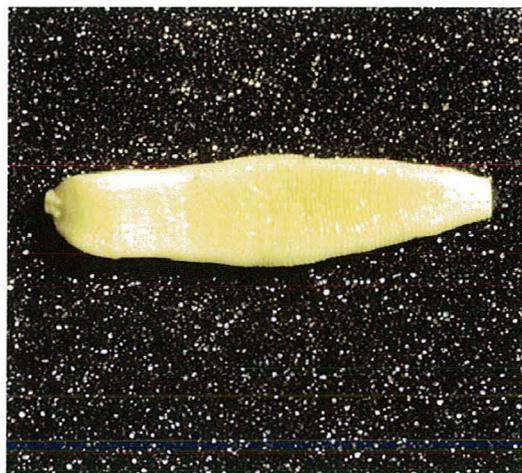
Figure n°11 : morphologie des cestodes (11).



1.2.2.1 *Anoplocephala perfoliata*.

Anoplocephala perfoliata est un cestode mesurant de 2,5 à 8 cm de long. Les vers adultes se situent au niveau de la jonction iléocœcale.

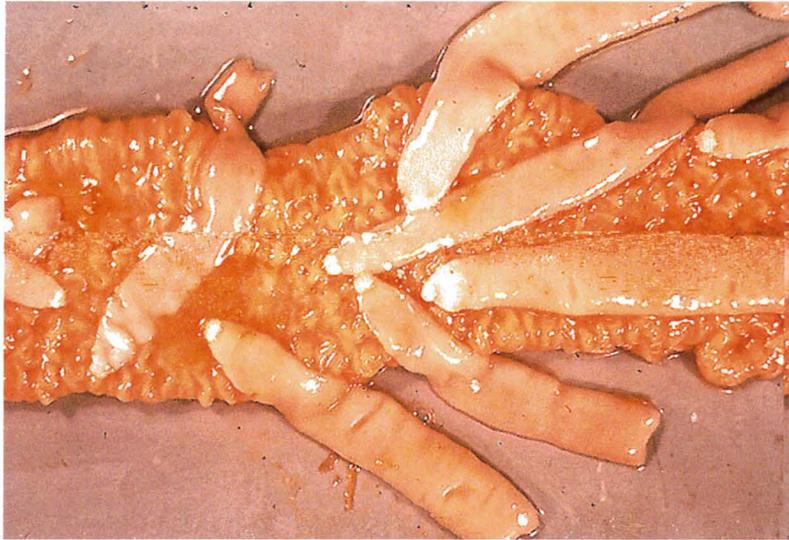
Figure n°12 : vers adultes d'*Anoplocephala perfoliata*. (Echelle x1) (12).



1.2.2.2 *Anoplocephala magna*.

Anoplocephala magna est un cestode très grand, il mesure jusqu'à 80 cm de long. Les vers adultes se situent au niveau de la portion antérieure de l'intestin grêle.

Figure n°13 : vers adultes d'*Anoplocephala magna*. (Echelle x0,1) (13).



1.2.2.3 *Anoplocephala mamillana*.

Anoplocephala mamillana mesure 5 cm de long. Les adultes sont situés au niveau des portions antérieures de l'intestin grêle.

Figure n°14 : vers adultes d'*Anoplocephala mamillana*. (Echelle x2) (14).



1.2.3 La morphologie des arthropodes.

Quatre espèces de gastrophiles sont parasites du cheval. L'adulte gastrophile ressemble à une mouche faisant 15 mm de long et de couleur rouille. Elle pond ses œufs de couleur jaune sur le cheval. Les œufs évoluent en larves qui seront ingérées par le cheval. Les larves L1 mesurent 1mm de long. Le stade larvaire L3 correspond à la forme pathogène chez le cheval. Elles mesurent 1 à 2 cm de long. Les larves sont cylindriques, comportent de nombreuses rangées de fortes épines et possèdent des pièces buccales munies de deux crochets permettant à la larve de se fixer à la muqueuse intestinale. Les larves sont de couleur rosâtre.

Seule la localisation des œufs varie en fonction des différentes espèces.

1.2.3.1 *Gasterophilus intestinalis*.

Les Œufs sont pondus sur les membres antérieurs et les épaules des équidés.

Figure n °15 : larves L3 de *Gasterophilus intestinalis*. (Echelle x1) ⁽¹⁵⁾.



1.2.3.2 *Gasterophilus nasalis*.

Les œufs de *Gasterophilus nasalis* se retrouvent au niveau inter mandibulaire.

Figure n°16 : larves L3 de *Gasterophilus nasalis*. (Echelle x1) (16).



1.2.3.3 *Gasterophilus haemorrhoidalis*.

Les œufs de cette espèce sont déposés sur les lèvres du cheval.

Figure n°17 : larves L3 de *Gasterophilus haemorrhoidalis*. (Echelle x1) (17).



1.2.3.4 *Gasterophilus pecorum*.

Le cycle de *Gasterophilus pecorum* est différent des autres car les œufs ne sont pas déposés sur le cheval mais sur la pâture.

Figure n°18 : larves L3 de *Gasterophilus pecorum*. (Echelle x2) (18).



1.3 Cycle de développement.

1.3.1 Cycle de développement des nématodes.

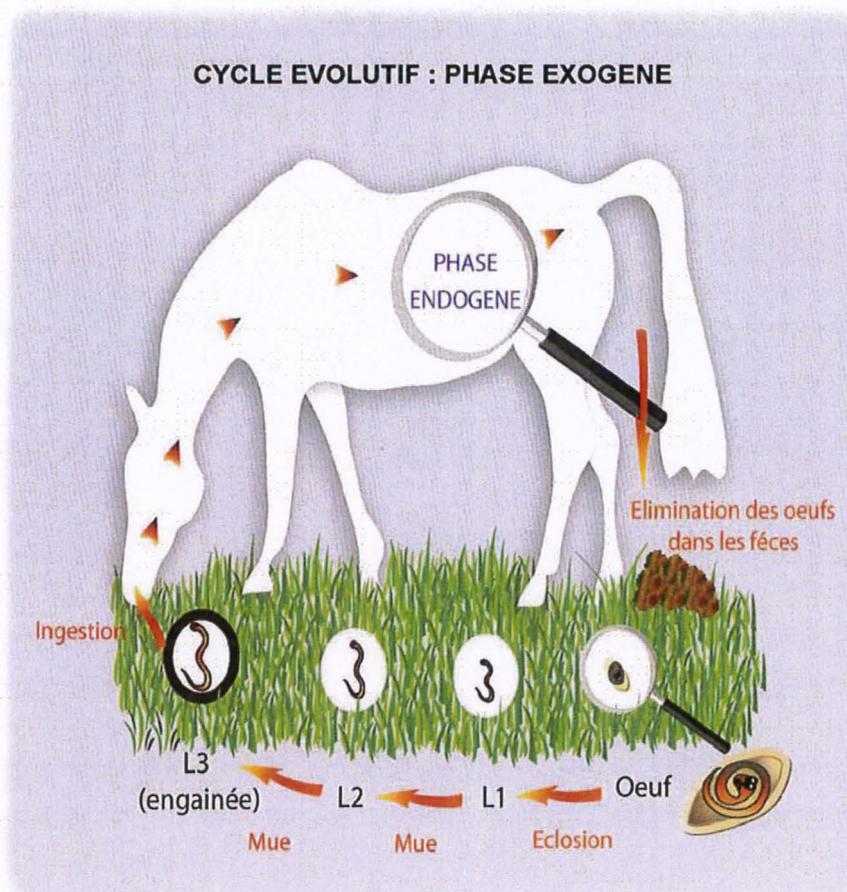
Le cycle de développement des nématodes est constitué de deux phases, la phase exogène et la phase endogène.

1.3.1.1 Phase exogène.

1.3.1.1.1 Généralités.

La phase exogène est commune à presque tous les nématodes. Les femelles adultes pondent des œufs qui sont rejetés dans le milieu extérieur avec les crottins, c'est le début de la phase exogène. L'œuf éclot et libère la forme larvaire L1 qui se développe et mue en un second stade larvaire appelé L2. La larve L2 se développe et mue, en conservant sa cuticule, en un troisième stade larvaire L3 engainée qui correspond à la forme infestante pour le cheval.

Figure n°19: phase exogène commune aux nématodes (Virbac®) (19).



1.3.1.1.2 *Parascaris equorum*.

Parascaris equorum a la particularité d'avoir non pas la larve L3 infestante mais la larve L2.

1.3.1.1.3 *Strongyloides westeri*.

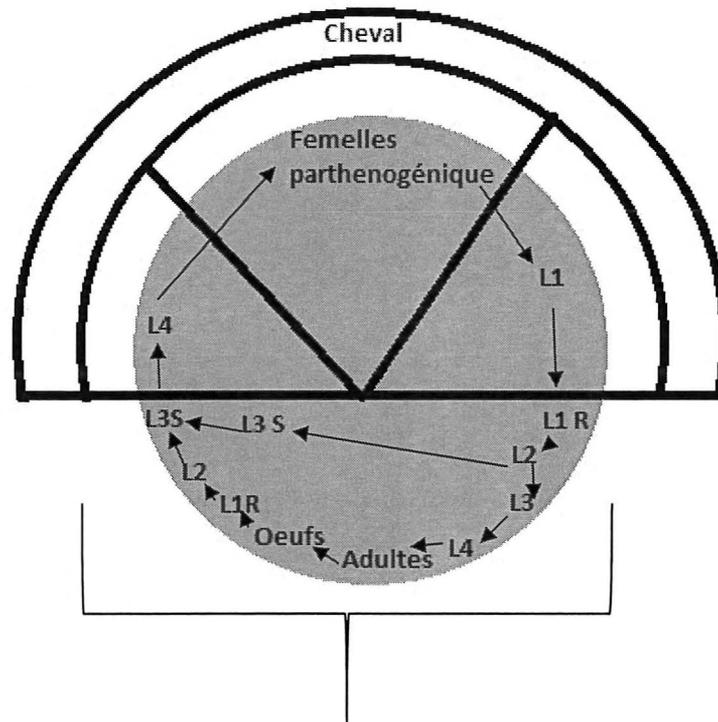
Strongyloides westeri possède un cycle complexe. Contrairement aux autres parasites les œufs ne sont pas rejetés dans les excréments, ils se transforment, chez l'hôte, en larve L1 qui sont rejetées à l'extérieur. La larve rhabditoïde(L1) homozygote, mesurant 0,2 à 0,3 mm de long.

Deux cycles sont alors possibles :

- le cycle direct, les larves rhabditoïdes subissent deux mues successives les transformant en larves strongyloïdes infestantes(L3). Ces larves pénètrent le cheval par voie trans-cutanée, ou par ingestion.

- le cycle indirect, les larves rhabditoïdes subissent quatre mues successives aboutissant à des adultes mâles et femelles qui après fécondation libèrent des œufs (70 µm par 45 µm) évoluant en des larves rhabditoïdes hétérozygotes puis en larves strongyloïdes qui pénètrent l'organisme du cheval.

Figure n°20 : cycle de développement de *Strongyloides westeri* (20).



Milieu extérieur: Phase exogène.

L1R : Larve 1 rhabditoïde
L3S : larve 3 strongyloïde

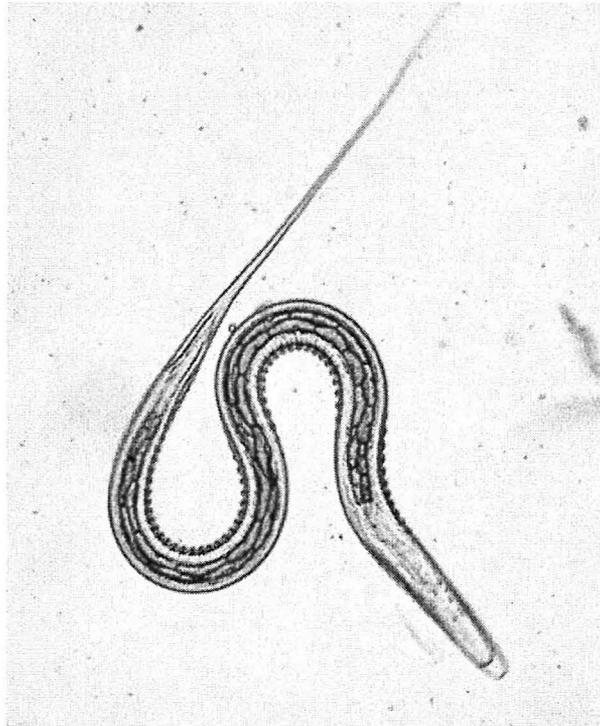
1.3.1.2 Phase endogène.

La phase endogène débute par l'ingestion de larves infestantes.

1.3.1.2.1 *Strongylus vulgaris*.

La larve L3 enveloppée est ingérée avec les aliments, elle perd son enveloppe dans l'intestin du cheval.

Figure n°21 : larve L3 infestante de *Strongylus vulgaris* (Echelle x15) (21).



Une semaine plus tard la larve L3 se transforme en larve L4 au niveau de l'intestin, la larve L4 migre dans les petites artéριοles puis dans l'artère colique et caecale et enfin dans l'artère mésentérique crâniale. Les larves L4 forment des thrombus qui augmentent de volume avec la croissance des larves.

A ce niveau, la larve L4 se transforme en larve L5 pré adulte. Des larves L5 émergent des thrombus pour retourner par la voie sanguine dans l'intestin où elles forment des nodules au niveau du caecum et du colon. De ces nodules émergent des adultes six à huit semaines plus tard. Les femelles pondent des œufs qui seront éliminés dans les crottins.

Entre l'ingestion des larves L3 et la ponte des œufs six à sept mois s'écoulent (Austin 1994 ; Duncan et al 1990).

Figure n°22: cycle de développement de *Strongylus vulgaris* (22).

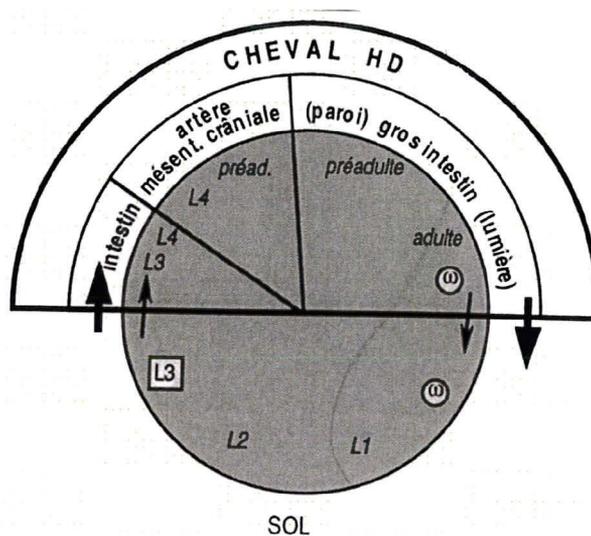


Figure n°23 : Œuf de *Strongylus vulgaris* (Echelle x80 000) (23).



1.3.1.2.2 *Cyathostominum*.

Les larves L3 infestantes passent dans l'estomac puis dans l'intestin grêle où la gaine des larves est éliminée. Les larves L3 gagnent ensuite le caecum et le colon où elles pénètrent la muqueuse et la sous muqueuse. Les larves sont alors des larves précoces 3 (EL3 Early Larve 3). A ce stade, deux possibilités, elles continuent leur cycle de développement, ou elles entrent en hypobiose [3].

L'hypobiose dérive du grecque « hupo » signifiant sous et « bios » signifiant vie. L'hypobiose correspond à une vie en latence mais, en conservant un métabolisme de base permettant aux larves de reprendre leur développement à tout moment.

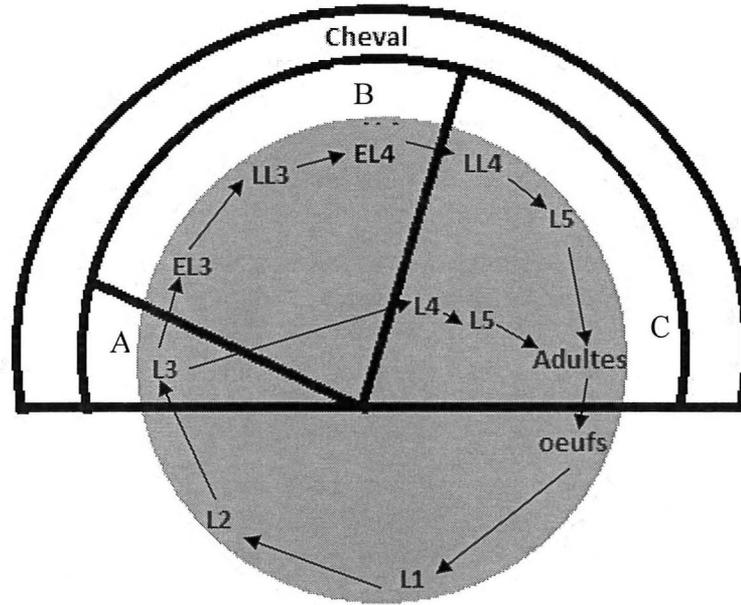
Différents facteurs influent sur l'entrée en hypobiose. Tout d'abord les conditions climatiques et les saisons. En effet un climat tempéré inhibe le développement des larves. L'hypobiose s'observe majoritairement en automne et en hiver (Renmeyer 1992). Le taux d'entrée en hypobiose est aussi proportionnel au taux d'infestation, plus le cheval est infesté plus les larves entrent en hypobiose. Enfin, l'immunité joue un rôle important dans l'induction de l'hypobiose. L'hypobiose semble être le moyen efficace employé par le parasite pour échapper à la réaction immunitaire de l'hôte (Loves et al 1992). Donc l'immunité acquise par le cheval exposé régulièrement à un environnement infesté de cyathostome favorise l'entrée en hypobiose des larves EL3 (Chapman et al 2002).

Différents facteurs induisent la sortie de l'hypobiose. Les saisons printanières et estivales favorisent le développement des œufs, induisent également la sortie massive de l'hypobiose et la reprise du développement. Ensuite, une immunodéficience transitoire pourrait engendrer une sortie d'hypobiose des larves EL3 (Mair 1993). Enfin, la présence des larves tardives (LL4) dans la lumière intestinale inhibe la sortie d'hypobiose des larves, leur absence, par exemple après un traitement, favorise la sortie en hypobiose des larves EL3 (Loves et al 1999) [8,9].

Les larves EL3 lorsqu'elles continuent leur développement, sortent de l'hypobiose et évoluent en larve LL3 (Late Larve 3). Ensuite ces larves continuent leur maturation en larves EL4 puis en larves LL4 ces dernières émergent de la muqueuse pour regagner la lumière intestinale. Dans la lumière les larves LL4 muent en larves L5. Les formes adultes immatures acquièrent ensuite leur maturité sexuelle pour devenir des adultes qui libèrent des œufs dans le milieu

extérieur. Cette phase endogène correspond à la période prépatente qui varie de 6 à 12 semaines.

Figure n°24 : phase endogène des *Cyathostominum* (24).



Milieu extérieur

- A : Duodénum
- B : Muqueuse intestinale, caecum
- C : Lumière du caecum, colon
- L1 : Premier stade larvaire
- L2 : Deuxième stade larvaire
- L3 : Troisième stade larvaire
- L3 Troisième stade larvaire enveloppé
- EL3 : « Early L3 » : stade précoce de L3
- LL3 : « Late L3 » : stade tardif de L3
- L4 : Quatrième stade larvaire
- EL4 : « Early L4 » : stade précoce de L4
- LL4 : « Late L4 » : stade tardif de L4

1.3.1.2.3 *Parascaris equorum*

Dans le cycle de *Parascaris equorum* la larve enveloppée L2 infestante est ingérée. Elle perd sa coque et mue en larve L3 au niveau de l'intestin. La larve L3 migre par la veine porte vers le foie où elle séjourne en moyenne une semaine puis migre ensuite par les veines hépatiques pour atteindre la veine cave et se retrouver au niveau des alvéoles pulmonaires. Les larves L3 se retrouvent dans le mucus trachéo-bronchique. Lors de toux et d'expectorations, les larves L3 sont dégluties et se retrouvent au niveau de l'intestin où elles se transforment en larve L4, puis en adultes.

Le cycle dure 10 à 16 semaines (Hearn et al 2003).

Figure n°25 : phase endogène de *Parascaris equorum* (25).

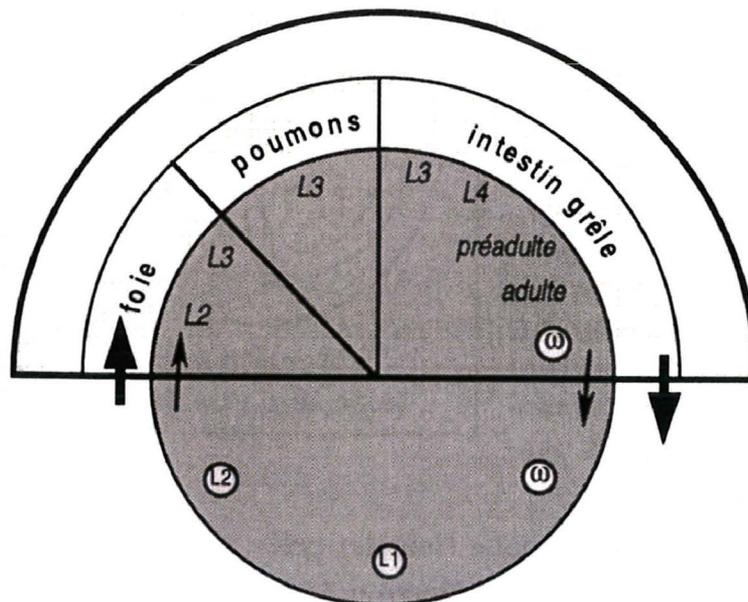
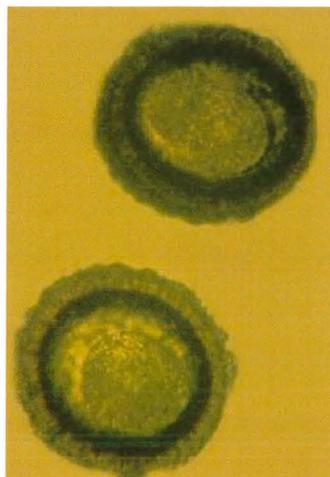


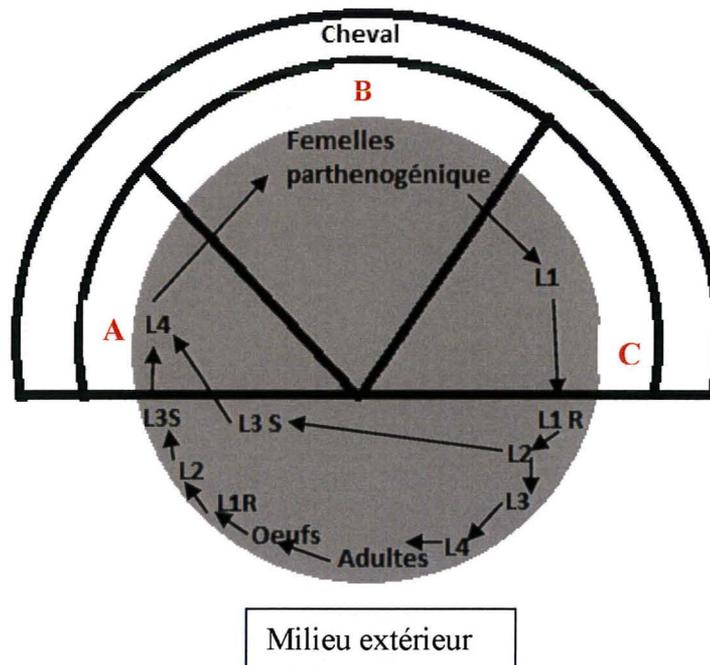
Figure n°26 : œufs de *Parascaris equorum* (Echelle x300) (26).



1.3.1.2.4 *Strongyloides westeri*

Les larves sont ingérées par le cheval, ou pénètrent par voie cutanée. Elles migrent ensuite vers le poumon par voie sanguine ou par traversée des tissus. Les larves restent peu de temps au niveau du poumon. Elles passent au niveau de la trachée puis se retrouvent au niveau intestinal où elles continuent leur développement. Une quantité importante de larves L3 atteint les glandes mammaires, elles passent alors dans le colostrum et le lait provoquant ainsi la contamination des poulains.

Figure n°27 : cycle de *Strongyloides westeri* (27).

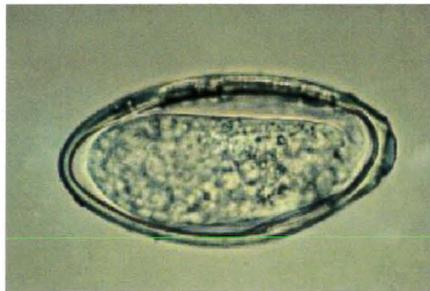


- A : Poumon et glande mammaire
- B : Trachée puis intestin
- C : Muqueuse intestinale.
- L1R : Larve 1 rhabditoïde
- L3S : larve 3 strongyloïde

1.3.1.2.5 *Oxyuris equi*.

Les œufs contenant la larve infestante sont ingérés par le cheval puis, muent en larve L4 dans la lumière intestinale et évoluent en adultes. Après fécondation les femelles migrent vers l'anus et pondent leurs œufs en masse, entre 8 000 et 60 000 œufs, en région péri-anale. Les œufs sont ovoïdes et mesurent 85µm par 45µm. Les œufs sont enveloppés dans une substance adhésive permettant aux œufs de rester collé au niveau péri anal.

Figure n°28 : œuf d'*Oxyuris equi* (Echelle x15000) (28).



Les œufs évoluent en 4 à 5 jours en larves L3 infestantes. L'auto-infestation est donc possible. Le cheval possède au niveau péri-anal une masse de couleur ocrée renfermant les œufs contenant des larves infestantes avec la substance adhésive.

Figure n°29 : phase endogène d'*Oxyuris equi* (29).

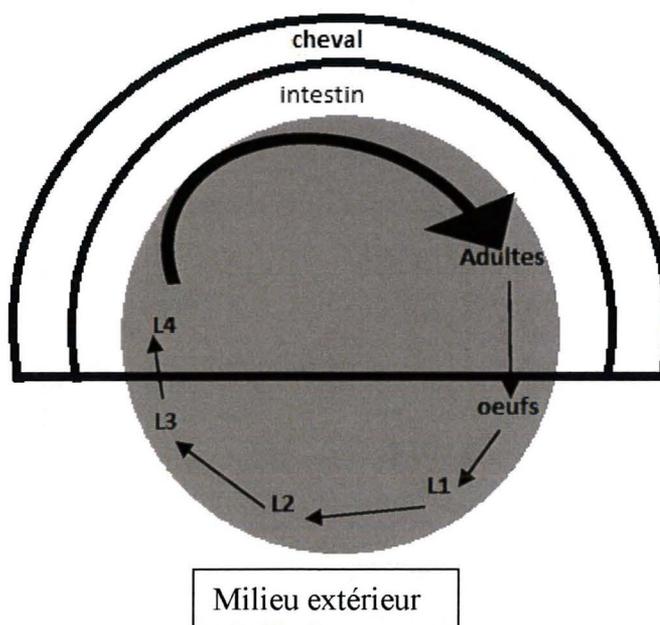


Figure n°30: région péri-anale contenant des larves d'oxyures (30).



1.3.1.2.6 *Trichostrongylus axei*.

Le cycle endogène de *Trichostrongylus axei* est classique. Le cheval ingère la larve L3 qui perd sa cuticule dans l'estomac et pénètre la muqueuse stomacale. La larve L3 mue en larve L4 puis en adulte tout en restant dans l'estomac.

Enfin, les femelles pondent les œufs qui sont éliminés avec les excréments.

La période prépatente est de 25 jours chez le cheval.

Figure n°31 : phase endogène de *Trichostrongylus axei* (31).

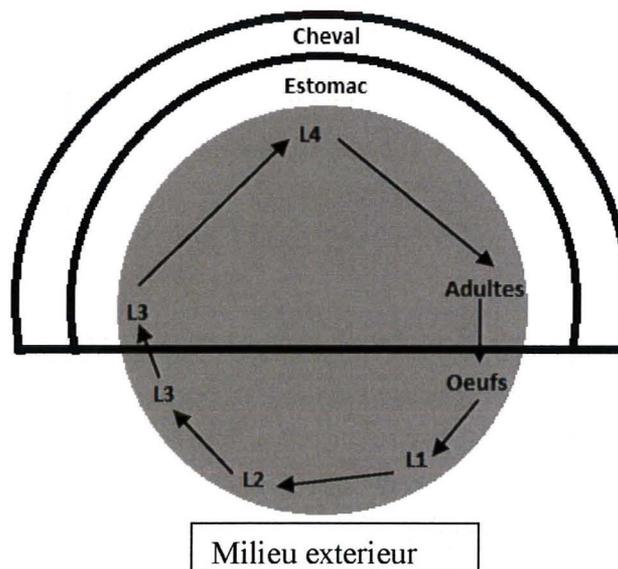
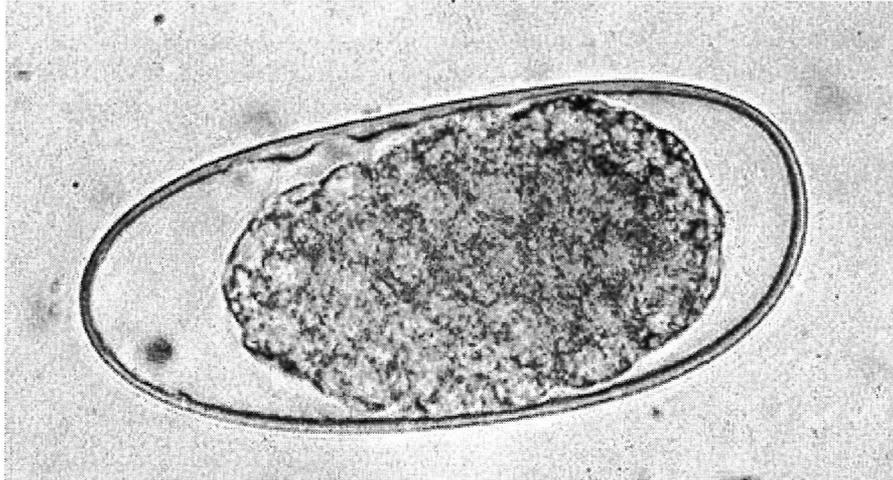


Figure n°32 : œufs de *Trichostrongylus axei* (Echelle x100) (32).



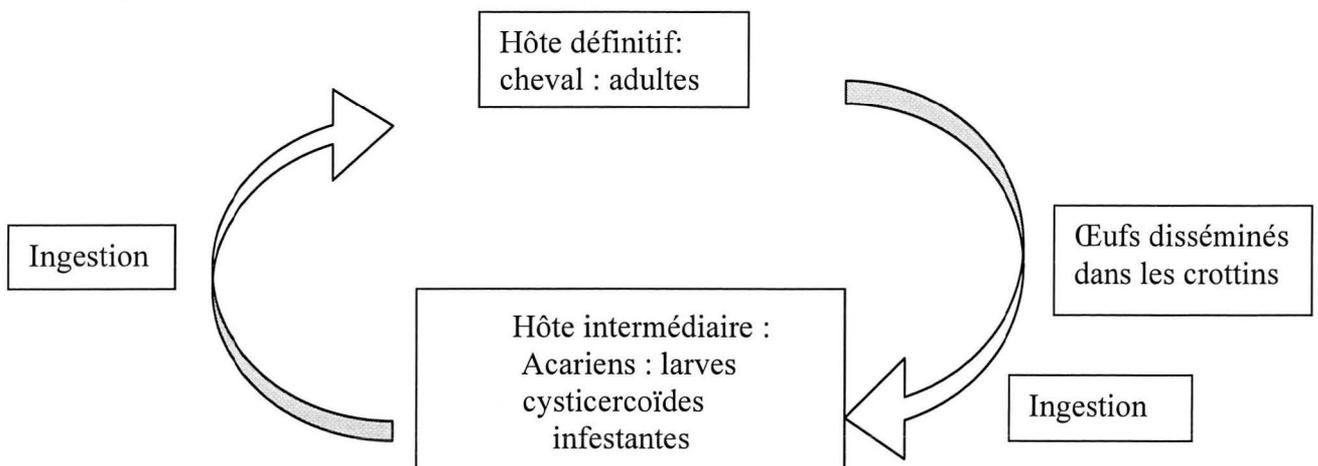
1.3.2 Le cycle de développement des cestodes.

Les cestodes ont une reproduction de type hermaphrodite. Les proglottis males vont féconder les proglottis femelles contenant l'utérus. Puis les organes génitaux dégèrent pour laisser place à l'utérus rempli d'œufs. Les proglottis contenant les œufs se détachent du vers, migre au niveau du gros intestin où ils peuvent se déchirer. Les œufs libérés sont alors évacués dans les crottins du cheval.

Une fois sur le sol, les œufs sont ingérés par de petits acariens très présents en surface des prairies, dans la paille et le foin. Les œufs se transforment en larves cysticercoïdes infestantes (Bainsa et al 1977).

Les chevaux ingèrent les petits acariens, les larves se retrouvent au niveau de l'intestin et se fixent au colon. Six à dix semaines plus tard les larves deviennent adultes et commencent à éliminer des œufs. La durée de vie des adultes est de 4 à 6 mois.

Figure n° 33 : cycle de développement des cestodes (33).



1.3.3 Le cycle de développement des arthropodes.

Gasterophilus intestinalis, nasalis et haemorrhoidalis déposent leurs œufs sur le cheval, puis le cheval va se lécher et absorber les œufs.

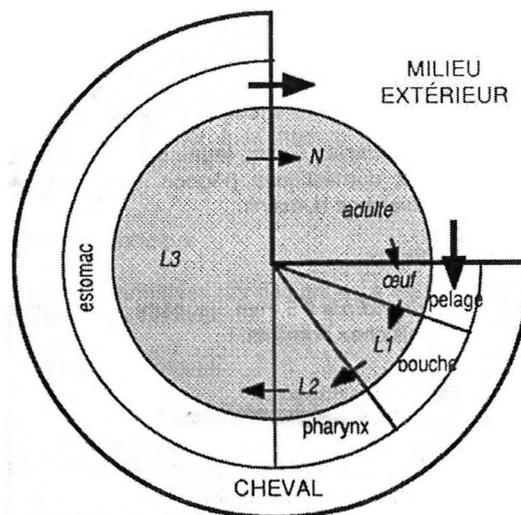
En ce qui concerne *Gasterophilus pecorum*, les œufs sont disséminés sur le sol et le cheval absorbe les œufs en mangeant l'herbe.

Ensuite le cycle de développement est le même. Les œufs se transforment en larves L1 au niveau buccal puis en larve L2 le long du pharynx. Ces dernières muent en larve L3 au niveau de l'estomac : ceci correspond au stade final.

Ces larves L3 sont très caractéristiques: elles sont cylindriques, de taille visible à l'œil nu (20 x 8 mm) et possèdent des rangées de fortes épines. Les pièces buccales des larves L3 sont puissamment armées de 2 crochets qui assurent la fixation de la larve dans les muqueuses gastriques ou duodénales pendant plusieurs mois.

Après une période de 10 mois, les larves L3 se détachent d'elles-mêmes et sont entraînées hors de l'intestin. Arrivées dehors avec le crottin, les larves s'enfoncent dans la terre et se transforment en pupes au bout de 1 à 2 jours. Trente à quarante jours plus tard en sort l'insecte adulte.

Figure n°34 : cycle de développement des gastérophiles (34).



1.3.4 Période prépatente.

Tableau I : récapitulatif des périodes prépatentes des parasites équins.

Classe	Espèces	Période prépatente
Nématodes	<i>Strongylus vulgaris</i>	180-200 jours
	<i>Cyathostominae</i>	35-120 jours
	<i>Parascaris equorum</i>	55-80 jours
	<i>Strongyloides westeri</i>	4-10 jours
	<i>Oxyuris equi</i>	150 jours
	<i>Trichostrongylus axei</i>	25 jours
Cestodes	<i>Anoplocephala sp</i>	42 jours

(Beugnet 1997 ; Chamouton 1990)

2 Epidémiologie.

2.1 La répartition géographique.

Peu d'études ont essayé de mettre en avant une répartition géographique des différents parasites du cheval. Il semble qu'il n'y ait pas de région prédilection pour une espèce parasitaire.

2.2 La prévalence des parasites équins.

Il est important de noter que le même cheval est souvent infesté par les trois classes de parasites cités précédemment.

De plus, certaines études ont mis en évidence une disparité des prévalences en fonction de la race, cependant la cause est certainement due aux différences de moyens mis en place pour la vermifugation.

2.2.1 Prévalence des nématodes.

La prévalence des nématodes chez le cheval peut varier en fonction de l'âge du cheval. Mais par contre aucune influence du sexe n'est à noter.

2.2.1.1 Influence de l'âge sur la prévalence des nématodes.

Strongylus vulgaris est présent, selon une étude en Normandie de Collobert et al. (1998), chez 41% des chevaux. Une influence de l'âge a été mise en évidence puisque ce sont les jeunes chevaux de 6 mois à 2 ans qui sont le plus infestés avec 24,5% d'animaux atteints.

Selon l'étude de Gawor en 1995, 80% des chevaux sont infestés par *Cyathostomium*. La prévalence augmente entre 2 mois et 4 ans. Il semble qu'une immunité relative soit à l'origine de la diminution de prévalence chez les chevaux de plus de 4 ans.

Une grande disparité existe pour *Parascaris equorum* entre les classes d'âge. Les poulains, selon une étude de Lyon en 2000, sont infestés à hauteur de 46%. Alors que, seulement 10% des chevaux de plus de 2 ans présentent *Parascaris equorum*.

Strongyloides westeri est un parasite très présent chez le poulain car il est transmis par le lait maternel. Aucune étude n'a été effectuée chez le poulain. Selon Dorchies et al (2007) seul 0,3% des chevaux tout âge confondu seraient parasités par *Strongyloides westeri*.

2.2.1.2 Pas d'influence de l'âge sur la prévalence des nématodes.

Selon Gawor en 1995, étude menée en Pologne, *Oxyuris equi* serait présent chez 36% des équidés. Notamment chez les chevaux séjournant au box car les œufs d'oxyure résistent peu en milieu extérieur.

Oxyuris equi est présente chez les chevaux de tout âge.

Pour *Trichostrongylus axei* aucune étude précise décrivant la prévalence de ce vers n'a été effectuée. Pas de disparité en fonction de l'âge.

2.2.2 Prévalence des cestodes.

L'étude de Collobert et al en 1997, effectuée en Normandie, Pays de la Loire, Vendée et Rhône alpes a mis en évidence la présence de cestodes chez 62,2% des chevaux. L'espèce la plus représentée est *Anoplocephala perfoliata* (40%), alors qu'*Anoplocephala magna* n'est présente que chez 4,4% et *Anoplocephala mamillana* chez 3%, des chevaux infestés par des cestodes. Les chevaux de 1 à 3 ans sont plus touchés avec une prévalence de 81% ainsi que les chevaux de plus de 15 ans avec une prévalence de 67%.

Il est à noter qu'*Anoplocephala magna* et *Anoplocephala mamillana* n'ont été retrouvés que dans la région de Normandie. Il n'y a pas d'influence de sexe.

2.2.3 Prévalence des arthropodes.

Selon l'étude de Collobert et al en 1997, l'infestation par les gastérophiles représenterait 34% des chevaux. Cette infestation est due à *Gasterophilus intestinalis* pour 33%, à *Gasterophilus nasalis* pour 13% et à *Gasterophilus haemorrhoidalis* pour 2%.

Une disparité en fonction de l'âge est mise en évidence car 18% des poulains, 34% des chevaux entre 6 mois et 2 ans et 35% des adultes sont infestés par les gastérophiles. Aucune influence du sexe n'est à noter.

2.2.4 Influence des saisons.

2.2.4.1 Chez les Nématodes.

2.2.4.1.1 Influence des saisons observée.

Pour les *Cyathostominae* les saisons ont une grande influence sur la prévalence. L'étude de Collobert et Al en 1994 a mis en évidence que 40% des infestations avaient lieu en hiver, 25% au printemps et à l'automne et 12% l'été.

Oxyuris equi est plus présent durant le printemps et l'automne.

La prévalence de *Trichostrongylus axei* est importante pendant l'automne.

Parascaris equorum est rencontré plus fréquemment pendant le printemps et l'automne

2.2.4.1.2 Pas d'influence des saisons observée.

L'infestation par *Strongylus vulgaris* n'est pas modifiée par les saisons. Le cheval se contamine toute l'année.

Strongyloides westeri n'est pas influencé par les saisons.

2.2.4.2 Chez les cestodes.

Une étude réalisée par Collobert montre que la prévalence d'infestation par les cestodes commence en début d'été et atteint son pic pendant l'automne et l'hiver. Cette influence des saisons est certainement dûe aux caractéristiques des hôtes intermédiaires, de petits acariens.

2.2.4.3 Chez les arthropodes.

L'influence saisonnière est très importante chez les gastrophiles, puisque la prévalence d'infestation est de 54% pendant l'automne (Collobert et al 1998). Cette influence s'explique par le fait que les œufs sont pondus sur le cheval pendant l'été et donc que les larves sont présentes au niveau intestinal pendant l'automne.

[11, 12, 13]

3 Les pathologies.

3.1 Les pathologies dues aux nématodes.

L'infestation des chevaux par les nématodes entraînent des signes cliniques. Certains sont retrouvés dans toutes les infestations et d'autres signes cliniques sont spécifiques à l'espèce mise en cause.

3.1.1 Signes cliniques généraux.

La perte de poids est le premier signe clinique aperçu lors de contamination par les nématodes, ceci pouvant entraîner un retard de croissance chez le cheval. De plus, le cheval contaminé présente des symptômes digestifs tels que des diarrhées et des coliques.

3.1.2 Signes cliniques spécifiques à l'espèce incriminée.

En plus des signes cliniques généraux, l'infestation par *Strongylus vulgaris* entraîne des anémies et peut entraîner la mort par rupture d'anévrisme.

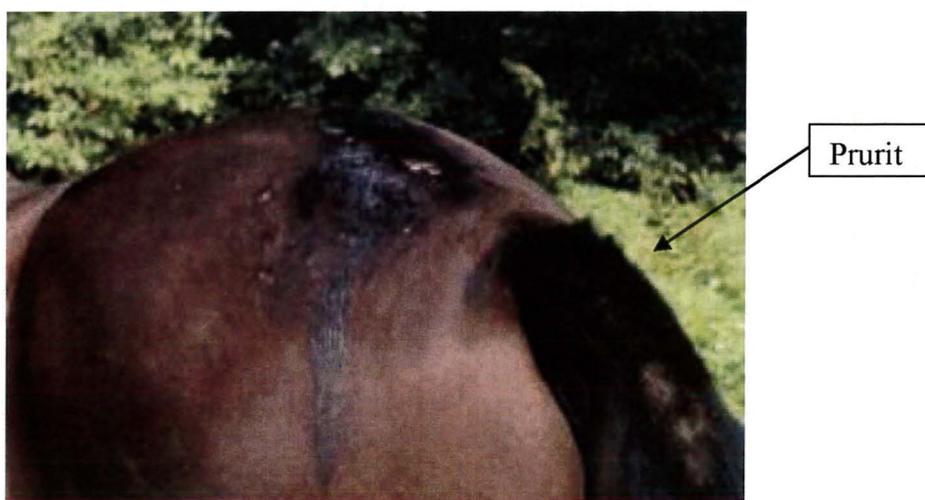
L'infestation par les *Cyathostominae* provoque aussi des anémies, des ulcérations intestinales, des œdèmes sous cutanés, et des coliques entraînant la mort dans 50% des cas.

Parascaris equorum contenu de sa localisation, entraîne des toux et un écoulement nasal.

L'importance de la taille des vers engendre la mort par rupture intestinale.

Le principal signe clinique engendré par *Oxyuris equi* est le prurit intense au niveau de la queue dont souffrent les chevaux contaminés (Cohen 2002 ; Loves et al 1999 ; Mair et al 2000).

Figure n°35 : prurit engendré par *Oxyuris equi* (35).



3.2 Les pathologies dues aux cestodes.

La présence de signes cliniques est corrélée à la quantité de vers présents chez le cheval. Lorsque le cheval est infesté par une quantité inférieure à 25 vers, les signes cliniques ne sont pas perceptibles.

Lorsque le cheval est infesté de façon massive, plus de 200 vers, les signes cliniques sont nombreux :

- hypertrophie de l'ileum distal
- ulcération de la muqueuse
- œdème de la jonction ileo-caecale

La présence des cestodes a été corrélée avec certaines pathologies digestives du cheval :

- l'intussusception (prolapsus d'une partie de l'intestin dans le lumen intestinal)
- torsion intestinale
- rupture de l'intestin

L'étude de Pearson et al en 1993 montre que 80 % des coliques iléales et 20% des coliques spasmodiques auraient comme origine la présence de cestodes en quantité importante.

3.3 Les pathologies dues aux arthropodes.

La présence des œufs sur les poils des chevaux est un signe d'une probable infestation par les gastérophiles.

La migration larvaire au niveau de la langue et les joues entraîne une ulcération. De même la présence importante des larves au niveau de l'estomac et du duodénum provoque une importante ulcération associée à un épaissement et une fibrose de l'épithélium.

Ces lésions aboutissent à des gastrites chroniques, de la constipation et des diarrhées en alternance (Cogley et al 1999).

4 Le diagnostic.

4.1 Le diagnostic biologique.

Une prise de sang permet de mettre en évidence une éventuelle anémie ou une carence chez le cheval. La présence de cette anémie peut être la conséquence, il est vrai, à plusieurs pathologies mais elle est à prendre en compte comme une possible infestation massive par des parasites intestinaux.

4.1.1 Le diagnostic parasitaire.

4.1.1.1 Les méthodes de prélèvement.

Les crottins sont récoltés en prenant garde de ne prendre que les crottins n'ayant pas été en contact avec la terre, pour ne pas comptabiliser les vers présents sur le sol.

De plus, la récolte se fera sur plusieurs jours car l'éjection des parasites n'est pas linéaire.

La récolte sur le pelage peut être pratiquée pour *Oxyuris equi* dont les œufs restent collés au niveau péri-anal.

4.1.1.2 Les méthodes de concentration.

La première étape du diagnostic parasitaire est l'enrichissement, qui consiste à concentrer les œufs ou les larves des parasites. Afin d'augmenter la sensibilité du test de diagnostic.

Les œufs dans de l'eau coulent, donc les fèces sont introduites dans un liquide dont la densité est supérieure à celle des œufs. Alors les œufs vont flotter. On utilise du sulfate de magnésium dont la densité est de 1,28. Cette méthode d'enrichissement permet de poser un diagnostic qualitatif sur l'origine des œufs.

Pour un diagnostic quantitatif, il faudra effectuer un comptage des parasites sur une lame de Mac-master. Le comptage s'effectuera à l'aide d'un microscope optique.

Il est important de noter que le diagnostic parasitaire est rarement réalisé dans les écuries et les élevages. Un test parasitaire coûte entre 10 et 15 euros ce qui représente

approximativement le coût d'un vermifuge. Donc s'il fallait effectuer un test parasitaire puis une vermifugation en fonction des résultats, cela reviendrait à environ 30 euros par vermifugation et par cheval, ce qui représente un coût important à ne pas négliger.

Tableau II : Récapitulatif de la forme larvaire retrouvée dans les crottins.

Classes	Espèces	Formes larvaires dans crottins
Nématodes	<i>Strongylus vulgaris</i>	Œufs
	<i>Cyathostomum</i>	Œufs
	<i>Parascaris equorum</i>	Œufs
	<i>Strongyloides westeri</i>	Larves
	<i>Oxyuris equi</i>	Œufs
	<i>Trichostrongylus axei</i>	Œufs
Cestodes	<i>Anoplocephala sp</i>	Œufs
Arthropodes	<i>Gasterophilus sp</i>	Larves

5 Les mesures de lutte chimique : la vermifugation.

La vermifugation est un procédé qui consiste à administrer au cheval un ou plusieurs principes actifs ayant une activité antiparasitaire. Cette administration se fait par voie orale, dans la majorité des cas, sous forme de seringue pré-remplie de gel ou de pâte, sous forme de comprimé, de poudre et de liquide.

Par l'intermédiaire d'un vétérinaire la vermifugation peut être effectuée à l'aide d'une sonde naso-gastrique permettant d'administrer le principe actif directement dans l'estomac du cheval.

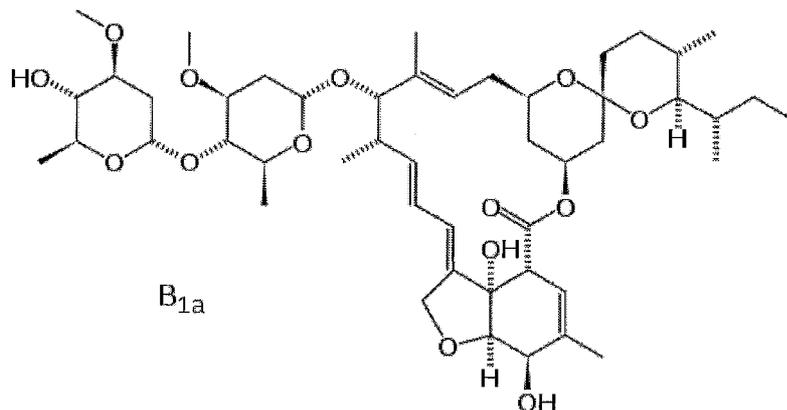
5.1 Les molécules utilisées.

5.1.1 Les lactones macrocycliques.

Les lactones macrocycliques comprennent deux molécules utilisées en tant qu'antiparasitaires équin, il s'agit de l'ivermectine et de la moxidectine.

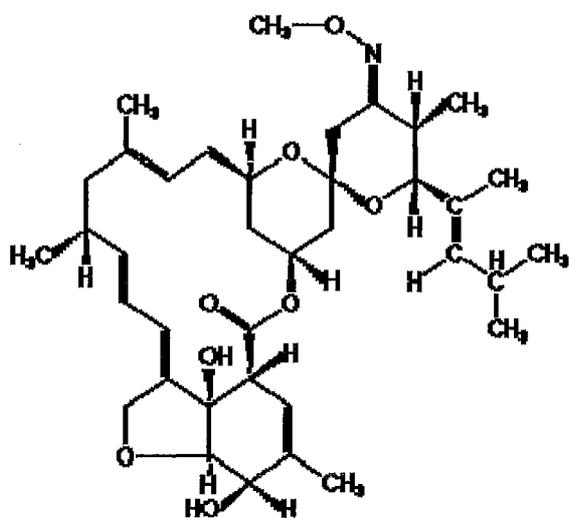
L'ivermectine a été découverte en 1981, elle appartient à la famille des avermectines. Elle dérive de la purification et de la fermentation de *Streptomyces avermitilis* (Burg et col 1979).

Figure n° 36 : formule chimique de l'ivermectine (36).



La moxidectine est une molécule découverte en 1990, elle dérive de *Streptomyces cyanogriseus*, appartenant à la famille des milbemycines.

Figure n°37 : formule chimique de la moxidectine (37).



5.1.1.1 Mécanisme d'action

Les lactones macrocycliques se fixent sur les canaux à chlore, y compris les canaux chlore à médiation GABA. Les lactones macrocycliques agissent comme des agonistes GABA provoquant la libération de GABA au niveau des terminaisons nerveuses présynaptiques du nématode et les jonctions neuromusculaires chez les arthropodes. Ce mécanisme aboutit à la paralysie et la mort des parasites.

5.1.1.2 Spectre d'activité.

La moxidectine et l'ivermectine agissent contre les nématodes de façon plus ou moins efficace. De plus, ces molécules sont actives sur les gastérophiles. Mais la moxidectine et l'ivermectine n'ont aucune action sur les cestodes.

5.1.1.3 Efficacité et toxicité des lactones macrocycliques.

La rémanence des molécules est exprimée par un facteur, le Délai de Réapparition des Œufs (DRO) qui se définit comme l'intervalle de temps compris entre l'administration de l'antihelminthique et la réapparition des œufs dans les fèces de l'hôte.

Le DRO de l'ivermectine est de 8-9 semaines et le DRO de la moxidectine est de 9-12 semaines (Mercier et al 2001).

Cette rémanence détermine le temps pendant lequel la molécule est efficace.

Les lactones macrocycliques ont une efficacité déterminée à :

- 100% sur *Strongylus vulgaris*
- 99% sur *Cyathostominae* sauf sur les larves en hypobiose
- 93% sur *Parascaris equorum*
- 99% sur *Strongyloides westeri*
- 100% sur *Oxyuris equi*
- 99% sur *Trichostrongylus axei*
- 99% sur *Gasterophilus sp*

(Monahan et al 1996).

La posologie de l'ivermectine est de 0,2mg/kg et la moxidectine 0,4mg/kg.

La moxidectine, contrairement à l'ivermectine, est active sur les cyathostomes en hypobiose à hauteur de 90,8%. Cette molécule évite donc la sortie en hypobiose à la fin de l'hiver, responsable de signes cliniques importants chez le cheval (Monahan et al 1995).

La toxicité des molécules est mise en évidence par l'index thérapeutique correspondant à l'intervalle où la concentration est efficace mais non toxique. Plus l'index thérapeutique est grand plus la molécule est considérée comme sûre. Plus l'index thérapeutique est faible plus la dose à administrer doit être précise pour ne pas devenir toxique.

Cet index thérapeutique est de 10 pour l'ivermectine, c'est donc une molécule à fenêtre thérapeutique large alors que la moxidectine possède un index thérapeutique de 5, sa posologie doit donc être bien adaptée.

Enfin, les molécules anti-helminthiques utilisées chez les équidés ont des répercussions sur l'environnement. Les lactones macrocycliques sont en effet très toxiques pour les poissons et la faune aquatique. Il est donc recommandé que le cheval soit gardé au box pendant les deux jours suivants l'administration de ces molécules, pour éviter de polluer l'environnement.

5.1.2 Les Benzimidazoles.

Il existe trois molécules dans la famille des benzimidazoles qui sont utilisées chez les chevaux, il s'agit de l'oxibendazole, du fenbendazole et du mebendazole.

Figure n°38: formule chimique du fenbendazole (38).

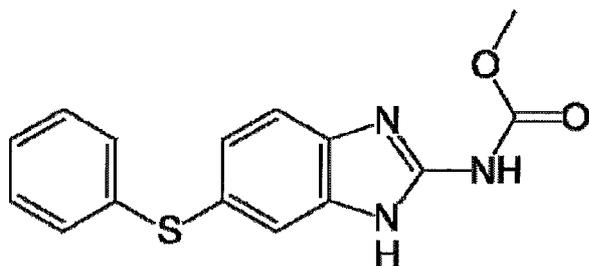


Figure n°39 : formule chimique de l'oxibendazole (39).

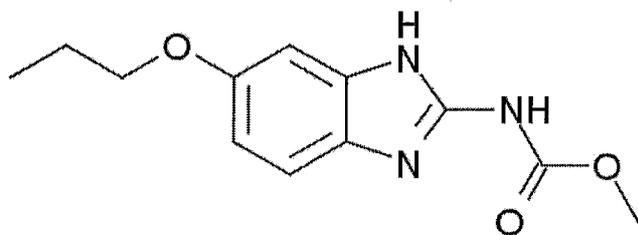
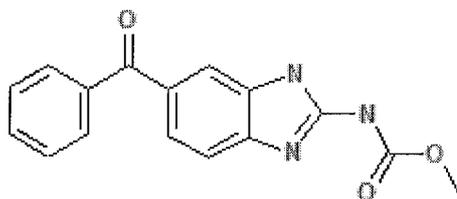


Figure n°40: formule chimique de la mebendazole (40).



5.1.2.1 Les mécanismes d'action.

Ces molécules interfèrent avec le métabolisme énergétique des parasites. En effet, les benzimidazoles se fixent sur les récepteurs β tubuline des nématodes et cestodes, provoquant une inhibition de la formation des microtubules et donc une perte de l'homéostasie.

5.1.2.2 Spectre d'activité.

Les benzimidazoles sont actifs sur les nématodes mais n'ont aucune activité sur les cestodes ni sur les gastérophiles.

5.1.2.3 Efficacité et toxicité des benzimidazoles

Le fenbendazole est efficace, à la dose de 7,5mg/kg pendant 5 jours, sur :

- 92 à 96% sur les larves L3 et L4 en hypobiose des cyathostomes (Duncan et al 1988)
- 97% sur les autres nématodes (Brazil et al 2006).

L'oxibendazole à la posologie de 10 à 15mg/kg et le mebendazole à la posologie de 5 à 10mg/kg, sont efficaces à hauteur de 97% sur les nématodes mais, ne sont pas actifs sur les larves de cyathostomes (Hutchens et al 1999).

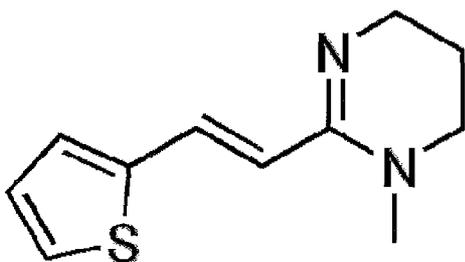
Le fenbendazole a un index thérapeutique de 200 c'est donc une molécule possédant une fenêtre thérapeutique large, il en est de même pour l'oxibendazole qui présente un index thérapeutique de 60.

5.1.3 Les tetrahydropyridines.

Cette famille ne comporte qu'une seule molécule utilisée comme anti-parasitaire équin.

Il s'agit du pyrantel.

Figure n°41: formule chimique du pyrantel (41).



5.1.3.1 Mécanisme d'action.

Le pyrantel est un agoniste des récepteurs à l'acétylcholine des muscles des nématodes et des cestodes, provoquant une paralysie du vers et leur mort.

Le pyrantel est une molécule qui a beaucoup été utilisée depuis les années 70 mais son efficacité ne cesse de diminuer.

5.1.3.2 Spectre d'activité.

Le pyrantel est actif sur les nématodes, peu sur les cyathostomes, et sur les cestodes. Il n'a aucune action sur les gastérophiles.

5.1.3.3 Efficacité et toxicité du Pyrantel.

Le pyrantel à la posologie de 6,6 mg/kg est efficace sur les nématodes à hauteur de 95% mais n'est actif qu'à 28% sur les cyathostomes.

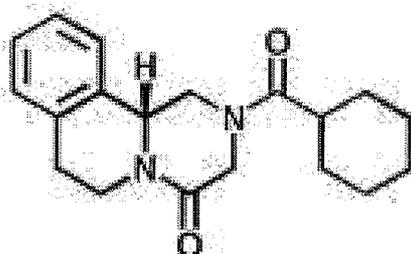
Le pyrantel a une grande efficacité sur les cestodes, 95,5%, à condition de l'administrer à double dose soit, 13,2mg/kg (Renmeyer et al 2006).

Le pyrantel a un index thérapeutique de 20, c'est une molécule à fenêtre thérapeutique large.

5.1.4 Les isoquinoline-pyrosines.

Le praziquantel est la seule molécule utilisée chez le cheval.

Figure n°42: formule chimique du praziquantel (42).



1, Praziquantel (PZQ)

5.1.4.1 Mécanisme d'action.

Le praziquantel provoque chez le cestode une augmentation de la perméabilité membranaire entraînant une perte de calcium et de glucose, provoquant une contraction puis une paralysie des parasites aboutissant à leur mort.

5.1.4.2 Spectre d'activité.

Le praziquantel n'est actif que sur les cestodes. Il n'a aucune action sur les nématodes et les gastérophiles.

5.1.4.3 Efficacité et toxicité du praziquantel.

Le praziquantel n'est actif que sur les cestodes c'est-à-dire *Anoplocephala spp.*

A la posologie de 1,5mg/kg le praziquantel à une efficacité de 100% sur les trois espèces de cestodes retrouvées chez le cheval (Grisi et al 2001).

L'administration du praziquantel à une dose 5 fois supérieure pendant 3 jours n'engendre aucun effet toxique.

5.1.5 Tableau récapitulatif des anti-helminthiques.

Tableau III : Efficacité des molécules sur les helminthes.

	Nématodes	Nématodes Cyathostomes	Cestodes	Gastérophiles	Résistance
Ivermectine	+++	+++ + L3 L4	-	+++	*Risque d'émergence des cyathostomes * résistance de <i>Parascaris equorum</i>
Moxidectine	+++	+++	-	+ à +++	*risque émergence envers cyathostomes *résistance de <i>Parascaris equorum</i>
Fenbendazole	++	+++	-	-	-
Oxibendazole	+++	++	-	-	-
Mebendazole	+++	+	-	-	-
Pyrantel	+++	+	+++	-	*++ aux cyathostomes
Praziquantel	-	-	+++	-	-

5.1.6 Effets indésirables des antiparasitaires.

Lorsque le cheval est fortement infesté par des helminthes, l'administration des vermifuges va provoquer une mort massive des parasites et peut ainsi entraîner des effets indésirables tels que des coliques modérées et transitoires ainsi que des fèces molles.

De plus, d'autres effets indésirables tels qu'un gonflement des lèvres et de la langue ainsi qu'une salivation exagérée peuvent être observés après administration de ces spécialités.

5.2 Les spécialités et leur coût.

Toutes les spécialités contenant une molécule antiparasitaire pour le cheval font parties de la liste II des médicaments.

Tableau IV : Utilisation et coût des spécialités anti-parasitaires chez le cheval.

Spécialité	Utilisation chez les poulinières	Utilisation chez les poulains	Utilisation chez l'étalon reproducteur	Principe actif	Coût approximatif et nombre de kg pouvant être traité avec 1 unité.
Eqvalan®	oui	oui	oui	ivermectine	15€ 600kg
Eraquell®	oui	oui	oui	ivermectine	13€ 700kg
Noromectin®	oui	oui	oui	ivermectine	10€ 700kg
Horsipac®	oui	oui	oui	ivermectine	16€ 600kg
Bimectin®	oui	oui	oui	ivermectine	10€ 600kg
Furexel®	oui	oui	oui	ivermectine	16€ 600kg
Eqvalan duo®	Après 3 mois de gestation	A partir de 2 mois	Non (pas d'étude)	ivermectine praziquantel	24€ 600kg
Furexel combi®				ivermectine praziquantel	23€ 600kg
Equimax®	oui	A partir de 2 semaines	oui	ivermectine praziquantel	25€ 700kg
Equest®	oui	A partir de 4 mois	oui	moxidectine	17€ 575kg
Equest pramox®	non	A partir de 4 mois	oui	moxidectine praziquantel	23€ 575kg
Tenivalan®	Pas d'étude=> éviter	A partir de 2 mois	oui	praziquantel	22€ 600kg
Strongid®	oui	A partir de 2 mois	oui	pyrantel	15€ 600kg
Exodus®	oui	A partir de 2 mois	oui	pyrantel	10€ 700kg
Panacur®	oui	oui	oui	fenbendazole	17€ 600kg
Telmin®	oui	oui	oui	mebendazole	12€ 500kg
Equiminthe®	oui	A partir de 2 mois	oui	oxibendazole	10€ 500kg
Vermequine®	Oui	Oui	Oui	oxibendazole	10€ 700kg

[35]

5.3 Quand et Comment administrer le vermifuge ?

5.3.1 La vermifugation par voie orale.

Le choix du jour et du moment de la journée où le vermifuge va être administré est important.

Tout d'abord le jour, il est important de vermifuger son cheval environ 48 heures avant que le box soit vidé entièrement et désinfecté au Cresyl®. En effet, c'est dans les 48 premières heures que le plus grand nombre de vers va être éjecté suite au traitement chimique. Il est donc important que ces éjections soient évacuées et que le box soit désinfecté pour éviter toute re-contamination du cheval. De plus, le cheval doit rester au box pendant ces 48 heures pour éviter la contamination des prés.

Ensuite, le moment de la journée le plus propice est dans la matinée. En effet, le pic de concentration plasmatique étant en moyenne de 6h, il est intéressant que le cheval puisse être surveillé pendant cette période, au cas où le cheval soit allergique au principe actif administré, ou alors que la mort d'un trop grand nombre de vers provoque des troubles cliniques.

S'il s'agit d'administrer une pâte ou un gel il vaut mieux éviter l'administration d'un repas après la vermifugation pour éviter tout problème de déglutition.

L'administration du vermifuge doit s'effectuer dans un endroit calme comme le box.

Pour les seringues de gel ou de pâte :

- retirer tout aliment de la bouche du cheval
- bloquer la roulette correspondant à la dose à administrer
- insérer la seringue au niveau de la commissure des lèvres et positionner le bout de la seringue vers le milieu de la langue le plus au fond possible
- garder la tête du cheval relevé pour éviter toute perte de produit

Pour les poudres, il suffit de mélanger la poudre à l'alimentation et de veiller à l'ingurgitation de la totalité de la ration.

Pour les liquides, l'administration peut se faire directement dans la bouche à l'aide d'une seringue en respectant le même mode d'emploi que pour l'utilisation des gels et pâtes. Le liquide peut aussi être administré avec la ration du cheval.

Pour les comprimés, ils peuvent être donnés directement au cheval ou être administrés avec la ration.

5.3.2 Vermifugation par sondage.

La vermifugation par sondage consiste à administrer les principes actifs par le biais d'une sonde naso-gastrique directement dans l'estomac du cheval.

Les avantages de la vermifugation par sondage :

- pas d'effets indésirables locaux tels que gonflement des lèvres et de la langue car pas de contact direct avec les molécules.
- pas de perte de produits car la substance active est administrée directement dans l'estomac, il en découle donc un risque inexistant de sous dosage à cause d'une perte de produit.

Cependant il y a des inconvénients :

- intervention désagréable pour le cheval.
- obligation de faire pratiquer cette intervention par un vétérinaire, donc vermifugation moins pratique et plus coûteuse.
- possibilités d'effets indésirables, conséquences directes de la mise en place de la sonde naso-gastrique: irritations de la muqueuse et saignements.

Le sondage utilise les mêmes spécialités que la vermifugation par voie orale.

Cette technique est très peu utilisée en France, elle sera conseillée pour les chevaux ayant l'habitude de recracher le vermifuge par voie orale.

5.4 Calendrier de vermifugation du cheval en fonction de son âge et de son mode de vie.

5.4.1 Le poulain.

Le poulain se contamine rapidement :

- par *Strongyloides westeri* par l'intermédiaire du lait maternel ou par passage transcutané,
- par *Parascaris equorum*, avec une prévalence de 46%.

Les autres vers sont présents mais leur importance est moindre.

Le sevrage se faisant vers l'âge de six mois le poulain devra être vermifugé juste avant celui-ci.

Figure n°43 : calendrier de vermifugation d'un poulain né par exemple en avril et sevré en septembre (43).

Mois	J	F	Mars	A	Mai	J	Juillet	A	Septembre	O	Novembre	D
vers ciblés			Nématodes Gastérophiles		Nématodes Gastérophiles		Nématodes Gastérophiles Cestodes		Nématodes Gastérophiles		Nématodes dont cyathostomes+++ Gastérophiles Cestodes	

5.4.2 Le jeune cheval de moins de 2 ans.

Le jeune cheval de moins de 2 ans est particulièrement infesté par :

- par les cestodes, prévalence de 81% pour cette tranche d'âge.
- par *Strongylus vulgaris*, prévalence de 24,5%.
- par les gastérophiles, 34% des jeunes chevaux atteints.
- par les cyathostomes de façon plus importante que les autres classes d'âge.
- par *Prascaris equorum* avec 10% de prévalence.

Figure n°44 : calendrier de vermifugation d'un jeune cheval (44).

Mois	J	F	Mars	A	M	Juin	J	A	Septembre	O	Novembre	D
vers ciblés			Nématodes Gasterophiles			Nématodes Gasterophiles Cestodes			Nématodes Gasterophiles		Nématodes dont cyathostomes+++ Gasterophiles Cestodes	

5.4.3 Les chevaux adultes au pré et de sport.

Les chevaux adultes sont très infestés par les cyathostomes qui possèdent un cycle en hypobiose nécessitant la prise d'anti-helminthique. Cette administration doit s'effectuer soit au début de l'hiver correspondant au moment où les parasites entrent en hypobiose, soit à la fin de l'hypobiose avant la sortie massive des parasites de l'hypobiose.

Les chevaux adultes sont fortement infestés :

- par les cyathostomes
- par *Oxyuris equi*
- par les gastérophiles, à hauteur de 35%.
- par les cestodes, notamment les chevaux de plus de 15 ans avec 67% de prévalence.

Figure n°45 : calendrier de vermifugation du cheval au pré et du cheval de sport (45).

Mois	J	F	Mars	A	M	Juin	J	A	Septembre	O	Novembre	D
Vers ciblés			Nématodes Gastérophiles			Nématodes Gastérophiles Cestodes			Nématodes Gastérophiles		Nématodes Dont cyathostomes+++ Gastérophiles Cestodes	

5.4.4 Les poulinières.

La poulinière peut transmettre les vers de *Strongyloides westeri* par le biais de son lait. Donc il faut traiter la poulinière contre ce parasite, c'est pour cela qu'une vermifugation doit avoir lieu environ un mois avant le terme. Etant donné que la vermifugation n'est pas efficace à 100% et que la période prépatente est courte (4-10jours) la poulinière peut être encore contaminée et infester son poulain donc une vermifugation aura lieu dans les quinze jours suivant la naissance du poulain, la mère et le poulain seront vermifugés à ce moment-là. La poulinière est infestée par les mêmes vers que les chevaux de box ou de pré donc, le calendrier de vermifugation est semblable.

Le calendrier de vermifugation diffère peu des chevaux adultes, seule une vermifugation 1 mois avant le poulinage sera ajoutée ainsi qu'une vermifugation dans le mois après la naissance en même temps que le poulain.

Figure n°46 : calendrier de vermifugation d'une poulinière mettant bas en Avril ⁽⁴⁶⁾.

Mois	J	F	Mars	Avril	M	Juin	J	A	Septembre	O	Novembre	D
vers ciblés			Nématodes <i>Strongyloides westeri</i> +++ Gastérophiles	Nématodes Gastérophiles		Nématodes Gastérophiles Cestodes			Nématodes Gastérophiles		Nématodes dont cyathostomes+++ Gastérophiles Cestodes	

5.5 Généralités sur l'utilisation des antihelminthiques.

Le changement de classe d'anti-helminthes à chaque traitement, appelé rotation rapide ne semble pas provoquer un ralentissement du développement des résistances, au contraire, il serait un accélérateur du développement des résistances à plusieurs molécules en même temps (Kaplan 2004).

Il est donc recommandé de procéder à une rotation dite lente, en utilisant une molécule, par exemple Ivermectine, pendant une année en lui associant d'autres molécules comme le praziquantel pour traiter les cestodes, et une fois par an la moxidectine ou le febendazole pour traiter les larves L3 L4 de cyathostomes. L'année suivante la molécule de base doit être changée.

Le calendrier d'un cheval au box pour une année peut être le suivant :

Mois	J	F	Mars	A	M	Juin	J	A	Septembre	O	Novembre	D	
Vers ciblés			Nématodes Gastérophiles			Nématodes Gastérophiles Cestodes			Nématodes Gastérophiles		Nématodes Cyathostomes+++ Gastérophiles Cestodes		
Molécules			Ivermectine			Ivermectine +Praziquantel			Ivermectine		Moxidectine + Praziquantel		

6 Délivrance de produits vétérinaires.

La délivrance de produits vétérinaires peut nécessiter ou non la présentation d'une ordonnance rédigée par un vétérinaire. Dans le cas de la vermifugation du cheval, tous les vermifuges font partie de la liste II, sauf le Strongid® qui n'est pas listé, et nécessitent donc la présentation d'une ordonnance.

6.1 Comment disposer d'une ordonnance ?

L'ordonnance est délivrée :

- soit après un examen clinique de l'animal à l'occasion d'une visite ou d'une consultation chez le vétérinaire,
- soit sans examen clinique dans le cadre d'un Bilan Sanitaire d'Elevage (BSE),
 - à l'issue de l'élaboration du protocole de soins,
 - à l'occasion d'une visite de suivi du protocole de soins,
 - au cabinet du vétérinaire.

Il est à noter que dans le cas des vermifuges équins, il est très rare qu'un vétérinaire établisse une ordonnance. Ce non respect de l'obligation de prescription, engendre la délivrance de produits en dehors des règles attenantes aux produits de liste I et II.

6.2 Personnes habilitées à délivrer et renouveler les médicaments vétérinaires.

Le propriétaire de l'animal choisit librement le professionnel qui délivrera son ordonnance. Il a le choix entre :

- le pharmacien d'officine,
- le vétérinaire ayant rédigé l'ordonnance,
- le groupement de producteurs (uniquement pour les médicaments inscrits sur le Programme Sanitaire d'Elevage, PSE, prescrits par le vétérinaire du groupement).

Les ordonnances de médicaments dits « dérogatoires » utilisés en préventif pourront faire l'objet d'un renouvellement pendant une durée d'un an pour le même animal.

Les médicaments dérogatoires sont :

- antiparasitaires externes
- antiparasitaires internes (forme orale, forme injectable)
- vaccins et sérums
- anticoccidiens
- insecticides
- antihémorragiques
- médicament de la maîtrise de la reproduction
- vitamines et oligoéléments
- aspirine

6.3 Formalités de délivrance de produits vétérinaires

Un vétérinaire n'a pas le droit de tenir une officine ouverte, c'est-à-dire de délivrer un médicament soumis ou non à prescription obligatoire dans les deux cas suivants, article R.5141-112-1 du CSP :

- à un animal ou à plusieurs animaux auxquels il ne donne pas personnellement ses soins ou dont il n'assure pas la surveillance sanitaire et les soins réguliers,
- à des animaux auxquels il donne personnellement des soins ou dont il assure régulièrement la surveillance sanitaire et les soins si ce médicament est dépourvu de tout lien avec ces soins et cette surveillance.

L'ordonnance doit obligatoirement comporter les mentions suivantes :

1. Les noms, prénom et adresse du vétérinaire, son numéro national d'inscription au tableau de l'Ordre lorsqu'il est tenu de s'y inscrire et sa signature.
2. Les noms, prénom ou la raison sociale et l'adresse du détenteur des animaux.

3. La date de la prescription.
4. L'identification des animaux : l'espèce ainsi que l'âge et le sexe, le nom ou le numéro d'identification de l'animal ou tout moyen d'identification du lot d'animaux.
5. La dénomination ou la formule du médicament vétérinaire.
6. La posologie, la quantité prescrite et la durée du traitement.
7. La voie d'administration et, le cas échéant, le point d'injection ou d'implantation.
8. Le temps d'attente, même s'il est égal à zéro, des médicaments lorsque les chevaux sont destinés à la boucherie.

Lorsque la prescription est possible hors examen clinique immédiat, dans le cadre d'un protocole de soins, la rédaction de l'ordonnance est soumise aux mêmes règles, mais il faut mentionner également la date de la dernière visite dans l'élevage.

Il est à noter que les ordonnances doivent être conservées pendant 5 ans par le propriétaire de l'animal ; leurs doubles, ou leurs retranscriptions sur un ordonnancier, doivent être conservés pendant 10 ans par le vétérinaire ou le pharmacien

Lors de la délivrance ou du renouvellement de délivrance, doivent être portées sur le document conservé par le vétérinaire ou le pharmacien (double d'ordonnance, ordonnancier, ou support informatique autorisé), si elles n'y figurent pas déjà, les mentions suivantes :

- Un numéro d'ordre d'enregistrement (le numéro d'inscription au registre ou duplicata d'ordonnance numérotée).
- Les nom, prénom ou raison sociale et adresse du détenteur des animaux, ou la mention « usage professionnel ».
- La dénomination ou la formule du médicament.
- La quantité délivrée
- Le nom du prescripteur
- La date de la délivrance
- Le numéro de lot de fabrication des médicaments délivrés. (les médicaments administrés par le vétérinaire lui-même, sont dispensés de cette obligation).

- La mention : « médicaments remis par... » avec indication de l'intermédiaire qui remet les médicaments, s'il y a lieu.

7 La résistance aux antihelminthiques.

7.1 Définitions.

La **chimiorésistance** est définie comme suit par l'OMS « une population chimiorésistante est une population de parasites ayant génétiquement acquis la capacité de résister à des concentrations d'antiparasitaires habituellement létales pour des individus de cette espèce ».

La chimiorésistance peut être de différents types :

-**résistance simple** : le parasite est résistant à une seule molécule

-**résistance de famille** : le parasite est résistant à un groupe de molécule ayant le même mécanisme d'action

-**résistance multiple** : le parasite résiste à des molécules ayant des mécanismes d'action différents.

Il ne faut pas confondre la résistance, de la pseudo-résistance. Cette dernière étant définie par des vers qui à un moment précis de leur cycle sont insensibles à la vermifugation. C'est le cas par exemple des larves de cyathostomes enkystées ainsi que les larves d'*Ascaris* se trouvant au niveau pulmonaire.

Il existe de nombreuses causes à l'émergence de chimiorésistance :

- l'augmentation des capacités de détoxification par le parasite lui-même
- la modification quantitative ou qualitative des récepteurs aux anti-parasitaires,
- la fréquence d'utilisation des antiparasitaires: plus la fréquence est importante plus la pression de sélection de souches chimiorésistantes est importante,
- le choix de la dose, les sous dosages « légers » correspondant à l'administration minimum de 50% de la dose létale permettent la survie des parasites porteurs d'allèles résistants. Alors que le sous dosage « massif » dose très inférieure à 50% de la dose létale ne sélectionne pas les souches chimiorésistantes car laisse en vie les souches chimiosensibles.

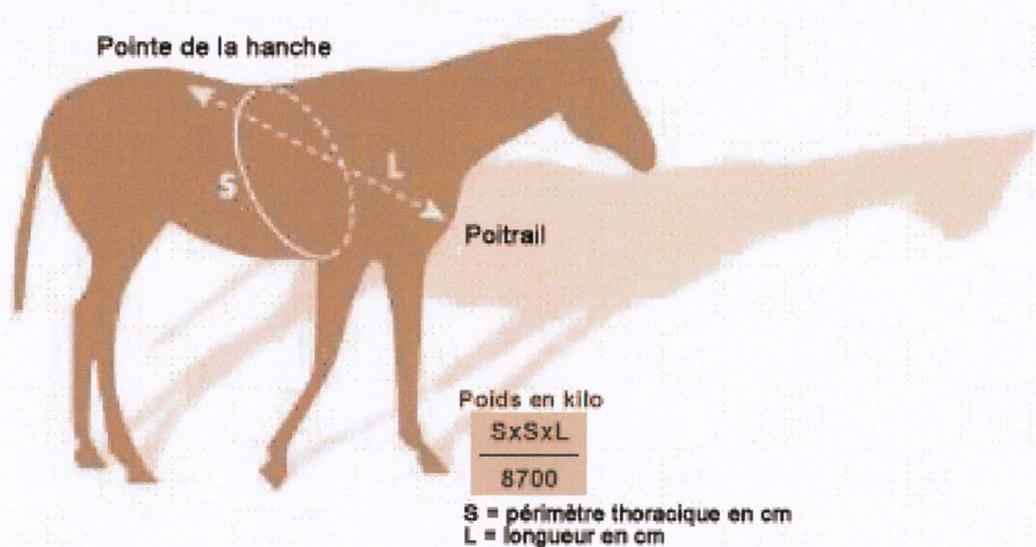
Comment évaluer le poids de son cheval ?

La meilleure solution est de peser son cheval sur une balance appropriée, cependant l'accès à ces machines n'est pas facile. Une seconde solution est utilisée, utilisant la mesure et le calcul.

$$\text{Poids} = \frac{S \times S \times L}{8700}$$

avec S= diamètre thoracique du cheval en cm
L= longueur en cm

Evaluation du poids de l'animal



7.2 Les molécules concernées par le phénomène de résistance.

7.2.1 Les benzimidazoles.

La résistance des parasites aux molécules de la famille des benzimidazoles est connue depuis les années 60. Toutes les études ont montrées qu'il s'agissait d'une résistance à la famille.

Cependant, une résistance importante est constatée vis-à-vis des cyathostomes. En effet une étude a montré que le pourcentage de réduction des œufs dans les fèces, après administration

d'un benzimidazole, était compris dans un intervalle de 0 à 73% ce qui reste très inférieur au 95% qui est la limite pour considérer une résistance des vers au traitement (Boukhaboul et al 2006).

7.2.2 Le pyrantel.

Le pourcentage de réduction des œufs de cyathostomes par le pyrantel n'est que de 28%.

Cela met en évidence une grande résistance des cyathostomes vis-à-vis du pyrantel (Brazil et al 2006).

7.2.3 Les lactones macrocycliques.

Aujourd'hui aucune résistance à l'ivermectine et à la moxidectine n'a été mise en évidence de façon certaine. Cependant, une résistance est suspectée vis-à-vis de *Parascaris equorum*. En effet, l'étude de Boersema en 2002 a mis en évidence la présence d'ascaridés chez 26 chevaux traités régulièrement par des lactones macrocycliques (Boersema et al 2002).

L'efficacité de l'ivermectine et de la moxidectine est équivalente. Cependant, la moxidectine a une action sur les larves de cyathostomes en hypobiose, contrairement à l'ivermectine. Cette non action de l'ivermectine n'est pas un inconvénient. En effet les larves en hypobiose ne sont alors pas soumises à la pression de sélection de résistance par l'ivermectine. L'ivermectine préserve la population en hypobiose des cyathostomes alors que la moxidectine réduit cette population et par conséquent pourrait augmenter la sélection de formes résistantes.

De plus, la persistance plasmatique prolongée de la moxidectine peut aussi induire la sélection de cyathostomes résistants pendant la période de concentration sub-optimale (Loves 2003).

Les lactones macrocycliques représentent la seule famille chimique pour laquelle une résistance n'a pas encore été prouvée compte tenu de leur mise sur le marché récente, cependant, il faut être très vigilant car l'expérience des autres familles chimiques laisse percevoir la possibilité d'une résistance qui apparaîtra avec l'utilisation de cette famille.

7.3 Les mécanismes de résistance.

Le mécanisme de résistance est dû à la présence des complexes protéiques transmembranaires avec une activité de pompe ATP dépendante, les P-gp. Elles permettent le rejet extra-cellulaire de composés considérés comme “toxiques” par le métabolisme cellulaire. La chimorésistance aux lactones macrocycliques est due à la modification des récepteurs L glutamate aux lactones, (Hejmadi et al 2000), mais aussi à une détoxification enzymatique de ces lactones. En effet, l’action des P-gp, P- glycoprotéines ou des Multi Drug Resistance (MDR) a largement été démontrée [53].

7.4 Diagnostic de résistance.

7.4.1 Test in vivo

7.4.1.1 Coproscopie : test de réduction des œufs au niveau fécale (Fecal Egg Count Reduction Test).

Le test de coproscopie ne s’effectue que sur les crottins.

Ce test consiste à compter le nombre d’œufs présents par gramme de crottins (opg) avant le traitement par antihelminthique (ttt) et 10 à 14 jours après le traitement (J). Le calcul est le suivant :

$$\% \text{ de réduction fécale des œufs} = \frac{\text{opg avant ttt} - \text{opg à J+10}}{\text{opg avant traitement}} \times 100$$

Le délai entre les deux examens coprologiques doit être supérieur à 10 jours car l’administration d’un antiparasitaire entraîne l’arrêt de ponte des femelles qu’elles soient sensibles ou non à la molécule. Donc si l’examen est effectué pendant cette période, cela pourra mettre en évidence une apparente efficacité du traitement. Au-delà de 10 jours il peut y avoir une nouvelle ré-infestation (Hamet 2007).

Ce test est un test rapide, peu coûteux, mais pas exact car le nombre d'œufs n'est pas proportionnel au nombre d'adultes (Wolstenholme et al 2004).

Certaines espèces sont plus prolifiques que d'autres, donc la diminution importante du nombre d'œufs d'une espèce peut masquer la résistance d'une autre espèce à la molécule testée.

Une étude de Lyons et al en 2000, a mis en évidence que les résultats du test de réduction des œufs au niveau fécale révélaient une efficacité moins importante de la molécule que celle quantifiée par les bilans parasitaires. Les auteurs mettent en évidence la présence de faux positifs dans le diagnostic de résistance par coproscopie.

Enfin, la difficulté de ce test est la détermination d'un seuil d'efficacité sous lequel la molécule est jugée inefficace et la souche déclarée résistante. D'après Crawen et Al en 1995, le seuil d'efficacité des molécules avec ce test est de 95%. Cependant, la présence de souche résistante n'est pas à exclure malgré une efficacité de la molécule supérieure au seuil [42].

Le test de réduction fécale ne permet pas de déterminer avec certitude la présence de souche résistante mais simplement d'en soupçonner la présence. Des tests complémentaires doivent être faits.

7.4.1.2 Les bilans parasitaires.

Le test de contrôle est une étude utilisant une infestation artificielle, puis il y a séparation des animaux en deux groupes, un groupe témoin et un groupe qui reçoit un traitement. Deux semaines plus tard, les chevaux sont autopsiés et les parasites sont identifiés et dénombrés. L'efficacité de la molécule est déterminée par la comparaison entre, le nombre de parasites retrouvés dans l'intestin, dans le groupe témoin et le nombre de parasites dans le groupe traité. Le pourcentage d'efficacité est calculé de la sorte :

$$E(\%) = \frac{\text{Moyenne du nombre de vers du témoin} - \text{moyenne du nombre de vers du traité}}{\text{Moyenne du nombre de vers du témoin}} \times 100$$

Le test critique consiste à isoler chaque cheval et le traiter avec une molécule. L'infestation est naturelle. Les fèces sont récoltées pendant 7 jours et, le 7ème jour le cheval est autopsié. On considère la charge parasitaire du cheval comme étant égale au nombre de parasites récoltés dans les fèces ajouté au nombre de parasites découverts à l'autopsie. L'efficacité de la molécule est calculée de la manière suivante :

$$E(\%) = \frac{\text{Nombre de parasites dans les fèces}}{\text{Nombre de parasites dans les fèces} + \text{nombre de parasites découverts à l'autopsie}} \times 100$$

Un des inconvénients du test, est le fait que les gastérophiles peuvent être partiellement digérés avant d'arriver dans les fèces donc ils sont difficiles à trouver et à identifier.

Les bilans parasitaires sont des tests très coûteux et éthiquement douteux. Les tests in vitro seront préférés (Briggs et al 2004).

7.4.2 Test in vitro.

Tous les tests in vitro consistent à mettre en contact des œufs, larves et adultes avec des concentrations croissantes d'une molécule pour construire une courbe dose effet qui déterminera la DL50 de la population étudiée envers la molécule testée.

7.4.2.1 Test d'éclosion des œufs (Egg Hatch Assay).

Le principe est d'incuber des œufs avec différentes concentrations de principe actif afin de déterminer la dose qui conduit à une réduction de l'éclosion des œufs de 50% (DL50). Technique très fiable et sensible qui est la plus utilisée chez le cheval et dont le principal problème est de se procurer des œufs et de les transporter (Taylor et al 1989).

7.4.2.2 Test de développement des larves (Larval Development Test)

Dans ce test les larves L1 sont mises en culture avec différentes concentrations de principe actif et la variable mesurée est le pourcentage de larves atteignant le stade L3 après 7 jours à 27°C.

Ce test est très sensible et très utilisé [45]. Un kit est sur le marché comprenant une microplaque imprégnée d'antiparasitaire dans laquelle sont déposées les larves issues des fèces.

7.4.2.3 Test de liaison à la tubuline (Tubulin Binding Assay).

Test pour mettre en évidence la résistance aux benzimidazolés. La résistance est acquise par un défaut de fixation de la tubuline parasitaire aux benzimidazoles. Cette propriété sera mise en évidence par ce test en mesurant la liaison de la tubuline à des benzimidazolés tritiés. Test fiable, reproductible et sensible (Lacey et al 1988).

7.5 Les mesures de lutte sanitaire : la gestion des pâtures et des boxes.

7.5.1 La gestion des pâtures et des boxes.

La gestion des pâtures est aussi importante que la vermifugation. Plus de 90% des éléments parasitaires se trouvent dans le milieu extérieur. Il est donc indispensable d'associer la gestion de l'environnement au traitement chimique.

La présence de crottins est la première source de contamination par les parasites. Il est donc nécessaire de retirer les crottins des pâtures au minimum deux fois par semaine. Les crottins présents dans le box devraient être retirés tous les jours et une désinfection au Cresyl® doit être effectuée une fois par semaine au minimum (Peregrine 2005).

Il est possible de herser et de faucher les pâtures lorsque le temps est chaud et sec cela permet d'exposer les larves à des conditions climatiques défavorables. Cependant, à ne faire que

lorsqu'il n'y a pas de chevaux sur la pâture et que lorsque les conditions climatiques sont adéquates, autrement l'effet inverse serait à prévoir (Peregrine 2005).

Il est intéressant de rependre de la chaux sur les terrains hersés. En effet une étude a montré une diminution de 90% des larves de cyathostomes sur la terre après un tel traitement des sols (Hamet N. 2007).

Il faut éviter un surpâturage c'est-à-dire mettre trop de chevaux sur le même terrain conduisant à une augmentation du nombre de déjections et donc une infestation parasitaire augmentée. De plus, les chevaux mangeront donc plus les herbes se trouvant autour des déjections. La densité recommandée est d'un cheval par hectare (Peregrine 2006).

L'alternance des espèces animales sur les mêmes pâtures est intéressante. En effet, les parasites spécifiques des chevaux n'affectent pas les ruminants (ovins, bovins). Les ruminants ingèrent ces parasites mais ceux-ci ne peuvent se développer ce qui détruit le cycle parasitaire (Peregrine 2006).

7.5.2 Conduite de l'élevage.

Dans les élevages il est important de séparer les classes d'âge des chevaux car ils n'ont pas le même programme de vermifugation, par exemple de cette manière :

- poulinières et leurs poulains
- poulains sevrés jusqu'à 2 ans
- chevaux adultes de plus de 2 ans.

De même, il ne faut pas nourrir les chevaux à même le sol afin d'éviter une ré-infestation rapide et facile des chevaux. La nourriture doit être administrée dans des mangeoires nettoyées et désinfectées régulièrement de même pour les abreuvoirs qui doivent être débarrassés de toute contamination fécale.

Enfin concernant les gastérophiles, les œufs déposés sur le pelage doivent être retirés afin de limiter le risque d'infestation buccale du cheval par le parasite.

7.5.3 Résumé de la gestion de l'environnement.

A ne pas faire	<ul style="list-style-type: none">-ne pas épandre le fumier dans les champs (sauf si climat chaud et sec)-ne pas mélanger les âges de chevaux-ne pas étaler les crottins-ne pas mettre un nouveau cheval au pré sans qu'il n'ait été vermifugé dans les 48h précédentes-ne pas mettre au pré un cheval venant d'être vermifugé mais attendre 48h
A faire	<ul style="list-style-type: none">-ramasser les crottins dans les prés 2 fois par semaine-ramasser les crottins dans le box tous les jours-herser et épandre de la chaux dans les prés-faire des lots de chevaux en fonction de l'âge- respecter la proportion 1 cheval/hectare

8 Etude des calendriers de vermifugation de chevaux d'un haras en Normandie.

Pour mettre en évidence l'importance de respecter un calendrier de vermifugation adéquat, j'ai effectué une étude critique des plans de vermifugation d'un élevage de chevaux en Normandie dans la Manche. C'est un élevage de poneys et chevaux destinés à la compétition. Le haras dispose de 35 hectares de prairie et d'une trentaine de boxes.

Pour cela on classe les chevaux en trois catégories. Les poulinières tout d'abord constituées de sept éléments ayant pouliné au cours de l'année 2010. Ces chevaux vivent au pré toute l'année. Ensuite, les chevaux de moins de deux ans représentent quinze éléments qui vivent au pré toute l'année sauf pendant l'hiver, saison pendant laquelle ils se trouvent dans des

stabulations. Enfin, les chevaux de sport correspondent aux chevaux adultes vivant au box toute l'année et allant à la belle saison au paddock quelques heures par jour et aux chevaux à la retraite, vivant au pré essentiellement. Cette catégorie représente vingt-deux équidés. De plus, l'élevage a calculé le poids de ses chevaux, donc on élimine le facteur sous dosage en antiparasitaires.

8.1.1 Les poulinières.

Comme vu précédemment, la vermifugation des poulinières a comme distinction la nécessité d'effectuer un vermifuge un mois avant la mise bas pour protéger le poulain d'une éventuelle infestation mais aussi la vermifugation dans le mois suivant la naissance du poulain.

A/Calendrier de vermifugation de deux poulinières ayant pouliné fin Avril 2010 dans l'élevage en Normandie.

Mois	Décembre	J	F	M	Avril	Mai	J	Juillet	A	Septembre	O	N
	2009											
Spécialité	Noromectin®				Equest®	Equest®		Noromectin®		Noromectin®		
P.A.	ivermectine				moxidectine	moxidectine		ivermectine		ivermectine		

B/Calendrier de vermifugation d'une poulinière ayant pouliné fin mai 2010 dans l'élevage en Normandie.

Mois	Décembre	J	F	M	Avril	M	Juin	Juillet	A	Septembre	O	N
	2009											
Spécialité	Noromectin®				Equest®		Equest®	Noromectin®		Noromectin®		
P.A.	Ivermectine				Moxidectine		Moxidectine	Ivermectine		Ivermectine		

C/Calendrier de vermifugation d'une poulinière ayant pouliné début Aout 2010 dans l'élevage en Normandie.

Mois	Décembre	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
	2009											
Spécialité	Noromectin®				Equest®			Noromectin®		Noromectin®		
P.A.	Ivermectine				Moxidectine			Ivermectine		Ivermectine		

D/Calendrier de vermifugation de trois poulinières mettant bas en juin 2010 dans l'élevage en Normandie.

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Noromectin®				Equest®			Equest®		Noromectin®		
P.A.	Ivermectine				Moxidectine			Moxidectine		Ivermectine		

Tout d'abord les points justes de ces calendriers de vermifugation :

- respect du traitement un mois avant la mise bas sauf pour calendrier C.
- respect du traitement dans le mois suivant la mise bas,
- utilisation de principe actif inoffensif en cas de gestation et de lactation.
- traitement par moxidectine effectué en avril est une bonne alternative pour rompre le cycle des cyathostomes. En effet il est recommandé d'administrer Moxidectine + praziquantel en Novembre cependant cette spécialité ne peut être administrée à une poulinière mais il faut quand même rompre le cycle des cyathostome soit en début d'hiver (Novembre) ce qui est conseillé soit, en début de printemps en deuxième solution.

Ensuite les points erronés de ces calendriers :

- pas de traitement mis en place contre les cestodes => proposer l'utilisation d'Equimax® ayant une innocuité chez les juments gestantes. Ou alors Eqvalan duo ® après trois mois de gestation.
- utilisation simultanée à un mois d'intervalle de l'Equest®. La moxidectine est une molécule ayant la plus forte rémanence chez le cheval. Cependant elle reste longtemps à des doses sub-optimale et provoque ainsi la formation de nématodes résistants. Donc l'utilisation de la moxidectine doit être limitée.

Je propose un autre calendrier de vermifugation pour ces poulinières ayant mis bas fin avril.

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	Mai	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equimax® ou Eqvalan duo®				Equest®	Noromectin® Eqvalan® Eraquell® Horsipac®		Equimax®		Noromectin® Eraquell® Eqvalan® Horsipac®		
P.A.	Ivermectine + Praziquantel				Moxidectine	Ivermectine		Ivermectine + Praziquantel		ivermectine		

Je propose ce calendrier pour une poulinière mettant bas en fin mai.

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	Juin	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equimax® Eqvalan duo®				Equest®		Noromectin®	Equimax®		Noromectin®		
P.A.	Ivermectine + Praziquantel				Moxidectine		Ivermectine	Ivermectine + Praziquantel		Ivermectine		

Je conseillerai le calendrier suivant pour une poulinière mettant bas en aout.

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equimax® Eqvalan duo®				Equest®			Equimax®		Noromectin® Eqvalan® Eraquell® Horsipac®		
P.A.	Ivermectine + Praziquantel				Moxidectine			Ivermectine + Praziquantel		Ivermectine		

Je propose donc le calendrier suivant pour une poulinière mettant bas en Juin.

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	Mai	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equimax® Eqvalan duo®				Equest®	Eqvalan® Horsipac® Dimectine®...		Equimax®		Bimectin® Eraquall® Noromectin®...		
P.A.	Ivermectine + praziquantel				Moxidectine	Ivermectine		Ivermectine + Praziquantel		Ivermectine		

8.1.2 Chevaux de moins de 2 ans.

Pour les chevaux de moins de deux ans, il y a quatre calendriers différents pour 15 éléments.

A/ Calendrier mise en place pour 5 chevaux de l'élevage de Normandie.

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equest pramox®				Noromectin®			Equest®		Equest pramox®		
P.A.	Moxidectine + Praziquantel				Ivermectine			Moxidectine		Moxidectine + Praziquantel		

B/ Calendrier mis en place pour 6 chevaux dans l'élevage de Normandie :

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Noromectin®				Equimax®					Equest pramox®		
P.A.	Ivermectine				Ivermectine + Praziquantel					Moxidectine + Praziquantel		

C/ Calendrier mis en place pour deux chevaux de moins de deux ans de l'élevage :

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equest pramox®				Equimax®					Equest Pramox®		
P.A.	Moxidectine + Praziquantel				Ivermectine + Praziquantel					Moxidectine + Praziquantel		

D/ Calendrier mis en place pour deux chevaux de moins de deux ans de l'élevage :

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Noromectin®				Equimax®			Equest®		Equest pramox®		
P.A.	Ivermectine				Ivermectine + Praziquantel			Moxidectine		Moxidectine + Praziquantel		

Les points positifs de ces calendriers :

- utilisation de traitement contre les cestodes et les cyathotomes enkystés.

Plusieurs points négatifs sont cependant à noter :

- pour A, C et D il y a trop de vermifuges à base de moxidectine => augmentation du risque de résistance plus augmentation des coûts de traitement.
- pour A il y a un oubli de l'utilisation d'un traitement contre les cestodes en juillet et pour B, C et D le traitement contre les cestodes est donné un peu tôt dans l'année.
- pour tous les calendriers, ne pas mettre l'Equest pramox® en septembre mais seulement en décembre et pour A et C n'administrer Equest pramox® qu'une seule fois par an.
- pour le calendrier C il n'y a eu que l'utilisation d'associations de principes actifs => deux fois par an suffit et de plus cela augmente le coût du traitement annuel contre les parasites.

En conclusion le calendrier proposé pour les chevaux de moins de deux ans est le suivant :

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equest pramox®				Noromectin® Dimectine® Eraquell®...			Eqvalan duo® Furexel combi® Equimax®		Horsipac® Bimectin® Furexel®...		
P.A.	Moxidectine + Praziquantel				Ivermectine			Ivermectine + Praziquantel		Ivermectine		

8.1.3 Les chevaux au travail et au pré.

Les chevaux au travail dans l'élevage en Normandie représentent 22 équidés.

A/ Calendrier utilisé pour 18 chevaux dans l'élevage est le suivant :

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Noromectin®				Equimax®			Equest®		Noromectin®		
P.A.	Ivermectine				Ivermectine + Praziquantel			Moxidectine		Ivermectine		

B/ Calendrier mis en place pour 3 chevaux dans l'élevage :

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equest pramox®				Noromectin®			Equest®		Equimax®		
P.A.	Moxidectine + Praziquantel				Ivermectine			Moxidectine		Ivermectine + Praziquantel		

C/ Calendrier de vermifugation mis en place pour un cheval âgé dans l'élevage:

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	Octobre	N
Spécialité	Equest pramox®				Noromectin®			Equimax®		Panacur® 5 jours	Noromectin®	
P.A.	Moxidectine + Praziquantel				Ivermectine			Ivermectine + Praziquantel		Fenbendazole	Ivermectine	

Points positifs :

- utilisation de quatre vermifuges par an
- traitement contre les cestodes mis en place pour A et C.
- bonne utilisation de l'Equest pramox® administré en Décembre pour B et C.

Cependant il y a des points négatifs :

- pour A le traitement contre les cestodes doit être fait préférentiellement en début d'été car les chevaux se sont infestés dès la mise à la prairie et, en début d'hiver car le parasitisme est maximum après Novembre => traitement en Juillet et en Décembre
- pour A le traitement par moxidectine doit être fait en début d'hiver pour agir sur les larves de cyathostomes qui vont s'enkyster durant l'hiver.

- pour B, il manque un traitement contre els Cestodes en début d'été =>Eqvalan duo® ou Equimax® et ces associations n'ont pas d'intérêt d'être donné en début d'automne.

Cas particulier du calendrier C.

En premier lieu on se demande pourquoi le cheval a eu cinq vermifugations. Après questionnement à l'élevage, ce cheval âgé aurait un mauvais état physique. Une résistance des larves de cyathostomes a été suspectée et un traitement par Panacur® pendant cinq jours a été entrepris.

Le reste du calendrier est juste, en effet les bonnes molécules sont administrées au bon moment de l'année

Le calendrier de vermifugation préconisé pour les chevaux au travail de l'élevage sera le suivant :

Mois	Décembre 2009	J	F	M	Avril	M	J	Juillet	A	Septembre	O	N
Spécialité	Equest pramox®				Noromectin® Horsipac®...			Eqvalan duo® Furexel combi® Equimax®		Dimectine® Furexel®...		
P.A.	Moxidectine + Praziquantel				Ivermectine			Ivermectine + Praziquantel		Ivermectine		

8.2 Questions libres des cavaliers concernant la vermifugation.

8.2.1 Quelle sont les différences entre un vermifuge en pâte, en poudre, en liquide ou en comprimé ?

Les différences sont d'ordre galénique. La forme d'administration n'est pas la même mais il n'y a pas de différences au niveau de l'efficacité du produit. Certains laboratoires ont préféré développer la forme comprimé pour une meilleure prise du vermifuge par le cheval en imitant les friandises que le cavalier donne à son cheval en récompense du travail.

Concernant l'administration du vermifuge seules les formes pâte ou gel seront données à distance des repas, les autres formes pouvant être mélangées à la ration alimentaire.

8.2.2 Pourquoi faut-il changer de vermifuge au cours d'une année ?

Tout d'abord, en fonction des périodes de l'année, le cheval ne va pas être contaminé par les mêmes espèces de vers, donc il faut utiliser les principes actifs en fonction des espèces cibles. Sachant que sur le marché il n'existe aucune molécule agissant sur les trois grandes familles de vers à savoir nématodes, cestodes et gastérophiles. Il est donc indispensable de varier les différentes molécules pour avoir une efficacité sur tous les vers au cours d'une année.

8.2.3 Comment savoir la dose exacte à donner à mon cheval ?

Il est indispensable de peser son cheval sur une balance appropriée ou d'estimer le poids de son cheval par le biais de la formule suivante : $S \times S \times L / 8700$ (S : périmètre thoracique en cm et L: longueur entre la pointe de la hanche et la pointe du poitrail en cm).

Ensuite, en fonction des spécialités, bien ajuster la posologie en fonction du poids du cheval.

8.2.4 Pourquoi est-ce important de donner la bonne dose en fonction du poids du cheval ?

Une bonne dose est essentielle, autrement il y a soit sur dosage soit un sous-dosage.

Le sur-dosage a rarement lieu car le cavalier a l'habitude de sous-estimer le poids de son cheval. De plus, les laboratoires testent les effets d'une administration de trois à cinq fois la dose recommandée et aucun effet indésirable n'est à noter.

Le sous dosage est classique en pratique. Le sous-dosage est la cause principale du développement des résistances des vers envers les vermifuges. En effet, comme dit précédemment, le cavalier a l'habitude de sous-estimer le poids de son cheval d'où la nécessité de déterminer le poids de son cheval. Par ailleurs, la plupart des seringues de gel ou de pâte ne servent qu'à traiter jusqu'à 600kgs de poids vifs, et les chevaux pesant plus, ne reçoivent souvent qu'une seringue, donc il y a sous-dosage.

Enfin, le cheval ne prend souvent pas la totalité de la dose, soit par rejet une fois dans la bouche, soit n'ingère pas la totalité de la poudre.

8.2.5 Vaut-il mieux vermifuger son cheval avec une sonde ou avec les vermifuges classiques ?

La vermifugation par sonde a comme avantage d'éliminer le risque de sous-dosage par rejet d'une partie du traitement par le cheval. Avec la vermifugation par la sonde le traitement est directement administré dans l'estomac du cheval. Ce qui est important pour éviter le sous dosage, première cause du développement de résistance des helminthes.

Cependant cette vermifugation possède des inconvénients qui sont de type pratique. En effet la vermifugation par sonde ne se fera que par un vétérinaire. Ce qui conduit à une augmentation des coûts du traitement.

De plus, des effets indésirables peuvent être rencontrés lors de la mise en place de la sonde naso-gastrique tels que des irritations, voir des saignements.

Tout est une question de bénéfice/risque à déterminer avec son vétérinaire.

8.2.6 Puis je vermifuger moi-même mon cheval par le biais d'une sonde ?

La vermifugation par sonde ne se fera que par un vétérinaire.

8.2.7 J'ai deux chevaux, un au pré et l'autre au box dois-je les vermifuger de la même façon ?

Les chevaux adultes qu'ils soient au pré ou au box sont infestés par les mêmes vers il est donc nécessaire de les vermifuger de la même façon et au même moment.

8.2.8 Un nouveau cheval arrive dans mon écurie faut-il le traiter de suite ?

Lorsqu'un nouveau cheval arrive dans l'écurie et que vous ne savez pas comment il a été vermifugé avant, il est essentiel de le vermifuger immédiatement et de laisser le cheval au box pendant 48h pour éviter la dissémination des vers qu'il pourrait rejeter.

8.2.9 Après la vermifugation puis je remettre mon cheval au pré ou il y a-t-il un délai d'attente ?

Lorsque le cheval est vermifugé la plus grande partie du rejet des vers dans les crottins a lieu pendant les 48 premières heures c'est –à –dire que pendant cette période le risque de dissémination des vers est la plus importante. Le cheval doit alors rester au box pour que les crottins ne soient pas en contact avec le sol pour éviter que les éléments parasitaires rejetés ne se retrouvent dans l'environnement extérieur. Il faudra enlever les crottins du box tous les

jours pour éviter la re-contamination du cheval. Une fois les 48 heures passées le cheval peut retourner au pré et le box doit être vidé en totalité et désinfecté à l'aide du Cresyl®.

Les traitements anti-parasitaires n'ont pas une action à 100% donc il peut toujours subsister des larves vivantes éliminées dans les crottins.

8.2.10 Comment faut-il traiter les champs pour éviter la dissémination des vers ?

La première méthode sera élaborée seulement lorsque le temps est chaud et sec et en absence de chevaux dans les prés, sinon il se produit l'effet inverse c'est-à-dire une re-contamination. Il faut herser les champs ainsi, les vers sont exposés à la chaleur et sont détruits.

La deuxième méthode, plus sûre et efficace, consiste à herser les champs et, à déposer de la chaux sur les terres. Cette méthode a montré une diminution de 90% de la présence des cyathostomes.

8.2.11 Où faut-il acheter les vermifuges ? Il y a t il besoin d'une ordonnance ?

Les vermifuges appartiennent à la liste II ils sont donc nécessairement délivrés sur présentation d'une ordonnance établie par un vétérinaire. Une fois l'ordonnance effectuée, le cavalier peut soit se rendre chez son vétérinaire soit aller en pharmacie pour se faire délivrer le médicament

8.2.12 Puis-je vermifuger la veille d'un concours ?

Lorsque le cheval est traité par un anti-helminthique, la mort des vers s'en suit dans les heures suivantes l'administration. La mort massive des vers peut entraîner des signes cliniques tels que des coliques modérées et passagères ainsi que des fèces molles. Des effets indésirables locaux peuvent être observés tel qu'un gonflement des lèvres et de la langue Il n'est donc pas préconisé de vermifuger son cheval la veille d'un concours.

8.2.13 Puis-je le vermifuger avant ou après une grosse séance de travail ?

De même, il n'est pas préconisé de vermifuger un cheval avant une grosse séance de travail. Il paraît moins risqué de le vermifuger après une grosse séance de travail, en s'assurant d'abord que le cheval ait bien retrouvé son souffle et son calme.

8.2.14 Quel est le meilleur moment de la journée pour vermifuger son cheval ?

En considérant tous les effets indésirables qu'un cheval peut subir après un traitement antihelminthiques, il est préconisé de vermifuger son cheval en début de matinée. En effet, cela permettra de surveiller le cheval tout au long de la journée et pouvoir faire intervenir facilement un vétérinaire si le cheval en nécessite. Il est rappelé que le cheval doit rester au box pendant 48 heures.

8.2.15 Pour les animaux de boucherie la stratégie est-elle la même ?

En effet, les chevaux destinés à la boucherie doivent être vermifugés comme les chevaux de loisirs et de sport. Cependant, un délai entre la vermifugation et l'abattage est nécessaire. Il est spécifique à chaque spécialité et doit être vérifié avant vermifugation.

8.2.16 Quel est le coût d'un traitement annuel ?

Tout dépend des spécialités et molécules administrées. Si on suit le calendrier de vermifugation que j'ai mis en place, le traitement annuel sera environ de 70€ (tout dépend des conditions tarifaires de la pharmacie ou du vétérinaire).

Thèse soutenue par : Elodie MEMAIN
La vermifugation du cheval.

Conclusion

La vermifugation du cheval est un acte important dans la lutte contre le parasitisme du cheval. L'émergence de résistance, à l'égard des différents principes actifs, est la conséquence d'une utilisation exagérée et inadaptée des vermifuges, ainsi qu'une mauvaise estimation du poids du cheval provoquant un sousdosage des molécules administrées. D'où la nécessité de mettre en place une association de mesures, que nous avons énumérer dans cette thèse, dans le but d'acquérir une efficacité de longue durée sur la gestion du parasitisme.

La mise en place d'un programme prophylactique contre le parasitisme du cheval doit être réfléchi avec les professionnels qualifiés, pharmacien et vétérinaire. Les caractéristiques des cycles des parasites, le mode de vie des équidés et l'impact financier doivent être pris en compte dans l'établissement du calendrier de vermifugation.

La pénurie de famille chimique efficace contre les parasites du cheval, associée à l'apparition de souches résistantes à ces traitements et à l'utilisation irrationnelle et non contrôlée des spécialités par les propriétaires des chevaux, ne laissent présager aucune amélioration à court terme.

Etant donné le faible nombre d'autopsie pratiquée, il est difficile d'estimer le pourcentage des décès dont la responsabilité est imputée aux parasites intestinaux. Mais aujourd'hui, il est possible d'affirmer que l'infestation parasitaire est devenue une des dominantes de la pathologie équine.

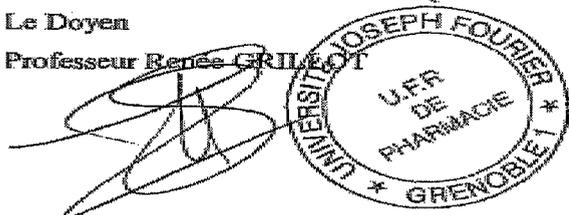
La nécessité d'une ordonnance pour la délivrance de ces médicaments, et le fait que la plupart des vétérinaires ne prescrivent pas les vermifuges, limitent l'accessibilité pour les propriétaires de chevaux à ces molécules. Des négociations sur l'aspect juridique de la délivrance de vermifuge pour les animaux sont en cours. Le rôle du pharmacien pourra alors être plus déterminant dans la mise en place d'un schéma prophylactique anti-parasitaire.

Vu et permis d'imprimer

Grenoble, le 26 Mars 2010

Le Doyen

Professeur René GRILLOT



Le président de thèse

A handwritten signature in black ink, likely belonging to the thesis president.

Bibliographie.

1. AUSTIN SM. Larges *Strongyles* in horses. The compendium, 1994, 16: 650-57.
2. BAIN SA, KELLY JD. Prevalence and pathogenicity of *Anoplocephala perfoliata* in horse population in south Auckland. New Zealand veterinary J., 1977, 25: 27-28.
3. BEUGNET F, GEVREY J. Epidémiologie et prophylaxie des principales helminthoses des équidés. L'action vétérinaire, 1997, 1402, 33-44.
4. BOERSEMA JH, EYSKER M, NAS JW. Apparent resistance of *Parascaris equorum* to macrocyclic lactones. Vet. Rec., 2002, 150, 279-281.
5. BOULKABOUL A, BOUAKKAZ A, KERBOEUF D. Détection d'une résistance aux benzimidazoles chez les strongles digestifs du cheval en Algérie. Med. Vet., 2006, 157, 59-64.
6. BRAZIL EL, LUQUIRE JT, LITTLE D. Pyrantel pamoate resistance in horses receiving daily administration of pyrantel tartrate. J. Am. Vet. Med. Assoc., 2006, 228, 101-103.
7. BRIGGS K, REINEMEYER C, FRENCH D, KAPLAN R. Parasite primer-Part 9; Resistant worms: do you horses have them. The Horse, 2004, 47-51. www.Thehorse.com.
8. BURG and col. Avermectins, new family of potent anthelmintic agents producing organism and fermentation. Antimicrob. Agents Chemother, 1979, 15: 361-367.
9. CHAMOUTON I, PETIT P. Parasitisme gastro intestinal du cheval. La dépêche vétérinaire, supplémentaire technique n°12, 17-23 février 1990, 1-23.
10. CHAPMAN MR, FRENCH DR, TAYLOR HW, KLEI TR. One season of pasture exposure fails to induce a protective resistance to cyathostomes but increases numbers of hypobiotic third-stage larvae. J. Parasit., 2002, 88, 678-683.
11. COGLEY TP, COGLEY MC. Inter-relationship between *Gasterophilus* larvae and the horses gastric and duodenal wall with special reference to penetration. Vet. Parasit., 1999, 86: 127-142.

12. COHEN ND. Etiology, risk factors and pathophysiology of colic. Manual of equine gastroenterology. 2002. Ed. Mair T, Ducharme N, WB Saunders, London.
13. COLES GC, PEARSON GR. *Gasterophilus nasalis* infection: prevalence and pathological changes in equids in south west England. Vet. Rec., 2000, 146, 222-223.
14. COLES GC, TRITSCHER JP, GIORDANO DJ, LASTE NS, SCHMIDT AL. Larval development test for detection of anthelmintic resistant nematodes. Res. Vet. Sci., 1988, 45: 50-53.
15. COLLOBERT C. Importance du parasitisme digestif à l'autopsie : prévalence des différentes espèces parasitaire et signification pathogène des lésions associées. Ball G.T.V., 1998, 4, 85-88.
16. COLLOBERT C, FLEURY C, VALOGNES A, PEDAILLE F. Prévalence du téniasis chez les équidés en France. Prat. Vet. Equine, 1997, 29: 149-158.
17. COLLOBERT C, LAUGIER C. Rôle du parasitisme digestif dans les coliques du cheval: prévalence et pouvoir pathogène des principales espèces parasitaires. Pratiq. Vet. Equin, 1993, 31, N° spécial coliques, 243-255.
18. COLLOBERT C, TARIEL G, BERNARD N, LAMIDEY C. Prévalence d'infestation et pathogénicité des larves de cyathostominés en Normandie. Rec. Med. Vet., 1996, 172, 193-200.
19. Dictionnaire Médicaments Vétérinaires et des produits de santé animale commercialisés en France. Ed Point vétérinaire, 2003, 12^{ème} édition.
20. DORCHIES PH, GRISEZ C, PREVOST F, BERGEAUD JP, JACQUIET PH. Prévalence des strongyloses équinés, revue med. vet., 2007, 158, 11, 547-550.
21. DUNCAN J, LOVE S. Parasitism with *S. vulgaris* in the horse. Point Vet, 1990, 21: 849-857.
22. DUNCAN JL, BAIRDEN K, ABBOTT EM. Elimination of mucosal cyathostome larvae by five daily treatments with fenbendazole. Vet. Rec., 1998, 143: 335-336.
23. GAWOR J. The prevalence and abundance of internal parasites in working horses autopsied in Poland. Vet. Parasit., 1995, 58: 99-108.

24. GRISI L, FRAYSSINET L, WHITE CR. Efficacy of ivermectin and praziquantel oral paste against three tapeworm species oh horses. In procidings of WAAVP, stresa, August 2001, 016p, 170.
25. Hamet N., Quesnelle Y., Maillard K., Fortier G. Evolution de la contamination parasitaire des chevaux en Normandie à partir d'analyses coproscopiques microscopiques. Journées Nationales de l'Association Vétérinaire Equine Française, 18-20 octobre 2007, Deauville.
26. HEARN FPD, PEREGRINE AS. Identification of foals infected with *Parascaris equorum* apparently resistant to ivermectin. JAMA, 2003, 223, 482-485.
27. HEJMADI MV, JAGANNATHAN SJ, DELANY NS, COLES GC, WOLSTENHOLME AJ. L-Glutamate binding sites of parasitic nematodes: an association with ivermectin resistance. Parasit., 2000, 120: 535-545.
28. HUTCHENS DF, PAUL AJ, DIPIETRO JA. Treatment and control of gastrointestinal parasites. Veterinary Clinics North American: Equine Practice, 1999, 15, 561-573.
29. KAPLAN RM. Prevalence of antihelmintic resistant cyathostomes on horses farms. J. Am. Vet. Assoc., 2004, 225, 903-910
30. LACEY S, SNOWDON KL. A routine diagnostic assay for a detection of benzimidazoles resistance in parasitic nematodes using triated benzimidazoles carbamates. Vet. Parasit., 1988, 27: 309-324.
31. LOVE S. Treatment and prevention of intestinal parasite-associated disease. Vet. Clin. North. Am. Equine. Pract., 2003, 19: 791-806.
32. LOVES S, DUNCAN JL. Developpement of cyathostome infection of helminth-naïve foals. Equine Vet. J., 1992, Supplement 13: 93-98.
33. LOVE S, MURPHY D, MELLOR D. Pathogenicity of cyathostome infection. Vet. Parasitol., 1999, 85: 113-122.
34. LYON ET, DRUDGE JH TOLLIVIER SC, SWERCZEK TW, BAIR HD, ENNIS LE. Prevalence of selected species of internal parasites in horses at necropsy in central Kentucky. Vet. Parasit., 2000, 92: 51-62.

35. LYONS ET, TOLLIVIER SC, COLLINS SS, DRUDGE JH. Transmission of endoparasites in horse foals born on the same pasture on a farm in central Kentucky. *Vet. Parasit.*, 2001, 97: 113-121.
36. MAIR TS. Recurrent diarrhea in aged ponies associated with larval cyathostomiasis. *Equine Vet. J.*, 1993, 25, 161-163.
37. MAIR TS, SUTTON DG, LOVE S. Caecocaecal and caecocolic intussusceptions associated with larval cyathostomosis in four young horses. *Equine Vet. J.*, 2000, Supplement 32: 77-80.
38. MERCIER P, CHICK B, ALVES-BRANCO F, WHITE CR. Comparative efficacy, persistent effect, and treatment intervals of anthelmintic pastes in naturally infected horses. *Vet. Parasit.*, 2001, 99: 29-39.
39. MONAHAN CM, CHAPMAN MR, TAYLOR HW, FRENCH DD, KLEI TR. Comparison of moxidectin oral gel and ivermectin oral paste against a spectrum of internal parasites of ponies with special attention to encysted cyathostome larvae. *Vet. Parasit.*, 1996, 63, 225-235.
40. MONAHAN CM, CHAPMAN MR, FRENCH DD, TAYLOR HW, KLEI TR. Dose titration of moxidectin oral gel against gastrointestinal parasites of ponies. *Vet. Parasit.*, 1995, 59, 241-248.
41. PEARSON GR, DAVIES LW, WHITE AL, O'BRIEN JK. Pathological lesions associated with *Anoplocephala perfoliata* at the ileocaecal junction of horses. *Vet. Rec.*, 1993, 132: 179-182.
42. PEREGRINE AS. Deworming programs for horse: are you doing more harm than good? *Large animal veterinary*, 2005, 5, 6.
43. PROUDMAN CJ, TREES AJ. Correlation of antigen specific IgG and IgG(t) with *Anoplocephala perfoliata* infection intensity in the horse. *Parasite Immunology*, 1996, 18: 499-506.
44. REINMEYER CR. Practical and theoretical consequences of larvicidal therapy. *Equine Practice*, 1998, 20, 10-13.
45. REINMEYER CR. Equine small strongyles: unanswered questions. *Compend. Cont. Educ. Pract. Vet.*, 1992, 14, 816-819.

46. REINEMEYER CR, HUTCHENS DE, ECKBLAD WP, MARCHIONDO AA, SHUGART JI. Dose confirmation studies of the cestocidal activity of pyrantel pamoate paste in horses. *Vet. Parasitol.*, 2006, 138, 234-239.

47. TAYLOR MA, HUNT RR. Anthelmintic drug resistance in the UK. *Vet. Rec.*, 1989, 125: 143-147.

48. WOLSTENHOLME AJ, FAIRWEATHER, PRICHARD R, VAN SAMSON-HIMMELSTJERNA G, SANGSTER NC. Drug resistance in Veterinary Helminths. *Trends in Parasitology*, 2004, 20: 469-476.

49. WOLSTENHOLME AJ, FAIRWEATHER, PRICHARD R, VAN SAMSON-HIMMELSTJERNA G, SANGSTER NC. Drug resistance in Veterinary Helminths. *Trends in Parasitology*, 2004, 20: 535-545.

Sites internet utilisés

Dernière consultation le 22 Novembre 2010.

www.lcheval.com

www.virbac.fr

www.merial.com

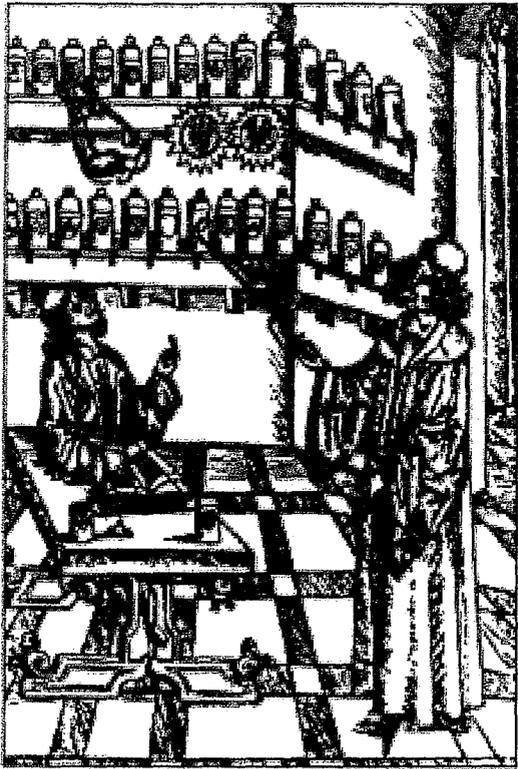
www.stanford.edu.com

www.intervet.fr

www.ordre.pharmacien.fr

www.agriculture.gouv.fr





Serment des Apothicaires

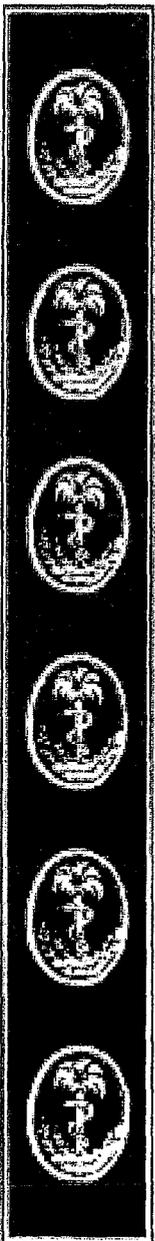
Je jure, en présence des maîtres de la faculté, des conseillers de l'ordre des pharmaciens et de mes condisciples :

D'honorer ceux qui m'ont instruit dans les préceptes de mon art et de leur témoigner ma reconnaissance en restant fidèle à leur enseignement.

D'exercer, dans l'intérêt de la santé publique, ma profession avec conscience et de respecter non seulement la législation en vigueur, mais aussi les règles de l'honneur, de la probité et du désintéressement.

De ne jamais oublier ma responsabilité et mes devoirs envers le malade et sa dignité humaine ; en aucun cas je ne consentirai à utiliser mes connaissances et mon état pour corrompre les mœurs et favoriser des actes criminels.

Que les hommes m'accordent leur estime si je suis fidèle à mes promesses. Que je sois couvert d'opprobre et méprisé de mes confrères si j'y manque.



Résumé

Cette thèse bibliographique a pour but de faire le point sur les principaux parasites à tropisme digestif du cheval ainsi que sur les méthodes de lutte mises en place. Après un rappel de la taxonomie des parasites, une description morphologique et des cycles de développement sont passés en revue. La prévalence des infestations par les parasites chez le cheval est très importante et les pathologies engendrées par ceux-ci peuvent être mortelles.

La vermifugation, méthode de lutte chimique, est la pratique majoritaire utilisée aujourd'hui. Différentes familles de molécules sont utilisées, ayant des spectres d'activité qui leur est spécifique. Les mécanismes d'action et les modes d'utilisation des anti-parasitaires sont approfondis. Un calendrier de vermifugation en fonction de l'âge et du mode de vie du cheval est réalisé.

Un bref rappel sur les conditions de délivrance des produits vétérinaire est abordé.

La résistance des vers vis-à-vis des antiparasitaires est un phénomène malheureusement fréquent : définitions, molécules concernées, mécanisme et diagnostic des résistances sont présentés.

La prophylaxie à mettre en place est détaillée à travers la gestion des pâtures et des boxes.

Une étude des méthodes de vermifugation d'un élevage de chevaux en Normandie est réalisée ainsi que sa critique.

Une dernière partie est consacrée aux questions posées par des cavaliers, professionnels et amateurs propriétaires de chevaux, lors de rencontres dans différentes écuries de l'agglomération grenobloise.

Mots clefs : Vermifugation, cheval, calendrier, résistance, helminthes.

Jury composé de :

Mme Claudine Pinel, Président de Jury, Docteur en Pharmacie, Maître de conférences et praticien Hospitalier.

Mme Delphine Aldebert, Directeur de thèse, Docteur en Pharmacie, Maître de conférences.

Mme Sylvie Sertorio, Docteur en Pharmacie, Pharmacien d'officine.

Mr Guy Baral, Docteur en Pharmacie, Pharmacien d'officine.

Thèse présentée par Elodie Memain, Domaine de l'enclos, 38560 Jarrie.