

Les vers des volailles : Comment les rechercher et les identifier plus efficacement ?

Résumé

L'évolution des élevages avicoles vers les systèmes plein-air accentue le risque d'exposition des volailles aux parasites rencontrés dans le milieu extérieur, tels que les helminthes. En parallèle, la volonté de réduire le nombre de traitements vétérinaires en élevage, et de les utiliser de manière plus ciblée, implique de disposer d'une bonne connaissance des parasites infestant les volailles. Les méthodes de dépistage actuelles des helminthes ne sont pas satisfaisantes, et par conséquent, il n'existe pas d'état des lieux de l'infestation parasitaire par les helminthes en France. Cet article a pour objectif d'apporter un éclairage sur les différents types de vers parasites des volailles et leurs conséquences sur les animaux, mais également de présenter la démarche engagée par l'ANSES et l'ITAVI de mise au point d'une nouvelle méthode d'identification, de formation des vétérinaires et personnels de laboratoires d'analyses et de déploiement d'un observatoire sur le terrain.

Contexte

Les vers parasites des volailles appartiennent à trois grandes familles d'helminthes : les trématodes, les cestodes et les nématodes. Ils sont très fréquents chez les oiseaux à durée de vie longue, en particulier les poules pondeuses. Le potentiel pathogène est différent selon les espèces de vers, et surtout selon la quantité de vers hébergés par les oiseaux. Ainsi, les grands cestodes ne sont pratiquement pas pathogènes, alors que les capillaires, vers très fins invisibles en examen direct, peuvent entraîner des baisses de performances marquées, voire de la mortalité. Il est donc essentiel de pouvoir détecter ces vers et de les identifier précisément afin de juger de l'opportunité d'un éventuel traitement.

1. Présentation et conséquences des helminthes

Les helminthes sont divisés en deux embranchements :

- **les plathelminthes**, comprenant les cestodes (communément appelés ténias) et les trématodes (dont le plus connu est la douve). Les cestodes et les trématodes ont un cycle de développement complexe qui passe par un ou plusieurs hôtes intermédiaires : ces vers sont donc plus rares dans les élevages conventionnels du fait d'un contact plus limité avec les hôtes intermédiaires qui sont à l'extérieur. Cependant, certains cestodes ont un arthropode comme hôte intermédiaire (la mouche ou le ténébrion) et peuvent donc être retrouvés dans les élevages en bâtiment fermé.
- **les némathelminthes**, avec les nématodes (*Ascaridia* et *Heterakis* notamment) et les acanthocéphales (vers qu'on peut retrouver chez les palmipèdes et ansériformes). Les nématodes ont un cycle direct pour la plupart (pas d'hôte intermédiaire) et sont plus fréquents dans les élevages, qu'ils soient conventionnels ou avec un parcours extérieur.

Les vers ont un développement assez lent, de plusieurs semaines, pour atteindre le stade adulte. Ils ont cependant une longévité élevée, de plusieurs mois, voire des années. Ainsi, le portage évolue au cours du temps, l'infestation augmentant avec le nombre d'œufs ou de larves ingérés. Plus l'oiseau s'infestera jeune, plus il risque d'être fortement contaminé en fin de vie, à cause de cet effet cumulatif de l'infestation.

L'impact des vers sur les oiseaux, leur croissance et leur santé dépend de deux facteurs directs principaux : l'espèce de ver présente (le potentiel pathogène dépend de l'espèce) mais aussi et surtout la charge parasitaire, c'est-à-dire la quantité de vers dans l'organisme. Ainsi, *Ascaridia galli*, le nématode le plus fréquent quel que soit le type de production, qui a une pathogénicité modérée, n'aura pas de conséquences en cas de faible charge (quelques individus) alors qu'il pourra entraîner d'importantes baisses de performances, un blocage intestinal, ou une perforation de l'intestin et un passage dans la cavité abdominale dans les fortes infestations, à partir de plusieurs dizaines de vers.

2. Méthodes classiques de diagnostic

La coproscopie (recherche d'œufs dans les fientes) est la méthode la plus utilisée pour suivre les infestations helminthiques. Elle est incontournable pour des animaux qu'on ne peut pas sacrifier. Pour les volailles, le prélèvement d'individus pour autopsie fait partie du suivi normal de la santé d'un troupeau. Dans ce cas, la recherche des vers dans les différents organes est un avantage par rapport à la coprologie. En effet, les vers aux stades juvéniles immatures ne pondent pas, et les vers femelles peuvent entrer en pause et cesser de pondre pendant plusieurs jours. Les coproscopies négatives ou indiquant un faible nombre d'œufs peuvent sous-estimer une infestation. De plus, les œufs de cestodes sont généralement émis indépendamment des matières

fécales, le plus souvent enfermés dans des proglottis (segments mûrs ou anneaux qui franchissent le muscle anal en dehors de la défécation). On peut néanmoins retrouver des proglottis dans les fientes, mais c'est alors un indicateur de très fortes infestations.

L'examen direct des contenus digestifs ou de certains organes ou tissus (comme la trachée pour la recherche de *Syngamus*, un helminthe à localisation respiratoire) permet de mettre en évidence les helminthes de grande taille comme les *Ascaridia* et les grands cestodes (*Raillietina* et *Choanotaenia*). Les *Heterakis*, qui vivent dans les caeca, ne sont observables à ce niveau que lors de portage important. Les vers de petite taille, qui de plus sont souvent enfouis dans la muqueuse, ne sont pas visibles. Ainsi, le cestode *Davainea* et les différentes espèces de *Capillaria* ne sont pas visibles en examen direct, alors que ce sont les helminthes au plus fort potentiel pathogène.

Par conséquent, ces **deux méthodes** (coproscopie et examen direct) **ne permettent pas de diagnostiquer de manière satisfaisante le portage helminthique**, c'est-à-dire elle ne permettent pas l'identification de tous les types d'helminthes et ni l'évaluation fiable du niveau d'infestation (quantité de vers).

3. Mise au point d'une nouvelle méthode

Pour améliorer la recherche de ces vers, une méthode basée sur **des tamisages successifs** suivis **d'observations sur fond noir**, permet de trouver des *Heterakis* lorsqu'ils sont peu nombreux et indécélables en examen direct, et les *Capillaria* qui sont petits et trop fins pour être observés en examen direct. C'est une méthode simple, qui permet aussi de visualiser des cestodes petits ou fins, comme *Davainea* ou *Hymenolepis*, ou des stades jeunes de grands cestodes.

Pour la recherche des **helminthes intestinaux et caecaux**, avec cette nouvelle méthode, la totalité de l'intestin et des caeca est prélevée, étalée et ouverte longitudinalement. Après examen direct pour recherche d'*Ascaridia* ou de grands cestodes, les intestins sont divisés en trois à six segments, placés dans un cristallisoir contenant un peu d'eau tiède, et le contenu est séparé des tissus en faisant passer l'intestin entre deux doigts serrés pour enlever toute la couche superficielle de la muqueuse.

Les intestins sont éliminés et la suspension est passée sur un tamis de maille de 1 mm, au-dessus d'un autre cristallisoir. Le tamis est bien lavé avec une douchette ou un jet d'eau sous pression, le filtrat étant toujours récupéré dans le second cristallisoir. Le tamis est ensuite retourné et lavé dans l'autre sens au-dessus du premier cristallisoir rincé, de façon à décoller tout ce qui a été retenu. La suspension récupérée est examinée sur fond noir. Des

têtes de cestodes et de petits *Ascaridia* peuvent ainsi être récupérés à ce stade.

Le filtrat dans le second cristallisoir est passé sur un tamis de maille de 250 µm dans le premier cristallisoir préalablement rincé. Le tamis est bien lavé avec la douchette au-dessus du cristallisoir, puis retourné et rincé au-dessus du second cristallisoir. La suspension est observée sur fond noir pour rechercher des formes juvéniles d'*Ascaridia* et des capillaires. Les capillaires étant très petits et très fins, il faut examiner la suspension minutieusement et de très près.

Enfin, le filtrat est passé sur un troisième tamis de 100 µm de porosité. La fraction traversant le tamis n'est pas récupérée, et le tamis est bien lavé. Le contenu retenu sur le tamis est récupéré dans un cristallisoir comme précédemment et observé sur fond noir pour la recherche de capillaires principalement, même si des formes juvéniles d'*Ascaridia* peuvent être présentes.

Pour les recherches dans les caeca, le tamisage se fait seulement avec les tamis de 1 mm et 250 µm avec observation sur fond noir de la même façon.

Cette méthode peut être mise en place très facilement en laboratoire d'analyse, elle nécessite que très peu d'investissements (environ 80€/tamis), elle peut être effectuée sur les intestins ou caeca de 4 animaux en même temps.

Une formation à cette nouvelle méthode est dispensée par l'ANSES et l'ITAVI (formation en inter ou intra-cabinet) et un tutoriel de présentation de la méthode a été élaboré (site internet de l'ITAVI) afin d'accompagner la mise en œuvre.

4. Création d'un observatoire

La nouvelle méthode de dépistage mise au point permet d'identifier et de dénombrer les helminthes de manière simple et fiable. Une part importante des laboratoires terrain est déjà formée. L'étape suivante est désormais de dresser un état des lieux de l'infestation parasitaire par les helminthes dans des élevages de volaille chair (label/bio) et pondeuses (plein air /bio). Pour ce faire, un réseau de laboratoires vétérinaires et d'organisations de production, piloté par l'ITAVI en partenariat avec l'Anses s'est mis en place cette année. Il permettra de caractériser sur une centaine d'élevage, les infestations (type et quantité d'helminthes) selon l'espèce de volailles, le système de production, la période de prélèvement... Il est toujours possible d'intégrer le dispositif.

En conclusion, la mise au point de cette méthode est le point de départ d'une meilleure connaissance de la pression réelle dans les élevages avicoles, elle permettra

surtout un meilleur diagnostic pour la mise en place de traitements plus ciblés et permettra de réfléchir les programme de prévention.

Tableau 1 : Les principaux helminthes des volailles.

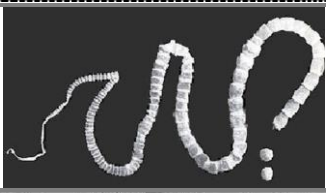
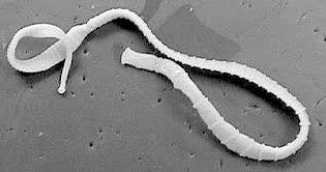
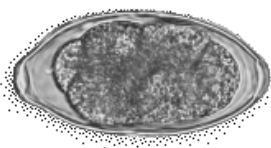
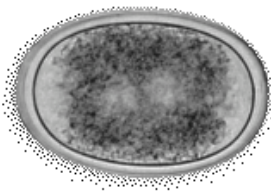
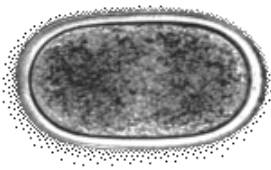
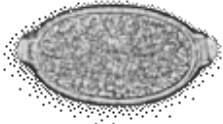
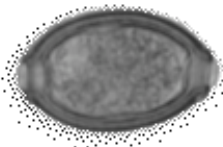
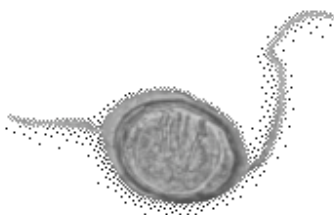
Segment	Ver	Taille	Illustration
Jéjunum	<i>Ascaridia</i>	7 cm	
Caeca	<i>Heterakis</i>	1,2 cm	
Intestin	<i>Capillaria</i>	1,8-6 cm	
Trachée	<i>Syngamus</i>	3 cm	
Duodénum	<i>Davainea</i>	0,8 cm	
Jéjunum	<i>Raillietina</i>	18 cm	
Jéjunum	<i>Choanotaenia</i>	23 cm	
Jéjunum	<i>Hymenolepis</i>	3 cm	

Tableau 2 : Les œufs des principaux helminthes des volailles.

Genre / espèce	Longueur	Largeur	Illustration
<i>Syngamus</i>	70-100 µm	43-60 µm	
<i>Ascaridia</i>	75-80 µm	45-50 µm	
<i>Heterakis</i>	63-75 µm	36-50 µm	
<i>Capillaria</i> sp.	47-66 µm	20-28 µm	
<i>Capillaria obsignata</i>	44-46 µm	22-29 µm	
<i>Raillietina</i>	70-100 µm	55-80 µm	
<i>Choanotaenia</i>	60-65 µm	40-45 µm	

Poultry helminth: How to search for and identify them more effectively?

Poultry farms evolution towards outdoor aera systems increases risk of poultry exposure to parasites encountered in the external environment, such as helminths. At the same time, the desire to reduce the number of veterinary treatments in livestock and to use them in a more targeted way requires a good knowledge of parasites present in field. Current helminth screening methods are not satisfactory, and there is no inventory of parasitic helminth infestation in France. The purpose of this article is to shed light on different types of helminths in poultry and their consequences on animals, but also to present the approach led by ITAVI and ANSES to develop a new method for identifying, to train veterinarians and laboratory staff and to deploy an field observatory.