

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE LYON

Année 2008 - Thèse n°xxx



AIDE AU DIAGNOSTIC PAR UNE ETUDE COMPARATIVE DES PRINCIPALES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 09 juin 2008
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

GUILLOT Marie
Née le 29 Octobre 1984
à Poissy



ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE LYON

Année 2008 - Thèse n°xxx



AIDE AU DIAGNOSTIC PAR UNE ETUDE COMPARATIVE DES PRINCIPALES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 09 juin 2008
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

GUILLOT Marie
Née le 29 Octobre 1984
à Poissy



	PR EX	PR 1	PR 2	ISPV,MC, MC(HC)	Contractuel, Associé, IPAC	Praticiens hospitaliers
DEPARTEMENT SANTE PUBLIQUE VETERINAIRE						
Microbiologie, Immunologie, Pathologie Générale	Y. RICHARD		A. KODJO	V. GUERIN-FAUBLEE (HC) D. GREZEL		
Pathologie infectieuse		M. ARTOIS	A. LACHERETZ	J. VIALARD (HC)		
Parasitologie et Maladies Parasitaires	MC. CHAUVE	G. BOURDOISEAU		MP. CALLAIT-CARDINAL L. ZENNER		
Qualité et Sécurité des Aliments			P. DEMONT C. VEROZOY	A. GONTHIER S. COLARDELLE (ISPV) D. SERGENTET (stagiaire)		
Législation et Jurisprudence			A. LACHERETZ			
Bio-informatique - Bio-statistique			ML. DELIGNETTE	P. SABATIER (HC) K. CHALVET-MONFRAY		
DEPARTEMENT ANIMAUX DE COMPAGNIE						
Anatomie			T. ROGER	S. SAWAYA	C. BOULOCHE	
Chirurgie et Anesthésiologie		JP. GENEVOIS	D. FAU E.VIGUIER D. REMY	C. CAROZZO K. PORTIER (stagiaire)	S. JUNOT	
Anatomie-pathologique/Dermatologie-Cancérologie			C. FLEURY	T. MARCHAL D. PIN	P. BELLI D. WATRELOT-VIRIEUX	
Hématologie		C. FOURNEL				
Médecine interne		JL. CADORE	L. CHABANNE	F. PONCE M. HUGONNARD C. ESCRIOU	I. BUBLOT M. PASTOR C. POUZOT (siamu) F. RIGOUT-PAULIK	
Imagerie Médicale						
DEPARTEMENT PRODUCTIONS ANIMALES						
Zootéchnie, Ethologie et Economie Rurale		M. FRANCK		L. MOUNIER	L. COMMUN	
Nutrition et Alimentation				D. GRANCHER (HC) L. ALVES DE OLIVEIRA G. EGRON		
Biologie et Pathologie de Reproduction		F. BADINAND	M. RACHAIL-BRETIN P. GUERIN	S. BUFF	A. C. LEFRANC	
Pathologie Animaux de Production	P. BEZILLE	T. ALOGNINOUBA		R. FRIKHA M.A. ARCANGIOLI D. LE GRAND		G. LESOBRE P. DEBARNOT P. OTZ
DEPARTEMENT SCIENCES BIOLOGIQUES						
Physiologie/Thérapeutique			JM. BONNET-GARIN	J.J. THIEBAULT		
Biophysique/Biochimie		E. BENOIT F. GARNIER		T. BURONFOSSE		
Génétique et Biologie moléculaire			F. GRAIN	V. LAMBERT		
Pharmacie/Toxicologie Législation du Médicament		G. KECK	P. JAUSSAUD P. BERNY	C. PROUILLAC (stagiaire)		
Langues					T. AVISON (IPAC) G. MARTIN (IPAC)	
DEPARTEMENT HIPPIQUE						
Pathologie équine		JL. CADORE		A. BENAMOU-SMITH		
Clinique équine		O. LEPAGE		A. LEBLOND	M. GANGL	

Remerciements

A Monsieur le Professeur Jean-François Mornex,

Professeur à la Faculté de Médecine de Lyon,

Qui nous a fait l'honneur et la gentillesse d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

Hommages respectueux.

A Monsieur le Professeur Jean-Luc Cadoré,

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon,

Qui nous a inspiré ce travail et guidé dans sa réalisation,

Pour sa gentillesse, sa compréhension et sa disponibilité,

Avec toute notre reconnaissance,

Sincères remerciements.

A Monsieur le Professeur Gilles Bourdoiseau,

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon,

Qui nous a fait l'honneur et la gentillesse de participer à notre jury.

Sincères remerciements.

Que nos liens soient familiaux ou amicaux, vous m'avez encouragée, aidée, et soutenue dans l'accomplissement d'un rêve d'enfance :

*La Mé, le Pé,
Anne et Simon,
Mamie Juju, Papy et toute la famille Guillot,
Mamie Marcelle, Grand-père et toute la famille Carnoy,*

*Damien,
Amandine et Ronan,
Nicolas,
Didier,
Flavien,
JB,
Sandrine et Cédric,
La famille Rousseau,
La famille Jacquot,
Virginie,
Julia,
Loïc,
Patrick,
Coline et Thibault,
Marie,
Emilie,
Céline,
Dorine,
Florence,
Solweig*

*Me voici vétérinaire, c'est grâce à vous,
Merci.*

Tables des matières

Tables des matières.....	6
Liste des abréviations.....	8
Liste des tableaux.....	9
Liste des schémas.....	12
Introduction.....	13
<i>I. Orientation diagnostique permise par l'étude comparative des commémoratifs, de l'anamnèse et de l'épidémiologie des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques</i>	15
A. Etude comparative des Commémoratifs	15
1. Signalement de l'hôte.....	15
a) Espèce.....	15
b) Race.....	17
c) Age	19
d) Sexe	20
e) Immunodépression	20
2. Environnement de l'hôte	20
a) Modes de transmission aux carnivores domestiques.....	21
b) Parasitoses de chenil.....	23
c) Parasitoses de milieu rural.....	23
d) Parasitoses saisonnières.....	24
B. Etude comparative de l'Anamnèse	25
1. Rappels sur les périodes prépatentes.....	25
2. Parasitoses évoluant sur un mode chronique.....	26
3. Parasitoses pouvant présenter une forme aiguë.....	28
C. Etude comparative de l'Epidémiologie	29
1. Distribution géographique.....	29
a) Distribution géographique en France	30
b) Distribution géographique dans le monde.....	31
2. Caractère Zoonosique.....	35
D. Conclusion partielle	37
<i>II. Orientation diagnostique permise par l'étude comparative des manifestations cliniques des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques</i> :	39
A. Parasitoses pouvant être asymptomatiques et conditions d'apparition des manifestations cliniques	39
B. Symptômes les plus fréquents au moment du diagnostic	40
C. Signes cliniques pouvant être associés aux parasitoses	40
1. Signes respiratoires	41
2. Signes cardio-circulatoires	42
3. Signes digestifs.....	43
4. Signes nerveux	44
5. Autres signes	45
D. Conclusion partielle	46

III. Orientation diagnostique permise par l'étude comparative des résultats d'examens complémentaires et de necropsie dans le cadre des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques	47
A. Examens complémentaires à mettre en œuvre en fonction du parasite suspecté.	48
B. Comparaison des résultats de recherche parasitologique	49
1. Eléments de morphologie nécessaires à l'identification des parasites	49
a) Comparaison des œufs	50
b) Comparaison des larves de stade 1 et des microfilaires	51
c) Comparaison des adultes	54
2. Recherche de parasite dans les fèces	55
a) Coproscopie macroscopique :	56
b) Coproscopie microscopique directe	56
c) Coproscopie microscopique indirecte par sédimentation (simple ou technique de Baermann)	56
d) Coproscopie microscopique indirecte par flottation	57
e) Résultats	57
3. Recherche de parasites dans les voies respiratoires	59
4. Recherche de parasite dans le sang (méthodes directes et indirectes)	61
C. Comparaison des résultats biologiques	64
1. Hématologie	65
2. Temps de saignement	66
3. Biochimie	66
4. Analyse d'urine	67
D. Comparaison des résultats d'imagerie	67
1. Radiographie thoracique	67
2. Echocardiographie	69
E. Comparaison des résultats d'Endoscopie	71
F. Comparaison des lésions observées à l'autopsie	72
G. Conclusion partielle	75
Conclusion	76
Index	77
Annexes	81
Bibliographie	93
Lectures complémentaires	100

Liste des abréviations

- ❖ CIVD = Coagulation intra-vasculaire disséminée
- ❖ HD = Hôte définitif
- ❖ HI = Hôte intermédiaire
- ❖ HP = Hôte paraténique
- ❖ L1 = Larve de stade 1
- ❖ L3 = Larve de stade 3
- ❖ LBA = Lavage broncho-alvéolaire
- ❖ ppp = Période prépatente
- ❖ St5 = Larve de stade 5

Liste des tableaux

TABLEAU 1 : PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DONT L'HOTE DEFINITIF EST LE CHAT ET/OU LE CHIEN. (LEGENDE : SOULIGNES = LES PARASITES RARES DANS CETTE ESPECE)	15
TABLEAU 2 : SPECIFICITE D'HOTE ET DIFFERENTS HOTES DEFINITIFS POSSIBLES, AUTRES QUE LES CARNIVORES DOMESTIQUES, POUR CHACUNE DES PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES. (LEGENDE : ? = SPECIFICITE INCERTAINE)	17
TABLEAU 3 : RACES FREQUEMMENT CONCERNEES PAR CERTAINES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	18
TABLEAU 4 : PREDISPOSITION SEXUELLE DES PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	20
TABLEAU 5 : STADE INFESTANT ET PRINCIPALE VOIE DE TRANSMISSION DES PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES (LEGENDES : L1 = LARVE DE STADE 1 ; L3 = LARVE DE STADE 3 ; HP = HOTE PARATENIQUE ; HI = HOTE INTERMEDIAIRE)	21
TABLEAU 6 : LISTE NON EXHAUSTIVE DES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES RENCONTREES DANS LES CHENILS EN FONCTION DE LEUR MODE DE TRANSMISSION.	23
TABLEAU 7 : PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES, FREQUEMMENT RENCONTREES EN MILIEU RURAL. (LEGENDES : HP = HOTE PARATENIQUE, HI = HOTE INTERMEDIAIRE).....	24
TABLEAU 8 : PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES AYANT UN CARACTERE SAISONNIER.	25
TABLEAU 9 : PERIODES PREPATENTES DES PRINCIPALES PARASITOSESS CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	26
TABLEAU 10 : FORMES CHRONIQUES DES PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES, DELAI ENTRE INFESTATION ET APPARITION DES SYMPTOMES ET COMMENTAIRES. (LEGENDES : PPP = PERIODE PREPATENTE)	27
TABLEAU 11 : FORMES AIGUËS DES PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES	28
TABLEAU 12 : PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES A CARACTERE ZONOSIQUE, LEUR MODE DE TRANSMISSION ET LEUR MANIFESTATION CHEZ L'HOMME. (LEGENDE : HI = HOTE INTERMEDIAIRE ; HP = HOTE PARATENIQUE)	36
TABLEAU 13 : PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES NON ZONOSIQUE.....	37
TABLEAU 14 : FREQUENCE DE LA FORME ASYMPTOMATIQUE ET CONDITIONS D'APPARITION DE SIGNES CLINIQUES CONCERNANT LES PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES. (LEGENDE : ST5 = LARVE DE STADE 5)	39
TABLEAU 15 : SYMPTOMES LES PLUS FREQUEMMENT RENCONTRES AU MOMENT DU DIAGNOSTIC DES PRINCIPALES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	40
TABLEAU 16 : SIGNES RESPIRATOIRES ET LEUR FREQUENCE CONCERNANT DIFFERENTES PARASITOSES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	41

TABLEAU 17 : SIGNES CARDIO-CIRCULATOIRES ET LEUR FREQUENCE CONCERNANT DIFFERENTES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	42
TABLEAU 18 : SIGNES DIGESTIFS ET LEUR FREQUENCE DANS DIFFERENTES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	43
TABLEAU 19 : SIGNES NERVEUX ET LEUR FREQUENCE CONCERNANT DIFFERENTES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	44
TABLEAU 20 : SIGNES AUTRES QUE RESPIRATOIRES, CARDIO-CIRCULATOIRES, DIGESTIFS ET NERVEUX CONCERNANT DIFFERENTES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES ET LEUR FREQUENCE.	45
TABLEAU 21 : EXAMENS COMPLEMENTAIRES DECRITS AINSI QU'EXAMEN COMPLEMENTAIRE DE CHOIX EN FONCTION DU PARASITE SUSPECTE DANS LE CADRE DES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES. (LEGENDE : X = EXAMEN DECRIT ; *** = EXAMEN DE CHOIX ; LBA = LAVAGE BRONCHO-ALVEOLAIRE).....	48
TABLEAU 22 : EXAMENS PERMETTANT DE RENFORCER UNE SUSPICION ET EXAMEN PERMETTANT D'ETABLIR UN DIAGNOSTIC DANS LE CADRE DE LA DIROFILARIOSE FELINE.	49
TABLEAU 23 : MORPHOLOGIE DES CEUFS DES PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	50
TABLEAU 24 : MORPHOLOGIE DES LARVES DE STADE 1 ET DES MICROFILAIRES DES PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	52
TABLEAU 25 : MORPHOLOGIE DES ADULTES DES PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	55
TABLEAU 26 : FORMES DE DISSEMINATION DES PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES SUSCEPTIBLES D'ETRE OBSERVEES DANS LES FECES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.....	57
TABLEAU 27 : DIFFERENTES METHODES DE COPROSCOPIE UTILISABLES EN FONCTION DU PARASITE SUSPECTE DANS LE CADRE DES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES (LEGENDES : *** = METHODE A PREFERER ; X = METHODE DECRITE)	58
TABLEAU 28 : PARASITES ET STADE PARASITAIRE IDENTIFIABLES DANS LES VOIES RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES. (LEGENDE : LBA = LAVAGE BRONCHO-ALVEOLAIRE, L1 = LARVE DE STADE 1).....	60
TABLEAU 29 : MISE EN EVIDENCE DANS LE SANG DE MICROFILAIRES, D'ANTICORPS ET D'ANTIGENES DANS LE CADRE DES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.....	62
TABLEAU 30 : AVANTAGES ET INCONVENIENTS DE LA DETECTION INDIRECTE DE DIROFILARIOSE PAR MISE EN EVIDENCE D'ANTIGENES DIRIGES CONTRE LE PARASITE.	63
TABLEAU 31 : MODIFICATIONS HEMATOLOGIQUES RENCONTREES LORS DE PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES ET PARASITES ASSOCIES. (LEGENDE : CIVD = COAGULATION INTRA-VASCULAIRE DISSEMINEE).....	65
TABLEAU 32 : PARASITES HEMATOPHAGES ET NON HEMATOPHAGES PARMIS LES PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	66
TABLEAU 33 : MODIFICATIONS BIOCHIMIQUES RENCONTREES LORS DE CERTAINES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	66
TABLEAU 34 : DESCRIPTION ET LOCALISATION D'ANOMALIES VISIBLES SUR DES RADIOGRAPHIES THORACIQUES ET ORIENTATION DIAGNOSTIQUE ASSOCIEE DANS LE CADRE DES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES. (LEGENDE : DV = VUE DORSO-VENTRALE ; P = VUE DE PROFIL).....	68
TABLEAU 35 : RESULTATS D'ECHOCARDIOGRAPHIE CHEZ LES CARNIVORES DOMESTIQUES LORS DE STADES AVANCES DE DIROFILARIOSE ET D'ANGIOSTRONGYLOSE.	70

TABLEAU 36 : RESULTATS D'ENDOSCOPIE ET ORIENTATION DIAGNOSTIQUE DANS LE CADRE DES PARASITOSEES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	71
TABLEAU 37 : RESULTATS D'AUTOPSIE PAR ORGANE LORS DE PARASITOSEES CARDIO- CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES.	74
ANNEXE 1 : ILLUSTRATIONS EN COULEUR.....	82

Liste des schémas

SCHEMA 1 : LOCALISATION DES PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES CHEZ LE CHIEN ET CHEZ LE CHAT.....	16
SCHEMA 2 : PRINCIPALES PARASITOSEES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES RENCONTREES EN FONCTION DE L'AGE DE L'HOTE DEFINITIF. (LEGENDE : <i>HD</i> = <i>HOTE DEFINITIF</i>)	19
SCHEMA 3 : DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE DES PRINCIPALES PARASITOSEES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES EN FRANCE.....	30
SCHEMA 4 : DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE DES PRINCIPALES PARASITOSEES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES EN AFRIQUE.	31
SCHEMA 5 : DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE DES PRINCIPALES PARASITOSEES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES EN AMERIQUE.	32
SCHEMA 6 : DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE DES PRINCIPALES PARASITOSEES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES EN ASIE.	33
SCHEMA 7 : DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE DES PRINCIPALES PARASITOSEES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES EN EUROPE.....	34
SCHEMA 8 : DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE DES PRINCIPALES PARASITOSEES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES EN OCEANIE.	35
SCHEMA 9 : LARVES DE STADE 1 D' <i>OSLERUS OSLERI</i> (GAUCHE), <i>AELUROSTRONGYLUS ABSTRUSUS</i> (MILIEU) ET <i>CRENOSOMA VULPIS</i> (DROITE), D'APRES EUZEBY, 1991	53

Introduction

Les parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques forment un ensemble très hétérogène de par leur fréquence, leur gravité, leur épidémiologie et leur importance économique.

Ces parasitoses sont considérées comme rares. Cependant, certaines d'entre elles sont plus fréquentes, telle que la pneumonyssoidose qui atteint une prévalence de 23% en Suède, tandis que d'autres (aelurostrongylose, crénosomose, linguatulose, oslérose) semblent largement sous estimées.

Leur importance médicale n'est pas uniforme : par exemple, la dirofilariose peut être rapidement mortelle contrairement à la capillariose, relativement bénigne.

L'état des connaissances diffère selon les parasites, certains ayant fait l'objet de nombreuses publications tandis que d'autres (*Pneumonyssoides caninum*, *Filaroides hirthei*) nécessitent des études approfondies, notamment pour comprendre leur cycle parasitaire.

Les implications économiques sont variables. Le diagnostic de l'oslérose nécessite la réalisation d'examen coûteux (endoscopie). Cette parasitose peut entraîner des pertes financières importantes dans un élevage où les trois quarts d'une portée peuvent mourir. A l'inverse, la capillariose se diagnostique et se traite relativement aisément par des méthodes peu onéreuses (coproscopie et traitement anti-parasitaire).

Face à une telle hétérogénéité, l'étiologie parasitaire, partie intégrante du diagnostic différentiel lors d'affection cardio-circulatoire et respiratoire chez un carnivore domestique, ne doit pas être considérée comme un bloc indivisible. Dès le début de la consultation, ces parasitoses doivent être discernées des autres causes de pathologie cardio-circulatoire et respiratoire mais doivent également être distinguées entre elles.

Or, actuellement, cette distinction est difficile à établir car les publications abondent mais ont en commun d'aborder chaque parasitose par monographie. Il faut alors connaître le nom du parasite pour consulter les informations s'y rapportant. En dehors des zones d'endémie, le praticien oubliera certainement d'inclure un parasite « rare » tel que *Linguatula serrata* dans son diagnostic différentiel.

Une nouvelle approche, basée sur la comparaison des connaissances actuelles au sujet des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, pourrait faciliter la distinction entre les parasites. Cela permettrait d'optimiser la conduite diagnostique en effectuant des examens complémentaires appropriés (quel examen demander, quelle sensibilité pour ce parasite, quelle spécificité... ?) puis d'adopter des méthodes de lutte plus efficaces.

Ce travail de thèse s'inscrit dans le contexte suivant : lors d'une consultation nous voulons explorer l'étiologie parasitaire, c'est à dire pouvoir justifier parmi les différents parasites cardio-circulatoires et respiratoires ceux qui sont les plus probables.

Pour cela nous retiendrons une dizaine de parasites cardio-circulatoires et respiratoires en excluant :

- ❖ les mycoses respiratoires
- ❖ les parasites pouvant induire des signes cardio-circulatoires et respiratoires mais dont les adultes ne sont pas dans l'appareil cardio-circulatoire ou respiratoire :
 - helminthes présents dans l'appareil respiratoire au stade de larve en migration (*Toxocara canis*, *Toxocara cati*, *Ankylostoma caninum*, *Strongyloides stercoralis*)
 - *Spirocerca lupi* (dont les adultes sont dans l'estomac et l'œsophage et les lésions de migration larvaire sont dans l'aorte)...

- ❖ les parasites extrêmement rares ou mal connus tels que *Capillaria (Eucoleus) bohemi*, *Cytauxzoon félis* ou encore *Filaroides milski*. Ce dernier est beaucoup plus rare et moins bien connu que *Filaroides hirthi*. Leur différenciation est illusoire par observation de larve dans les matières fécales et très difficile par l'observation de parasites adultes. Seul les données relatives à *Filaroides hirthi* seront détaillées.

L'étude se déroulera en trois temps : dans une première partie nous comparerons les éléments relatifs aux commémoratifs, à l'anamnèse et à l'épidémiologie des différentes parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires afin de souligner les animaux à risque et de prévoir les zones possibles d'implantation d'une parasitose. Une seconde partie permettra de comparer les différentes manifestations cliniques. Enfin, dans une troisième partie nous aborderons les différents examens complémentaires envisageables ainsi que leurs résultats, suivis de l'interprétation de l'examen post-mortem.

I. ORIENTATION DIAGNOSTIQUE PERMISE PAR L'ETUDE COMPARATIVE DES COMMÉMORATIFS, DE L'ANAMNESE ET DE L'ÉPIDÉMIOLOGIE DES PRINCIPALES PARASITOSE CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES

L'objectif de cette première partie est d'aider le praticien qui suspecte une « parasitose cardio-circulatoire ou respiratoire » au sens large à hiérarchiser ses hypothèses étiologiques, grâce à une meilleure connaissance des animaux à risques ainsi qu'une schématisation de la distribution géographique de chacune des parasitoses étudiées. Les éléments développés dans cette première partie permettent également de prévoir les endroits où une parasitose risque de s'établir (nombre d'hôtes définitifs et d'hôtes intermédiaires possibles, mode de vie de ces hôtes, existence de réservoirs, saison...) et aident le praticien à informer au mieux sa clientèle (caractère zoonosique...).

A. ETUDE COMPARATIVE DES COMMÉMORATIFS

Cette étude comparative se fera en deux temps : tout d'abord nous exploiterons les renseignements concernant l'animal présenté en consultation (son âge, sa race, son sexe...) et nous verrons comment certaines de ces informations sont en faveur d'un ou de plusieurs parasites. Nous étudierons ensuite les données relatives au mode de vie de l'animal (chenil, campagne...) et nous verrons de la même façon la hiérarchisation des hypothèses étiologiques en fonction des données recueillies.

1. Signalement de l'hôte

a) Espèce

Dans un premier tableau seront énumérés les parasites susceptibles d'être rencontrés chez le chat d'une part ainsi que ceux décrits chez le chien d'autre part.

CHAT	CHIEN
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
<i>Capillaria aerophila</i>	<i>Capillaria aerophila</i>
	<i>Crenosoma vulpis</i>
<i>Dirofilaria immitis</i>	<i>Dirofilaria immitis</i>
	<i>Filaroides hirthei</i>
<u><i>Linguatula serrata</i></u>	<i>Linguatula serrata</i>
	<i>Oslerus osleri</i>
<i>Paragonimus kellicotti</i>	<u><i>Paragonimus kellicotti</i></u>
	<i>Pneumonyssoides caninum</i>

Tableau 1 : Principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires dont l'hôte définitif est le chat et/ou le chien. (légende : Soulignés = les parasites rares dans cette espèce)

Remarques :

- ❖ Les chats sont moins réceptifs à *Dirofilaria immitis* que les chiens. Les cas de dirofilariose féline sont diagnostiqués dans des zones de forte endémicité et dans ces endroits, la prévalence observée chez le chat est cinq à six fois inférieure à celle décrite chez le chien. (Beugnet, 2006) Ceci peut s'expliquer par la plus grande tendance des chats à éliminer spontanément le parasite ou à mourir brutalement. (Litster et Atwell, 2008)

- ❖ ***Linguatula serrata*** bien qu'ayant été décrite chez le chat reste exceptionnelle dans cette espèce. (Bourdoiseau, 2000)
- ❖ A l'inverse, ***Paragonimus kellicotti*** est plus souvent décrit chez le chat que chez le chien. (Bourdeau, 1992)
- ❖ ***Crenosoma vulpis*** pourrait aussi infester le chat (Bourdoiseau et Cadore, 2000) mais certains auteurs considèrent que chez ce dernier il s'agit d'une espèce très proche nommée *Troglostrongylus sp.* (Bourdeau, 1992)

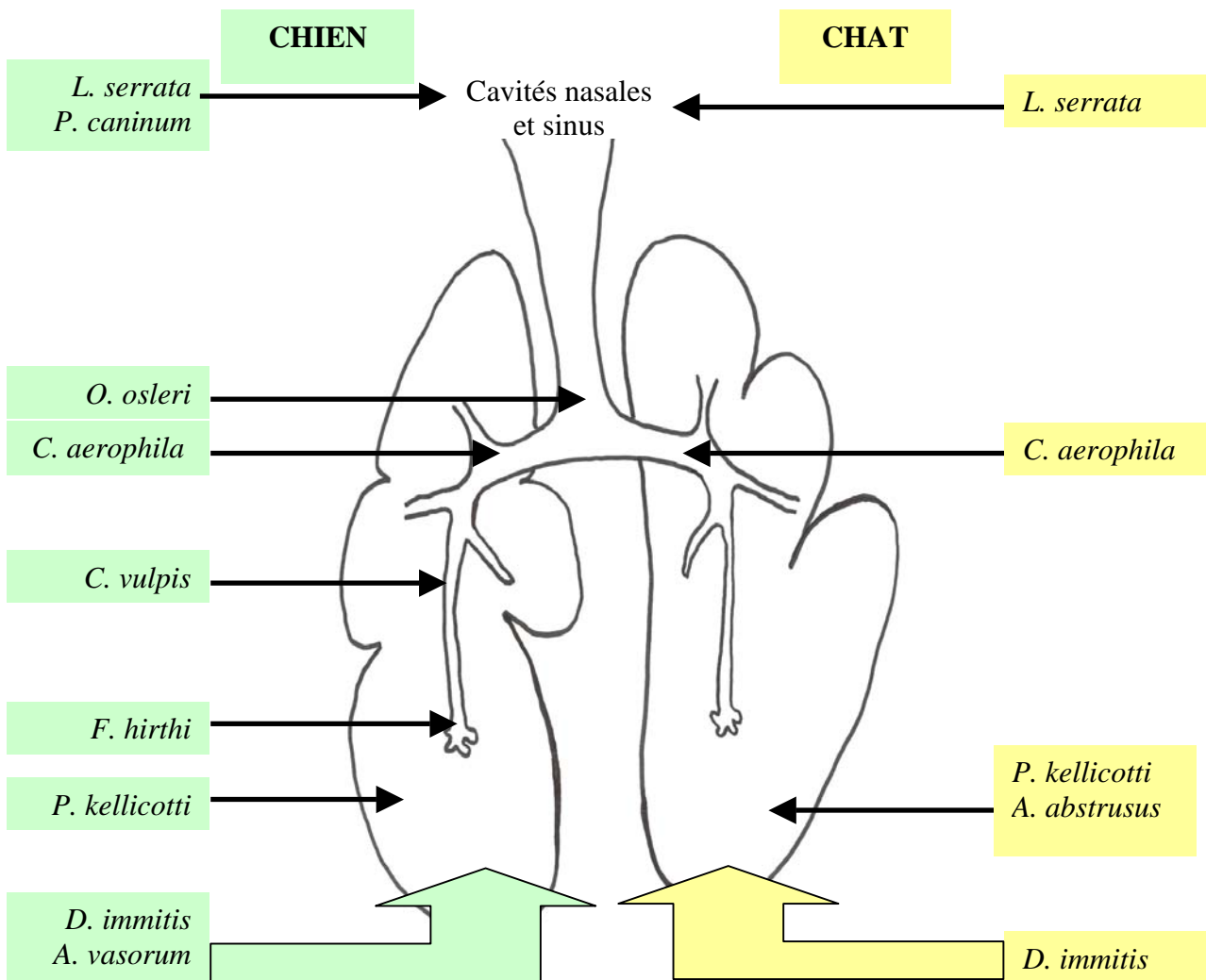


Schéma 1 : Localisation des principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires chez le chien et chez le chat.

Pour chaque parasite, nous allons maintenant voir si celui-ci est spécifique de son hôte ou, à défaut, dans quels hôtes il a été décrit. Ces autres hôtes peuvent représenter des réservoirs de parasites (exemple des renards pour l'angiostrongylose, la capillariose, la crénosomose, les filarioïdoses...) et rendent donc les méthodes de lutte plus difficiles.

Parasite	Spécificité d'espèce ?	Animaux autres que les carnivores domestiques pouvant héberger le parasite:
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Bourdeau, 1992 ; Ribeiro et Lima, 2001)	OUI	-félidés sauvages
<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992 ; Bolt et collab, 1994 ; Koch et Willeesen, 2008)	NON	-renard -loup -coyote -chacal -loutre européenne -furet -fennec -blaireau européen -panda rouge
<i>Capillaria aerophila</i> (Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Barrs et collab, 2000 ; Bourdoiseau, 2000)	NON	-canidés sauvages (renard) -félidés sauvages -mustélidés (blaireau, fouine, marte) -homme
<i>Crenosoma vulpis</i> (Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Rinaldi et collab, 2007 ; Bourdoiseau, 2000)	?	-canidés sauvages (renard, loup) -renards d'élevage -certains autres carnivores
<i>Dirofilaria immitis</i> (Euzeby, 1990 ; Beugnet, 2000)	NON	-canidés : coyote, dingo, loup, renard -félidés : panthère longibaude -ursidés -mustélidés (dont furet) -pinnipèdes : otaries, phoques -homme
<i>Filaroides hirthi</i> (Bourdoiseau, 1994 ; Bourdoiseau et Cadoré, 2000)	OUI	-canidés sauvages (renards)
<i>Linguatula serrata</i> (Ehrenford et Newberne, 1981 ; Bourdoiseau, 2000 ; Bowman, 2000)	NON	-canidés (renard, loup) -homme -oiseaux -reptiles
<i>Oslerus osleri</i> (Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau, 2000 ; Blavier et Ruel, 2000)	OUI	-canidés sauvages (dingo, coyote, renard, loup)
<i>Paragonimus kellicotti</i> (Dubey et collab, 1978 ; Bourdeau, 1992 ; Villeneuve, 2003)	NON	-vison -homme -rat musqué -lynx -raton laveur -putois -coyote -renard -chèvre -cochon -opposum -rat -marmotte -singe
<i>Pneumonyssoides caninum</i>	?	-Bredal et collab (Bredal et collab, 1997) décrivent pour la première fois un cas de pneumonyssoidose chez un renard argenté mais nous ne savons toujours pas si le renard peut être un hôte définitif ou pas.

Tableau 2 : Spécificité d'hôte et différents hôtes définitifs possibles, autres que les carnivores domestiques, pour chacune des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques. (légende : ? = spécificité incertaine)

b) Race

Aucune spécificité absolue de race n'a été décrite concernant les principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, cependant nous allons détailler ici les races fréquemment concernées par certaines de ces parasitoses.

Il est important de garder à l'esprit que chacune des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires a été décrite chez de nombreuses races, très variées. Ainsi le fait d'appartenir à l'une de ces races peut renforcer une suspicion mais le fait de ne pas appartenir à l'une de ces races ne permet pas d'exclure l'implication d'un parasite.

Races fréquemment concernées	Parasite en cause
<ul style="list-style-type: none"> • Cavalier King Charles : sur-représentés dans l'étude de Chapman et collab (<i>Chapman et collab, 2004</i>) et nombreuses descriptions dans cette race (<i>Simpson et Neal, 1982 ; Kriek, 2001 ; Phillips, 2001 ; Weber-Danino et collab, 2002</i>) • Staffordshire Terrier : sur-représentés dans l'étude de Chapman et collab (<i>Chapman et collab, 2004</i>) et plusieurs descriptions dans cette race (<i>Martin et collab 1993 ; Otter et collab, 1997</i>) 	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Chiens d'utilités (Berger allemand, épagneul breton, labrador) (<i>De Madron, 1991 ; Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1994</i>) 	<i>Dirofilaria immitis</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Chiens de grandes races (<i>Gunnarsson et collab, 2001</i>) 	<i>Pneumonyssoides caninum</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Chiens de petites races (<i>Bourdoiseau et Cadoré, 2000</i>) • Chiens élevés en groupe et dont l'utilisation sollicite fortement l'appareil respiratoire : lévriers (greyhound, whippet), chiens de meute (<i>Bourdeau, 1992</i>) • Caniche : en France de nombreuses descriptions concernent cette race (<i>Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau, 1994</i>) 	<i>Oslerus osleri</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Beagle : parasitose historiquement étudiée dans des colonies d'expérimentation aux Etats-Unis (<i>Bourdeau et Ehm, 1992</i>) • Chiens de races toy : nombreuses descriptions (<i>Bourdeau et Ehm, 1992 ; Torgerson et collab, 1997</i>) 	<i>Filaroides hirthei</i>

Tableau 3 : Races fréquemment concernées par certaines parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Concernant *Angiostrongylus vasorum*, pour expliquer la fréquence des cas décrits chez les Cavaliers King Charles et les Staffordshire terriers, plusieurs hypothèses ont été émises (*Chapman et collab, 2004*):
 - Ces races pourraient être « à la mode » dans les régions d'endémie.
 - Le tempérament des chiens de ces races pourrait les prédisposer à l'ingestion d'hôtes intermédiaires (limaces, escargots...), bien que les Cavaliers King Charles n'aient pas cette réputation.
 - Plusieurs chiens d'une même race sont peut être originaires du même élevage ou les animaux achetés dans une animalerie ont pu être importés d'une région d'endémie.
 - Ces races pourraient présenter une déficience d'immunité systémique ou pulmonaire contre le parasite, aboutissant à une plus grande susceptibilité vis à vis du parasite liée à une réponse immunitaire inappropriée ou inefficace.
- ❖ *Oslerus osleri* est plus fréquemment décrit chez les chiens de petites races où les nodules réduisent le diamètre de la trachée et sa mobilité favorisant l'observation de quintes de toux. Il passe probablement inaperçu dans les grandes races. (*Bourdoiseau et Cadoré, 2000*)

période prépatente étant de dix semaines, les signes cliniques peuvent apparaître chez le chiot à partir de deux ou trois mois, correspondant à l'âge de la cession au propriétaire et des premières vaccinations. (Bourdoiseau, 2000) Cependant, l'infestation du chien par ce parasite peut se faire à tout âge. (Bourdeau, 1992)

- ❖ On a longtemps pensé que ***Pneumonyssoides caninum*** ne présentait pas de spécificité liée à l'âge (Gamet et Mialhe, 2001 ; Bergeaud, 2001) jusqu'au travail de Gunnarsson et collab (Gunnarsson et collab, 2001). Cette étude, menée en Suède sur quatre cent soixante quatorze chiens a permis de montrer la plus grande fréquence de *Pneumonyssoides caninum* chez des chiens âgés de plus de trois ans, bien que le cycle du parasite ne soit toujours pas élucidé.
- ❖ Dans des conditions naturelles, les parasites adultes de ***Filaroides hirthi*** ne sont pas détectables chez des chiens de moins de dix semaines (Bourdeau et Ehm, 1992).

d) Sexe

Certaines parasitoses n'ont pas une répartition homogène entre les deux sexes et c'est ce que nous allons détailler ici :

Prédominance chez le Male	Prédominance chez la Femelle
<p><i>Aelurostrongylus abstrusus</i> :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Etude de Guiraud (Guiraud, 1993) : 32 males contre 19 femelles • 60% des animaux atteints sont des mâles entiers (Bourdeau, 1993) 	<p><i>Dirofilaria immitis</i> :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Femelles plus réceptives que les males (Beugnet et collab, 1993)

Tableau 4 : Prédilection sexuelle des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarque :

- ❖ Concernant l'**oslérose** et les **filarioïdoses**, la distribution est homogène entre les deux sexes mais ces parasitoses revêtent une importance particulière chez la femelle gestante car c'est elle qui assure la transmission aux chiots durant leurs premières semaines de vie.

e) Immunodépression

L'immunodépression a été rapportée comme un facteur favorisant l'apparition de la forme clinique de la filariose à ***Filaroides hirthi***. Cette immunodépression peut être induite par un stress (cas des Beagles en chenil d'expérimentation), par un traitement prolongé aux corticoïdes ou encore par une tumeur surrénalienne. (Bourdeau et Ehm, 1992 ; Torgerson et collab, 1997)

2. Environnement de l'hôte

Après un rappel sur les modes de transmission des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires aux carnivores domestiques, nous étudierons les hypothèses parasitaires à privilégier en fonction de l'environnement de l'animal présenté en consultation (vie en chenil, vie à la campagne, caractère saisonnier de la parasitose).

a) Modes de transmission aux carnivores domestiques

Voie de transmission		Stade parasitaire lors de la transmission	Parasite	
Parasitoses transmises grâce à des éléments infestants présents dans le milieu extérieur ⇒ animaux d'extérieur	Par ingestion d'un hôte intermédiaire (HI) et/ou de d'un hôte paraténique (HP)	HI : mollusque gastéropode terrestre HP : grenouille, lézards, serpents, oiseaux, souris, rats...	L3 Chez HP elles sont enkystées dans de petits nodules, surtout dans le méésentère	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Bourdeau, 1992 ; Guiraud, 1993)
		HI : mollusque gastéropode : escargot, limace, HP : grenouille rongeurs, batraciens	L3	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Beugnet et collab, 2004 ; Koch et Willeesen, 2008)
		HI : mollusque gastéropode : escargot, limace	L3	<i>Crenosoma vulpis</i> (Cobb et Fisher, 1992 ; Coureil et De Fornel, 2006)
		HI : crustacés crus (écrevisse...) HP : rat	métacercaire	<i>Paragonimus kellicotti</i> (Dubey et collab, 1978 ; Villeneuve, 2003)
	Par ingestion d'œufs larvés et/ou d'hôte paraténique	HP : ver de terre	L3	<i>Capillaria aerophila</i> (Barrs et collab, 2000)
	Par ingestion et/ou reniflement de viscères d'HI	HI : herbivores, omnivores : lapin, mouton, bovin, chevaux, porcs...	Nymphe	<i>Linguatula serrata</i> (Ehrenford et Newberne, 1981 ; Bourdeau, 1992a)
Par piqûre d'un vecteur	Vecteur : moustique femelle : Culex, Aedes, Psorophora, Mansonia, Anophèles	L3	<i>Dirofilaria immitis</i> (Euzéby, 1990 ; Beugnet, 2000)	
Parasitoses contagieuses, transmises à la faveur d'une promiscuité ⇒ dans les élevages ou les chenils	Par contact avec la mère, principalement lorsqu'elle expectore ou lors de coprophagie fréquente chez les jeunes.		L1 directement infestante	<i>Oslerus osleri</i> (Bourdeau, 1982 ; Barr et collab, 1986) <i>Filaroides hirthei</i> (Bourdeau et Ehm, 1992)
	Hypothèse : Par contact direct avec un animal porteur		Hypothèse : larves	<i>Pneumonyssoides caninum</i> (Marks et collab, 1994 ; Gunnarsson et collab, 1998 ; Bredal, 1998 ; Gamet et Mialhe, 2001)

Tableau 5 : Stade infestant et principale voie de transmission des parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques (légendes : L1 = larve de stade 1 ; L3 = larve de stade 3 ; HP = hôte paraténique ; HI = hôte intermédiaire)

Remarques :

- ❖ Les parasites peuvent s'accumuler dans des hôtes paraténiques. Ces derniers participent donc à la résistance et à la dissémination des parasites.
- ❖ Certains auteurs pensent qu'outre les moustiques, d'autres insectes pourraient être des vecteurs de **Dirofilaria immitis**: puces et poux. Ceci a été confirmé par certains auteurs et nié par d'autres. (Euzeby, 1990 ; Beugnet, 2000)
- ❖ Chez les chiennes gestantes atteintes de **dirofilariose**, les microfilaries peuvent traverser le placenta et être mises en évidence dans le sang des chiots mais les larves infestantes sont incapables d'une telle migration et il n'y a donc pas de transmission intra-utérine de la filariose cardio-vasculaire. (Euzeby, 1990)
- ❖ **Oslerus osleri** et **Filaroides hirthei** ont des larves de premier stade directement infestantes ce qui est une exception chez les nématodes, surtout chez les strongles respiratoires. (Bourdeau, 1992 ; Bourdeau et Ehm, 1992) Ces parasites ont une transmission directe, majoritairement de la mère aux chiots pendant les premiers jours de vie : les larves de premier stade émises par la mère (toux, selles) sont ingérées par les chiots lors de la toilette ou lors de coprophagie, fréquente chez les jeunes. La transmission in-utero ou par le lait de ces deux parasites n'est pas décrite. L'infestation est possible à tout âge par contact direct avec un chien infecté car ces deux parasites sont peu résistants dans le milieu extérieur (Bourdeau et Ehm, 1992 ; Bourdeau, 1992 ; Beugnet et collab, 2004)
- ❖ L'auto-infestation par **Filaroides hirthei** est possible avec pour conséquence des charges parasitaires considérables. (Bourdeau, 1992)
- ❖ Les strongyloses respiratoires (**crénosomose, aelurostrongylose, filaroidoses, oslérose**) ne sont pas transmises par le lait des chiennes ni par voie transplacentaire (Bourdoiseau et Cadoré, 2000)
- ❖ La possibilité d'une transmission indirecte d'**Angiostrongylus vasorum** n'est pas écartée, par exemple par contamination de la nourriture de l'hôte définitif par de la bave ou des selles de limace infestées. (Martin et Neal, 1992)
- ❖ Des formes larvaires de **Pneumonyssoides caninum** ont été observées sortant des fosses nasales de chiens, soutenant l'hypothèse d'une transmission par contact direct. De plus, des inoculations expérimentales de parasite en déposant des larves sur la truffe de chiens ont réussi. Cependant, l'hypothèse d'une transmission indirecte n'est pas exclue. (Gunnarsson et collab, 1998)
- ❖ La transmission indirecte de **Paragonimus kellicotti** par ingestion d'eau dans laquelle des hôtes intermédiaires ont dégénéré est possible. En effet, les métacercaires sont capables de survivre pendant trois semaines dans de l'eau contaminée par dégénérescence d'un crustacé. (Van Rensburg et collab, 1987)

b) Parasitoses de chenil

Une parasitose de chenil est une parasitose que l'on rencontre chez différents animaux vivant en collectivité, quelle que soit la finalité de leur regroupement (élevage, fourrière, pension...)(*Bourdoiseau, 1994*) . Elle peut être:

- ❖ contagieuse : par exemple, la contagiosité de l'**oslérose** et de la **filarioïdose** s'explique par le fait que les larves de stade un émises par la mère sont directement infestantes. Le parasite se développe donc sans nécessiter d'hôte intermédiaire ni d'intervention du milieu extérieur. (*Bourdeau et Ehm, 1992*).
- ❖ liée à une contamination à partir d'une même source : par exemple l'**angiostrongylose** est liée à l'ingestion d'espèces sauvages dans le cas de chenils mal tenus c'est à dire trop ouverts sur l'extérieur, avec des aliments mal conservés ou des zones herbeuses laissées à l'abandon...
- ❖ contractée par piqûre d'arthropodes hématophages : par exemple lors de **dirofilariose** la concentration d'animaux porteurs de microfilaries dans le sang périphérique permet la contamination de nombreux vecteurs d'où un foyer d'endémie.

Mode de transmission :	Parasite
Contagion directe entre animaux	<i>Oslerus osleri</i>
	<i>Filaroides hirthi</i>
Contamination par ingestion à partir d'une même source	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
	<i>Linguatula serrata</i>
	<i>Capillaria aerophila</i>
Contamination faisant intervenir un arthropode hématophage	<i>Dirofilaria immitis</i>

Tableau 6 : Liste non exhaustive des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques rencontrées dans les chenils en fonction de leur mode de transmission.

Remarques :

- ❖ **Oslerus osleri** et **Filaroides hirthi** sont peu résistants dans le milieu extérieur donc le dépistage et le traitement des animaux porteurs suffit à éradiquer la parasitose. A l'inverse, les œufs de **Capillaria aerophila** sont très résistants dans le milieu extérieur rendant difficile l'éradication de la maladie dans un chenil.
- ❖ Dans les portées très infestées par **Oslerus osleri**, les trois quarts des animaux âgés de quatre à huit mois peuvent mourir. (*Bourdeau 1992*)
- ❖ Historiquement, l'infestation des chiots par **Filaroides hirthi** a posé d'énormes problèmes dans les chenils d'expérimentation aux Etats Unis. (*Bourdeau et Ehm, 1992*)
- ❖ La **crénosomose** est observée essentiellement dans les élevages de renard. (*Bourdeau, 1992*)

c) Parasitoses de milieu rural

L'hypothèse parasitaire est plus facilement avancée pour un animal vivant en milieu rural par rapport à un animal vivant en milieu urbain. Pour comprendre cela il faut avoir à l'esprit le tableau de transmission vu précédemment qui permet de différencier plusieurs cas de figure :

- ❖ Parasite dont la transmission passe par l'ingestion d'hôte intermédiaire ou d'hôte paraténique présents dans les jardins et les forêts : escargot, limace, ver de terre...

- ❖ Parasite dont la transmission passe par l'ingestion d'hôte intermédiaire ou d'hôte paraténique inféodés à certains milieux : écrevisse dans les cours d'eau, viscères d'herbivores près des abattoirs ou des zones de chasse...
- ❖ Parasite dont la transmission nécessite la piqûre d'un moustique, ces derniers étant plus fréquents à la campagne.

Ingestion HI ou HP communs : escargot, limace, ver de terre...	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<ul style="list-style-type: none"> • 2/3 des cas sont des chats de milieu rural (<i>Guiraud, 1993 ; Bourdeau, 1993</i>) notamment ceux ayant l'habitude de sortir chasser (<i>Bourdeau, 1992</i>)
	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Chiens de chasse, chiens d'extérieur (<i>Collet, 1999 ; Bourdoiseau, 2000 ; Soubagné et Corlouer, 2004 ; Conboy, 2004</i>)
	<i>Capillaria aerophila</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Animaux adultes d'extérieur (<i>Bourdoiseau et Cadoré, 1993</i>)
	<i>Crenosoma vulpis</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Chiens vivants à l'extérieur (chien de chasse, de troupeau, de meute) (<i>Bihr et Conboy, 1999 ; Bourdoiseau, 2000 ; Coureil et De Fornel, 2006</i>)
Ingestion HI ou HP «spéciaux»	<i>Linguatula serrata</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Chiens errants, en mesure d'ingérer des viscères d'herbivores parasités et/ou de pénétrer dans des abattoirs pour y manger des abats crus (<i>Bourdeau, 1992a ; Bourdoiseau, 2000</i>) • Chiens de chasse aux lapins (<i>Ehrenford et Newberne, 1981</i>)
	<i>Paragonimus kellicotti</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Animaux consommant des crustacés d'eau douce crus (écrevisse) ou des hôtes paraténiques
Vecteur : moustiques	<i>Dirofilaria immitis</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Les moustiques vecteurs ont un caractère exophile (<i>Bourdoiseau, 1994</i>) • Une étude de Beugnet et collab (<i>Beugnet et collab, 1993</i>) permet de comparer la prévalence entre une population canine errante (66% de chiens positifs) et une population de chiens « médicalisés » (38,6% de positifs)

Tableau 7 : Principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, fréquemment rencontrées en milieu rural. (légendes : HP = hôte paraténique, HI = hôte intermédiaire)

Remarque :

- ❖ En milieu rural, il faut noter l'importance du renard qui peut servir de réservoir de parasites et contaminer les hôtes intermédiaires. C'est le cas pour ***Crenosoma vulpis*, *Filaroides hirthei*, *Capillaria aerophila*, *Angiostrongylus vasorum***... qui sont plus facilement rencontrés dans les régions à forte densité de renards infestés. (*Shaw et collab, 1996 ; Bourdoiseau et Cadoré, 2000*).

d) Parasitoses saisonnières

Les parasitoses liées à la saison font généralement intervenir un ou plusieurs hôtes intermédiaires et la saisonnalité reflète la période d'activité de ces hôtes intermédiaires. De la même manière que précédemment, en reprenant le tableau de transmission des principales parasitoses, on comprend que les parasitoses faisant intervenir des gastéropodes seront plus fréquentes lors de forte pluviosité et de températures modérées : printemps et automne.

Cependant, dans certains cas comme par exemple l'aelurostrongylose, l'existence d'hôtes paraténiques permet de maintenir une activité larvaire annuelle masquant le caractère saisonnier de la parasitose. (*Hamilton, 1963*)

De plus les données exposées ici concernent les primo infestations car la plupart des parasites ont une durée de vie longue chez leur hôte définitif ce qui explique que les parasites pourront être retrouvés chez les carnivores domestiques tout au long de l'année.

A noter également que certaines parasitoses peuvent avoir un caractère saisonnier ou non selon la latitude, comme par exemple la dirofilariose.

Enfin très peu d'études ont réellement étudié l'impact des climats et des saisons sur l'apparition des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires et cela pourrait s'avérer intéressant notamment pour construire des modèles prédictifs. (Koch et Willesen, 2008)

Saison de forte pluviosité et de température modérée : printemps, automne ⇒activité des gastéropodes	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Guiraud, 1993 ; Bourdeau, 1993)
	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Debray, 2003)
	<i>Crenosoma vulpis</i> (Bihr et Conboy, 1999 ; Conboy, 2004)
Saison d'activité des moustiques : juin à octobre	<i>Dirofilaria immitis</i> (Euzeby, 1990)

Tableau 8 : Principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques ayant un caractère saisonnier.

B. ETUDE COMPARATIVE DE L'ANAMNESE

L'anamnèse correspond à l'histoire de la maladie. Lors de la discussion avec le propriétaire, il est important de le questionner sur le mode d'apparition de la maladie (aiguë, subaiguë, chronique), ainsi que sur sa durée d'évolution.

La période prépatente correspond au délai entre l'infestation par un parasite et l'émission de formes de dissémination. Elle donne un ordre d'idée du temps que met le parasite à évoluer chez l'hôte définitif, entre le stade infestant et le stade adulte capable de se reproduire. Ce délai peut aller de quelques semaines à plusieurs mois en fonction des parasites.

Dans un premier temps, nous allons comparer les périodes prépatentes des différents parasites, puis nous verrons les parasitoses évoluant sur le mode chronique et enfin les parasitoses ayant une forme aiguë.

1. Rappels sur les périodes prépatentes

La période prépatente ne correspond pas au délai d'apparition des premiers signes cliniques chez l'animal. En effet, durant la migration des stades larvaires, les dommages causés peuvent entraîner des manifestations cliniques chez l'hôte définitif avant que l'émission de formes de dissémination ne commence. A l'inverse, la période prépatente peut être plus courte que le délai entre l'infestation et l'apparition des premiers signes cliniques avec des animaux apparemment sains qui émettent des éléments de dissémination dans le milieu extérieur. C'est le cas par exemple de l'angiostrongylose où des animaux porteurs sains contaminent le milieu extérieur avant de présenter des manifestations cliniques. (Bolt et collab, 1994)

La connaissance des périodes prépatentes est donc intéressante pour faire le lien entre la date présumée de la contamination et la date où l'on s'attend à pouvoir mettre en évidence des éléments de dissémination.

Parasite	Période pré-patente
<i>Crenosoma vulpis</i>	3-4 semaines (<i>Shaw et collab, 1996 ; Bourdoiseau, 2000</i>)
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	4-7 semaines (<i>Bourdeau, 1992</i>)
<i>Filaroides hirthei</i>	5 semaines (<i>Bourdeau et Ehm, 1992</i>)
<i>Paragonimus kellicotti</i>	5-7 semaines
<i>Capillaria aerophila</i>	6 semaines (<i>Barrs et collab, 2000</i>)
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	6-7 semaines (<i>Cobb et Fisher, 1990; Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992</i>)
<i>Oslerus osleri</i>	10 semaines (<i>Bourdeau, 1992</i>)
<i>Linguatula serrata</i>	6 mois (<i>Bowman, 2000</i>)
<i>Dirofilaria immitis</i>	6 mois chez le chien 7 à 8 mois chez le chat (<i>Litster et Atwell, 2008</i>)

Tableau 9 : Périodes prépatentes des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarque :

- ❖ Lors de ré-infestation par ***Aelurostrongylus abstrusus***, la période prépatente semble plus longue. (*Ribeiro et Lima, 2001*)

2. Parasitoses évoluant sur un mode chronique

Beaucoup de parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques sont considérées comme des maladies chroniques et l'hypothèse parasitaire n'est qu'exceptionnellement envisagée en première intention. Il est fréquent d'avoir un historique de rechute après un traitement antibiotique et anti-inflammatoire classique.

	Délai entre infestation et apparition des symptômes :	Commentaires :
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<ul style="list-style-type: none"> Plusieurs mois ou années (<i>Bolt et collab, 1994 ; Bourdoiseau, 2000</i>) 	<ul style="list-style-type: none"> Apparition des symptômes progressive et lente sur plusieurs mois Puis aggravation brutale Parfois suivie de la mort (<i>De Fornel, 2004</i>)
<i>Paragonimus kellicotti</i>	<ul style="list-style-type: none"> 5 à 6 semaines (<i>Short et Hendrickson, 1960</i>) Minimum de 4 semaines (<i>Dubey et collab, 1978</i>) 	<ul style="list-style-type: none"> Toux pendant 2 semaines à 1 an (<i>Pechman 1980</i>)
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<ul style="list-style-type: none"> Minimum de 5 semaines (<i>Hamilton, 1967</i>) 	<ul style="list-style-type: none"> Durée de l'infestation chez le chat : variable mais probablement de plusieurs années (<i>Bourdeau, 1992</i>) Possibilité de guérison spontanée en quelques mois (<i>Beugnet et collab, 2004</i>)
<i>Capillaria aerophila</i>		<ul style="list-style-type: none"> Infection demeure patente pour 8 à 11 mois (<i>Barrs et collab, 2000</i>)
<i>Crenosoma vulpis</i>	<ul style="list-style-type: none"> Toux débutant 2 à 3 semaines après la contamination (<i>Barr et Bowman, 2006</i>) 	<ul style="list-style-type: none"> Evolution mortelle possible en cas de forte infestation (<i>Bourdeau, 1992</i>)
<i>Dirofilaria immitis</i>	<ul style="list-style-type: none"> Plusieurs années chez le chien (<i>Beugnet, 2000</i>) 4 à 7 mois chez le chat (<i>Litster et Atwell, 2008</i>) 	<ul style="list-style-type: none"> Evolution sur 3 mois à 1 an selon le degré d'infestation (<i>Moraillon, 1990</i>) Evolution lente si animal sédentaire ou jamais soumis à l'effort (<i>Bourdoiseau, 2000</i>) Evolution mortelle en quelques semaines possible si exercice régulier ou violent, par embolie pulmonaire (<i>Bourdoiseau, 2000</i>) Chez le chat, l'apparition des signes cliniques est généralement suivie d'une période subclinique sauf en cas de mort des vers adultes entraînant des signes sévères allant jusqu'à la mort de l'animal (<i>Litster et Atwell, 2008</i>)
<i>Filaroides hirthei</i>		<ul style="list-style-type: none"> La durée d'infestation est très longue et pourrait s'étendre durant toute la vie de l'hôte (<i>Bourdeau et Ehm, 1992</i>) Evolution peut être fatale chez des animaux immunodéprimés (<i>Bourdeau, 1992</i>)
<i>Oslerus osleri</i>		<ul style="list-style-type: none"> Chiot : la mort peut survenir chez les ¾ des chiots âgés de 4 à 8 mois. (<i>Bourdeau, 1992</i>) Adulte : meilleur pronostic mais la mort est possible quelques mois après l'apparition des troubles (<i>Bourdeau, 1992</i>) La période patente chez l'hôte définitif est probablement de plusieurs années (<i>Bourdeau, 1982</i>)
<i>Linguatula serrata</i>		<ul style="list-style-type: none"> Evolution sur plusieurs mois (<i>Bourdeau, 1992a</i>) Guérison possible spontanément par expulsion des parasites.

Tableau 10 : Formes chroniques des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, délai entre infestation et apparition des symptômes et commentaires. (légendes : ppp = période prépatente)

Remarques :

- ❖ Les délais entre l'apparition des premiers signes cliniques et la consultation chez un vétérinaire sont généralement longs :
 - ***Angiostrongylus vasorum*** : délai moyen de quatre mois (*Weber-Danino et collab, 2002*). Dans l'étude de Chapman et collab (*Chapman et collab, 2004*) ce délai varie de un jour à neuf mois avec une médiane d'un mois.
 - ***Pneumonyssoides caninum*** : délai généralement très long, de trois semaines à trois ans selon les cas cliniques. Dans l'étude de Bredal (*Bredal, 1998*), aucun des dix-huit chiens chez lesquels le parasite a été mis en évidence à l'autopsie n'avait d'historique de problème respiratoire. Cependant, plusieurs propriétaires contactés après l'autopsie ont avoués avoir constaté des signes chez leur chien mais ces désordres ne paraissaient pas assez graves ou pas assez persistants pour justifier une consultation chez leur vétérinaire.

- ❖ Lors d'inoculation de ***Paragonimus kellicotti*** l'absence de signes cliniques jusqu'à quatre semaines post inoculation peut être liée à la petite taille du parasite associée à une migration viscérale courte. (*Dubey et autre, 1978*)

3. Parasitoses pouvant présenter une forme aiguë

Les formes aiguës sont décrites pour certaines parasitoses mais restent plus rares que les formes chroniques :

Parasite	Commentaires sur la forme aiguë
<i>Angiostrongylus vasorum</i> (<i>Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992</i>)	<ul style="list-style-type: none">• exceptionnelle• surtout chez les jeunes animaux• associée à la consommation d'une grande quantité de larves infestantes (<i>Bolt et collab, 1994</i>)• mort en quelques jours (<i>Lynch, 1977 ; Cazelles et Montagner, 2000 ; Bourdoiseau, 2000</i>)
<i>Dirofilaria immitis</i>	<ul style="list-style-type: none">• chez le chien : « syndrome de la veine cave »<ul style="list-style-type: none">○ lors d'infestation massive (+ de 50 vers), des vers peuvent se retrouver dans la veine cave postérieure ⇒ syndrome hémolytique aigu et défaillance du cœur droit (<i>Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1994 ; Beugnet, 2000</i>)○ choc cardiogénique avec tachycardie, dyspnée, tachypnée collapsus et hémoglobinurie (<i>Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1994</i>)○ évolution rapide et toujours fatale, généralement en 2-3 jours (<i>Bourdoiseau, 2000</i>)• chez le chat (<i>Litster et Atwell, 2008</i>):<ul style="list-style-type: none">○ beaucoup plus fréquente que chez le chien○ peut être précédé ou non de signes cliniques○ peut être causé par un seul ver○ pathogénie encore mal connue
<i>Paragonimus kellicotti</i>	<ul style="list-style-type: none">• Harrus et collab (<i>Harrus et collab, 1997</i>) décrivent le cas d'un chien n'ayant présenté aucun signe de maladie jusqu'à sa présentation au vétérinaire et qui meurt brutalement.• Short et Hendrickson (<i>Short et Hendrickson, 1960</i>) décrivent également le cas d'un chiot de 3 mois mort en 3 jours à la suite d'une infection bactérienne secondaire des poumons.

Tableau 11 : Formes aiguës des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques

C. ETUDE COMPARATIVE DE L'ÉPIDÉMIOLOGIE

1. Distribution géographique

La suspicion d'une parasitose en zone d'endémie ne pose généralement pas de problème au clinicien habitué à la rencontrer. En revanche, en dehors des zones d'endémie, une notion très importante à laquelle le clinicien doit prêter attention est celle d'un séjour de l'animal en zone infestée, encore faut-il pouvoir localiser ces zones. Nous allons étudier, de façon non exhaustive, la distribution géographique de chacun des principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques à l'échelle de la France puis par continent. Pour ce faire nous légènderons sur les cartes les endroits où le parasite a été décrit en mentionnant l'année et l'auteur pour que le lecteur puisse se référer à la publication correspondante. Les références complètes sont présentées soit dans la bibliographie, soit dans les lectures complémentaires.

Remarques :

- ❖ Tous les parasites étudiés dans ce travail, à l'exception de *Filaroides hirthe* et de *Paragonimus kellicotti*, sont cosmopolites. Ainsi la provenance d'une région reconnue infestée peut renforcer une suspicion mais à l'inverse il ne faut pas exclure une suspicion uniquement sur des arguments géographiques. En d'autres mots, si un parasite n'a pas été décrit à un endroit donné, cela n'exclut pas la possibilité de le mettre en évidence dans cette zone.
- ❖ L'aire de distribution d'un parasite dépend de l'aire de distribution de son hôte intermédiaire et de son hôte paraténique. Ainsi, un parasite comme *Paragonimus kellicotti*, qui nécessite une écrevisse d'eau douce pour compléter son cycle, a une répartition géographique limitée (Dubey et collab, 1978). Harrus et collab (Harrus et collab, 1997) décrivent le premier cas de paragonimose en Israël et s'interrogent sur l'introduction du parasite sur le territoire. En effet aucun cas n'a jamais été décrit en Israël ni dans les pays frontaliers et le chien atteint n'est jamais sorti du territoire. Les auteurs émettent donc deux hypothèses pour expliquer l'introduction du parasite: soit par un homme infesté en voyage en Israël soit via des crustacés infestés importés. Etant donné que tous les éléments nécessaires au cycle du parasite sont présents en Israël, les auteurs s'inquiètent de savoir s'il s'agissait d'un cas isolé ou si l'établissement du parasite en Israël a eu lieu.
- ❖ La distribution de l'angiostrongylose canine est caractérisée par l'existence de zones d'endémie (exemple en région toulousaine, en Irlande, au Danemark, au Sud est de l'Angleterre (Chapman et collab, 2004)...) et de zones où l'on note une apparition sporadique de la maladie (exemple aux USA, Canada, Brésil...).(Bolt et collab, 1994)
- ❖ *Pneumonyssoides caninum* est probablement cosmopolite avec une prédilection pour les régions chaudes. (Bourdeau, 1992a)

a) Distribution géographique en France

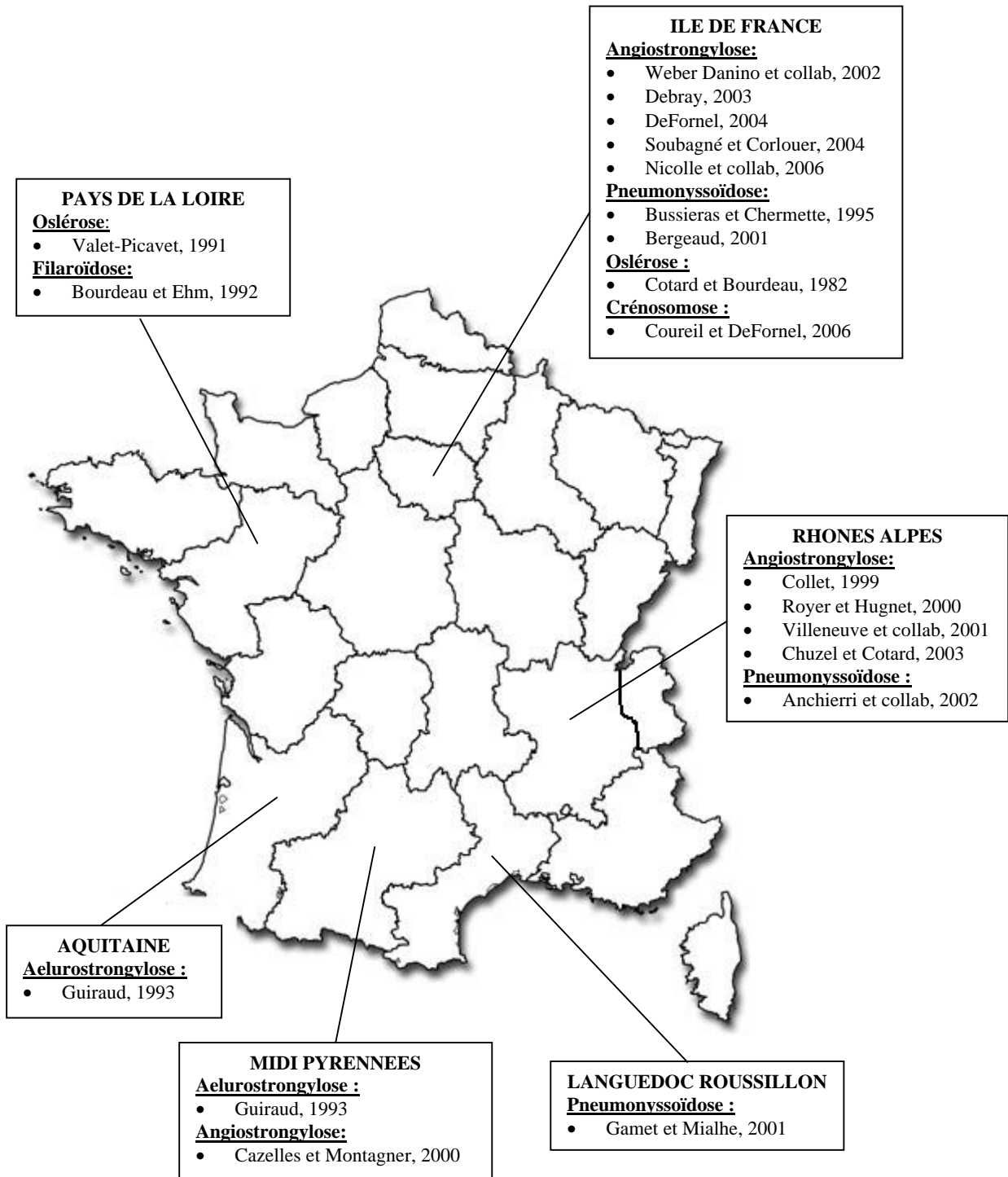


Schéma 3 : Distribution géographique des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques en France.

Remarque :

- ❖ En France métropolitaine, les cas de **dirofilariose** sont majoritairement des helminthoses d'importation. Les chiens infestés ont généralement fait un séjour dans une région chaude : DOM-TOM, Afrique, Italie, Espagne, Corse, zone marécageuse du sud de la France. (*Beugnet et Bourdoiseau, 1996*)

b) Distribution géographique dans le monde

Nous allons présenter cette distribution géographique par continent.

(1) Afrique

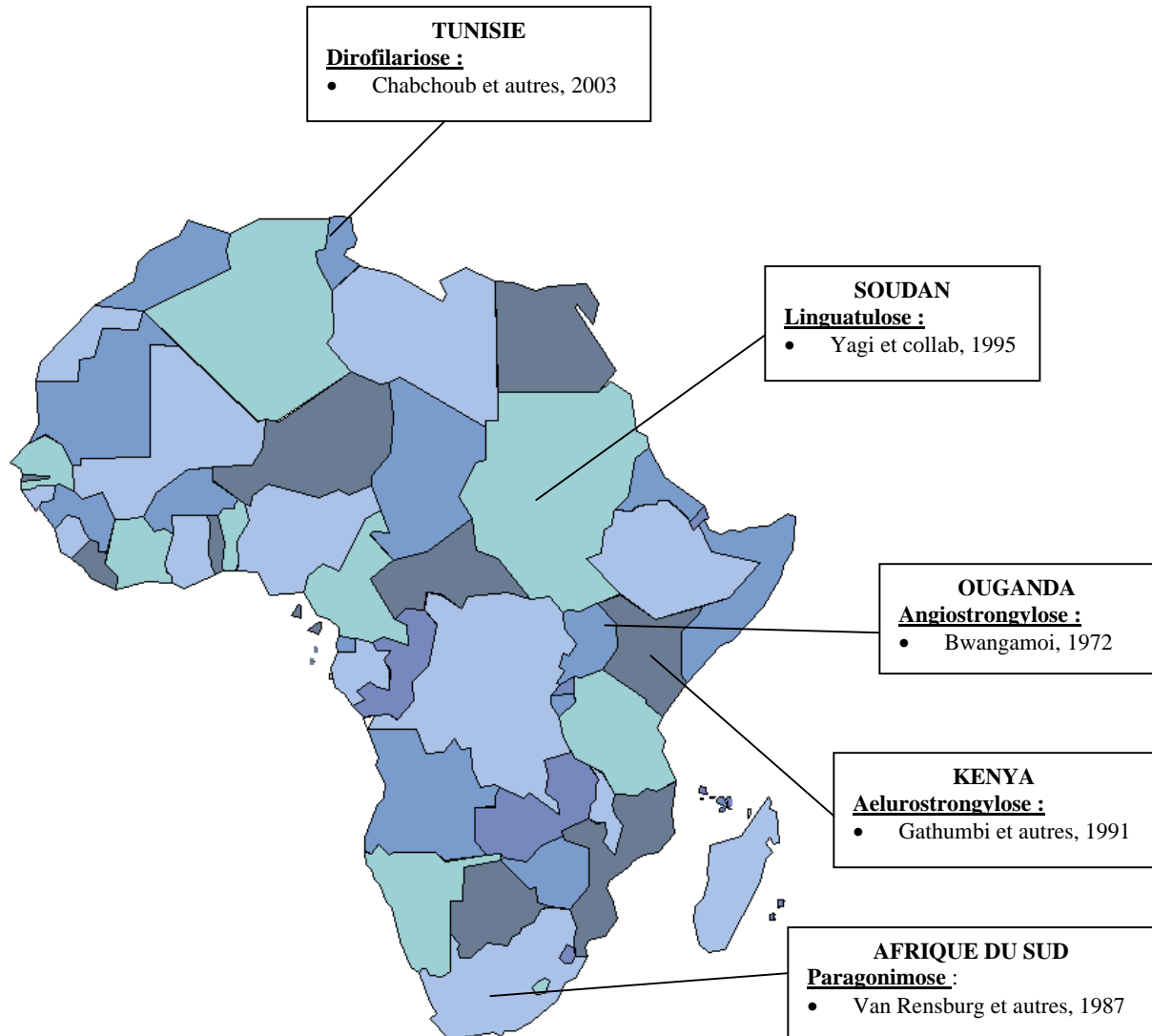


Schéma 4 : Distribution géographique des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques en Afrique.

(2) Amérique

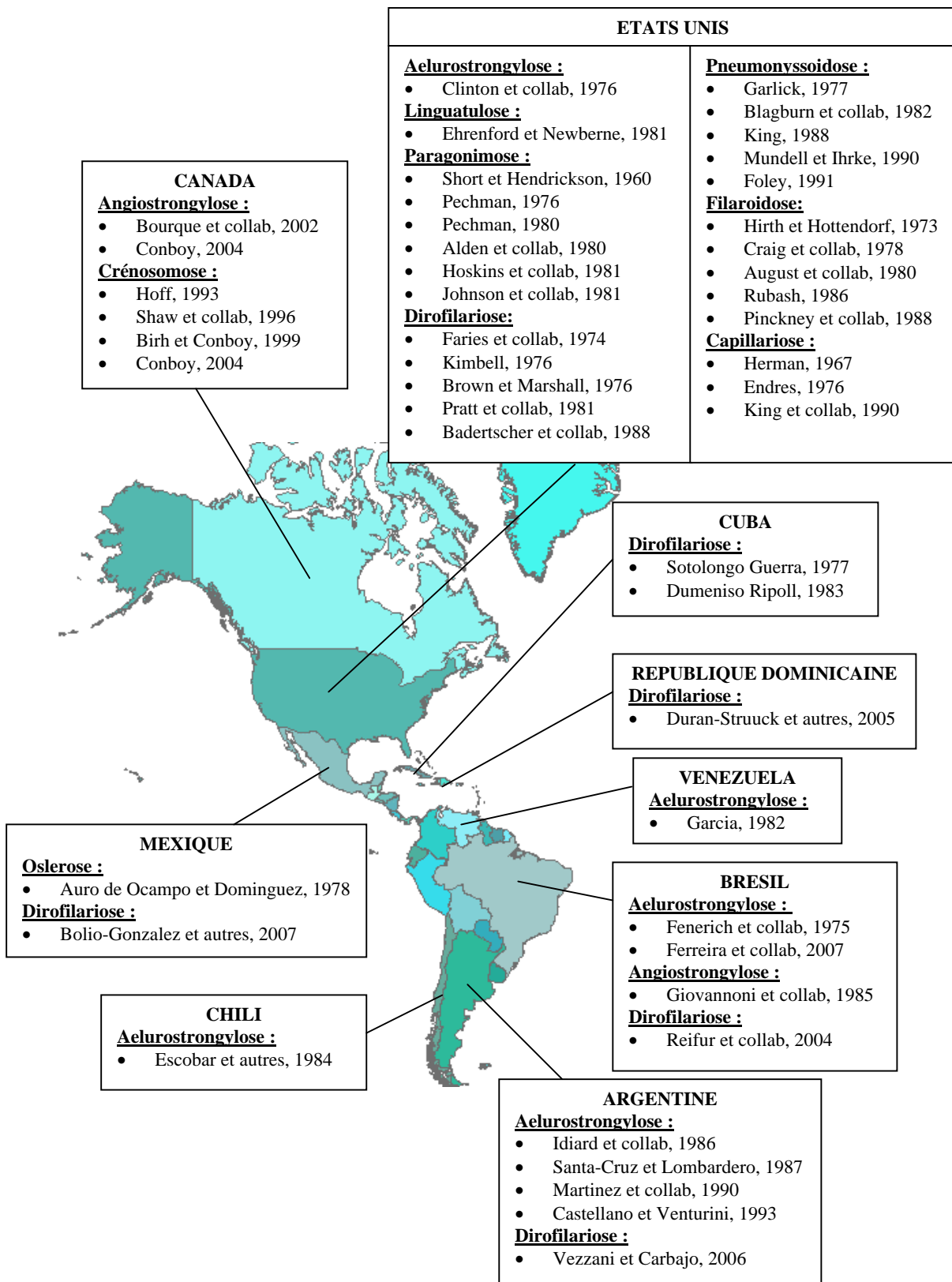


Schéma 5 : Distribution géographique des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques en Amérique.

(3) Asie

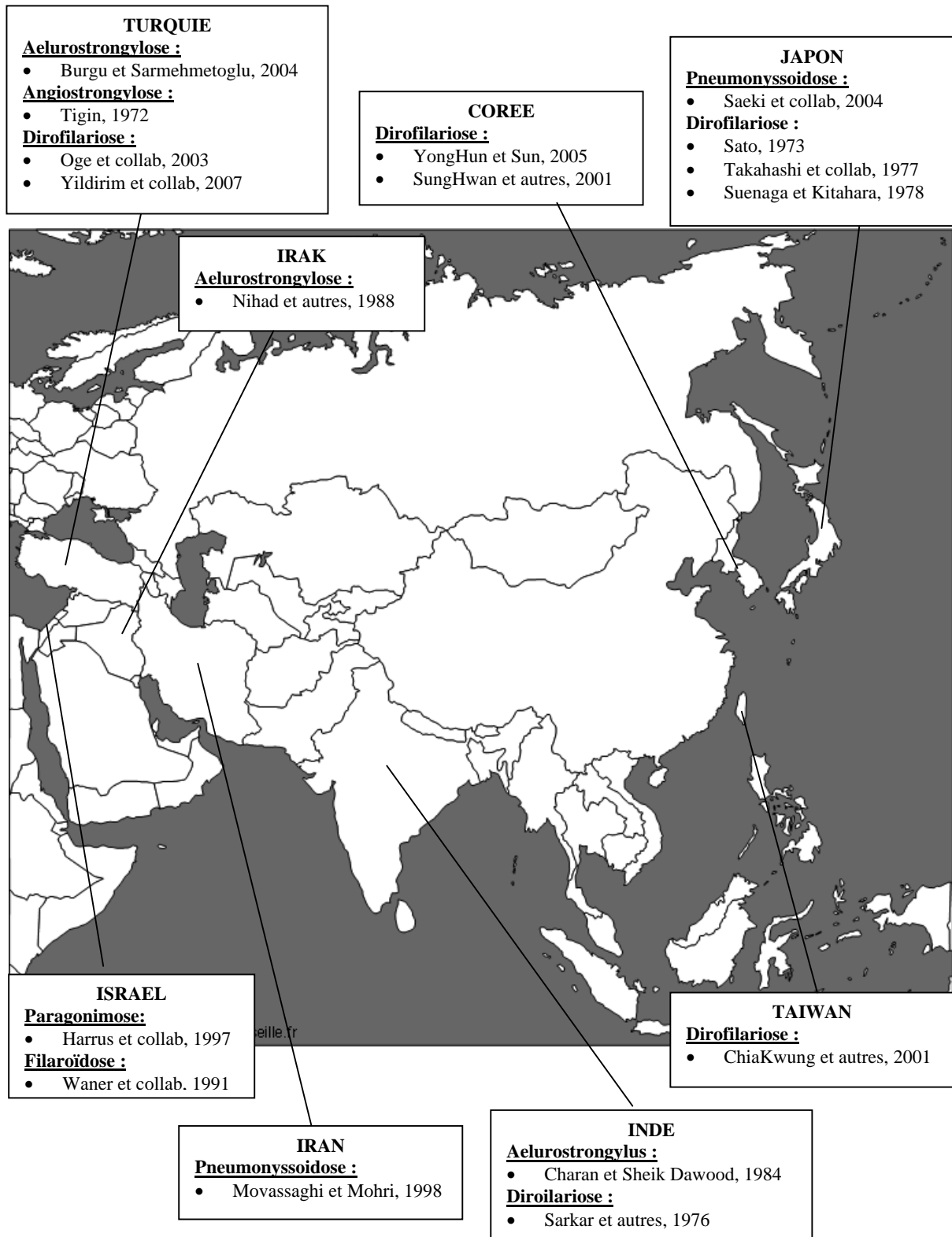


Schéma 6 : Distribution géographique des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques en Asie.

(4) Europe (hors France)

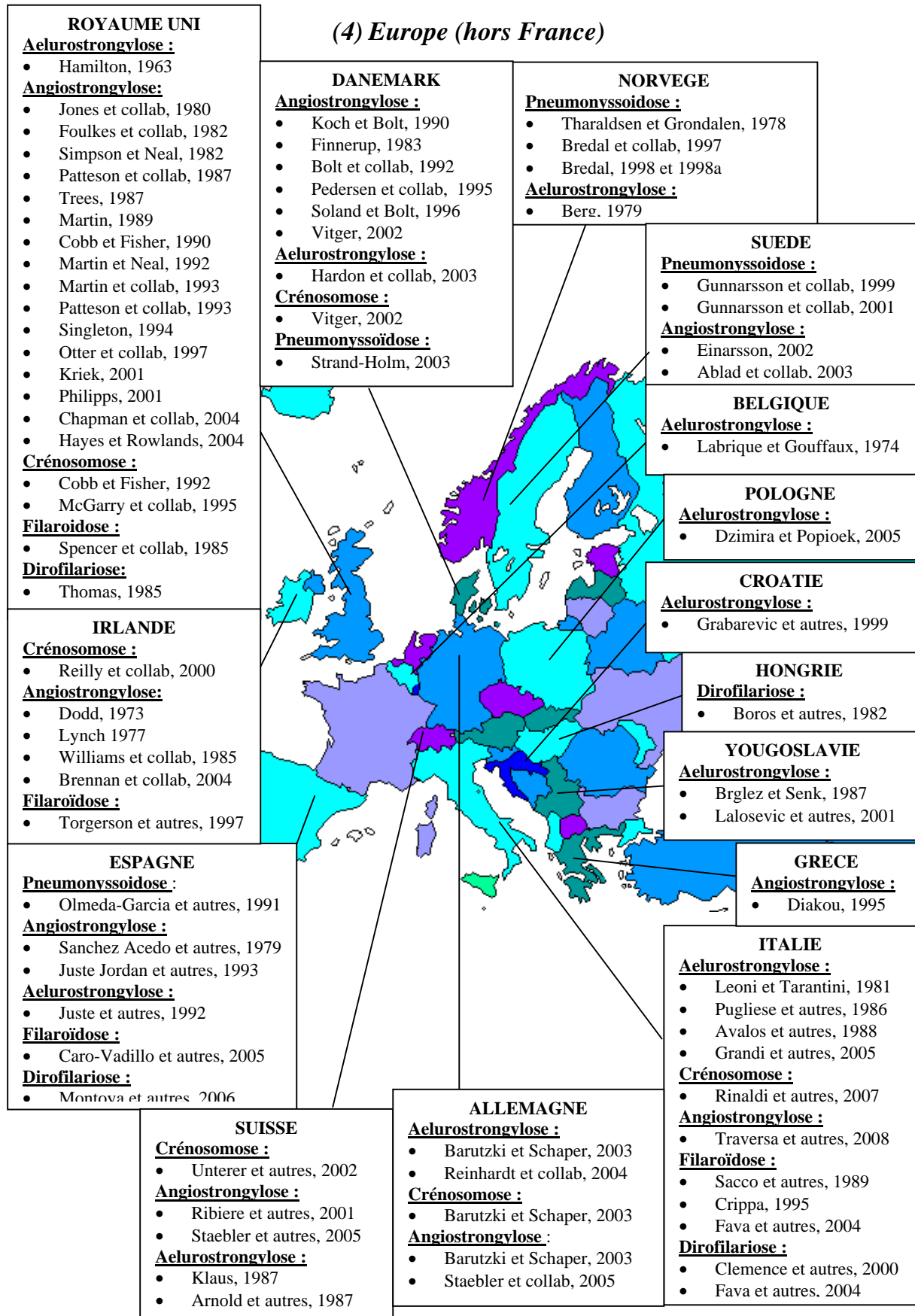


Schéma 7 : Distribution géographique des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques en Europe.

(5) Océanie

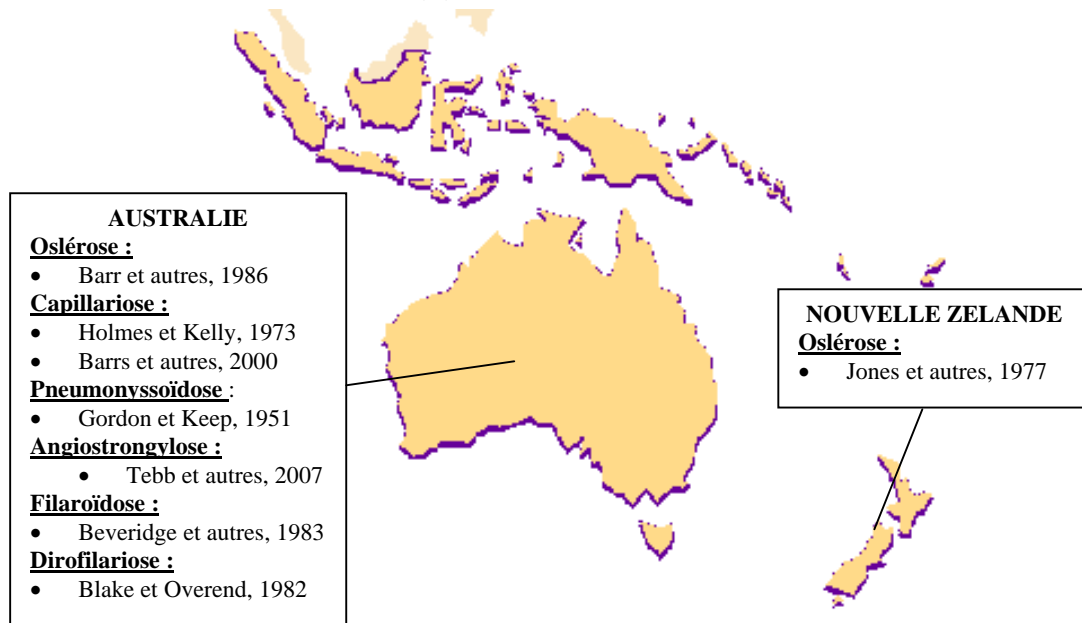


Schéma 8 : Distribution géographique des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques en Océanie.

2. Caractère Zoonosique

La connaissance du caractère zoonosique d'une parasitose est importante pour plusieurs raisons :

- ❖ Aide au diagnostic : Par exemple lors de certaines parasitoses cutanées, ce sont les lésions visibles chez l'homme qui amènent à suspecter une étiologie parasitaire chez l'animal. Cependant, l'homme est rarement le révélateur d'une infestation par un parasite cardio-circulatoire ou respiratoire chez les carnivores domestiques.
- ❖ Mise en garde du propriétaire : le vétérinaire a un rôle en santé publique et doit absolument informer le propriétaire du caractère zoonosique de la parasitose qu'il suspecte.

Nous allons donc voir les parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques ayant un caractère zoonosique, ainsi que le mode d'infestation de l'homme et l'expression clinique chez ce dernier .

Parasite en cause	Mode d'infestation de l'homme	Expression chez l'homme
<i>Capillaria aerophila</i> (Bourdoiseau, 2000 ; Bourdeau, 1992)	<ul style="list-style-type: none"> • ingestion de végétaux souillés par des œufs infestants (Bourdoiseau et Cadoré, 1993) 	<ul style="list-style-type: none"> • bronchite ou broncho-pneumonie asthmatiforme aiguë (expectoration avec pus, sang, œufs de parasite) • tendance à régresser spontanément (Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau et Cadoré, 1993)
<i>Dirofilaria immitis</i> (Beugnet, 2000 ; Bourdoiseau, 2000)	<ul style="list-style-type: none"> • piquûre de moustique femelle et transmission de larves de stade 3 	<ul style="list-style-type: none"> • granulomes pulmonaires nodulaires associés à des micro infarctus
<i>Linguatula serrata</i> (Ehrenford et Newberne, 1981 ; Bourdeau, 1992a ; Bourdoiseau, 2000)	<ul style="list-style-type: none"> • ingestion d'aliments souillés 	<ul style="list-style-type: none"> • inconfort au niveau de la gorge • toux • éternuement • dysphagie • vomissements
<i>Paragonimus kellicotti</i> (Weina et England, 1990 ; Villeneuve, 2003)	<ul style="list-style-type: none"> • ingestion de chair crue ou mal cuite (marinée) du 2nd HI (crabe ou écrevisse d'eau douce) • ingestion de viande d'HP (ex : sanglier) 	<ul style="list-style-type: none"> • hémoptysie • douleur thoracique • dyspnée • amaigrissement • toux • fatigue • malaises généraux • fièvre

Tableau 12 : Principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques à caractère zoonosique, leur mode de transmission et leur manifestation chez l'homme. (légende : HI = hôte intermédiaire ; HP = hôte paraténique)

Remarque :

- ❖ La linguatulose à ***Linguatula serrata*** est une zoonose mineure dans laquelle l'homme peut jouer le rôle d'hôte intermédiaire ou d'hôte définitif. (Bourdeau, 1992a) Le chien est source de parasite pour l'homme en éliminant dans ses fèces des œufs immédiatement infestants. (Bourdoiseau, 2000)
- ❖ Pour la **dirofilariose**, l'homme constitue une impasse parasitaire : les larves meurent au sein de nodules pulmonaires (cent cas recensés dans le monde). (Beugnet, 2000) La dirofilariose chez l'homme est donc occulte (présence de signes cliniques mais microfiliaries non détectables dans le sang) et l'homme ne constitue pas un réservoir de parasites pour les moustiques. (Bourdoiseau, 2000)
- ❖ La **capillariose** est une zoonose rare avec seulement quelques cas décrits en France. (Bourdeau, 1992)
- ❖ Concernant la **paragonimose**, quatre vingt dix pour-cent des cas humains sont décrits en Asie. La majorité des cas humains sont dus à *Paragonimus westermani* mais des cas à *Paragonimus kellicotti* ont été décrits chez l'homme. (Villeneuve, 2003)

Nous allons maintenant lister les principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques pour lesquelles aucun caractère zoonosique n'est décrit.

<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Bourdoiseau, 2000)
<i>Filaroides hirthi</i> (Bourdoiseau, 2000)
<i>Crenosoma vulpis</i> (Bourdoiseau, 2000)
<i>Pneumonyssoides caninum</i> (Bergeaud, 2001)
<i>Oslerus osleri</i> (Bourdoiseau, 2000)

Tableau 13 : Principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques non zoonosique.

D. CONCLUSION PARTIELLE

En conclusion de cette première partie, après avoir comparé les données relatives aux commémoratifs, à l'anamnèse et à l'épidémiologie des différentes parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, nous pouvons retenir ici les éléments clés qui caractérisent chacune d'entre elles :

- ❖ ***Aelurostrongylus abstrusus*** : parasite des chats, en particulier ceux vivants à l'extérieur susceptibles d'ingérer des oiseaux et des rongeurs.
- ❖ ***Angiostrongylus vasorum*** : parasite des chiens, fréquents dans le sud-ouest de la France (d'où son appellation de « French heartworm ») mais cosmopolite et affectant les animaux pouvant ingérer des escargots et/ou des limaces (chiens errants, chiens de chasse, de troupeau...)
- ❖ ***Capillaria aerophila*** : parasite des chiens, des chats et de l'homme, rare en France, et transmis par ingestion d'œufs larvés ou de ver de terre infestés.
- ❖ ***Crenosoma vulpis*** : parasite des chiens vivant à l'extérieur et susceptibles d'ingérer des escargots et/ou des limaces (chiens de chasse, de troupeau...)
- ❖ ***Dirofilaria immitis*** : parasite des chiens, plus rarement des chats et de l'homme, sévissant particulièrement dans les milieux propices aux vecteurs (moustiques) c'est à dire pour la France dans le sud-est et dans les DOM-TOM. Ces moustiques étant exophiles, la dirofilariose concerne préférentiellement des animaux vivant à l'extérieur infestés lors de la période d'activité des moustiques (belle saison).
- ❖ ***Filaroides hirthi*** : parasite des chiens, historiquement décrit chez les beagles dans les chenils d'expérimentation dont les caractéristiques épidémiologiques sont encore très imprécises. Le cycle serait néanmoins comparable à celui de l'oslérose avec une parasitose contagieuse, à transmission majoritairement directe (de la mère aux chiots) durant les premiers jours de vie.
- ❖ ***Linguatula serrata*** : parasite des chiens, parfois des chats et de l'homme, rare en France et plus fréquent dans les régions chaudes et dont le cycle nécessite l'ingestion, par l'hôte définitif, de viscères d'herbivores parasités.
- ❖ ***Oslerus osleri*** : parasite des chiens, en particulier des chiots de quelques mois issus d'un élevage contaminé car l'oslérose est une parasitose contagieuse, transmise majoritairement de la mère aux chiots dans les premiers jours de vie et s'exprimant cliniquement chez les jeunes. On remarque l'existence de petits foyers endémiques centrés sur des élevages contaminés.

- ❖ ***Paragonimus kellicotti*** : parasite des chats, parfois des chiens, se contaminant par ingestion d'écrevisses crues ou mal cuites.
- ❖ ***Pneumonyssoides caninum*** : parasite des chiens, rare en France contrairement aux pays scandinaves où il est très fréquent (prévalence de 20% en Suède et 7% en Norvège).

II. ORIENTATION DIAGNOSTIQUE PERMISE PAR L'ETUDE COMPARATIVE DES MANIFESTATIONS CLINIQUES DES PRINCIPALES PARASITOSE CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES :

Les symptômes observés lors de parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires sont peu spécifiques et il est exceptionnel de pouvoir établir un diagnostic clinique. Bien souvent les signes cliniques observés ne font qu'orienter vers une parasitose plus probable. Il est ensuite nécessaire de recourir à des examens complémentaires.

Nous allons dans un premier temps souligner l'importance des formes asymptomatiques dans le cadre des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, ainsi que les conditions d'apparition des signes cliniques. Nous verrons ensuite comment les manifestations cliniques peuvent orienter notre suspicion en faveur d'un ou de plusieurs parasites.

A. PARASITOSE Pouvant être asymptomatique et conditions d'apparition des manifestations cliniques

Les animaux porteurs asymptomatiques sont très fréquents dans le cadre des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires. Ils sont mis en évidence lors d'une coproscopie de routine ou d'une autopsie. Ils peuvent créer ou entretenir un foyer d'endémie. L'apparition de signes cliniques chez l'animal peut résulter :

- ❖ D'une infestation massive par des parasites
- ❖ D'une condition particulière de l'hôte définitif (signes présents à l'effort, lors d'immunodépression, de stress...)

Fréquence de la forme asymptomatique	Condition d'apparition des signes cliniques :		Parasite
	Infestation massive ou répétée	Autre :	
+++	X		<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
++		Réponse inadaptée de l'hôte au parasite (hypothèse de Chapman et collab (Chapman et collab, 2004))	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
+++	X (Holmes et Kelly, 1973 ; Bourdeau, 1992)		<i>Capillaria aerophila</i>
++	X (Beugnet, 2000)	Chez le chat: arrivée des st5 dans les poumons et/ou mort des parasites adultes (Litster et Atwell, 2008)	<i>Dirofilaria immitis</i>
+++	X (Spencer et collab, 1985)	Immunodépression, stress... (Bourdeau et Ehm, 1992)	<i>Filaroides hirthei</i>
++			<i>Linguatula serrata</i>
++		Exercice, qui permet généralement de déclencher la toux (Dubey et collab, 1978)	<i>Paragonimus kellicotti</i>
++	X (Bourdeau, 1992a ; Bredal, 1998)		<i>Pneumonyssoides caninum</i>

Tableau 14 : Fréquence de la forme asymptomatique et conditions d'apparition de signes cliniques concernant les principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques. (légende : st5 = larve de stade 5)

Remarques :

- ❖ Lors d'**angiostrongylose**, si l'augmentation du risque de développer des signes cliniques chez les jeunes et chez certaines races est le résultat d'une réponse au parasite inappropriée ou inefficace (hypothèse de *Chapman et collab, 2004*), on peut imaginer que l'infestation reste subclinique chez de nombreux animaux plus résistants, qui seraient des réservoirs de la maladie.
- ❖ Dans son étude sur l'**aelurostrongylose**, Hamilton (*Hamilton, 1967*) cherche à objectiver la relation entre le nombre de larves de troisième stade inoculées à des chatons, les signes cliniques, et les lésions observables. Il conclut qu'il faudrait au moins cent larves de troisième stade pour une infestation efficace, que les signes cliniques deviennent évidents pour des infestations de mille six cent larves et plus et qu'une infestation par trois mille deux cent larves peut conduire à des signes graves, voire à la mort de l'animal infesté.

B. SYMPTOMES LES PLUS FREQUENTS AU MOMENT DU DIAGNOSTIC

Ce tableau met en évidence les signes les plus fréquemment observés au moment du diagnostic mais il faut garder à l'esprit que d'autres signes moins caractéristiques peuvent être rencontrés, voire que les signes décrits ici peuvent être absents sans que cela ne permette d'exclure une hypothèse étiologique :

Toux	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
	<i>Capillaria aerophila</i>
	<i>Crenosoma vulpis</i>
	<i>Oslerus osleri</i>
	<i>Paragonimus kellicotti</i>
Dyspnée, essoufflement d'abord à l'exercice puis au repos +/- toux	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
	<i>Dirofilaria immitis</i>
	<i>Filaroides hirthi</i>
Eternuement violent Jetage muco-purulent Epistaxis	<i>Linguatula serrata</i>
	<i>Pneumonyssoides caninum</i>

Tableau 15 : Symptômes les plus fréquemment rencontrés au moment du diagnostic des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Généralement les parasitoses sont apyrétiques sauf en cas de surinfection.
- ❖ Lors d'**oslérose**, la toux est sèche et peut être déclenchée à la palpation de la trachée. (*Bourdeau, 1992*) Les anti-inflammatoires peuvent induire une rémission passagère car ils diminuent l'inflammation trachéale. (*Bourdoiseau et Cadoré, 2000*)

C. SIGNES CLINIQUES POUVANT ETRE ASSOCIES AUX PARASITOSE

Nous avons vu précédemment la grande fréquence des formes asymptomatiques. Ici nous nous intéresserons aux formes cliniques et parmi celles-ci nous noterons :

- ❖ +++ : symptômes les plus fréquemment décrits
- ❖ ++ : symptômes parfois décrits
- ❖ + : symptômes rarement décrits
- ❖ les pourcentages inscrits dans la colonne de **Angiostrongylus vasorum** sont extraits de l'étude de Chapman et collab (*Chapman et collab, 2004*)

Remarques :

- ❖ Concernant la **capillariose** il existe, en plus de la forme pulmonaire qui est la plus fréquente, une forme naso-sinusale uniquement décrite chez le chien. Etant très rare, cette dernière ne sera pas détaillée ici.
- ❖ Quant à l'**angiostrongylose**, nous listerons dans les tableaux les signes rencontrés lors de la forme chronique qui est de loin la plus fréquente par rapport à la forme aiguë.

1. Signes respiratoires

	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<i>Capillaria aerophila</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Dirofilaria immitis</i>	<i>Filaroides hirthei</i>	<i>Linguatula serrata</i>	<i>Oslerus osleri</i>	<i>Paragonimus kellicotti</i>	<i>Pneumonyssoides caninum</i>
Asphyxie								+		
Augmentation des bruits d'auscultation pulmonaire		+++ (54%)		++	++				++	
Cornage										++
Crépitements inspiratoires		++ (9%)			++					
Crise asthmatiforme										++
Discordance		++				++				
Dyspnée	++	+++ (43%)		++	++	+++		++	++	+
Emphysème pulmonaire		++						+		
Epanchement thoracique	+									
Essoufflement		++			++			++	++	
Eternuements	++		+++	++			+++			+++
Jetage muco- purulent	++						+++			+++
Jetage muqueux	++		++	++			+++			+++
Orthopnée		++								
Pneumo médiastin								+		
Pneumothorax								+	++	
Reniflement							+++			+++
Reverse sneezing										+++
Ronflement								++		
Tachypnée	+	+++ (44%)		+++	+	+++				
Tirage costal		++								
Toux	+++	+++ (65%)	+++	+++	+++	++		+++	+++	++

Tableau 16 : Signes respiratoires et leur fréquence concernant différentes parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Lors d'éternuements violents, l'expulsion de ***Linguatula serrata*** entouré d'un magma muco-hémorragique est possible (Bourdoiseau, 2000) et peut être accompagnée d'une guérison. (Bourdeau, 1992a)

2. *Signes cardio-circulatoires*

	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<i>Capillaria aerophila</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Dirofilaria immitis</i>	<i>Filaroides hirthei</i>	<i>Linguatula serrata</i>	<i>Ostlerus osleri</i>	<i>Paragonimus kellicotti</i>	<i>Pneumonyssoides caninum</i>
Anémie		++		++	++				+	
Bruits cardiaques assourdis										
Congestion des muqueuses		++								
Cyanose des muqueuses		+			+			+	+	
Diminution de l'intensité du pouls fémoral					+++					
Ecchymose		+++ (35%)								
Epistaxis		+++ (35%)			+		+++		+	+++
Gingivorragie	+									
Hémoptysie		+++ (35%)			++				++	
Hématomes		+++ (35%)								
Hématurie					+					
Méléna		+			+					
Muqueuses pâles					+++					
Pétéchies		+								
Pouls veineux rétrograde		++			++					
Souffle cardiaque		+++ (17%)			+++					
Syncope		++			++					
Tachycardie	+	++			++					
TRC augmenté		++								

Tableau 17 : Signes cardio-circulatoires et leur fréquence concernant différentes parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Les troubles de la coagulation concernent 50% des chiens atteints d'***angiostrongylose*** (Weber-Danino et collab, 2002). Le mécanisme exact des coagulopathies décrites lors

d'angiostrongylose reste inexpliqué. Différentes hypothèses ont été émises (Chapman et collab, 2004) :

- Mise en jeu d'anticorps dirigés contre les plaquettes
 - Coagulation intra-vasculaire disséminée chronique
- ❖ L'héoptysie lors d'**angiostrongylose** peut être secondaire aux lésions pulmonaires engendrées par l'action mécanique du parasite, à un trouble de coagulation ou à une thrombo-embolie pulmonaire. (Weber-Danino et collab, 2002)
 - ❖ Dans l'étude de Chapman et collab (Chapman et collab, 2004) sur l'**angiostrongylose**, cinq chiens sur vingt-trois présentaient des signes d'hémorragie sans désordre respiratoire. Il ne faut donc pas attendre les signes respiratoires pour suspecter cette maladie.
 - ❖ Les syncopes lors d'**angiostrongylose** décrites sur six des vingt-trois chiens de l'étude de Chapman et collab (Chapman et collab, 2004) et trois des huit chiens de l'étude de Martin et collab (Martin et collab, 1993) peuvent être expliquées par une obstruction de l'artère pulmonaire par des vers réduisant soudainement le débit cardiaque, par une migration aberrante des larves vers le myocarde ou par l'exacerbation d'une tendance syncopale préexistante.
 - ❖ Lors d'**aelurostrongylose**, des troubles cardiovasculaires cliniquement décelables dus à la présence d'adultes dans le cœur droit et les artères pulmonaires n'ont jamais été signalés. Cette différence fondamentale avec l'angiostrongylose canine vient de la différence de taille des deux parasites, surtout de leur diamètre. (Guiraud, 1993)
 - ❖ La pâleur des muqueuses décrite lors de **dirofilariose** traduit à la fois l'anémie débutante et la diminution de perfusion dans les capillaires périphériques. (Morailon, 1990)

3. Signes digestifs

	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<i>Capillaria aerophila</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Dirofilaria immitis</i>	<i>Filaroides hirthei</i>	<i>Linguatula serrata</i>	<i>Ostlerus osleri</i>	<i>Paragonimus kellicotti</i>	<i>Pneumonyssoides caninum</i>
Maigrissement	+++	+++ (11%)	++	++	+++			++	++	
Anorexie	++	+++ (15%)	++						+	
Diarrhée	++	++ (6%)			++					
Diminution de l'appétit, inappétence	+			+	+++					++
Vomissement		+++ (10%)			++			+		

Tableau 18 : Signes digestifs et leur fréquence dans différentes parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Lors de problème respiratoire sévère, l'ingestion d'air en grande quantité peut favoriser l'apparition du syndrome de torsion dilatation d'estomac. L'étude de Bredal (Bredal, 1998a) traite du lien possible entre une infection à ***Pneumonyssoides caninum*** et une dilatation torsion d'estomac.
- ❖ Un amaigrissement malgré un appétit conservé doit faire inclure le parasitisme dans le diagnostic différentiel.
- ❖ Les vomissements chroniques sont fréquemment rapportés lors de **dirofilariose féline** sans que l'on puisse à l'heure actuelle expliquer le mécanisme. (Liister et Atwell, 2008)

4. Signes nerveux

	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<i>Capillaria aerophila</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Dirofilaria immitis</i>	<i>Filaroides hirthei</i>	<i>Linguatula serrata</i>	<i>Ostlerus osleri</i>	<i>Paragonimus kellicotti</i>	<i>Pneumonyssoides caninum</i>
Ataxie		++			+					
Amaurose					+					
Cécité		+								
Collapsus		+++ (26%)			+					
Convulsion		++			+				+	
Crise asthmatiforme		+								+
Crise épileptiforme	+									
Décubitus		+								
Hémiplégie /quadriplégie					+					
Paralyse		++								
Parésie		++			+					
Signes vestibulaires	+									
Tremblements intentionnels		+								

Tableau 19 : Signes nerveux et leur fréquence concernant différentes parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Lors d'**angiostrongylose**, les signes nerveux observables sont imputables à une hypoxie cérébrale liée à la défaillance cardiaque chronique, à la présence de larves embolisées dans le cerveau ou à la présence d'une hémorragie sous durale. (Bolt et collab, 1994 ; Cazelles et Montagner, 2000)

- ❖ Lors de **dirofilariose**, les signes nerveux sont liés à une migration erratique du parasite qui peut par exemple se localiser en région épidurale conduisant à une parésie (Morailon, 1990) ou sont la conséquence de thrombo-embolie dans la moelle ou l'encéphale.

5. Autres signes

	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<i>Capillaria aerophila</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Dirofilaria immitis</i>	<i>Filaroides hirshi</i>	<i>Linguatula serrata</i>	<i>Ostlerus ostleri</i>	<i>Paragonimus kellicotti</i>	<i>Pneumonyssoides caninum</i>
Ascite		++			++					
Coma					+					
Cellulite et abcès orbitaire										+
Dépression	+	+++ (48%)			+				+	
Douleur lombaire ou abdominale		++								
Fatigabilité à l'exercice	++	++			+++					
Hépatomégalie					++					
Hémoglobinurie					+					
Hyperthermie	+									
Hyposmie										++
Intolérance à l'effort		+++ (35%)			++		+++		++	
Larmolement										+
Léthargie	+	++			+				++	
Mauvais état général					+++					
Méléna					+					
Myopathie					+					
Nécrose cutanée					+					
Oedèmes		++			++					
Prurit facial							++			+++
Retard de croissance		+								
Secouement de tête										++
Uvéite antérieure					+					

Tableau 20 : Signes autres que respiratoires, cardio-circulatoires, digestifs et nerveux concernant différentes parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques et leur fréquence.

Remarques :

- ❖ L'intolérance à l'effort décrit lors d'**angiostrongylose** peut se manifester par une diminution d'entrain à la chasse. (Collet, 1999)

- ❖ L'hyposmie ou diminution de l'odorat pose problème pour les chiens de chasse, de police, et des douanes. Le fait que les magazines de chasse aient commencé à en parler aurait peut être augmenté le nombre de cas de **pneumonyssoïdose** diagnostiqués (*Bredal, 1998*)
- ❖ La douleur lombaire rapportée lors d'**angiostrongylose** chez trois des huit chiens de l'étude de Martin et collab (*Martin et collab, 1993*) correspond peut être à une douleur référée des reins qui sont un site de migration larvaire.
- ❖ La nécrose cutanée décrite lors de **dirofilariose** est imputable à une embolisation artérielle du parasite privant un territoire cutané de vascularisation. De la même manière, les parasites peuvent s'emboliser au niveau des artères iliaques conduisant à une myopathie ischémique au niveau des membres postérieurs. (*Morailon, 1990*)

D. CONCLUSION PARTIELLE

En conclusion de cette seconde partie relative aux manifestations cliniques des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, nous pouvons retenir que beaucoup d'entre elles sont majoritairement asymptomatiques ce qui suppose une sous-estimation du nombre réel de cas. De plus, lorsque des manifestations cliniques existent, au mieux celles ci orientent vers l'étage de l'appareil cardio-circulatoire ou respiratoire concerné (cœur, gros vaisseaux, nez et cavités nasales, trachée et bronches, parenchyme pulmonaire) mais les signes sont généralement polymorphes et non spécifiques d'un parasite. Ces manifestations cliniques ne permettent donc pas d'établir un diagnostic de certitude ce qui rend le recours aux examens complémentaires obligatoire.

III. ORIENTATION DIAGNOSTIQUE PERMISE PAR L'ETUDE COMPARATIVE DES RESULTATS D'EXAMENS COMPLEMENTAIRES ET DE NECROPSIE DANS LE CADRE DES PARASIToses CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES

Les examens complémentaires servent non seulement à confirmer ou infirmer une hypothèse diagnostique mais également à évaluer la sévérité d'une infestation, la nécessité d'un traitement de soutien et à établir un pronostic.

Nous verrons dans une première partie les différents examens complémentaires envisageables ainsi que l'examen complémentaire de choix en fonction de l'étiologie parasitaire principalement suspectée.

La deuxième partie sera constituée de trois tableaux dans lesquels seront listés les éléments morphologiques nécessaires à l'identification des parasites, regroupés en fonction du stade parasitaire (un tableau pour les œufs, un pour les larves et les microfilaires et un pour les parasites adultes). Ainsi quelle que soit la méthode ayant servi à mettre en évidence un parasite (coproscopie, prélèvements dans l'appareil respiratoire, examen sanguin...) ces tableaux aideront à identifier le parasite grâce à des critères morphologiques.

Pour chaque examen complémentaire, nous envisagerons ensuite différents résultats possibles et nous verrons comment ces résultats sont compatibles avec un ou plusieurs parasites.

Ainsi, l'exploitation de cette partie doit se faire selon l'exemple suivant : «Un client rapporte que son vétérinaire a réalisé une rhinoscopie mettant en évidence des parasites dans les cavités nasales d'un chien mais le propriétaire ne se rappelle plus du nom du parasite. Grâce à la partie endoscopie on suspecte en premier lieu *Pneumonyssoides caninum* et *Linguatula serrata*. On peut alors consulter les monographies concernant ces deux parasites dans des livres de référence pour voir si l'anamnèse, les commémoratifs, l'épidémiologie et la clinique sont plus en faveur de l'une ou l'autre de ces parasitoses. De plus, si le propriétaire est capable de décrire les parasites ou mieux s'il a avec lui des photos de l'endoscopie, les tableaux d'éléments morphologiques peuvent également orienter notre choix. »

A. EXAMENS COMPLEMENTAIRES A METTRE EN ŒUVRE EN FONCTION DU PARASITE SUSPECTE

	Coproscopie	Analyse de prélèvements respiratoires						Examens sanguins	Hématologie	Temps de saignement	Biochimie	Analyse d'urine	Radiographies thoraciques	Echocardiographie	Endoscopie
		Expectoration	Jetage	Ecouvillon nasal	Lavage nasal	Lavage trachéal	LBA								
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	***	X				X		X				X			
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	***					X	X	X	X	X	X	X	X		
<i>Capillaria aerophila</i>	***		X			X	X								
<i>Crenosoma vulpis</i>	***		X			X	X	X				X			
<i>Dirofilaria immitis</i>							X	***	X		X	X	X		
<i>Filaroides hirthei</i>	***					X	X		X			X			
<i>Linguatula serrata</i>	X		X	X	X									***	
<i>Oslerus osleri</i>	X					X						X		***	
<i>Paragonimus kellicotti</i>	***	X					X	X	X			X			
<i>Pneumonyssoides caninum</i>					X				X					***	

Tableau 21 : Examens complémentaires décrits ainsi qu'examen complémentaire de choix en fonction du parasite suspecté dans le cadre des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques. (légende : x = examen décrit ; *** = examen de choix ; LBA = lavage broncho-alvéolaire)

Remarques :

❖ Concernant les délais:

- Lors de **paragonimose**, suite à une inoculation expérimentale de parasites, les kystes sont visibles sur une radiographie thoracique trois à quatre semaines après l'inoculation et les parasites sont détectables par coproscopie cinq à six semaines post-inoculation. (Dubey et collab, 1978)
- Lors d'**angiostrongylose**, le parasite peut être mis en évidence trente-huit jours après l'infestation dans le liquide de lavage broncho-alvéolaire et quarante-cinq jours après l'infestation par coproscopie. (Debray, 2003) Les modifications radiologiques, quant à elles, sont visibles sept à neuf semaines après l'infestation. (Cury et collab, 2001)

- ❖ Lors d'**oslérose**, les radiographies ainsi que les examens coproscopiques sont peu sensibles (Blavier et Ruel, 2000), la seule méthode diagnostique fiable étant la réalisation d'une endoscopie trachéale (Fig 14 de l'annexe 1).

❖ Concernant la **dirofilariose féline**, le diagnostic est difficile (DeFrancesco et collab, 2001) :

Test pouvant apporter un diagnostic définitif (très peu ou pas de faux positifs) :	Test n'apportant qu'un élément de suspicion supplémentaire :
<ul style="list-style-type: none"> • détection d'antigènes spécifiques (Fig 18 de l'annexe 1) : Un résultat positif suffit à poser un diagnostic mais est rare chez le chat (infestation par peu de parasites et parasites restant souvent immatures chez cet hôte...) 	<ul style="list-style-type: none"> • détection d'anticorps : un résultat positif est seulement un élément de suspicion supplémentaire et n'est pas un diagnostic. En effet, un résultat positif peut témoigner d'une infestation ancienne, ou d'une infestation par des formes immatures...
<ul style="list-style-type: none"> • échocardiographie (Fig 16 de l'annexe 1): la détection de parasites ne pose pas de problème de confusion avec des structures cardiaques (peu de faux positifs) mais des parasites dégénérés ou peu nombreux peuvent être difficiles à voir (faux négatifs) 	<ul style="list-style-type: none"> • radiographie thoracique : l'élargissement de l'artère pulmonaire et de ses ramifications est évocatrice de dirofilariose mais non diagnostique
<ul style="list-style-type: none"> • autopsie (Fig 21 de l'annexe 1): la mise en évidence de parasites dans le cœur droit, l'artère pulmonaire et ses ramifications et l'identification du vers grâce aux critères morphologiques permet le diagnostic mais est trop tardif pour être satisfaisant. 	

Tableau 22 : Examens permettant de renforcer une suspicion et examen permettant d'établir un diagnostic dans le cadre de la dirofilariose féline.

B. COMPARAISON DES RESULTATS DE RECHERCHE PARASITOLOGIQUE

1. *Eléments de morphologie nécessaires à l'identification des parasites*

Deux options étaient possibles pour présenter les caractéristiques morphologiques des parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques : lister pour chaque parasite la description des différents stades ou regrouper les parasites par stade et les comparer entre eux. Cette dernière option a été retenue car la reconnaissance du stade parasitaire ne semble pas être l'étape qui pose le plus de problème lors de diagnose. Ainsi, si l'observation microscopique met en évidence un oeuf, le tableau « comparaison des œufs » permet de retrouver à quel parasite la description correspond le mieux.

a) Comparaison des œufs

Parasite	Visible à l'œil nu ?	Description
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Bourdeau, 1993 ; Guiraud, 1993)	NON	-ellipsoïdes de 65-80 µm x 50-75 µm -coque mince -renferme une seule cellule au moment de l'émission
<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahiite, 1992 ; Bourdoiseau, 2000)	NON	-ellipsoïdes de 80-100 µm x 40-60 µm -coloration brunâtre -coque mince -renferme une morula +/- segmentée au moment de la ponte
<i>Capillaria aerophila</i> (Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)	NON	Fig 7 de l'annexe 1 : -60-75 µm x 35-40 µm -coque à surface réticulée -paroi finement granuleuse -forme en citron avec parois peu bombées -bouchons polaires peu saillants à chaque extrémité et asymétriques -contenu jaunâtre -renferme une seule cellule au moment de l'émission
<i>Crenosoma vulpis</i> (Shaw et collab, 1996)	NON	-ovale 40 x 70 µm -paroi fine -renferme une larve L1 au moment de l'émission
<i>Filaroides hirthei</i> (Bourdeau et Ehm, 1992)	NON	-renferme une larve L1 au moment de l'émission
<i>Linguatula serrata</i> (Bourdeau, 1992a ; Bourdoiseau, 2000)	NON	Fig 9 de l'annexe 1 : -ellipsoïdes de 90 µm x 70 µm -coque épaisse et brune -contient un embryon tétracanthé (= muni de 4 crochets)
<i>Oslerus osleri</i> (Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau et Cadoré, 1993)	NON	-90 x 60 µm -contient une larve L1 qui se dégage de l'enveloppe en quelques heures
<i>Paragonimus kellicotti</i> (Bourdeau, 1992a ; Villeneuve, 2003)	NON	Fig 8 de l'annexe 1 : -100 µm x 55 µm -coloration brun jaunâtre -forme évasée au pôle portant l'opercule -paroi légèrement épaissie à l'autre extrémité

Tableau 23 : Morphologie des œufs des principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Les adultes d'***Oslerus osleri*** émettent dans la trachée des œufs contenant des larves de premier stade qui se dégagent de l'enveloppe de l'œuf en quelques heures (Bourdeau, 1992). De la même manière, les œufs d'***Angiostrongylus vasorum*** et d'***Aelurostrongylus abstrusus*** ne sont pas visibles dans les examens directs dans la mesure où ils éclosent rapidement en larves.
- ❖ Les œufs mis en évidence par coproscopie lors de **capillariose** (Fig 7 de l'annexe 1) doivent être distingués des œufs de trichure (Bourdoiseau, 2000 ; Barrs et collab, 2000) dont les caractéristiques morphologiques sont les suivantes:
 - 70-80 µm x 30 µm

- paroi lisse
- forme en citron avec des parois très bombées et des bouchons polaires à chaque extrémité très saillants et identiques
- contenant une cellule au moment de l'émission
- contenu brun

b) Comparaison des larves de stade 1 et des microfilaires

Le choix de détailler les éléments morphologiques relatifs aux larves de premier stade et non aux autres stades larvaires (L2, L3, st5) se justifie en reprenant les schémas des cycles parasitaires présentés en annexe. En effet les formes larvaires identifiables dans les différents prélèvements (coproscopie, prélèvements dans l'arbre respiratoire...) sont des larves de premier stade.

Ainsi, l'étude de la morphologie des autres stades larvaires n'a pas d'application en pratique courante mais uniquement un intérêt expérimental, par exemple dans le cadre d'inoculation de parasite où il faut pouvoir identifier les larves inoculées (exemple : inoculation expérimentale de larves de troisième stade d'*Aelurostrongylus abstrusus* chez des chats dans l'étude de Ribeiro et Lima. (*Ribeiro et Lima, 2001*))

Parasite	Visible à l'œil nu ?	Description
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Guiraud, 1993 ; Bourdeau, 1992a)	NON	Fig 1 de l'annexe 1 : -longueur 300 - 400 µm et diamètre 15 µm -œsophage strongyloïde -extrémité antérieure arrondie -queue recourbée en S et épine dorsale très près de l'extrémité postérieure
<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992 ; Bourdoiseau, 2000 ; Koch et Willesen, 2008)	NON	Fig 2 de l'annexe 1 : -longueur 350 µm et largeur 15 µm -extrémité antérieure arrondie et munie d'un bouton céphalique -œsophage strongyloïde et court -extrémité distale, effilée, avec une entaille dorsale et une encoche ventrale, et légèrement incurvée en S avec une pointe subterminale
<i>Crenosoma vulpis</i> (Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)	NON	Fig 3 de l'annexe 1 : -longueur 260 - 330 µm -œsophage strongyloïde et égal au tiers de la longueur totale - pas de bouton céphalique -extrémité distale effilée et droite, légèrement courbée dorsalement mais non ondulée en S et dépourvue de toute épine
<i>Dirofilaria immitis</i> (Beugnet, 2000 ; Bourdoiseau, 2000 ; Beugnet, 2006)	NON	-longueur 220 à 320 µm et diamètre 6 µm -dépourvue d'enveloppe (« nue ») -extrémité antérieure avec espace céphalique rectangulaire -extrémité distale droite, rectiligne et effilée
<i>Filaroides hirthei</i> (Bourdeau, 1992 ; Bourdeau et Ehm, 1992 ; Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)	NON	Fig 5 de l'annexe 1 : -200 à 290 µm x 14 à 18 µm -œsophage rhabditoïde, égal au 1/3 de la longueur totale -extrémité : légère ondulation en S et constriction à environ 10 µm de l'extrémité
<i>Oslerus osleri</i> (Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)	NON	Fig 4 de l'annexe 1 : -longueur 230 - 260 µm -pas de capsule céphalique -œsophage rhabditoïde (mais appareil valvulaire difficilement visible) et mesurant ¼ à 1/3 de la longueur totale -queue courte doublement incurvée en S
<i>Pneumonyssoides caninum</i> (Tharaldsen et Grondalen, 1978 ; Marks et collab, 1994 ; Bourdoiseau, 2000)	OUI	Fig 6 de l'annexe 1 : -corps ovalaire -600 µm x 350 µm -absence de plaque dorsale, sternale et annale -rostre subinfère -pédipalpes courts et à 4 segments -3 paires de pattes

Tableau 24 : Morphologie des larves de stade 1 et des microfilaries des principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

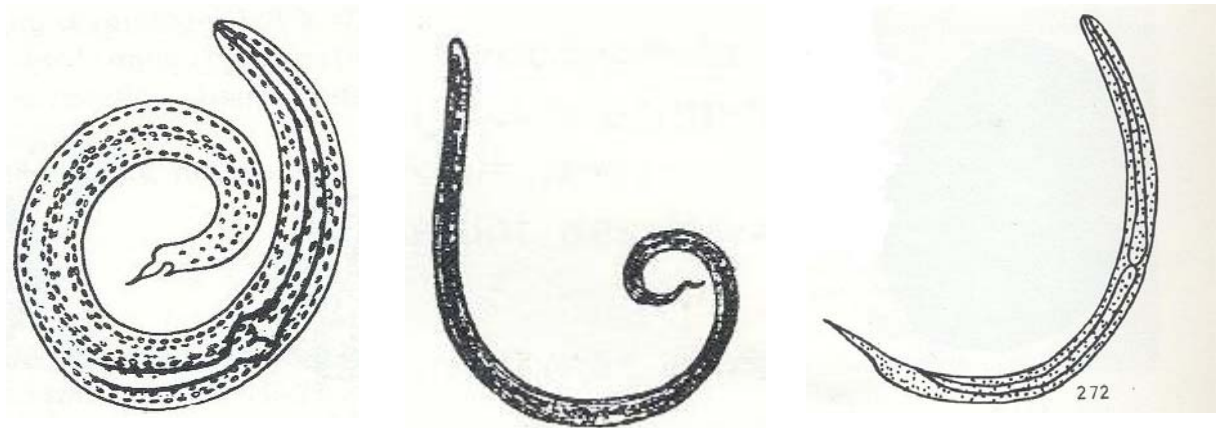


Schéma 9 : Larves de stade 1 d'*Oslerus osleri* (gauche), *Aelurostrongylus abstrusus* (milieu) et *Crenosoma vulpis* (droite), d'après Euzéby, 1991

Remarques :

- ❖ Un œsophage strongyloïde signifie dépourvu d'appareil valvulaire. (Bourdoiseau, 2000)
- ❖ L'espace céphalique est la partie du corps comprise entre l'extrémité antérieure proprement dite et les premiers noyaux somatiques (visible après coloration de May Grunwald Giemsa). (Bourdoiseau, 2000)
- ❖ Les larves de stade 1 d'*Angiostrongylus vasorum* (Fig 2 de l'annexe 1) et de *Crenosoma vulpis* (Fig 3 de l'annexe 1) peuvent bouger lors de l'examen microscopique rendant leur identification difficile. On peut tuer ces larves en ajoutant une goutte d'iode diluée pour les immobiliser et mieux visualiser les éléments morphologiques de diagnose. (Shaw et collab, 1996 ; Koch et Willeesen, 2008)

c) Comparaison des adultes

Parasite	Visible à l'œil nu ?	Description
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Guiraud, 1993)	OUI	-longueur 4 à 10 mm et diamètre 50 à 80 µm - <u>male</u> : petite bourse caudale avec des côtes bien marquées, spicules égaux d'environ 100 µm et un gubernaculum de 15 µm - <u>femelle</u> : orifice vulvaire caudal situé immédiatement avant l'anus et queue terminée en pointe mousse
<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992 ; Bourdoiseau, 2000 ; Koch et Willeßen, 2008)	OUI	Fig 10 de l'annexe 1 : - <u>male</u> : longueur 15 mm et diamètre 0,3 mm, de couleur blanche, avec extrémité distale recourbée en crosse constituée de 2 lobes caudaux symétriques atrophiés, munie de 2 spicules rectilignes de 450 µm de long - <u>femelle</u> : longueur 18 mm et diamètre 0,3 mm, avec une cuticule mince à travers laquelle on voit des ovaires blancs qui s'enroulent autour d'un intestin rougeâtre (rempli de sang): « vers mirliton »
<i>Capillaria aerophila</i> (Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)	OUI	-calibre très petit, inférieur à 100 µm - <u>male</u> : longueur 25 mm avec la gaine du spicule épineuse - <u>femelle</u> : longueur 32 mm avec une vulve munie d'un appendice cylindrique s'ouvrant à la jonction œsophage intestin -partie postérieure du corps plus longue et plus large que la partie oesophagienne
<i>Crenosoma vulpis</i> (Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)	OUI	-couleur blanchâtre -ver rond, caractérisé par l'existence de replis transversaux situés dans partie antérieure du corps, recouverts d'épines donc de profil les bords latéraux sont en dent de scie -spicules < 40 µm - <u>male</u> : longueur 3 à 5 mm, avec spicules d'environ 350 µm de long - <u>femelle</u> : longueur 12-15 mm
<i>Dirofilaria immitis</i> (Euzéby, 1990 ; Bourdoiseau, 2000 ; Beugnet, 2000 ; Beugnet, 2006)	OUI	- <u>male</u> : longueur 12 à 18 cm et diamètre 1 mm avec extrémité caudale vrillée, en tire bouchon et munie de 2 spicules inégaux et de nombreuses papilles (4 à 6 papilles volumineuses, pédonculées ovoïdes et 3 à 4 paires de petites papilles coniques terminales) - <u>femelle</u> : longueur jusqu'à 30 cm et diamètre 1 mm avec extrémité caudale rectiligne effilée et munie d'une formation conique papilliforme dirigée vers l'arrière. -vers blanchâtres, corps allongé, fin
<i>Filaroides hirthei</i> (Spencer et collab, 1985 ; Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau, 2000)	OUI	- <u>male</u> : longueur 3 mm et diamètre 100 µm - <u>femelle</u> : longueur 10 mm et diamètre 100 µm avec extrémité distale pointue. Possibilité d'œufs larvés dans l'utérus des femelles.

<i>Linguatula serrata</i> (Bourdeau, 1992a ; Bourdoiseau, 2000)	OUI	Fig 11 de l'annexe 1 : -blanchâtres en forme de languette - <u>male</u> : longueur 20 mm, largeur 4 mm - <u>femelle</u> : longueur 80 à 100 mm, largeur 8 à 10 mm -extrémité antérieure (la plus large) : bouche en face ventrale, flanquée de 2 paires de fossettes portant des crochets (d'où une apparence de 5 orifices, parasites appartenant aux « pentastomes ») -extrémité postérieure effilée -striation superficielle du corps : aspect annelé -face ventrale plane et dorsale convexe
<i>Oslerus osleri</i> (Bourdoiseau et Cadoré, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)	OUI	- <u>male</u> : longueur 5 mm - <u>femelle</u> : longueur 10 - 15 mm -spicules > 100 µm -cavité buccale quasiment absente et suivie d'un œsophage avec un appareil valvulaire difficilement visible
<i>Paragonimus kellicotti</i> (Villeneuve, 2003 ; Harrus et collab, 1997)	OUI	Fig 12 de l'annexe 1 : -ressemble à un grain de café par sa forme, sa couleur (brun rougeâtre) et sa taille -longueur 10 mm et largeur 5 mm -surface externe de cuticule recouverte d'épines -présente deux ventouses éloignées l'une de l'autre
<i>Pneumonyssoides caninum</i> (Tharaldsen et Grondalen, 1978 ; Bourdeau, 1992a ; Marks et collab, 1994 ; Bowman, 2000)	OUI	-blanc jaunâtre -longueur 1 à 1,5 mm et largeur 0,5 mm -pédipalpes à 5 segments -une petite plaque dorsale, une plaque sternale irrégulières et une petite plaque anale ovoïde -4 paires de pattes, la première paire se terminant par un grand crochet et les 3 autres paires par un crochet plus petit

Tableau 25 : Morphologie des adultes des principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ L'identification d'*Oslerus osleri* se fait plus grâce à la localisation du parasite chez l'hôte définitif que grâce aux éléments morphologiques de reconnaissance car ceux-ci sont discrets. (Bourdeau, 1992)

2. Recherche de parasite dans les fèces

La coproscopie est souvent utilisée car elle est simple, rapide d'exécution et de lecture, et non invasive. Cependant, il faut toujours garder à l'esprit la possibilité d'avoir des erreurs (Bourdoiseau et Cadoré, 1993) :

- ❖ Faux négatifs : liés à l'élimination aléatoire ou irrégulière des formes de dissémination. Exemples :
 - aelurostrongylose (Guiraud, 1993 ; Bourdeau, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)
 - angiostrongylose : les larves ne sont présentes dans les fèces qu'à partir du quarante-cinquième jour (Debray, 2003) et leur émission est inconstante. (Bolt et collab, 1994)
 - oslérose : la coproscopie est trop peu sensible avec en moyenne un tiers de faux négatifs. (Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau, 2000 ; Blavier et Ruel, 2000)
⇒ il faut donc absolument répéter les coproscopies.
- ❖ Faux positifs : Par exemple la confusion est possible entre des oeufs de *Capillaria aerophila* (Fig 7 de l'annexe 1) et des oeufs de trichuridés car leur morphologie est très proche. De plus, on peut observer dans les matières fécales des carnivores des

oeufs de trichuridés liés à l'ingestion de muridés parasités par des trichuridés spécifiques (pseudoparasitisme) : pour éviter ce biais, on peut enfermer l'hôte définitif afin qu'il ne puisse pas consommer de muridés puis refaire un examen coproscopique après quelques jours. (*Bourdoiseau, 2000*)

En cas de coproscopies répétées négatives, si la suspicion est forte, il faut alors recourir à des examens plus invasifs tels qu'un lavage broncho-alvéolaire, une endoscopie... Ces examens seront abordés ultérieurement, après avoir détaillé les données concernant l'examen coproscopique.

Nous allons tout d'abord décrire les différentes techniques de coproscopie utilisables puis nous envisagerons leurs résultats et nous comparerons leur efficacité.

a) Coproscopie macroscopique :

Elle consiste à observer à l'œil nu des matières fécales. Cette étape est obligatoire, notamment pour mettre en évidence des formes de dissémination de grande taille (supérieure à quelques millimètres) qui échapperaient à l'observation au microscope : parasites entiers (ascaridés, ankylostomes, trichuridés)... (*Bourdoiseau, 2000*)

Etant donné la taille des éléments de dissémination dans le cadre des parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, la coproscopie macroscopique est insuffisante et le recours à la coproscopie microscopique est obligatoire.

b) Coproscopie microscopique directe

Il s'agit de l'examen d'une petite quantité de matière fécale écrasée dans une goutte d'eau et recouverte d'une lamelle. Cette méthode est simple, immédiate et facile à mettre en place. Cependant elle n'est fiable que si le parasite recherché est très prolifique, éliminant de grande quantité de forme de dissémination et ceci de façon régulière : ascaridose, angiostrongylose... On note également beaucoup de faux négatifs, lié à la trop faible quantité de fèces examinés. (*Bourdoiseau, 2000*)

c) Coproscopie microscopique indirecte par sédimentation (simple ou technique de Baermann)

Les techniques de coproscopie indirecte sont des techniques avec enrichissement, s'opposant donc à la technique directe décrite précédemment.

Technique par sédimentation simple :

Pour cela, 1 g de fèces est dilué dans 10 ml d'eau puis laissé à sédimenter. Eventuellement la sédimentation peut être accélérée par une centrifugation (1500 t/ min pendant 2-3 min). Le culot est ensuite examiné.

Cette méthode est également très simple et facile à mettre en place. Cependant, elle conduit à une difficulté de lecture car le culot contient des fibres et des gros globules graisseux qui gênent la mise en évidence des éléments parasitaires. De plus, il existe un risque important de faux négatifs car les fèces de carnivores domestiques sont souvent grasses et les éléments parasitaires peuvent être retenus contre les matières grasses. (*Bourdoiseau, 2000*)

Technique de Baermann :

Il s'agit d'une méthode destinée à l'observation de larves de nématodes, reposant sur l'hygrotopisme positif des larves. En effet les larves de nématodes se déplacent spontanément vers les endroits de plus forte hygrométrie.

Des selles fraîchement émises sont récoltées (il faut que les larves soient toujours vivantes) et placées dans un entonnoir dont le fond est tapissé d'une compresse en contact avec de l'eau pendant une dizaine d'heures. L'eau en bas de l'entonnoir est ensuite recueillie et examinée au microscope entre lame et lamelle. (Bourdoiseau, 2000)

d) Coproscopie microscopique indirecte par flottation

Cette technique repose sur l'inverse du principe de sédimentation. En effet, 1g de fèces est dissout dans 10 ml de liquide de dilution de très forte densité. Les éléments de dissémination, de densité plus faible que le liquide de dilution, vont donc avoir tendance à monter pour se concentrer dans le surnageant qu'il conviendra d'examiner. (Bourdoiseau, 2000)

e) Résultats

Sur les schémas des cycles parasitaires présentés en annexe, il apparaît que les formes de dissémination émises dans les fèces seront différentes en fonction du parasite en cause. Voici donc un tableau regroupant les stades parasitaires identifiables dans les fèces des carnivores domestiques en fonction des parasites :

Forme de dissémination dans les fèces	Parasite
L1	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Fig 1 de l'annexe 1) (Hamilton, 1963 ; Guiraud, 1993 ; Bourdeau, 1993)
	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Fig 2 de l'annexe 1) (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992)
	<i>Crenosoma vulpis</i> (Fig 3 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau, 2000)
	<i>Filaroides hirthi</i> (Fig 5 de l'annexe 1) (Bourdeau et Ehm, 1992)
	<i>Oslerus osleri</i> (Fig 4 de l'annexe 1) (Bourdoiseau, 2000)
Œufs contenant une seule cellule	<i>Capillaria aerophila</i> (Fig 7 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1992)
	<i>Paragonimus kellicotti</i> (Fig 8 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1992 ; Bowman, 2000)
Oeuf embryonné	<i>Linguatula serrata</i> (Fig 9 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1992a ; Bowman, 2000)

Tableau 26 : Formes de dissémination des principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires susceptibles d'être observées dans les fèces des carnivores domestiques.

Le tableau suivant présente l'application des techniques de coproscopie décrites précédemment aux parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques en mettant en évidence la technique de choix en fonction du parasite principalement suspecté.

	Microscopique directe	Technique par sédimentation simple	Technique de Baermann	Technique par flottation
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	x		***	x
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	x		***	x
<i>Capillaria aerophila</i>				***
<i>Crenosoma vulpis</i>	x		***	x flottation au sulfate de zinc
<i>Filaroides hirthei</i>			x	*** flottation au sulfate de zinc
<i>Linguatula serrata</i>				***
<i>Oslerus osleri</i>			***	x flottation au sulfate de zinc
<i>Paragonimus kellicotti</i>		***		x

Tableau 27 : Différentes méthodes de coproscopie utilisables en fonction du parasite suspecté dans le cadre des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques (légendes : *** = méthode à préférer ; x = méthode décrite)

Remarques :

- ❖ Les larves d'**Angiostrongylus vasorum** (Fig 2 de l'annexe 1) sont aérophiles : elles sont donc retrouvées donc en surface des excréments. (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992)
- ❖ Les larves d'**Aelurostrongylus abstrusus** (Fig 1 de l'annexe 1) sont émises pendant soixante à cent-vingt jours, quatre à cinq semaines après la première infestation et sont maximales quatre-vingt-dix jours post infection. (Ribeiro et Lima, 2001). Elles sont très mobiles, et se concentrent dans le mucus qui précède et entoure les selles : il faut donc toujours en zone d'endémie sur un chat présenté pour des troubles respiratoires, digestifs, nerveux ou vasculaire, examiner au microscope entre lame et lamelle dans une goutte d'eau le mucus et les fèces qui souillent le thermomètre après la prise de température. (Guiraud, 1993 ; Bourdeau, 1993)
- ❖ Lors de suspicion de **linguatulose**, le traitement des fèces avec de la potasse à 5% permet de dissoudre le matériel gluant qui entoure les œufs (Fig 9 de l'annexe 1) et risque de les masquer. (Bourdeau, 1992a ; Bowman, 2000)
- ❖ Le milieu extérieur est riche en larve de nématodes libres difficilement différenciables des nématodes parasites des animaux. Il est donc important de recueillir des fèces n'ayant pas touchées le sol. Voici les éléments de morphologie des larves de nématode libres permettant de faire leur distinction avec les larves d'autres nématodes (Bourdoiseau, 2000) :
 - longueur totale > 300 µm
 - œsophage rhabditoïde
 - extrémité antérieure avec stroma réfringent
 - extrémité distale rectiligne, effilée

- ❖ Comparaison de l'efficacité des différentes techniques :
 - En cas de suspicion de filarioïdose à *Filaroides hirthi*, la recherche de larves de stade 1 dans les matières fécales est améliorée d'un facteur 10 en utilisant la technique de flottation au sulfate de zinc par rapport à la technique de Baermann qui est habituellement plus efficace pour la mise en évidence de larves de strongles respiratoires.
 - Lors d'oslérose, la technique de Baermann est plus efficace (positive dans 50% des cas) que la technique par flottation mais reste insuffisante avec environ un tiers de faux négatifs. (Bourdeau, 1992)
 - Lors de faible production d'œufs, la technique de sédimentation est plus sensible pour détecter les œufs de *Paragonimus kellicotti* que la technique par flottation au nitrate de sodium. En effet, les œufs de ce parasite sont très fragiles et peuvent être déformés ou se rompre lors de l'utilisation de solution de flottation. Néanmoins, au moment du pic de production d'œufs (environ soixante-dix jours post infection) il n'y a plus de différence d'efficacité entre ces deux techniques. (Dubey et collab, 1978)
 - Concernant la crénosomose, les solutions de flottation utilisées dans la plupart des cliniques vétérinaires (chlorure de sodium et nitrate de sodium) engendrent de faux négatifs ou la mise en évidence de très peu de larves. (Rinaldi et collab, 2007) Pour utiliser la technique de flottation il faut utiliser du sulfate de zinc (Bihr et Conboy, 1999 ; Rinaldi et collab, 2007) mais cette technique reste moins fiable que la technique de Baermann. L'étude de Rinaldi et collab (Rinaldi et collab, 2007), fait l'objet de la première utilisation de la technique FLOTAC pour le diagnostic de *Crenosoma vulpis* sur un échantillon de selles chez un chien et compare les résultats trouvés à quatre autres techniques de coproscopies microscopiques standardisées (technique de Baermann, technique de Mc Maser, technique de flottation simple et technique de Wisconsin). Avec la technique FLOTAC la sensibilité serait meilleure, permettant de moins sous diagnostiquer la parasitose.
 - Concernant le diagnostic in vivo de l'angiostrongylose, tant que les méthodes d'avenir ne sont pas au point, la technique de Baermann reste la technique de choix. (Koch et Willeesen, 2008)

3. Recherche de parasites dans les voies respiratoires

Les parasites peuvent être situés à différents niveaux de l'appareil respiratoire, des cavités nasales jusque dans le parenchyme pulmonaire. Nous allons voir en fonction du prélèvement respiratoire effectué, le parasite ainsi que le stade parasitaire que l'on peut mettre en évidence.

Prélèvement	Stade du parasite	Parasite
Expectoration	L1	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Fig 1 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1993)
	Oeuf contenant une seule cellule	<i>Paragonimus kellicotti</i> (Fig 8 de l'annexe 1) (Bowman, 2000)
Jetage	Oeuf contenant une seule cellule	<i>Capillaria aerophila</i> (Fig 7 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1992)
	L1	<i>Crenosoma vulpis</i> (Fig 3 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1992)
	Oeuf embryonné	<i>Linguatula serrata</i> (Fig 9 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1992a)
Ecouvillon nasal	Oeuf embryonné	<i>Linguatula serrata</i> (Fig 9 de l'annexe 1) (Ehrenford et Newberne, 1981)
Lavage des cornets nasaux	Oeuf embryonné	<i>Linguatula serrata</i> (Fig 9 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1992a ; Bowman, 2000)
	Larves	<i>Pneumonyssoides caninum</i> (Fig 6 de l'annexe 1) (Marks et collab, 1994)
Produit de lavage trachéal	L1	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Fig 1 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1993)
		<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Fig 2 de l'annexe 1) (Chapman et collab 2004)
		<i>Filaroides hirthei</i> (Fig 5 de l'annexe 1) (Barr et Bowman, 2006)
	Oeuf larvé L1	<i>Crenosoma vulpis</i> (Fig 3 de l'annexe 1) (Shaw et collab, 1996)
		<i>Oslerus osleri</i> (Fig 4 de l'annexe 1) (Blavier et Ruel, 2000 ; Bourdeau, 1992)
Oeuf contenant une seule cellule	<i>Capillaria aerophila</i> (Fig 7 de l'annexe 1) (Barr et Bowman, 2006)	
Produit de LBA	L1	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Fig 2 de l'annexe 1) (De Fornel, 2004 ; Chapman et collab 2004 ; Collet, 1999)
	Adulte L1	<i>Crenosoma vulpis</i> (Fig 3 de l'annexe 1) (Cobb et Fisher, 1992 ; McGarry et collab, 1995 ; Reilly et collab, 2000 ; Coureil et De Fornel, 2006 ; Rinaldi et collab, 2007)
	Adulte Oeuf simple, contenant une seule cellule	<i>Capillaria aerophila</i> (Fig 7 de l'annexe 1) (Bourdoiseau, 2000, Barrs et collab, 2000)
	Oeuf contenant une seule cellule	<i>Paragonimus kellicotti</i> (Fig 8 de l'annexe 1) (Villeneuve, 2003 ; Bourdeau, 1992 ; Bowman, 2000)
Biopsie pulmonaire avec analyse cytologique	L1	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Fig 2 de l'annexe 1) (Nicolle et collab, 2006; Tebb et collab, 2007)
		<i>Crenosoma vulpis</i> (Fig 3 de l'annexe 1) (Tebb et collab, 2007)
		<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Fig 1 de l'annexe 1) (Bourdeau, 1993)
	Oeuf larvé	<i>Filaroides hirthei</i> (Fig 5 de l'annexe 1) (Bourdeau et Ehm, 1992)
	Microfilaire	<i>Dirofilaria immitis</i> (Bourdeau et Ehm, 1992)

Tableau 28 : Parasites et stade parasitaire identifiables dans les voies respiratoires des carnivores domestiques. (légende : LBA = lavage broncho-alvéolaire, L1 = larve de stade 1)

Remarques :

- ❖ En cas d'infestation peu marquée, une centrifugation du liquide de lavage broncho-alvéolaire avec examen du culot peut permettre d'objectiver une infection (Collet, 1999)
- ❖ L'examen de salive ou de mucus trachéal dans le cadre des helminthoses respiratoires donne des résultats encore plus aléatoires qu'en coproscopie donc ne peut pas constituer une méthode fiable. (Bourdoiseau et Cadoré, 1993). Par exemple, pour l'**angiostrongylose** et l'étude de Chapman et collab (Chapman et collab, 2004), trois chiens sur dix n'avaient pas de parasites visibles dans les prélèvements respiratoires tandis qu'ils en avaient dans les selles. Par ailleurs, aucun chien n'avait de parasites visibles dans les prélèvements respiratoires sans qu'ils soient également mis en évidence dans les selles. Ceci suggère donc que l'examen coproscopique est plus fiable pour la détection des larves d'*Angiostrongylus vasorum* que l'analyse des prélèvements respiratoires.
- ❖ Pour les mêmes raisons qu'en coproscopie (ponte discontinue des femelles et faible nombre de larves émises) la recherche de larves d'***Oslerus osleri*** dans le mucus trachéal peut donner des résultats variables. (Bourdeau, 1992)
- ❖ Lors de **pneumonyssoïdose**, après avoir lavé les cavités nasales, l'examen du liquide récupéré sur un fond foncé permet de mieux voir le parasite qui est blanc.
- ❖ Lors de suspicion de **crénosomose**, l'examen cytologique du liquide de lavage broncho-alvéolaire n'est pas suffisant car il peut montrer exclusivement une augmentation des éosinophiles sans présence de parasite, confortant à tort une origine allergique de la bronchopathie. (Coureil et De Fornel, 2006)
- ❖ L'expulsion possible de ***Linguatula serrata*** au cours d'un éternuement violent peut conduire à la guérison. (Bourdeau, 1992a ; Bourdoiseau, 2000) Cette expulsion pourra être remarquée par le propriétaire car le parasite est visible à l'œil nu.

4. Recherche de parasite dans le sang (méthodes directes et indirectes)

La méthode directe consiste à mettre en évidence le parasite dans le sang de l'hôte définitif puis de l'identifier en utilisant les critères morphologiques vu précédemment. Les méthodes indirectes (mise en évidence d'anticorps ou d'antigènes dans le sang) ont été mises au point car la reconnaissance morphologique des parasites demande du travail et du temps.

L'existence de tests sérologiques rapides et fiables permettrait un meilleur dépistage des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques. Malheureusement, à l'heure actuelle ces tests sont limités au diagnostic de la dirofilariose mais des études permettant la mise en évidence d'antigènes ou d'anticorps ont été publiées pour d'autres parasites, constituant des perspectives d'avenir.

Mise en évidence dans le sang :	Commentaires	Parasite
Du parasite (microfilaires sanguicoles)	<p>Fig 17 de l'annexe 1 :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Chez le chien : <ul style="list-style-type: none"> ○ par différentes techniques (voir Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1990). Privilégier la méthode de Knott pour sa bonne sensibilité et sa facilité de mise en œuvre en consultation. ○ problèmes de sensibilité (cf remarques) ○ problèmes de spécificité (cf remarques) • Chez le chat (Litster et Atwell, 2008) : <ul style="list-style-type: none"> ○ Faible nombre de microfilaires ○ Microfilarémie transitoire (rarement plus de 1 à 2 mois) 	<i>Dirofilaria immitis</i> (Euzeby, 1990 ; Bourdoiseau, 2000, Beugnet, 2006)
Des anticorps	<ul style="list-style-type: none"> • Diagnostic possible par immunofluorescence indirecte, l'antigène étant constitué de L3 obtenues par infestation expérimentale de mollusques (Bourdeau, 1993) • Technique non commercialisée 	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • Gunnarsson et Zakrisson (Gunnarsson et Zakrisson, 2000) ont mis en évidence des anticorps spécifiques du parasite dans le sérum des chiens infestés ce qui serait une première étape vers la réalisation d'un test de dépistage rapide • Technique non commercialisée 	<i>Pneumonyssoides caninum</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • Chien : Méthode abandonnée pour défaut de spécificité. (Bourdoiseau, 2000) • Chat (Litster et Atwell, 2008): <ul style="list-style-type: none"> ○ Spécificité et sensibilité moyennes ○ Doit idéalement être corrélé à un test de détection d'antigènes. 	<i>Dirofilaria immitis</i>
Des antigènes	<ul style="list-style-type: none"> • Verzberger-Epshtein et collab (Verzberger-Epshtein et collab, 2008) ont décrit une technique par sandwich ELISA avec une sensibilité de 92% et une spécificité de 100% • Technique non commercialisée 	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Koch et Willeßen, 2008)
	<ul style="list-style-type: none"> • SNAP® 3Dx (Idexx) • Dirofilariose canine 	<i>Dirofilaria immitis</i>
	Fig 18 de l'annexe 1 :	
	<ul style="list-style-type: none"> • SNAP® Dirofilariose RT (Idexx) • Dirofilariose canine 	
	<ul style="list-style-type: none"> • WITNESS® Dirofilaria (Synbiotics europe) • Dirofilariose canine 	
<ul style="list-style-type: none"> • DiroCHEK® Heartworm (Synbiotics europe) • Dirofilariose canine et féline 		

Tableau 29 : Mise en évidence dans le sang de microfilaires, d'anticorps et d'antigènes dans le cadre des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Dans leur étude, Beugnet et collab (Beugnet et collab, 1993) concluent que chez le chien les techniques de mise en évidence directe de microfilaires de ***Dirofilaria immitis*** ont des

limites de spécificité tandis que la sérologie par mise en évidence d'antigènes présente des limites de sensibilité. Ainsi ils préconisent d'associer ces deux méthodes (technique par filtration et sérologie) en attendant le développement de techniques à la fois sensibles et spécifiques.

- ❖ De la même manière, chez le chat, Litster et Atwell (*Litster et Atwell, 2008*) recommandent d'associer la recherche sérique d'anticorps et d'antigènes pour augmenter la sensibilité ainsi que la spécificité de la détection de la **dirofilariose féline**.
- ❖ Lors de **dirofilariose**, suite à des infestations expérimentales, l'antigénémie est détectable six à sept mois après l'inoculation des larves de troisième stade et peut persister au même taux ou décroître régulièrement pour devenir indétectable dans les trois à cinq mois suivant un traitement adulticide. Voici les avantages et les inconvénients de la détection indirecte de *Dirofilaria immitis* par la mise en évidence d'antigènes trouvés principalement dans l'appareil reproducteur du ver femelle (*Bourdoiseau, 2000*) :

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none"> • Spécificité proche de 100% • Permet le dépistage des dirofilarioses occultes • Méthode quantitative (lien direct entre la quantité d'antigène détecté et le nombre de parasites adultes) • Permet le suivi de l'animal, notamment après le début du traitement (négativisation attendue 6 à 8 semaines après le début du traitement) • Facile d'exécution, résultat immédiat 	<ul style="list-style-type: none"> • Sensibilité parfois insuffisante (faux négatifs) : <ul style="list-style-type: none"> ○ Lors de période prépatente d'une primo infestation, les filaires étant immatures ○ Lors d'infestation réduite (2 ou 3 filaires adultes, ou de sexe mâle), souvent en zone de faible endémicité ○ Chez le chat : infestation par peu de vers et parfois que par des mâles. Cependant on note peu à pas de faux positifs donc une réaction positive chez le chat indique une infestation en cours (<i>Litster et Atwell, 2008</i>)

Tableau 30 : Avantages et inconvénients de la détection indirecte de dirofilariose par mise en évidence d'antigènes dirigés contre le parasite.

- ❖ Voici les problèmes liés à la mise en évidence directe des microfilaires de **Dirofilaria immitis** dans le sang périphérique des chiens :
 - Problème de Sensibilité : La sensibilité dépend de :
 - La technique
 - Le niveau d'infestation (attention, il n'y a pas de relation entre le nombre de microfilaires circulantes et le nombre de filaires adultes). (*Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1994*)
 - La période du prélèvement : l'abondance des microfilaires dans le sang n'est pas uniforme dans le temps. On note des variations (*Euzeby, 1990*) :
 - nyctémérale : microfilarémie maximale en France à vingt heures et minimale à huit heures
 - mensuelle : microfilarémie maximale à la période de la pleine lune
 - saisonnière : microfilarémie maximale en juillet août, et minimale en hiver
 - L'existence de dirofilariose occulte (vingt-cinq à soixante pour-cent des cas selon les auteurs) c'est à dire des chiens présentant des manifestations cliniques

mais sans présence de microfilaires dans le sang périphérique (=amicrofilarémiques) pour différentes raisons (Morailon, 1990):

- Infestation par des parasites d'un seul sexe : ne permet pas la reproduction.
 - Vers âgés : chute de ponte des femelles après trois ans.
 - Vers stérilisés par un traitement dont l'efficacité n'a pas été totale.
 - Traitement à l'ivermectine : inhibe l'embryogenèse et la ponte des femelles
 - Réponse immunitaire : destruction des microfilaires souvent accompagnée de signes cliniques de pneumonie allergique ou glomérulonéphrite et/ou diminution de fécondité des femelles (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1990 ; Beugnet et collab, 1993)
 - Pendant la période prépatente d'une primo infestation : les adultes n'émettent pas encore de microfilaires.
- Problème de Spécificité : Il existe plusieurs filaires présents en France dont les embryons sont sanguicoles : *Dirofilaria immitis*, *Dirofilaria repens*, *Dipetalonema reconditum*, *Dipetalonema dracunculoides*... (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1990) Donc le fait d'observer des microfilaires dans le sang ne signifie pas qu'il s'agisse de *Dirofilaria immitis*. (Beugnet et collab, 1993) On utilise pour les différencier une coloration histochimique (qui colore les zones d'activité phosphatase acide des microfilaires, ces dernières étant spécifiques d'espèce). De plus, *Dirofilaria immitis* est plus prolifique donc mettre en évidence beaucoup de microfilaires est en faveur de ce parasite. (Beugnet et collab, 1993) Il faut néanmoins garder à l'esprit la possibilité d'infestations mixtes. (Bourdoiseau, 2000)

C. COMPARAISON DES RESULTATS BIOLOGIQUES

Les examens biologiques sont souvent mis en œuvre, et sont utiles à la fois pour orienter un diagnostic mais également pour le suivi d'un animal et les choix thérapeutiques.

Les changements observés lors d'examen biologiques peuvent être évocateurs d'un ou de plusieurs parasites dans un centre de référentiel en zone endémique, mais le sont moins en pratique courante. Il est important de noter que les modifications des paramètres biologiques évoquées dans cette partie ne sont pas spécifiques d'un parasite et ne peuvent constituer qu'un élément de suspicion supplémentaire dans un contexte évocateur.

1. Hématologie

	Commentaire	Parasite
Eosinophilie	<ul style="list-style-type: none"> • Discrète (<i>Coureil et De Fornel, 2006</i>) 	<i>Crenosoma vulpis</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • Inconstante (<i>Bourdeau, 1992 ; Bourdeau et Ehm, 1992</i>) 	<i>Filaroides hirthei</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • Inconstante (<i>Barr et Bowman, 2006</i>) 	<i>Dirofilaria immitis</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • Ni constante ni permanente (<i>Gunnarsson et collab, 1998</i>) 	<i>Pneumonyssoides caninum</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • 10 à 30% d'éosinophiles (<i>Beugnet et collab, 2004</i>) • Inconstante (<i>Bourdoiseau, 2000 ; Koch et Willesen, 2008</i>): pic durant la 2nde et 3^{ème} semaine d'infestation (<i>Martin et collab, 1993</i>) puis disparaît après 6 mois d'évolution (<i>Martin et collab, 1993, Weber-Danino et collab, 2002</i>) 	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • 2 pics : <ul style="list-style-type: none"> ○ un 3 semaines après inoculation (correspond à pénétration du parasite dans parenchyme pulmonaire) ○ le second 8 semaines après inoculation (lié à la réponse de l'hôte suite à l'accumulation d'œufs dans les poumons) (<i>Dubey et collab, 1978</i>) • Comptage redevient normal 12 semaines après inoculation donc il est généralement normal au moment de l'apparition des signes cliniques (<i>Dubey et collab, 1978</i>) 	<i>Paragonimus kellicotti</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Fréquente (<i>Beugnet et collab, 2004</i>) 	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	
Neutrophilie	<ul style="list-style-type: none"> • 8/20 dans l'étude de Chapman et collab (<i>Chapman et collab, 2004</i>) 	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • Maximale 2 semaines après l'inoculation (soit avant l'apparition des signes cliniques) puis diminue progressivement donc au moment de la présentation chez le vétérinaire le comptage est généralement normal ou légèrement élevé (<i>Dubey et collab, 1978</i>) 	<i>Paragonimus kellicotti</i>
Anémie	<ul style="list-style-type: none"> • 6/20 dans l'étude de Chapman et collab (<i>Chapman et collab, 2004</i>) • Théoriquement faiblement régénérative en raison de la chronicité de l'infection et de l'épuisement progressif de la moelle hématopoïétique (<i>Weber-Danino et collab, 2002</i>) • Causes : <ul style="list-style-type: none"> ○ parasite hématophage (spoliation sanguine marquée lors d'infestation massive) ○ hémolyse intra-vasculaire liée à la présence de parasites dans le torrent circulatoire qui crée des turbulences et donc les hématies éclatent (<i>Villeneuve et collab, 2001</i>) ○ par saignements 	<i>Angiostrongylus vasorum</i>
	<ul style="list-style-type: none"> • Anémie régénérative (<i>Beugnet, 2006</i>) 	<i>Dirofilaria immitis</i>
Thrombopénie	<ul style="list-style-type: none"> • 4/20 dans l'étude de Chapman et collab (<i>Chapman et collab, 2004</i>) • Par CIVD ou par thrombocytopénie à médiation immune (<i>Barr et Bowman, 2006</i>) 	<i>Angiostrongylus vasorum</i>

Tableau 31 : Modifications hématologiques rencontrées lors de parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques et parasites associés. (légende : CIVD = coagulation intra-vasculaire disséminée)

Remarques :

- ❖ Lors d'**angiostrongylose**, l'éosinophilie et la neutrophilie sanguines sont les modifications hématologiques les plus fréquemment observées. (Martin et collab, 1993, Weber-Danino et collab, 2002)
- ❖ Lors de **dirofilariose**, la numération des globules rouges, le taux d'hémoglobine et la numération plaquettaire doivent être suivis pour détecter soit des saignements, soit un syndrome de coagulation intra-vasculaire disséminée, soit une thrombose pulmonaire, notamment dans les semaines suivant le début du traitement. De plus, une basophilie associée à une éosinophilie est très évocatrice de la dirofilariose. (Barr et Bowman, 2006)
- ❖ Voici parmi les parasites étudiés de l'appareil cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques ceux qui sont hématophages ou non :

Parasites hématophages	Parasites non hématophages
<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992)	<i>Oslerus osleri</i> (Bourdoiseau, 2000)
<i>Aelurostrongylus</i> (Bourdeau, 1993)	<i>Capillaria aerophila</i> (Bourdoiseau, 2000)
<i>Dirofilaria immitis</i> (Euzeby, 1990)	<i>Filaroides hirthi</i> (Bourdoiseau, 2000)
<i>Linguatula serrata</i> (Bourdoiseau, 2000)	<i>Crenosoma vulpis</i> (Bourdoiseau, 2000)

Tableau 32 : Parasites hématophages et non hématophages parmi les principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

2. Temps de saignement

Concernant l'**angiostrongylose**, on note un désaccord des différents auteurs au sujet des temps de coagulations qui ont été rapportés comme étant :

- ❖ normaux (Martin et collab, 1993 ; Villeneuve et collab, 2001)
- ❖ allongés (huit chiens sur vingt-trois chiens atteints d'angiostrongylose avaient un temps de prothrombine et/ou APTT prolongés (Chapman et collab, 2004 ; Martin et collab, 1993))

3. Biochimie

Les modifications mises en évidence sont très peu spécifiques. On peut cependant noter :

Modification biochimique		Parasite
Globulines	Hyperglobulinémie	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Chapman et collab, 2004)
		<i>Dirofilaria immitis</i> (Barr et Bowman, 2006)
Fructosamines	Concentrations sériques basses dans la majorité des cas	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Koch et Willeesen, 2008)
Calcium	Hypercalcémie modérée	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Chapman et collab, 2004)

Tableau 33 : Modifications biochimiques rencontrées lors de certaines parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ L'hyperglobulinémie lors d'**angiostrongylose** était présente chez quatorze chiens sur vingt dans l'étude de Chapman et collab. (Chapman et collab, 2004)

4. Analyse d'urine

Dans les cas d'**angiostrongylose** chronique, la protéinurie est fréquente. (Koch et Willesen, 2008) Elle peut s'expliquer par un dépôt rénal d'immun complexe conduisant à une glomérulonéphrite permettant ainsi le passage de protéines dans les urines. Une hémoglobinurie peut également être constatée lors d'hémolyse aiguë associé au syndrome de la veine cave. (Barr et Bowman, 2006)

L'examen microscopique du culot urinaire peut permettre la mise en évidence de larves de premier stade d'*Angiostrongylus vasorum*. (Koch et Willesen, 2008)

D. COMPARAISON DES RESULTATS D'IMAGERIE

1. Radiographie thoracique

Lors de problèmes cardio-circulatoires ou respiratoires chroniques chez les carnivores domestiques, des radiographies thoraciques sont souvent effectuées. Pour certains parasites, comme par exemple *Pneumonyssoides caninum*, *Linguatula serrata* ou *Capillaria aerophila*, les radiographies sont généralement normales. (Bergeaud, 2001 ; Gamet et Mialhe, 2001)

Les images associant des densifications interstitielles et/ou bronchiques avec des images annulaires en périphérie ainsi qu'une hypertrophie des ganglions lymphatiques trachéo-bronchiques doivent faire évoquer les parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires mais ne sont pas spécifiques de celles-ci ni d'un parasite en particulier. De la même manière, les complications citées précédemment telles que pneumothorax, pneumo médiastin, ou encore emphysème ont des images radiographiques reconnaissables mais non spécifiques.

En revanche, d'autres anomalies sont évocatrices d'un ou de plusieurs parasites et c'est ce que nous allons détailler ici.

Organe	Anomalie	Localisation préférentielle	Parasite
Trachée et bronches principales	<ul style="list-style-type: none"> Opacités anormales Modification du contour interne 	Bifurcation trachéo-bronchique	<i>Oslerus osleri</i> (Bourdeau, 1992)
Parenchyme pulmonaire	<ul style="list-style-type: none"> Densification du parenchyme pulmonaire Nodules pulmonaires 	Lobes pulmonaires caudaux et le lobe accessoire	<i>Filaroides hirthi</i> (Bourdeau et Ehm, 1992)
		Lobes pulmonaires caudaux	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Bourdeau, 1993)
		Champs pulmonaires dorso-caudaux	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Chapman et collab, 2004 ; Bourdoiseau, 2000)
		Zone dorso caudale du lobe caudal droit, le long de l'artère lobaire caudale droite	<i>Dirofilaria immitis</i> (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1994 ; Bourdoiseau, 2000)
	<ul style="list-style-type: none"> <u>Chien</u> : présence de kystes : <ul style="list-style-type: none"> multiloculaires de 2-5 cm de diamètre paroi fine (de 1-4 mm d'épaisseur) contenant de l'air +/- divisés en plusieurs chambres <u>Chat</u> : kystes collapsent rapidement devenant des nodules solides : <ul style="list-style-type: none"> de 1 à 1,5 cm densité interstitielle 	Lobes pulmonaires caudaux droit (près du duodénum)>gauche >lobes craniaux >lobes intermédiaire et accessoire	<i>Paragonimus kellicotti</i> (Dubey et collab, 1978 ; Pechman, 1980 ; Weina et England, 1990)
Artères pulmonaires	Dilatation des artères pulmonaires	Surtout l'artère pulmonaire droite	<i>Dirofilaria immitis</i> (Haroutunian, 1990 ; Bourdoiseau, 2000)
			<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Beugnet et collab, 2004)
	Interruption brutale et non effilée de ces artères (perte de l'arborisation pulmonaire)		<i>Dirofilaria immitis</i> (Haroutunian, 1990 ; Bourdoiseau, 2000)
Cœur	Fig 15 de l'annexe 1 : <ul style="list-style-type: none"> Cardiomégalie droite : <ul style="list-style-type: none"> DV : Cœur en forme de « D » inversé P : augmentation du contact entre le cœur et le sternum P : trachée repoussée dorsalement 		<i>Dirofilaria immitis</i> (Beugnet, 2000 ; Haroutunian, 1990)
			<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Martin et collab, 1993 ; Bourdoiseau, 2000)

Tableau 34 : Description et localisation d'anomalies visibles sur des radiographies thoraciques et orientation diagnostique associée dans le cadre des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques. (Légende : DV = vue dorso-ventrale ; P = vue de profil)

Remarques :

- ❖ Les (broncho)pneumonies d'origine bactérienne entraînent principalement une densification alvéolaire des lobes pulmonaires situés en région ventrale. (*Bourdeau et Ehm, 1992*) contrairement aux parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires qui entraînent primitivement des anomalies dans les champs pulmonaires dorsaux.
- ❖ Lors d'**aelurostrongylose**, les images radiographiques nodulaires peuvent être confondues avec des processus tumoraux, diverses mycoses profondes (cryptococcose, histoplasmosse, blastomycose), de la tuberculose, des pneumonies, de la bronchite féline... donc la parasitose est sûrement sous diagnostiquée. (*Bourdeau, 1992 ; Bourdeau, 1993*)
- ❖ Les anomalies lors de **crénosomose** sont non spécifiques (*Shaw et collab, 1996*) :
 - patron bronchique résultant d'un épaississement de la paroi des bronches
 - patron interstitiel réticulaire se manifestant par une densité augmentée non structurée, en lacet, de l'interstitium pulmonaire qui obscurcit les vaisseaux et les voies aériennes
 - calcification des voies aériennes liée à l'inflammation chronique de ces voies comparable aux lésions imputables à la vieillesse.
- ❖ La moitié des cas d'**oslérose** présente une image radiographique normale. (*Bourdoiseau, 2000*) En effet, la radiographie est peu sensible car la visualisation de nodules intra trachéaux est difficile même sur une radiographie de qualité. (*Blavier et Ruel, 2000 ; Bourdeau, 1992*) Les nodules peuvent être difficiles à mettre en évidence lorsqu'ils sont de petite taille ou situés exclusivement à l'intérieur des bronches et il faut alors avoir recours à l'endoscopie.
- ❖ Etant donné que l'arborisation de l'artère pulmonaire connaît des variations raciales, il est conseillé de comparer les clichés radiographiques d'un chien suspect de **dirofilariose** avec celle d'un témoin de même race. (*Haroutunian, 1990*) De plus, lors de dirofilariose avancée, l'apparition de lésions pulmonaires de type parenchymateux, alvéolaire ou mixte est parfois suffisamment importante pour masquer l'arbre vasculaire et ses lésions. (*Haroutunian, 1990*)
- ❖ Après traitement des cas modérés à sévères d'**angiostrongylose**, quarante pour-cent des chiens ont des anomalies radiographiques résiduelles à long terme, associées à de la toux et de l'intolérance à l'exercice. (*Koch et Willeesen, 2008*)

2. *Echocardiographie*

L'échocardiographie est utile pour détecter des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires à un stade avancé ou lors d'infestation massive, notamment l'**angiostrongylose** et la **dirofilariose** (Fig 16 de l'annexe 1).

En effet, en prenant l'exemple de *Dirofilaria immitis*, lors d'infestation modérée les parasites se localisent dans la périphérie de l'artère pulmonaire, essentiellement dans sa branche droite. Au fur et à mesure de l'infestation, les filaires adultes occupent des portions plus basses jusqu'au ventricule droit qu'elles n'atteignent que rarement. Ainsi dans une première phase les lésions n'intéressent que l'extrémité de l'artère pulmonaire droite (intérêt de la vue de profil en radiographie thoracique vu précédemment) puis progressivement apparaît une dilatation du ventricule droit (visible à la radiographie puis à l'échographie à un stade plus avancé). S'installe ensuite une hypertension pulmonaire (intérêt de l'échographie)

provoquée par l'obstacle hémodynamique dû à la présence physique des filaires et de l'aggravation des lésions artérielles qui envahissent aussi le tronc principal de l'artère pulmonaire. S'ensuit alors une décompensation du ventricule droit. (Haroutunian, 1990)

Les résultats d'échocardiographie dans le cas d'angiostrongylose et de dirofilariose sont similaires à l'exception de la mise en évidence de parasites dans le cœur qui est rapporté uniquement lors de dirofilariose.

Résultat d'échocardiographie	Parasite
<ul style="list-style-type: none"> • Hypertrophie du ventricule droit (d'abord concentrique puis excentrique) 	<i>Angiostrongylus vasorum</i> <i>Dirofilaria immitis</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Signes d'hypertension pulmonaire : <ul style="list-style-type: none"> ○ Dilatation du ventricule droit (d'abord hypertrophique puis atrophique) ○ Dilatation de l'artère pulmonaire principale et de ses ramifications ○ Dilatation de l'atrium droit ○ Mouvement paradoxal du septum ○ Aplatissement systolique du septum ○ Diminution du diamètre interne du ventricule gauche ○ Changement du flux artériel pulmonaire et de la vélocité 	<i>Angiostrongylus vasorum</i> <i>(Cury et collab, 2001 ; Estèves et collab, 2004 ; Nicolle et collab, 2006)</i> <i>Dirofilaria immitis</i> <i>(Lombard et Buergelt, 1983 ; Haroutunian, 1990 ; DeFrancesco et collab, 2001)</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Filaires adultes : <ul style="list-style-type: none"> ○ Dans les artères pulmonaires (71%) et le ventricule droit (41%), et plus rarement dans l'atrium droit (35%) et la veine cave caudale (6%) (% issus de l'étude de DeFrancesco et collab (DeFrancesco et collab, 2001)) ○ 2 lignes parallèles hyperéchogènes séparées par une région hypoéchogène ○ Environ 0,2 cm de diamètre 	<i>Dirofilaria immitis</i> (Fig 16 de l'annexe 1) <i>(Badertscher et collab, 1988 ; Beugnet, 2006 ; Litster et Atwell, 2008)</i>

Tableau 35 : Résultats d'échocardiographie chez les carnivores domestiques lors de stades avancés de dirofilariose et d'angiostrongylose.

Remarques :

- ❖ L'hypertension pulmonaire est un problème sérieux lors d'**angiostrongylose** chronique. (Bourdoiseau, 2000 ; Koch et Willessen, 2007) Dans une pratique courante, ceci est rare (<5%) mais dans un centre de référent, une hypertension pulmonaire modérée à sévère peut être mise en évidence par échocardiographie chez un tiers des chiens affectés. (Koch et Willessen, 2007)
- ❖ L'utilisation d'un doppler et de la formule de Bernoulli donne une bonne estimation de la pression systolique et diastolique dans l'artère pulmonaire. Cependant le diagnostic définitif d'hypertension pulmonaire passe par un cathétérisme cardiaque, très invasif donc peu utilisé. (Nicolle et collab, 2006)
- ❖ Pour la visualisation de ***Dirofilaria immitis*** par échographie, il faut préférer la coupe transversale qui permet une meilleure observation des filaires ainsi que leur quantification (les vers étant rigides ils ne peuvent pas se replier sur eux mêmes). (Haroutunian, 1990)

- ❖ Dans l'étude de DeFrancesco et collab (DeFrancesco et collab, 2001), cinq cas de **dirofilariose féline** ont été mis en évidence exclusivement par échocardiographie alors que la détection sérique d'antigène était négative. Cependant, il existe un risque de faux positif lors de diagnostic échocardiographique de dirofilariose chez le chat lié à l'existence de densités linéaires mimant la présence de vers. (Litster et Atwell, 2008)
- ❖ L'électrocardiogramme apparaît généralement sur les appareils d'échocardiographie et c'est pourquoi il sera abordé ici, bien que n'étant pas un examen d'imagerie. Il ne s'agit pas d'un examen décisif dans le cadre de parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques. Toutefois lorsqu'il est réalisé il peut permettre de mettre en évidence des modifications non spécifiques qui accompagnent la surcharge du cœur droit en cas de **dirofilariose** ou d'**angiostrongylose** (Morailon, 1990 ; Cury et collab, 2001) :
 - dilatation du ventricule droit :
 - présence d'une onde S dans les dérivations bipolaires D1 D2 et D3 et la dérivation unipolaire aVF.
 - Dilatation de l'auricule droite :
 - Présence d'une onde P de type pulmonaire c'est à dire une onde P d'amplitude exagérée et de morphologie pointue
 - Arythmie de type extrasystole supra ventriculaire ou fibrillation auriculaire

E. COMPARAISON DES RESULTATS D'ENDOSCOPIE

L'endoscopie permet de visualiser l'appareil respiratoire supérieur mais pas l'appareil respiratoire profond, lui même explorable de manière indirecte par la réalisation d'un lavage broncho-alvéolaire (vu précédemment).

Résultat d'endoscopie	Parasite
Nodules : <ul style="list-style-type: none"> ● au niveau du carrefour trachéo-bronchique ● faisant saillie dans lumière trachéale ● contenant des parasites adultes visibles par transparence 	<i>Oslerus osleri</i> (Fig 14 de l'annexe 1) (Valet-Picavet, 1991 ; Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau, 2000)
Parasites présents dans les cavités nasales	<i>Pneumonyssoides caninum</i> (Fig 13 de l'annexe 1) (Marks et collab, 1994 ; Bergeaud, 2001 ; Gamet et Mialhe, 2001)
	<i>Linguatula serrata</i> (Bourdeau, 1992a)

Tableau 36 : Résultats d'endoscopie et orientation diagnostique dans le cadre des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ L'endoscopie est la seule méthode d'examen permettant un diagnostic régulier de l'infestation par ***Oslerus osleri***. (Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau et Cadoré, 1993) En effet, l'observation des nodules déjà quasi pathognomonique peut être complétée par leur biopsie révélant la présence de parasites. Les nodules sont de morphologie et de taille variables (en moyenne quatre à six millimètres), transparents ou opaques, jaunes à bruns et laissent apparaître par transparence des parasites adultes vivants. (Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau, 2000)

- ❖ ***Pneumonyssoides caninum*** fuit l'halothane et ceci peut être mis à profit pour faciliter l'observation des parasites dans les cavités nasales du chien. (Gamet et Mialhe, 2001 ; Anchiéri et collab, 2002) L'observation du parasite dans ces cavités est relativement difficile, lié au faible nombre de parasites présents, à l'anatomie complexe des cavités nasales (Bredal, 1998 ; Gamet et Mialhe, 2001) et à la présence de sang ou d'exsudat dans les cavités nasales. Pour limiter les saignements on peut instiller quelques gouttes de vasoconstricteur (xylocaïne cinq pour-cent) dans chaque narine avant l'examen. (Gamet et Mialhe, 2001) L'enkystement du parasite dans les cavités nasales et les sinus n'est pas décrit et ne doit donc pas être confondu avec les nodules que l'on aperçoit parfois dans la muqueuse, correspondant à des follicules lymphoïdes rencontrés lors de rhinite. (Gamet et Mialhe, 2001)
- ❖ Lors d'infestation à ***Linguatula serrata***, la rhinoscopie peut permettre la mise en évidence d'un à cinq parasites, associée à une inflammation de la muqueuse pituitaire. (Bourdeau, 1992a)

F. COMPARAISON DES LESIONS OBSERVEES A L'AUTOPSIE

D'une manière générale il n'y a pas de lien direct entre la sévérité des lésions et la gravité des symptômes observés du vivant de l'animal. Ainsi, un animal dont la clinique était discrète pourra présenter des lésions impressionnantes à l'autopsie, par exemple lors de parasitisme à ***Filaroides hirthi***. (Bourdeau et Ehm, 1992)

De plus, les complications sont fréquentes lors de parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires comme une surinfection bactérienne conduisant à des lésions de pneumonie. Les lésions d'emphysème ou de pneumothorax sont également rapportées.

D'autres lésions en revanche sont plus évocatrices d'un parasite et c'est ce que nous allons détailler ici :

Organe	Localisation préférentielle	Lésion évocatrice	Parasite
Cavités nasales et sinus paranasaux		<ul style="list-style-type: none"> • Parasites directement visibles (jusqu'à 250 parasites chez un seul chien (Gunnarsson et collab, 1998)) (Fig 20 de l'annexe 1) 	<i>Pneumonyssoides caninum</i> (Bredal, 1998 ; Anchiéri et collab, 2002)
		<ul style="list-style-type: none"> • Parasites directement visibles • Congestion, ulcères de la muqueuse 	<i>Linguatula serrata</i> (Ehrenford et Newberne, 1981 ; Bourdoiseau, 2000)
Trachée Bonches	Bifurcation trachéo-bronchique	<ul style="list-style-type: none"> • Nodules (Fig 22 de l'annexe 1) : <ul style="list-style-type: none"> ○ nombreux (jusqu'à plusieurs dizaines) ○ de 4 à 8 mm de diamètre ○ aspect papillomateux ○ gris rosâtres ○ sessiles ou pédonculés ○ de consistance friable ○ avec adultes visibles par transparence ○ pouvant confluer et former des plaques 	<i>Oslerus osleri</i> (Bourdeau, 1982 ; Bourdoiseau et Cadoré, 2000)
		<ul style="list-style-type: none"> • Trachéite • Bronchite inflammatoire 	<i>Crenosoma vulpis</i> (Beugnet et collab, 2004)
	Dans la muqueuse	<ul style="list-style-type: none"> • Parasites adultes difficilement visibles à l'œil nu, mis en évidence par raclage avec une lame de scalpel • Hyper production de mucus dans la trachée 	<i>Capillaria aerophila</i> (Herman, 1967 ; Bourdeau, 1992 ; Bourdoiseau, 2000)

Poumons	Lobe pulmonaire caudal droit (près du duodénum)	<ul style="list-style-type: none"> • Kystes : <ul style="list-style-type: none"> ○ de 2-3 cm de diamètre ○ convexe, à paroi fine ○ de couleur marron foncé +/- rougeâtre ○ avec ouverture sur une bronchiole ○ contenant des parasites adultes groupés par 2 ou 3 et un peu de liquide brunâtre ○ recouvert de plèvre épaissie et grisâtre 	<i>Paragonimus kellicotti</i> (Dubey et collab, 1978 ; Pechman, 1980 ; Weina et England, 1990 ; Villeneuve, 2003)
	Zone superficielle des lobes caudaux	<ul style="list-style-type: none"> • Nodules granulomateux : <ul style="list-style-type: none"> ○ extrêmement nombreux ○ de 1 à 10 mm de diamètre ○ coloration grisâtre ○ centrés sur des œufs et des L1 ○ pouvant confluer et former de larges plaques grisâtres fibreuses entourées de zones de consolidation du parenchyme pulmonaire 	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Hamilton, 1963 ; Bourdeau, 1993 ; Beugnet et collab, 2004)
	Lobe pulmonaire apical gauche	<ul style="list-style-type: none"> • Poumons : <ul style="list-style-type: none"> ○ indurés en surface et en profondeur ○ blanchâtres • Nodules granulomateux: <ul style="list-style-type: none"> ○ d'environ 1 mm ○ gris rougeâtres ○ surtout en position sous pleurale ○ riches en cellules mononucléées organisés autour des parasites adultes dans les alvéoles ou les bronchioles 	<i>Filaroides hirthi</i> (Spencer et collab, 1985 ; Bourdeau et Ehm, 1992)
		<ul style="list-style-type: none"> • Endartérite vilieuse des artères pulmonaires • Granulomes inflammatoires autour de microfilaires 	<i>Dirofilaria immitis</i> (Beugnet, 2000)
	Lobes pulmonaires moyens et caudaux	<ul style="list-style-type: none"> • Artère pulmonaire et ses ramifications : <ul style="list-style-type: none"> ○ artérite et périvascularite : artères dures à la palpation du parenchyme (« en tuyaux de pipe ») avec une paroi épaissie, irrégulière ○ lumière remplie de parasites et de thrombus • Parenchyme pulmonaire : <ul style="list-style-type: none"> ○ zones de congestion, d'hémorragies, d'œdème et d'emphysème lui donnant une apparence hétérogène, tachetée en « fromage de Roquefort » ○ granulomes inflammatoires de type nodules pseudo tuberculeux dans les alvéoles et les capillaires, centrés sur des œufs et des L1 ○ consistance ferme liée à l'induration grise (=récente) et blanche (=ancienne) et parfois à une calcification 	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Martin et collab, 1993 ; Bourdoiseau, 2000 ; Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992)

Cœur	<ul style="list-style-type: none"> • Hypertrophie surtout droite et dilatation lors de processus plus ancien • Présence de parasites au sein de thrombus • Lésions valvulaires 	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992 ; Bourdoiseau, 2000)
	<ul style="list-style-type: none"> • Cardiomégalie • Filaires dans le ventricule cardiaque, enroulées autour des cordes cardiaques (Fig 21 de l'annexe 1) 	<i>Dirofilaria immitis</i> (Beugnet, 2000)
Abdomen	<ul style="list-style-type: none"> • Ascite 	<i>Dirofilaria immitis</i> (Beugnet, 2000)
	<ul style="list-style-type: none"> • Ascite abondante (jusqu'à 5 litres) : transsudat citrin (si formation progressive) ou hémorragique (si apparition rapide) 	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos et Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992)
Foie	<ul style="list-style-type: none"> • Congestion, bords mousses, véritable éponge sanguine rouge foncée coulant à la coupe 	<i>Dirofilaria immitis</i> (Beugnet, 2000)
		<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos et Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992)
Rein	<ul style="list-style-type: none"> • Glomérulonéphrite 	<i>Dirofilaria immitis</i> (Beugnet, 2000)
	<ul style="list-style-type: none"> • Congestion 	<i>Angiostrongylus vasorum</i> (Ducos et Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992)
Rate	<ul style="list-style-type: none"> • Congestion 	<i>Dirofilaria immitis</i> (Bourdoiseau, 2000)

Tableau 37 : Résultats d'autopsie par organe lors de parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques.

Remarques :

- ❖ Les migrations ectopiques en cas de **dirofilariose** sont beaucoup plus fréquentes chez le chat que chez le chien. Ainsi l'autopsie, qui reste relativement fiable chez le chien, peut être insuffisante pour confirmer ou infirmer cette parasitose chez le chat. (Litster et Atwell, 2008).
- ❖ L'observation de ***Pneumonyssoides caninum*** dans les cavités nasales et les sinus paranasaux du chien se fait après section longitudinale de la tête (Fig 20 de l'annexe 1). Il faut être vigilant lors de l'utilisation d'une scie pour couper le crane car les particules d'os produites ressemblent aux parasites, ce qui peut entraîner une confusion. (Bredal, 1998)
- ❖ Lors d'infestation modérée par ***Linguatula serrata***, les parasites ne semblent pas nuire aux tissus sur lesquels ils reposent et la couleur et la texture des vers par rapport à celle de la muqueuse rendent leur mise en évidence très difficile en nécropsie de routine. (Ehrenford et Newberne, 1981) Dans d'autres cas, la présence d'une congestion et les ulcères localisés uniquement au niveau de la muqueuse des fosses nasales (Bourdoiseau, 2000) aident au diagnostic.
- ❖ Les lésions associées au parasitisme par ***Crenosoma vulpis*** sont très discrètes (Bourdoiseau et Cadoré, 2000) excepté lors d'infestation massive avec trachéite et bronchite inflammatoire. (Beugnet et collab, 2004)

- ❖ Les lésions constatées lors d'**angiostrongylose** se situent au niveau pulmonaire et cardiaque et ont des retentissements viscéraux. (*Ducos de Lahitte et Ducos de Lahitte, 1992*)
- ❖ Lors d'infestation par ***Filaroides hirthi***, les parasites adultes en voie de dégénérescence semblent induire une très forte réaction tissulaire de la part de l'hôte définitif contrairement adultes viables, aux œufs larvés et aux larves, qui semblent mieux tolérés. (*Hirth et Hottendorf, 1973*)

G. CONCLUSION PARTIELLE

En conclusion de cette troisième partie relative aux résultats d'examens complémentaires et aux lésions d'autopsie observables lors des principales parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques, nous pouvons retenir que :

- ❖ l'examen coproscopique, qui est souvent envisagé en première intention lors de parasitose, n'est pas toujours concluant et nécessite d'être répété voire d'être complété par d'autres examens complémentaires selon les parasites.
- ❖ les test sérologiques rapides et faciles d'utilisation, actuellement disponibles uniquement pour le diagnostic de la dirofilariose, seront peut être élaboré à l'avenir pour d'autres parasites pour lesquels l'existence d'antigènes spécifiques a déjà été démontrée.
- ❖ La vulgarisation de l'endoscopie devrait permettre de mieux diagnostiquer et donc de moins sous estimer les cas de linguatulose, d'oslérose et de peumonysoïdose.

CONCLUSION

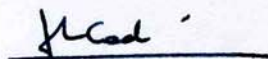
Les nombreuses comparaisons réalisées dans ce travail ont permis d'aborder les parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques différemment de l'approche monographique classique mais n'ont pas toutes la même pertinence. Ainsi, de la comparaison des commémoratifs, de l'anamnèse et de l'épidémiologie, nous retiendrons principalement le tableau des parasites par espèce, celui de transmission aux carnivores domestiques, les tableaux sur les formes chroniques et aiguës, et le caractère zoonosique qui concerne presque la moitié des parasitoses étudiées. Nous retiendrons également que la majorité de ces parasitoses sont cosmopolites et qu'il faudra les envisager, même dans des zones où elles n'ont pas encore été décrites. La comparaison des manifestations cliniques aidera surtout le praticien à suspecter plusieurs parasites en fonction de l'étage de l'appareil cardio-circulatoire ou respiratoire impliqué. Il devra cependant garder à l'esprit la fréquence des cas asymptomatiques, ainsi que le manque de spécificité des signes cliniques pour distinguer plusieurs parasites et le recours obligatoire aux examens complémentaires. Enfin, la comparaison des examens complémentaires pourra aider le praticien à choisir un examen adapté et à interpréter le résultat. Les comparaisons relatives à la coproscopie (quelle forme de dissémination pour quel parasite, quelle technique est la plus appropriée en fonction du parasite suspecté...), aux prélèvements respiratoires et à l'endoscopie trouvent une application en pratique courante.

Par ailleurs, la plupart des parasitoses cardio-circulatoires et respiratoires semblent sous-diagnostiquées, et ce pour trois raisons principales : la difficulté propre au diagnostic de certaines d'entre elles (linguatulose, pneumonyssoidose), l'emploi d'examen complémentaires approximatifs par les vétérinaires (mauvaise technique de coproscopie) et le manque d'informations des propriétaires n'incitant pas à consulter en cas d'affection peu marquée (pneumonyssoidose). Les comparaisons citées précédemment devraient aider le praticien dans sa démarche et donc minimiser les erreurs de diagnostic. La vulgarisation des techniques d'endoscopie ainsi que l'élaboration de tests sérologiques par mise en évidence d'antigènes spécifiques d'un parasite devraient également faciliter le diagnostic mais ces outils puissants ne remplaceront pas la nécessité d'une connaissance précise des parasitoses.


Des travaux sont encore nécessaires pour compléter ces connaissances, notamment l'élaboration de modèles prédictifs, comme l'implication du climat, l'approfondissement des connaissances liées aux différents hôtes intermédiaires et paraténiques pour chaque parasite, la distribution actuelle de ces parasitoses dans les populations sauvages, en particulier le renard et l'étude du cycle de *Pneumonyssoides caninum* et *Filaroides hirthei*.

A l'heure où les mouvements d'animaux à travers le monde sont accélérés, la connaissance des animaux à risque, des zones potentielles d'implantation des parasites et des méthodes diagnostiques adaptées est une nécessité pour le vétérinaire qui doit réagir dès les premiers cas avec un accent particulier concernant les parasitoses zoonosiques et le danger qu'elles représentent pour l'homme.

Le Professeur responsable
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon



Le Président de la thèse



Vu et permis d'imprimer

Lyon, le **15 MAI 2000**

Pour le Président de l'Université,
Le Président du Comité de Co-ordination des Etudes Médicales,
Professeur F.N GILLY



Vu : Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon

Pour le Directeur et par délégation,
LA DIRECTRICE DE L'ENSEIGNEMENT


Professeur Françoise GRAIN

Index

A

Aelurostrongylus abstrusus
âge "prédisposé", 19
anticorps, 62
autopsie, 73
classification phylogénique, 87
clinique, 40
coproscopie, 57, 58
espèces concernées, 15, 17
examens complémentaires, 48
forme asymptomatique, 39
forme chronique, 27
hématologie, 65
milieu rural, 24
mode de transmission, 21
morphologie des adultes, 54
morphologie des L1, 52
morphologie des oeufs, 50
période prépatente, 26
prélèvements respiratoires, 60
radiographies thoraciques, 68
saison, 25
sexe "prédisposé", 20
Age, 19
Anémie, 65
Angiostrongylus vasorum
âge "prédisposé", 19
antigènes, 62
autopsie, 73, 74
biochimie, 66
chenil, 23
classification phylogénique, 87
clinique, 40
coproscopie, 57, 58
échocardiographie, 70
espèces concernées, 15, 17
examens complémentaires, 48
forme aiguë, 28
forme asymptomatique, 39
forme chronique, 27
hématologie, 65
milieu rural, 24
mode de transmission, 21
morphologie des adultes, 54
morphologie des L1, 52
morphologie des oeufs, 50
période prépatente, 26
prélèvements respiratoires, 60
races "prédisposées", 18

radiographies thoraciques, 68
saison, 25
temps de saignement, 66
urologie, 67

Anticorps, 62
 dirofilariose, 49
Antigènes, 62
 dirofilariose, 49
Autopsie, 72
 dirofilariose, 49

B

Beagle, 18, 20
Berger allemand, 18
Biochimie, 48, 66
Biopsie pulmonaire Voir prélèvements
 respiratoires

C

Campagne, 23
Caniche, 18
Capillaria aerophila
autopsie, 72
chenil, 23
classification phylogénique, 87
clinique, 40
coproscopie, 57, 58
espèces concernées, 15, 17
examens complémentaires, 48
forme asymptomatique, 39
forme chronique, 27
milieu rural, 24
mode de transmission, 21
morphologie des adultes, 54
morphologie des oeufs, 50
période prépatente, 26
prélèvements respiratoires, 60
zoonose, 36
Cavalier King Charles, 18, 19
Chenil, 20, 23
Classification des parasites, 87
Coproscopie, 48, 55
 forme de dissémination dans les fèces, 57
 macroscopique, 56
 microscopique directe, 56
 microscopique indirecte par flottation, 57
 microscopique indirecte par sédimentation, 56
 technique de Baermann, 56

technique selon le parasite, 57
Crenosoma vulpis
 autopsie, 72
 classification phylogénique, 87
 clinique, 40
 coproscopie, 57, 58
 espèces concernées, 15, 17
 examens complémentaires, 48
 forme chronique, 27
 hématologie, 65
 milieu rural, 24
 mode de transmission, 21
 morphologie des adultes, 54
 morphologie des L1, 52
 morphologie des oeufs, 50
 période prépatente, 26
 prélèvements respiratoires, 60
 saison, 25
 Culot urinaire, 67
 Cycles évolutifs, 88

D

Dirofilaria immitis
 âge "prédisposé", 19
 anticorps, 62
 antigènes, 62
 autopsie, 73, 74
 biochimie, 66
 chenil, 23
 classification phylogénique, 87
 clinique, 40
 échocardiographie, 70
 espèces concernées, 15, 17
 examens complémentaires, 48, 49
 examens sanguins, 62
 forme aiguë, 28
 forme asymptomatique, 39
 forme chronique, 27
 hématologie, 65
 milieu rural, 24
 mode de transmission, 21
 morphologie des adultes, 54
 morphologie des microfilaries, 52
 période prépatente, 26
 prélèvements respiratoires, 60
 races "prédisposées", 18
 radiographies thoraciques, 68
 saison, 25
 sexe "prédisposé", 20
 zoonose, 36
 Distribution géographique, 29

E

Echocardiographie, 48, 69
 dirofilariose, 49
 Ecouvillon nasal Voir prélèvements
 respiratoires
 Endoscopie, 48, 71
 Eosinophilie, 65
 Espèce, 15
 Examens complémentaires, 47
 Examens sanguins, 48, 61
 Expectoration Voir prélèvements respiratoires

F

Filaroides hirthei
 autopsie, 73
 chenil, 23
 classification phylogénique, 87
 clinique, 40
 coproscopie, 57, 58
 espèces concernées, 15, 17
 examens complémentaires, 48
 forme asymptomatique, 39
 forme chronique, 27
 hématologie, 65
 immunodépression, 20
 mode de transmission, 21
 morphologie des adultes, 54
 morphologie des L1, 52
 morphologie des oeufs, 50
 période prépatente, 26
 prélèvements respiratoires, 60
 races "prédisposées", 18
 radiographies thoraciques, 68
 sexe, 20
 Formes aiguës, 28
 Formes asymptomatiques, 39
 Formes chroniques, 26
 Fructosamines, 66

G

Greyhound, 18

H

Hématologie, 48, 65
 Hématophagie, 66
 Hémoglobinurie, 67
 Hypercalcémie, 66
 Hyperglobulinémie, 66
 Hypertension pulmonaire, 70

I

Immunodépression, 20

J

Jetage Voir prélèvements respiratoires

L

Lavage nasal Voir prélèvements respiratoires

Lavage trachéal Voir prélèvements respiratoires

LBA Voir prélèvements respiratoires

Linguatula serrata

autopsie, 72

chenil, 23

classification phylogénique, 87

clinique, 40

coproscopie, 57, 58

endoscopie, 71

espèces concernées, 17

examens complémentaires, 48

forme asymptomatique, 39

forme chronique, 27

milieu rural, 24

mode de transmission, 21

morphologie des adultes, 55

morphologie des oeufs, 50

période prépatente, 26

prélèvements respiratoires, 60

zoonose, 36

M

Modes de transmission, 21

Morphologie des adultes, 54

Morphologie des larves de stade 1 et des microfilaires, 51

Morphologie des oeufs, 50

N

Neutrophilie, 65

O

Oslerus osleri

âge "prédisposé", 19

autopsie, 72

chenil, 23

classification phylogénique, 87

clinique, 40

coproscopie, 57, 58

endoscopie, 71

espèces concernées, 15, 17

examens complémentaires, 48

forme chronique, 27

mode de transmission, 21

morphologie des adultes, 55

morphologie des L1, 52

morphologie des oeufs, 50

période prépatente, 26

prélèvements respiratoires, 60

racés "prédisposés", 18

radiographies thoraciques, 68

sexe, 20

P

Paragonimus kellicotti

autopsie, 73

classification phylogénique, 87

clinique, 40

coproscopie, 57, 58

espèces concernées, 17

examens complémentaires, 48

forme aiguë, 28

forme asymptomatique, 39

forme chronique, 27

hématologie, 65

milieu rural, 24

mode de transmission, 21

morphologie des adultes, 55

morphologie des oeufs, 50

période prépatente, 26

prélèvements respiratoires, 60

radiographies thoraciques, 68

zoonose, 36

Périodes prépatentes, 25

Pneumonyssoides caninum

âge "prédisposé", 19

anticorps, 62

autopsie, 72

classification phylogénique, 87

clinique, 40

endoscopie, 71

espèces concernées, 15, 17

examens complémentaires, 48

forme asymptomatique, 39

hématologie, 65

mode de transmission, 21

morphologie des adultes, 55

morphologie des larves, 52

prélèvements respiratoires, 60

racés "prédisposés", 18

Prélèvements respiratoires, 48, 59

Protéinurie, 67

R

Race, 17
Radiographies thoraciques, 48, 67
 dirofilariose, 49

S

Saison, 24
Sexe, 20
Signes cliniques, 40
Staffordshire Terrier, 18

T

Temps de saignement, 48, 66
Thrombocytopénie, 65
Troglstrongylus sp, 16

U

Urologie, 48, 67

Z

Zoonose, 35

Annexes

ANNEXE 1 : ILLUSTRATIONS EN COULEUR.....	82
ANNEXE 2 : LISTE DES PARASITES POUVANT PERTURBER LE FONCTIONNEMENT DES APPAREILS CARDIO-CIRCULATOIRE ET RESPIRATOIRE DES CARNIVORES DOMESTIQUES	86
ANNEXE 3 : CLASSIFICATION DES PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES	87
ANNEXE 4 : CYCLES EVOLUTIFS DES PRINCIPAUX PARASITES CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES CARNIVORES DOMESTIQUES (<i>INSPIRE DE BOURDOISEAU, 2000</i>)	88

Annexe 1 : Illustrations en couleur

VUES MICROSCOPIQUES DE LARVES DE STADE 1 :



Fig 1 : *Aelurostrongylus abstrusus*
d'après Nelson et Couto, 2003



Fig 2 : *Angiostrongylus vasorum*
d'après Koch et Willeßen, 2008



Fig 3 : *Crenosoma vulpis*
d'après Rinaldi et collab, 2007

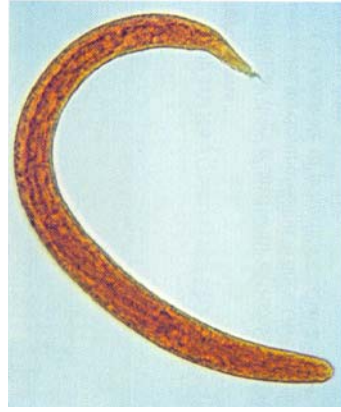


Fig 4 : *Oslerus osleri*
d'après Barr et Bowman, 2006



Fig 5 : *Filaroides*
d'après Torgerson et collab, 1997

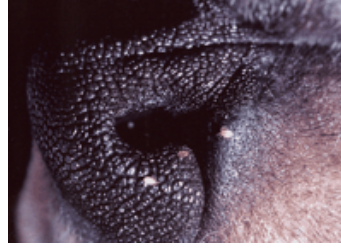


Fig 6 : *Pneumonyssoides caninum*
d'après Gunnarsson, 2004 (gauche)
et Barr et Bowman, 2006 (droite)

VUES MICROSCOPIQUES D'ŒUFS :

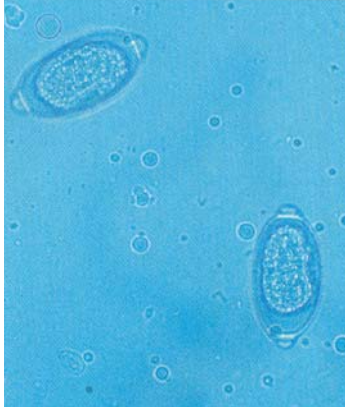


Fig 7 : *Capillaria aerophila*
d'après Nelson et Couto, 2003



Fig 8 : *Paragonimus kellicotti*
d'après Nelson et Couto, 2003



Fig 9 : *Linguatula serrata*
d'après service de parasitologie ENVL

PARASITES ADULTES :



Fig 10: *Angiostrongylus vasorum*.
ver mirilton femelle
d'après Koch et Willeßen, 2008



Fig 11 : *Linguatula serrata*.
Adulte (haut) et nymphe (bas)
d'après www.itg.be

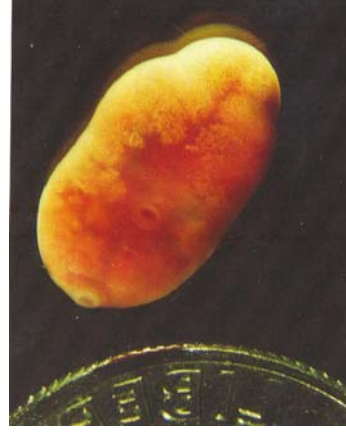


Fig 12 : *Paragonimus kellicotti*.
Parasite adulte extrait d'une lésion
pulmonaire lors d'une thoracotomie
d'après Barr et Bowman, 2006

VUES D'ENDOSCOPIES :



Fig 13 : *Pneumonyssoides caninum*: parasites blancs dans les cavités nasales de chien d'après www.onsmartpages.com/animalhospitalofhoward (gauche) et www.merckvetmanual.com (droite)

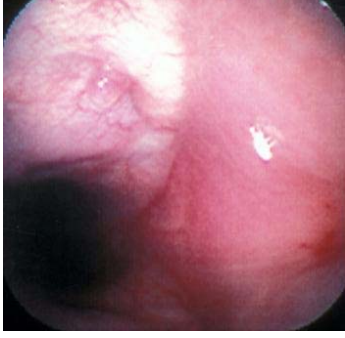
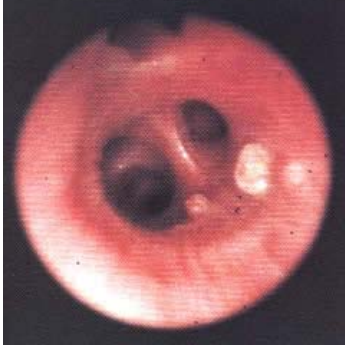


Fig 14 : *Oslerus osleri*: nodules intra-trachéaux d'après www.merckvetmanual.com



RESULTATS D'IMAGERIE :

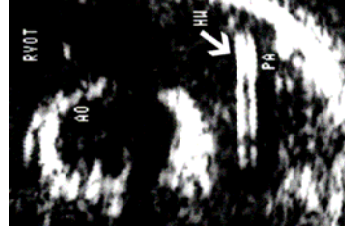


Fig 15 : *Angiostrongylus vasorum*: radiographies thoraciques, vues latérale et dorso-ventrale. Densification interstitielle marquée de tout le champ pulmonaires associé à une cardiomégalie droite. La dilatation du tronc pulmonaires est évidente (flèche). d'après Estèves et collab, 2004

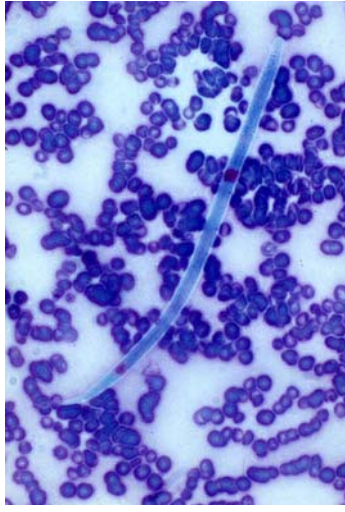


Fig 16 : *Dirofilaria immitis*: Echographie 2D d'un chat. Des parasites adultes (flèches) sont présents dans l'artère pulmonaire principale. AO = Aorte, HW = ver du cœur,

PA = artère pulmonaire
d'après DeFrancesco et collab, 2001



AUTRES EXAMENS COMPLEMENTAIRES :



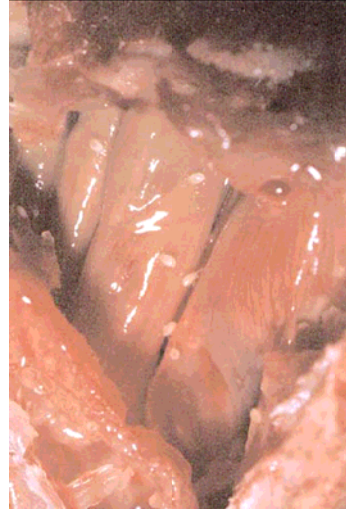
**Fig 17 : *Dirofilaria immitis* : microfilaires en coloration histochimique
d'après service de parasitologie ENVL**



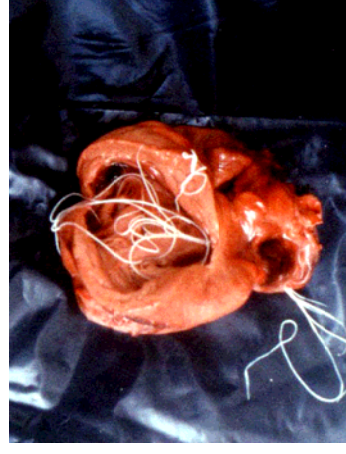
**Fig 18 : *Dirofilaria immitis* : détection d'antigènes (SNAP® Dirofilariose d'Idexx)
d'après service de parasitologie ENVL**



**Fig 19 : Coproscopie par méthode de Baermann
d'après service de parasitologie ENVL**



**Fig 20 : *Pneumonyssoides caninum* : présence de parasites dans les cavités nasales d'un chien
d'après Gunnarsson et collab, 2004**



**Fig 21 : *Dirofilaria immitis* : présence de parasites adultes dans le cœur
d'après service de parasitologie ENVL**



**Fig 22 : *Oslerus osleri* : Nodules dans la bifurcation trachéo-bronchique d'un chien
d'après www.publications.royalcanin.com**

LESIONS D'AUTOPSIE :

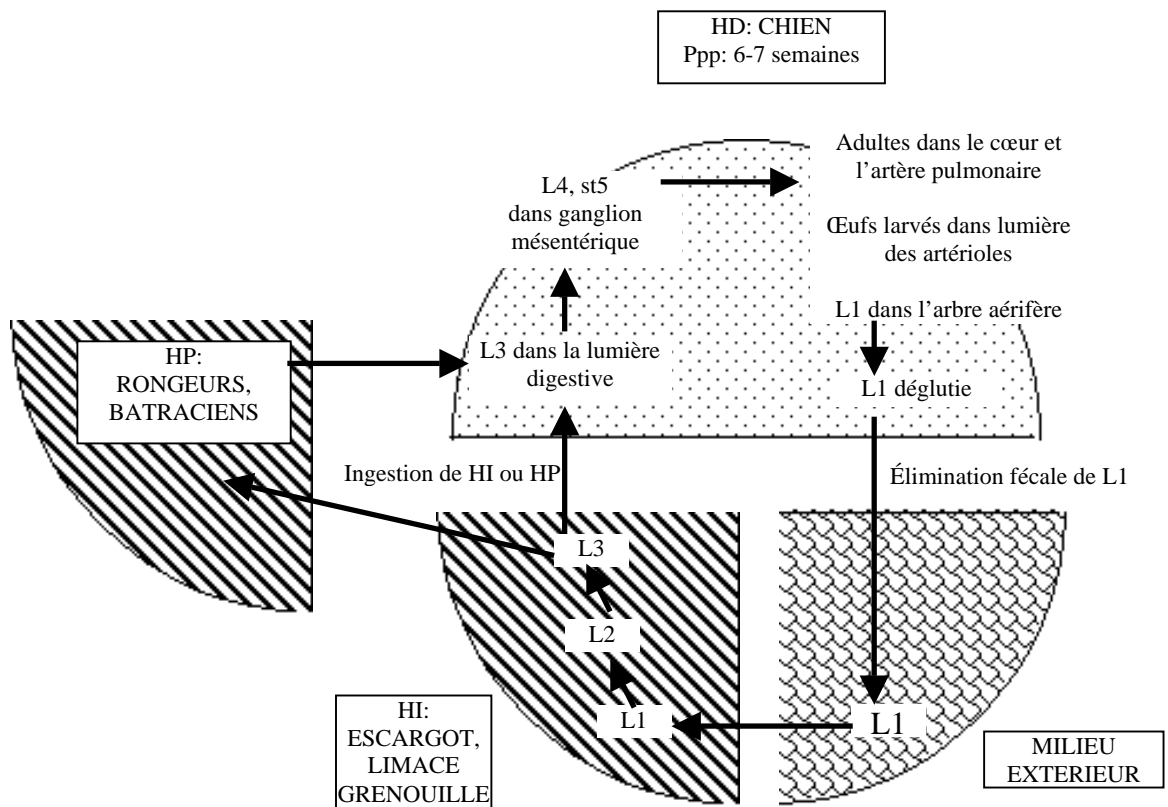
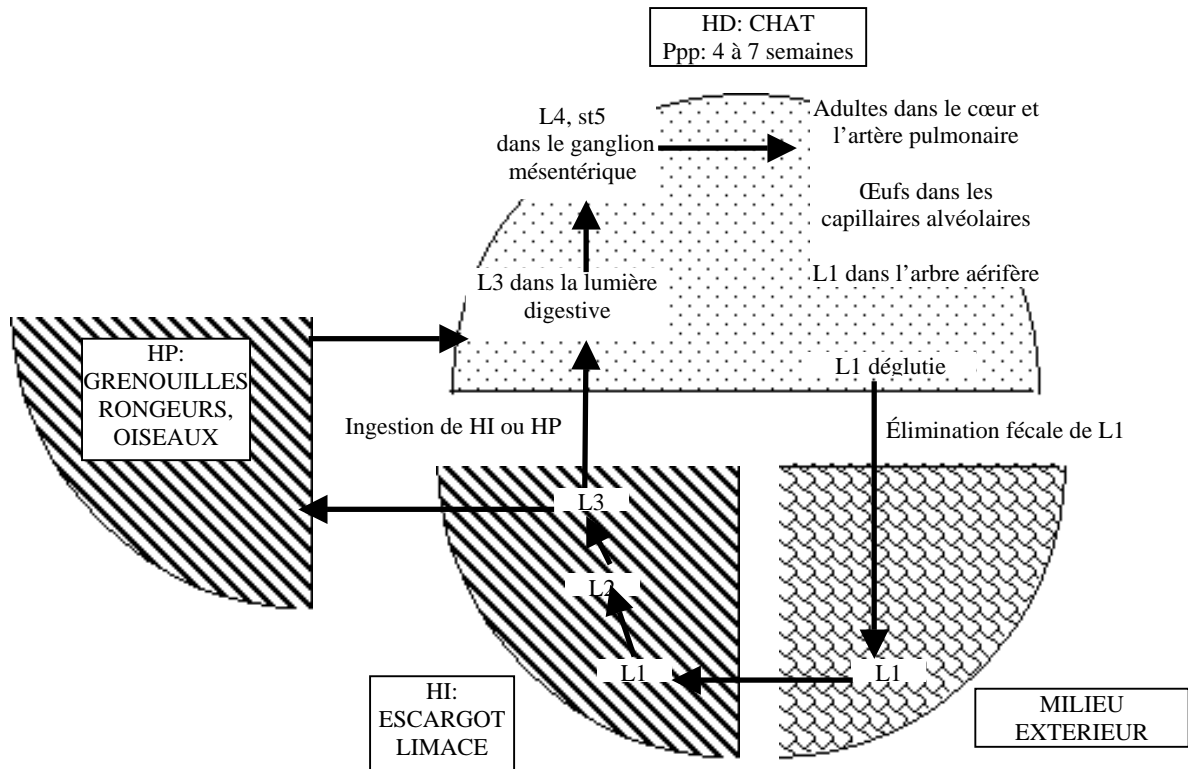
Annexe 2 : Liste des parasites pouvant perturber le fonctionnement des appareils cardio-circulatoire et respiratoire des carnivores domestiques

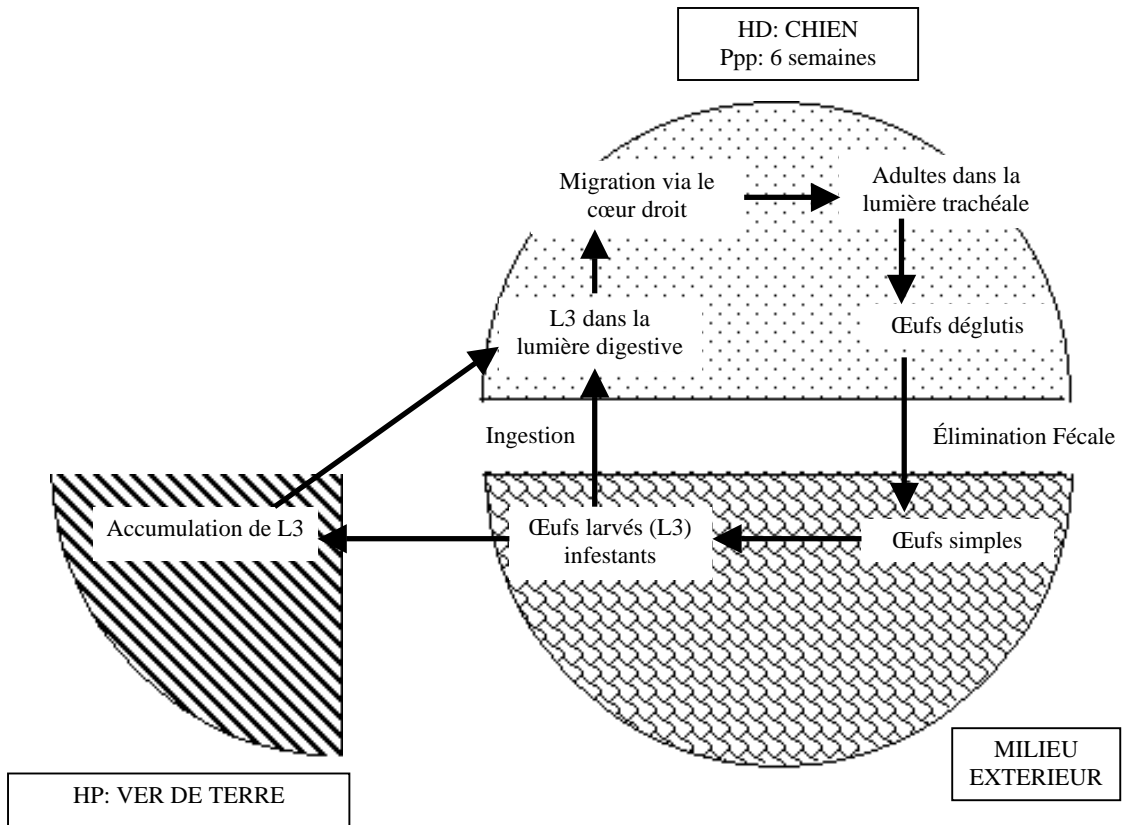
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	Parenchyme respiratoire du chat
<i>Alternaria alternata</i>	<i>champignon</i>
<i>Angiostrongylus</i>	Vaisseaux pulmonaires du chien
<i>Aspergillus fumigatus</i>	<i>Champignon nasal</i>
<i>Blastomyces dermatitidis</i>	<i>champignon</i>
<i>Bronchostrongylus subcrenatus</i>	Parenchyme respiratoire du chat
<i>Capillaria (Eucoleus) aerophila</i>	Parenchyme respiratoire du chat et du chien
<i>Capillaria (Eucoleus) bohemi</i>	Cavité nasale et sinus du chien
<i>Coccidioides immitis</i>	<i>champignon</i>
<i>Crenosomosa vulpis</i>	Trachée et bronche du chien
<i>Cryptococcus neoformans</i>	<i>champignon nasal</i>
<i>Cuterebra</i> spp. Larve de diptère	Cavité nasale et sinus du chat et du chien
<i>Cytauxzoon félis</i>	Vaisseaux pulmonaires du chat
<i>Dirofilaria immitis</i>	Cœur et vaisseaux pulmonaires du chien et du chat
<i>Exophiala spinifera</i>	<i>champignon</i>
<i>Filaroides hirthi</i>	Parenchyme respiratoire du chien
<i>Filaroides milski</i>	Poumon du chien
<i>Histoplasma capsulatum</i>	<i>champignon</i>
Larva migrans pulmonaires : <i>Toxocara canis</i> et <i>T. cati</i>	Larva migrans pulmonaires (vaisseaux pulmonaires) du chien et du chat
Larva migrans pulmonaires : <i>Ankylostoma caninum</i>	Larva migrans pulmonaires du chien
Larva migrans pulmonaires : <i>Ankylostoma tubaeformae</i>	Larva migrans pulmonaires du chat
Larva migrans pulmonaires : <i>Strongyloides stercoralis</i>	Larva migrans pulmonaires (parenchyme respiratoire) du chat et du chien
Larva migrans pulmonaires : <i>Alaria</i> spp.	Larva migrans pulmonaires
<i>Linguatula serrata = Linguatula rhinaria = Linguatula rhinaris</i>	Cavité nasale et sinus du chien et du chat
<i>Mammomonogamus</i>	Cavité nasale et sinus du chat
<i>Mucor</i> sp, <i>Rhizopus</i> sp	<i>champignon</i>
<i>Oslerus osleri</i>	Trachée et bronche du chien
<i>Oslerus para rostratus</i>	Trachée et bronche
<i>Oslerus rostratus</i>	Trachée et bronche
<i>Paragonimus kellicotti</i>	Parenchyme respiratoire du chien et du chat
<i>Penicillium</i> sp.	<i>champignon</i>
<i>Pneumocystis carinii</i>	<i>champignon</i>
<i>Pneumonyssoides caninum</i>	Cavité nasale et sinus du chien
<i>Prototheca</i>	<i>champignon</i>
<i>Pythium insidiosum</i>	<i>champignon</i>
<i>Rhinosporidium seeberi</i>	<i>champignon</i>
<i>Sporothrix schenckii</i>	<i>champignon</i>
<i>Toxoplasma gondii</i>	Parenchyme respiratoire du chat et du chien
<i>Trichosporon</i>	<i>champignon</i>
<i>Troglostrongylus subcrenatus</i>	Parenchyme respiratoire du chat
<i>Vogeloides félis</i>	Trachée et bronches de chat

Annexe 3 : Classification des principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques

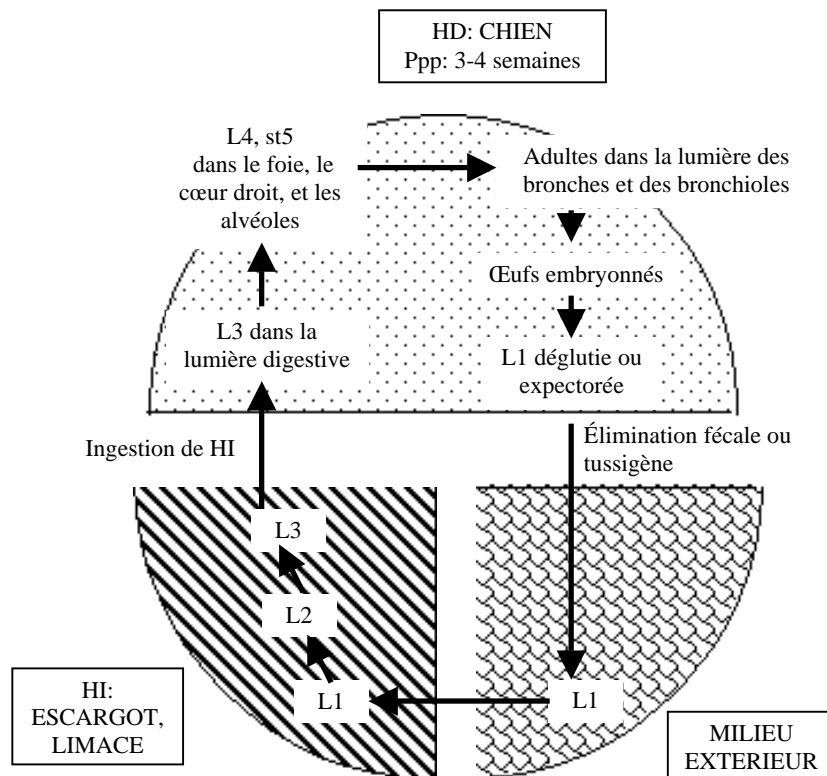
Règne animal	Embranchement des Nématelminthes	Classe des Nématodes	Sous classe des Secernentea	Ordre des Strongylida	Super famille des Metastrongyloidea	Famille des Crénosomatidés	Famille des Crénosomatidés	Genre Crenosoma	<i>Crenosoma vulpis</i>	
							Famille des Angiostrongylidés	Genre Angiostrongylus	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	
							Famille des Aelurostrongylidés	Genre Aelurostrongylus	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	
							Famille des Filarioidés	Genre Filarioides	<i>Filaroides hirthi</i>	
								Genre Osterus	<i>Ostlerus osleri</i>	
Règne animal	Embranchement des Plathelminthes	Sous classe des Adenophorea	Ordre des Trichinellida	Famille des Capillaridés	Genre Capillaria				<i>Capillaria aerophila</i>	
Règne animal	Embranchement des Arthropodes	Sous classe des Hologastres	Ordre des Acariens	Famille des Halarachnidés	Genre Pneumonyssoides				<i>Pneumonyssoides caninum</i>	
Règne animal	Embranchement des Arthropodes	Sous classe des Malacostracés	Ordre des Plagiorchiforme	Famille des Troglotrematidea	Genre Paragonimus				<i>Paragonimus kellicotti</i>	
Règne animal	Embranchement des Arthropodes	Sous classe des Malacostracés	Ordre des Acariens	Famille des Halarachnidés	Genre Pneumonyssoides				<i>Pneumonyssoides caninum</i>	

Annexe 4 : Cycles évolutifs des principaux parasites cardio-circulatoires et respiratoires des carnivores domestiques (inspiré de Bourdoiseau, 2000)

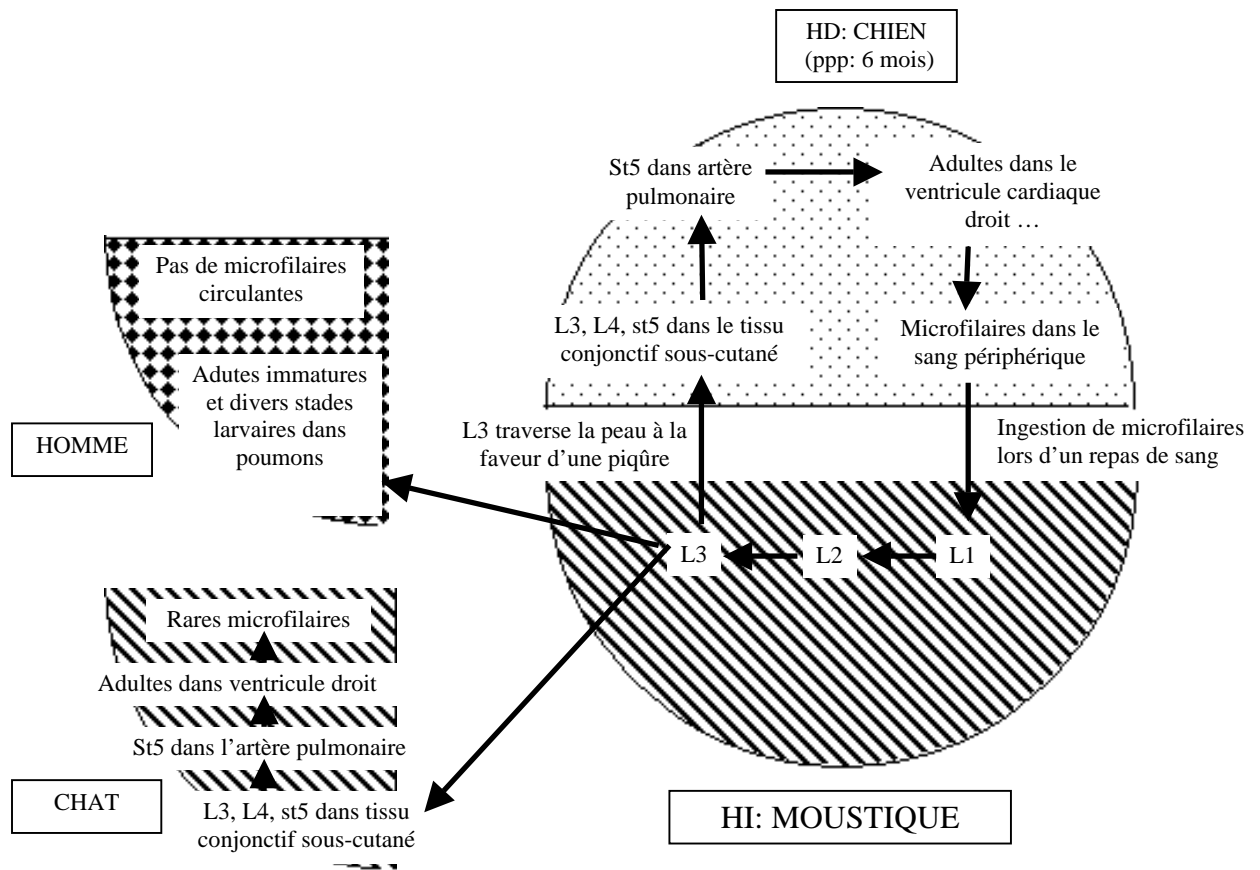




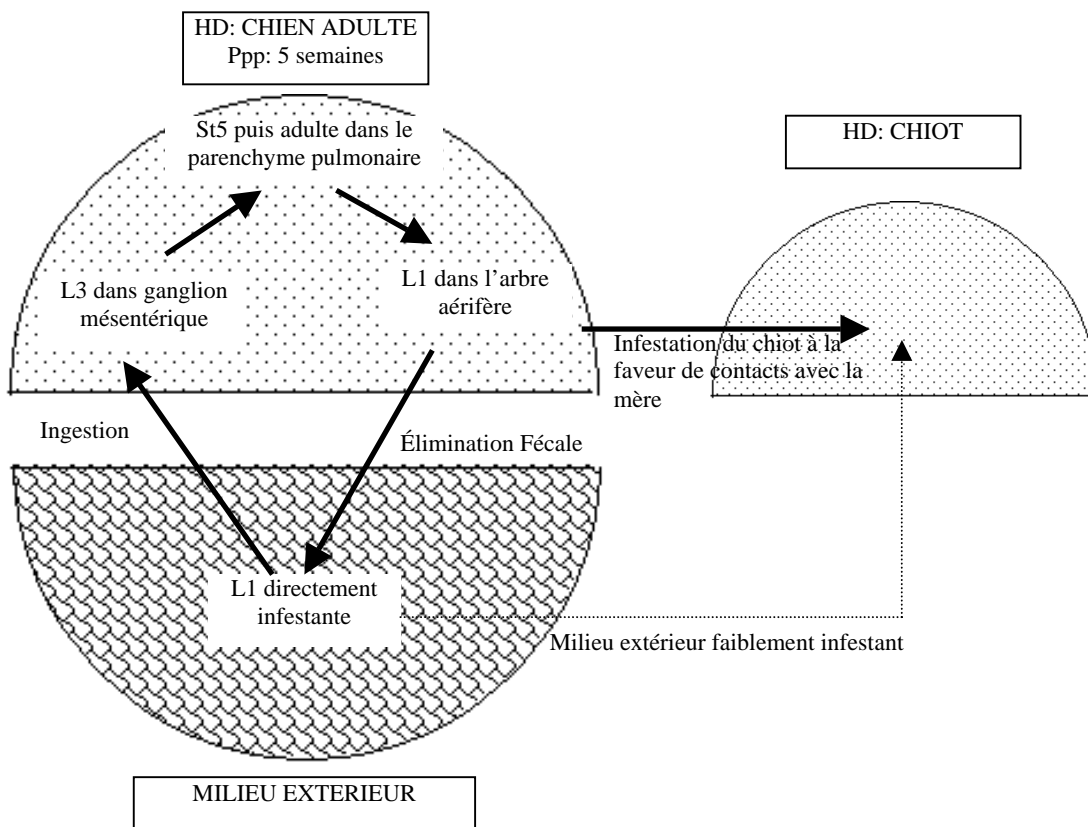
CYCLE EVOLUTIF DE *CAPILLARIA AEROPHILA*



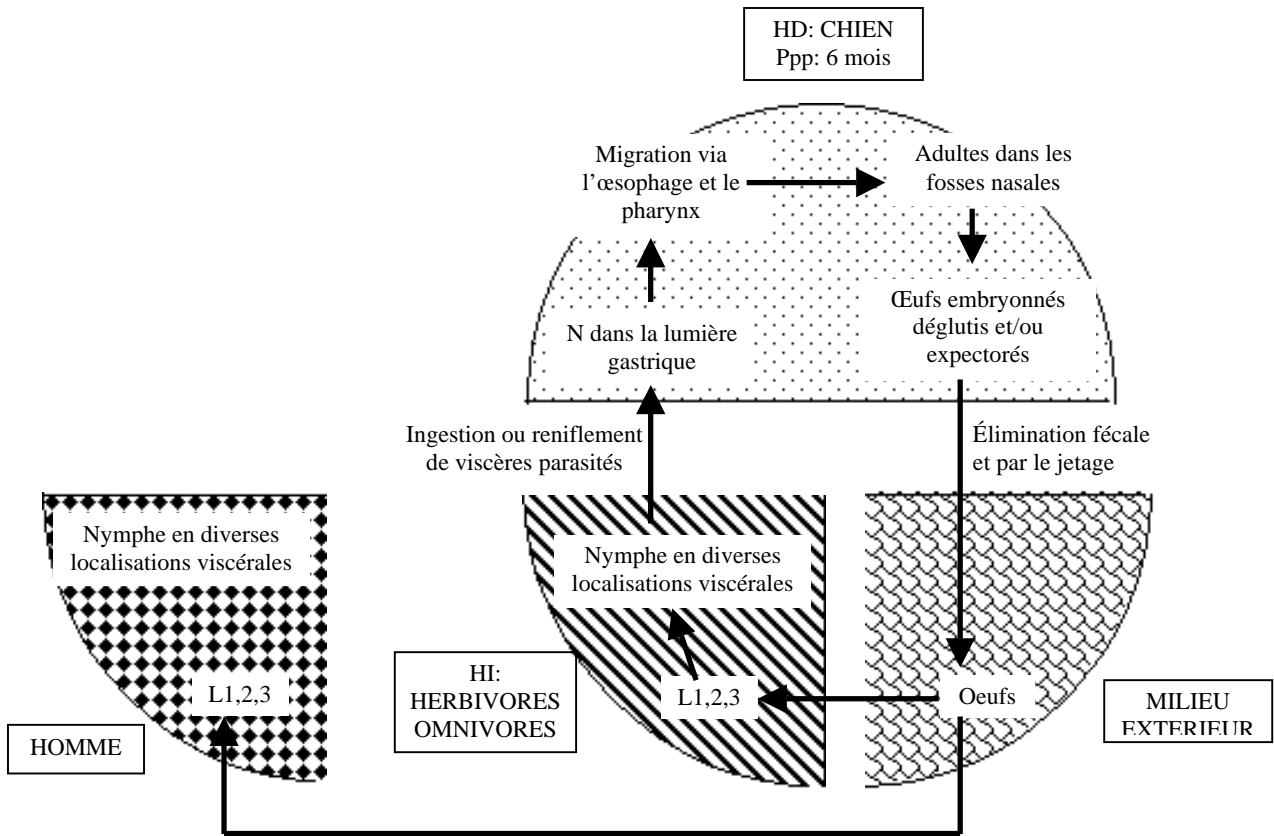
CYCLE EVOLUTIF DE *CRENOSOMA VULPIS*



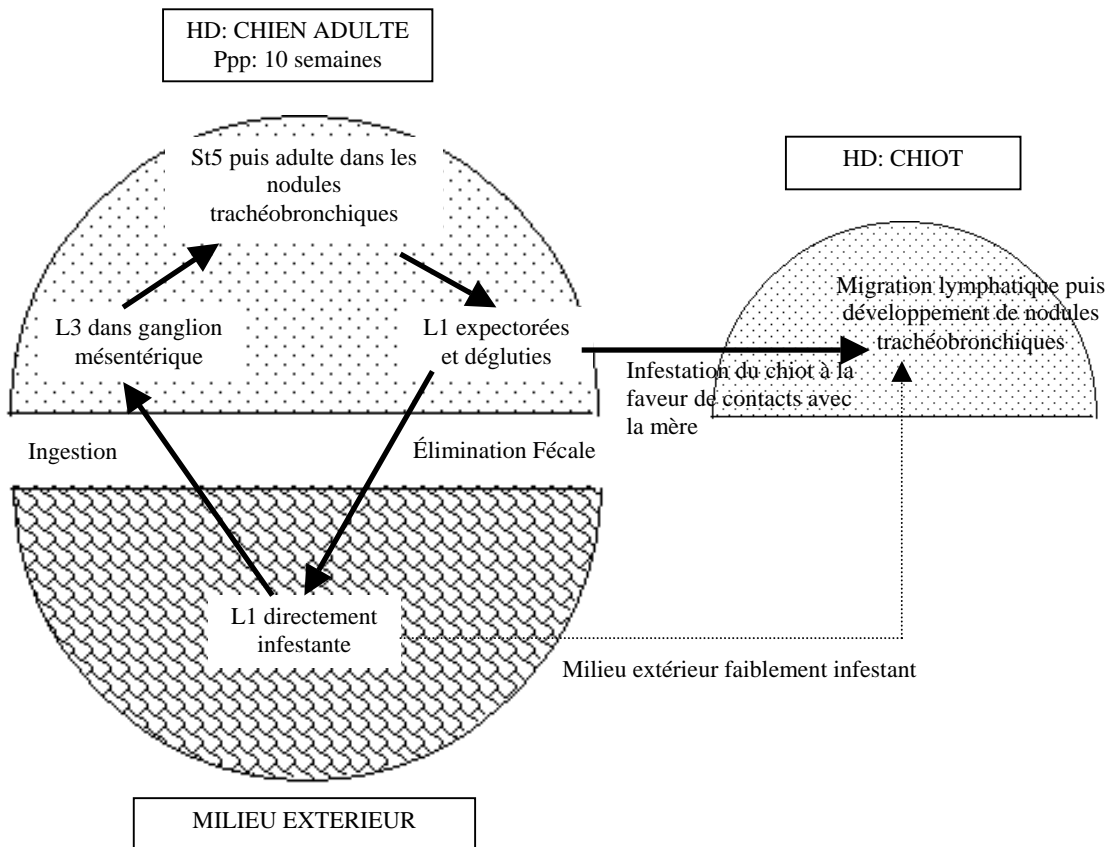
CYCLE EVOLUTIF DE *DIROFILARIA IMMITIS*



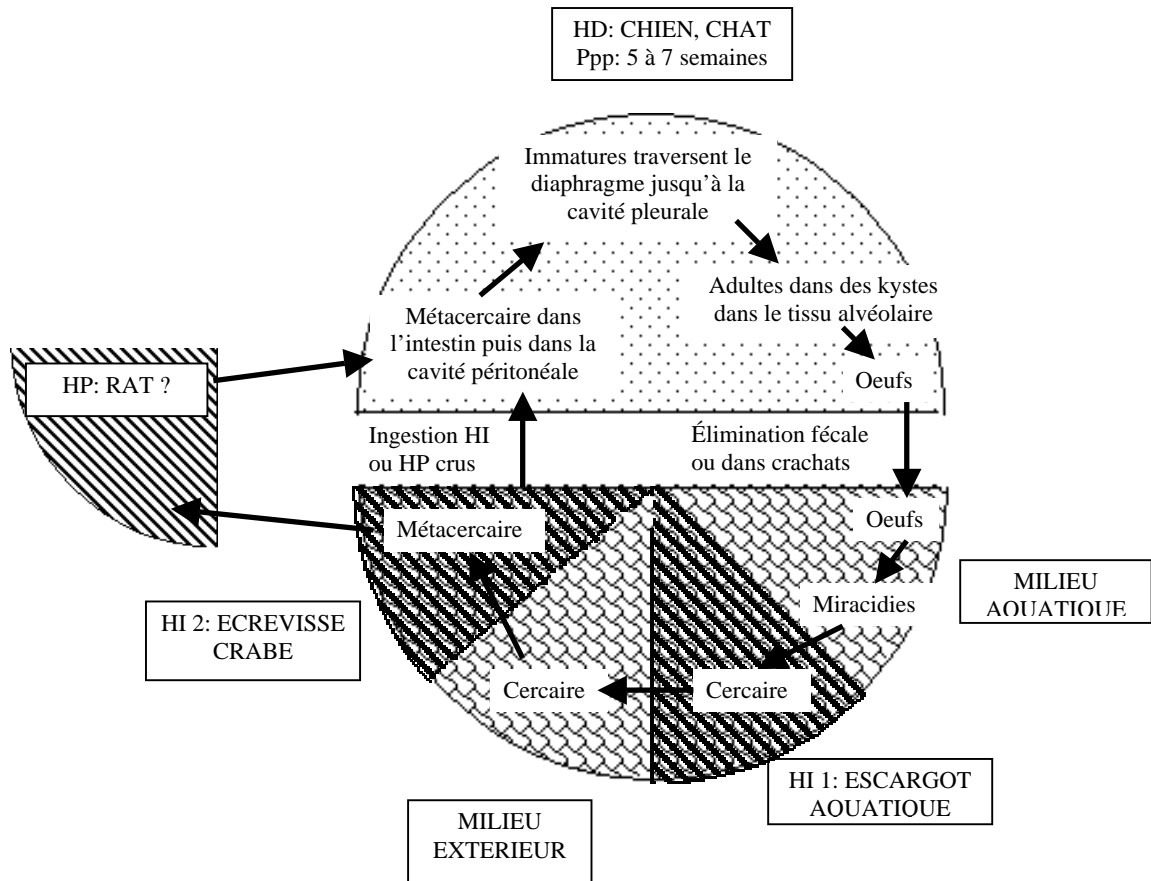
CYCLE EVOLUTIF DE *FILARIOIDES HIRTHI*



CYCLE EVOLUTIF DE *LINGUATULA SERRATA*



CYCLE EVOLUTIF D' *OSLERUS OSLERI*



CYCLE EVOLUTIF DE *PARAGONIMUS KELLICOTTI*

Bibliographie

<p>Anchierri A, Chauve CM, Reynaud MC, Guilbaud L. (2002) Rhinite à <i>Pneumonyssoides caninum</i> chez un chien. Prat méd chir Anim Cie 37(5) :421-426.</p>
<p>Badertscher RR, Losonsky JM, Paul AJ, Kneller SK. (1988) Two-dimensional echocardiography for diagnosis of dirofilariasis in nine dogs. J am vet med Assoc 193(7) :843-846.</p>
<p>Barr SC, Bowman DD. (2006) The 5-minute veterinary consult clinical companion : canine and feline infectious diseases and parasitology Oxford : Blackwell, 628 p.</p>
<p>Barr SC, Lavelle RB, Harrigan KE, Arundel JH. (1986) <i>Oslerus (Filaroides) osleri</i> in a dog. Aust vet J 63(10) :334-337.</p>
<p>Barrs VR, Martin P, Nicoll RG, Beatty JA, Malik R. (2000) Pulmonary cryptococcosis and <i>Capillaria aerophila</i> infection in an FIV-positive cat. Aust vet J 78 :154-158.</p>
<p>Bergeaud P. (2001) Deux cas rares de rhinite parasitaire. Action vét (1568) :13-14, 23-24.</p>
<p>Beugnet F, Bima-Blum S, Chardonnet L. (1993) Etude épidémiologique de la dirofilariose cardiaque du chien en Nouvelle-Calédonie. Choix d'une méthode diagnostique. Rev méd vét 144(11) :891-897.</p>
<p>Beugnet F, Bourdoiseau G. (1996) Les dirofilarioses du chien en France métropolitaine Action vét (1362) :31-38.</p>
<p>Beugnet F, Dang H, Bourdoiseau, G. (2004) Abrégé de parasitologie des Carnivores Domestiques, volume 2-Parasitoses Internes Clichy : Kalianxis , 266 p.</p>
<p>Beugnet F, Rous V, Leurs M, Chardonnet L. (1994) Rôle du facteur âge dans l'épidémiologie de la dirofilariose cardiopulmonaire du chien, choix de la date de mise en France de la chimioprévention. Rev méd vét 145(1) :59-64.</p>
<p>Beugnet F. (2000) Parasitologie. Parasitisme interne des carnivores domestiques. Fiche technique 3. Dirofilariose cardiopulmonaire du chien à <i>Dirofilaria immitis</i>. Lyon : Mérial, 10 Fiches.</p>
<p>Beugnet F. (2006) Approche clinique des maladies vectorielles des carnivores domestiques : dirofilariose cardiopulmonaire du chat et du chien à <i>Dirofilaria immitis</i> Dépêche vét (Dépêche Technique Suppl. 99), 42 p.</p>
<p>Bihr T, Conboy GA. (1999) Lungworm (<i>Crenosoma vulpis</i>) infection in dogs on Prince Edward Island. Can vet J 40 :555-559.</p>
<p>Blavier A, Ruel Y. (2000) Un cas d'oslérose trachéo-bronchique chez un chien. Point vét 31(205) :67-69.</p>

<p>Bolt G, Monrad J, Koch J, Jensen AL. (1994) Canine angiostrongylosis: a review. Vet Rec 135 :447-452.</p>
<p>Bourdeau P, Ehm JP. (1992) Cas original de Filaroïdose due à Filaroides sp. chez le chien. Données actuelles sur la Filaroïdose à Filaroides hirthe Georgi et Anderson 1975. Rec Méd vét 168(5) :315-321.</p>
<p>Bourdeau P. (1982) La filarioïdose canine à Oslerus osleri (Filaroides osleri)-données actuelles. Point vét 14(66) :13-19.</p>
<p>Bourdeau P. (1992) Helminthoses respiratoires des carnivores. In : Encyclopédie vétérinaire – Parasitologie volume 5, Paris : Elsevier, (0800), 1-9.</p>
<p>Bourdeau P. (1992a) Autres parasites de l'appareil respiratoire. In : Encyclopédie vétérinaire – Parasitologie volume 5, Paris : Elsevier, (0900), 1-2.</p>
<p>Bourdeau P. (1993) L'aelurostrongylose féline. Rec Méd vét 169 :409-414.</p>
<p>Bourdoiseau G, Cadoré JL. (1993) Helminthoses respiratoires des carnivores domestiques. Rec Méd vét 169 (5/6) :415-420.</p>
<p>Bourdoiseau G, Cadoré JL. (2000) Parasitologie. Parasitisme interne des carnivores domestiques. Fiche technique 7. Strongyloses respiratoires du chien. Lyon : Mérial, 10 Fiches.</p>
<p>Bourdoiseau G. (1994) Le parasitisme de chenil. Point vét 25(158) :935-950.</p>
<p>Bourdoiseau G. (2000) Parasitologie clinique du chien. Créteil : Editions NEVA :165-213.</p>
<p>Bowman DD. (2000) Respiratory system parasites of the dog and cat (Part I): nasal mucosa and sinuses, and respiratory parenchyma [en ligne] In: Companion and Exotic Animal Parasitology, url: www.ivis.org</p>
<p>Bredal WP, Gjerde BK, Kippenes H. (1997) Pneumonyssoides caninum, the canine nasal mite, reported for the first time in a fox (Vulpes vulpes). Vet Parasitol 73 :291-297.</p>
<p>Bredal WP. (1998) The prevalence of nasal mite (Pneumonyssoides caninum) infection in Norwegian dogs. Vet Parasitol 76 :233-237.</p>
<p>Bredal WP. (1998a) <i>Pneumonyssus caninum</i> infection- A risk factor for gastric dilatation-volvulus in dogs. Vet Res Commun 22 :225-231.</p>
<p>Bussieras J, Chermette R. (1995) Quelques parasitoses canines exceptionnelles en France. I. Infestation par <i>Pneumonyssoides caninum</i> Prat méd chir Anim Cie 30(3) :427-430.</p>

<p>Cazelles C, Montagner C. (2000) Un cas d'angiostrongylose chez une chienne. Point vét 31(209) :57-60.</p>
<p>Chapman PS, Boag AK, Guitian J, Boswood A. (2004) <i>Angiostrongylus vasorum</i> infection in 23 dogs (1999-2002). J small Anim Pract 45 :435-440.</p>
<p>Chuzet T, Cotard JP. (2003) Parasitologie canine. Un cas d'angiostrongylose chez une jeune chienne. Point vét 34(238) :68-72.</p>
<p>Cobb MA, Fisher MA. (1990) <i>Angiostrongylus vasorum</i>: Transmission in south east England. Vet Rec 126 :529.</p>
<p>Cobb MA, Fisher MA. (1992) <i>Crenosoma vulpis</i> infection in a dog. Vet Rec 130 :452.</p>
<p>Collet M. (1999) Cas clinique. Angiostrongylose chez un Teckel. Action vét (1469) :17-18.</p>
<p>Conboy G. (2004) Natural infections of <i>Crenosoma vulpis</i> and <i>Angiostrongylus vasorum</i> in dogs in Atlantic Canada and their treatment with milbemycin oxime. Vet Rec 155 :16-18.</p>
<p>Cotard JP, Bourdeau P. (1982) Cas clinique : Filaroïdose canine à <i>Oslerus osleri</i>. Point vét 14 :8-10.</p>
<p>Coureil P, De Fornel P. (2006) Infection à <i>Crenosoma vulpis</i> chez un Yorkshire terrier. Prat Vét Anim Cie 23 :25-27.</p>
<p>Cury MC, Lima WS, Guimarães MP, Muzzi RAL, Bregunci GC. (2001) Radiology, Electrocardiography and Echocardiography for the diagnosis of <i>Angiostrongylus vasorum</i> (Baillet, 1866) infection in dogs. Revue Méd vét 152(2) :153-156.</p>
<p>De Fornel P. (2004) Angiostrongylose chez un chien parisien autochtone. Prat Vét Anim Cie 4 :23-25.</p>
<p>De Madron E. (1991) Dirofilariose canine dans le sud-est de la France : évaluation de 16 cas cliniques. Point vét 23(136) :155-159.</p>
<p>Debray B. (2003) Pathologie cardio-respiratoire. Angiostrongylose chez un chiot. Action vét (1642) :9-13.</p>
<p>DeFrancesco TC, Atkins CE, Miller MW, Meurs KM, Keene BW. (2001) Use of echocardiography for the diagnosis of heartworm disease in cats: 43 cases (1985-1997). J am vet med Assoc 218(1) :66-69.</p>
<p>Dodd K. (1973) <i>Angiostrongylus vasorum</i> (Baillet 1866) infestation in a greyhound kennels. Vet Rec 92 :195-197.</p>
<p>Dubey JP, Stromberg PC, Toussant MJ, Hoover EA, Pechman RD. (1978) Induced Paragonimiasis in Cats: Clinical Signs and Diagnosis. J am vet med Assoc 173 :734-742.</p>

<p>Ducos de Lahitte J, Ducos de Lahitte B. (1990) Diagnostic des Filarioses au Laboratoire. Prat méd chir Anim Cie 25(numéro spécial Dirofilariose canine) :349-356.</p>
<p>Ducos de Lahitte J, Ducos de Lahitte B. (1992) Angiostrongylose canine. In : Encyclopédie vétérinaire – Parasitologie, volume 5. Paris : Elsevier, (1000) :1-6.</p>
<p>Ducos de Lahitte J, Ducos de Lahitte B. (1994) Filariose cardio-pulmonaire In : Encyclopédie vétérinaire – Parasitologie, volume 5. Paris : Elsevier, (1100) :1-11.</p>
<p>Ehrenford FA., Newberne JW. (1981) An Aid to Clinical Diagnosis of Tongue Worms (<i>Linguatula serrata</i>) in Dogs. Lab Anim Sci 31 (1) :74-76.</p>
<p>Endres WA. (1976) Capillaria aerophila infection in a cat. Vet Med small Anim Clin 71 :1553.</p>
<p>Esteves I, Tessier D, Dandrieux J, Polack B, Carlos C, Boulanger V, Muller C, Pouchelon JL, Chetboul V. (2004) Reversible pulmonary hypertension presenting simultaneously with an atrial septal defect and angiostrongylosis in a dog. J small Anim Pract 45 :206-209.</p>
<p>Euzeby J. (1990) Dirofilaria immitis. Prat méd chir Anim Cie 25(numéro spécial Dirofilariose canine) :283-291.</p>
<p>Gamet Y, Mialhe A. (2001) Acariose des cavités nasales d'un chien. Rhinite chronique à <i>Pneumonyssoides caninum</i>. Point vét 32 :58-61.</p>
<p>Garlic NL . (1977) Canine pulmonary acariasis. Canine Pract 4 :42-47.</p>
<p>Gordon H, Keep JM. (1951) Pneumonyssoides caninum: the nasal mite of dogs. Aust vet J 27 :318.</p>
<p>Guiraud C. (1993) L'aelurostrongylose du chat. Prat méd chir Anim Cie 28 :277-283.</p>
<p>Gunnarsson L, Zakrisson G, Lilliehöök I, Christensson D, Rehbinder C, Ugglå A. (1998) Experimental infection of dogs with the nasal mite <i>Pneumonyssoides caninum</i>. Vet Parasitol 77 :179-186.</p>
<p>Gunnarsson L, Zakrisson G. (2000) Demonstration of circulating antibodies to <i>Pneumonyssoides caninum</i> in experimentally and naturally infected dogs. Vet Parasitol 94 :107-116.</p>
<p>Hamilton JM. (1963) <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> Infestation of the Cat. Vet Rec 75 :417-422.</p>
<p>Hamilton JM. (1967) The number of <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> larvae required to produce pulmonary disease in the cat. J comp Pathol 7 :343-346.</p>

<p>Haroutunian G. (1990) Applications cliniques de la radiologie de l'échocardiographie et du doppler cardiaque dans la dirofilariose cardio-vasculaire du chien en France. Prat méd chir Anim Cie 25 :337-347.</p>
<p>Harrus S, Nyska A, Colorni A, Markovics A. (1997) Sudden death due to <i>Paragonimus kellicotti</i> infection in a dog. Vet Parasitol 71 :59-63.</p>
<p>Herman LH. (1967) <i>Capillaria aerophila</i> Infection in a Cat. Vet Med small Anim Clin 62 :466-468.</p>
<p>Hirth RS, Hottendorf GH. (1973) Lesions Produced by a New Lungworm in Beagle Dogs. Vet Pathol 10 :385-407.</p>
<p>Holmes PR, Kelly JD. (1973) <i>Capillaria aerophila</i> in the domestic cat in Australia. Aust vet J 49 :472-473.</p>
<p>Jones GW, Neal C, Turner GRJ. (1980) Angiostrongylus vasorum infection in dogs in Cornwall. Vet Rec 106 :83.</p>
<p>King RR, Grenier EC, Ackerman N, Woodard JC. (1990) Nasal capillariasis in a dog. J am Anim Hosp Assoc 26 :381-385.</p>
<p>Koch J, Willesen JL. (2008) Canine pulmonary angiostrongylosis: An update. Vet J, in press</p>
<p>Kriek JG. (2001) <i>Angiostrongylus vasorum</i> in a dog in Surrey Vet Rec 148 :156.</p>
<p>Litster AL, Atwell RB. (2008) Feline heartworm disease: a clinical review. J Feline Med Surg 10(2) :137-144.</p>
<p>Lombard CW, Buergelt CD. (1983) Echocardiographic and Clinical Findings in Dogs with Heartworm-Induced Cor Pulmonale. Compend contin Educ Pract Vet 12(5) :971-979.</p>
<p>Lynch V. (1977) <i>Angiostrongylus vasorum</i> in the dog. Vet Rec 101 :41-42.</p>
<p>Marks SL, Moore MP, Rishniw M. (1994) <i>Pneumonyssoides caninum</i>: The Canine Nasal Mite. Compend contin Educ Pract Vet 16(5) :577-583.</p>
<p>Martin MWS, Ashton G, Simpson VR, Neal C. (1993) Angiostrongylosis in Cornwall: Clinical presentations of eight cases. J small Anim Pract 34 :20-25.</p>
<p>Martin MWS, Neal C. (1992) Distribution of angiostrongylosis in Cornwall. J small Anim Pract 33 :327-330.</p>
<p>McGarry JW, Martin M, Cheeseman MT, Payne-Johnson CE. (1995) <i>Crenosoma vulpis</i>, the fox lungworm, in dogs. Vet Rec 137 :271-272.</p>

<p>Morailon R. (1990) Symptômes et diagnostic de la dirofilariose canine. Prat méd chir Anim Cie 25(numéro spécial Dirofilariose canine) :323-327.</p>
<p>Movassaghi A, Mohri M. (1998) Nasal mite of dogs <i>Pneumonyssus (Pneumonyssoides) caninum</i> in Iran. Vet Rec 142 (20) :551-552.</p>
<p>Nicolle AP, Chetboul V, Tessier-Vetzel D, Sampedrano CC, Aletti E, Pouchelon JL. (2006) Severe pulmonary arterial hypertension due to <i>Angiostrongylus vasorum</i> in a dog. Can vet J 47 :792-795.</p>
<p>Otter A, Conolly C, Geddes P. (1997) Canine angiostrongylosis in south Wales. Vet Rec 141 :635-636.</p>
<p>Patteson MW, Gibbs C, Wotton PR, Day MJ. (1993) <i>Angiostrongylus vasorum</i> infection in seven dogs. Vet Rec 133 :565-570.</p>
<p>Pechman RD. (1980) Pulmonary paragonimiasis in dogs and cats: a review. J small Anim Pract 21 :87-95.</p>
<p>Phillips RP. (2001) <i>Angiostrongylus vasorum</i> in dogs Vet Rec 148 :284.</p>
<p>Reilly GAC, McGarry JW, Martin M, Belford C. (2000) <i>Crenosoma vulpis</i>, the fox lungworm, in a dog in Ireland. Vet Rec 146 :764-765.</p>
<p>Ribeiro VM, Lima WS. (2001) Larval production of cats infected and re-infected with <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Nematoda : Protostrongylidae). Rev Méd vét 152(11) :815-820.</p>
<p>Rinaldi L, Calabria G, Carbone S, Carrella A, Cringoli G. (2007) <i>Crenosoma vulpis</i> in dog : first case report in Italy and use of the FLOTAC technique for copromicroscopic diagnosis. Parasitol Res 101 :1681-1684.</p>
<p>Shaw DH, Conboy GA, Hogan PM, Horney BS. (1996) Eosinophilic bronchitis caused by <i>Crenosoma vulpis</i> infection in dogs. Can vet J 37 :361-363.</p>
<p>Short TR, Hendrickson TD. (1960) Canine Paragonimiasis in Arkansas. J am vet med Assoc 137 :417-419.</p>
<p>Simpson VR, Neal C. (1982) <i>Angiostrongylus vasorum</i> infection in dogs and slugs. Vet Rec 111 :303-304.</p>
<p>Soland J, Bolt G. (1996) Hypovolaemic shock after anthelmintic treatment of canine angiostrongylosis. J small Anim Pract 37: 594-596.</p>
<p>Soubagné B, Corlouer JP. (2004) Parasitologie. L'angiostrongylose canine. Action vét (1674) :8-12.</p>
<p>Spencer A, Rushton B, Munro H. (1985) <i>Filaroides hirthi</i> in a British bred beagle dog. Vet Rec 117 :8-10.</p>

<p>Tebb AI, Johnson VS, Irwin PJ. (2007) <i>Angiostrongylus vasorum</i> (French heartworm) in a dog imported into Australia. Aust vet J 85 :23-28.</p>
<p>Tharaldsen J, Grondalen J. (1978) The nasal mite of dogs, <i>Pneumonyssus caninum</i>. A case report from Norway. J small Anim Pract 19 :245-250.</p>
<p>Torgerson PR, McCarthy G, Donnelly WJC. (1997) <i>Filaroides hirthei</i> verminous pneumonia in a West Highland white terrier bred in Ireland. J small Anim Pract 38 :217-219.</p>
<p>Valet-Picavet S. (1991) Une bronchite très « vermineuse » ou filarioïdose à <i>Oslerus osleri</i> chez un chien. Action vét (1157) :19-22.</p>
<p>Van Rensburg IBJ, Verster A, Hiza MA. (1987) Parasitic pneumonia in a dog caused by a lung fluke of the genus <i>Paragonimus</i>. J S Afr Vet Assoc 58 :203-206.</p>
<p>Verzberger-Epshtein I, Markham RJF, Sheppard JA, Stryhn H, Withney H, Conboy GA. (2008) Serologic detection of <i>Angiostrongylus vasorum</i> infection in dogs. Vet Parasitol 151(1) :53-60.</p>
<p>Villeneuve A. (2003) Les zoonoses parasitaires. L'infection chez les animaux et chez l'homme. Montréal : Presses de l'Université de Montréal, 499 p.</p>
<p>Villeneuve V, Madec JL, Bourdoiseau G, Beugnet F. (2001) Cas d'angiostrongylose canine dans la région lyonnaise. Nouv Prat vét 4 :61-63.</p>
<p>Weber-Danino I, Chetboul V, Hernandez J, Guillot J, Pouchelon JL. (2002) L'angiostrongylose canine : étude de trois cas. Prat méd chir Anim Cie 37(1) :61-68.</p>
<p>Weina PJ, England DM. (1990) The American lung fluke, <i>Paragonimus kellicotti</i>, in a cat model. J Parasitol 76(4) :568-572.</p>
<p>Yagi H, El-Bahari S, Mohamed HA, Ahmed ERS, Mustafa B, Mahmoud M, Saad MBA, Sulaiman SM, El-Hassan AM. (1996) The Marrara syndrome: a hypersensitivity reaction of the upper respiratory tract and buccopharyngeal mucosa to nymphs of <i>Linguatula serrata</i>. Acta trop 62(3) :127-134.</p>

Lectures complémentaires

Ablad B, Christensson D, Lind EO, Agren E, Morner T. (2003) Angiostrongylus vasorum established in Sweden. Sven vet.tidn 55(12) :11-15.
Alden CL, Gay S, Adkins A. (1980) Pulmonary trematodiasis in a cat: a case report. Vet Med small Anim Clin 75(4) :612-617.
Arnold P, Venzin I, Fluckiger M, Suter P. (1987) What are you diagnosing ? Which measures are you suggesting ? Schweiz Arch Tierheilkd 129(7) :369-372.
August JR, Powers RD, Bailey WS, Diamond DL. (1980) Filaroides hirthei in a dog: fatal hyperinfection suggestive of autoinfection. J am vet med Assoc 176(4) :331-334.
Auro de Ocampo A, Dominguez O J. (1978) The findings of Filaroides osleri in dogs used for research. A description of 6 cases. Vet Mex 9(3) :105-110.
Avalos E, Ciorba A, Tesei B, Moriconi F, Polidori GA. (1988) Bronchopneumonia due to Aelurostrongylus abstrusus in a cat. Prax Vet 9(2) :24-26.
Barutzki D, Schaper R. (2003) Endoparasites in dogs and cats in Germany 1999-2002. Parasitol Res 90(Suppl.3) :148-S150.
Berg C. (1979) Aelurostrongylus abstrusus infection in cats. A case report. Nor vet.tidsskr 91(9) :503-507.
Beveridge I, Dunsmore JD, Harrigan KE, Richard MD. (1983) Filaroides hirthei in dogs. Aust vet J 60(2) :59.
Blagburn BL, Didier PJ, Todd KS. (1982) Pneumonyssoides caninum in a dog. Vet Med small Anim Clin 77(5) :768-770.
Blake RT, Overend DJ. (1982) The prevalence of Dirofilaria immitis and other parasites in urban pound dogs in north-eastern Victoria. Aust vet J 58(3) :111-114.
Bolio-Gonzalez ME, Rodriguez-Vivas RI, Sauri-Arceo CH, Gutierrez-Blanco E, Ortega-Pacheco A, Colin-Flores RF. (2007) Prevalence of the Dirofilaria immitis infection in dogs from Merida, Yucatan, Mexico. Vet Parasitol 148(2) :166-169.
Bolt G, Monrad J, Henriksen P, Dietz HH, Koch J, Bindseil E, Jensen AL. (1992) The fox (Vulpes vulpes) as a reservoir for canine angiostrongylosis in Denmark. Field survey and experimental infections. Acta vet scand 33(4) :357-362.
Boros G, Janisch M, Sebestyen G. (1982) Dirofilaria immitis in two dogs in Hungary. M allator Lapja 37(5) :313-316.
Bourdeau P, Ehm JP. (1992) Filaroides sp. infection in dogs. A case report and an update on filaroidosis caused by Filaroides

hirthi Georgi and Anderson 1975.
Rec Méd vét 168(5) :315-321.

Bourque A, Conboy G, Miller L, Whitney H, Ralhan S. (2002)
Angiostrongylus vasorum infection in 2 dogs from Newfoundland.
Can vet J 43(11) :876-879.

Brennan SF, McCarthy G, McAllister H, Bassett H, Jones BR. (2004)
Clinical signs, diagnosis and treatment of three dogs with angiostrongylosis in Ireland.
Ir Vet J 57(2): 103-109.

Brglez J, Senk L. (1987)
Aelurostrongylus abstrusus (Railliet, 1889), Metastrongylidae Leiper, 1908, in a cat.
Zb bioteh fak Univerze Edvarda Kardelja v Ljubljani, Veterinarstvo 24(2) :155-157.

Brown SR, Marshall EW. (1976)
Survey of Dirofilaria immitis infection among dogs at Fort Dix and McGuire AFB, New Jersey.
Vet Med small Anim Clin 71(8) :1078, 1080.

Burgu A, Sarmehmetoglu O. (2004)
Aelurostrongylus abstrusus infection in two cats.
Vet Rec 154(19) :602-604.

Bwangamoi, O. (1972)
Angiostrongylus vasorum and other worms in dogs in Uganda.
Vet Rec 91(11) :267.

Caro-Vadillo A, Martinez-Merlo E, Garcia-Real I, Fermin-Rodriguez ML, Mateo P. (2005)
Verminous pneumonia due to Filaroides hirthi in a Scottish terrier in Spain.
Vet Rec 157(19) :586-589.

Castellano MC, Venturini L. (1993)
Asymptomatic infection produced by Aelurostrongylus abstrusus in a cat.
Vet Argent 10(94) :251-253.

Chabchoub A, Landolsi F, Selmi C. (2003)
Serological survey and clinical study of dirofilariosis with Dirofilaria immitis carried out in working dogs in Tunis region (Tunisia).
Rev Méd vét 154(11) :673-678.

Charan K, Sheik Dawood MM. (1984)
Lungworm infestation in a cat.
Indian vet med J 8(4) :245-247.

ChiaKwung F, KuaEyre S, YunHo L, ChienWei L, WenYuan D, HungYi C. (2001)
Seroepidemiologic survey of Dirofilaria immitis infection among domestic dogs in Taipei City and mountain aboriginal districts in Taiwan (1998-1999).
Vet Parasitol 102 :113-120.

Clemence RG, Sarasola P, Genchi C, Smith DG, Shanks DJ, Jernigan AD, Rowan TG. (2000)
Efficacy of selamectin in the prevention of adult heartworm (Dirofilaria immitis) infection in dogs in northern Italy.
Vet Parasitol 91(3/4) :251-258.

Clinton RL, Stump FJ, Wiggers KL. (1976)
Lungworm Infection in a Nine-Week-Old Kitten.
Feline Pract 6 :45-46.

Craig TM, Brown TW, Shefstad DK, Williams GD. (1978)
Fatal Filaroides hirthi infection in a dog.
J am vet med Assoc 127(9) :1096-1098.

Crippa L. (1995)
Lungworm infection in laboratory dogs reared in Italy.
Parassitologia 37(1) :83-85.

Diakou, A. (1995) Angiostrongylus vasorum and angiostrongylosis in Greece. Bull hell vet med Soc 46(1) :51-56.
Dumeniso Ripoll B, Aguiar Prieto PH, Galvez MD. (1983) Prevalence of Dirofilaria immitis in dogs in Havana. Rev cuba Med trop 34(3) :262-268.
Duran-Struuck R, Jost C, Hernandez AH. (2005) Dirofilaria immitis prevalence in a canine population in the Samana Peninsula (Dominican Republic) - June 2001. Vet Parasitol 133(4) :323-327.
Dzimira S, Popioek M. (2005) Case of aelurostrongylosis in a domestic cat. Med Weter 61(8) :894-895.
Einarsson A. (2002) A case of Angiostrongylus vasorum in Sweden. Sven vet.tidn 54(5) :249-250.
Escobar R, Illanes O, Fuentealba I, Cubillos V. (1984) Lung nematodes in the domestic cat. Arch med vet 16(1) :47-49.
Faries FC, Mainster ME, Martin PW. (1974) Incidental findings of Dirofilaria immitis in domestic cats. Vet Med small Animal Clin 69(5) :599-600.
Fava D, Gentilini F, Dondi F, Galuppi R, Bettini G, Pietra M, Cipone M. (2004) A case of Filaroides hirthei pulmonary parasitosis in a dog. Summa 21(3) :59-63.
Fenerich FL, Santos SM, Ribeiro LOC. (1975) Prevalence of Aelurostrongylus abstrusus in stray cats in Sao Paulo City, Brazil. Biologico 41(2) :57-58.
Ferreira AMR, Souza-Dantas LM, Labarthe N. (2007) A case of feline Aelurostrongylus abstrusus infection in Rio de Janeiro, Brazil. Brazil J vet Res Anim sci 44(1) :24-26.
Finnerup E. (1983) Angiostrongylus vasorum in the dog: a review and case report. Dan vet.tidsskr 66(8) :338-340.
Foley RH. (1991) Parasitic mites of dogs and cats. Compend Contin Educ Pract Vet 13(5) :783-800.
Foulkes JA, Cookson AD, Sauer MJ. (1982) Angiostrongylus vasorum infection in dogs and slugs. Vet Rec 111(13) :303-304.
Garcia GFA. (1982) Parasitic bronchopneumonia caused by Aelurostrongylus abstrusus in cats in Maracay (Venezuela). Rev Fac Cienc vet, Univ cent Venez 29 :39-57.
Gathumbi PK, Waruiru RM, Buoro I. (1991) A case of feline Aelurostrongylus abstrusus infection in Kenya. Bull Anim Health Prod Afr 39(3) :361-363.
Giovannoni M, Fernandes BF, Kavinski LC. (1985) Angiostrongylosis in a dog. Arq Biol Tecnol 28(4) :601-604.
Grabarevic Z, Curic S, Tustonja A, Artukovic B, Simec Z, Ramadan K, Zivicnjak T. (1999)

Incidence and regional distribution of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in cats in Croatia.
Vet Arh 69(5) :279-287.

Grandi G, Calvi LE, Venco L, Paratici C, Genchi C, Memmi D, Kramer LH. (2005)
Aelurostrongylus abstrusus (cat lungworm) infection in five cats from Italy.
Vet Parasitol 134 :177-182.

Gunnarsson LK, Moller LC, Einarsson AM, Zakrisson G, Hagman B, Christensson DA, Uggla AH, Hedhammar AA. (1999)
Clinical efficacy of milbemycin oxime in the treatment of nasal mite infection in dogs.
J am Anim Hosp Assoc 35(1) :81-84.

Gunnarsson LK, Zakrisson G, Egenvall A, Christensson DA, Uggla A. (2001)
Prevalence of *Pneumonyssoides caninum* infection in dogs in Sweden.
J am Anim Hosp Assoc 37 :331-337.

Hardon T, Nielsen DH, Pearman M, Monrad J. (2003)
Infection with cat lungworm, *Aelurostrongylus abstrusus*.
Dan vet.tidsskr 86(3) :6-9.

Hayes G, Rowlands M. (2004)
Angiostrongylus infection in a dog in northwest England.
Vet Rec 154(20) :639.

Hoff B. (1993)
Ontario. Lungworm (*Crenosoma vulpis*) infection in dogs.
Can vet J 34(2) :123-124.

Hoskins JD, Malone JB, Root CR. (1981)
Albendazole therapy in naturally-occurring feline paragonimiasis.
J am Anim Hosp Assoc 17(2) :265-269.

Idiart JR, Martin AA, Venturini L, Ruager J. (1986)
Pneumonia in cats caused by *Aelurostrongylus abstrusus*: first reports from Buenos Aires and La Plata.
Vet Argent 3(23) : 229-237.

Johnson KE, Kazacos KR, Blevins WE, Cantwell HD. (1981)
Albendazole for treatment of *Paragonimus kellicotti* infection in two cats.
J am vet med Assoc 178(5) :483-485.

Jones BR, Clark WT, Collins GH, Johnstone AC. (1977)
Filaroides osleri in a dog.
N Z Vet J 25(4) :103-104.

Juste Jordan RA, Garcia Marin JF, Martinez Galdames JJ, Cuervo Menendez LA. (1993)
Canine *angiostrongylosis*: a little known endemic disease.
Med Vet 10(11) :600-604.

Juste RA, Garcia AL, Mencia L. (1992)
Mixed infestation of a domestic cat by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Oslerus rostratus*.
Angew Parasitol 33(1) :56-60.

Kimbell JW. (1976)
Prevalence of *Dirofilaria immitis* in northern Virginia.
Proc helminthol SocWash 43(1) :80.

King JM. (1988)
Pneumonyssus caninum.
Vet Med 83(12) :1216.

Klaus G. (1987)
Epidemiological and clinical aspects of *Aelurostrongylus* infections in cats.
Schweiz Arch Tierh.kd 129(1) :45-46.

Koch J, Bolt G. (1990)

<p>Angiostrongylus vasorum in dogs. Dan vet.tidsskr 73(23) :1239-1243.</p>
<p>Labrique Y, Gouffaux M. (1974) Pulmonary aelurostrongylosis in a cat. Ann Méd vét 118(8) :539-550.</p>
<p>Lalosevic D, Dimitrijevic S, Jovanovic M, Klun I. (2001) Pulmonary Aelurostrongylosis in cats. Vet glas 55(3/4) :181-185.</p>
<p>Leoni A, Tarantini S. (1981) The finding of Aelurostrongylus abstrusus in Sardinia. Boll Assoc ital Vet piccol Anim 20(2) :69-74.</p>
<p>Martin M. (1989) Heartworm infection death in a young dog. Vet Rec 124(17) :470.</p>
<p>Martinez AR, Santa Cruz AM, Lombardero OJ. (1990) Histopathological lesions in feline aelurostrongylosis. Rev Med vet (Buenos Aires) 71(6) :260-262,264.</p>
<p>Montoya JA, Morales M, Juste MC, Banares A, Simon F, Genchi C. (2006) Seroprevalence of canine heartworm disease (Dirofilaria immitis) on Tenerife Island: an epidemiological update. Parasitol Res 100(1) :103-105.</p>
<p>Mundell AC, Ihrke PJ. (1990) Ivermectin in the treatment of Pneumonyssoides caninum: a case report. J am Anim Hosp Assoc 26(4) :393-396.</p>
<p>Nihad W, Al-Khalidi Tafiq I, Al-Alousi Subber AH. (1988) Internal and external parasites in cats in Mosul, Iraq. J Vet Parasitol 2(2) :137-138.</p>
<p>Oge H, Doganay A, Oge S, Yldrm A. (2003) Prevalence and distribution of Dirofilaria immitis in domestic dogs from Ankara and vicinity in Turkey. Dtsch tierärztl Wochenschr 110(2) :69-72.</p>
<p>Olmeda-Garcia AS, Miro G, Rodriguez-Rodriguez JA. (1991) Pneumonyssoides caninum - parasite of the nasal fossae of the dog - in Spain. Med Vet 8(1) :45-47.</p>
<p>Patteson NW, Wotton PR, LuckeVM, Wright AL, Gibbs C. (1987) Angiostrongylus vasorum in a terrier. Vet Rec 120 (14) :349.</p>
<p>Pechman RD. (1976) The Radiographic Features of Pulmonary Paragonimiasis in the Dog and Cat. J am vet radiol Soc 17(5) :182-190.</p>
<p>Pedersen KM, Mehl NB, Pedersen NW. (1995) Angiostrongylus vasorum. An increase in prevalence. Dan vet.tidsskr 78(15) :779-782.</p>
<p>Pinckney RD, StuderAD, Genta RM. (1988) Filaroides hirthei infection in two related dogs. J am vet med Assoc 93(10) :1287-1288.</p>
<p>Pratt SE, Corwin RM, Selby LA, Rhoades JD. (1981) Prevalence of Dirofilaria immitis and Dipetalonema reconditum infections in Missouri dogs. J am vet med Assoc 179(6) :592-593.</p>
<p>Pugliese A, Galofaro V, Pennisi MG, Calo M. (1986)</p>

Broncho-pulmonary infection of <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> in the cat. Obiettivi Doc vet 7(1) :55-59.
Reifur L, Thomaz-Soccol V, Montiani-Ferreira F. (2004) Epidemiological aspects of filariasis in dogs on the coast of Parana state, Brazil: with emphasis on <i>Dirofilaria immitis</i> . Vet Parasitol 122(4) :273-286.
Reinhardt S, Ottenjann M, Schunack B, Kohn B. (2004) Lungworm disease (<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>) in a cat. Kleintierpraxis 49(4) :239-246.
Ribiere T, Gottstein B, Huber E, Welle M, Forster JL, Grosclaude P. (2001) A case of canine angiostrongylosis. Schweiz Arch Tierh.kd 143(6) :313-318.
Royer H, Hugnet C. (2000) Angiostrongylose canine. Action vét (1524) :11-15.
Rubash JM. (1986) Filaroides hirthei infection in a dog. J am vet med Assoc 189(2) :213.
Sacco B, di Carri E, delli Genchi C. (1989) Filaroides hirthei in a dog: importance of lung parasites in dogs and cats. Veterinaria (Cremona) 3(1) :101-103.
Saeki H, KunHo S, TaeJin P, Uchida A, Hayasaki M. (2004) Larvae of canine nasal mites (<i>Pneumonyssoides caninum</i>) detected in a domestic dog. J Jpn vet med Assoc 57(4) :245-248.
Sanchez Acedo C, Badiola Diez J, Graus Morales J, Cuervo Menendez L, Castillo Hernandez JA, Garcia de Jalon JA. (1979) Canine angiostrongylosis Rev Iber Parasitol 39(1-4) :135-142.
Santa Cruz AM, Lombardero OJ. (1987) A first description of adult <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Railliet, 1911) in cats in Argentina. Vet Argentina 4(32) :155-157.
Sarkar P, Basak DK, Bhattacharyya HM. (1976) Pathology of <i>Dirofilaria immitis</i> infection in dogs. Indian vet J 53(1) :55-57.
Sato H. (1973) Incidence of <i>Dirofilaria immitis</i> in Osaka. J vet Med 582 :31-33.
Singleton P. (1994) Canine angiostrongylosis. Vet Rec 135(22) :536.
Sotolongo Guerra F. (1977) The prevalence of <i>Dirofilaria immitis</i> in dogs in Havana City. Rev cuba Med trop 29(1) :9-12.
Staebler S, Ochs H, Steffen F, Naegeli F, Borel N, Sieber-Ruckstuhl N, Deplazes P. (2005) Autochthonous infections with <i>Angiostrongylus vasorum</i> in dogs in Switzerland and Germany. Schweiz Arch Tierh.kd 147(3) :121-127.
Strand-Holm K. (2003) <i>Pneumonyssoides caninum</i> , the dog nasal mite: prevalence of infection in Denmark. Dan vet.tidsskr 86(9) :6-11.
Suenaga O, Kitahara S. (1978)

Studies on the prevalence of *Dirofilaria immitis* among dogs and its vector mosquitoes in Sasebo City, Nagasaki Prefecture.
Trop Med Parasitol 20(3) :143-151.

SungHwan W, ChungGil L, JongTaek K. (2001)
Prevalence of *Dirofilaria immitis* infection in dogs of Chuncheon area.
Korean J vet Public Health 25(4) :229-232.

Takahashi T, Mikado M, Tamura S. (1977)
Measurement of *Dirofilaria immitis* collected in Sapporo.
J Hokkaido Vet med Assoc 21(1) :5-6.

Thomas RE. (1985)
A case of canine heartworm disease (*Dirofilaria immitis*) in the UK.
Vet Rec 117(1) :14-15.

Tigin Y. (1972)
The first case report on the occurrence of *Angiostrongylus vasorum* Baillet, 1866 infection in a dog.
Vet Fak derg, Ank Univ 19(1/2) :76-84.

Traversa D, Torbidone A, Malatesta D, Guglielmini C. (2008)
Occurrence of fatal canine *Angiostrongylus vasorum* infection in Italy.
Vet Parasitol 152(1/2) :162-166.

Trees AJ. (1987)
Angiostrongylus vasorum in dogs in Wales.
Vet Rec 120(17) :424.

Unterer S, Deplazes P, Arnold P, Fluckiger M, Reusch CE, Glaus TM. (2002)
Spontaneous *Crenosoma vulpis* infection in 10 dogs: laboratory, radiographic and endoscopic findings.
Schweiz Arch Tierh.kd 144(4) :174-179.

Vezzani D, Carbajo AE. (2006)
Spatial and temporal transmission risk of *Dirofilaria immitis* in Argentina.
Int J Parasitol 36(14) :1463-1472.

Vitger A. (2002)
Discovery of *Angiostrongylus vasorum* (French heartworm) and *Crenosoma vulpis* (fox lungworm) among dogs in North Copenhagen.
Dan vet.tidsskr 85(11) :6-13.

Waner T, Pirak M, Nyska A. (1991)
Lungworm (*Filaroides hirthei*) infestation in a batch of Beagle dogs: a case report and review of the literature.
Isr J vet Med 46(3) :106-109.

Williams JF, Lindemann B, Padgett GA, Smith OL. (1985)
Angiostrongylosis in a greyhound.
J am vet med Assoc 186(10) :1101-1103.

Yildirim A, Ica A, Atalay O, Duzlu O, Inci A. (2007)
Prevalence and epidemiological aspects of *Dirofilaria immitis* in dogs from Kayseri Province, Turkey.
Res vet Sci 82(3) :358-363.

YongHun K, Sun H. (2005)
Prevalence of *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina* and *Dirofilaria immitis* in dogs in Chuncheon, Korea (2004).
Korean J Parasitol 43(2) :65-67.

NOM PRENOM : GUILLOT MARIE

**TITRE : AIDE AU DIAGNOSTIC PAR UNE ETUDE
COMPARATIVE DES PRINCIPALES PARASITOSEES
CARDIO-CIRCULATOIRES ET RESPIRATOIRES DES
CARNIVORES DOMESTIQUES**

Thèse Vétérinaire : Lyon , 9 juin 2008

RESUME :

Les parasitoses cardio-respiratoires des carnivores domestiques forment un groupe hétérogène dont l'approche traditionnelle par monographie est difficile à utiliser en pratique courante. Le but de ce travail est d'aider le praticien dans sa démarche diagnostique. Différents tableaux comparatifs, s'appuyant sur les connaissances actuelles concernant dix parasites de l'appareil cardio-respiratoire (*Aelurostrongylus abstrusus*, *Angiostrongylus vasorum*, *Capillaria aerophila*, *Crenosoma vulpis*, *Dirofilaria immitis*, *Filaroides hirthei*, *Linguatula serrata*, *Oslerus osleri*, *Paragonimus kellicotti* et *Pneumonyssoides caninum*), soulignent les éléments en faveur d'un ou de plusieurs d'entre eux. Sont comparés, dans un premier temps, les éléments relatifs à l'épidémiologie, à l'anamnèse et aux commémoratifs, puis les manifestations cliniques et enfin les résultats des examens complémentaires et d'autopsie.

MOTS CLES :

-Parasites	-Chien
-Appareil cardio-circulatoire	-Chat
-Appareil respiratoire	

JURY :

Président :	Monsieur le Professeur MORNEX
1er Assesseur :	Monsieur le Professeur CADORE
2ème Assesseur :	Monsieur le Professeur BOURDOISEAU

DATE DE SOUTENANCE :

Lundi 9 juin 2008

ADRESSE DE L'AUTEUR :

45, Avenue Marx Dormoy
13250 Saint Chamas