



**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**  
**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR**  
**ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE**  
**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET**  
**INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES**



**Mémoire de fin d'études**  
**en vue de l'obtention du diplôme de docteur veterinaire**

**THEME :**

**PARASITOSSES DU CHEVAL**

**Présenté par :**

- KENZI OUSSAMA
- BERREZOUG SI YOUCEF

**Encadre par :**

Mr SAIM SAID

**Année universitaire : 2018 – 2019**

## REMERCIEMENTS

Tout d'abord, je tiens à remercier le bon Dieu le tout Puissant de m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail,

Également je remercie infiniment mes parents, et qui mon encouragé et aidé à arriver à ce stade de ma formation.

Je tiens à remercier tous ceux et celle qui ont contribué à finaliser ce modeste travail. Mes remerciements vont à docteur **SAIM Saïd** mon encadreur pour m'avoir guidé pour la réalisation de ce projet.

Je remercie vivement les étudiants de médecine vétérinaire pour leur aide morale durant toute la période de préparation.

Enfin, je tiens à remercier tous ceux qui m'ont aidé et assisté durant mes études

MERCI

## SOMMAIRE

Remerciement.....	02
Liste des abréviations .....	05
Introduction.....	08
<b>I. Identification générale des parasites du cheval.....</b>	<b>09</b>
1. Anoplocephala spp.....	10
2. Chorioptes equi.....	12
3. Cryptosporidium.....	13
4. Damalinia equi.....	15
5. Dictyocaulusarnfieldi.....	16
6. Eimeria leuckarti.....	17
7. Fasciolahepatica.....	18
8. Gasterophilus spp.....	20
9. Giardia spp.....	21
10. Habronema spp.....	22
11. Haematopinus asini.....	24
12. Hypoderma bovis.....	25
13. Oxyuris equi.....	26
14. Parascaris equorum.....	28
15. Strongles.....	29
16. Strongyloides ransomi.....	31
<b>II. Pathologie Parasitaire Dominante Chez Le Cheval.....</b>	<b>34</b>
<b>1-Vérification de l'efficacité des anthelminthiques.....</b>	<b>34</b>
<b>2-Tests in vivo.....</b>	<b>35</b>
2.1. Test de réduction du nombre d'œufs (fécal Egg count réduction test).....	35
2.2. Tests critique et de contrôle (critical test, controlled test).....	37
<b>3- Test de contrôle (controlled test).....</b>	<b>37</b>
<b>4- Test critique (critical test) .....</b>	<b>39</b>
<b>5- Tests in vitro.....</b>	<b>42</b>
5-1 Test d'éclosion des œufs (egg hatch assay).....	42
5-2 Tests de développement (development tests) .....	43
5.3 -Test de liaison à la tubuline (tubulin binding assay) .....	45

5.4- Test colorimétrique (biochemical assay).....	45
5.5 -Tests de paralysie .....	45
5.6 - Tests moléculaires.....	46
<b>La PCR traditionnelle.....</b>	<b>46</b>
<b>PCR en temps réel .....</b>	<b>47</b>
<b>6- Résistances .....</b>	<b>49</b>
6.1 - Définition .....	49
6.2 - Résistance des petits strongles à la phénothiazine, à la pipérazine et au lévamisole .	50
6.3 - Résistance des cyathostomes aux benzimidazoles .....	51
6.4 - Résistance des cyathostomes au pyrantel .....	51
6.5 - Résistance des cyathostomes et de P. equorum aux lactones macrocycliques .....	52
<b>7-Épidémiologie.....</b>	<b>53</b>
7.1 - Mécanismes.....	53
7.2 - Mécanisme de chimiorésistance aux benzimidazoles .....	53
7.3 - Mécanisme de chimiorésistance au pyrantel .....	54
7.4 - Mécanisme de chimiorésistance aux lactones macrocycliques .....	55
7.4.1 - Les facteurs favorisants .....	55
7.4.2 - Facteurs liés aux parasites .....	55
7.4.3 - Facteurs liés au mode d'élevage .....	56
7.4.4 - Facteurs liés au traitement .....	56
7.5 - Mécanisme de résistance par détoxification .....	57
7.6 - Mécanisme de résistance par mutation de récepteur .....	58
<b>8 - Méthodes de lutte des résistances .....</b>	<b>59</b>
8.1 - Utilisation raisonnée des anthelminthiques .....	59
8.2 - Dépistage des résistances .....	60
8.3 - Sélection des animaux traités .....	61
8.4 - Choix des molécules .....	62
8.5 - Fréquence de traitement .....	62
8.6 - Méthodes alternatives .....	64
<b>9 - Les différentes mesures recommandées sont les suivantes Stratégie de prévention .</b>	<b>64</b>
9.1 - Stratégies d'évasion .....	64
9.2- Gestion sanitaire du parasitisme digestif .....	66
9.3- Gestion sanitaire spécifique .....	66
Méthodes diagnostiques.....	72

Resistance aux anthelminthiques.....	76
Méthodes de lutte.....	79
Questions générales.....	80
<b>Conclusion.....</b>	<b>85</b>

### Liste des abréviations et acronymes utilisés dans le texte

- ADN : Acide Désoxyribonucléique
- AMM : Autorisation de Mise sur le Marché
- ATP : Adénine Triphosphate
- AVEF : Association Vétérinaire Équine Française
- ELISA : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay, dosage immunoenzymatique sur support solide
- DL 50 : Dose Léthale 50, dose qui tue la moitié des parasites
- DMV : Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires
- EL3 : Early third stage Larvae, larves de stade 3 précoce
- ERP : Egg Reappearance Period, temps de réapparition des oeufs dans les fèces

- FECRT : Fecal Egg Count Reduction Test, test de réduction de l'excrétion fécale des oeufs (TREFO)
- GABA : Acide gamma amino butyrique
- GGT : Gamma-glutamyl-transferase
- IgG : Immunoglobuline de l'isotype G
- IGS : Intergenic Spacer, zones d'espaces intergéniques non transcrits
- L1 : First stage Larvae, larve de stade 1
- L2 : Second stage Larvae, larve de stade 2
- L3 : Third stage Larvae, larve de stade 3
- L4 : Fourth stage Larvae, larve de stade 4
- LDA : Larval Development Assay, test de développement des larves
- LL3 : Late third stage Larvae, larves de stade 3 tardif
- MALDT : Microagar larval development test, test de développement des larves à base de gélose
- MDR : Multi Drug Resistance, gènes de résistance multiple
- MIF : Merthiolate-Iode-Formol
- OMPI : Oxo-2-mercapto-éthyl-1-phényl-4-imidazole
- opg : OEufs de nématodes par gramme de fèces
- PCR : Polymerase Chain Reaction, réaction de polymérisation en chaîne
- PDF : Portable Document Format, type de fichier
- PgP : P-glycoprotéines
- RESPE : Réseau d'Epidémiosurveillance des Pathologies Équines
- RCP : Résumé des Caractéristiques du Produit
- RLB : Reverse Line Blot assay, technique moléculaire d'hybridation inverse
  - SNGTV : Société Nationale des Groupements Techniques Vétérinaires

SNP : Single Nucleotide Polymorphism, variation d'une seule paire de base du génome, entre individus d'une même espèce

TREFO : Test de Réduction de l'Excrétion Fécale des OEufs

WAAVP : World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, association mondiale pour le progrès de la parasitologie vétérinaire

## INTRODUCTION :

- Les parasites digestifs représentent encore aujourd'hui une source d'inquiétude chez les propriétaires équins et leurs vétérinaires. En effet, malgré une nette évolution de l'arsenal thérapeutique antiparasitaire depuis le début du vingtième siècle, les parasitoses digestives restent des facteurs non négligeables d'amaigrissement, de mauvais état général, de troubles digestifs et coliques plus ou moins sévères, pouvant parfois induire la mort. Afin de limiter les populations de parasites pathogènes, la vermifugation est devenue un acte extrêmement courant, pratiqué de façon régulière par les vétérinaires mais aussi le plus souvent par les propriétaires eux-mêmes, parfois sans avis médical. La mise sur le marché de molécules efficaces et bien tolérées permet généralement une lutte performante contre les parasites digestifs. Néanmoins l'apparition de souches parasitaires résistantes aux principales familles d'antiparasitaires à travers le monde révèle les limites d'une vermifugation systématique et rend indispensable la mise en place de protocoles de traitement raisonnés.
- Le développement des résistances aux antiparasitaires, et par conséquent la prise de conscience de l'intérêt d'évaluer l'efficacité des traitements entrepris ainsi que la mise au point récente de nouvelles techniques diagnostiques des parasitoses digestives sont à l'origine de multiples interrogations chez les praticiens. L'association professionnelle AVEF (Association Vétérinaire Équine Française) a pu le constater lors d'une table ronde organisée pendant le congrès annuel de 2006 à Versailles. Ainsi, afin d'établir une mise à jour des connaissances et surtout d'en déduire des recommandations pour les vétérinaires praticiens, l'AVEF a décidé d'organiser une réunion d'experts le 8 octobre 2008 sur le thème du diagnostic et des méthodes de lutte vis-à-vis des parasitoses digestives des équidés, avec pour cible notamment la gestion des résistances aux anthelminthiques. Ce séminaire était l'occasion de réunir plusieurs experts européens afin qu'ils apportent des notions précises mais aussi leur avis critique sur les derniers résultats de recherche et d'établir un consensus sur les recommandations actuelles en termes de diagnostic et traitement.
- Les recommandations établies lors de ce séminaire seront présentées dans cette thèse, suite à une synthèse bibliographique permettant d'illustrer les différentes notions qui seront abordées.
- Ainsi cet ouvrage se partage de la façon suivante :
- tout d'abord nous allons étudier les différents parasites digestifs incriminés chez les équidés selon leur localisation, en s'attachant notamment à leurs particularités biologiques et leur importance clinique, économique et épidémiologique ;

- ensuite nous décrirons les différentes méthodes diagnostiques des parasitoses digestives : épidémiologique, clinique, coprologique, cytologique, biochimique, immunologique, nécropsique et moléculaire, en évaluant leur intérêt et leur disponibilité ;
- puis, nous détaillerons les principales molécules antiparasitaires qui étaient proposées dans le passé et celles qui disposent d'une autorisation de mise sur le marché (AMM) en France en 2009, les méthodes de vérification de leur efficacité, la description du phénomène de résistance et des

### **Identification générale des parasites du cheval :**

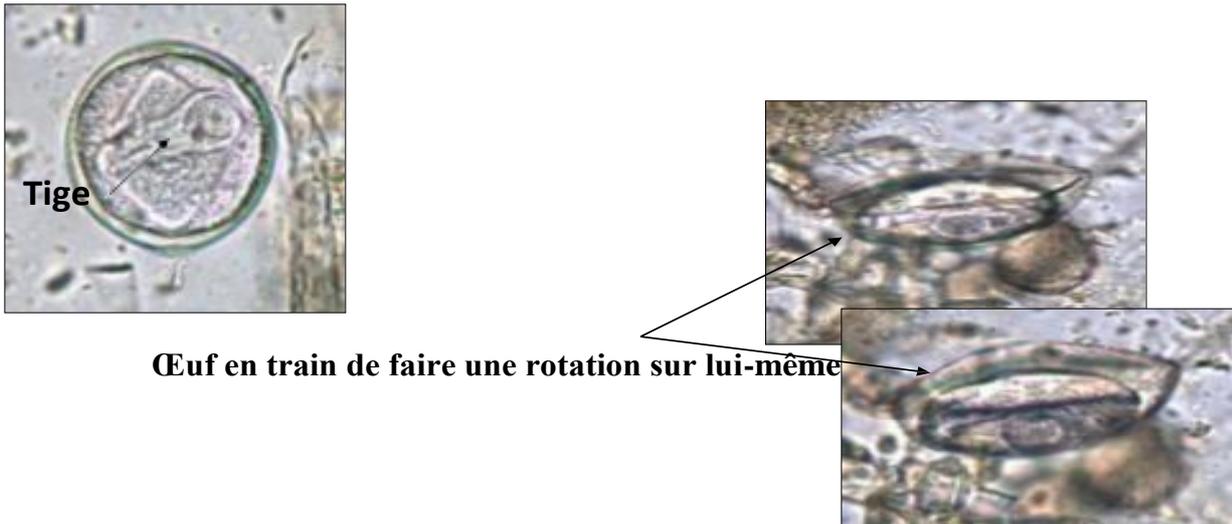
- facteurs incriminés et les mesures spécifiques relatives à la gestion de ces résistances ;
- **Système digestif** : Anoplocephala spp., Cryptosporidium, Eimeria leuckarti, Fasciola hepatica, Gasterophilus spp., Giardia spp., Habronema spp., Oxyuris equi, Parascaris equorum, Strongles, Strongyloides.
- **Système cutané** : Chorioptes equi, Damalinia equi, Haematopinus asini, Hypoderma bovis
- **Système respiratoire**: Dictyocaulus arnfieldi

### **Liste des espèces traitées :**

- |                          |                      |
|--------------------------|----------------------|
| - Anoplocephala spp.     | - Giardia spp.       |
| - Chorioptes equi        | - Habronema spp.     |
| - Cryptosporidium        | - Haematopinus asini |
| - Damalinia equi         | - Strongyloides      |
| - Dictyocaulus arnfieldi | - Hypoderma bovis    |
| - Eimeria leuckarti      | - Oxyuris equi       |
| - Fasciola hepatica      | - Parascaris equorum |
| - Gasterophilus spp.     | - Strongles          |

**Anoplocephala spp :**

- **Caractéristiques de l'œuf :** Œuf translucide, embryon hexacanthé rond et réuni par une tige au reste de l'œuf constitué de membranes protectrices facilement malléables et adoptant des formes variées (ronde, triangulaire, en forme de « D » inversé). Taille : 50 à 80 µm.



Comme caractéristique des œufs de cestodes, on trouve toujours un embryon hexacanthé à l'intérieur de l'œuf. Les 6 crochets sont parfois groupés en paires, mais pas toujours dans un même plan, ce qui ne nous permet pas toujours de les observer en même temps au microscope.



**Test le plus sensible :** Centrifugation dans le sulfate de zinc sur 5 g de matières fécales. Il importe de soumettre une quantité de matières fécales équivalente au volume d'un pamplemousse. Les œufs ne sont pas abondants et ni dispersés de façon uniforme. La sensibilité est à son maximum en hiver, soit durant les mois de décembre à avril. Environ 80% des chevaux infectés excrètent moins de 20 œufs/ 5 g de matières fécales.

**Description de l'adulte :** C'est l'espèce *A. perfoliata* qui est presque toujours rencontrée. La tête ne porte ni crochets ni rostre et les segments du corps sont plus larges que longs. Les adultes mesurent de 5 à 8 cm de long et de 1 à 2 cm de large.

**Hôtes :** L'adulte se trouve chez le cheval et l'âne. La larve se développe chez un acarien de la famille des Oribatidae qui joue le rôle d'hôte intermédiaire.

**Animaux à risque :** Le risque d'infection augmente avec la taille du troupeau et le temps passé au pâturage. Les chevaux les plus souvent infectés sont ceux âgés de 4 ans et moins, et ceux âgés de 13 ans et plus.

**Prévalence :** Elle se situe entre 8 et 12% des chevaux testés par coproscopie et chez 45,4% des troupeaux échantillonnés au Québec. Une étude sérologique a montré que 68,7% présentaient des immunoglobulines spécifiques. La prévalence d'infection semble plus élevée durant les mois d'automne et d'hiver et, selon l'âge, chez des animaux de moins de 4 ans et moins et ceux de 13 ans et plus.

**Modes d'infection :** L'infection se fait par ingestion de l'acarien porteur de la forme larvaire du parasite, en même temps que les herbages du pâturage.

**Épidémiologie :** L'acarien s'infecte en ingérant les œufs libérés par la désintégration du segment. La forme infectieuse est atteinte après 80 jours environ. Les acariens vivent principalement dans l'humus abondant sur les pâturages permanents. Une fois ingéré, le parasite poursuit son développement dans la lumière intestinale. Les parasites s'accrochent à la paroi caecale et dans la région de la valvule iléo-caecale. La période de prépatence serait de 6 à 10 semaines et la durée de vie de plus de 6 mois.



**Signes cliniques :** Obstruction intestinale, impaction iléale, prolapse de l'iléon terminal à la jonction iléo-caecale, intussusception iléo-caecale ou caeco-caecale, perforation caecale, péritonite, coliques spasmodiques.

**Traitement :** L'efficacité du pamoate de pyrantel à double dose serait de 93 à 97,8% tandis que celle du praziquantel atteint 99,7 à 100%. Le moment où le traitement aura un maximum d'efficacité est vers la fin de l'automne, au moment de l'entrée définitive en écurie pour l'hiver.

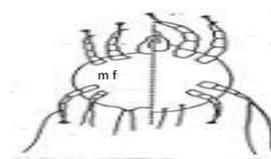
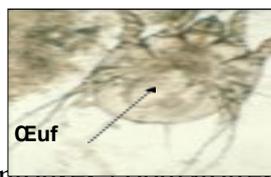
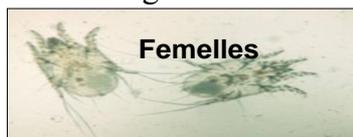
**Prophylaxie :** Déterminez le statut du troupeau en testant par coproscopie quelques animaux à risque (entre 1 et 33% des animaux d'un troupeau infecté excrètent des œufs). Établir un programme de traitement préventif lors de l'entrée des chevaux à l'écurie à l'automne, suivi par un deuxième traitement vers le milieu de l'été suivant pour éliminer les parasites ayant survécu à l'hiver dans les acariens du pâturage.

**Non zoonosique.**

### Chorioptes equi (= C. Bovis)

**Caractéristiques de l'œuf :** L'identification n'est pas basée sur l'apparence des œufs. La femelle mesure plus de 300 µm de long. Son corps est ovale et ses pattes débordent les marges du corps

**Test le plus sensible :** Raclage cutané de la zone intermédiaire entre la peau saine et la peau affectée. Ce test n'est toutefois pas très sensible. La répartition des lésions constitue une bonne indication de l'agent infectieux.



**Description de l'adulte :** Le mâle possède deux ventouses copulatrices en partie terminale du corps. Les ventouses sont présentes aux paires de pattes I, II et IV mais aux quatre paires de pattes chez le mâle.

**Hôtes :** Ce parasite est surtout présent chez le bovin, mais aussi chez la chèvre et le mouton de même que dans le canal de l'oreille externe du lapin.

**Animaux à risque :** Il semble que l'on trouve plus souvent l'infection chez les chevaux de trait.

**Prévalence :** Aucune étude ne nous permet d'établir une prévalence. Toutefois, cette infection s'observe assez fréquemment et devient souvent un problème de troupeau. Les manifestations cliniques de l'infection s'observent plus souvent à l'hiver.

**Modes d'infection :** La transmission interspécifique serait possible. Elle se fait généralement par contact direct ou indirect par les instruments de toilettage. Cette infection n'est pas considérée très contagieuse. Le parasite est permanent.

**Épidémiologie :** Chaque femelle pond une dizaine d'œufs durant sa vie. De l'œuf éclôt une larve à trois paires de pattes. Les trois stades de développement sont la larve, la nymphe et l'adulte. Le cycle de développement est complété en 3 semaines environ et la durée de vie de la femelle adulte est aussi d'environ 3 semaines, tandis que celle du mâle serait de 7 à 8 semaines.

**Signes cliniques :** Papules prurigineuses à la partie inférieure des membres postérieures. Les poils de la queue peuvent être endommagés. Les animaux atteints peuvent s'automutiler.

**Traitement :** Aucun médicament n'est homologué pour cet usage. La bouillie soufrée à 3 ou 4% est appliquée aux 7 à 10 jours pendant au moins six semaines. L'ivermectine administrée oralement n'exerce pas un effet complet; il faudrait probablement utiliser une dose augmentée par un facteur de 1,5 à 2,0. Plusieurs praticiens vont appliquer ce médicament directement sur les lésions. L'efficacité de ces traitements n'a pas été démontrée.

**Prophylaxie :** Ne pas partager d'outils de toilettage entre chevaux, à moins de les désinfecter.

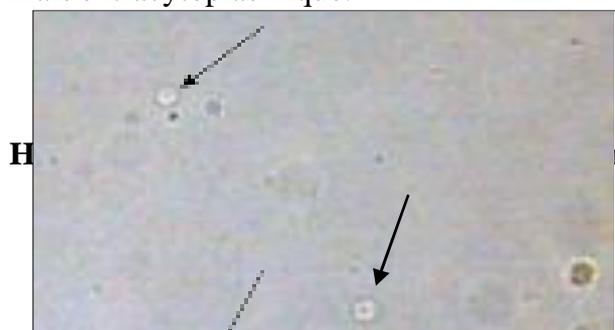
**Non zoonosique**

### Cryptosporidium

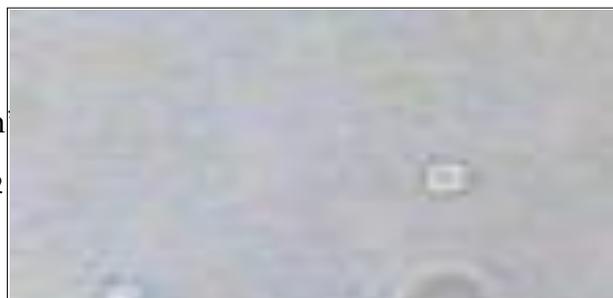
**Caractéristiques de l'œuf :** Au microscope à lumière (objectif 40X), les ookystes apparaissent dans la solution de sucrose comme de petites structures rondes à cytoplasme rosé contenant quelques granules foncés. Leurs dimensions sont de 4,5 x 5,0

**Test le plus sensible :** Centrifugation dans le sulfate de zinc (pour concentrer les parasites) puis ajout d'une goutte de sucre sur la lame de microscope.

**Description de l'adulte :** De forme sphérique ou elliptique, le parasite tissulaire mesure de 2 à 6  $\mu$  en diamètre et fait protrusion à la surface de l'entérocyte. Sa localisation est intracellulaire mais extracytoplasmique.



level n  
12



**Animaux à risque :** Surtout les très jeunes poulains, si on se base sur ce qu'on observe chez les ruminants.

**Prévalence :** L'infection a été identifiée chez quelques poulains testés spécifiquement. Trop peu d'études ont été effectuées à grande échelle pour nous permettre d'établir la prévalence.

**Modes d'infection :** Probablement par ingestion de la forme kystique excrétée dans les matières fécales d'un autre poulain.

**Épidémiologie :** Reproduction asexuée puis sexuée et production d'ookystes dans les cellules de l'épithélium intestinal. PPP = 2-14 jours; PP = quelques jours à plusieurs mois.

**Signes cliniques :** Il n'y a pas eu de cas d'infection clinique décrit mais on suppose qu'elle se traduit par l'apparition de diarrhées et autres désordres digestifs, en relation directe ou indirecte avec la pathogénie de l'agent.

**Traitement :** Aucun de connu, ce qui rend le traitement de support visant à réhydrater l'animal d'autant plus important.

**Prophylaxie :** Appliquer des mesures sanitaires strictes chez les poulains, dès la naissance.

**Zoonosique :** Une diarrhée s'est développée chez des étudiants vétérinaires qui s'occupaient de poulains infectés.

### Damalinia equi

- **Description du parasite :** De très petite taille (1-2 mm), il est difficilement visible dans la fourrure. Ses pattes sont très petites et courtes, sa tête plus large que le thorax et sa couleur est brunâtre, assez pâle. Les jeunes poux ressemblent aux adultes, sauf qu'ils sont de taille encore plus petite. Les pattes se terminent par un crochet minuscule.

- **Test le plus sensible :**

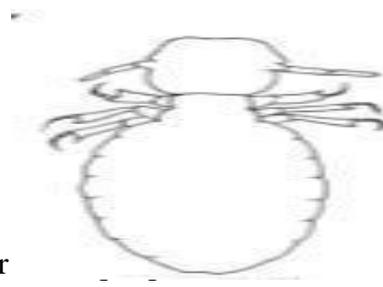
- lentes ou les coquilles d'œufs qui sont facilement repérés, à cause de leur couleur

pâle et aussi parce qu'ils sont fixés solidement aux poils. On peut les trouver un peu partout sur le corps, mais surtout à l'encolure et à la

- base de la queue. Il est également possible de détecter la présence de poux eux-mêmes, malgré leur petite taille.

- **Hôtes** : Cheval.

- **Niche** : Surtout à l'encolure et à la base de la queue; lors d'infestations massives, on le trouve sur tout le corps.



- **Animal** connaît pas de facteur

- **Prévalence** : Nous ne possédons aucune donnée pour établir la prévalence autre que les observations des praticiens. À la Faculté, quelques rares cas ont été notés. Les infestations seraient plus fréquentes à l'hiver et au printemps.

- **Modes d'infection** : Les infestations de poux se transmettent normalement par contact direct, plus rarement par contact indirect.

- **Épidémiologie** : Les poux sont des parasites permanents qui pondent des œufs et les fixent aux poils. Le développement au complet se fait sur l'hôte et passe par trois stades identiques morphologiquement, hormis leur taille respective. Le cycle de développement s'étend sur 3 à 4 semaines.

- **Signes cliniques** : Les poux broyeur sont très mobiles et engendrent ainsi beaucoup de prurit.

- **Traitement** : Pyréthrine, perméthrine, à raison de deux applications séparées par un intervalle de 2 semaines.

- **Non zoonosique.**

### Dictyocaulus arnfieldi

- **Description de la larve :** Les œufs mesurent de 80 à 100 µm de long par 50 à 60 et possèdent une paroi très mince et fragile. Une larve est complètement développée à l'intérieur. L'éclosion peut
- survenir avant leur expulsion du tube digestif. La larve libre ressemble beaucoup à *D. viviparus*, surtout pour ce qui est de l'absence de particularités morphologiques, et elle mesure de 420 à 480 µm de longueur.



- **Test le plus sensible :** Les œufs ou les larves se trouvent très rarement dans les matières fécales, la majorité des infections étant non patentés.
- **Description du parasite :** Ver mince, filiforme et blanc; le mâle peut mesurer 36 mm de long et la femelle 60.
- **Hôtes :** Équidés. L'hôte principal serait l'âne tandis que le cheval serait un hôte accidentel.
- **Niche :** Bronches et bronchioles.
- **Animaux à risque :** Chevaux élevés sur un pâturage commun avec des ânes.
- **Prévalence :** Parasite très commun chez l'âne, du moins dans certains pays d'Asie et en Angleterre. Peu commun aux États-Unis.
- **Modes d'infection :** Le cheval s'infecte au pâturage en ingérant des herbes contaminées par des L3 du parasite.
- **Épidémiologie :** La L3 pénètre à travers la paroi intestinale, emprunte les vaisseaux lymphatiques puis sanguins pour s'arrêter dans les capillaires autour des alvéoles pulmonaires. Elle pénètre dans les alvéoles, remontent aux bronchioles où elle se développe jusqu'au stade adulte. PPP = 12-14 sem chez l'âne.
- **Signes cliniques :** Infection chronique se traduisant par de la toux et une bronchite légère. En grand nombre, les parasites induisent la bronchopneumonie avec décharges nasales

et rythme respiratoire élevé.

- **Traitement** : Ivermectine à la dose normale, mébendazole à 20 mg/kg/j pendant 5 jours; fenbendazole à 50 mg/kg.
- **Prophylaxie** : Éviter de faire paître ensemble les chevaux et les ânes dans les régions endémiques.
- **Non zoonosique.**

### Eimeria leuckarti

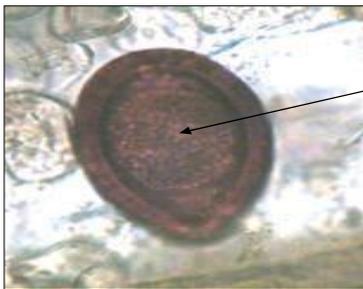
- **Caractéristiques de l'œuf** : La forme trouvée à la coproscopie se nomme « ookyste ». De forme ovale, aplatie dans sa partie étroite, sa paroi est épaisse avec un micropyle (ouverture) distincte. Sa couleur est d'un brun très foncé, quasi opaque. Il mesure de 80 à 87,5 µm de long par 55 à 59 µm de large.
- **Test le plus sensible** : L'œuf est très lourd et la sédimentation serait la technique la plus sensible. Toutefois, on les voit aussi après centrifugation dans une solution saturée de sucre.



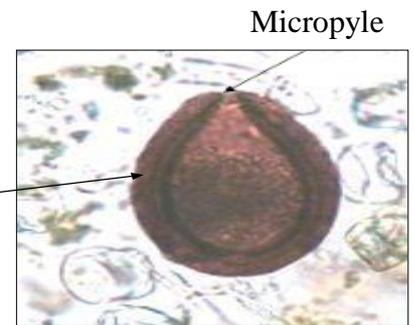
- **Description de l'adulte** : Le parasite se développe dans les entérocytes du petit intestin.
- **Hôtes** : Cheval et âne.
- **Animaux à risque** : Cette infection a été détectée principalement chez de jeunes chevaux, la majorité âgée de 6 mois et moins. Quelques cas ont toutefois été identifiés chez des chevaux adultes (14, 15 et 17 ans)
- **Prévalence** : Depuis 10 ans, nous avons trouvé 35 cas par coproscopie, au laboratoire de la Faculté, ce qui donne une prévalence de 1,7%.
- **Modes d'infection** : Par ingestion des ookystes sporulés (temps requis : 20 à 22 jours à 20 C).
- **Épidémiologie** : À l'exemple des autres coccidies, le parasite passe probablement par une phase de reproduction asexuée suivie d'une phase de reproduction sexuée. La période de prépatence serait de 15 à 33 jours et la période de patence, de 12 à 32 jours.
- **Signes cliniques** : Dans certains cas, il y aurait une inflammation marquée au niveau de la muqueuse, se traduisant par une diarrhée aigue ou chronique. Ces observations seraient excep-

tionnelle puisque des infections expérimentales massives n'ont pas réussi à provoquer l'apparition de signes cliniques.

- **Traitement** : Aucun n'est requis, normalement. Les sulfamides pourraient être utilisés comme chez les autres espèces animales. Toutefois, il faut absolument éviter le monensin à cause de sa très grande toxicité chez le cheval.
- **Prophylaxie** : Aucune de rapportée, mais l'hygiène serait à préconiser, comme dans tous les cas.
- **Non zoonosique.**



Cellule embryonnaire ronde



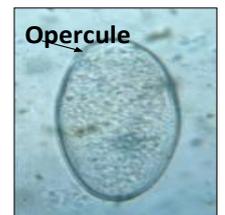
Paroi épaisse

### *Fasciola hepatica*

- **Caractéristiques de l'œuf** : L'œuf est de couleur jaunâtre et même jaune citron; il contient un noyau germinatif peu visible du fait qu'il est entouré de cellules vitellines donnant au cytoplasme un aspect granuleux. De forme ovale allongé, la paroi est très mince et fragile. On discerne, assez souvent, la ligne de l'opercule une des extrémités. Ils mesurent de 130 à 150 par 60 à 90  $\mu\text{m}$ .

- **Test le plus sensible** : Ces œufs sont lourds et fragiles, et ils flottent mal dans les solutions usuelles. Aussi, le test de

- sédimentation est préféré. Chez le cheval, l'infection permet rarement au parasite d'atteindre la fertilité et le diagnostic repose alors plus sur l'anamnèse et les tests enzymatiques hépatiques. Un test sérologique a déjà été développé mais ne semble
- pas disponible chez nous.



- **Description de l'adulte** : La douve adulte ressemble vaguement à une épaisse feuille ovale, de couleur brun-grisâtre, avec un prolongement antérieur conique. Elle mesure 20 à 30 mm de longueur et 8 à 13 mm de largeur.

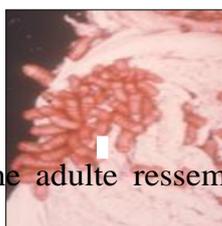
- **Hôtes** : Les ruminants domestiques sont les hôtes principaux de parasite. On le retrouve quand même chez plusieurs autres espèces animales synanthropes et herbivores, mais le cheval est considéré comme un hôte anormal réceptif.

- **Niche** : Parenchyme hépatique au stade larvaire, canaux biliaires au stade adulte.

- **Animaux à risque :** Chevaux partageant un pâturage avec des animaux d'une autre espèce et infectés.
- **Prévalence :** Les cas signalés se font très rares, d'autant plus que cette infection est rarement trouvée chez l'hôte principal au Québec.
- **Modes d'infection :** Ingestion d'herbages contaminés en bordure de certains étangs.
- **Épidémiologie :** Le parasite se développe uniquement, dans les premières parties de son cycle, dans un milieu aquatique. Un escargot aquatique en est l'hôte intermédiaire, et il donne naissance à des formes larvaires infectieuses pour les herbivores, lesquelles se fixent sur les herbages à la surface et en bordure de l'étang.
- **Signes cliniques :** Le parasite se loge dans les canaux biliaires mais migre assez souvent de façon erratique en des endroits tels les poumons ou le tissu sous-cutané.
- **Traitement :** L'albendazole, dont l'usage est non homologué chez le cheval, est utilisé pour détruire les parasites adultes. Il est douteux que cette substance puisse avoir un effet complet chez le cheval, mais celui-ci réussit normalement de lui-même à se débarrasser du parasite en 9 à 26 mois.
- **Prophylaxie :** Traiter les animaux réservoirs, drainer les terrains très humides, limiter l'accès aux étangs en les clôturant.
- **Zoonosique :** L'homme est considéré comme un hôte réceptif à l'infection, même si le parasite y complète rarement son cycle.

### Gasterophilus spp :

- **Caractéristiques des larves :** Elles ressemblent vaguement à des asticots de mouche, surtout celles du premier stade. Elles peuvent atteindre une longueur de 10 à 30 mm selon l'espèce. Leur corps comporte généralement 12 segments, chacun étant porteur d'une ou deux rangées d'épines selon l'espèce. Leur couleur est jaunâtre ou rougeâtre. On trouve des crochets oraux sur le premier segment mais une tête comme telle est absente.
- **Test le plus sensible :** Aucun test n'a été développé pour déterminer la présence de ce parasite. Il est possible de voir
  - une larve rougeâtre expulsée avec les matières fécales.



- **adulte :** La mouche adulte ressemble à une grosse

velue qui aurait perdu ses antennes. Elle porte

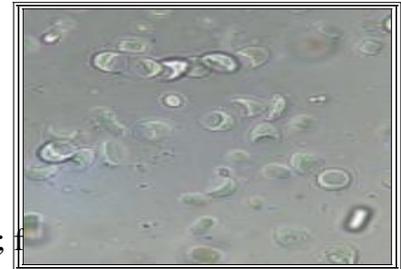
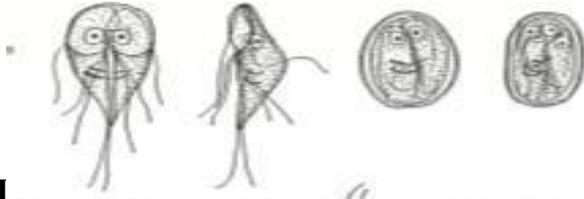
- une paire d'ailes et ses pièces buccales sont rudimentaires au point de ne pas lui permettre de se nourrir. Elle mesure environ 1 cm de longueur.
- **Niche** : Elle varie selon le stade et l'espèce, mais les larves se logent principalement aux tissus buccaux puis dans l'estomac.
- **Hôtes** : Les équidés sont les hôtes normaux.
- **Animaux à risque** : Les chevaux à l'extérieur.
- **Prévalence** : On trouve surtout ces parasites chez les chevaux au pâturage. L'infection se fait durant l'été mais le parasite peut passer la majeure partie de la saison froide à l'intérieur de l'animal, en l'absence de traitement spécifique.
- **Modes d'infection** : Les insectes adultes pondent leurs œufs directement sur l'animal et les larves qui en sortent le pénètrent par la gueule. La larve migre à la gueule ou y est amenée par le cheval qui se lèche.
- **Épidémiologie** : Les œufs sont fixés aux poils et une larve s'y développe en 5 jours environ. Une fois rendue à la gueule de l'animal, elle pénètre les tissus buccaux et y demeure pour un mois environ avant de continuer son chemin jusqu'à l'estomac où elle s'accroche solidement. Au printemps suivant, elle se décroche et est
- expulsée de l'animal avec les matières fécales. Elle s'enfouit alors dans le sol et se métamorphose en adulte. La durée de vie de l'adulte n'est que de 1 à 2 jours et les femelles pondent quelques centaines d'œufs.
- **Signes cliniques** : Les adultes effraient les animaux par leur bourdonnement. Les larves enfouies dans les tissus buccaux causent beaucoup d'inconfort. Accrochées à l'estomac, les larves peuvent occasionner des coliques ou des ulcères. Cette infection est généralement considérée comme bénigne.
- **Traitement** : Lactone macrocyclique (ivermectine, moxidectine). Le traitement sera plus complet s'il est fait après les premières gelées importantes de l'automne. Les œufs collés aux poils peuvent être enlevés avec un peigne fin ou une éponge humide.
- **Zoonosique** : Peut se loger accidentellement sous la peau des humains.

### **Giardia spp :**

- **Caractéristiques morphologiques**: KYSTE de forme elliptique; l'organisme à l'intérieur du kyste contient 2 ou 4 noyaux; cytoplasme apparaissant incolore ou légèrement verdâtre; dimensions: 8-12 x 7-10  $\mu$ . Le ZnSO<sub>4</sub> provoque la formation d'une vacuole qui déforme le

parasite sans affecter la forme du kyste (voir photo).

- **TROPHOZOÏTE** de la forme d'une poire coupée en deux, comporte 4 paires de flagelles et deux corps médians en forme d'oreille de marteau; dimensions: 9-21 x 5-15  $\mu$ .
- Le nombre d'éléments parasitaires présents dans les matières fécales varie énormément, d'un animal à l'autre.



- **Traitement** : Le traitement est le même que celui du sulfate de zinc; f
- **Hôtes** : Le cheval est un hôte réceptif tout comme la plupart des espèces animales domestiques.
- **Animaux à risque** : Poulains, probablement les animaux âgés de moins de 6 mois.
- **Prévalence** : Malgré qu'un très faible nombre d'animaux aient été testés pour la présence de ce parasite, quelques cas ont été trouvés. Dans une étude américaine, le taux d'infection chez les poulains a été évalué à 71%.
- **Modes d'infection** : Ingestion de kystes contaminant la nourriture ou l'eau.
- **Épidémiologie** : La digestion libère deux trophozoïtes du kyste, lesquels se fixent à l'épithélium pour se nourrir. Ils se reproduisent de façon asexuée par fission longitudinale et le temps de génération est court. Les trophozoïtes sont entraînés le long du petit intestin par les aliments et certains s'enkystent. Ceux-ci sont capables d'infecter un nouvel hôte dès leur excré-



- **Signes cliniques** : L'infection clinique n'a pas été décrite mais on s'attend à trouver les problèmes d'absorption intestinale observés chez d'autres espèces animales plus affectées : diarrhée chronique intermittente ou continue, et gains de poids diminués.

- **Traitement** : Aucun traitement n'est homologué, mais on pourrait administrer le fenbendazole à la dose de 5 mg/kg/j pendant 5 jours.
- **Prophylaxie** : Désinfection avec de l'ammonium quaternaire.
- **Zoonosique** : L'infection zoonotique humaine est accompagnée des mêmes symptômes et signes cliniques que chez l'animal.

### **Habronema spp.**

- **Caractéristiques de l'œuf** : Les œufs ont une paroi mince et sont embryonnés au moment de la ponte. Ils mesurent 40 à 50 par 10 à 12 µm. Ils se déforment relativement facilement, au point d'adopter la forme de la larve (330 à 350 µm de long par 8 µm de larve chez *H. megastoma*). Il est possible de ne trouver que des larves dans les fèces, suite à l'éclosion survenue dans l'intestin.
- **Test le plus sensible** : Étant donné la faible prolificité du parasite, les tests de coproscopie s'avèrent peu sensibles. Le test de Baermann et le lavage gastrique sont à essayer. La présence du parasite est surtout diagnostiqué à la nécropsie.
- **Description de l'adulte** : Petits vers blancs à queue spiralée chez le mâle. Selon l'espèce, le mâle mesure de 10 à 22 mm de long et la femelle, de 13 à 35.
- **Niche** : Ils habitent principalement l'estomac, libres ou dans des nodules, et plus rarement dans le gros intestin. Si les larves sont déposées sur des plaies, elles peuvent y survivre et entretenir des ulcères.
- **Hôtes** : Cheval. Hôte intermédiaire : *Musca domestica*, *Stomoxys calcitrans*.
- **Animaux à risque** : Animaux exposés aux mouches, surtout à l'extérieur de l'écurie.
- **Prévalence** : Peu commun.
- **Modes d'infection** : Quand la mouche porteuse de la forme infectieuse du parasite vient se nourrir sur les lèvres, les naseaux, les yeux ou les plaies de l'animal, celles-ci émergent. Elles sont alors avalées et s'enfouissent dans la muqueuse, ou demeurent dans la plaie.

- **Épidémiologie** : Les larves dans les matières fécales sont ingérées par les asticots et s'y développent pendant environ une semaine. Elles se localisent ensuite au proboscis de l'insecte, prêtes pour la transmission à l'hôte définitif.
- **Signes cliniques** : Provoquent la formation de nodules qui peuvent interférer avec la fonction normale de l'estomac, surtout lorsque localisées au pylore. Peuvent également causer des ulcères cutanés de 1 à 5 cm de diamètre ou provoquer la formation de petites verrues dans les tissus entourant l'œil. Selon leur localisation et la présence de petits granules calcaires, elles peuvent irriter la cornée. On a rapporté des nodules de 2 cm de diamètre autour des petites bronchioles.
- **Traitement** : Ivermectine à la dose normale. Les formes cutanées et oculaires sont extraites de façon chirurgicale.
- **Prophylaxie** : Protéger les plaies contre les mouches. Contrôler les populations de mouches à l'écurie.
- **Non zoonosique.**

#### **Haematopinus asini :**

- **Description du parasite** : La tête est plus étroite que le thorax et les pattes sont bien développés. La couleur est foncée et ils mesurent 3 mm de longueur.
- **Test le plus sensible** : Examen de l'animal. Le pou préfère les régions de la tête, de l'encolure, du dos, de la poitrine et entre les pattes. Normalement, ce sont les lentes ou les coquilles d'œufs qui sont facilement repérés, à cause de leur couleur pâle et aussi parce qu'ils sont fixés solidement aux poils. On peut les trouver un peu partout sur le corps, mais surtout à l'encolure et à la base de la queue. Il est également possible de détecter la présence de poux eux-mêmes, malgré leur petite taille.
- **Hôtes** : Équidés.
- **Animaux à risque** : Chevaux mal entretenus.
- **Prévalence** : Trouvé occasionnellement depuis les années 2000. Plus fréquent à

l'hiver.

- **Modes d'infection** : Parasite permanent. La transmission implique un contact direct, plus rarement un contact indirect par les instruments de toilette.
- **Épidémiologie** : Son cycle de développement dure de 3 à 4 semaines environ.
- **Signes cliniques** : De par son mode de nutrition, il peut provoquer de l'anémie ainsi que du prurit.
- **Traitement** : À cause de son mode de nutrition, il devrait être sensible à l'administration d'ivermectine à la dose normale.
- **Non zoonosique.**



#### **Hypoderma spp:**

- **Caractéristiques du parasite** : La forme larvaire est seule trouvée chez l'hôte. À maturité, elle mesure de 25 à 28 mm de longueur et elle ressemble à un asticot. Elle est plate à sa surface dorsale mais convexe à sa partie ventrale. La couleur devient de plus en plus foncée au cours de la croissance et la cuticule est couverte de petites épines. Les adultes ressemblent à de petits bourdons incapables de se nourrir. Ils mesurent de 13 à 15 mm de longueur.
- **Test le plus sensible** : Aucun test n'a été développé pour déterminer la présence de ce parasite. Il est possible
- de voir la bosse provoquée par le parasite qui se développe sous la peau du



dos.

- **Hôtes :** Bovins. Le cheval est un hôte anormal mais réceptif.
- **Animaux à risque :** Tous les chevaux au pâturage à l'été.
- **Prévalence :** Trouvé plus rarement de nos jours, même chez l'hôte normal, probablement à cause de l'usage généralisé des lactones macrocycliques pour lutter contre le parasitisme. On observe rarement plus de 2 parasites par animal.
- **Modes d'infection :** L'adulte ailé pond des œufs qu'il colle aux poils des pattes.
- **Épidémiologie :** Les larves éclosent en moins d'une semaine et pénètrent la peau. Elles migrent ensuite dans le tissu sous-cutané, pendant plusieurs semaines, pour arriver au dos vers les mois de janvier et février. Elles se percent un trou dans la peau pour pouvoir respirer. Leur croissance se traduit par l'apparition de petites bosses de 3 cm de diamètre bien visibles. Au printemps, la larve agrandit le trou de respiration et s'échappe pour puper directement sur le sol.
- **Signes cliniques :** Les adultes harcèlent et effrayent les animaux qui peuvent alors se blesser. Les larves occasionnent au moins de l'inconfort. Les trous percés dans la peau deviennent des portes d'entrée pour les micro-organismes pathogènes, surtout après la mort du parasite. On observe parfois des migrations erratiques.
- **Traitement :** L'ivermectine est particulièrement efficace contre ce parasite. Il est préférable de traiter les chevaux à l'automne, après les premières grandes gelées. Vu leur faible nombre, on peut enlever chirurgicalement les parasites émergés sur le dos, au printemps.
- **Zoonosique :** Peut se loger accidentellement sous la peau des humains.



### Oxyures equi :

- **Caractéristiques de l'œuf :** Les œufs sont allongés, un peu aplatis d'un côté, leur donnant

une légère asymétrie. On trouve un opercule à une extrémité. Ils mesurent 90 x 42 µm et leur couleur est plutôt grisâtre. Il est possible d'observer une larve complètement développée à l'intérieur de l'œuf. Ces œufs sont de taille plus petite que les œufs de strongles.



- **Test le** p<sub>é</sub>rinée et on les trouve donc rarement dans les matières fécales. Les femelles expulsent les œufs dans du matériel gélatineux qui colle à la peau et en quantité suffisamment importante pour que les masses d'œufs soient visibles à l'œil nu. D'autre part, les femelles meurent après la ponte et elles sont visibles à l'œil nu.

- **Description de l'adulte** : La femelle peut mesurer jusqu'à 15 cm de long et sa partie arrière se rétrécit très graduellement pour former une queue qui, à elle seule, peut mesurer jusqu'à trois fois la longueur du corps. Le mâle est de très petite taille, soit environ 1,2 cm. La couleur des vers est brunâtre.

- **Hôtes** : On trouve ce parasite chez les équidés.

- **Animaux à risque** : Poulains non sevrés et jeunes de l'année. Surtout chez les chevaux à l'écurie.

- **Prévalence** : La prévalence moyenne, dans les 10 dernières années, chez les animaux analysés dans notre laboratoire, a été de 0,4%. L'âge des animaux infectés a été très variable, de 5 mois à 14 ans.

- **Modes d'infection** : Les œufs sont déposés sur la peau par milliers, dans une substance qui colle à la peau. Cette substance sèche et se craquèle pour se détacher en pellicules. Les œufs peuvent également adhérer aux murs, à la mangeoire ou même tomber sur le sol, contaminant ainsi l'eau ou la nourriture. L'infection se fait par ingestion.

- **Épidémiologie** : Les jeunes adultes vivent dans le caecum et le côlon. La femelle pond des dizaines de milliers d'œufs sur le p<sub>é</sub>rinée, lesquels deviennent infectieux en 3 à 5 jours. Une fois la forme infectieuse ingérée, la larve éclôt dans le petit intestin mais s'installe ensuite dans les cryptes du gros intestin. Elle revient dans la lumière intestinale 8 à 10 jours plus tard. La période de prépatence est de 5 mois.

- **Signes cliniques** : La substance gélatineuse dans laquelle les œufs sont pondus est extrêmement irritante, ce qui porte les animaux à frotter cette région sur tout ce qui est disponible. Les poils de la queue se brisent, une dermatite avec formation de croûtes s'installe avec parfois des infections bactériennes secondaires, ce qui donnent une apparence de « queue de rat ». Le prurit rend les animaux plus nerveux

- **Traitement** : La majorité des médicaments utilisés pour lutter contre les ascaridés et les strongles sont aussi efficaces contre ce parasite. Avec les lactones macrocycliques, il faut traiter deux fois par année.
- **Prophylaxie** : Placer les mangeoires et les abreuvoirs assez haut pour éviter toute contamination. Changer la litière souvent. Nettoyer la région périnéale avec un papier jetable. La dessiccation de l'endroit tue les œufs en une semaine environ. Cependant, les œufs peuvent survivre plusieurs semaines si l'humidité est suffisante. Non zoonosique.



### **Parascaris equorum :**

- **Caractéristiques de l'œuf**: Les œufs sont presque ronds, recouverts d'une couche externe épaisse et ornée de protubérances, lui donnant une couleur très foncée. Ils mesurent de 90 à 100 µm de diamètre. La couche externe colorée peut décoller durant la centrifugation, ce qui change la couleur et la taille de l'œuf. L'embryon est au stade unicellulaire à l'intérieur de l'œuf.
- **Test le plus sensible** : Les œufs sont très denses et flottent peu au Wisconsin, mais comme le parasite est très prolifique, on trouve quand même des œufs. Le meilleur test pour trouver les œufs est la sédimentation.
- **Description de l'adulte** : La femelle mesure de 18 à 50 cm de long et jusqu'à 8 mm de largeur. Le mâle atteint à peine la moitié de cette taille.
- **Hôtes** : Équidés et zèbres.
- **Niche** : Première partie du petit intestin.
- **Animaux à risque** : Les jeunes animaux gardés en stalle sont plus à risque de s'infecter. Les charges parasitaires sont plus élevées à l'automne et au début de l'hiver.
- **Prévalence** : Dans notre laboratoire, c'est 6,8% des animaux qui excrètent des œufs. On trouve le parasite surtout chez les poulains âgés de 4 mois (38%), mais parfois aussi chez des chevaux beaucoup plus âgés et probablement à tous les âges (2, 3, 5, 20 et 24 ans).
- **Modes d'infection** : L'infection se fait par ingestion d'œufs infectieux qui contaminent la nourriture ou l'eau. Les œufs, de par leur revêtement rugueux, peuvent facilement adhérer aux mamelles de la mère et être ingérés par le poulain qui tète. La transmission prénatale ou par le lait n'a pas été démontrée.

- **Épidémiologie** : Une fois ingérée, la larve est libérée par la digestion et entreprend une longue migration qui la mène de l'intestin vers le foie puis les poumons où elle remonte les voies respiratoires pour être avalées à nouveau et revenir dans l'intestin. Le développement est relativement rapide, le parasite pouvant atteindre déjà 15 cm de long seulement 40 jours après l'infection. La période de prépatence est de 80 à 83 jours, mais la période de patence n'est pas connue précisément.

- **Signes cliniques** : Les signes cliniques sont observés chez les poulains âgés de 3 à 9 mois : toux, diarrhée, flatulences, mauvais poil, péritonite, intussusception, obstruction intestinale. Le taux de mortalité peut être alors élevé.

- **Traitement** : Débuter le traitement dès l'âge de 4 à 6 semaines et traiter mensuellement jusqu'à l'âge de 6 mois. Les benzimidazoles semblent montrer une efficacité et une innocuité supérieure (Lyons et coll., 2006; Cribb et coll., 2006) comparativement au pyrantel et aux lactones macrocycliques. De la résistance à l'ivermectin a été démontrée dans certains élevages.

- **Prophylaxie** : Bien nettoyer les parquets pour enlever les œufs (aucun désinfectant n'est efficace); entreposer le fumier des poulains de façon à ce qu'il chauffe, distribuer les aliments dans des râteliers ou des contenants qui les protègent de toute contamination fécale, placer de routine tous les poulains sur un programme de prévention du parasitisme.

- **Non zoonosique** (mais soupçonnée).



- **Strongyl**

- **Caractéristiques de l'œuf** : Œuf allongé aux bouts arrondis; la paroi est mince; contient un embryon multicellulaire (de 8 à des centaines) de couleur brunâtre. Quand les cellules sont peu nombreuses, on voit clairement leur forme arrondie. Comme les œufs d'une cinquantaine d'espèces pondent des œufs de ce type, chez le cheval seulement, il existe une certaine variations dans les dimensions (70-90 µm x 40-50), la morphologie et le stade de développement de l'embryon.

- **Espèces en cause** : Sous-famille Cyathostominae ou petits strongles comprend une quarantaine d'espèces (dont les genres *Cyathostomum*, *Cylicocercus*, *Trichonema*, *Cylicos-*

*tephanus*, etc). La sous-famille des strongylineae ou grands strongles comprend les genres *Strongylus*, *Triodontophorus*, *Oesophagodontus* et *Craterostomum*).

- **Test le plus sensible** : Wisconsin. Comme ces œufs sont parfois très nombreux, un compte avec une lame MacMaster peut s'avérer un bon outil pour effectuer un suivi ou une évaluation de l'efficacité d'un médicament. Lors de cyathostominose, les œufs sont généralement absent et le râclage de la muqueuse intestinale par fouille rectale peut permettre de voir des vers d'environ 1 cm de long;

- une espèce est particulièrement facile à repérer, *Trichonema*, à cause de sa couleur rouge-orangé. Si cette espèce est présente, plusieurs autres espèces moins facilement visibles sont également présentes.



- **Description de l'adulte** : Les grands strongles adultes peuvent atteindre de 2 à 8 cm de longueur tandis que les petits strongles mesurent généralement moins de 2 cm. L'identification à l'espèce de ces nématodes se fait par la morphologie de certaines pièces buccales.

- **Hôtes** : Équidés.

- **Animaux à risque** : Ces parasites sont présents chez la très grande majorité des chevaux.

- **Prévalence** : Dans notre laboratoire, c'est 46,7% des chevaux qui excrètent ces parasites. L'excrétion d'œufs est généralement plus importante chez les chevaux de moins de 5 ans et chez les chevaux de plus de 15 ans. À cause de l'utilisation généralisée des lactones macrocycliques et du cycle de développement particulièrement long des grands strongles, ceux-ci de rencontrent de moins en moins fréquemment.

- **Modes d'infection** : Par ingestion de larves du troisième stade qui contaminent les herbages au pâturage.

- **Épidémiologie** : Les grands strongles pénètrent la paroi du tube digestif et effectuent une longue migration qui dure de 6 à 12 mois selon l'espèce. Les petits strongles s'enfouissent dans la muqueuse du gros intestin et reviennent dans la lumière seulement au printemps suivant.

- **Signes cliniques** : Ils varient selon l'espèce. Les principaux sont les coliques, de la diarrhée, de la fièvre, de l'amaigrissement.

- **Traitement** : Plusieurs médicaments peuvent être utilisés dans le cadre d'un programme préventif. Les principaux sont les benzimidazoles, le pyrantel et les lactones macrocycliques.

- **Prophylaxie** : Le programme de prévention vise principalement à procurer aux che-

vaux sensibles un pâturage sain. Trois à quatre vermifugations annuelles semble être le nombre minimal de traitement à prévoir.

- **Non zoonosique.**



## - **Strongyloides**

- **Caractéristiques de l'œuf :** Œufs à paroi très mince et très fragile. Leur couleur est très pâle, grisâtre. L'embryon est complètement formé lors de l'expulsion de l'animal. Les œufs mesurent 40-52 x 32-40  $\mu$ . Ils sont de taille un peu plus petite que les œufs de strongles. Si l'échantillon n'a pas été conservé au frais, il est possible de voir une larve complètement développée à l'intérieur des œufs de strongles en 12 à 24 heures. La forme de l'œuf de Strongyloides est presque ronde mais d'autres fois, un peu allongée.

- **Test le plus sensible :** Centrifugation dans une solution saturée de sucre (Wisconsin).



○ Larve



- **Description de l'adulte :** Nématode pouvant atteindre 9 mm de long.

- **Hôtes :** Cheval et zèbre, dans le petit intestin.

- **Animaux à risque :** Animaux à l'intérieur dans une stalle, si les matières fécales ne sont pas enlevées quotidiennement.

- **Prévalence :** Dans les 10 dernières années, la prévalence annuelle moyenne a été de 1,5%. L'infection est rencontrée principalement chez les poulains à la mamelle mais diminue grandement vers l'âge de 6 mois. Des adultes âgés jusqu'à 13 ans en ont excrété.

- **Modes d'infection :** Le principal mode d'infection serait le passage des larves dans le lait de la mère. Le réservoir d'infection chez la mère est probablement des larves tissulaires. Secondairement, les larves peuvent traverser la peau. On n'a pas d'indice pour croire à l'infection prénatale.

- **Épidémiologie :** Le parasite est avalé et se développe dans l'intestin. La ponte débute 10 à 14 jours plus tard. L'infection se résout d'elle-même vers l'âge de 20 à 25 semaines.

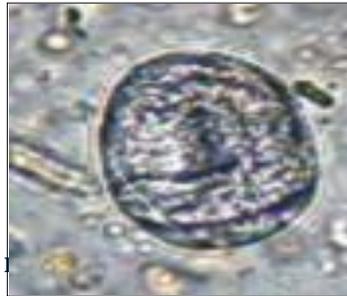
- **Signes cliniques :** Des infections expérimentales avec de fortes doses infectantes ont

provoqué l'apparition d'une diarrhée marquée, de fièvre et même de mortalité. Il semble plus difficile d'associer les infections naturelles avec de la diarrhée, surtout celles apparaissant vers la deuxième semaine chez le poulain, laquelle serait vraisemblablement due à l'oestrus de la mère, qui survient à cette époque.

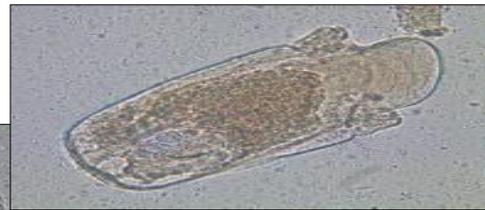
- **Traitement** : Les médicaments contre les parasites chez le cheval s'administrent à des animaux âgés d'au moins un mois. Il a été suggéré de traiter la mère avec de l'ivermectine au moment de la parturition, pour détruire les larves enkystées. L'utilisation du fenbendazole a également été suggérée mais à la dose de 50 mg/kg.

- **Prophylaxie** : Traitement préventif chez la mère; nettoyer les stalles quotidiennement.

- **Non zoonosique.**



- **Protozoaires de la flore**



- **Strongyloides**

- Larve complètement formée dès l'émission des matières fécales

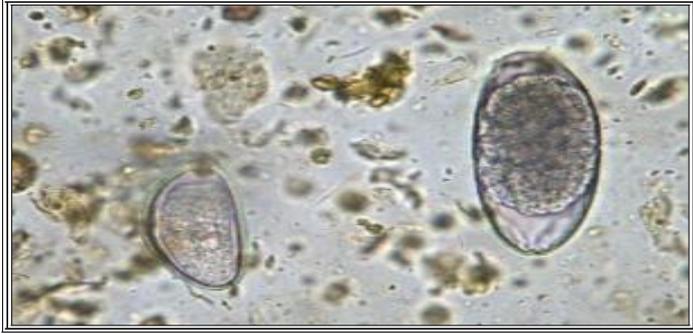
- Taille plus petite

- Forme différente (plus rectangulaire)

- Couleur plus pâle



- **Oxyures equi vs œuf de type strongle**
  - Œuf d'oxyure plus petit
  - De couleur moins foncée et de forme asymétrique
  - Contiennent une larve formée vs embryon multicellulaire
  - Prévalence de 0,4% vs 48%.



- **Pathologie Parasitaire Dominante Chez Le Chevale**

- **1-Vérification de l'efficacité des anthelminthiques**

- Le premier signe d'une diminution d'efficacité et de l'apparition d'une résistance, notion qui sera développée dans la partie III.3., est l'échec thérapeutique avec des symptômes qui persistent voire s'aggravent et peuvent causer de la mortalité. Néanmoins ce diagnostic clinique n'intervient que tardivement par rapport au moment où l'antiparasitaire commence à ne plus être aussi performant. Les tests qui vont être présentés ici permettent ainsi de détecter les résistances de façon précoce.

- On peut distinguer les tests de terrain *in vivo* et des tests de confirmation *in vitro* décrits dans le tableau 6. La plupart de ces tests ont surtout été utilisés lors d'études sur la détection des résistances aux anthelminthiques chez les parasites des ruminants, et très peu sont validés à l'heure actuelle pour une application chez les équidés.

- **Tableau 6 : Méthodes de détection des résistances aux anthelminthiques selon le type de test et la famille chimique évaluée (d'après Taylor et Hunt, 1989)**

Type de test	Nom du test	Famille chimique évaluée
Tests in vivo	Test de réduction du nombre d'œufs	Toutes les familles
	Test de contrôle et test critique	
Tests in vitro	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Test d'éclosion des œufs</li> <li>• Tests de développement : <ul style="list-style-type: none"> <li>- larvaire</li> <li>- adulte</li> </ul> </li> <li>• Test de liaison de la tubuline</li> <li>• Tests paralysie larvaire : <ul style="list-style-type: none"> <li>- visuel</li> <li>- motilité</li> </ul> </li> <li>• Test de migration</li> <li>• Test colorimétrique</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Benzimidazoles</li> <li>• Benzimidazoles</li> <li>• (Ivermectine)</li> <li>• (Lévamisole)</li> <li>• Benzimidazoles</li>   <li>• Lévamisole</li> <li>• Morantel</li> <li>• Ivermectine</li> <li>• Benzimidazoles</li> </ul>

## 2-Tests *in vivo* :

### 2.1. Test de réduction du nombre d'œufs (*fécal Egg count réduction test*)

- Le test de réduction de l'excrétion fécale des œufs de nématodes ou TREFO (en anglais *FECRT : Fecal Egg Count Reduction test*) est la méthode de détermination de l'efficacité d'un anthelminthique la plus employée en pratique.
- L'ensemble des familles d'anthelminthiques peut être testé grâce à cette méthode.
- Son principe consiste à comparer le nombre d'œufs excrétés par un groupe témoin ou « contrôle » d'animaux non traités et un groupe d'animaux traités. La technique de comptage des parasites peut être par exemple celle de Mac Master ou la méthode FECPAK déjà évoquée. Coles *et al.* (2006) conseillent d'utiliser pour ce test si possible 6 animaux par groupe, chacun ayant au minimum 150 opg (œufs par gramme de fèces). Les échantillons de fèces sont prélevés et les œufs comptés au moment du traitement puis 10 à 14 jours après le traitement. Il existe plusieurs variations de cette méthode. Les formules suivantes sont utilisées pour calculer l'efficacité, fondées sur les valeurs moyennes :

$\text{TREFO} = \frac{C2 - T2}{C2} \times 100$	T2 : le nombre d'œufs excrétés chez les individus traités
	C2 : le nombre d'œufs excrétés chez les individus non traités

- Cette formule utilise des moyennes arithmétiques et donne une valeur avec un intervalle de confiance de 95%.
- La formule est la même mais les valeurs employées sont des moyennes estimées après transformation logarithmique des données, en utilisant un modèle linéaire généralisé, très proche de l'analyse de covariance permettant d'estimer la signification statistique entre lots témoin et traité.

$\text{TREFO} = \frac{T1 - T2}{T1} \times 100$	T1 : le nombre d'œufs excrétés avant traitement (J0)
	T2 : le nombre d'œufs excrétés après traitement (J10-14)

- Cette formule utilise des moyennes arithmétiques et a la particularité de ne pas utiliser de lot témoin mais d'évaluer l'efficacité sur un seul lot en comparant les résultats avant et après traitement.

$$\text{TREFO} = \frac{\text{T1} - \text{T2}}{\text{C1}}$$

T1      C2

T1 : le nombre d'œufs excrétés chez les individus traités, avant traitement (J0)

T2 : le nombre d'œufs excrétés chez les individus traités, après traitement (J10-14)

C1 : le nombre d'œufs excrétés chez les individus non traités à J0

- C2 : le nombre d'œufs excrétés chez les individus non traités à J10-14
- Les valeurs utilisées sont des moyennes arithmétiques.
- La même formule existe également avec cette fois-ci l'utilisation de moyennes géométriques.
- La culture des œufs en larves permet de déterminer leur viabilité et d'identifier les parasites.
- Théoriquement, pour qu'un anthelminthique soit complètement efficace, aucun parasite ne devrait survivre au traitement. Cependant, il y a une suppression temporaire de la production d'œufs suite au traitement (3 jours pour le lévamisole, 8 jours pour les benzimidazoles, 14-17 jours pour les lactones macrocycliques) donc c'est après cette période qu'on devrait évaluer le nombre d'œufs. Chaque œuf viable indique la possibilité d'avoir des parasites résistants chez l'animal au moment du traitement. Un faible pourcentage de survie peut indiquer un début de résistance et même si les conséquences cliniques ne sont pas encore apparentes, cette détection est utile car elle permet une prise en charge précoce pour éviter ou du moins retarder le développement de résistances et l'échec thérapeutique.
- Il est diagnostiquer les petits strongles résistants aux benzimidazoles, le comptage du nombre d'œufs le jour du traitement puis 7 à 14 jours après le traitement et indiquent que l'intervalle optimal pour le comptage d'œufs est entre 7 et 10 jours après le traitement.
- On conclut à une résistance lorsque plus de 20% des chevaux ont un résultat positif après traitement, et lorsque le nombre d'œufs a diminué de moins de 90% entre les résultats avant et après traitement.
- recommandent également de prendre la valeur de 90% de réduction comme valeur seuil de résistance mais ont montré que selon la méthode de calcul, les pourcentages de réduction varient et conseillent de prendre 95% de réduction comme seuil de résistance. En réalité, Dargatz *et al.* en 2000 ont suggéré que différents seuils de résistance étaient nécessaire selon les classes d'anthelminthiques.

- Ainsi cette méthode bien que très utile manque encore à ce jour de standardisation, c'est pourquoi l'association WAAVP (*World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology*) est sur le point de publier des directives visant à définir des procédures standardisées de réalisation et d'interprétation de ce test.

- Le test de réduction d'excrétion fécale est relativement rapide, peu coûteux, mais son interprétation n'est pas toujours facile. précisent en effet que le nombre d'œufs n'est pas proportionnel au nombre d'adultes. Coles *et al.* (WAAVP, 1992) soulignent une autre limite de ce test : il n'est pas fiable si la proportion de parasites résistants est inférieure à 25% . De plus l'excrétion fécale dépend de multiples facteurs : le moment de la journée, l'âge des animaux, l'alimentation, le climat, la charge parasitaire de l'environnement, les parasites concernés, la dose et l'observance du traitement, l'estimation correcte du poids de l'animal. D'où l'intérêt lors de ces tests de contrôler minutieusement ces facteurs afin d'avoir des résultats interprétables et comparables.

1

- **2.2. Tests critique et de contrôle (*critical test, controlled test*)**

- Ces tests sont fiables, mais nécessitent une autopsie des chevaux. Ils ne sont donc applicables que dans le cadre d'une expérimentation.

- **3- Test de contrôle (*controlled test*) :**

- Il s'agit de la méthode la plus fiable pour estimer l'efficacité d'antiparasitaires contre des infestations mixtes de parasites, mais aussi la plus coûteuse en termes de moyens et d'animaux nécessaires. Elle était plus souvent utilisée pour le diagnostic des résistances chez les moutons.

- La méthode consiste en l'infestation de groupes d'animaux non parasités avec des larves L3 infectantes, et de les traiter avec des doses variables d'anthelminthique (sauf un groupe contrôle non traité) lorsque les larves sont devenues adultes. Les animaux sont ensuite abattus 10 à 14 jours après le traitement et leur charge parasitaire est évaluée. L'utilisation de différentes doses d'antiparasitaires selon les groupes permet de déterminer la dose nécessaire pour tuer la moitié des parasites.

- La WAAVP en 2002 recommande d'avoir au minimum 6 animaux infestés, idéalement 10 par groupe, car le nombre de parasites varie d'un individu à l'autre. Tous les individus sont d'abord mis dans un même environnement, puis après répartition aléatoire, ils sont séparés en deux groupes : un traité et un non traité. L'autopsie est recommandée après 2 à 6 semaines de traitement.

- l'autopsie effectuée une ou deux semaines après le début du traitement permet de détecter l'efficacité contre les adultes et larves dans la lumière du tube digestif, et les formes migrantes de certains parasites comme *S. vulgaris* dans les artères mésentériques crânielles ou *S. edentatus* dans les tissus rétropéritonéaux de la cavité abdominale.
- En revanche, l'autopsie reportée de 4 à 6 semaines après le début du traitement permet de détecter l'efficacité contre les stades précoces des larves L3 (EL3) de cyathostomes au développement inhibé dans la muqueuse du gros intestin. Suite au traitement anthelminthique qui diminue le nombre d'adultes, les formes larvaires inhibées vont effectivement sortir d'hypobiose. Ainsi, sous réserve qu'il n'y ait pas eu de réinfestation après le traitement, toute larve EL3 trouvée à l'autopsie montre que l'anthelminthique testé a une action inhibitrice du développement de ces stades larvaires. Un inconvénient de cette autopsie tardive est que les chevaux non traités vont éliminer beaucoup de parasites pendant cette période donc en avoir peu à l'autopsie et il y a un risque de sous-estimation de l'efficacité de l'antiparasitaire (voir formule ci-dessous). De plus le développement des larves EL3 en larves L3 tardives LL3 ou L4 empêche la détermination correcte de l'efficacité contre ces formes. L'autopsie précoce à une ou deux semaines, avant l'émergence et le développement des larves EL3, serait préférable pour évaluer l'efficacité contre les stades LL3 et L4 mais il n'existe pas à l'heure actuelle de méthode à l'autopsie permettant de distinguer si ces formes sont inhibées ou ont un développement normal.
- Les parasites digestifs sont ainsi recherchés à l'autopsie, identifiés et comptés. L'efficacité du produit peut être évaluée en comparant le nombre de parasites chez les chevaux traités et non traités.
- La formule suivante permet d'évaluer le pourcentage d'efficacité d'un antiparasitaire :

$$\% \text{ d'efficacité} = \frac{N1 - N2}{N1} \times 100$$

N1 : Nombre moyen de parasites chez les chevaux témoins  
N2 : Nombre moyen de parasites chez les chevaux traités

- Des méthodes statistiques paramétriques ou non paramétriques permettent ensuite d'évaluer si l'efficacité trouvée est significative.
- **4- Test critique (critical test) :**

- La WAAVP propose ce test pour évaluer l'efficacité contre des parasites de la lumière gastro-intestinale. Les chevaux sont isolés, chacun est traité puis les fèces sont collectés quotidiennement à partir du premier jour et pendant au moins 7 jours après traitement, date à laquelle les animaux sont euthanasiés et autopsiés. Ainsi les parasites sont à la fois récupérés à partir de l'excrétion fécale journalière, et à partir du tube digestif à l'autopsie. Ils sont identifiés et comptés. L'ensemble de ces parasites (évacués dans les fèces et recueillis à l'autopsie) est considéré pour un individu comme étant sa charge parasitaire au moment du traitement. Ainsi chaque individu joue son propre rôle de témoin.
- L'efficacité chez un individu donné, d'un antiparasitaire donné contre une souche de parasite donnée est calculée en utilisant la formule suivante :

$\% \text{ efficacité} = \frac{Nf}{Nf + Na} \times 100$ <p style="margin-left: 40px;"> <math>Nf</math> : Nombre de parasites évacués dans les fèces  <math>Na</math> : l'autopsie </p>
--

- Cette méthode est laborieuse, prend du temps et présente l'inconvénient que les parasites de l'estomac ou de l'intestin grêle peuvent être partiellement digérés lorsqu'on les retrouve dans les fèces et de ce fait être difficiles à identifier. De plus il y a aussi des pertes lors de la récolte des fèces. Ainsi, pour ce type de parasites, le test critique reste une estimation de l'efficacité d'un antiparasitaire. Il est donc conseillé d'en réaliser plusieurs afin de confronter les résultats et d'avoir un pourcentage d'efficacité plus significatif.
- Une autre possibilité est d'associer les tests critique et de contrôle pour évaluer l'efficacité contre les stades larvaires et adultes, notamment lorsque les larves sont dans la lumière gastro-intestinale.
- Concernant les stades larvaires qui ne sont pas dans la lumière du tube digestif mais sont dans la muqueuse ou la sous-muqueuse, comme c'est le cas de certains stades larvaires de cyathostomes, que l'infestation soit naturelle ou expérimentale, le test de contrôle est conseillé pour déterminer l'efficacité d'un antiparasitaire. En effet, dans ce cas, l'autopsie peut être décalée dans le temps afin de permettre aux parasites immatures des chevaux témoins, ou ayant survécu au traitement, de se développer, facilitant ainsi la récolte et l'identification.

**Tableau 7: Les tests critique et de contrôle adaptés selon la localisation et le stade de développement des parasites :**

Localisation	Parasite	Infections naturelles				Infections expérimentales			
		Test critique		Test de contrôle		Test critique		Test de contrôle	
		Adultes	Larves	Adultes	Larves	Adultes	Larves	Adultes	Larves
Estomac	<i>Gasterophilus</i> spp.	NA	+	N A	+	NA	-	NA	+
	<i>Habronema</i> , <i>Draschia</i>	-	-	+	+	-	-	-	-
	<i>Trichostrongylus</i> <i>axei</i>	-	-	+	+	-	-	+	+
Intestin grêle	<i>Parascaris equorum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Strongyloides</i> <i>westeri</i>	-	-	+	-	-	-	+	-
	<i>Anoplocephala</i> spp.	+	NA	+	NA	-	-	-	-
Caecum/colon	<i>Strongylus</i> spp.	+	-	+	+	+	-	+	+
	<i>Triodontophorus</i> spp. etc	+	+/-	+	+	possible		possible	
	<i>Cyathostomum</i> spp. etc	+	+/-	+	+*	possible		possible	
	<i>Oxyuris equi</i>	+	+/-*	+	+*	-	-	-	-
	<i>Probstmayria</i> <i>vivipara</i>	-	-	+	NA	-	-	-	-

## gende

α : non applicable

test approprié

test non approprié

it se trouver aussi dans le

icum/colon

- Le test critique peut montrer l'efficacité contre les larves de la lumière digestive des petits tringles et *O. equi*, alors que le test de contrôle peut en plus indiquer l'efficacité contre les larves se développant dans la muqueuse

- Ces tests sont fiables mais coûteux et posent des problèmes à la fois de temps et d'éthique. C'est pourquoi les tests *in vitro* ont une importance non négligeable, notamment pour avoir une confirmation de résistance et ils sont parfois plus rapides (test d'éclosion des œufs, test de développement des larves).

## 5- Tests in vitro

### - 5-1 Test d'éclosion des œufs (egg hatch assay)

- Il s'agit du seul test *in vitro* actuellement disponible pour les nématodes des chevaux et il permet d'évaluer la sensibilité des cyathostomes aux benzimidazoles. Von Samson-Himmelstjerna *et al.* (2009) ont récemment standardisé ce test pour les nématodes des ruminants mais rien n'a encore été validé pour les équidés. Aucun test *in vitro* n'est applicable actuellement pour les autres familles anthelminthiques

-

- La plupart Cette méthode vient de la capacité des benzimidazoles à empêcher l'embryogenèse et l'éclosion des œufs de nématodes. Il en existe plusieurs variations mais le principe reste le même. Il consiste en l'incubation d'œufs non développés dans différentes concentrations de benzimidazole, le plus souvent du thiabendazole du fait de sa haute solubilité dans l'eau. La proportion d'œufs qui éclosent ou meurent est déterminée pour chaque concentration permettant le tracé d'une courbe des pourcentages (corrigés par les résultats du groupe témoin non traité) en fonction de la dose. L'application de la fonction logarithme ou arcsinus permet le tracé d'une droite qui permet de déterminer la dose d'anthelminthique requise pour éliminer la moitié des œufs (DL50). La culture des larves L3 permet ensuite une identification des parasites.

- Ont expliqué que la dose discriminante permettant la détection des résistances est celle pour laquelle il y a inhibition de 99% des éclosions d'œufs. D'après, Whitlock *et al.* (1980) ont montré que les œufs de nématodes éclosaient rarement au-delà de 0,1 µg/mL de thiabendazole et cette valeur a souvent été utilisée comme seuil pour la détection de résistance. Le pourcentage d'œufs ayant éclos à la dose discriminante donne ainsi la proportion d'œufs résistants au thiabendazole dans l'échantillon étudié
- Cette méthode prend moins de temps que le test TREFO, elle est précise, relativement simple et peu coûteuse . Le principal inconvénient de cette technique est la nécessité d'avoir des œufs non développés, ce qui est rendu difficile dès que les œufs sont transportés. En effet, les benzimidazoles n'agissent qu'en début de développement embryonnaire et la mise en place de ce test trop tardivement (au-delà de 3h après la collecte d'après donnerait donc des résultats faussement positifs. Smith-Buijs et Borgsteede en 1986 ont trouvé comme solution la glace et Taylor et Hunt en 1989 un système de stockage en anaérobiose, permettant une conservation jusqu'à 7 jours.
- Ont développé ce type de méthode pour évaluer le lévamisole, bien qu'il n'ait pas d'action ovicide, et d'autres antiparasitaires avec comme mode d'action la paralysie du parasite.
- La méthode de conservation anaérobie et d'isolement des oeufs lors du test d'éclosion et la technique du test d'éclosion des œufs sont décrites en annexes 2 et 3
  - **5-2 Tests de développement (development tests):** des anthelminthiques ont une action sur le développement des parasites, d'où la création de ces tests. Néanmoins, leur principal inconvénient est la difficulté à développer des nématodes *in vitro* et la difficulté d'interprétation lors d'infections mixtes. En revanche elles permettent l'évaluation de plusieurs antiparasitaires simultanément.
  - Il y a les tests de développement des larves (LDA, *Larval Development Assay*) et les tests de développement des adultes qu'on évalue après l'ajout d'un anthelminthique dans le milieu de culture pendant 7 jours à 27°C, soit par la croissance des L1 en L3, soit des L3 en L4 puis en forme adultes respectivement. Un anthelminthique efficace doit empêcher ce développement. Les larves L3 peuvent être identifiées pour déterminer les parasites en cause.

Il est possible soit de déterminer la DL50 en faisant varier les concentrations d'anthelminthique, soit de prendre comme seule concentration la dose discriminante afin d'augmenter la sensibilité. Coles *et al.* (2006) évoquent des doses discriminantes pour les petits et grands strongles chez les équins à 0,12 µg/mL de thiabendazole et 0,4 µg/mL de lévamisole mais ces valeurs n'ont

- Il existe deux types de tests de développement des larves : le test à base de liquide et celui à base de gélose appelé MALDT (*Microagar larval development test*) utilisé notamment
- pas encore été standardisés.
- précisent que ces tests de développement des larves semblent adaptés pour l'évaluation des benzimidazoles et du lévamisole, mais il semblerait que ce ne soit pas le cas pour les lactones macrocycliques. ont néanmoins proposé un test de développement des larves pour les lactones macrocycliques mais son efficacité n'est pas encore prouvée.
- Ces tests sont plus sensibles que le test d'éclosion et contrairement à celui-ci, l'âge des œufs n'est pas important. Notons toutefois que des extraits de levure et de fongicide (amphotéricine B) sont nécessaires dans le milieu
- Les techniques d'éclosion et de développement sont les test *in vitro* les plus couramment employées et existent sous forme de tests rapides et faciles d'utilisation en routine comme par exemple le *DrenchRite*<sup>TM</sup> LDA, similaire au MALDT et développé par le groupe *Commonwealth Scientific Industrial Research Organisation* en Australie. Après centrifugation des fèces, les œufs et larves sont déposés sur des microplaques imprégnées d'anthelminthiques, notamment de benzimidazole, lévamisole, association de benzimidazole et lévamisole, avermectine ou mylbémycine et le résultat est analysé après une semaine d'incubation à 27°C
- La technique du test de développement des larves sur gélose est détaillée en annexe 4.

- **5.3 -Test de liaison à la tubuline (tubulin binding assay) :**

- Lacey et Snowdon ont décrit cette technique en 1988. Elle mesure la liaison entre la tubuline du parasite et le groupe carbamate d'un benzimidazole marqué par du tritium. En effet, lors de résistance il y a réduction de cette capacité de liaison à la tubuline.

Ce test est rapide (moins de deux heures), reproductible, fiable, utilisable en routine et sensible aux variations de degré de résistance d'une même souche

- **5.4- Test colorimétrique (biochemical assay) :**

- Sutherland *et al.* (1988) ont décrit des techniques biochimiques permettant de comparer les acétylcholinestérases et autres estérases des larves L3 de souches sensibles et celles de souches résistantes aux benzimidazoles. En effet, les parasites résistants présentent un taux d'estérases supérieur à celui des souches sensibles.

- Ce test est rapide mais peu reproductible

- **5.5 -.Tests de paralysie :**

- Ils sont utilisés pour évaluer l'efficacité des anthelminthiques ayant une action paralysante sur les parasites comme le lévamisole, le morantel et l'ivermectine.

- Martin et Lejambre (1979) ont décrit un test d'évaluation de la capacité du lévamisole

- paralyser les larves L3 de parasites. Ces dernières sont incubées avec des concentrations variables de lévamisole et la proportion de larves paralysées est évaluée pour chaque concentration. Ainsi, après réalisation d'un graphe du pourcentage en fonction de la dose, on peut connaître la dose pour laquelle la moitié des larves sont touchées et la comparer à la valeur de référence obtenue avec des parasites reconnus sensibles.

- ont mis au point pour cette méthode un appareil très sensible de mesure de motilité. Cependant, l'utilisation de cette même technique par a révélé des résultats plus décevants avec peu de différences entre souches sensibles et résistantes.

- Chacun de ces tests pris isolément est interprétable mais ils sont difficilement comparables du fait de techniques, milieux de cultures, conditions de prélèvement, et populations variables, comme suggéré par Craven *et al.*

## - 5.6 - Tests moléculaires :

- Plusieurs protocoles de PCR et de séquençage ont été développés permettant d'augmenter l'exactitude et la sensibilité des tests d'évaluation de l'efficacité des antiparasitaires contre un type de parasite. Cependant, ces tests nécessitent un nombre représentatif d'individus (par exemple 100) et sont donc coûteux. C'est pourquoi ces protocoles ne sont actuellement utilisés que pour les études épidémiologiques et fondamentales, mais l'objectif est à terme de réussir à utiliser la biologie moléculaire pour les tests de routine également.

### - La PCR traditionnelle :

- Les tests de PCR traditionnelle étaient d'abord destinés à tester les géotypes
- résistants ou sensibles aux benzimidazoles uniquement. Ils ont d'abord été décrits pour *Trichostrongylus* spp. chez les petits ruminants. Ils utilisent le polymorphisme des nucléotides ou SNP (*Single Nucleotide Polymorphism*) du codon 200 de l'isotype 1 de la bêta-tubuline des parasites qui, lorsqu'il est muté, est incriminé dans la résistance aux benzimidazoles . En 2002, Von Samson-Himmelstjerna *et al.* ont mis au point une technique de PCR utilisant l'allèle spécifique du codon 200 de la bêta-tubuline pour plusieurs sortes de cyathostomes. Ce protocole s'est avéré adapté pour caractériser l'ADN isolé de larves L3 et d'adultes de 7 espèces de cyathostomes. Cependant la proportion de résistance associée à cet allèle était à peine (voire pas) supérieure
- la proportion de résistance établie phénotypiquement c'est-à-dire par les tests classiques de détection des résistances . La sensibilité de ce test s'avère donc décevante.

- **PCR en temps réel :**

- Alvarez-Sanchez *et al.* (2005) décrivent une méthode de PCR en temps réel pour
- déterminer la fréquence de l'allèle du codon 200 de l'isotype 1 de la bêta-tubuline dans des échantillons d'ADN de nématodes. Un marqueur nommé *SYBR1 Green I* intercalé entre les deux brins d'ADN devient fluorescent lors de sa liaison à l'ADN. A chaque cycle d'amplification de l'ADN, la fluorescence est mesurée jusqu'à atteindre un seuil de détection. Le nombre de cycles nécessaires pour atteindre cette détection, qui est lié à la quantité d'ADN recherché, permet de déterminer la fréquence de chaque allèle. Dans cette étude, les résultats utilisant cette technique de PCR étaient en accord avec les tests classiques (FECRT, test d'éclosion des œufs), puisque la fréquence la plus faible de l'allèle sensible correspondait à la souche la plus résistante selon les autres tests.
- Cette méthode permet d'analyser la fréquence des allèles à partir d'échantillons de larves assurant un diagnostic moléculaire peu coûteux, sensible et rapide de *Trichostrongylus* spp. Néanmoins, cette méthode n'a pas encore été réalisée sur des infections mixtes ni à partir d'échantillons de terrain. D'autres méthodes ont été proposées, utilisant d'autres sondes notamment les sondes moléculaires

ont proposé une autre méthode de quantification précise, reproductible et efficace. Elle consiste en la détection de signaux lumineux résultant d'une réaction impliquant plusieurs enzymes et le pyrophosphate. Elle permet la quantification de plusieurs SNP sur une séquence cible, ce qui est intéressant pour la résistance aux benzimidazoles, puisque apparemment au moins deux SNP de bêta-tubuline sont impliqués.

- D'autres techniques ont été développées plus récemment comme la *polony amplification* ou les *microarray based systems* suggérant un avenir prometteur pour les méthodes moléculaires de diagnostic des résistances.

- Enfin, d'une façon générale, les méthodes de diagnostic précédemment décrites dans la partie II.4.5. sur le diagnostic des parasites peuvent être utilisées afin d'évaluer l'efficacité d'un antiparasitaire. Particularités du diagnostic de l'efficacité contre trématodes et cestodes

- Coles *et al.* (2006) précisent qu'il n'y a pas de test validé. Il n'y a pas consensus concernant l'interprétation des tests de réduction du nombre d'œufs, pas de tests *in vitro* validés, ni même

d'informations sur le fonctionnement à l'échelle moléculaire de la résistance aux antiparasitaires dirigés contre les trématodes et les cestodes.

- Cependant dans les recommandations de la WAAVP de 2002, Duncan *et al.* proposent une méthode particulière pour le diagnostic de l'efficacité contre *Anoplocephala* spp. Elle repose sur un test critique modifié décrit en 1989 par Lyons *et al.* avec des corrections suggérées par Slocombe (2004). Cette méthode implique une autopsie 48 heures après le traitement (ou idéalement entre 18 et 24 heures après un traitement au pamoate de pyrantel ou au praziquantel selon Slocombe, 2004 et 2006) avec une récolte et un examen de l'ensemble des fèces évacuées entre le traitement et l'autopsie. L'efficacité est évaluée par un comptage des cestodes trouvés dans les selles et qui est comparé au nombre trouvé dans l'intestin grêle et le gros intestin à l'autopsie. Normalement *Anoplocephala* spp. se trouve essentiellement dans le caecum et l'iléon. Ainsi, les parasites retrouvés dans l'intestin grêle et le caecum à l'autopsie sont considérés comme n'ayant pas été affectés par le traitement, tandis que ceux retrouvés, non attachés, dans le gros intestin ou le rectum sont considérés comme ayant été détachés de la muqueuse par le traitement. Le comptage de ces différents éléments parasitaires permet donc d'évaluer l'efficacité du traitement mis en place.

- Dawson (2003) rappelle néanmoins que le test de réduction du nombre d'œufs n'est
- pas approprié pour *Anoplocephala perfoliata*, *Gasterophilus* spp. et *Oxyuris equi*. En effet, les
- œufs de cestodes sont difficiles à détecter par une technique de flottation classique, les
- oxyures pondent leurs œufs en région périanale et ces œufs ne sont pas toujours retrouvés
- dans les fèces, et les œufs de gastérophiles sont sur les poils des chevaux (notamment les
- membres antérieurs et le poitrail). Afin d'éviter les méthodes exigeant de tuer et autopsier les
- animaux, qui sont coûteuses et fastidieuses, Dawson propose une méthode inspirée du test
- critique modifié de French *et al*
- Cette méthode comprend deux phases :
- Phase 1 : Elle permet d'évaluer l'efficacité de l'antiparasitaire testé contre un type de parasite. Les chevaux sont isolés pendant au moins 72 heures et toutes les selles sont récoltées pendant cette période pour analyse des parasites. La durée de 72 heures est le temps minimum pour l'expulsion des cestodes.
- Phase 2 : Elle permet d'évaluer la charge parasitaire restant chez l'hôte en les éliminant par un antiparasitaire très efficace reconnu. Elle se fait 10 jours après la dernière collecte de

fèces de la phase 1. De même que précédemment, l'ensemble des selles est récolté pendant 72 heures au minimum après la mise en place du traitement reconnu efficace.

- **Calcul de l'efficacité :**

$$\% \text{ efficacité} = \frac{P1}{P1+P2} \times 100$$

P1 : Nombre total de parasites comptés en phase 1

• P2 : Nombre total de parasites comptés en phase 2

- Le calcul se fait en utilisant des techniques arithmétiques.
- Cette technique est à adapter selon les antiparasitaires testés, plus ou moins longs à agir selon leur mode d'action, et selon les parasites : les cestodes sont éliminés en 72h mais l'élimination des larves de gastérophiles peut prendre jusqu'à 5 jours, donc les selles devront être récupérées pendant ce temps-là.
- Ainsi, les méthodes d'évaluation de l'efficacité des antiparasitaires sont nombreuses mais peu sont applicables sur le terrain et surtout elles manquent de standardisation et de validation pour les équidés. L'idéal selon Varady et Corba (1999) est d'associer test *in vivo* (TREFO) et test *in vitro* pour estimer l'efficacité d'un produit.
- Ces techniques voient essentiellement leur application dans la détection des résistances, phénomène qu'il est nécessaire de redéfinir et détailler afin d'en envisager les méthodes de lutte.

- **Résistances :**

- **6.1 - Définition :**

- L'OMS en 1957 a énoncé la définition suivante :
- "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".
- Cette description concernait à l'origine les arthropodes vecteurs, mais elle s'applique maintenant à tous les parasites.
- On peut distinguer plusieurs types de résistances :
- résistance simple : les parasites sont chimiorésistants à une substance unique,

- résistance de famille : les parasites sont chimiorésistants à un groupe de substances ayant le même mode d'action,
- résistance multiple : les parasites sont chimiorésistants à un groupe substances ayant des modes d'action différents.
- Généralement les résistances sont de famille. Il peut néanmoins exister des variations d'efficacité selon les molécules, liées à la posologie thérapeutique ou à l'affinité pour certains récepteurs.
- La chimiorésistance est un phénomène biologique évolutif universel du monde vivant. Elle résulte d'un processus de sélection génétique d'individus au sein d'une population. Les individus résistants sont au départ, avant tout traitement, peu nombreux, de l'ordre de  $10^{-6}$ . Avec la mise en place du traitement antiparasitaire, il y a création d'une pression de sélection, favorisant la survie puis la multiplication des individus comportant les gènes de résistance. Ainsi, ces individus deviennent proportionnellement plus importants que les individus chimiosensibles au sein de la population parasitaire
- Il s'agit donc d'un phénomène dynamique qui peut évoluer pendant plusieurs dizaines d'années et peut aboutir à des échecs thérapeutiques. Notons qu'avant cela toutefois, il y a chimiorésistance à l'échelle individuelle, détectable par exemple via des techniques de PCR, avec peu ou pas de conséquences cliniques visibles sur le terrain. Ces dernières n'apparaissent que tardivement, lorsque la majorité des parasites est chimiorésistante (Beugnet, 2009 3.2. Molécules et parasites concernés
- **6.2 - Résistance des petits strongles à la phénothiazine, à la pipérazine et au lévamisole :**
- Dès la fin des années 1950, des cas de résistances de petits strongles à la phénothiazine ont été décrits d'abord en Angleterre (Poynter et Hugues, 1958 ; Gibson, 1960) puis aux États-Unis (Drudge et Elam, 1961 d'après Lyons *et al.*, 2001 ; Drudge, 1965). Des cas de résistances de petits strongles à la pipérazine ont également été rapportés occasionnellement aux États-Unis par Drudge *et al.* (1988) tandis que Kaplan (2002) évoquent des cas de résistances au lévamisole chez des ruminants et Young *et al.* (1999) ont noté des cas de tolérance de cyathostomes au lévamisole chez des chevaux aux États-Unis.
- **6.3 - Résistance des cyathostomes aux benzimidazoles :**
- Dès 1965 Drudge et Lyons ont mis en évidence des petits strongles résistants au

- thiabendazole (d'après Lyons *et al.*, 2001) et aux benzimidazoles en général (Drudge *et al.*, 1979). Ces cas de résistances étaient d'abord sporadiques puis se sont généralisés à plusieurs populations de cyathostomes. Lyons *et al.* (1996) a montré la fréquence au sein des populations de *Cyathostomum catinatum*, *Cyathostomum coronatum*, *Cylicocyclus nassatus*, *Cylicostephanus goldi*, *Cylicostephanus longibursatus*, qui sont les espèces les plus fréquentes donc les plus touchées par le phénomène de sélection. De plus, la fréquence des populations chimiorésistantes a progressivement augmenté. A ce jour la résistance des cyathostomes aux benzimidazoles est courante à travers le monde et est notamment très fréquente aux États-Unis, au Canada, en Australie, Nouvelle-Zélande et dans l'ensemble de l'Union Européenne et la prévalence de cette résistance est supérieure à 75%
- En France, Collobert-Laugier a observé la résistance aux benzimidazoles dans 62,5% des haras de Normandie. On peut supposer que cette fréquence dépend des régions, la Normandie étant une région où les traitements antiparasitaires sont très fréquents donc les parasites sont soumis à une plus forte pression de sélection, mais il n'y pas d'autres données actuellement sur la prévalence dans les autres régions de France.
- Aux États-Unis, ont mis en évidence des cas de résistances au thiabendazole alors que la molécule était utilisée pour la première fois : les auteurs ont incriminé l'utilisation antérieure de phénothiazine qui aurait pré-sélectionné les souches résistantes au thiabendazole en favorisant le même mécanisme de sélection des résistances que les benzimidazoles.

#### - **6.4 - Résistance des cyathostomes au pyrantel :**

- Cette molécule a été utilisée dès les années 1970 mais ce n'est qu'à la fin des années
- 1990 que les premières résistances des cyathostomes au pyrantel ont été rapportées. Ce développement tardif de résistance pourrait s'expliquer par l'efficacité moindre du pyrantel par rapport à d'autres anthelminthiques ce qui retarde la sélection des parasites résistants. En 1990,

le pyrantel a été commercialisé pour une utilisation quotidienne aux États-Unis ce qui a joué un grand rôle dans l'apparition et le développement des résistances au pyrantel. Ainsi, des cas de résistance des cyathostomes au pyrantel ont surtout été publiés aux États-Unis et une étude américaine en 2004 indiquait une résistance au pyrantel dans 40% des élevages de chevaux. Des cas de résistances ont également été rapportés au Canada, au Brésil en Norvège (Ihler, 1995 d'après Kaplan 2002, au Danemark au Royaume-Uni en Italie (Traversa *et al.*, 2007b).

- Par ailleurs, ont aussi rapporté des cas de résistance de *Strongylus edentatus*, et Molento *et al.* (2008) des cas de résistances de *Strongylus equinus* au pyrantel.

- **6.5 - Résistance des cyathostomes et de *P. equorum* aux lactones macrocycliques :**

- Cette famille d'antiparasitaire est la plus récente et la plus utilisée à ce jour. Elle permettait notamment l'élimination des cyathostomes lors de résistance aux benzimidazoles. Cependant, comme le craignait Sangster dès 1999, ce groupe a montré récemment une baisse d'efficacité de l'ivermectine et la moxidectine contre les cyathostomes (Trawford *et al.*, WAAVP 2005 et Von Samson-Himmelstjerna *et al.*, WAAVP 2005, d'après Beugnet, 2009 et Lyons *et al.*, 2008b). Les premières descriptions en Europe concernent des centres de sauvegarde d'ânes au Royaume-Uni qui utilisent l'ivermectine depuis des années.

- Par ailleurs, ont montré ou évoqué des cas de résistance de *Parascaris equorum* à ce même groupe aux Pays-Bas, au Canada, et au Danemark, notamment chez les jeunes. De plus, plusieurs cas de résistance similaires ont été publiés en Allemagne, en Suède et en Italie. L'utilisation fréquente des lactones macrocycliques contre *P. equorum* chez les jeunes chevaux explique l'apparition d'une résistance de ce parasite dans cette classe d'âge. Notons l'impact non négligeable de cette résistance, au vu des conséquences cliniques de cette affection.

- **Cas des autres helminthes parasites digestifs :**

- Un seul cas de résistance à *Strongylus vulgaris* a été décrit. En effet, les grands strongles ont une période pré-patente de longue durée d'où un faible taux de renouvellement et donc une sélection lente des individus chimiorésistants
- Plusieurs suspicions récentes concernaient une résistance d'*Oxyuris equi* mais sans publication la confirmant à ce jour.

- **Remarque :**

- ont montré que les nématodes chimiorésistants (dans le cas de cette étude aux benzimidazoles) ne redevenaient pas chimiosensibles après une période de non exposition au traitement. Le phénomène de résistance est donc irréversible, renforçant la nécessité de mettre en place des mesures pour limiter leur développement.
- Bien que la majorité des résistances soient dues aux cyathostomes, d'autres parasites peuvent en être à l'origine montrant ainsi que la chimiorésistance peut apparaître chez tous les helminthes. Cependant, l'apparition d'une résistance se fait de façon plus ou moins précoce selon les facteurs prédisposants à son évolution notamment ceux inhérents à la biologie du parasite.

## 7- Épidémiologie

### - 7.1 - Mécanismes :

- décrit 3 types de mécanismes de résistance à un antiparasitaire :
  - des modifications comportementales : par exemple la fuite d'un insecticide par les mouches ;
  - l'augmentation des capacités de détoxification par le parasite lui-même : par la sélection d'enzymes ou une augmentation de leur quantité ;
  - la modification quantitative ou qualitative des récepteurs aux antiparasitaires : par exemple par la mutation de la betatubuline chez les nématodes résistants aux benzimidazoles.

### - 7.2 - Mécanisme de chimiorésistance aux benzimidazoles :

- Les benzimidazoles ont été très largement utilisés, aboutissant à l'apparition de résistances. Bien qu'appartenant à la même famille, et plus récemment Traversa *et al.* (2009) ont décrit des cas où l'oxibendazole était efficace contre les petits strongles résistants aux benzimidazoles. Cependant, ce ne serait qu'un phénomène transitoire et Sangster (1999) explique que la résistance est un processus qui touche à terme l'ensemble des molécules ayant un même mode d'action.
- La résistance aux benzimidazoles a d'abord été étudiée chez les parasites des ruminants tels que : *Haemonchus contortus* et *Trichostrongylus colubriformis*. Chez les parasites chimiorésistants aux benzimidazoles, cette résistance s'explique essentiellement par la sélection d'individus présentant une mutation de la betatubuline, réduisant l'affinité des benzimidazoles (Russell et Lacey, 1992 d'après Von Samson-Himmelstjerna, 2006). Or les benzimidazoles ont comme

mécanisme d'action la liaison aux dimères de bêtatubuline les empêchant ainsi de s'assembler pour former un réseau de microtubules ce qui entraîne notamment une mort des cellules digestives parasitaires et empêche l'absorption du glucose, les divisions cellulaires, le transport de vésicules sécrétoires (Unité Pédagogique de Pharmacie et Toxicologie de l'ENVA, 2006). Avec cette mutation les benzimidazoles ne peuvent plus avoir cette action sur les parasites chimiorésistants et ces derniers survivent. Wolstenholme *et al.* en 2004 (d'après Von Samson-Himmelstjerna, 2006) suspectaient notamment le rôle de la mutation d'un nucléotide (*Single Nucleotide Polymorphism* SNP) au niveau du codon 200 de l'isotype 1 de la bêtatubuline qui entraîne l'expression de tyrosine (TAC) au lieu de phénylalanine (TTC) chez les individus résistants. Ce SNP aurait néanmoins un rôle moins évident chez les chevaux. Drogemuller *et al.* (2004) et Prichard (2001) évoquaient également l'implication dans la résistance d'autres SNP au niveau du codon 167 de l'isotype 1 de la bêtatubuline (d'après Von Samson-Himmelstjerna, 2006). Ces deux mutations auraient pour conséquence une modification dans la conformation tridimensionnelle de la bêtatubuline, ce qui altérerait la liaison aux benzimidazoles.

- Par ailleurs, d'après Taylor *et al.* (2002), Condor et Campbell (1995) suggéraient un rôle de l'isotype 2 dont les gènes seraient absents chez les individus très résistants, hypothèse évoquée aussi par Clark *et al.* (2005).

- Beugnet *et al.* (1997) ont également montré une détoxification enzymatique accélérée par les helminthes résistants, notamment par une activité accrue des P-glycoprotéines (Pgp) codées par les gènes de résistances à de nombreuses molécules (MDR, *Multi Drug Resistance*). Les Pgp sont ainsi impliquées dans de nombreux phénomènes de résistance. Ce sont des complexes protéiques transmembranaires avec une activité de pompe adénine triphosphate (ATP) dépendante, qui permettent le rejet extra-cellulaire de composés jugés

- toxiques » par le métabolisme cellulaire (Beugnet, 2009). Les individus chimiorésistants possèdent une quantité et une activité des Pgp accrues

- **7.3 - Mécanisme de chimiorésistance au pyrantel :**

- Robertson *et al.* (2000) ont mis en évidence une altération des propriétés des récepteurs nicotiques chez des souches résistantes d'*Oesophagostomum dentatum*, parasite interne du porc. Ainsi le pyrantel ne peut plus effectuer l'activité cholinergique à l'origine de son action anthelminthique c'est-à-dire l'ouverture des canaux ioniques induisant une dépolarisation et la paralysie spastique des parasites. Le lévamisole ayant également une action cholinergique, Robertson *et al.* (1999) ont également mis en évidence le même mécanisme de résistance pour cette molécule avec une modification des propriétés des récepteurs nicotiques.

- Robertson *et al.* (2000) ont montré qu'à la fois dans le cas de résistance au lévamisole et dans le cas de résistance au pyrantel, les sous-types de récepteurs retrouvés chez les souches résis-

tantes ne sont pas observés dans les mêmes proportions que chez les souches sensibles. Cependant ces auteurs ont également mis en évidence que le mécanisme n'est pas tout à fait le même entre ces deux molécules, car ils n'ont pas observé les sous-types de récepteurs dans les mêmes proportions et le temps d'ouverture des canaux ioniques n'est pas le même selon la molécule cible de la résistance.

#### - **7.4 - Mécanisme de chimiorésistance aux lactones macrocycliques :**

- Il s'agit d'un phénomène connu chez les trichonstrongles des ruminants tels que *Teladorsagia*, *Haemonchus*, *Cooperia* (Monahan et Klei, 2002 d'après Beugnet, 2009).
- Les mécanismes impliqués sont à la fois une modification du récepteur L-glutamate aux avermectines et mylbémécines (Hejmadi *et al.*, 2000 d'après Beugnet, 2009) et une détoxification enzymatique. Comme pour les benzimidazoles, cette détoxification fait appel à des oxydases (dont les oxydases multi-fonctions nommées *Mixed Function Oxidase*, le Cytochrome P450, et la glutathion-S-transférase). Cependant, Sangster (1999) et Wolstenholme *et al.* en 2004 ont aussi montré l'importance des glycoprotéines-P (Pgp) ou MDR (*Multi-Drug-Resistance*) dans la résistance aux lactones macrocycliques.
- La mutation des canaux chlorures glutamate-dépendants à l'origine du deuxième mécanisme impliqué dans les résistances pourrait concerner le SNP au niveau du codon 256 de la sous-unité alpha, avec mutation de leucine en phénylalanine selon une étude de Njue *et al.*, 2004 (d'après Von Samson- Himmelstjerna, 2006) sur la résistance de *C. oncophora* chez les bovins. Cette mutation induirait une baisse de sensibilité du canal vis-à-vis du glutamate et des lactones macrocycliques. Cependant cette hypothèse reste à confirmer et ce SNP n'a pas encore été identifié chez les autres parasites.

#### - **7.4.1 - Les facteurs favorisants :** (Sangster, 1999 ; Beugnet, 2009)

- La résistance est un processus dynamique et continu dont l'apparition, la vitesse d'évolution et l'importance dépendent de la combinaison de plusieurs facteurs dans un élevage :

#### - **7.4.2 - Facteurs liés aux parasites :**

- le déterminisme génétique de la résistance,
- le cycle évolutif :
- Prenons l'exemple de la particularité du cycle évolutif des cyathostomes. En hiver, la plupart des larves de cyathostomes sont en hypobiose prolongée et persistent sous forme enkystée dans la muqueuse digestive. Ces formes enkystées sont moins sensibles aux antiparasitaires car elles sont en vie ralentie donc les échanges métaboliques sont réduits et le nodule fibreux qui les entoure est peu perméable aux anthelminthiques. Elles constituent un refuge de sensibilité car

elles sont moins exposées aux antiparasitaires. De ce fait, elles subissent moins de pression de sélection et permettent un maintien d'une population parasitaire sensible.

- En revanche, si une forte pression de sélection est appliquée durant l'automne avant le passage en hypobiose, la survie des individus résistants est favorisée donc parmi les larves qui vont s'enkyster on aura une majorité de parasites résistantes. Or ce sont ces larves enkystées qui seront à l'origine des nouvelles générations du printemps donc le processus de chimiorésistance est accéléré (Coles *et al.*, 2003).

- la vitesse de renouvellement de la population :
- Nous avons vu précédemment que les grands strongles montraient peu de résistances
- du fait d'une période prépatente longue (6 à 7 mois) donc d'un taux de renouvellement faible. Inversement, les petits strongles, avec une période prépatente de 10 à 16 semaines lors de cycle direct sans hypobiose, ont un renouvellement rapide d'où la possibilité accrue de sélection génétique des parasites résistants lors de traitements répétés.

#### - **7.4.3 - Facteurs liés au mode d'élevage :**

- le nombre d'animaux,
- la gestion zootechnique plus ou moins favorable aux infestations parasitaires : plus les infestations sont fréquentes et importantes, plus les traitements seront fréquents, augmentant ainsi la pression de sélection des individus chimiorésistants,
- l'alimentation.

#### - **7.4.4 - Facteurs liés au traitement :**

- *Molécules et spécialités utilisées*
- L'utilisation de molécules au même mode d'action va favoriser l'apparition de
- résistances à cette famille.

#### - **Remarque sur l'utilisation de produits hors AMM :**

- De nombreux éleveurs utilisent des spécialités à base de doramectine ou de l'ivermectine injectable destinées aux ruminants, notamment pour une raison de coût. Le problème est que ces molécules n'ont pas d'AMM pour les équidés et leur pharmacocinétique n'a donc pas été étudiée dans cette utilisation. De ce fait, il est fort probable que le produit administré soit moins efficace que chez les ruminants et favorise ainsi la survie de parasites chimiorésistants. Matthee (2003) a d'ailleurs mis en évidence des cas de résistance suite à une utilisation hors AMM de doramectine et moxidectine dans des élevages équinés en Afrique du Sud.

- d'élimination variable. A l'inverse, le pyrantel n'est pas absorbé par la paroi intestinale, son métabolisme est faible et son élimination se fait directement par voie digestive sous sa forme active. Le métabolisme dépend ainsi des propriétés de la molécule administrée, mais aussi des animaux, de leur fonctionnement hépatique, et de leur alimentation. Toute modification d'un de ces paramètres peut diminuer l'efficacité du traitement par exemple en diminuant la concentration de principe actif dans le tube digestif. Dans ce cas, la baisse d'efficacité peut à la fois donner une fausse impression de résistance, et à la fois favoriser cette résistance (voir le paragraphe sur le rôle du dosage dans le développement des résistances).
- De plus l'efficacité va être influencée par la persistance d'activité et la décroissance lente de concentration appelée « effet de queue » (Coles *et al.*, 2003 ; Love, 2003 ; Monahan et Klei, 2002 d'après Beugnet, 2009). Cet effet concerne les composés rémanents, utilisés chez les ruminants sous forme de dispositifs intra-ruminaux à libération prolongée ou les formulations insecticides en « pour-on » (dépôt cutané) qui peuvent favoriser l'apparition de résistance car ils induisent une pression de sélection durable. En effet, le temps de contact avec les parasites est augmenté mais surtout, du fait de la décroissance progressive de la concentration, le temps de contact avec des doses non létales mais ayant toujours un effet sur les parasites est aussi augmenté. Ceci favorise la sélection d'individus hétérozygotes (voir le paragraphe sur le dosage).
- Chez les chevaux, la moxidectine est la molécule ayant la durée d'action la plus longue car elle est lipophile et ainsi stockée dans les tissus graisseux. L'excrétion fécale d'œufs de cyathostomes des chevaux traités peut être interrompue pendant 12 à 18 semaines ce qui correspond, en tenant compte de la période prépatente, à une rémanence vraie de 3 à 6 semaines. L'ivermectine a une rémanence inférieure (2 à 4 semaines) mais reste néanmoins une molécule favorisant les résistances par ce même phénomène.
- *Mécanismes de résistance par détoxication et/ou mutations des récepteurs*

#### - **7.5 - Mécanisme de résistance par détoxication : (Beugnet, 2009)**

- Les allèles « résistants » sont responsables d'une sur-expression et/ou d'une activité augmentée des systèmes enzymatiques de détoxication. Ce mécanisme est à la fois dépendant de plusieurs gènes ayant chacun plusieurs allèles, et les allèles de résistance sont généralement récessifs. Par conséquent, l'apparition d'individus chimiorésistants est lente et nécessite jusque 20 ans.

#### - **7.6 - Mécanisme de résistance par mutation de récepteur : (Beugnet, 2006, 2009)**

- Les allèles incriminés sont responsables d'une modification des récepteurs aux antiparasitaires qui de ce fait n'agissent plus. Ce mécanisme est dépendant d'un nombre limité de gènes, et les

allèles de résistance sont généralement co-dominants. Par conséquent, la sélection d'individus résistants peut être rapide et nécessite en moyenne 10-15 ans.

- *Fréquence des traitements*

- l'importante fréquence des traitements anthelminthiques et la vitesse de développement des résistances.
- D'ailleurs, la résistance au pyrantel concerne essentiellement les États- Unis ce qui peut être mis en lien avec la commercialisation dans ce pays du pyrantel en prémélange médicamenteux et son utilisation quotidienne dans l'alimentation. En effet, une utilisation fréquente d'une même famille chimique favorise les résistances car plus la fréquence d'utilisation est élevée plus la pression de sélection est importante. Tout particulièrement, la fréquence de traitement la plus favorable à l'apparition de résistances sera celle qui correspond à la période prépatente des parasites car dans ce cas, chaque génération de parasite subit la pression de sélection.

- **Dosage**

- Décrivent les erreurs de posologie comme un
- facteur de développement des résistances. Les erreurs de dosage sont courantes lors d'administration d'un antiparasitaire : par mauvaise estimation du poids de l'animal traité ou défaut d'observance (les anthelminthiques sont souvent partiellement recrachés).
- Les études de modélisation ont montré qu'un léger sous-dosage, correspondant à une dose létale supérieure à 50%, favorisait l'apparition de résistance. En effet, cette dose permet la survie des individus hétérozygotes portant des allèles de résistance co -dominants ou récessifs et qui interviennent dans les résistances, supposées polygéniques, des helminthes. En revanche, un sous-dosage franc permet également la survie des individus chimiosensibles, qui par ailleurs ont généralement une meilleure capacité de reproduction, donc ne favorise pas autant les résistances

- **Variations individuelles**

- Selon l'âge et l'état de santé, les animaux ont notamment un fonctionnement hépatique
- différent, modifiant le métabolisme des antiparasitaires donc leurs effets.

- **Absence de refuge de sensibilité**

- Il s'agit d'une notion bien étudiée chez les trichostrongles parasites des ruminants. On désigne par refuges de sensibilité l'ensemble des parasites non soumis au traitement antiparasitaire : c'est

le cas par exemple des parasites des chevaux non traités ou des formes larvaires enkystées non atteintes par l'antiparasitaire utilisé. Ces parasites ne sont pas soumis

- la pression de sélection et garantissent la sensibilité au traitement d'une partie de la population parasitaire.
- Ainsi, le pyrantel qui n'a qu'une action adulticide permet le maintien d'une population chimiosensible, lorsqu'il n'est pas utilisé quotidiennement. De même si tous les animaux d'un lot ne sont pas traités. En revanche, lorsque tous les animaux sont traités, et qu'un produit larvicide tel que la moxidectine est utilisé, on a une absence de refuge de sensibilité car tous les parasites (et tous les stades évolutifs) sont soumis à la pression de sélection favorisant la survie puis la multiplication des individus possédant des gènes de résistance. De par sa posologie plus élevée et sa plus grande efficacité contre les larves enkystées, l'utilisation de moxidectine comporte de plus grands risques de résistance que l'ivermectine, bien qu'appartenant à la même famille chimique.

## **8 - Méthodes de lutte des résistances :**

- Lloyd et Soulsby (1998) précisent que les résistances sont des processus inévitables mais que l'important est de savoir quand elles vont apparaître et surtout, comment les ralentir.
- Les méthodes de lutte permettant de retarder l'apparition et ralentir le développement des résistances concernent à la fois le traitement antiparasitaire chimique et des méthodes de lutte sanitaires (Love, 2003 ; Beugnet, 2009).

### **- 8.1 - Utilisation raisonnée des anthelminthiques :**

- L'importance de la résistance des cyathostomes aux benzimidazoles et plus modérément au pyrantel en Europe, le développement récent de résistances aux lactones macrocycliques qui vont avoir tendance à se généraliser ainsi que l'apparition de résistances chez d'autres parasites que les petits strongles, sont des preuves d'un besoin de repenser l'utilisation des antiparasitaires.
- Nous avons vu précédemment que le traitement était l'un des facteurs majeurs de résistance donc la vermifugation doit être raisonnée et ne plus être considérée comme un acte banal, parfois réalisé « à l'aveugle » par les propriétaires de chevaux. Elle doit être faite à bon escient : au bon moment, avec la bonne molécule, à la bonne posologie et sur les bons animaux. La molécule administrée, en plus de son rôle premier d'antiparasitaire, a maintenant pour nouvel objectif de prévenir ou ralentir l'extension des populations parasitaires chimiorésistantes. Pour cela, elle doit contrôler le parasitisme digestif c'est-à-dire le maintenir à un niveau faible et non plus l'éradiquer totalement comme cela était recherché auparavant. Ainsi la problématique de lutte contre les larves de cyathostomes ne se pose pas ou du moins pas systématiquement.
- Cette utilisation raisonnée des anthelminthiques passe avant tout par un dépistage systématique des résistances lors de la mise en place d'un traitement, pour évaluer la situation dans un élevage puis adapter le protocole de vermifugation en fonction de ces résultats et des facteurs de risque précédemment évoqués.

### **- 8.2 - Dépistage des résistances :**

- Des experts en parasitologie équine réunis à Copenhague durant l'été 2008 (Kaplan et Nielsen, 2008) ont évoqué la recommandation d'un dépistage annuel dans tous les effectifs équins d'Europe afin de connaître de statut de chaque élevage.
- En cas de suspicion d'échec d'un traitement, Beugnet (2009) recommande des examens coproscopiques avant et 10 à 14 jours après l'administration de l'antiparasitaire.
- Pour *P. equorum* chez le jeune, en cas de suspicion de résistance, un dépistage de l'efficacité par coproscopie 10 jours après le traitement est conseillé.
- Les tests de diagnostic ont été évoqués précédemment dans la partie III.2. Le test le plus simple, le moins coûteux et le plus adapté sur le terrain est le test de réduction du nombre d'œufs de nématodes ou TREFO (FECRT) qui repose sur une coproscopie quantitative et le calcul de la réduction du nombre d'œufs après traitement (Craven *et al.*, 1999 ; Pook *et al.*, 2002).
- Par ailleurs, Beugnet (2009) recommande de contrôler également les animaux lors de toute introduction dans l'élevage (contrôle coproscopique et certificat de vermifugation à l'achat par exemple).

### - 8.3 - Sélection des animaux traités :

- Drudge (1965) recommandait un traitement antiparasitaire fréquent de tous les chevaux afin de garder un niveau d'infestation constamment bas. Néanmoins, plusieurs experts, notamment Kaplan et Coles lors du congrès WAAVP 2005 ont déconseillé la vermifugation systématique de tous les animaux ou d'une partie des animaux de façon aléatoire. recommandaient de traiter uniquement ceux ayant plus de 200 œufs de strongles par gramme (opg) de fèces à la coproscopie préalable. Ces auteurs considèrent que 20% des chevaux hébergent 80% des parasites. De même Brazik *et al.* ont mis en évidence dans une étude en 2006 que 19% des chevaux étaient responsables de 85% de l'excrétion fécale totale d'œufs. ont précisé ces données en montrant que lors de deux examens coproscopiques consécutifs négatifs il y a 82% de probabilité que le suivant soit aussi négatif et 91% qu'il soit inférieur à 200 opg. De même si les deux premiers examens montrent un résultat inférieur à 200 opg, il y a 84% de probabilité que le troisième examen soit également inférieur à 200 opg. Ainsi, les chevaux faiblement excréteurs le restent donc ne nécessitent pas de traitement et permettent de constituer des refuges de sensibilité. Ces chevaux faiblement excréteurs devront juste avoir un suivi coproscopique de contrôle régulièrement.

- Ainsi selon le bilan parasitaire deux approches sont possibles

- Soit un traitement de tout l'effectif : il permet de minimiser le risque de parasitose clinique (en l'absence de résistances) mais il peut néanmoins favoriser l'apparition de résistances (absence de refuges) ;
- Soit un traitement sélectif (*targeted treatment* ou *selective treatment*) des chevaux identifiés comme « forts excréteurs » avec plus de 200 opg de strongles à la coproscopie : il permet de retarder l'apparition des résistances (maintien des refuges), mais il engendre néanmoins un risque potentiel d'apparition de parasitoses cliniques, notamment à *Strongylus vulgaris* . Les animaux les plus infestés, donc à traiter, sont généralement ceux chez lesquels l'immunité n'est pas encore développée (poulains) ou ayant subi un stress ou une maladie affaiblissante : femelle en gestation, lactation, vieux animaux, maladies intercurrentes, alimentation inadaptée évoquent aussi cette nécessité de traiter plus fréquemment les jeunes animaux que les adultes.

#### - **8.4 - Choix des molécules :**

- Le diagnostic préalable d'une baisse d'efficacité d'un antiparasitaire doit mener à l'utilisation raisonnée de ce produit et les autres familles, ayant un mode d'action différent, sont à favoriser. Ainsi, les benzimidazoles dont les résistances sont largement répandues sont à utiliser avec modération.
- Concernant les lactones macrocycliques dont les résistances semblent en plein essor, seule leur utilisation à bon escient (au bon moment et aux bons animaux) permettra d'en prolonger l'usage et l'utilité. Il faut notamment éviter l'administration systématique des spécialités rémanentes contenant de la moxidectine qui favorise la sélection des gènes de résistance par son activité durable et son action sur les larves enkystées. Il faut par exemple éviter d'en administrer lors de la période d'installation des larves c'est-à-dire en début d'hiver dans l'hémisphère nord.
- Par ailleurs, dès 1965, Drudge recommandait l'alternance des familles anthelminthiques. En effet l'utilisation de molécules à mode d'action différent permet d'éviter une trop grande pression de sélection des parasites. Cependant Kaplan (2002) indique que l'alternance des molécules peut accélérer le développement de résistances en sélectionnant la résistance à plusieurs composés simultanément. En réalité, tout dépend de la vitesse d'alternance des anthelminthiques : le développement des résistances est accéléré lors d'alternance rapide tandis qu'une alternance lente permet de limiter le nombre de parasites résistants. Ainsi, un bon compromis entre efficacité et limitation des chimiorésistances serait l'alternance annuelle des molécules proposée par Herd et Coles en 1995, et l'idéal est d'adapter cette alternance selon le spectre d'activité des produits utilisés et la saison.

#### - **8.5 - Fréquence de traitement :(Beugnet, 2009)**

- Pour éviter le développement des résistances, la fréquence de traitement surtout des molécules appartenant à la même famille chimique, doit être diminuée autant que possible.

Il faut éviter notamment que les intervalles entre les traitements soient égaux ou inférieurs aux périodes prépatentes ou périodes de réapparition des œufs .De plus des traitements trop fréquents peuvent empêcher le développement chez les jeunes de leur immunité .

- Chez les poulains, lors de suspicion ou de dépistage de *Strongyloides westeri*, conseille d'administrer un antiparasitaire adapté en général vers l'âge de 10-14 jours. Sinon, au minimum, une vermifugation tous les 3 mois à partir de l'âge de 2-3 mois est recommandée pour lutter contre les ascaridoses. Si besoin, un traitement contre les cestodes peut être ajouté en fin d'automne.
  - Chez les yearlings, le même auteur conseille de dépister la présence de *P. equorum* en hiver et traiter si besoin, administrer trois traitements pendant la saison de pâturage contre ce même parasite, traiter contre les cestodes en fin d'automne et éventuellement au printemps. Régulièrement, l'efficacité des traitements entrepris doit être évaluée.
  - Chez les chevaux adultes de plus de 2 ans, deux à quatre traitements anthelminthiques par an seraient suffisants pour la lutte contre les cyathostomes et les oxyures. Un traitement contre les cestodes est à ajouter si nécessaire. Des examens coproscopiques réalisés en avril-mai et en octobre-novembre permettent d'orienter le protocole antiparasitaire. De plus ce dernier doit être modulé en fonction des risques environnementaux et épidémiologiques. Rappelons que le contrôle de l'efficacité des traitements utilisés est recommandé au minimum une fois par an. D'après Beugnet .la fréquence d'administration des avermectines/mylbémécines ne doit pas dépasser deux par an pour un cheval adulte (voir paragraphe précédent sur le choix des molécules).
  - Chez les poulinières, les recommandations de contrôle des parasitoses digestives de sont identiques aux recommandations préconisées pour le cheval adulte. Un traitement supplémentaire juste avant le poulinage n'engendrerait aucun bénéfice particulier. Il ne permet notamment pas d'éliminer totalement le risque de contamination du poulain par *Strongyloides westeri*.
- **Dosage :**
- Le poids doit être estimé le plus correctement possible afin d'éviter les légers sous-dosages à l'origine des résistances : recommandent l'utilisation de rubans de mesure. Coles *et al.* (1992) conseillent, lors de traitement avec une posologie unique pour un groupe d'animaux, de prendre le poids de l'animal le plus lourd pour calculer la quantité de produit à administrer.
  - Une fiche technique de l'Association Vétérinaire Équine Française (AVEF) sur le calcul du poids d'un cheval est disponible en annexe 4.

- Ainsi avec une utilisation raisonnée des antiparasitaires comme décrite ci-dessus, la charge parasitaire est contrôlée et le risque de développement des résistances est amoindri. Cependant, ces mesures ne sont vraiment efficaces que si des mesures sanitaires leurs sont associées.

- **8.6 - Méthodes alternatives :**

- Des mesures sanitaires doivent être associées aux vermifugations pour diminuer la charge parasitaire et limiter le développement de résistances. Elles concernent la gestion de l'environnement.

- **9 - Les différentes mesures recommandées sont les suivantes (Dorchies, 2009) :**

- **Stratégie de prévention :**

- *Le ramassage des crottins* : idéalement quotidien sinon bihebdomadaire dans les boxes et les paddocks.

- en effet comparé la charge parasitaire en larves infestantes L3 des pâtures dans trois lots : un lot où le ramassage des crottins était bi-hébdomadaire mais aucun traitement anthelminthique n'était entrepris, un lot avec une vermifugation régulière, et un lot témoin sans mesure préventive particulière. Les résultats étaient les suivants : 1000 L3/kg d'herbe pour le premier lot, 4850 à 10210 L3/kg pour le lot ayant eu une vermifugation, et 18486 L3/kg pour le lot témoin. Il s'est ainsi avéré que le meilleur moyen d'avoir une faible charge parasitaire sur une parcelle était le ramassage fréquent des crottins. Une autre étude de Herd en 1986 a montré que la charge parasitaire pouvait être maintenue à moins de 100 L3/kg d'herbe pendant toute la saison de pâture grâce au ramassage de crottins, tandis que la charge s'élevait à 16909 L3/kg pour le lot témoin sans cette mesure préventive. De plus le ramassage des fèces permet d'augmenter la zone de pâturage d'environ 50%, rentabilisant ainsi la parcelle

- Cette mesure est donc très efficace pour diminuer la charge parasitaire et ainsi limiter les infestations. En revanche, elle est très contraignante en termes de main d'œuvre et de temps. De plus elle peut exiger un matériel spécifique dans le cas des effectifs importants : il existe des aspirateurs pour cet usage qui sont efficaces mais très onéreux (Dorchies, 2009).

- **9.1 - Stratégies d'évasion** : elles permettent d'éviter l'utilisation des pâtures infestées

- *La remise en cause du principe « dose and move »* (littéralement traiter puis bouger) qui préconisait le changement de pâture des chevaux juste après la vermifugation afin qu'ils soient sur un pré non infesté : à ce jour, cette mesure est déconseillée car cette pâture « saine » va

ensuite être uniquement infestée par les parasites ayant survécu au traitement c'est-à-dire ceux possédant les gènes de résistance. Il faut donc laisser les animaux dans la même pâture afin de garder un refuge de sensibilité, constitué par les parasites de l'environnement non soumis à l'antiparasitaire.

- *La mise à l'herbe tardive* : la succession du froid de l'hiver, de la « dilution » des larves survivantes lors de la repousse de l'herbe au printemps, de la récolte du fourrage ainsi que des premières chaleurs de l'été permettent de réduire considérablement le nombre de larves infestantes survivantes. Ainsi des chevaux mis en pâture après le début de l'été sont moins exposés aux parasites de l'environnement. Néanmoins peu d'éleveurs sont enclins à garder les chevaux si longtemps en écurie, notamment avec les poulinages en fin d'hiver.

- *La rotation des parcelles* : elle permet d'éviter le pâturage des parcelles au moment où les larves infestantes sont présentes dans le milieu, évitant ainsi les réinfestations. L'inconvénient majeur de cette mesure est que le temps d'évolution entre l'émission de l'œuf et le développement de L3 infestantes est très variable notamment selon les conditions de température et d'humidité et donc imprévisible. Par ailleurs, la durée de survie exacte des œufs et larves dans un environnement donné est inconnue. Ainsi cette mesure n'est pas réalisable ni intéressante en pratique. Stratégies de dilution : elles permettent de diminuer la charge parasitaire infestante

- *Le pâturage mixte avec des ruminants* : en effet seuls *Fasciola hepatica*, *Dicrocoelium lanceolatum* et *Trichostrongylus axei* sont communs aux deux espèces donc le risque de transmission de parasitoses inter-espèces est faible. En revanche cette mesure permet de conserver des refuges de sensibilité car une partie des parasites seront ingérés par les ruminants donc non soumis aux traitements des équidés, limitant ainsi les résistances, et limitant par la même occasion la probabilité d'ingestion par les équidés et l'apparition de parasitoses.

- *Le pâturage alterné* : cette fois-ci les différentes espèces partagent les mêmes pâtures mais successivement dans le temps.

- *Le cycle de rotation trisannuel* : il consiste pour chaque parcelle en l'alternance annuelle du pâturage par des équidés, puis l'année suivante du pâturage par des ruminants et enfin l'année d'après de la mise en culture de la parcelle. Puis le cycle recommence.

- Ainsi, comme pour les nématodes des ruminants, la meilleure méthode de lutte

- actuelle contre les résistances consiste en l'association d'une évaluation régulière de l'efficacité des antiparasitaires, d'une vermifugation raisonnée (en terme de molécule, posologie, période, fréquence et sélection des individus traités), et d'une gestion sanitaire indispensable à développer.

- **- Gestion sanitaire du parasitisme digestif :**

- La gestion sanitaire du parasitisme digestif inclut les mesures précédemment décrites qui permettent de diminuer la charge parasitaire infestante.

- Les autres mesures sont d'après Beugnet *et al.* (2005) :

- une charge à l'hectare faible avec au maximum un cheval par hectare. Il est aussi recommandé de favoriser le pâturage par classes d'âge en séparant : juments suitées et poulains jusque 6 mois, poulains jusque 2 ans, adultes de plus de 2 ans ;

- la rotation des parcelles tous les 15 jours avec des parcelles inoccupées par des équidés pendant un à trois mois : ceci permet une décontamination importante des pâtures, notamment lors de climat sec ;

- le chaulage des parcelles est envisageable pour les paddocks de petite taille afin de limiter la quantité de larves infestantes dans l'environnement : la chaux est alors appliquée à une tonne par hectare ;

- l'augmentation de la taille des paddocks : la surcontamination est favorisée lorsqu'ils sont de taille réduite, et amplifiée s'il y a surpopulation.

- **9.3 - Gestion sanitaire spécifique selon les parasites :**

- le traitement contre les gastérophiles passe aussi par l'exérèse des œufs, grâce à une tonte ou en favorisant l'éclosion avec des rinçages d'eau tiède, ou par un brossage quotidien du pelage et des applications locales d'insecticides .Contre les habronèmes, ces auteurs

- Contre les ascarides, les mêmes auteurs recommandent un nettoyage minutieux du box lors d'un poulinage afin d'éviter la contamination précoce du poulain, de même qu'un ramassage quotidien des crottins. Il est aussi préférable d'isoler au box les animaux qui viennent d'être vermifugés et de ne pas utiliser leurs crottins comme engrais pour les pâtures ;

- Contre *S. westeri*, ils conseillent en plus du ramassage des crottins, de maintenir les juments gestantes dans des prairies non humides ;

- Concernant les anoplécéphales, l'élimination des oribates est illusoire mais en revanche, l'isolement pendant quelques jours au box des chevaux qui viennent de recevoir un

cestodicide permet d'éviter que les œufs émis soient ingérés par les oribates empêchant leur développement en larves infestantes ;

- Dans les cas de giardiose la lutte contre la contamination fécale des aliments et de l'eau de boisson permet de limiter les risques d'infestation ;

- Le ramassage des crottins, le respect du nombre d'animaux par hectare, la rotation des pâtures après la vermifugation, ou encore le pâturage mixte sont particulièrement recommandés pour la lutte contre les grands strongles. Contre les petits strongles s'ajoutent la nécessité de constituer des lots d'animaux du même âge qui sont vermifugés et changés de parcelles simultanément, et la possibilité de réaliser un fauchage, broyage ou hersage des parcelles par temps chaud et sec qui favorise la destruction des larves ;

- Une hygiène accrue avec notamment utilisation de matériel à usage unique pour nettoyer la région péri-anale permet de limiter la transmission des oxyures ;

- Enfin, en cas de fasciolose, il faut éviter le pâturage mixte avec des ruminants. L'assèchement des milieux humides peut par ailleurs bloquer le cycle évolutif nécessitant le passage par les limnées.

- Les méthodes de lutte des parasitoses sont donc avant tout chimiques mais le développement de résistances met en évidence la nécessité de tester la fiabilité des traitements mis en place, d'établir un protocole de vermifugation raisonné et surtout d'attribuer plus d'importance aux méthodes de luttés alternatives représentées par la gestion sanitaire du parasitisme.

- Ces trois parties reflétaient les données bibliographiques actuelles concernant les parasites digestifs des équins, leur diagnostic et leur traitement dans une optique de prévention des résistances. La dernière partie concerne le séminaire de parasitologie organisé par l'Association Vétérinaire Équine Française (AVEF) qui avait pour support ces mêmes données mais dont les conclusions visaient à donner des recommandations agréées par différents experts européens.

- **PARASITES D'IMPORTANCE**

**Quels sont les principaux parasites digestifs (nématodes et plathelminthes) présents en France et de quelles manifestations cliniques sont-ils responsables ?**

- Il n'existe que très peu de données chiffrées disponibles pour la France. Les prévalences d'infestation par les différents parasites ne peuvent être qu'estimées à partir d'un petit nombre d'enquêtes réalisées en France et des données disponibles dans les autres pays du monde.

- Les cyathostomes (petits strongles) sont certainement les parasites digestifs les plus fréquents (prévalence d'infestation 81% dans une étude réalisée en Normandie). Ils sont à l'origine de différents signes cliniques comme de la diarrhée chronique accompagnée ou non d'amaigrissement. Ils peuvent être responsables de baisse de forme et de retard de croissance. Sur le plan hématologique, leur présence peut se manifester par une anémie (cf. question n° 8). La cyathostomose larvaire aiguë se manifeste généralement par l'apparition soudaine d'une diarrhée profuse et nauséabonde parfois accompagnée d'un œdème ventral, son pronostic est réservé.
- La prévalence d'infestation par les ascarides (*Parascaris equorum*) est sans doute importante chez les poulains et les jeunes chevaux (28% des poulains de 5 à 6 mois autopsiés en Normandie étaient parasités par des ascarides). Une ascaridose peut se manifester sous la forme de diarrhée, associée à une perte de poids. Dans les cas graves, le poulain peut souffrir de coliques associées à une éventuelle occlusion ou intussusception. Des cas de perforation de l'intestin grêle ont également été décrits.
- Les grands strongles et plus particulièrement *Strongylus vulgaris* ont longtemps été considérés comme les parasites majeurs compte tenu de leur prévalence et de leur pouvoir pathogène. L'efficacité des anthelminthiques utilisés au cours des trois dernières décennies a considérablement réduit leur prévalence. Cependant, *Strongylus vulgaris* demeure le parasite dont le pouvoir pathogène est le plus important : la présence et la migration de ses larves dans l'organisme des Equidés peuvent engendrer une anémie, mais surtout des coliques thromboemboliques et des artérites vermineuses.
- La prévalence d'infestation par des cestodes (*Anoplocephala perfoliata* principalement) est a priori importante (prévalence de 62 % en France). Les **anoplocéphales** se fixent généralement au niveau de la valvule iléo-caecale et peuvent être à l'origine de coliques plus ou moins graves.
- *Strongyloides westeri* (anguillule des Equidés) a un pouvoir pathogène bien plus marqué chez le nouveau-né et pourrait être sous diagnostiqué. Il peut être à l'origine de diarrhée, accompagnée ou non de fièvre et de signes respiratoires chez les poulains âgés de 10
- 14 jours. Le diagnostic de certitude repose sur la mise en évidence du parasite car l'ensemble des manifestations cliniques évoquées peut avoir de multiples origines, notamment infectieuses.

- L'infestation par des **gastérophiles** serait plus fréquente dans le sud de la France et de l'Europe en général (prévalence de 34 % en Normandie). Le pouvoir pathogène semble lié à l'importance de la charge parasitaire (qui est maximale à l'automne).
- La prévalence d'infestation par les douves hépatiques (la grande douve du foie *Fasciola hepatica* ou la petite douve du foie *Dicrocoelium lanceolatum*) n'est pas connue en France. Elle serait à priori très faible. Le pouvoir pathogène de *Fasciola hepatica* chez le cheval fait l'objet de controverses. Dans une étude réalisée en Normandie, seul 1 cheval sur 2000 autopsiés présentait ce type de parasite sans lésions associées.
- Le tableau 8 résume les **principaux** parasites à tropisme digestif en France chez les équidés avec leur prévalence et les signes cliniques associés à une infestation.

- **Tableau 8 : Tableau récapitulatif des parasites digestifs (nématodes et plathelminthes) présents chez les équidés en France, leur prévalence et les signes cliniques lors d'une infestation**

Parasites	Prévalence en France	Signes cliniques
Cyathostomes	Élevée	Diarrhée chronique, perte de poids, retard de croissance, cyathostomose larvaire

		aiguë, hypoprotéinémie, anémie possible
Ascarides ( <i>Parascaris equorum</i> )	Élevée (poulains et jeunes chevaux)	Diarrhée, perte de poids, colique, risque d'occlusion, intussusception et perforation de l'intestin grêle
Grands Strongles (dont <i>Strongylus vulgaris</i> )	Faible à moyenne	Colique thromboembolique, anémie (pour <i>S. strongylus</i> )
Cestodes	Élevée	Risques de colique
Gastérophiles	Élevée	Pas de manifestations cliniques
<i>Strongyloides westeri</i> (anguillules)	???	Diarrhée chez le très jeune poulain
Oxyures	???	Prurit anal
<i>Trichostrongylus axei</i>	Moyenne	Gastrite modérée
<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>	Élevée chez les ânes	Rare mais symptômes respiratoires marqués chez les chevaux
Habronèmes	Très rare	Lésions dermatologiques (sud de la France et Europe)
Douve	???	Signes non spécifiques, amaigrissement

## 2-Quelles sont les conditions de survie de ces parasites dan l'environnement?

Les principales sources d'infestation, les stades parasitaires incriminés et les conditions de survie de ces derniers sont résumés pour les parasites majeurs des équidés dans le tableau 9

**Tableau 9 : Sources d'infestation et conditions de survie selon le stade évolutif des principaux parasites digestifs des équidés**

Para- sites	Principale source d'infestation	Stade	Conditions de survie
		Larves L1 L2	Humidité et fraîcheur

<u>Strongyles</u>	Chevaux excréteurs d'œufs	Larves L3	Résistance au gel et à la dessiccation mais pas à la chaleur (au-dessus de 30°C : survie d'une ou deux semaines  seulement)
		Œufs	Pas d'éclosion si températures inférieures à 6°C
		Œufs et larves L3	Survie pendant des mois (jusqu'à un an) si la température est constante
<u>Ascarides</u>	Jeunes chevaux excréteurs	Œufs	Très grande persistance : jusqu'à  plusieurs années aussi bien dans les pâtures que dans les écuries
<u>Oxyures</u>	Chevaux excréteurs et environnement	Œufs	Grande persistance: essentiellement dans les locaux

- Les larves de *Strongyloides westeri* survivent peu de temps dans le milieu extérieur.

## **MÉTHODES DIAGNOSTIQUES**

### **Pourquoi réaliser un examen coproscopique?**

En cas de suspicion de parasitose et/ou pour une identification précise des espèces parasitaires suspectées chez un individu,

Pour contrôler le statut parasitaire d'un nouvel arrivant,

Pour procéder au bilan parasitaire d'un effectif. Il a été prouvé qu'au sein d'un troupeau, 20% des individus hébergent 80% des parasites. Il semble a priori intéressant d'identifier les chevaux qui excrètent de grande quantités d'œufs et ceux qui en excrètent moins. Les traitements antiparasitaires devront préférentiellement être administrés aux chevaux à fort potentiel d'excrétion.

Pour contrôler l'efficacité d'un programme de vermifugation,

Pour rechercher d'éventuelles résistances au sein d'un effectif.

### **Quelles sont les conditions optimales de réalisation d'un prélèvement en vue d'un examen coproscopique ?**

Il faut prélever des échantillons individuels identifiés et proscrire les échantillons collectifs. Il faut prélever sur un crottin frais (partie haute) ou directement dans le rectum. Le prélèvement rectal est nécessaire si celui-ci doit servir à l'identification.

Conditions de conservation  
Conditions proches de l'anaérobiose : faire un nœud serré du gant de fouille de part et d'autre du crottin après avoir évacué l'air.

Peu d'influence de la température si elle est comprise entre 3 et 38°C maximum dans les 24 premières heures si les conditions « anaérobies » sont respectées.

Il est cependant recommandé de conserver le prélèvement au réfrigérateur si celui-ci n'est pas destiné à être analysé dans les 24 heures ou s'il est envoyé à un laboratoire.

Pour les dictyocauls, seule une analyse immédiate permet de les identifier (les larves sont très fragiles).

Les comptages d'œufs de strongles seraient plus représentatifs de la charge parasitaire s'ils sont réalisés en début de saison de pâturage. S'il apparaît difficile de procéder à des coproscopies sur l'ensemble des individus d'un élevage, les examens peuvent cibler plus particulièrement les jeunes chevaux et notamment les yearlings souvent fortement infestés. Dans le cadre d'un dépistage, il est possible de regrouper plusieurs prélèvements individuels juste avant de procéder à l'analyse coprologique afin de déterminer si un lot particulier d'animaux rejette des œufs de strongle. Ceci permet un premier « screening » afin de procéder ultérieurement à une analyse individuelle des animaux d'un lot identifié comme « excréteur ».

Il est important de souligner que l'état général d'un cheval n'est que très rarement corrélé à l'importance de sa charge parasitaire. Un cheval en très bon état peut être porteur d'un grand nombre de strongles et être ainsi à l'origine d'une forte contamination de l'environnement.

## Comment réaliser un examen coproscopique?

La technique à employer dépend des parasites que l'on souhaite identifier.

Pour identifier les œufs de strongles, de *Parascaris equorum* ou de *Strongyloides westeri* il faut utiliser une technique de flottation accompagnée d'une éventuelle coproculture afin de pouvoir identifier les différents types de strongles (on ne peut distinguer les œufs de petits/grands strongles par la simple flottation, seule l'observation microscopique des larves permet d'établir une diagnose différentielle)

L'identification des œufs d'oxyures repose sur un examen direct par « scotch test ». Il suffit d'appliquer une bande adhésive transparente aux marges de l'anus, puis de coller celle-ci sur une lame de verre et de l'examiner au microscope (grossissement x100 ou 400).

La mise en évidence de larves de cyathostomes ou dictyaucoles se fait par examen direct ou grâce à la technique de Baermann.

La mise en œuvre de techniques particulières est nécessaire afin de mettre en évidence les œufs émis par les cestodes ou les plathelminthes (*Fasciola hepatica* ou *Dicrocoelium lanceolatum*)

Pour *Anoplocephala perfoliata* : technique de dénombrement d'œufs modifiée (sédimentation/flottation).

Pour les plathelminthes : technique particulière de sédimentation. L'annexe 10 présente la fiche technique de coproscopie, plus complète, rédigée suite au séminaire.

## Comment interpréter les résultats d'un examen coproscopique ?

L'interprétation dépend de l'objectif poursuivi lors de la réalisation d'une coproscopie.

Dans le cadre d'une approche thérapeutique :

La coproscopie est réalisée pour déterminer si les signes cliniques observés peuvent être liés à une infestation parasitaire. Il faut alors mettre en place un traitement ciblé contre les parasites identifiés.

Dans le cadre d'une approche préventive :

Pour les strongles : au-delà du seuil de positivité communément admis de 200 œufs/gramme de fèces, il convient de mettre en place un traitement anthelminthique.

Pour les ascarides, même si le nombre d'œufs détectés est faible, il montre que l'animal est parasité et le traitement anthelminthique est recommandé.

Pour les cestodes, la détection des œufs nécessite une technique particulière et le nombre d'œufs ne préjuge en rien de la charge parasitaire de l'animal. La décision thérapeutique doit alors être prise par le praticien qui décidera d'initier un traitement en fonction des signes cliniques et des données épidémiologiques et environnementales.

Dans le cadre d'une approche préventive au sein d'un effectif, il faut rappeler que : 20 % des chevaux hébergent 80 % des parasites. De plus il semblerait qu'une tendance puisse être observée (au moins pour les strongles) : les chevaux rejetant une faible quantité d'œufs lors d'un premier examen coproscopique vont avoir tendance à rejeter un nombre d'œufs limité au cours du temps alors que les chevaux fortement infestés le demeurent et rejetteront durablement un grand nombre d'œufs. Cette observation permet notamment de mieux cibler les traitements anthelminthiques en définissant des chevaux « faiblement » ou au contraire « fortement » excréteurs d'œufs de strongle.

**Que penser des tests sérologiques : quels parasites permettent-ils de détecter, quelle est leur validité scientifique, comment et où peuvent-ils être réalisés et comment les interpréter ?**

Au Royaume Uni, il existe un test ELISA qui permet la détection des anticorps dirigés contre *Anoplocephala perfoliata*. L'utilisation de ce test peut être intéressante dans le cadre du suivi épidémiologique d'un effectif, mais est plus controversée à l'échelle individuelle. La détection d'anticorps signifie que l'animal est ou a été infesté par le parasite. En raison de la longue persistance des anticorps, ce test peut donc donner des résultats faussement positifs. Sa spécificité est très faible (30%) et sa sensibilité est comprise entre 70 et 100 %.

Un test d'hémagglutination pour la détection d'anticorps dirigés contre *Fasciola hepatica* est disponible en France (ENVT). L'interprétation nécessite de corréler les résultats obtenus avec les signes cliniques observés, car le pouvoir pathogène de ce parasite chez le cheval fait toujours l'objet de controverses

**8-Comment interpréter la variation des paramètres hémato-biochimiques en cas de parasitose digestive ?**

L'éosinophilie souvent utilisée comme étant un paramètre indicateur d'une infestation parasitaire reste non spécifique. Par ailleurs, aucune étude n'a pu confirmer le lien direct entre le nombre d'éosinophiles et le degré d'infestation par des parasites. Ce paramètre fait l'objet de nombreuses variations en fonction des sollicitations du système immunitaire du cheval.

Une cyathostomose larvaire peut être suspectée lorsque les signes cliniques s'accompagnent d'une neutrophilie, d'une anémie et d'une hypoprotéïnémie liée à une hypoalbuminémie avec un rapport albumine/globuline < 0,7.

Une augmentation des enzymes hépatiques peut être observée lors des phases de migration des larves de grands strongles et lors d'infestation par la grande douve.

**9- Quelles sont les perspectives d'évolution des méthodes de diagnostic de laboratoire ?**

Plusieurs tests sont en cours de développement :

une technique ELISA permettant la détection des anticorps dirigés contre des larves de cyathostomes enkystées,

une technique ELISA permettant la détection des antigènes d'*Anoplocephala perfoliata* dans les crottins (copro-antigènes).

D'autres tests destinés au domaine de la recherche en parasitologie sont également en cours d'étude comme une technique de PCR en temps réel (à partir des fèces) pour détecter et semi-quantifier l'infestation par *Strongylus vulgaris*, ou une technique de PCR pour détecter *Anoplocephala perfoliata*.

## **RESISTANCE AUX ANTHELMINTHIQUES**

### **10- Quels sont les facteurs favorisant l'apparition des résistances ?**

Le sous-dosage léger (un sous-dosage important ne favorise pas l'apparition de résistances). Il convient donc d'évaluer au plus près le poids du cheval (cf. question n° 18) et de respecter au plus près les doses prescrites.

La fréquence élevée des traitements.

L'utilisation répétée d'anthelminthiques de la même famille chimique.

La suppression des « refuges » parasites.

Le maintien des « refuges de sensibilité » est une notion déterminante dans les mécanismes visant à retarder le développement des résistances aux anthelminthiques.

Ces « refuges de sensibilité » sont représentés par l'ensemble des éléments parasites qui ne sont pas soumis (ou qui échappent) aux traitements anthelminthiques

soit parce qu'ils sont sous forme de larves enkystées dans l'organisme des équidés

soit parce qu'ils sont présents chez des chevaux qui ne sont pas vermifugés soit parce qu'ils sont dans l'environnement au moment du traitement.

Toute population parasite comporte une très faible proportion d'individus (1 pour 1 million en général) qui présentent des mutations particulières qui les rendent naturellement résistants aux anthelminthiques. Au fur et à mesure des traitements, la proportion d'individus résistants augmente. On parle de résistance lorsque les individus résistants deviennent majoritaires. L'intérêt des « refuges de sensibilité » est de toujours permettre à une partie des parasites

sensibles » de ne pas être confrontés aux anthelminthiques et donc de survivre afin qu'à la génération suivante, il demeure toujours une majorité de parasites « sensibles » pour diluer la population de parasites « résistants ».

- Au final, les résistances sont inéluctables mais tous les paramètres cités ci-dessus augmentent la pression de sélection en favorisant la transmission des allèles « résistants » aux générations parasitaires suivantes. Ils contribuent donc à accélérer et à amplifier les phénomènes de résistance au sein d'un élevage.
- Remarque : le traitement sélectif qui consiste à traiter les chevaux identifiés comme « forts excréteurs » et à ne pas traiter les chevaux « faibles excréteurs » permet de maintenir des parasites « sensibles » dans l'environnement car les chevaux non traités servent alors de « refuges » parasitaires.

**11- Quelles sont les résistances avérées et existe-t-il des résistances croisées ou des parasites poly-résistants?**

- Les résistances croisées entre les membres d'une même famille chimique sont inéluctables. C'est le cas pour :
  - l'ivermectine et la moxidectine,
  - les différents benzimidazoles.
- Des populations de cyathostomes résistantes aux benzimidazoles, au pyrantel et à l'ivermectine (récemment) ont été identifiées.
- *Parascaris equorum* : des résistances à l'ivermectine et à la moxidectine ont fait l'objet de publications dans divers pays européens. Des résistances au pyrantel utilisé en doses quotidiennes aux États-Unis ont également été décrites dans ce pays. Le développement de résistances par ce parasite est une réelle préoccupation compte tenu de son pouvoir pathogène chez les jeunes chevaux.

**12- Quelles sont les méthodes de détection des résistances et est-il indispensable de les détecter avant de mettre en place un programme de vermifugation ?**

Il n'existe à l'heure actuelle aucune méthode directe d'identification de la résistance. Le seul test actuellement disponible est le test de réduction du nombre d'œufs (*fecal egg count reduction test*)

qui permet uniquement de contrôler l'efficacité d'un antiparasitaire. L'association WAAVP (*World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology*) est sur le point de publier des directives visant à définir les procédures de réalisation et d'interprétation de ce test.

En attendant la publication de ces directives, le test peut être pratiqué selon les modalités suivantes : l'efficacité d'un antiparasitaire est évaluée grâce au pourcentage de réduction du nombre d'œufs par gramme de fèces avant et après traitement anthelminthique. Les résultats ne sont pas interprétables au niveau individuel : l'efficacité d'un traitement doit être testée sur un nombre minimal d'individus (6 à 10 chevaux).

les prélèvements de matières fécales sont effectués juste avant et 10 à 14 jours après le traitement anthelminthique et la réduction est calculée à l'aide d'une des formules suivantes :

$$\text{Réduction} = \frac{(\text{nbre d'œufs/g avant traitement}) - (\text{nbre d'œufs/g après traitement})}{(\text{nbre d'œufs/g avant traitement})} \times 100\%$$

(Formule de Powers *et al.* 1982)

$$\text{Réduction} = (1 - T/C) \times 100$$

où T et C sont les moyennes arithmétiques obtenues avant et après traitement, respectivement.  
(Formule de Coles *et al.* 1992)

Remarque : certains auteurs prônent de travailler sur les moyennes géométriques.

Il faut ensuite effectuer la moyenne des pourcentages obtenus. La valeur seuil du pourcentage de réduction du nombre d'œufs varie en fonction des molécules concernées (95% pour le fenbendazole, l'ivermectine et la moxidectine et 90 % pour le pyrantel). En deçà de ces valeurs, un antiparasitaire est considéré comme montrant une diminution d'efficacité et des phénomènes de résistances peuvent être suspectés.

Il est possible de confirmer certaines résistances par des tests *in vitro* pratiqués par des laboratoires spécialisés.

En raison des risques croissants d'apparition de résistances, il est conseillé de faire au minimum un contrôle d'efficacité par an.

Il est également possible d'évaluer plus grossièrement l'efficacité d'un traitement en effectuant une analyse coproscopique 10 à 14 jours après le traitement (sans dénombrement d'œufs avant traitement).

### **13- Quel est le rôle de la rotation des familles d'anthelminthiques dans la prévention de l'apparition de résistances et est-il possible d'en déduire des recommandations ?**

#### **L'apparition des résistances est inéluctable.**

Les rotations n'empêcheront donc pas leur développement, mais elles peuvent ralentir la vitesse d'apparition. Les rotations rapides (tous les 2-3 mois) sont cependant à proscrire. En ciblant les

différentes espèces de parasites en fonction des périodes de l'année, il est possible de mettre en place une rotation raisonnée.

Le contrôle régulier de l'efficacité reste le meilleur moyen de détecter précocement l'apparition d'une diminution d'efficacité afin de mettre en place les procédures adaptées et enrayer le développement de résistances.

**14- L'augmentation des doses utilisées ou les administrations répétées quotidiennes (pour les benzimidazoles) permettent-elles d'éliminer les parasites résistants?**

NON. De plus la répétition des doses augmente la pression de sélection sur les parasites ce qui peut contribuer au développement de résistances.

## **MÉTHODES DE LUTTE**

### **Prophylaxie sanitaire**

**15- Quelles sont les techniques qui permettent de diminuer la charge parasitaire des pâtures ?**

Le ramassage des crottins une fois par semaine (au minimum) est efficace mais laborieux. Il existe des machines adaptées au ramassage des crottins sur de grandes surfaces.

Il n'existe à l'heure actuelle aucune publication sur l'efficacité des traitements des pâtures (chaux, cyanamide de calcium).

Le pâturage mixte avec des ruminants (en limitant les densités de population) peut être une option à envisager.

La rotation des pâtures est efficace dans certaines conditions :

Si les températures sont élevées (supérieures à 30°C), il est possible d'obtenir une réduction importante de la contamination parasitaire après une mise au repos de la pâture pendant 4 semaines.

Le hersage et le broyage peuvent réduire la durée de vie des larves uniquement par temps chaud et sec (avec un temps de mise au repos de la pâture).

Le transfert au milieu de l'été sur une pâture jusqu'alors inoccupée peut permettre de réduire la charge parasitaire. Mais la pâture se recontamine au bout de 3-4 semaines.

Il faut surtout bien nettoyer les paddocks et les boxes qui peuvent être des sources de contamination importantes.

**16- Pendant combien de temps doit- on garder au box un cheval après l'avoir vermifugé pour éviter de contaminer un herbage "propre" lors du changement d'herbage ?**

S'il s'agit de jeunes chevaux (en cas de suspicion d'infestations par des ascarides, il est conseillé de laisser le cheval 2 à 3 jours au box.

En cas d'infestation par des strongles, comme l'environnement était de toute façon contaminé avant le traitement antiparasitaire, la mise au box ne présente a priori aucun intérêt particulier.

Remarque : le transfert sur un herbage « propre » après un traitement antiparasitaire pose le problème de l'absence de refuge. En effet il n'y aura pas dans une pâture dite « propre » de parasites « sensibles » et les parasites provenant du cheval traité et qui vont se disséminer dans la pâture auront été sélectionnés et seront potentiellement résistants. La technique du

*move and dose* » favoriserait donc le développement de résistances. La pratique d'une technique « *move then dose* » (déplacer puis traiter) est recommandée par certains experts.

**17- Existe- t-il un consensus sur l'impact des vermifuges équinus sur la microfaune des pâtures ?**

Quelques effets ont été mis en évidence sur la vitesse de dégradation des crottins, mais l'impact environnemental des antiparasitaires pour chevaux mériterait d'être plus étudié.

Utilisation des anthelminthiques

**Questions générales**

**18- Existe-t-il des méthodes dont la fiabilité a été démontrée en matière d'évaluation du poids du cheval en l'absence de balance et quelle que soit la taille de l'animal ?**

La plupart des rubans de mesure est considérée comme fiable. Il est néanmoins recommandé d'administrer une dose correspondant au poids estimé majoré de 15%.

L'évaluation du poids est plus problématique pour les animaux de petite taille. Les risques de surdosage ne sont pas négligeables pour certaines molécules.

### **19- Quelles sont les recommandations pour l'administration des vermifuges sous forme de pâte ?**

Il faut suivre les recommandations disponibles sur l'administration d'un vermifuge en pâte déjà éditées en collaboration avec la commission thérapeutique de l'Avef (recommandations disponibles sur le site de l'Avef et présentées en annexe 10) et contrôler notamment l'absence d'aliment dans la bouche.

Si le cheval recrache tout ou partie du vermifuge, étant donné que la quantité de pâte présente dans la seringue n'est pas très importante, il vaut mieux administrer de nouveau la totalité de la dose. Il faut également rappeler qu'un léger sous dosage peut favoriser le développement de résistances. La moxidectine ne doit cependant pas être administrée de nouveau s'il s'agit de jeunes chevaux ou de chevaux malades. Il vaut mieux dans ce cas, attendre quelques jours avant d'administrer une nouvelle dose

### **20- Quelle est l'influence de la forme galénique et chimique de la substance active d'un anthelminthique sur son efficacité ?**

Il faut utiliser des produits en respectant l'espèce de destination et la voie d'administration préconisées. Toute autre forme d'administration engage la responsabilité du vétérinaire prescripteur.

Tous les produits destinés au cheval se sont avérés efficaces contre les parasites mentionnés sur la notice. Il est cependant intéressant de noter que les formes génériques ne sont pas soumises aux mêmes règles de contrôle d'efficacité que les formes princeps.

### **21- Peut-on espérer que de nouvelles familles d'anthelminthiques seront prochainement commercialisées pour les chevaux, existe-t-il des données sur le traitement homéopathique ou phytothérapeutique des parasitoses équinnes ?**

De nouvelles molécules sont en cours de développement, mais la date prévue de leur mise sur le marché reste inconnue. Aucune preuve d'efficacité des médicaments homéopathiques n'a été publiée à ce jour. La consommation de plantes concentrées en tannins (étudiée chez les petits ruminants) n'a pas pour le moment permis de mettre en évidence de résultats probants chez le cheval.

L'utilisation de champignons nématophages n'est pas réalisable en pratique.

Il n'existe aucune recette toute faite applicable dans tous les cas. Les recommandations qui suivent sont à adapter pour chaque situation

**22- Quelles sont les recommandations de contrôle des parasitoses digestives chez le poulain pendant sa première année de vie ?**

Dans l'idéal, il faut connaître le statut parasitaire de l'élevage (réalisation de coproscopies).

En cas de suspicion ou de mise en évidence de *Strongyloides westeri* il est conseillé d'administrer un vermifuge adapté (en général à l'âge de 10 -14 jours).

Sinon, au minimum (afin de prévenir les ascaridoses) : un traitement tous les 3 mois à partir de l'âge de 2 ou 3 mois. En incluant un traitement contre les cestodes en fin d'automne si nécessaire.

Il est primordial de procéder à un dépistage régulier des résistances aux anthelminthiques

**23- Cas pratique : comment gérer la vermifugation de yearlings (sur des pâturages non surpâturés) vermifugés régulièrement lorsque la rotation de pâtures n'est pas réalisable et que ceux-ci présentent des ré-infestations récurrentes par des ascarides ou des cestodes ?**

Rechercher la présence d'ascarides résistants aux lactones macrocycliques.

Traiter en hiver si la présence de *P. equorum* est avérée.

Administrer trois traitements pendant la saison de pâturage (lutte contre *P. equorum*).

Traiter contre les cestodes en fin d'automne (et éventuellement au printemps).

Contrôler régulièrement l'efficacité du programme mis en place.

ET SURTOUT mettre en place des mesures de gestion de la contamination de l'environnement.

**24- Quelles sont les recommandations de contrôle des parasitoses digestives chez le cheval adulte au box ?**

Deux traitements anthelminthiques par an seraient suffisants pour le contrôle des cyathostomes (et des oxyures).

Les traitements administrés dépendent des examens coproscopiques pratiqués en avril-mai et en octobre-novembre. Les chevaux traités sont ceux qui présentent plus de 200 œufs de strongles par gramme de fèces.

Il faut procéder à un contrôle régulier de l'efficacité des anthelminthiques : au moins une fois par an.

### **25- Quelles sont les recommandations de contrôle des parasitoses digestives chez le cheval adulte au pré ?**

Deux approches sont possibles en fonction du bilan parasitaire préalable.

Soit un traitement de tout le lot :

Il permet de minimiser le risque de parasitose clinique (en l'absence de résistances...).

Il peut néanmoins favoriser l'apparition de résistances (absence de refuges).

Soit un traitement sélectif des chevaux identifiés comme « forts excréteurs »

Il permet de retarder l'apparition des résistances (maintien des refuges).

Il engendre néanmoins un risque potentiel d'apparition de parasitose clinique.

Au minimum : deux traitements/an, mais le nombre de traitements peut être augmenté en fonction des résultats des coproscopies et des risques environnementaux et épidémiologiques.

Il ne faut pas oublier de traiter contre les cestodes si nécessaire.

Il est fortement recommandé de procéder à des contrôles réguliers de l'efficacité des anthelminthiques (au moins une fois par an).

### **26- Quelles sont les recommandations de contrôle des parasitoses digestives chez la poulinière ?**

Elles sont identiques aux recommandations préconisées pour le cheval adulte. Un traitement supplémentaire juste avant le poulinage n'engendrerait aucun bénéfice particulier. Il ne permet notamment pas d'éliminer totalement le risque de contamination du poulain par *Strongyloides westeri*.

**27- Quelles sont les recommandations de contrôle des parasitoses digestives chez l'âne ?**

Elles sont identiques aux recommandations pour le cheval adulte en tenant compte du statut parasitaire particulier des ânes souvent infestés par *Dictyocaulus arnfieldi* et/ou *Fasciola hepatica*. A noter que des résistances à la moxidectine ont été décrites chez des ânes infestés par des cyathostomes (*Donkey sanctuary* au Royaume-Uni).

**28- Quelles sont les recommandations en matière de vermifugation préopératoire et quelles sont les données existantes sur son influence quant au risque de complications postopératoires ?**

Il est recommandé de vermifuger 2 semaines avant une chirurgie non urgente. Il est déconseillé de vermifuger juste avant une intervention chirurgicale. Des cas de colique et de diarrhée post-chirurgicaux après traitement antiparasitaire d'animaux fortement parasités ont été décrits.

Les deux fichiers de synthèse du séminaire et des techniques coproscopiques ont été diffusés sous forme de fichiers PDF (*Portable Document Format*) téléchargeables sur le site internet de l'AVEF. Les autres projets en cours de réalisation issus de ce workshop sont : la rédaction par Nielsen, Fritzen, Guillot, Eysker, Dorchies, Duncan, Laugier, Vercruyse, Beugnet, Meana, Lussot-Kervern, et von Samson-Himmelstjerna (Nielsen *et al.* 2009) d'une synthèse des conclusions de ce séminaire complétée par une synthèse bibliographique sur le sujet, qui devrait être prochainement publiée dans le périodique international *Equine Veterinary Education* ; la rédaction d'une brochure sur les mêmes conclusions du workshop par J. Guillot ; la rédaction d'articles de vulgarisation par I. Lussot-Kervern dans des périodiques équins.

Cette réunion d'experts a donc atteint son objectif puisque les intervenants présents ont réussi à aboutir à un consensus concernant les réponses aux questions des praticiens. Ainsi divers types de supports ont permis de diffuser les conclusions et recommandations de ce séminaire destinées avant tout aux vétérinaires praticiens

## CONCLUSION

Cette synthèse bibliographique permet de souligner tout d'abord l'évolution des parasites digestifs d'importance chez les équidés, avec notamment le remplacement des grands strongles par les petits strongles et la reconnaissance des anoplocéphales en tant qu'agents pathogènes. Par ailleurs, les éléments d'épidémiologie et de biologie parasitaire permettent de mieux comprendre les signes cliniques, les méthodes diagnostiques mais aussi les méthodes de lutte vis-à-vis de ces parasites.

Concernant les méthodes diagnostiques, l'épidémiologie et la clinique s'avèrent le plus souvent insuffisantes pour conclure, d'où le recours aux méthodes de laboratoire. Cependant, les analyses biochimiques et cytologiques sont également très peu spécifiques. Le diagnostic nécropsique est rarement possible en pratique et nécessite un minimum de moyens pour être complet. La méthode la plus accessible et efficace demeure la coprologie qui permet le plus souvent d'identifier les parasites en cause. Par ailleurs, les méthodes de diagnostic immunologiques et moléculaires, bien qu'en plein essor, sont peu disponibles et transposables sur le terrain.

Une fois le diagnostic d'une parasitose établi, le traitement est mis en place. Les antiparasitaires sont nombreux et étaient très efficaces jusqu'à l'apparition de résistances essentiellement des petits strongles et des ascarides. Les trois grandes familles d'anthelminthiques, utilisées pour les équidés, sont concernées par ces résistances : benzimidazoles, lactones macrocycliques et tetrahydropyrimidines. Ceci souligne l'intérêt de l'évaluation de l'efficacité des traitements mis en place, ce qui en pratique se fait surtout par le test de réduction du nombre d'œufs excrétés dans les fèces. Les résistances aux anthelminthiques proviennent d'un processus de mutation de certaines souches et leur cinétique résulte de l'association de plusieurs facteurs parmi lesquels on peut citer l'utilisation répétée d'une même famille d'anthelminthique, l'utilisation de composés rémanents, un léger sous dosage, l'utilisation hors AMM d'un produit et l'absence de refuge de sensibilité. Ainsi, dans une optique de réduction de la vitesse d'évolution des résistances notamment dans la famille des lactones macrocycliques, il est conseillé de veiller à éviter ces facteurs de risque, de favoriser une lutte chimique raisonnée, et de développer les mesures de lutte sanitaire.

La réunion de travail du 8 octobre 2008 a repris la plupart de ces notions. Elle a permis de rappeler l'intérêt d'un contrôle coproscopique (une fois par an) afin d'établir un bilan parasitaire de l'élevage mais aussi d'évaluer l'efficacité du protocole qui a été mis en place. Ce dépistage permet également de déterminer quels sont les individus fortement excréteurs afin de cibler la lutte chimique pour ces individus uniquement. Elle a fait le point sur les méthodes diagnostiques, sur l'émergence des résistances et sur les façons de lutter contre celles-ci. Dans un deuxième temps, des protocoles de vermifugation ont été recommandés.

Finalement cette réunion de travail a permis d'apporter des réponses aux diverses questions des praticiens à propos des méthodes de diagnostic et de lutte vis-à-vis des parasitoses digestives.

Elle a notamment fourni des pistes pour orienter les choix thérapeutiques dans un contexte de développement des résistances aux anthelminthiques. Bien que les résistances soient un phénomène naturel inévitable, les recommandations diffusées suite à ce séminaire sont primordiales ; elles devraient limiter la rapidité d'extension des résistances et maintenir l'activité des molécules antiparasitaires actuellement disponibles en France. Par ailleurs à une époque où les propriétaires de chevaux ont tendance à pratiquer la vermifugation eux-mêmes et sans conseil médical, la gestion des résistances est l'occasion de revaloriser le rôle du vétérinaire praticien.

## BIBLIOGRAPHIE

ABBOTT JB, MELLOR DJ, LOVE S. Assessment of serum protein electrophoresis for monitoring therapy of naturally acquired equine cyathostomin infections. *Vet Parasitol.* **147**:110-117

ABBOTT JB, MELLOR DJ, BARRETT EJ, PROUDMAN CJ, LOVE S. (2008) Serological changes observed in horses infected with *Anoplocephala perfoliata* after treatment with praziquantel and natural reinfection. *Vet Rec.* **162**:50-53

ALVAREZ-SANCHEZ MA, PEREZ-GARCIA J, CRUZ-ROJO MA, ROJO-VAZQUEZ FA. Real time PCR for the diagnosis of benzimidazole resistance in trichostrongylids of sheep. *Vet Parasitol.* **129**:291–298

BAILEY M, KENT J, MARTIN SC, LLOYD S, SOULSBY E JL. (1984) Haematological and biochemical values in horses naturally infected with *Strongylus vulgaris*. *Vet Rec.* **115**:144-147

BAIRDEN K, BROWN SR, MCGOLDRICK J, PARKER LD, TALTY PJ. (2001) Efficacy of moxidectin 2 percent gel against naturally acquired strongyle infections in horses, with particular reference to larval cyathostomins. *Vet Rec.* **148**:138–141

BAIRDEN K, DAVIES HS, GIBSON NR, HOOD AJO, PARKER LD. (2006) Efficacy of moxidectin 2 per cent oral gel against cyathostomins, particularly third-stage inhibited larvae, in horses. *Vet Rec.* **158**:766-768

BARGER IA, LISLE KA. Benzimidazole resistance in small strongyles in horses. *Aus Vet J.* **55**:594-595

BATHIARD T, VELLUT F. Coproscopie parasitaire. In : *Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. Bibliothèque. Thèses vétérinaires en ligne.* [en-ligne], Lyon : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. [<http://www.vet-lyon.fr/formatio/copro/index.htm>]

BELLO TR, AMBORSKI GF, TORBERT BJ, GREER GJ. (1973) Anthelmintic efficacy of cambendazole against gastrointestinal parasites of the horse. *Am J Vet Res.* **34**(6):771-777

BENNETT DG. (Clinical pharmacology of ivermectin. *J Am Vet Med Assoc.* **189**:100-104

BENNETT DG, BICKFORD AA, LUND JE. (1974) Safety evaluation of mebendazole in horses. *Am J Vet Res.* **35**(7):1003-1004

BEUGNET F. La résistance aux antiparasitaires chez les parasites de chevaux. *Bull Acad Vet France.* **159**:77-84

BEUGNET F. Situation de la résistance aux anthelminthiques chez les helminthes parasites des équidés. In : *Proceeding du congrès sur le nouveau-né, Journées nationales des Groupements Techniques Vétérinaires.* Nantes, 13-15 mai 2009. Yvetot : SNGTV. 1113-1122

BEUGNET F, KERBOEUF D (1997) Les résistances aux antiparasitaires chez les parasites des ruminants. *Point Vét.* **28**:167-175

BEUGNET F, GAUTHEY M, KERBOEUF D. (1997) Partial *in vitro* reversal of benzimidazole resistance by the free living stages of *Haemonchus contortus* with verapamil. *Vet Rec.* **141**:575-576

BEUGNET F, POLACK B, DANG H. (2004) *Atlas de coproscopie. Techniques de coproscopie.* Clichy : Ed. Kalianxis. Pages 5-15 (277 pages)

BEUGNET F, FAYET G, GUILLOT J, GRANGE E, DESJARDINS I, DANG H. (2005) *Abrégé de Parasitologie Clinique des Equidés. Volume.2 : Parasitoses et mycoses internes.* Clichy : Kalianxis.321pages

BEVILAQUA CML, RODRIGUES ML, CONCORDET D. (1993) Identification of infective larvae of some common nematode strongylids of horses. *Rev Med Vét.* **144**:989-995

-

BOERSEMA JH, EYSKER M, NAS JWM. (2002) Apparent resistance of *Parascaris equorum* to macrocyclic lactones. *Vet Rec.* **150**:279-281

-

BOWEN JM. (1981) The avermectin complex : a new horizon in anthelmintic therapy. *Vet Med Small Anim Clin.* **76**(2):165-166

-

BRAZIK EL, LUQUIRE JT, LITTLE D. (2006) Pyrantel pamoate resistance in horses receiving daily administration of pyrantel tartrate. *J Am Vet Med Assoc.* **228**:101-103

-  
BRUNSDON RV. (1971) Trichostrongyle worm infection in cattle: Further studies on problems of diagnosis and on seasonal patterns of occurrence. N Z Vet J. 19(9):203-212

- BUCKNELL DG, GASSER RB, BEVERIDGE I. (1995) The prevalence and epidemiology of gastrointestinal parasites of horses in Victoria, Australia. Int J Parasitol. 25(6):711-724

-  
BUSSIÉRAS J, CHERMETTE R. (1991) Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule I : Parasitologie générale. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Service de parasitologie. 75 pages

-  
BUSSIÉRAS J, CHERMETTE R. (1995) Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule III : Helminthologie vétérinaire. 2nde ed. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Service de parasitologie. 299 pages

-  
CAMPBELL AJ, GASSER RB, CHILTON NB. (1995) Differences in a ribosomal DNA sequence of Strongylus species allows identification of single eggs. Int J Parasitol. 25(3):359-65

-  
CAMUSET P, MATHEVET P, RIZET C. (2002) Les examens complémentaires en pathologie néonatale réalisables au cabinet. Kits de diagnostic et coproscopie. In : Proceedings du congrès sur " De l'animal au troupeau, du troupeau à l'animal ", Journées nationales des Groupements Techniques Vétérinaires. Tours, 29-30 mai 2002. Yvetot : SNGTV. 61-65

-  
CERNANSKA D, PAOLETTI B, KRALOVA-HROMADOVA I, IORIO R, CUDEKOVA P, MILILLO P et al. (2009) Application of a Reverse Line Blot hybridisation assay for the species-specific identification of cyathostomins (Nematoda, Strongylida) from benzimidazole-treated horses in the Slovak Republic. Vet Parasitol. 160(1-2):171-174

-  
CHAPMAN MR, KEARNEY MT, KLEI TR. (1999) An experimental evaluation of methods used to enumerate mucosal cyathostome larvae in ponies. Vet Parasitol.

D'après Kochapakdee *et al.*, 1995

Pook *et al.* (2002) et Kaplan (2005) (d'après Beugnet, 2009)

- (Taylor et Hunt, 1989 ; Duncan et al., 2002)
- Coles et al. (2006)
- D'après Taylor et Hunt (1989), Dobson et al. (1986)
- Kelly et al. (1981) et Wescott (1986)
- Par ailleurs Di Pietro et Todd (1987)
- (Chapman et al., 1996 ; Lyons et al., 2001 ; Tarigo-Martinie et al., 2001 ; Brazik et al., 2006)
- (Coles et al., 2003 ; Coles, 2005 et Trawford et al., WAAVP 2005 d'après Beugnet, 2009
- (d'après Dorchies 2009) Coles et al. (2006
- (Dargatz et al., 2000)
- (Dorchies, 2009). Herd et Gabel (1990) et Love (2003)
- (Herd et Gabel, 1990 ; Monahan et al., 1997).
- (Tarigo-Martinie et al., 2001 ; Kaplan et al., 2004)
- (Von Samson-Himmelstjerna et al., 2007), au Royaume-Uni (Stoneham et Coles, 2006)
- (Waller, 1987 d'après Nielsen et al., 2009).
- Boersema et al., Hearn et Peregrine (2003), Schougaard et Nielsen
- Cornwell et Jones, 1968 ; Lyons et al., 1974)
- Craven et al., 1998 ; Shillinger et Hasslinger, 1994 d'après Beugnet, 2009 ; Wirtherle et al., 2004)
- Craven et al., 1998 ; Shillinger et Hasslinger, 1994 d'après Beugnet, 2009 ; Wirtherle et al., 2004)
- d'après Beugnet et al. (2005).
- D'après Drudge (1965),
- Kaplan et Coles (2005)
- Kaplan et Nielsen, 2008)
- Pietro et Todd en 1987
- Ractliffe et Lejambre (1971)
- Sangster (1999) et Lyons et al. (2001)
- Varady et Corba en 1999
- Varady et Corba, 1999)
- d'après Von Samson-Himmelstjerna, 2006
- Von Samson-Himmelstjerna, 2006
- (d'après Duncan et al., 2002),

- d'après Von Samson-Himmelstjerna (2006).
  
- (d'après Lyons et al., 2001) et aux benzimidazoles en général (Drudge et al., 1979)
- d'après Taylor et al. (2002),
  
- (d'après Von Samson-Himmelstjerna, 2006)
- d'après Taylor et al. (2002),
- (d'après Von Samson- Himmelstjerna, 2006)
  
- Références : Rubilar L, Cabreira C, Giacaman L. 1988. Treatment of Fasciola hepatica infections in horses with triclabendazole. The Veterinary Record 123: 320-321.