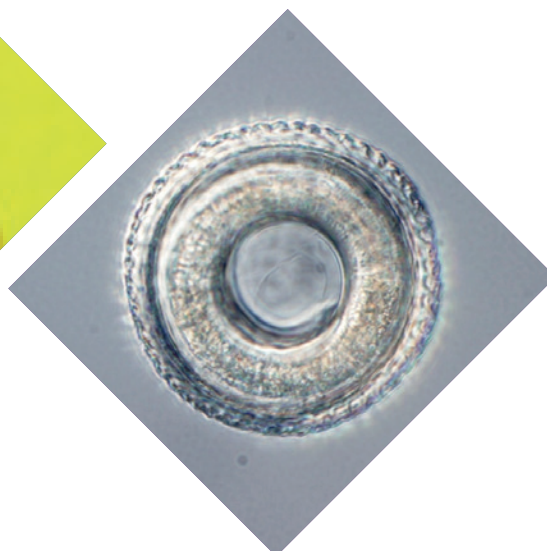
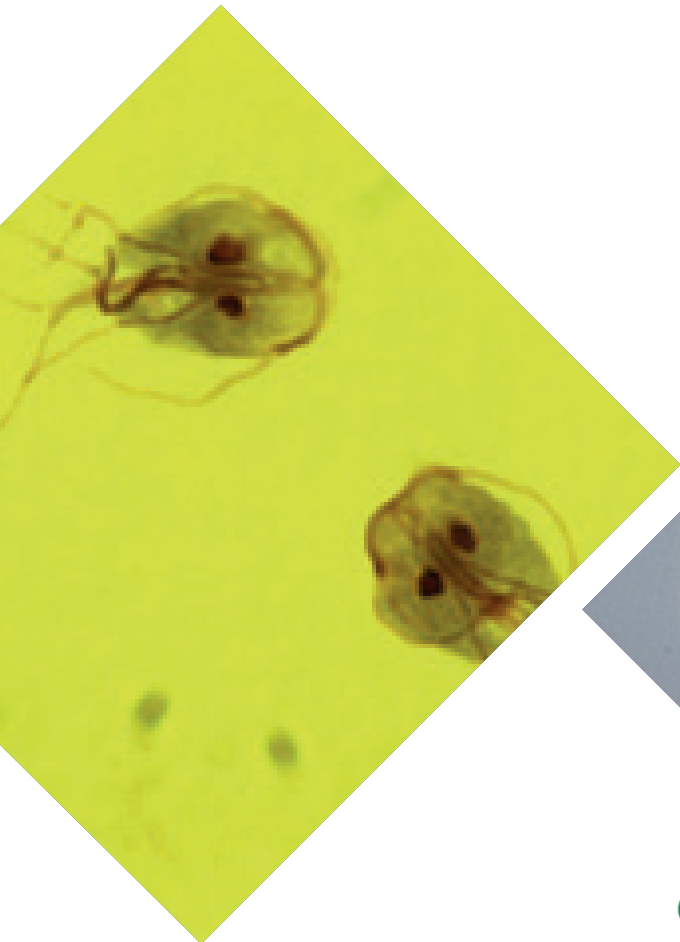


3.5

COPROLOGIE

Réaliser un examen de qualité

- 3.5 A. La coproscopie des herbivores domestiques (Ruminants-Equidés) - **Ph. Camuset**
- B. La coproscopie chez les carnivores domestiques - **G. Bourdoiseau**
- C. La coproscopie des NAC - **S. Sauvaget**



A. COPROSCOPIE DES HERBIVORES DOMESTIQUES

Philippe Camuset



Cet examen est essentiel dans la pratique vétérinaire des ruminants et des équidés, et trouve toute sa place dans les analyses réalisées en ESV.

La technique analytique paraît simple ; elle nécessite cependant rigueur et apprentissage.

Cette fiche apporte la description de la technique préconisée par l'auteur ainsi que les points clefs d'une pratique de qualité dans toutes les étapes pré-analytique, analytique et post-analytique.

De nombreux pièges existent; il nous a semblé intéressant de placer dans un encadré la mise en garde de Serge Velu reprise de sa fiche 3.7.2. « Externaliser ses analyses en confiance dans un laboratoire spécialisé ».

Pour compléter ses connaissances et aider à la mise en place de la coproscopie, le lecteur pourra consulter les ouvrages recommandés par l'auteur.

OBJECTIF - UTILISATIONS - INDICATIONS PRINCIPALES

BOVINS

La mise en œuvre d'examens coproscopiques chez les bovins est justifiée dans deux cas :

- Lors d'un épisode clinique ou d'affections sub cliniques pouvant être reliés à une infestation parasitaire :
 - ◇ diarrhée (parasitisme digestif [coccidies, strongyloses gastro-intestinales, ascaridose, paramphistomose]),
 - ◇ affection pulmonaire (dictyocaulose),
 - ◇ retard de croissance (parasitisme digestif [coccidies, strongyloses gastro-intestinales, ascaridose], hépatique [Grande et petite douve]).
- Dans ce cadre, il s'agit essentiellement de coproscopies individuelles.
- Dans le cadre de procédures Qualité, dans le but de « traiter aussi souvent que nécessaire mais aussi peu que possible ». Dans ce cas, des coproscopies de mélange peuvent être envisagées en complément ou non de coproscopies individuelles.

PETITS RUMINANTS

Les mêmes principes qu'énoncés ci-dessus chez les bovins sont applicables mais avec une orientation zootechnique plus fréquente ainsi que, de façon privilégiée, dans le cadre de protocoles de gestion intégrée du parasitisme digestif.

Dans ce cas, les coproscopies de mélange dans un concept de gestion raisonnée du parasitisme digestif d'un troupeau sont plus couramment utilisées et conseillées.

EQUIDÉS

Bien que la réalisation de coproscopies lors d'épisodes cliniques demeure pertinente, l'émergence de plus en plus fréquente de populations de nématodes résistants aux antiparasitaires (petits strongles, Parascaris) conduit à son utilisation incontournable dans 3 cas précis :

- la vermifugation sélective contre les strongles digestifs des chevaux adultes présentant des excréments supérieures à un seuil donné (en France, de façon consensuelle, plus de 200 opg),
- la détermination de la famille d'anthelminthiques la plus pertinente lors de la vermifugation du poulain au sevrage,
- la réalisation de tests de réduction d'excrétion fécale (FECRT – Fecal egg count reduction test) après traitement pour objectiver l'éventuelle présence de parasites résistants à la molécule utilisée.

Dans les grands effectifs, des coproscopies de mélange par lot peuvent être envisagées pour décider de la conduite à tenir en matière de mise en œuvre de traitements antiparasitaires au pré (Deberge 2013)

1. PHASE PRÉ-ANALYTIQUE : PRÉLÈVEMENT

1.1. BOVINS

Les prélèvements de fèces doivent être effectués de préférence par voie rectale, conditionnés dans des pots à prélèvements, identifiés et conservés sous couvert du froid. L'examen doit être mis en œuvre de préférence sous 24 heures sans rupture de la chaîne du froid.

1.2. PETITS RUMINANTS

Dans le cadre d'examens individuels, les modalités sont identiques à celles préconisées pour les bovins.

Dans le cadre de coproscopies de mélange, une vingtaine de fèces fraîches ramassées au sol peuvent être utilisées. La conservation et l'acheminement demeurent inchangés.

1.3. EQUIDÉS

Dans l'immense majorité des cas, dans ces espèces, hors cas cliniques, c'est le propriétaire ou le détenteur qui effectue le prélèvement. Celui-ci doit donc être fait à base de crottins frais déposés sur le pré ou la litière, conservés dans un gant en latex en absence d'air et au réfrigérateur. Dans ces conditions, l'analyse peut être effectuée dans un délai maximum d'une semaine.

2. MATÉRIEL D'ANALYSE

Le matériel nécessaire est le suivant :

- Pour la technique de Mc Master :
 - ◇ microscope de qualité pour un examen au grossissement 100
 - ◇ balance
 - ◇ mortier
 - ◇ verres à pied de 500 ml
 - ◇ lames de Mc Master
 - ◇ liquide de flottation d'une densité supérieure ou égale à 1,20
 - ◇ passoire à thé de diamètre 100 mm ou tamis de diamètre 10 cm et de maille 600 à 700 µm
 - ◇ tamis de diamètre 10 cm et de maille 200 µm

- Pour la technique rapide (Ovacheck ND, équivalent ou tube à essai) :
 - ◇ dispositif Ovacheck ND ou équivalent, ou tube à essai
 - ◇ microscope de qualité pour un examen au grossissement 100
 - ◇ lame et lamelle

- Pour la technique de Mc Kenna modifiée :
 - ◇ microscope de qualité pour un examen au grossissement 100
 - ◇ verre à pied de 500 ml
 - ◇ compresses chirurgicales
 - ◇ lame ou dispositif de lecture pouvant contenir le décantat obtenu

3. MÉTHODE ANALYTIQUE : PRINCIPE ET RÉALISATION DE LA TECHNIQUE

TROIS TECHNIQUES SONT COMMUNÉMENT UTILISÉES :

3.1. LA TECHNIQUE RAPIDE (OVACHECK ND OU ÉQUIVALENT)

Elle peut être réalisée avec des dispositifs dédiés (Ovachek par exemple) ou avec un tube à essai et une lamelle. Selon le liquide de flottation utilisé, les œufs de parasites mis en évidence sont différents. Ainsi des liquides peu denses (chlorure de sodium, sucrose, nitrite de sodium de densité inférieure à 1.30) ne permettent pas la mise en évidence d'œufs de trématodes mais, a contrario, préservent les œufs fragiles de Strongyloides. Cette méthode est plus rapide que la technique par décantation mais elle ne permet pas d'obtenir de résultats quantitatifs.

En pratique courante, seul le sulfate de zinc en solution saturée (densité supérieure à 1.4) permet la mise en évidence d'œufs de trématodes de zones humides (essentiellement les paramphistomes eu égard à la faible prolificité de *Fasciola hepatica*). Il faut toutefois noter que la mise en évidence d'œufs de *Fasciola hepatica* signe toujours une population parasitaire élevée.

3.2. COPROSCOPIE DE MC MASTER

Deux techniques sont utilisées, faisant chacune appel à la filtration :

- Une technique faisant appel à une double décantation pour laquelle 5 à 10 grammes de fèces sont utilisés pour chaque analyse. Après trituration en bol en céramique, deux filtrations et sédimentations sont effectuées, la première avec une passoire à thé ou un tamis de 640 µm (pendant 1h - 1h30 minimum), la seconde avec un tamis de 200 µm (pendant une demi-heure minimum). L'examen du produit de sédimentation en lame de Mc Master, après pesée de l'échantillon et mesure du volume restant, permet de calculer avec précision le niveau d'excrétion. Cette technique utilise 4 ml de liquide de flottation. La sensibilité est de l'ordre de 10 opg (œuf par gramme). Cette technique est un peu plus longue que la suivante mais elle est très sensible et consomme peu de sulfate de zinc qui est toxique pour l'environnement et doit être recyclé.
- Une technique faisant appel à une simple filtration sans décantation dans laquelle 1 gramme de fèces pour 49 ml de liquide de flottation (ou 5 grammes pour 70 ml) sont filtrés à travers des compresses et une passoire à thé. 1 ml est examiné en lame de Mc Master après homogénéisation pour une sensibilité de 15 à 50 opg.

Une technique d'une précision d'1 opg (Mini Flotac) développée en Italie et utilisée à l'école vétérinaire de Nantes (Oniris) sera bientôt disponible en cabinet vétérinaire. Elle demande toutefois un matériel spécifique.

3.3. COPROSCOPIE DE MC KENNA

Cette technique permet soit un diagnostic individuel soit un diagnostic de troupeau en prélevant un minimum de 5 animaux par lots touchés, plutôt des primipares et/ou des individus toussant depuis peu. La mise en œuvre du test se fait le plus tôt possible après la récolte et, quoiqu'il en soit, sans que le prélèvement ne soit exposé à la chaleur. La technique étant qualitative, les fèces ne sont pas pesées. Une cuillère à soupe bombée (30 à 50 grammes) de fèces est utilisée par animal. Jusqu'à cinq animaux peuvent être regroupés par examen, l'important étant de détecter l'infestation du troupeau et non de l'individu.

Les fèces sont regroupées dans deux compresses croisées, refermées en aumônière. Les coins noués de celle-ci permettent de la suspendre à un bâtonnet qui sera placé en travers du verre à pied. Ce dernier est rempli complètement d'eau. L'aumônière peut aussi être placée sur un tamis très fin.

La lecture se fait après un temps minimal de 8 heures sans excéder 48 heures. Au fond du verre à pied, se situe un dépôt au sein duquel se trouvent les éventuelles larves 1 de *Dicyocaulus* (ou *Muellerius* ou *Protostrongylus* chez les petits ruminants).

L'utilisation de deux compresses permet de limiter considérablement la présence de débris végétaux au sein du culot, ce qui facilite la lecture. Le surnageant est évacué avec précaution à l'aide d'une seringue de 50 ml jusqu'à ce qu'il ne reste qu'environ 10 ml en fond de verre à pied. Ces 10 ml sont récupérés et placés dans un réceptacle creux et examiné au microscope sur une lame à l'objectif 10 (grossissement 100).

4. CONTRÔLE DE QUALITÉ - FACTEURS DE VARIATION - PRÉCAUTION PRÉALABLE D'UTILISATION

En termes de contrôle de qualité, les principaux facteurs de variation sont de trois ordres :

- la conservation du prélèvement qui doit empêcher l'éclosion des œufs de strongles ou la mort des larves de strongles respiratoires,
- la pesée de la prise d'essai et la mesure du volume de sédimentation qui président à la précision quantitative du résultat obtenu,
- la compétence et l'habitude de lecture de l'opérateur.

5. POST ANALYTIQUE : RESTITUTION DES RÉSULTATS - VALIDATION

Si la préparation du prélèvement peut être confiée à une assistante ou un assistant vétérinaire, la lecture, en cabinet vétérinaire, doit impérativement être effectuée par un vétérinaire qui rédigera un compte rendu transmis au détenteur des animaux prélevés.

Ce compte rendu abordera le résultat de la coproscopie mais aussi la conduite à tenir en termes de mesures médicales et agronomiques à mettre en œuvre.

6. DANGERS D'UTILISATION DE CERTAINS RÉACTIFS, ÉLIMINATION DES DÉCHETS

Le sulfate de zinc est un déchet toxique. Il doit être récupéré et éliminé par des circuits dédiés.

Il faudra veiller à l'absence de projection dans les yeux.

7. OFFRE D'ANALYSES EXTERNALISÉE

Lorsque les compétences techniques ne sont pas réunies dans une structure vétérinaire, les coproscopies pourront être confiées à un laboratoire spécialisé. Il faudra veiller à un envoi sous couvert du froid et à l'abri de l'air, et dans un délai le plus court possible (éviter le transit par voie postale en fin de semaine).

Il faut, par contre, avoir pleinement conscience que les larves de strongles respiratoires supportent très mal l'envoi postal et qu'il est préférable d'effectuer leur recherche directement au cabinet.

POUR EN SAVOIR PLUS :

1 : Beugnet F., Polack B., Dang H. Atlas de coproscopie, éd. Kalianxis, 277 p.

2 : Deberge E. La vermifugation sélective chez les équidés. Thèse de doctorat vétérinaire. Faculté de médecine de Créteil ; 2013.

3 : Dorchies Ph., Duncan J., Losson B. Alzieu J-P. Vade mecum de Parasitologie clinique des bovins. Editions

Medcom. www.medcom.fr ; 341p

LIMITES DE LA COPROLOGIE PARASITAIRE PAR TECHNIQUE DE FLOTTATION

Auteur **Serge Vélú**

- **Dues à la technique elle-même :**

- ◇ *la densité du liquide de flottation est à adapter à la densité des éléments parasites à observer,*
- ◇ *les protozoaires meurent dans le milieu : il faut réaliser un examen direct des fèces,*
- ◇ *certains éléments éclatent ou sont déformés dans le milieu,*
- ◇ *le respect du temps de flottation est indispensable,*
- ◇ *certains parasites à peine visibles (ex : cryptosporidies, kystes de giardia) nécessitent d'autres techniques,*
- ◇ *pour les trichures par ex, les œufs sont en surface des matières ; l'homogénéisation est essentielle.*

- **Dues à la biologie des parasites :**

- ◇ *parasites ne signifie pas maladie parasitaire – d'où utilisation de techniques quantitatives d'interprétation parfois hasardeuse,*
- ◇ *fluctuation de la ponte en fonction de l'heure – de la saison (spring rise chez le mouton) – de l'hôte (âge- physiologie – ex début de lactation (brebis et truie) - ou immunité) – parfois facteur 1000 d'une crotte à l'autre (prouvé chez le lapin),*
- ◇ *variation du nombre en fonction de la consistance des fèces,*
- ◇ *notion de période pré-patente : seuls les vers adultes pondent – seuls les ookystes coccidiens sont émis dans les fèces. (18 à 21 j pour E.bovis et 16 à 18 j pour E.zuernii),*
- ◇ *le pic d'excrétion peut être court : 1 ou 2 j pour E.bovis et E.zuernii,*
- ◇ *c'est parfois la phase larvaire ou intracellulaire qui est pathogène (oestertagiose de type 2 - oesophagostomose larvaire – trichonémose hivernale, fasciolose aiguë, coccidiose ...).*

- **Dues à la technicité du manipulateur :**

- ◇ *faux parasites fréquents (pollens, fragments végétaux, œufs d'acariens) ou coprophagie,*
- ◇ *identification parfois difficile. Un micromètre est utile.*

- **Dues à la qualité du prélèvement :**

- ◇ *fraicheur des matières (mort des protozoaires, évolution des ookystes ou des œufs) (stabilisation possible),*
- ◇ *matières ramassées par terre colonisées par des larves d'Helminthes libres.*

LE TAENIASIS DU CHEVAL :

Marc Hasdenteufel

Compte tenu de l'irrégularité d'excrétion d'œufs de taenias ou de proglottis chargés d'œuf par les chevaux contaminés, la coproscopie reste un recours diagnostique très peu sensible. Le nombre de faux négatifs baisse si l'on procède à une coproscopie quotidienne pendant au moins cinq jours de suite. On peut aussi y recourir le lendemain d'un traitement.

Gilles Bourdoiseau

Chez les équidés, il faut privilégier la coproscopie quantitative, et toujours dans le contexte de l'anthelminthorésistance. Consulter le site de l'AVEF: cf §avis, AVIS 2022-1.

B. LA COPROSCOPIE CHEZ LES CARNIVORES DOMESTIQUES

Gilles Bourdoiseau



L'examen coproscopique des carnivores domestiques a des indications cliniques fréquentes. Ces indications, la phase pré-analytique et la présentation des résultats sont décrites dans cette fiche avec les points méritant attention du clinicien.

Les principes de l'analyse coproscopique des carnivores domestiques sont développés dans l'encadré « Techniques de coproscopie réalisables en ESV ».

Pour en savoir plus : trois références sont proposées, deux ouvrages et le site de l'ESSCAP

OBJECTIF - UTILISATIONS - INDICATIONS PRINCIPALES

La mise en œuvre d'examens coproscopiques est justifiée dans 3 situations :

- **A la suite d'un examen** clinique motivé par des troubles digestifs ou respiratoires, un retard de croissance ou un mauvais état général, l'hypothèse de maladies parasitaires digestives ou respiratoires est envisagée : Exemples : ascaridoses, coccidioses, ankylostomidoses, angiostrongyloses, ...
L'examen coproscopique à réaliser est d'abord macroscopique puis microscopique individuel.
- Dans un contexte de **santé publique**, l'hypothèse d'un animal porteur asymptomatique source de parasites pour son entourage doit être confirmée / infirmée :
Exemples : toxocarose, teniasis échinococcique, coccidioses.
L'examen coproscopique à réaliser est macroscopique puis microscopique individuel.
- Dans le cadre d'un **élevage**, il peut être nécessaire de dresser un bilan parasitaire global à des fins de prophylaxie sanitaire et médicale avant la vente des animaux ; le recours à une coproscopie « de mélange » est possible.

ESPÈCES ANIMALES CONCERNÉES : CHIEN, CHAT, FURET

1. PHASE PRÉ-ANALYTIQUE

1.1. PRÉLÈVEMENT

- Chez **le chien**, le prélèvement par voie rectale est rarement réalisable. Il nécessite donc la récolte de fèces récemment émises, non ou peu souillées d'éléments extérieurs (terre, gravier, ...), rapidement ramassées et stockées dans un récipient en verre ou en plastique muni d'un couvercle.
- Un prélèvement quantitativement insuffisant doit être complété par les fèces émises dans les 24 à 48h suivantes ; c'est fréquemment le cas pour **le chat** qui doit être retenu dans un local adéquat ou une cage.
- Chez **le furet** : Voir Fiche 3.5.C « Coproscopie des NAC ».
- Pour ces manipulations, **le port de gants jetables** est vivement recommandé, suivi d'un **lavage obligatoire des mains**.

1.2. LE SPÉCIMEN DOIT ÊTRE :

- **identifié** : par un numéro renvoyant au dossier clinique ou au document d'enregistrement de l'animal ou de l'élevage ; ou par une étiquette autocollante avec le numéro et la date du prélèvement ;
- **conservé** par le froid (+4°C), soit dans un réfrigérateur réservé aux prélèvements souillés, soit dans le réfrigérateur destiné à tous les prélèvements mais en y réservant et identifiant une zone particulière distincte des prélèvements « non souillés » ;
- puis **traité rapidement** - idéalement dans les 24h au plus qui suivent l'émission des fèces analysées - à des fins de diagnose en veillant, si possible, à **conserver une fraction du spécimen** afin que celui-ci puisse être de nouveau traité — en cas de résultats douteux ou ne correspondant pas aux hypothèses diagnostiques initialement envisagées — à des fins de confirmation par une tierce personne ou selon une autre méthode ;
- **le recours à un autre laboratoire ou ESV** (centre hospitalier public type école ou privé) est possible à la condition que les informations liées au prélèvement soient transmises et que la chaîne du froid soit respectée ;
- **la durée de la conservation post-analyse du spécimen** doit être définie par le praticien (8-10j ?) ; au terme de cette période, le prélèvement doit être éliminé selon les procédures inhérentes aux **déchets biologiques**.

2. PHASE ANALYTIQUE

- **Se référer à l'encadré « Les techniques de coproscopie réalisables en ESV »**
- **La coproscopie quantitative** ne présente pas d'intérêt chez les carnivores. La discussion comparée des diverses techniques ne relève pas de la démarche qualité.
- La présence d'un oeuf ou d'un kyste n'est pas synonyme de maladie: faux + par souillure du prélèvement.

3. PHASE POST-ANALYTIQUE : RÉSULTAT

3.1. LE COMPTE-RENDU DE L'ANALYSE OU « RÉSULTAT » DOIT OBLIGATOIREMENT COMPORTER :

- l'identification de l'animal concerné : espèce, race, sexe, âge, numéro d'identification électronique ; ou celui de l'élevage ;
- la méthode utilisée,
- la date,
- le résultat proprement-dit, c'est-à-dire :
 - ◇ le nom des espèces parasites identifiées,
 - ◇ à défaut : celui du genre ou de la famille,
- la signature du confrère certifiant le résultat, éventuellement le tampon de l'ESV,
- la poursuite de la démarche doit aboutir à une information au propriétaire, éventuellement une consultation de l'animal et la prescription d'un traitement.
- un double de cette feuille (ou numérique) doit être archivé.

3.2. LA FEUILLE DE RÉSULTAT NE DOIT JAMAIS COMPORTER :

- le nom de la maladie parasitaire correspondante,
- et surtout son traitement.
- le caractère zoonotique éventuel ; celui-ci doit en effet être expliqué au propriétaire à la faveur d'un entretien si possible en-tête-à-tête plutôt que téléphonique : mode de contamination, tableau et gravité cliniques, recommandations pour une éventuelle consultation auprès d'un médecin...

Références bibliographiques :

- Un ouvrage très bien fait, synthétique avec photos des parasites et formes de dissémination, explication des techniques pratiques. Je le conseille fortement comme manuel de base pour mettre en œuvre les techniques et effectuer les premières diagnostics.
 - ◆ « **Manuel de parasitologie vétérinaire du chien et du chat** ». **Genchi M, Traldi G, Genchi C.** **traduction et adaptation : M. Cervone. Ed. Med'Com, 2017, 132pp.** Guide de présentation des techniques et photos des parasites et formes de dissémination.
- «Textbook of clinical parasitology in dogs and cats» édité par Boehringer
- Les guides [esccap.fr](http://www.esccap.fr) peuvent également aider le vétérinaire :
 - ◆ **Site <http://www.esccap.fr> espace vétérinaire : Lutte contre les helminthes du chien et du chat.**
Guide n°5 : protozoaires parasites digestifs du chien et du chat.

LES TECHNIQUES DE COPROSCOPIE RÉALISABLES EN ESV

La coproscopie parasitaire chez les carnivores domestiques est **qualitative, macroscopique et microscopique**.
Le but est d'observer, de concentrer et d'identifier les formes de dissémination parasitaires, d'où 3 étapes :

- **l'observation macroscopique est utile :**
 - ◇ Pour l'observation de parasites expulsés (« ascaris ») ou de formes de dissémination parasites (segments de Dipylidium par exemple).
 - ◆ Certains segments de cestodes peuvent être de taille réduite (quelques mm de longueur) et doivent alors être considérés comme d'éventuels segments d'échinocoques peu pathogènes pour le carnivore mais très **dangereux car zoonotiques**.
 - ◇ Cette situation à elle seule justifie **deux règles d'hygiène et de sécurité obligatoires** pour le praticien et les ASV : **le lavage des mains avant et après l'examen et la manipulation, le port de gants jetables**.
- **la concentration des éléments de dissémination pour une observation microscopique :**
 - ◇ **par flottation dans un liquide de haute densité (solution saline)** : les formes parasites étant alors « légères » flottent en surface. La sensibilité peut être augmentée par une centrifugation, la lamelle étant posée sur l'extrémité supérieure du tube en contact avec la solution: ne pas ménager un espace libre entre la surface du liquide et la face inférieure de la lamelle au risque d'avoir un résultat faux négatif. Recueillir la lamelle, la poser sur une lame et observer au microscope,
 - ◇ **par sédimentation dans de l'eau** : laisser sédimenter, éliminer le surnageant, procéder de nouveau à la même opération. L'avantage de cette technique est sa simplicité ; des éléments non parasites (débris alimentaires, gras...) peuvent malheureusement gêner la lecture,
 - ◇ **selon la technique de BAERMANN** visant à concentrer et observer des larves de nématodes (en particulier Angiostrongylus vasorum) :
 - ◆ disposer les fèces dans un entonnoir en verre fixé sur un portoir et dont l'extrémité distale est munie d'un tube en caoutchouc. Le principe est de concentrer les larves par la sédimentation et leur hydrotropisme de sorte qu'après quelques heures elles peuvent être recueillies dans la partie distale du tube,
 - ◆ recueillir les premières gouttes sur une lame. Observer.

C. LA COPROSCOPIE DES NAC

Samuel Sauvaget



La coproscopie des NAC est une discipline complexe du fait de la diversité des espèces, de l'importance des parasitoses digestives et respiratoires pour certaines d'entre elles, du contexte d'élevage où vit un animal ou dont il provient.

Pour des résultats de qualité le clinicien devra porter toute son attention au prélèvement puis à l'analyse elle-même lorsqu'elle est pratiquée dans l'ESV.

L'utilisation d'ouvrages de référence facilitera la diagnose des parasites ou de leurs œufs puis la pratique de l'analyse.

OBJECTIF - UTILISATIONS - INDICATIONS PRINCIPALES

La mise en œuvre d'examens coproscopiques est justifiée dans 3 situations :

- **A la suite d'un examen clinique** motivé par des troubles digestifs ou respiratoires, un retard de croissance ou un mauvais état général, ..., l'hypothèse de maladies parasitaires digestives ou respiratoires est envisagée :
Exemples : coccidioses, oxyurose, infestation par flagellés...
L'examen coproscopique à réaliser est d'abord macroscopique puis microscopique individuel.
- **Dans un contexte de santé publique**, l'hypothèse d'un animal porteur asymptomatique source de parasites pour son entourage doit être confirmée / infirmée (exemples : giardiose, cryptosporidiose...)
L'examen coproscopique à réaliser est macroscopique puis microscopique individuel.
- **Dans le cadre d'un élevage**, il peut être nécessaire de dresser un bilan parasitaire global à des fins de prophylaxie sanitaire et médicale avant la vente des animaux ; le recours à une coproscopie « de mélange » peut être utilisée.

ESPÈCES ANIMALES CONCERNÉES

- Petits mammifères herbivores de compagnie
- Oiseaux de cage et de volières, volailles d'ornement
- Reptiles

1. PHASE PRÉ-ANALYTIQUE :

1.1. PRÉLÈVEMENT

- **Chez les NAC**, le prélèvement par voie rectale est rarement réalisable. Il nécessite donc la récolte de fèces récemment émises, non ou peu souillées d'éléments extérieurs (terre, gravier, ...), rapidement ramassées et stockées dans un récipient en verre ou en plastique muni d'un couvercle.
La réalisation de ces prélèvements est plus ou moins simple en fonction du mode de vie de l'animal (lapins ou tortues vivant en extérieur par exemple). Un confinement de l'animal peut être nécessaire pendant 24 à 48 heures afin de prélever des fèces récentes.
- Chez les oiseaux de cage et de volière, le recueil de fientes fraîchement émises au fond de la cage est

généralement facile, d'autant qu'elles seront généralement émises en consultation au moment de l'examen clinique. Chez les reptiles vivant en terrarium, prévenir le propriétaire au moment de la prise de rendez-vous de prélever des fèces récemment émises, certaines espèces n'émettant des selles que peu fréquemment (serpents de grande taille notamment).

- Le furet peut facilement émettre des selles en consultation ; il suffit de le laisser se promener dans la salle de consultation en attendant qu'il les fasse. Sinon on le gardera en cage d'hospitalisation en attendant que la nature fasse son œuvre.
- Pour ces manipulations, le port de gants jetables est vivement recommandé, suivi d'un lavage obligatoire des mains.

1.2. LE SPÉCIMEN DOIT ÊTRE :

- **identifié** : par un numéro renvoyant au dossier clinique ou au document d'enregistrement de l'animal ou de l'élevage ; ou par une étiquette autocollante avec le numéro et la date du prélèvement ;
- **conservé** par le froid (+4°C), soit dans un réfrigérateur réservé aux prélèvements souillés, soit dans le réfrigérateur destiné à tous les prélèvements mais en y réservant et identifiant une zone particulière distincte des prélèvements « non souillés » ;
- puis **traité rapidement** - idéalement dans les 24h au plus qui suivent l'émission des fèces analysées - à des fins de diagnose en veillant, si possible, à **conserver une fraction du spécimen** afin que celui-ci puisse être de nouveau traité — en cas de résultats douteux ou ne correspondant pas aux hypothèses diagnostiques initialement envisagées — à des fins de confirmation par une tierce personne ou selon une autre méthode ;
- **le recours à un autre laboratoire ou ESV** (centre hospitalier public type école ou privé) est possible à la condition que les informations liées au prélèvement soient transmises et que la chaîne du froid soit respectée ;
- **la durée de la conservation** post-analyse du spécimen doit être définie par le praticien (8-10j ?) ; au terme de cette période, le prélèvement doit être éliminé selon les procédures inhérentes aux **déchets biologiques**.

2. PHASE ANALYTIQUE

2.1. ÉTALEMENT FRAIS DE FÈGES ENTRE LAME ET LAMELLES

Méthode pertinente pour observer la présence de flagellés notamment chez les tortues qui sont régulièrement infestées ou de vers de petite taille. Un échantillon de fèces fraîchement émises est posé sur une lame et recouvert d'une ou deux gouttes d'eau. La lamelle est appliquée par-dessus en étalant le contenu. L'observation microscopique est réalisée instantanément au faible grossissement (observation des micro-organismes flagellés qui se déplacent dans le champ).

2.2. MÉTHODE DE FLOTTATION

Des kits rapides existent (Ex : Ovachek) et sont adaptées à la pratique des ESV. Le comptage des oeufs passe par l'utilisation d'une cellule de Mc Master. La technique générale de flottation est reprise dans le schéma suivant :



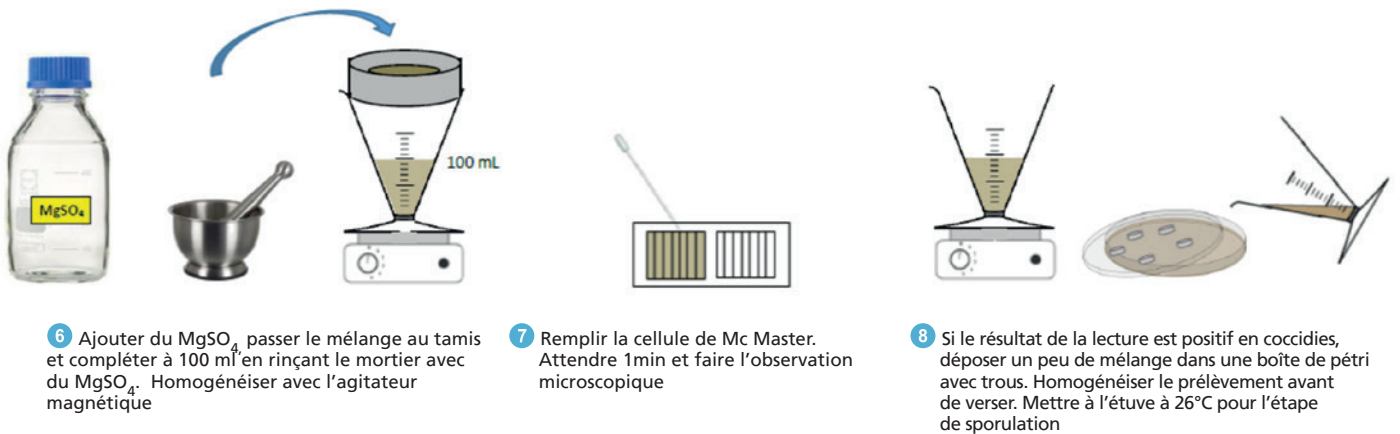
1 Peser 10 g d'excréta préalablement mélangés

2 Ajouter 50 ml d'eau

3 Laisser en contact quelques temps (surtout si les excréta sont durs)

4 Mixer avec le mixeur girafe

5 Après homogénéisation, prélever 40g de mélange avec une louche.



6 Ajouter du $MgSO_4$, passer le mélange au tamis et compléter à 100 ml en rinçant le mortier avec du $MgSO_4$. Homogénéiser avec l'agitateur magnétique

7 Remplir la cellule de Mc Master. Attendre 1min et faire l'observation microscopique

8 Si le résultat de la lecture est positif en coccidies, déposer un peu de mélange dans une boîte de pétri avec trous. Homogénéiser le prélèvement avant de verser. Mettre à l'étuve à 26°C pour l'étape de sporulation

Le nombre d'œufs par gramme est obtenu par le calcul suivant : Nombre d'œufs présents dans une chambre de cellules (6 colonnes)x100

Pour les coccidies, l'étape de diagnose d'espèce après sporulation est possible mais réservée à du personnel formé en laboratoire spécialisé. Cette étape reste indispensable pour évaluer la gravité de l'infestation, fonction du dénombrement et de l'espèce de coccidies concernée.

3. PHASE POST-ANALYTIQUE : RÉSULTAT

3.1. LE COMPTE-RENDU DE L'ANALYSE OU « RÉSULTAT » DOIT OBLIGATOIREMENT COMPORTER :

- l'identification de l'animal concerné : espèce, race, sexe, âge, numéro d'identification électronique ; ou celui de l'élevage,
- la méthode utilisée,
- la date,
- le résultat proprement-dit, c'est-à-dire : le(s) nom(s) des espèces parasites identifiées, ou à défaut : celui du genre ou de la famille,
- la quantité rapportée au gramme (gr) de fèces si a été effectuée une coproscopie quantitative ,
- la signature du confrère certifiant le résultat, éventuellement le tampon de l'ESV,
- la poursuite de la démarche doit aboutir à une information au propriétaire, éventuellement une consultation de l'animal et la prescription d'un traitement,
- un double de cette feuille (ou numérique) doit être archivé.

3.2. LA FEUILLE DE RÉSULTAT NE DOIT JAMAIS COMPORTER :

- le nom de la maladie parasitaire correspondante, ni surtout son traitement,
- le caractère zoonotique éventuel ; celui-ci doit en effet être expliqué au propriétaire à la faveur d'un entretien si possible en tête-à-tête plutôt que téléphonique : mode de contamination, tableau et gravité cliniques, recommandations pour une éventuelle consultation auprès d'un médecin.....

A.B.C. EN PRATIQUE

LA COPROSCOPIE

<p>Objectifs :</p> <ul style="list-style-type: none"> * Permettre après préparation d'un échantillon de fèces puis lecture au microscope : 	<ul style="list-style-type: none"> * d'identifier les œufs / larves/ adultes * de les dénombrer éventuellement * pour un diagnostic d'infection parasitaire d'un individu / troupeau
<p>Indications :</p> <ul style="list-style-type: none"> * Examen fréquent / important * En élevage (bilan parasitaire troupeau) * En cas d'affection digestive individuelle * Pour le dépistage (zoonoses) 	<ul style="list-style-type: none"> <input checked="" type="checkbox"/> Indispensable <input type="checkbox"/> Utile <input type="checkbox"/> En urgence au chevet de l'animal <input checked="" type="checkbox"/> Dans un délai rapide pour poser un diagnostic
<p>Avantages :</p> <ul style="list-style-type: none"> * Examen direct * Technique de flottation * Technique de sédimentation 	<ul style="list-style-type: none"> <input checked="" type="checkbox"/> Facile <input type="checkbox"/> Rapide <input checked="" type="checkbox"/> Disponible <input checked="" type="checkbox"/> Faible coût
<p>Inconvénients /Contraintes :</p> <ul style="list-style-type: none"> * Ensemble de techniques nécessitant un apprentissage pour une diagnose sûre 	<ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> Difficile <input checked="" type="checkbox"/> Long (assez) <input checked="" type="checkbox"/> Contraignant <input checked="" type="checkbox"/> Coût moyen (en temps passé...)
<p>Apport au diagnostic : Indispensable</p>	<ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> Examen d'orientation <input checked="" type="checkbox"/> Examen de confirmation * Sensibilité : 1 2 3 4 5 (de - à +) * Spécificité : 1 2 3 4 5 (de - à +)
<p>Contrôle qualité : Oui</p>	<ul style="list-style-type: none"> <input checked="" type="checkbox"/> Technique manuelle (qualité de la réalisation technique) <input type="checkbox"/> Technique automatisée (contrôle de qualité du matériel et des résultats)
<p>Niveau de technicité requis : Assez élevé</p>	<ul style="list-style-type: none"> * Niveau : 1 2 3 4 5 (de - à +)
<p>Coûts des examens :</p> <ul style="list-style-type: none"> * Modéré pour les méthodes manuelles traditionnelles * Plus élevé avec milieu prêt à l'emploi 	<p>Matériel : <input checked="" type="checkbox"/> Bas <input type="checkbox"/> Moyen <input type="checkbox"/> Elevé</p> <p>Temps passé : <input type="checkbox"/> Bas <input type="checkbox"/> Moyen <input checked="" type="checkbox"/> Elevé</p> <p>Prix des réactifs : <input checked="" type="checkbox"/> Bas <input checked="" type="checkbox"/> Moyen <input type="checkbox"/> Elevé</p>
<p>Elimination des déchets avec les DASRI :</p>	<ul style="list-style-type: none"> <input checked="" type="checkbox"/> Oui - lames, milieux de préparation des échantillons, mat. pipetage <input type="checkbox"/> Non
<p>Hygiène et sécurité :</p> <ul style="list-style-type: none"> * Préparation de fèces, risque de zoonose, risque toxique (sulfate de Zinc) 	<ul style="list-style-type: none"> * Risque : 1 2 3 4 5 (de - à +)