



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

**BILAN PARASITAIRE DES CHIENS ET DES CHATS ADMIS EN
CONSULTATION DANS LA REGION D'ALGER ET DE BLIDA**

Présenté par
ABBOUD Rania

Soutenu le

Devant le jury :

Président :	DJOUDI M.	M.C.B	ISV-Blida
Examinatrice :	SELLALI S.	M.A.A	ISV-Blida
Promoteur :	TRIKI-YAMANI, R.R.	Professeur	ISV-Blida

Année : Juin 2020.



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

**BILAN PARASITAIRE DES CHIENS ET DES CHATS ADMIS EN
CONSULTATION DANS LA REGION D'ALGER ET DE BLIDA**

Présenté par
ABBOUD Rania

Soutenu le

Devant le jury :

Président :	DJOUDI M.	M.C.B	ISV-Blida
Examinatrice :	SELLALI S.	M.A.A	ISV-Blida
Promoteur :	TRIKI-YAMANI, R.R.	Professeur	ISV-Blida

Année : Juin 2020

REMERCIEMENTS

A l'issu de la conduite de cette recherche sur le terrain, je suis convaincue que ce mémoire est loin d'être un travail solitaire. En effet, je n'aurais jamais pu réaliser ce travail sans le soutien d'un grand nombre de personnes dont la générosité, la bonne humeur et l'intérêt manifestés à l'égard de ma recherche m'ont permis de progresser dans cette phase délicate de « l'apprenti-chercheur ».

En premier lieu, je tiens à remercier mon promoteur, Professeur R.R TRIKI-YAMANI, pour la confiance qu'il m'a accordée en acceptant d'encadrer ce travail, pour ses multiples conseils et pour toutes les heures qu'il a consacrées à diriger cette recherche. J'aimerais également lui dire à quel point j'ai apprécié sa grande disponibilité et son respect sans faille des délais serrés de relecture des documents que je lui ai adressés. Enfin, j'ai été extrêmement sensible à ses qualités humaines d'écoute et de compréhension tout au long de ce travail.

Monsieur DJOUDI M., Président du jury et Madame SELLALI S., Examinatrice : vous me faites un grand honneur en acceptant d'évaluer ce travail. Veuillez trouver ici l'expression de ma reconnaissance et de mon profond respect.

Mes remerciements vont également au Docteur CHERRARED, au Docteur MOUASE, et au Docteur MOKRANE : je suis particulièrement reconnaissante de l'intérêt qu'ils ont manifesté à l'égard de cette recherche.

Merci enfin à ma famille :

- Ma grand-mère,
- Mes parents,
- Ma sœur.

Vous avez su, comme toujours, par votre présence, vos petits mots et parfois même votre contribution active à ce travail, me soutenir et me donner ce petit plus qui m'est essentiel.

De tout cœur, MERCI.

DÉDICACES

Gloire soit rendu à **Dieu**, le tout puissant créateur de toutes choses, le très miséricordieux, pour tous ses bienfaits dont il m'a comblée et de m'avoir donné le courage et la force pour réaliser ce modeste travail que je dédie à :

A mon très cher père et ma très chère maman :

Toute l'encre du monde ne pourrait suffire pour exprimer mes sentiments envers vous. Vous avez toujours été mon école de patience, de confiance et surtout d'espoir et d'amour. Vous êtes et vous resterez pour moi ma référence, la lumière qui illumine mon chemin. Ce travail est le résultat de l'esprit de sacrifice dont vous avez fait preuve, de l'encouragement et le du soutien que vous ne cessez de manifester. J'espère que vous y trouverez les fruits de votre semence et le témoignage de ma grande fierté de vous avoir comme parents. J'implore Dieu, le tout puissant, de vous accorder une bonne santé, une longue vie et beaucoup de bonheur.

A ma très chère sœur :

tu es la sœur qui assure son rôle comme il le faut. Je n'oublierai jamais ton encouragement et ton soutien le long de mes études. Je t'estime beaucoup et je t'aime beaucoup. Je te souhaite beaucoup de succès, de prospérité et une vie pleine de joie et de bonheur.

A ma grand-mère :

ces quelques lignes, ne sauraient traduire le profond amour que je te porte. Que Dieu te protège, et t'accorde une grande santé pour une longue vie.

A Docteur AMIRANE :

Je ne saurais exprimer ma profonde reconnaissance pour le soutien continu dont tu as toujours fait preuve. Je te dédie ce travail avec mes vœux de réussite, de prospérité et de bonheur. Je prie Dieu le tout puissant d'exaucer tous nos rêves.

A mes chers amis :

Ahlem, Yasmine, Meriem, LAFER, Majda , Hinda et Rania : en témoignage de l'amitié qui nous unit et des souvenirs de tous les moments que nous avons passés ensemble, je vous dédie ce travail et je vous souhaite une vie pleine de santé, de bonheur et de prospérité. Que tous ceux qui d'une manière ou d'une autre, ont rendu possible la réalisation de ce travail trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude.

RESUME

Trente-quatre (34) chiens et trente chats (30) de toutes races, originaires d'Alger (n=37) et de Blida (n=27), ont fait l'objet de notre étude. Les premiers cas ont été suivis eau mois d'août (05), et nous avons atteint un pic au mois de janvier (13).

Pour les chiens, ils sont présentés en consultation pour des motifs variés : soit pour une vaccination (08), soit pour une perte de poils (8), ou à cause d'autres motifs (08). La race Berger Belge Malinois est prédominante (06), suivie de la race commune (05), et de la race Berger Allemand (04). Les mâles (71%) sont plus nombreux que les femelles (29%). Treize (13) chiens vivent dans des appartements et sortent pour les « petits besoins » quotidiennement, 13 autres ont accès en permanence à un jardin et 08 vivent à l'extérieur du domicile. Soixante-cinq pour cent (65%) des chiens sont vaccinés (principalement contre la rage & CHLP). En revanche, seuls 32% des chiens sont vermifugés. Ainsi, les cas sont de classes d'âge différentes : de 1 à 6 mois (08 cas), de 07 à 12 mois (04 cas), de 1 à 2 ans (10 cas) et plus de 2 ans (12 cas). Quarante-quatre pour cent (44%) des chiens sont atteints d'une parasitose : 04 cas de démodécie, 02 cas d'ankylostomose, 01 cas de gale auriculaire, 01 cas de gale sarcoptique, 01 cas de leishmaniose, 01 cas de téniasis, 01 cas de Pulicose, 04 cas de Toxocarose, 02 cas par des tiques et 01 cas de trichurose.

Pour les chats, ils sont présentés en consultation pour des motifs différents : majoritairement pour des pertes de poils (09) et des inflammations auriculaires (08). La race commune est prédominante (14), suivie de race Persane (5). Les mâles (53%) sont légèrement plus nombreux que les femelles (47%). Treize (13) chats vivent dans des appartements, 13 autres ont accès en permanence à un jardin et 04 vivent à l'extérieur du domicile. Cinquante-sept pour cent (57%) des chats sont vaccinés (principalement contre la rage et CRP). En revanche, seuls 37% des chats sont vermifugés. Ainsi, les cas sont de classes d'âge différentes : de 1 à 6 mois (08 cas), de 07 à 12 mois (05 cas), de 1 à 2 ans (05 cas) et plus de 2 ans (10 cas). Soixante-sept pour cent (67%) sont atteints d'une parasitose dont 02 cas de teigne, 02 cas de Dipylidiose, 09 cas d'otacariose, 01 cas de leishmaniose, 02 cas d'ascaridose, 01 cas de téniasis et 02 cas de Pulicose. Pour la confirmation des cas suspects de parasitose, un ensemble d'examen complémentaires a été effectués : 24 frottis fécaux, 15 écouvillonnages, 11 raclages cutanés, 05 frottis sanguins, 05 examens à la lampe de

Wood, 06 utilisation d'un peigne à puce, 03 extractions de tiques, 01 trichogramme et 01 scotch-test.

Mots clés : Carnivores- Parasitoses – Alger – Blida.

خلاصة

أربع وثلاثون (34) كلب وثلثون (30) قط من مختلف السلالات، مصدرها الجزائر العاصمة (37) والبلدية (27) خضت بها دراستنا. الحالات الأولى في دراستنا كانت في أوت (5) وبلغت ذروتها في جانفي (13). بالنسبة للكلاب، تم تقديمها للفحص لأسباب مختلفة: إما للتطعيم (8)، لتساقط الوبر (8) أو لأسباب أخرى (8). العرق الراعي البلجيكي مالينوى هو السائد (6)، تليه السلالة المشتركة (5)، وسلالة الراعي الألماني (4). نسبة الذكور (71%) تفوق نسبة الإناث (29%). ثلاثة عشر (13) كلبا يعيشون في شقق ويخرجون لاحتياجاتهم اليومية، وهناك 13 كلب لديهم إمكانية الوصول إلى الحديقة، فحين 8 منهم يعيشون خارج المنزل. يتم تطعيم 65% من الكلاب (بشكل رئيسي ضد داء الكلب) ومع ذلك، فإن 32% فقط من الكلاب يتم معالجتها ضد الديدان. تصنف الحالات حسب الفئات العمرية: من 1 إلى 6 أشهر (8 حالات) ومن 7 إلى 12 شهرا (4 حالات) ومن 1 إلى 2 سنة (10 حالات) وأكثر من سنتين (12 حالة). يعاني 44% من الكلاب من طفيلي بما في ذلك (4 حالات) داء الديدانيات ، (حالتان) دودة شصية ، (حالة واحدة) عث الأذن ، (حالة واحدة) جرب قارمي ، (حالة واحدة) داء الليشمانيات ، (1 حالة) من الدودة الشريطية ، (حالة واحدة) من داء البراغيث ، (4 حالات) من داء السُمان ، (حالتان) مع القراد وأخيراً هناك حالة من داء المشعرات. بالنسبة للقطط ، يتم تقديمها للفحص لأسباب مختلفة: بشكل رئيسي لفقدان الوبر (9) والتهاب الأذن (8). السلالة الشائعة هي المختلطة (14) ، تليها السلالة الفارسية (5). نسبة الذكور (53%) أكثر من نسبة الإناث (47%). ثلاثة عشر (13) قطا يعيشون في شقق، 13 أخرى لديها وصول دائم إلى حديقة و4 يعيشون خارج المنزل. يتم تطعيم 57% من القطط (بشكل أساسي ضد داء الكلب و CRP). من ناحية أخرى، 37% فقط من القطط يتم تخليصها من الديدان. تصنف الحالات حسب الفئات العمرية: من 1 إلى 6 أشهر (08 حالة)، من 07 إلى 12 شهراً (05 حالة)، من سنة إلى سنتين (5 حالات) وأكثر من سنتين (10 حالات). تعاني 67% من القطط من الطفيليات بما في ذلك (حالتان) سعفة، (حالتان) من داء الشحم، (9 حالات) من داء الأذن، (حالة واحدة) من داء الليشمانيات، (حالتان) من داء السكريد، (حالة واحدة) من الدودة الشريطية (حالتان) من داء البراغيث. للتأكد من حالات الطفيليات المشتبه بها، تم إجراء سلسلة من الفحوصات الإضافية (24) مسحة برازية، (15) مسحات الأذن ، (11) كشط جلدي ، (5) مسحة دم ، (5) فحص مصباح وود ، (6) استخدام مشط ذكي ، (3) ملقط القراد ، (3) تهجين الفورمالين ، (1) تريكوغرام ، (1) اختبار الشريط اللاصق.

الكلمات المفتاحية

ABSTRACT

Thirty-four (34) dogs and thirty (30) cats of all breeds from Algiers (n=37) and Blida (n=27) studied. The first cases of our study were in August (5) and the peak was reached in January (13).

- For dogs, they were presented to consultation for different reasons: either vaccination (08), hair loss (8), or other reasons (8). The Belgian Shepherd Malinois breed was predominant (06), followed by mongrels (05) and the German Shepherd breed (04). Males (71%) were more numerous than females (29%). Thirteen (13) dogs lived in apartments and went out daily for taking away waste matter, 13 others had permanent access to a garden and 08 lived outside the house. Sixty five per cent (65%) of dogs were vaccinated (mainly against CHLP & rabies). However, only 32% of dogs are dewormed. Further, the cases belonged to different age classes: from 1 to 6 months (08 cases), from 07 to 12 months (04 cases), from 1 to 2 years (10 cases) and over 2 years (12 cases). Fourty four per cent (44%) of dogs had a parasitosis (04 cases) of which: demodectic, (02 cases) ankylostomosis, (01 case) auricular scab, (01 case) sarcoptic scab, (01 case) leishmaniasis, (01 case) taeniasis, (01 case) pulicosis, (4 cases) toxocariasis, (02 cases) ticks invasion and 01 case of trichuriasis.

- For cats, they were presented in consultation for different reasons: mainly for hair loss (9) and ear inflammations (8). The mixed breed was predominant (14), followed by Persian (5). Males (53%) outnumbered females (47%). Thirteen (13) cats lived in apartments, 13 others had permanent access to a garden and 4 lived outside the house. Fifty seven per cent (57%) of cats were vaccinated (mainly against CRP and rabies). However, only 37% of cats were dewormed. The cases belonged to different age classes: from 1 to 6 months (08 cases), from 07 to 12 months (05 cases), from 1 to 2 years (5 cases) and over 2 years (10 cases).

Sixty seven per cent (67%) of cats had a parasitosis: 02 cases of ringworm, 02 cases of dilipydiosis, 09 cases of otacariasis, 01 case of leishmaniasis, 02 cases of ascaridosis, 01 case of teniasis & 02 cases of pulicosis.

For confirmation of suspected cases of parasitosis, a set of complement tests was performed: 24 fecal smears, 15 swabs, 11 skin scrapes, 05 blood smears, 05 Wood lamp examinations, 06 times use of a fleas comb, 03 tick extractions, , 01 trichogram and 01 adhesive-paper-test.

Key words : Pets – Parais – Algiers – Blida.

TABLEAUX DES ILLUSTRATIONS

1- LISTE DES TABLEAUX

Tableau	Titre	Page
Tableau 1	1. CANDIDOSE.	4
	2. CHEYLETIOLOSE	4
	3. DEMODECIE.	4
Tableau 2	4. GALE NOTOEDRIQUE.	5
	5. GALE OTODECTIQUE.	5
Tableau 3	6. GALE SARCOPTIQUE.	6
	7. MALASSEZIOSE.	6
	8. MYIASSES A CUTEREBRA.	6
Tableau 4	9. PHTIRIOSES	7
	10. PULICOSE.	7
	11. TEIGNE.	7
Tableau 5	12. TEIGNE (la suite)	8
	13. TIQUES DURES.	8
	14. TIQUE EPINEUSE DE L'OREILLE.	8
Tableau 6	15. TROMBIDIOSE.	9
Tableau 7	1. AELUROSTRONGYLOSE.	10
	2. ANGIOSTRONGYLOSE.	10
Tableau 8	3. ANKYLOSTOMOSE	11
	4. ASCARIDOSE	11
	5. ASPERGILLOSE.	11
Tableau 9	6. BABESIOSE.	12
	7. CAPILLARIOSE RENALE.	12
	8. CAPILLARIOSE RESP.	12
Tableau 10	9. CAPILLARIOSE VESICALE.	13
	10. CRYPTOSPORIDIOSE.	13
	11. DIROFILARIOSE.	13
	12. DYLIPIDIOSE.	13
Tableau 11	13. GIARDIOSE.	14
	14. LEISHMANIOSE.	14
	15. NEOSPOROSE.	14
Tableau 12	16. SPIROCERCOSE.	15
	17. TENIASIS.	15
	18. TOXOPLASMOSE.	15
	19. TRICHUROSE.	15

2- LISTE DES FIGURES

Figure	Titre	Page
Figure 1 :	<i>Candida albicans.</i>	4
Figure 2 :	<i>Cheyletiella spp.</i>	4
Figure 3 :	<i>Demodex spp.</i>	4
Figure 4 :	<i>Notoedres cati.</i>	5
Figure 5 :	<i>Otodectes cynotis.</i>	5
Figure 6 :	<i>Sarcoptes scabiei.</i>	6
Figure 7 :	<i>Malassezia pachydermatis.</i>	6
Figure 8 :	<i>Cuterebra spp.</i>	6
Figure 9 :	<i>Trichodectes canis.</i>	7
Figure 10 :	<i>Linognathus setosus.</i>	7
Figure 11 :	<i>Ctenocephalus felis.</i>	7
Figure 12 :	<i>Microsporum canis.</i>	7
Figure 13 :	<i>Trichophyton.</i>	8
Figure 14 :	<i>Microsporum gypseum.</i>	8
Figure 15 :	<i>Rhipicephalus sanguineus.</i>	8
Figure 16 :	<i>Otobius megnini.</i>	8
Figure 17 :	<i>Trombicula autumnalis.</i>	9
Figure 18 :	Larve d'A. <i>abstrusus.</i>	10
Figure 19 :	L1 de <i>A. vasorum.</i>	10
Figure 20 :	Œufs D' <i>Ankylostoma sp.</i>	11
Figure 21 :	<i>T. leonina.</i>	11
Figure 22 :	Œuf de <i>Toxocara canis.</i>	11
Figure 23 :	<i>Aspergillus fumigatus.</i>	11
Figure 24 :	<i>Babesia sp.</i> : Frottis sanguin de chien vu au microscope après coloration.	12
Figure 25 :	Œuf de <i>Paersonema plica.</i>	12
Figure 26 :	Œuf de <i>C. aerophilus.</i>	12
Figure 27 :	<i>C. felis-cati.</i>	13
Figure 28 :	<i>C. canis.</i> Image t: Dr. B. K. Linh.	13
Figure 29 :	<i>D. immitis.</i>	13
Figure 30 :	Capsule ovigère bourrée d'œuf de <i>D. caninum.</i>	13
Figure 31 :	<i>Giardia sp.</i>	14
Figure 32 :	Leishmanies intra- macrophagiques (ponction de moelle osseuse de chien)	14
Figure 33 :	<i>Neospora caninum</i> (Tachyzoites en culture).	14
Figure 34 :	<i>Spirocerca lupi</i> (Œuf).	15
Figure 35 :	<i>Taenia taeniaeformis.</i>	15
Figure 36 :	<i>Toxoplasma gondii.</i>	15
Figure 37 :	<i>Trichuris vulpis.</i>	15
Figure 38 :	Morphologie des principaux éléments parasitaires observés à la coprologie	16
Figure 39 :	Morphologie des principaux ectoparasites des carnivores.	16
Figure 40 :	Technique de numération sur lame de Mac Master.	18
Figure 41 :	Technique du frottis sanguin.	19
Figure 42 :	Carte géographique de la W. Alger.	22
Figure 43 :	Carte de géographie de la W. Blida.	23
Figure 44 :	Période de consultation des cas cliniques.	28
Figure 45 :	Répartition des sexes.	28

Figure 46 :	Les races de chats.	29
Figure 47 :	Les races de chiens.	29
Figure 48 :	Origine des animaux.	29
Figure 49 :	Age des chats.	29
Figure 50 :	Age des chiens.	29
Figure 51 :	Sexe des chats.	30
Figure 52 :	Sexe des chiens.	30
Figure 53 :	Mode de vie des chats.	30
Figure 54 :	Mode de vie des chiens.	30
Figure 55 :	Statut vaccinal des chats.	30
Figure 56 :	Statut vaccinal des chiens.	30
Figure 57 :	Vermifugation des chats.	31
Figure 58 :	Vermifugation des chiens.	31
Figure 59 :	Motifs de consultation du chat.	31
Figure 60 :	Motifs de consultation du chien.	31
Figure 61 :	Les examens complémentaires réalisés lors de l'étude.	32
Figure 62 :	Examens chez le chat.	32
Figure 63 :	Examens chez le chien.	32

3- LISTE DES ANNEXES

Annexe	Titre	Page
Annexe 1	Fiche d'examen clinique	51
Annexe 2	Laboratoire de parasitologie – I.S.V-Blida	60

4- LISTE DES ABBREVIATIONS

D. :	Diagnostic.
Spp. :	Plusieurs espèces (species).
F. :	Forme.
F.S.L :	Forme sèche localisé.
B. :	Babesia.
®	Symbole de marque déposée.
Trt :	Traitement.
PCR :	Polymerase Chain Reaction (Réaction en chaîne par polymérase).
A. :	<i>Aelurostrongylus</i> .
G° :	Généralement.
Bact. :	Bactérie.
H.I :	Hôte intermédiaire.
A. :	<i>Angiostrongylus</i> .
L2 :	Larve de 2 ^e stade.
T. :	<i>Toxascaris</i> .
St :	Surtout.
A. :	<i>Aspergillus</i> .
Hém. :	Hémorragique.
Tr. :	Troubles.
G.R :	Globules rouges.
°C :	Degré Celsius.
B. :	<i>Babesia</i> .
Chr :	Chronique.
Rh. :	<i>Rhipicephalus</i> .
C. :	<i>Capillaria</i> .
C.	<i>Cryptosporidium</i>
I.G. :	Intestin grêle.
Ø :	Diamètre.
ECG :	Electrocardiogramme.
D. :	<i>Dirofilaria</i>
D.	<i>Dipylidium</i> .
FLG :	Formol-Leuco-Gélification.
IFAT :	Indirect fluorescent antibody test « Test immunofluorescence indirect ».
ELISA:	Enzyme-Linked immunosorbent Assay. « Dosage d'immuno-abdosrption par enzyme liée ».
Pb :	Problème.
N. :	<i>Neospora</i> .
V.S:	Vaisseaux.
T. :	<i>Toxoplasma</i> .
Vs. :	Versus.
T. :	<i>Trichuris</i> .

TABLE DES MATIERES

REMERCIEMENTS	iii
DEDICACES	iv
RESUMES	v
LISTE DES TABLEAUX	viii
LISTE DES FIGURES	ix
LISTE DES ANNEXES	ix
LISTE DES ABBREVIATIONS	xi
INTRODUCTION	xiv

I- PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : PRINCIPALES PARASITOSEES DU CHIEN ET DU CHAT	3
A/ Ectoparasitoses :	4
1. CANDIDOSE.	4
2. CHEYLETIOLOSE	4
3. DEMODECIE.	4
4. GALE NOTOEDRIQUE.	5
5. GALE OTODECTIQUE.	5
6. GALE SARCOPTIQUE.	6
7. MALASSEZIOSE.	6
8. MYIASES A CUTEREBRA.	6
9. PHTIRIOSES	7
10. PULICOSE.	7
11. TEIGNE.	7
12. TIQUES DURES.	8
13. TIQUE EPINEUSE DE L'OREILLE.	8
14. TROMBIDIOSE.	9
B/ Endoparasitoses	10
1. AELUROSTRONGYLOSE.	10
2. ANGIOSTRONGYLOSE.	10
3. ANKYLOSTOMOSE.	11
4. ASCARIDOSE.	11
5. ASPERGILLOSE.	11
6. BABESIOSE.	12
7. CAPILLARIOSE RENALE.	12
8. CAPILLARIOSE RESP.	12
9. CAPILLARIOSE VESICALE.	13
10. CRYPTOSPORIDIOSE.	13
11. DIROFILARIOSE.	13

12. DYLIPIDIOSE.	13
13. GIARDIOSE.	14
14. LEISHMANIOSE.	14
15. NEOSPOROSE.	14
16. SPIROCERCOSE.	16
17. TENIASIS.	15
18. TOXOPLASMOSE.	15
19. TRICHUROSE.	15
<u>CHAPITRE II : TECHNIQUES DES BILANS PARASITAIRES</u>	17
A- Diagnostic coprologique (Recherche des parasites dans les fèces)	17
• Technique quantitative de numération sur lame de Mac Master.	
• Réalisation.	
• Avantages et inconvénients	
B- Diagnostic dermatologique (Recherche des parasites dans la peau)	18
• Réalisation.	
• Avantages et inconvénients.	
C- Diagnostic hématologique (Recherche des parasites dans le sang)	19
• Réalisation.	
• Avantages et inconvénients.	
II- PARTIE EXPERIMENTALE	20
OBJECTIF	21
<u>CHAPITRE III : MATERIEL ET METHODES</u>	21
1- Lieu de travail	
2- Matériel	
3- Méthodes	
<u>CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSION</u>	28
CONCLUSIONS & RECOMMANDATIONS	48
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	50
ANNEXES	51

INTRODUCTION

Les parasitoses sont des maladies fréquentes et souvent sous-estimées chez les carnivores domestiques (chien & chat), aussi bien par les propriétaires que par les vétérinaires praticiens. L'infestation des carnivores domestiques par les parasites a plusieurs conséquences. La plus grave est le risque zoonotique (Echinococcose hydatique, Toxocarose à *Toxocara canis* larva-migrans, Ankylostomose, Leishmaniose, Teigne). Cependant l'impact des parasitoses est également important pour la santé et le bien-être animal (Dirofilariose, Spirocerose, Angiostrongylose etc...) (12). Les conséquences peuvent aussi être économiques, notamment pour les éleveurs. Cependant, le risque d'infestation parasitaire est variable selon l'espèce, l'âge, le mode et le lieu de vie du carnivore. Les parasites qui nous intéressent appartiennent à des ordres zoologiques très différents (Arthropodes, Helminthes, Protozoaires et Champignons). Leur identification précise, permet d'adapter au cas par cas le traitement antiparasitaire pour une meilleure efficacité et les mesures de prévention les plus adaptées (5).

Bien que beaucoup d'études épidémiologiques ont été faites sur le sujet (notamment la prévalence de certaines parasitoses), rares sont les études portant sur le polyparasitisme (endoparasitisme et ectoparasitisme). C'est pourquoi, il nous a paru intéressant de réaliser une enquête de prévalence et d'en exploiter les résultats concernant les entités individuelles et les associations de parasites chez le même animal.

L'objectif de ce mémoire est d'identifier les principaux parasites affectants les chiens et les chats dans la région de Blida et d'Alger et d'estimer dans la mesure du possible leur prévalence. Pour ce faire, notre mémoire sera articulé sur deux parties :

- Dans la partie bibliographique, dans un premier chapitre, nous rappellerons les caractéristiques principales des ectoparasitoses puis des endoparasitoses les plus importantes chez les carnivores domestiques. Limité par l'espace accordé au mémoire de PFE, nous les présenterons sous forme de tableaux synthétique. Dans un deuxième chapitre, nous aborderons les principales techniques utilisées dans un laboratoire de parasitologie afin d'identifier l'agent causal.

Dans la partie expérimentale, nous présenterons les modalités de l'étude réalisée, les résultats obtenus et une discussion de ces résultats. Enfin, après une conclusion, nous listerons les principales recommandations qui s'imposent.

I- PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I :

PRINCIPALES PARASIToses DU CHIEN ET DU CHAT

De nombreuses espèces peuvent parasiter les carnivores domestiques.

On distingue principalement deux catégories de parasites :


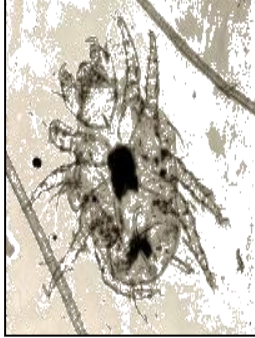
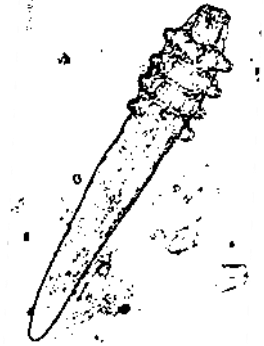
- Les ectoparasites, ou parasites externes, qui se trouvent à la surface de la peau ou dans l'épiderme, comme les insectes (puces, moustiques, phlébotomes et mouches, qui peuvent piquer douloureusement les chiens et les chats, entraînant de graves démangeaisons les incitant à se gratter violemment), les acariens (tiques, acariens agents de Gales, Demodex, Cheyletiella, Trombicula), les champignons (Dermatophytes et Levures) et les protozoaires (Leishmanies).

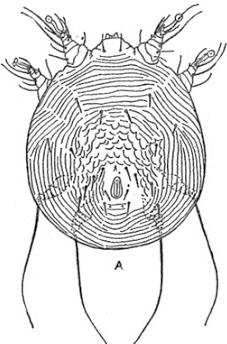

Les arthropodes ont une grande particularité, ils peuvent transmettre des maladies vectorielles (tiques, puces et phlébotomes) parfois mortelles (Leishmaniose).


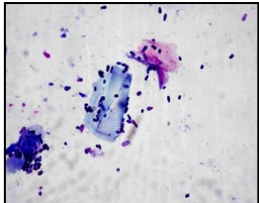
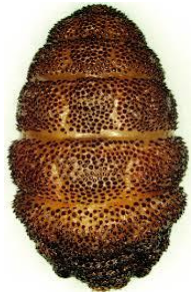
- Les endoparasites, ou parasites internes, se localisent à l'intérieur de l'organisme excepté l'épiderme. Pour ces derniers, les localisations sont le plus souvent le système digestif car il est facilement contaminé par voie orale et il présente une richesse en nutriments favorable au développement des parasites.

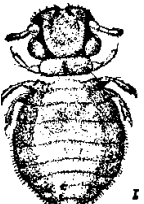

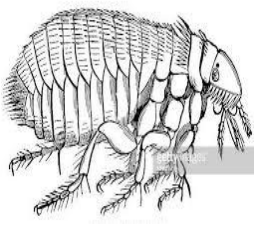

De manière générale, les endoparasites appartiennent au groupe des helminthes, ou plus communément appelés « vers ». Les ectoparasites appartiennent en général à l'embranchement des Arthropodes qui se définissent comme des êtres métazoaires possédant un exosquelette contenant de la chitine et des appendices articulés. Les Arthropodes se divisent ensuite en deux sous-embranchements : les Chélicérates, auxquels appartient l'ordre des Acariens, et les Antennates dont fait partie la classe des Hexapodes équivalents aux Insectes (Bourdoiseau, 2010).


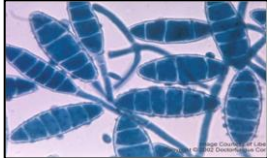
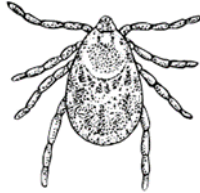

A. ECTOPARASITOSE DES CARNIVORES

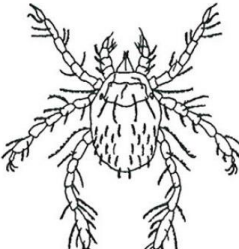
<p>1. CANDIDOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : chien et chat. • Bouche et/ou pourtour « Muguet ». ^[17] 	<p style="text-align: center;"><i>Candida albicans.</i></p>  <p style="text-align: center;">Fig.1 : <i>Candida albicans.</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Erythème. • Erosions recouvertes d'un enduit blanchâtre plus ou moins épais et adhérent. • Prurit. <p><u>Cas chronique :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Croûtes. <p><u>Cas sévère :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Ulcères suintants. ^[3] 	<p><u>1- D. expérimental :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Cytologie (calque, exsudat). • Dermatohistopathologie. • Culture fongique. <p><u>2- D. différentiel :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Pyodermite cutanéomuqueuse. • Dermatoses auto-immunes. • Vascularite. • Toxidermie. • Lymphome cutané. • Autres infections fongiques. ^[8]
<p>2. CHEYLETIOLOSE</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : canidés & félidés. ^[10] • Age : (3 à 4 mois). • Transmission directe. ^[10] • Prédispositions raciales : races naines. • Zoonosique. ^[10] 	<p style="text-align: center;"><i>Cheyletiella spp.</i></p>  <p style="text-align: center;">Fig.2 : <i>Cheyletiella spp.</i></p>	<p><u>1. Adulte :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • F.asymptomatique • F. prurigineuse (prurit / squamosis modéré). <p><u>2. Jeune:</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Prurit constant. • Squamosis grave sur la ligne du dos • Alopecie modérée, érythème, séborrhée. ^[13] 	<p><u>1- D.expérimental :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Scotch test. • Raclage cutané. • Brossage du pelage avec un peigne à puces. ^[4] <p><u>2- D. différentiel :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Pulicose. • Phtiriose. • Trombiculose. • Allergies. • Pyodémodicie. ^[13]
<p>3. DEMODECIE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Chien et chat. • Follicules pileux et glandes sébacées (tête, yeux, membres) ¹ • les jeunes. ^[10] • Modes d'infection : -contact direct, - Contact mère-chiot. • Non zoonosique. 	<p style="text-align: center;"><i>Demodex spp.</i></p>  <p style="text-align: center;">Fig. 3 : <i>Demodex sp.</i></p>	<p><u>1. F. sèche localisée :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Prurit. • Alopecie. • Erythème en plaques. • Croûtes et desquamations. ^[11] <p><u>2.F. généralisée :</u> ^[10]</p> <ul style="list-style-type: none"> • Les mêmes symptômes (F.S.L). • Sèche ou suppurée. • Infections bactérienne 	<p><u>1- D. expérimental</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Raclage cutané. • Examen de poils après épilation. • Biopsie. <p><u>2- D. différentiel :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Teigne. • Dysendocrinies. • Leishmaniose. • Maladies auto Immunes. • Pyodémodicie et pyodermes banales. ^[13]

PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>4. GALE NOTOEDRIQUE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : Chats. • Epiderme (la tête, pourtour oculaire et auriculaire, extrémité des pattes) • Modes d'infection : Contact direct. • Contagieuse. • Zoonose. [11] 	<p><i>Notoedres cati.</i></p>  <p>Fig. 4 : Notoedres cati.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Croûtes. • Prurit. • Hyperkératose. • Casque frontal. [7] 	<p>1- D.expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Raclages cutanés. (Rosée sanguine)^[7] <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Gale otodectique. • Phtirioses. • Pulicose. • Phénomènes d'hypersensibilité. • Dermatoses à médiation immune (Pemphigus foliacé félin). • Teignes. [7]
<p>5. GALE OTODECTIQUE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : chien et chat. • Plus fréquente : les chiots. • Modes d'infection : contact direct et indirect. [11] 	<p><i>Otodectes cynotis.</i></p>  <p>Fig.5 : Otodectes cynotis.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Port anormal des pavillons auriculaires • Prurit plus ou moins marqué avec des plaies rétro- ou péri-auriculaires • Mouvements de la tête avec hématomes fréquents du pavillon. • Production d'un cérumen abondant sec et noirâtre. • Complications fréquentes (bactéries, levures) avec de la douleur. <p>-Forme sévère :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Torticolis. • Convulsions. 	<p>1- D.expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen microscopique du cérumen. • otoscope. [11] <p>2- D. Différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Otite par corps étranger, bactérienne ou à <i>M. pachydermatis</i> • Otodémodécie. • Tumeurs auriculaire. • Gale sarcoptique, • Trombiculose, • Dermatitis atopiques. [13]



PARASIToses	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>6. GALE SARCOPTIQUE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : le chien. • ST : Les oreilles, les coudes, l'abdomen et les jarrets. • Très contagieuse. • les jeunes. • Zoonose. [10] 	<p><i>Sarcoptes scabiei.</i></p>  <p>Fig. 6 : <i>Sarcoptes scabiei.</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Règle des 3 P : -Peau modifiée. -Poils tombés. -Prurit (démangeaisons) • Perte de poids.^[18] • Croûtes jaunâtres adhérentes à la peau sur le bord des pavillons « Sable conchinien »^[9] 	<p>1- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Reflexe Octopode (+) : La friction de la zone de Henry (bord de l'oreillon) suscite un mouvement de pédalage du membre postérieur correspondant.^[5] • Raclages cutanés (Jusqu'à la rosée sanguine). <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Dermatoses allergiques : Atopie D.A.P.P.^[5] • Pyodémodicie.
<p>7. MALASSEZIOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : chien. • ST : - Espaces interdigités. - Cou ventral. - Région périnéale. - Canal auditif externe ou plis. • Non contagieuse. [8] 	<p><i>Malassezia pachydermatis.</i></p>  <p>Fig. 7: <i>Malassezia pachydermatis.</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Otite cérumineuse noirâtre. • Acné chronique du menton. • Alopécie. • Erythème et séborrhée (multifocale ou généralisée). [8] 	<p>1- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Cytologie (test à la cellophane adhésive, calque d'apposition). • Dermato-histopathologie • C. fongique. • T. allergologique. <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Démodécie. • Pyodermite. • Dermatophytose. • Ectoparasites. • Allergies. [8]
<p>8. MYIASES A CUTEREBRA :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : Le chien et le chat. • Sous la peau. • occasionnels. • Prévalence : fin de l'été et à l'automne. • Zoonose. [10] 	<p><i>Cuterebra spp.</i></p>  <p>Fig. 8 : <i>Cuterebra spp.</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Tuméfaction SC solitaire, indolore, de 1cm de diamètre. <p>-Stade final :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Fistule. [8] 	<p>1- D. expérimental</p> <ul style="list-style-type: none"> • Visualisation directe (larve blanc-crème, brune ou noire avec de solides épines noires sur le corps) <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Abscesses sous-cutanés. • Dracunculose. [8]

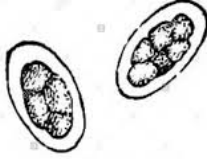

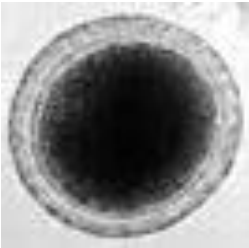
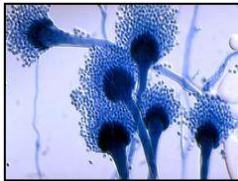
PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>9. PHTIRIOSES</p> <ul style="list-style-type: none"> Hôtes : chien et chat. Fréquentes à l'hiver. Modes d'infection : Contact direct/ indirect. Non zoonosique. (transmission accidentelle).^[10] 	<p>-<i>Trichodectes canis</i> (pou broyeur)</p>  <p>Fig.9 : <i>Trichodectes canis</i></p> <p>-<i>Linognathus setosus</i> (pou piqueur)</p>  <p>Fig. 10 : <i>Linognathus setosus</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> Aucun signe particulier. Grattage. Nervosité. Une fourrure rêche et sèche. Des zones d'alopécie Des croûtes & des pellicules.^[10] 	<p>1- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> Observation des poils. (Adulte, lente)^[15] Scotch-test.^[15] <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> D.A.P.P. Cheyletiellose Gale sarcoptique. Trombiculose.^[12]
<p>10. PULICOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> Hôtes : Chien et chat. Région dorso-lombaire.² Très fréquente. Modes d'infection : direct/indirect. Contagieuse & Zoonose : D.A.P.P.^[10] 	<p>-<i>Ctenocephalus felis</i> (90 % des cas)</p>  <p>Fig. 11 : <i>Ctenocephalus felis</i> -<i>C. canis</i> (Rare chez les carnivores)^[10]</p>	<ul style="list-style-type: none"> Démangeaisons simples. Dermatite allergique. anémie.^[10] 	<p>1- D.expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> Puce ou déjections « marc de café ». Observation des segments ovigères de <i>Dipylidium sp.</i> Test IDR- Skin test® Trt d'éviction. <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> Gale sarcoptique. Cheyletiellose. Phtirioses. Dermatite atopique. Allergie.^[13]
<p>11. TEIGNE :</p> <ul style="list-style-type: none"> Hôte : Chien et chat. Tiges pilaires ou de la couchée cornée.^[8] Prédisposition raciale :(Persan¹, Yorkshire terrier) Transmission directe ou indirecte. L'atteinte :^[8] -Localisée. 	<p>-<i>Microsporium canis</i></p>  <p>Fig. 12 : <i>Microsporium canis</i></p> <p>-<i>Trichophyton.</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> Dépilation. Desquamation. Erythème. Papules. Croûtes. Séborrhée. Paronychie Onychodys trophie d'un ou plusieurs doigts^[8] 	<p>1. D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> Exclure les autres hypothèses diagnostiques. Examen en lampe de Wood. Trichogramme. Examen histopathologique. Culture fongique. Analyse PCR.^[8]

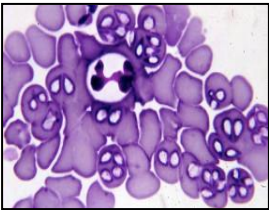
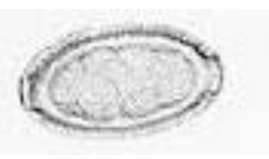

PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<ul style="list-style-type: none"> -Multifocale. -Généralisée. • Zoonose.^[8] 	 <p>Fig. 13 : <i>Trichophyton sp.</i> -<i>Microsporium gypseum</i>.</p>  <p>Fig. 14 : <i>Microsporium gypseum</i></p>		<p>2. D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Démodécie. • Alopécie neuro-endocrinienne. • Folliculite bactérienne banale. • Pyodémodicie. • Auto-immunes (Pemphigus).^[8]
<p>12. TIQUES DURES :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Chien et chat.¹ • ST : la tête, le cou et le dos.^[10] • Transmission : <ul style="list-style-type: none"> -Piroplasmoses. -Ehrlichiose. -Anaplasmoses, -Hépatozoonose -Maladie de Lyme. • « Belle saison » (Mai-Oct.) • Zoonose.^[11] 	<ul style="list-style-type: none"> -<i>Rhipicephalus sanguineus</i> -<i>Ixodes ricinus</i>. -<i>Dermacentor spp.</i>  <p>Fig. 15 : <i>Rhipicephalus sanguineus</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Douleur. • Prurit au point de fixation. • Abscesses (si arrachage manuel)^[9] 	<ul style="list-style-type: none"> • Visible à l'œil nu (géant des acariens) • Découverte et identification de la tique.
<p>13. TIQUE EPINEUSE DE L'OREILLE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : chien. • Forme adulte : n'est pas un parasite.^[13] 	<p><i>Otobius megnini</i> (Tique molle) (1)</p>  <p>Fig. 16 : <i>O. megnini</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Otite externe aigüe. • Inflammation sévère. • Exsudat cérumineux. • Agitation vigoureuse de la tête. • Prurit auriculaire.^[13] 	<p>1- D expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Otoscopie. <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Autres causes d'otite externe.


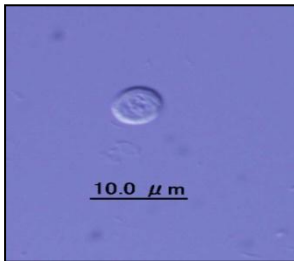


PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>14. TROMBIDIOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : chien et chat.^[10] • ST : les parties antérieures.^[10] • Prévalence : la fin de l'été et en début d'automne.^[9] • Non contagieuse.⁷ • Zoonose.^[10] 	<p><i>Trombicula autumnalis.</i></p>  <p>Fig. 17: <i>Trombicula autumnalis.</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Dermatite avec papules. • Des pellicules, un exsudat, des croûtes orangées. • Des zones d'alopecie. • Prurit d'une intensité variable.^[10] 	<p>1- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Raclage cutané. superficiel. <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Dermatites^[16]


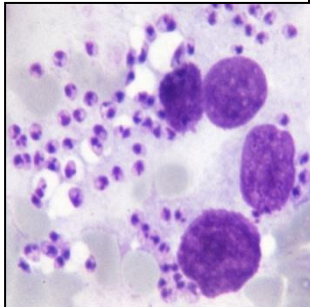
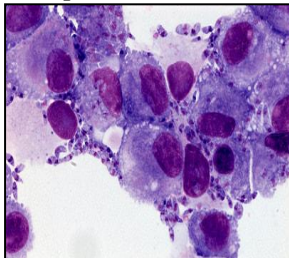
A- ENDOPARASITOSE DES CARNIVORES



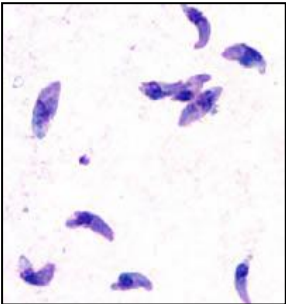

PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>1. AELURO-STRONGYLOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : chat. • ST : bronchioles terminales et Canaux alvéolaires. • Contamination par HI. • Non zoonosique. ^[11] 	<p><i>Aelurostrongylus abstrusus</i>.^[4]</p>  <p>Fig. 18 : Larve d'<i>A. abstrusus</i>.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Identiques à ceux de l'asthme du chat. • Toux avec crachats teintés de sang. • Dyspnées. • Sifflements expiratoires. • Nodules grisâtres sous-pleuraux de diamètre= 1-10 mm³. <p>Troubles G° :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Anorexie. • Abattement. • Hyperthermie. • Amaigrissement. • Pneumonie bact. • Epanchement pleural. ^[4] 	<p>1- D.expérimental:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Coproscopie : Technique de Baermann. • Lavage Broncho alvéolaire. • Cytoponction pulmonaire à aiguille. • Radio thoracique. • Analyse de sang. ^[4] <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Tuberculose. • Tumeurs. • Bronchite chronique allergique. ^[13]
<p>2. ANGIO-STRONGYLOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Chien.^[4] • Contamination par HI : escargot, limace. ^[4] • Une parasitose sous diagnostiquée. ^[6] • Une infestation asymptomatique possible. ^[1] • La forme fréquente : la forme chronique. ^[1] 	<p><i>Angiostrongylus vasorum</i>.^[4]</p>  <p>Fig. 19 : L1 de <i>A. vasorum</i>.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Essoufflement. • Dyspnée. • Tachypnée. • Tachycardie. • Hémoptysie. • pétéchies, hématomes. • Hyperthermie. • Muqueuses pâles. • Diarrhées. • Troubles neurologiques. • Souffle systolique apexien droit lors d'insuffisance tricuspidiennne. ^[4] 	<p>D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Coproscopie parasitaire. • Radiographie thoracique. • Echocardiographie. • Analyses sanguines ^[4]

PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>3. ANKYLOSTOMOSE : « Anémie des chiens de meute »</p> <ul style="list-style-type: none"> Hôtes : Canidés dom. et sauvages. [10] <p>Animaux à risque = Chiens adultes. [10]</p> <ul style="list-style-type: none"> Transmission (L2) : <ul style="list-style-type: none"> - Transcutanée - Colostrum. Zoonose: Dermatite & entérite éosinophilique. [10] 	<p><i>Ankylostoma caninum.</i> [4]</p>  <p>Fig. 20: Œufs D'Ankylostoma sp.</p>	<ul style="list-style-type: none"> Anémie. Hypoprotéinémie Mélena. Défaut de croissance des chiots. Maigrissement. Pelage terne. [4] 	<p>1- D.expérimental</p> <ul style="list-style-type: none"> Coprocopie Analyses de sang [4] <p>2- D. Différentiel</p> <ul style="list-style-type: none"> Maladies anémiantes et cachectisantes : <ul style="list-style-type: none"> - Tuberculose - Leishmaniose
<p>4. ASCARIDOSE (à <i>T. leonina</i>)</p> <ul style="list-style-type: none"> Hôtes : Canidés & félidés. Transmission : <ul style="list-style-type: none"> - Ingestion d'œufs infectieux - ingestion de proies. Animaux à risque : Chiens < 6 mois. Non zoonosique. [10] 	<p><i>Toxascaris leonina.</i></p>  <p>Fig.21 : <i>T. leonina.</i></p>	<p>- Adulte : - G° asymptomatique.</p> <p>- Chiots :</p> <ul style="list-style-type: none"> Maigrissement. Pelage interne. Ballonnement. Abattement. Diarrhées. Vomissements. [13] 	<p>1-D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> Coprocopie Analyse de sang <p>2-D. Différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> Trichurose
<p>(à <i>T. canis</i>)</p> <ul style="list-style-type: none"> Transmission : <ul style="list-style-type: none"> -Transplacentaire - Colostrum. - Ingestion d'œufs infectieux (L2). - Méconium. St chiens <6mois. Zoonose. [10] 	<p><i>Toxocara canis.</i></p>  <p>Fig. 22 : Œuf de <i>Toxocara canis.</i></p>	<p>- Chiots :</p> <ul style="list-style-type: none"> Maigrissement. Pelage interne. Distension abdominale. Abattement. Diarrhées. Vomissements. [4] 	<p>- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> Coprocopie Analyses sanguines. [4]
<p>4. ASPERGILLOSE</p> <ul style="list-style-type: none"> Hôtes : Chien. Chat = Rare. [4] St dolichocéphales de 1 et 6ans. Cavités nasales. Prédispositions = : <ul style="list-style-type: none"> - Traumatisme local. - Déficit immunitaire. [13] 	<p><i>Aspergillus fumigatus.</i>² (Saprophyte.)</p>  <p>Fig. 23: <i>A. fumigatus.</i></p>	<p>- Forme nasale :</p> <ul style="list-style-type: none"> Jetage purulent hém. Eternuement avec expulsion de tissus nécrosés et de sang. Ulcère + Aile de la narine dépigmentée. Renflement rétro. Tr. Nerveux. Douleur chanfrein. <p>- F. disséminée: [4]</p>	<p>1- D.expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> Radio des nasaux. [4] Rhinoscopie. Culture. Sérologie [13] <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> Tumeurs. Rhinite.

PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>5. BABESIOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Canidés¹. • Sang périphérique.^[10] • ST : Jeunes chien.^[13] • Saisonnière (Activité des tiques) • Transmission : <ul style="list-style-type: none"> - Morsure de Tique (Rh. sanguineus) - Transplacentaire. - Transfusion sang. • Non contagieuse. • Non zoonosique.^[13] 	<p><i>Babesia canis.</i>¹ <i>B. gibsoni.</i>^[10]</p>  <p>Fig. 24 : <i>Babesia</i> (GR) d'un chien (frottis sanguin observé au microscope après coloration).</p>	<p>- Forme subclinique :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Anémie (régénérative, hémolytique) • Hémoglobinémie. et d'hémoglobinurie. • Fièvre (41,5°C) • Anorexie. <p>- Forme chronique :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Fièvre intermittente. • Anorexie. • Amaigrissement chr <p>Forme suraiguë :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Choc hypotensif. Hypothermie.^[13] 	<p>1- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • PCR. • Frottis (Giemsa).^[10] <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Intoxication aux anti-coagulants. • Ehrlichiose aiguë (<i>Ehrlichia canis</i>). • Anémie. • Autres causes de Fièvre et abattement.^[13]
<p>6. CAPILLARIOSE RENALE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte: Chien/Chat • Vessie (muqueuse) parfois pelvis rénal. • Prévalence : faible • Infection auto-limitante^[11] 	<p><i>Capillaria plica.</i></p>  <p>Fig.25 : Œuf de <i>Paersonema plica.</i></p>	<p>G° asymptomatique.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hématurie. • Dysurie.^[11] 	<p>- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Centrifugation d'urine et examen du sédiment.^[11]
<p>7- CAPILLARIOSE RESP.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Chien, Chat & Homme. • Enlisé dans L'épithélium de la trachée et bronches. • Transmission : Hôte paraténique (œufs infectieux ou d'un ver de terre).^[2] 	<p><i>Eucoleus (Capillaria) aerophilus.</i></p>  <p>Fig.26: Œuf de <i>C. aerophilus.</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Généralement Asymptomatique. <p>Parfois :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Respiration bruyante (rhinite et trachéite). • Toux chronique. • Infections bactériennes secondaires. <p>Possible :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Ecoulement. • Fourrure en mauvaise condition. • Amaigrissement.^[2] 	<p>- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Lavage trachéo-bronchique. • Centrifugation dans du sulfate de zinc. • Radiographie pulmonaire.^[2]

PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>8. CAPILLARIOSE VESICALE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Chat. • Enlisé dans la muqueuse de la vessie, ou libre dans l'urine ou l'urètre. • Prévalence faible • Transmission : HI • Non zoonosique. [11] 	<p><i>Capillaria feliscati.</i></p>  <p>Fig. 27 : C. felis-cati.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Inflammation de la muqueuse. • Obstruction de l'urètre. [11] 	<p>- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Centrifugation d'urine et examen microscopique des sédiments. [11]
<p>9. CRYPTO-SPORIDIOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Chien. • Cellules épithéliales d'intestin. • ST : Chiots - Immunosupprimés - Animaux très âgés. • Zoonose. [10] 	<p><i>Cryptosporidium canis.</i>¹</p>  <p>Fig. 28 : C. canis.</p>	<p>G° asymptotique.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Diarrhée aigue de l'intestin grêle. • Déshydratation. • Diarrhée du côlon rare. [4] 	<p>- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Coproscopie : (Flottation au sulfate de zinc. • PCR. [4]
<p>10. DIROFILARIOSE</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : Canidés Dom. et sauvages. [10] - artère pulmonaire - Non contagieuse. - Maladie vectorielle (H.I.= Moustique). • Zoonose : Nodule pulmonaire (Ø= 2 à 3cm) [13] 	<p><i>Dirofilaria immitis.</i> [4]</p>  <p>Fig.30 : D. immitis.</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Classe I & II : [4] <ul style="list-style-type: none"> • Parfois : Toux. - Fatigue à l'effort. - Classe III : [4] <ul style="list-style-type: none"> • Etat général altéré. • Cachexie. • Fatigue à l'effort. • Toux persistante. • +/- Dyspnée. • +/- insuffisance cardiaque droite. 	<p>1- D.expérimental [4]</p> <ul style="list-style-type: none"> • Radio thoracique. • ECG • Echocardiographie • Analyses de sang & urine. <p>2- D. différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Insuffisance cardiaque banale. • Angiostrongylose. [13]
<p>11. DYLIPIDIOSE</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : Canidés et félidés. • H.I : Puce Transmission : Ingestion de puce. • Zoonose : [10] 	<p><i>Dipylidium caninum.</i></p>  <p>Fig. 31 : Capsule ovigère bourrée d'œuf de D. caninum</p>	<p>G° asymptotique</p> <ul style="list-style-type: none"> - Prurit anal - « Signe du traineau » 	<p>- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen : les parties arrières de l'animal & Fèces. [10]
<p>12. [10]</p>			

PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
<p>12. GIARDIOSE :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Chien et Chat. • (I.G) • Animaux <1an. • Transmission : Ingestion de kystes. • Zoonose. [10] 	<p><i>Giardia duodenalis.</i>²</p>  <p>Fig.29 :<i>Giardia sp</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Asymptomatique. • Diarrhée aigue Ou chronique • Méléna (rare). • Hématochézie. • Vomissements. - Cas graves :^[4] • Déshydratation. • Anorexie. • Abattement. <p>Amaigrissement</p>	<p>- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Coproscopie (Flottaison au sulfate de zinc).^[4] • PCR sur écouvillon rectal.^[4] • Frottis direct.^[10]
<p>13. LEISHMANIOSE</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Canidés.³ • Macrophages. • Transmission : - HI = Phlebotomus - Transfusion - Vénérienne.² - Congénitale. • Incubation ≥6 mois • Protéiforme. • Zoonose. [10] 	<p><i>Leishmania infantum.</i>³</p>  <p>Fig. 32 : leishmanies intra- macrophagiques (ponction de moelle osseuse de chien)</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Lésions cutanées : • Alopecie. • Ulcération. • Pustules stériles/nodules multiples. • Amaigrissement. • Lymphadénite locale & généralisée. - Lésions oculaires : • Kératoconjonctivite bilatérale, uvéite. • Diarrhée. - Insuffisance rénale - Insuffisance hépatique - Epistaxis/ Anémie. - Boiterie/Griffose [4] 	<p>1- D. Expérimental :</p> <p>a)- DIRECT :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Frottis ganglionnaire (Biopsie cutanée). <p>b)- INDIRECT :</p> <p>NON SPECIFIQUE :</p> <ul style="list-style-type: none"> -FLG : Inversion Albumine/Globuline <p>c)- SPECIFIQUE :</p> <ul style="list-style-type: none"> - IFAT: 1/80 Leishmania spotIFBio - ELISA - Agglutination / PCR <p>2- D. Différentiel :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Teigne/Démodicé • Pb auto-immun. • Pyodémodicé. • Causes d'épistaxis (Aspergillose, intoxication, troubles de la coagulation...). <p>[13]</p>
<p>14. NEOSPOROSE</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Chien (Chiots).^[4] • Système nerveux, (intracellulaire).^[4] Transmission : - Verticale (80%) - Ingestion de viande crue infecter.^[4] • Non zoonosique. [10] 	<p><i>Neospora caninum.</i>^[4]</p>  <p>Fig. 33 : <i>N. caninum</i> Tachyzoites en culture.</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Chiots : Paralysie ascendante Rigidité musculaire des deux postérieurs. • Amyotrophie. • Dysphagie. - Adulte : • Polymyosite. • Myocardite. • Dermatite. • Méningo encéphalomyélite. <p>[10]</p>	<p>- D. expérimental :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Coproscopie après centrifugation dans le sulfate de zinc.^[4] - Biopsie musculaire : (Tachyzoites). • PCR. • Analyse de sang • Sérologie. • Ponction de LCR.

PARASITOSE	ETIOLOGIE	CLINIQUE	DIAGNOSTIC
15. SPIROCERCOSE : <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : Canidés, félidés sauvages. • HI : insecte coprophage. • Œsophage (paroi), Estomac ou Aorte. • Transmission : <ul style="list-style-type: none"> - Ingestion de l'HI - Hôte paraténique. • Non zoonosique. [10] 	<i>Spirocerca lupi.</i> ¹  Fig. 34 : Œuf de <i>Spirocerca lupi.</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Sténose des V.S après guérison. • Nodules de 4-5cm dans les parois. • Absence de signes cliniques ou : <ul style="list-style-type: none"> -Dysphagie. - Vomissements. - Hémorragies. - Anémie. -Hémoptysie. - Pleurésie. - Rupture de l'aorte et décès. [10] 	- D. expérimental : <ul style="list-style-type: none"> • Coproscopie (Sédimentation). • Centrifugation dans le sulfate de zinc. [10]
16. TENIASIS : <ul style="list-style-type: none"> • HD: Chats. • HI : Rongeurs et Lagomorphes. • I.G et foie (rongeur) • Non zoonosique. [11] 	<i>Taenia taeniaeformis.</i>  Fig. 35: <i>Taenia taeniaeformis.</i>	G° asymptomatique. <ul style="list-style-type: none"> • Désordres digestifs. • Amaigrissement. • Perforation intestinale. [11] 	- D.expérimental : <ul style="list-style-type: none"> • Aucun. • Examiner : <ul style="list-style-type: none"> - Parties arrière de l'animal. - Endroit où il se couche -Matières fécales. [11]
17. TOXOPLASMOSE : <ul style="list-style-type: none"> • Hôte : Félidés. (chatons < 01an) • Transmission : <ul style="list-style-type: none"> - Transplacentaire. - Ingestion (ookyste) • Zoonose : <ul style="list-style-type: none"> - Avortement. - Hydrocéphalie. - Surdité/Cécité -Fièvre/ Adénite. [11] 	<i>Toxoplasma gondii.</i>  Fig. 36: <i>T. gondii.</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Toux/ Dyspnée (Site pulmonaire). • Anorexie/Fièvre. • Boiterie/ Ictère. • Splénomégalie. • Adénite. • Convulsion. • Uvéite. • Chorioretinite. Remarque : Cycle entéro-épithélial G° asymptomatique. [4]	- D.expérimental : <ul style="list-style-type: none"> • Coproscopie après centrifugation dans le sulfate de zinc. • Sérologie (ELISA). [11]
19. TRICHUROSE <ul style="list-style-type: none"> • Hôtes : Canidés Dom. et sauvages. Surtout les jeunes. • Transmission <ul style="list-style-type: none"> -Ingestion (œufs infectieux ; proies - Zoonose mineure. [11] 	<i>Trichuris vulpis.</i>  Fig. 37: <i>T. vulpis.</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Diarrhée : (mucus & sang en nature). • Ténésme. • Vomissements. • Amaigrissement. • Hypoprotéinémie • Anémie légère. [4] 	- D. expérimental : <ul style="list-style-type: none"> • Coproscopie. • Analyses sanguines. • Coloscopie. [4]

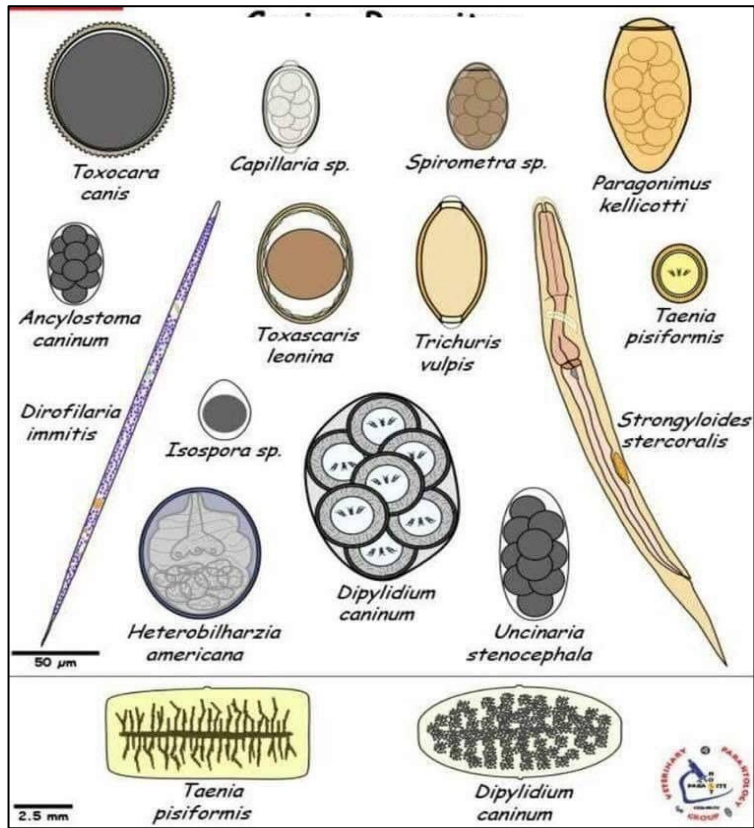


Figure 38 : Morphologie des principaux éléments parasitaires retrouvés lors de la coprologie.

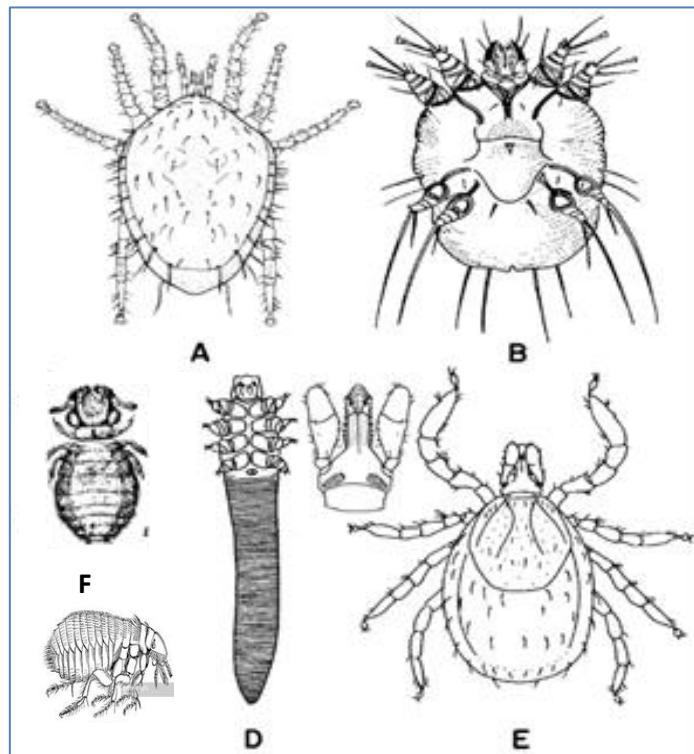


Figure 39 : Morphologie des principaux ectoparasites des carnivores.

A= *Cheyletiella* sp. / B =*Sarcoptes scabiei* / C = Puce/D= Demodex/ E= Tique/ F = Pou

CHAPITRE II :

TECHNIQUES DES BILANS PARASITAIRES

Dans ce chapitre, ne sont décrites que les techniques qui ont été utilisées lors de notre enquête

1- DIAGNOSTIC COPROLOGIQUE

Technique quantitative de numération sur lame de Mac Master

Elle est basée sur le principe de la flottation, et consiste à compter le nombre d'éléments parasitaires contenus dans 0,30 ml d'une suspension de matière fécale diluée au 1/15ème et nécessitant l'utilisation d'une lame de Mac Master composée de 02 chambres (volume de 0,15 ml) séparées par une cloison. Chaque chambre contient un système de réseau divisée en 6 cellules de 1,7 mm de largeur.

- Réalisation

Il y a différentes étapes pour réaliser cette technique :

- Réaliser l'inspection macroscopique du prélèvement.
- Homogénéiser le prélèvement au moyen d'un mortier et d'un pilon.
- Peser précisément 5 grammes de matières fécales.
- Ajouter à ce prélèvement 70 ml d'une solution de flottation (idéalement une solution de Iodomercurate de potassium avec $d = 1,44$) et homogénéiser le mélange à l'aide d'un agitateur.
- Remplir à l'aide d'une pipette chacune des 02 chambres de la lame avec la suspension.
- Poser la lame sur la platine du microscope et attendre pendant 5 min environ que les éléments parasitaires remontent (œufs & larves).
- Se placer à l'objectif x10 (largeur des cellules est juste contenue dans le champ optique).
- Faire défiler successivement les 06 cellules et identifier et compter le nombre total des éléments parasitaires. Ce nombre total par gramme de fèces (OPG) est multiplié par un coefficient de 50. S'il y a moins de 03 éléments du même parasite, on compte dans la lame, et le coefficient de multiplication est alors égal à 15.

- Avantages et inconvénient

La méthode de Mac Master permet une étude coproscopique quantitative et, est assez rapide. Cependant, la lecture ne peut se faire qu'avec l'objectif x10. Les éléments de très petite taille (Protozoaires) ne pourront pas être identifiés et comptés. De même, on ne peut pas faire une analyse quantitative des larves (trop mobiles). Enfin, l'interprétation du comptage est délicate car elle dépend de nombreux paramètres (Etat des fèces, état physiologique des animaux...).

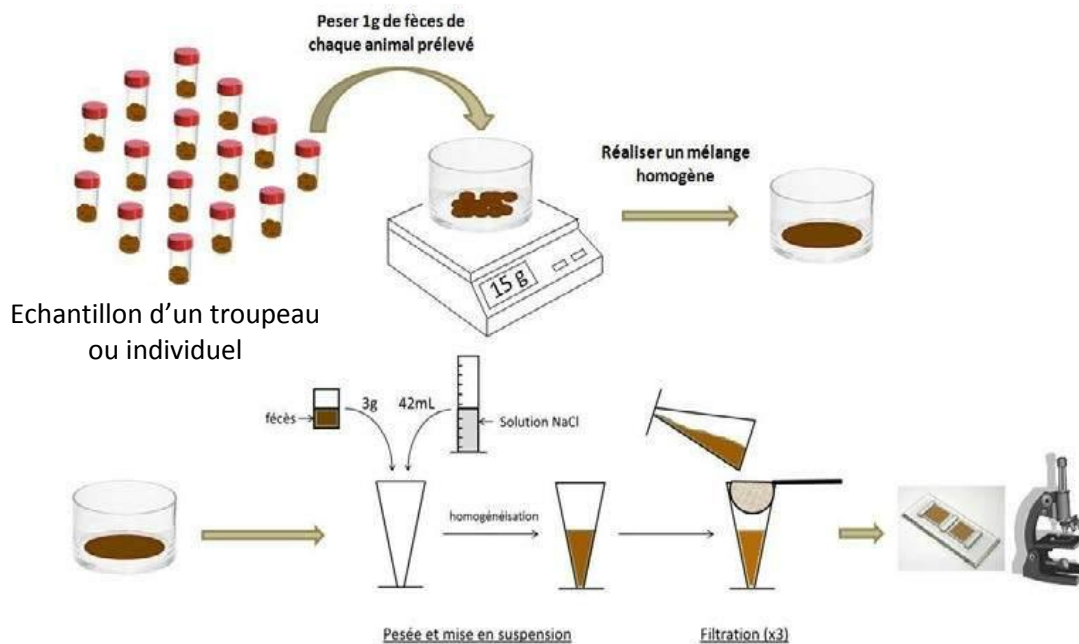


Figure 40 : Technique de numération sur lame de Mac Master.

II- DIAGNOSTIC DERMATOLOGIQUE

Le prélèvement se fait par grattage cutané et, dépendra de la localisation du parasite :

- *Raclage superficiel* : Pour la recherche d'ectoparasites vivant en surface (Puces, *Cheyletiella*, Aoûtats, Poux...) ou leur trace (œufs, fèces).
- *Raclage profond* : Il se fait jusqu'à la rosée sanguine, pour la mise en évidence de parasites intra-épidermiques (*Demodex*, *Sarcoptes*...) ou de certains helminthes sous-cutanés (*Dirofilaria repens*)(7).

- Réalisation

Le grattage se fait avec une lame de bistouri imprégnée d'une solution huileuse (pour retenir les débris cutanés volatils). Entre les grattages, il faut presser par intermittence la zone grattée pour extérioriser les acariens térébrants (vivants en profondeur de la peau) et augmenter le rendement. Le prélèvement est placé entre lame et lamelle et observé de façon méthodique, champ par champ, au petit grossissement (x4 ou x10). L'examen est très spécifique (Absence de faux-positifs) si la lecture de la lame et la diagnose du parasite sont correctes (12).

- Avantages et inconvénients

Il y a des faux-négatifs si le prélèvement est de mauvaise qualité ou insuffisant (gale).

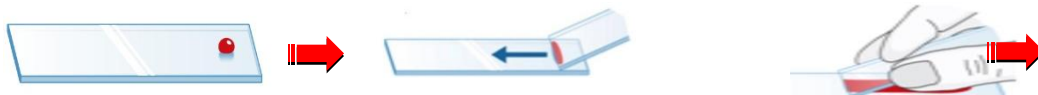
La découverte d'un élément parasitaire (œufs, stades pré-imaginaux ou adulte), confirme en général la maladie.

III- DIAGNOSTIC HEMATOLOGIQUE

On utilise l'examen du sang périphérique, car plus riche en parasites. La technique de choix est l'étalement à l'état frais (Frottis sanguin).

- Réalisation

Pour se faire, on fait une double incision en croix sur 01 cm de longueur à l'aide d'une lame de bistouri sur la face interne de l'oreille de l'animal. Les premières gouttes de sang prélevées sont placées sur le bord de la lame et étalées. Après coloration au May-Grunwald et Giemsa, on observe au microscope à l'immersion et au plus fort grossissement.



(1) Goutte de sang placée sur le bord de la lame en forme d'obus

(2) 2^e lame placée à 45°C étale par capillarité la goutte

(3) Etalement la lame pour obtenir le frottis en

Figure 41 : Technique du frottis sanguin.

L'observation d'un élément parasitaire, autorise la confirmation de la maladie.

- Avantages et inconvénients

En pratique, il est difficile d'avoir accès rapidement aux résultats d'analyse hématologiques. Ainsi, la lecture du frottis sanguin apporte de précieuses informations dans de courts délais. Elle fournit des éléments qui n'apparaissent pas dans les résultats d'analyse hématologiques (modifications de forme, de taille et de charge des GR en hémoglobine) (12).

Une préparation rigoureuse, ainsi qu'un examen systématique et ordonné du frottis sanguin sont primordiaux pour une utilisation efficace de cet outil diagnostique.

II- PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE III : MATERIEL & METHODES

1- OBJECTIF

Notre objectif consiste à identifier les principaux parasites affectants les chiens et les chats admis en consultation dans la région de Blida et d'Alger et d'en estimer la prévalence.

2- ZONE D'ETUDE

2.1- Wilaya d'Alger



Figure 42 : Carte géographique de la W. Alger (<http://www.wilaya-alger.dz/fr/les-circonscriptions-administratives/>, Consulté le 28-03-2020 à 19H30).

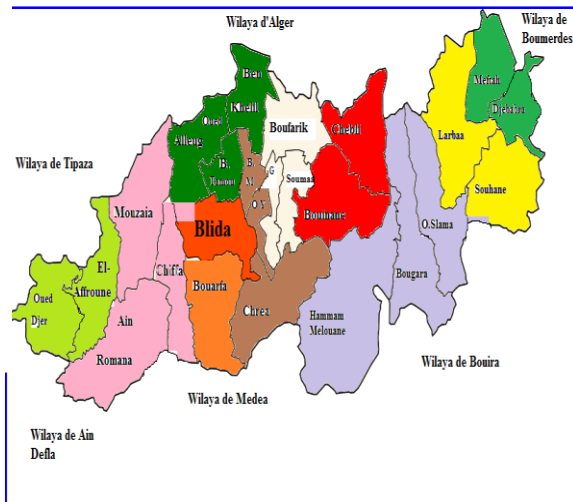
D'une superficie de 809 Km², elle compte 13 daïras, réparties en 57 communes. Elle est délimitée au nord par la mer Méditerranée, à l'est par la W. Boumerdes, à l'ouest par la W. Tipaza et au sud par la W. Blida. Le relief physique est marqué par trois zones longitudinales : le sahel à l'ouest de la baie d'Alger, le littoral et la Mitidja (très fertile).

Sa climatologie est dominée par un Eté chaud et humide (22-30°C) et un Hiver doux (8-15°C). La pluviométrie moyenne est de 670 à 800 mm/an.

2.2 - Wilaya de Blida

La Wilaya de Blida se situe dans la partie Nord du pays dans la zone géographique du Tell central. Elle est limitée au nord par les wilayas d'Alger et Tipaza, à l'ouest par la Wilaya de Aïn Defla, au sud par la Wilaya de Médéa à l'est par les Wilayas de Bouira et de Boumerdès.

Elle se répartie sur un total de 32 communes regroupées en 10 daïras (Blida, Meftah, Labaa, Boufarik, El Afroun, Bougara, Oued El-Alleug, Bouinan, Mouzaia & Ouled Yaich).



Le relief se compose surtout d'une importante plaine très fertile (Mitidja) ainsi que d'une chaîne de montagnes au sud (Atlas Blidéen, culminant à 1.600 m). Les conditions climatiques sont favorables. Les précipitations atteignent leur apogée de Décembre à Février (30-40 % des précipitations annuelles). Avec une superficie de 147.862 ha, elle possède un patrimoine forestier évalué à 65.253 ha, avec un taux de boisement de 44 % (23.254 ha de forêt, 30.720 ha de maquis et de reboisement et 11.279 ha de parcours).

Figure 43 : Carte de géographie de la W. Blida (<http://echourouk.over-blog.com/site-officiel-de-la-wilaya-de-blida.html>) (Consulté le 28-03-20120 à 19H30).

3- PERIODE D'ETUDE

Cette étude a été menée d'Août 2019 à Février 2020, soit sur une période de 07 mois.

4 - MATERIEL

4.1- Biologique

Ce travail a concerné les chiens et les chats présentés en consultation dans notre zone d'étude. Ils sont sélectionnés sur la base de motifs de consultation en rapport avec une suspicion clinique d'une parasitose.

4.2 - Logistique

Plusieurs types de matériel ont été utilisés au cours de notre partie pratique :

- *Pour l'examen clinique*, un matériel basique a été utilisé (thermomètre digital pour la prise de température rectale, un gel de vaseline, un stéthoscope et une muselière).
- *Pour les examens complémentaires*, nous avons utilisé (Lame de bistouri, lames porte objet et lamelles, écouvillons stériles, Lampe de Wood, pince à tique, peigne à puces,

tubes EDTA, tubes secs, de l'alcool chirurgical à 70°, des gants jetables, du coton, des compresses, des aiguilles épicroâniennes, des seringues à 5cc, des pots stériles pour ECBU)

- *Pour le diagnostic de laboratoire*, nous avons eu recours au laboratoire de parasitologie de l'ISV-Blida (lames porte objet, pipettes Pasteur, boîtes de pétri, solution de Formol, colorants de Giemsa et de May-Grunwald, papier absorbant, microscopique optique, et, loupe binoculaire).

5 – METHODES

Aux différentes étapes de nos investigations, une méthode adaptée a été utilisée :

5.1 - Examen clinique

Après avoir réalisé l'anamnèse et les commémoratifs, l'animal de compagnie est muselé et contentonné avec l'aide du propriétaire.

Le premier paramètre enregistré est la température à l'aide d'un thermomètre digital, puis une consultation minutieuse est effectuée. Une attention particulière est réservée à l'examen de la robe pour révéler la présence d'une atteinte dermatologique.

L'examen des muqueuses (oculaire, buccale et vaginale) pour relever les cas d'anémie et d'ictère.

La palpation abdominale, permet de vérifier l'intégrité des organes (reins, rate et foie).

Les ganglions lymphatiques superficiels sont palpés systématiquement, car ils sont un bon reflet de l'état de santé.

5.2 – Examen de laboratoire

5.2.1 Prélèvement de cérumen

Le prélèvement a été effectué à l'aide d'un écouvillon stérile au niveau de la paroi interne du canal auditif afin de prélever l'exsudat.

a) Etalement de cérumen :

Le matériel prélevé est roulé plusieurs fois sur toute la lame en évitant de déposer des amas épais de cérumen.

b) Examen microscopique :

Nous avons rajouté quelques gouttes de lactophénol (qui présente un pouvoir éclaircissant) à l'étalement de cérumen, que nous couvrons ensuite d'une lamelle pour une observation microscopique, au faible (x4) puis au fort grossissement (x10), le diaphragme étant fermé.

5.2.2 Prélèvements cutanés :

Le choix des zones cutanées à prélever est établi en fonction de l'agent parasitaire recherché, de la topographie et de l'aspect des lésions.

Avec une lame de bistouri émoussée préalablement enduite de lactophénol (ou huile de paraffine) nous avons effectué un raclage rapide pour prélever l'épiderme et les parasites présents à la surface ou dans l'épaisseur, dans le sens de la croissance des poils.

a) Examen microscopique :

Le produit de raclage ainsi récolté est déposé sur une lame, dans une goutte de lactophénol (ou d'huile de paraffine), puis étalé et écrasé avec la lame de bistouri. La lame est recouverte d'une lamelle et observée au microscope, au faible puis au fort grossissement (x10 et x40), le diaphragme étant réglé au minimum et la puissance de la lumière maximale.

5.2.3 Prélèvements des ectoparasites :

~~Pour~~ Les ectoparasites macroscopiquement visibles ont été prélevés à l'aide d'une pince pour les tiques (retirer en entier) et un peigne pour les puces.

a) Examen à la loupe binoculaire :

Une fois que nous les avons décrochés, ils sont mis dans des tubes contenant de l'éthanol à 70% pour la conservation, car le dessèchement fragilise très fortement les spécimens des ectoparasites récoltés. Les tubes sont étiquetés portant les indications sur la date et le lieu des récoltes-ainsi le type d'animal examiné.

Une observation ~~à~~ à une loupe binoculaire est effectuée pour leur l'identification.

5.2.4 Prélèvements des selles :

Les prélèvements ont été effectués sur des chiens et des chats qui déféquaient pendant la consultation, soit à l'aide des propriétaires qui ont été contactés par téléphone la veille de leur venue en consultation de façon à ce qu'ils amènent des selles fraîches récoltées dans la litière de leur animal.

a. Examen macroscopique des selles :

Nous avons noté la consistance (liquides, molles, moulées), la présence de glaires, de pus et de sang.

b. Examen microscopique des selles :

Nous avons fait une suspension homogène de la selle dans l'eau physiologique. Une goutte est déposée entre lame et lamelle pour observation microscopique à objectif x10 puis x40.

5.2.5 Prélèvements du sang :

Le prélèvement a été opéré sur deux sites différents :

- Un prélèvement est effectué au niveau de la veine saphène latérale du membre postérieur/ou veine radiale du membre antérieur, pour la réalisation d'un hémogramme (FNS = formule, numération sanguine). Après une bonne compression manuelle en amont du membre, nous récupérons à l'aide d'une aiguille épicroânienne montée sur une seringue de 5cc, le sang veineux dans un tube à EDTA. Un prélèvement est réalisé à la face interne du pavillon de l'oreille. Après désinfection à l'alcool chirurgical (hyperhémie), une double incision en croix à l'aide d'un bistouri, permet de recueillir quelques gouttes de sang capillaire destiné à la réalisation du frottis sanguin.

a) Etalement sanguin :

La goutte de sang récoltée est déposée à l'extrémité de la lame. Nous plaçons une lame rodée devant la goutte avec un angle de 45°, la goutte s'étale alors le long du bord de la lame, nous la déplaçons ensuite d'un mouvement régulier vers l'avant en la glissant sur la lame porte objet. Cette partie est la plus délicate, c'est de l'étalement que dépend la qualité de l'hémogramme.

Nous séchons enfin le frottis à l'air par agitation.

b) Coloration

La coloration de May-Grünwald Giemsa est réalisée comme suit :

Tout d'abord nous recouvrons le frottis avec le colorant May-Grünwald et nous le laissons agir pendant 5 minutes. Ensuite nous jetons le colorant et nous recouvrons la lame d'une solution de Giemsa diluée à un dixième dans de l'eau pour préparation injectable préparée extemporanément, pendant 5 à 10 minutes. Nous jetons enfin le colorant puis nous rinçons la lame à l'eau du robinet pendant quelques secondes. Nous frottons le dessous de la lame avec un linge pour retirer le dépôt de colorant et nous séchons la lame à l'air tiède.

c) Examen au microscope

La lecture est faite de façon minutieuse et sur l'ensemble de la lame grâce à l'objectif à immersion. Les globules rouges parasités (plus lourds) sont surtout présents sur les bords et dans la partie distale du frottis.

CHAPITRE IV : RESULTATS & DISCUSSION

1- RESULTATS

Les résultats obtenus, concernent un effectif de 64 cas des deux espèces (chiens & chats) et de toutes-races, présentés en consultation pour différents motifs.

A. PERIODE DE CONSULTATION :

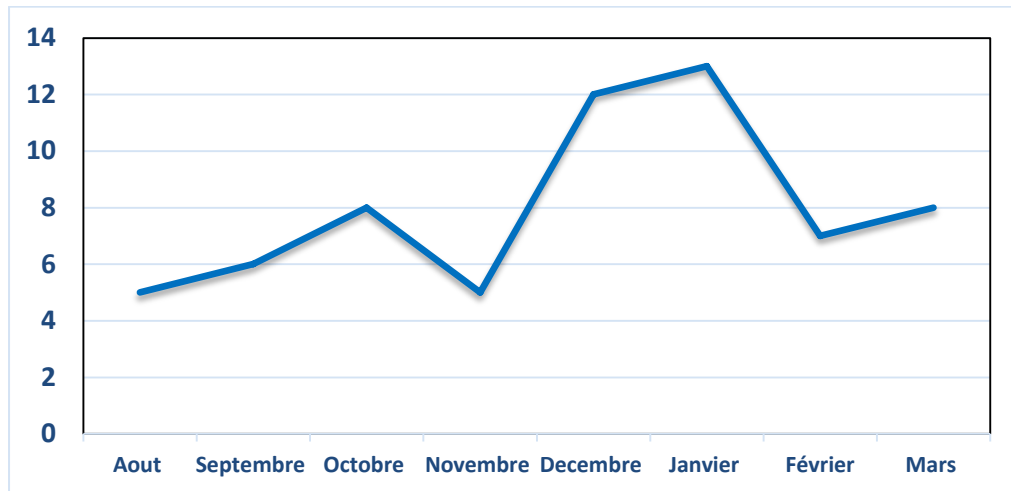


Figure 44 : Période de consultation des cas cliniques.

Nous avons commencé notre étude au mois d'Août pendant lequel nous avons enregistré 05 cas, puis le nombre de cas à augmenter au mois de janvier pour atteindre son maximum, à savoir 13 cas.

B. POPULATION ETUDIEE

1 – Espèce

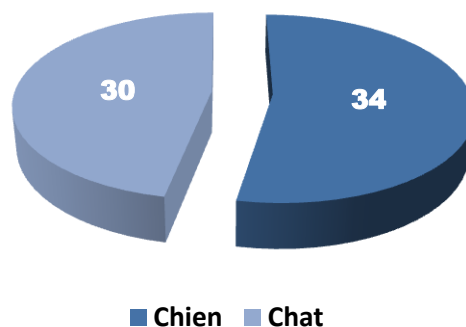


Figure 45 : Répartition des espèces.

Le nombre total d'animaux inclus dans cette étude est de 64, dont 34 (53%) chiens et 30 chats (47%).

2 – Race

Chat :

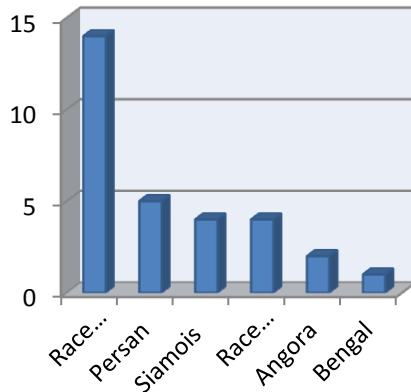


Figure 46 : Races de chats.

La race commune est prédominante (14), suivie de la race Persan (5).

Chien

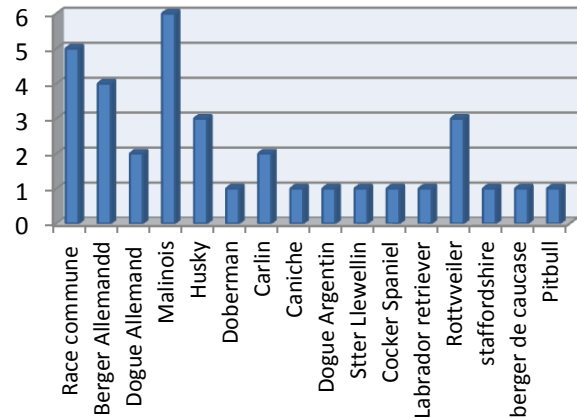


Figure 47 : Races de chiens.

Berger Belge Malinois prédomine (6), puis viennent la race commune (5) et le Berger Allemand (4)

3- Origine des animaux

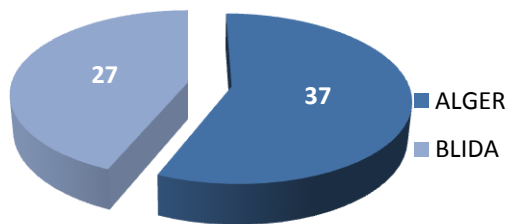


Figure 48 : Origine des animaux.

Les animaux, proviennent d'Alger (37) et de Blida (27).

3- Age des animaux étudiés

Chat :

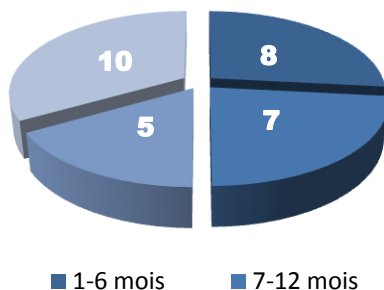


Figure 49 : Age des chats.

Les chats, sont suspectés de parasitose indifféremment des classes d'âge : de 1 à 6 mois (08 cas), de 07 à 12 mois (07 cas), de 1 à 2 ans (05 cas) et plus de 2 ans (10 cas).

Chien :

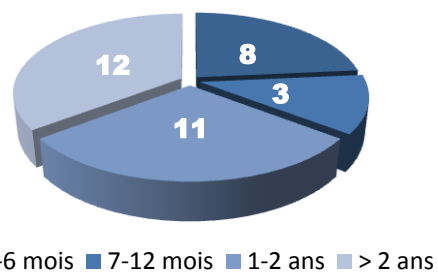


Figure 50 : Age des chiens.

Les chiens, sont suspectés de parasitose indifféremment des classes d'âge : de 1 à 6 mois (08 cas), de 07 à 12 mois (03 cas), de 1 à 2 ans (11 cas) et plus de 2 ans (12 cas).

3- Sexe des animaux étudiés

Chat :

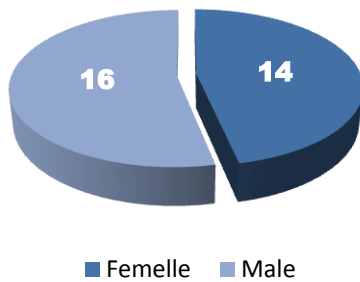


Figure 51 : Sexe des chats.
Les femelles semblent être aussi atteintes que les mâles (53% Vs 47 %)

Chien :

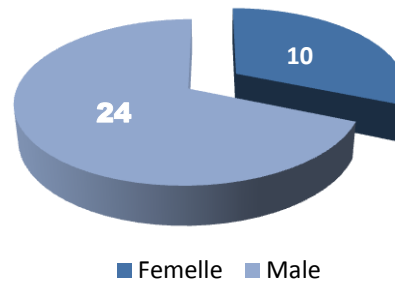


Figure 52 : Sexe des chiens.
Les mâles semblent être plus atteints que les femelles (71% Vs 29 %)

3- Mode de vie (Habitat) des animaux étudiés

Chat :

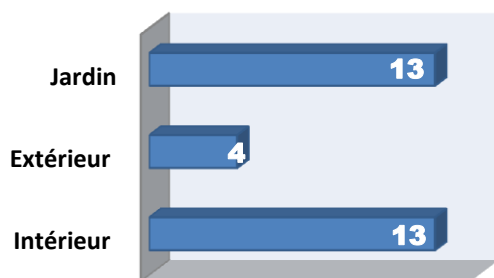


Figure 53 : Mode de vie des chats.
13 chats ont accès en permanence à un jardin et 13 autres vivent dans des appartements, par contre (4) seulement vivent à l'extérieur.

Chien :

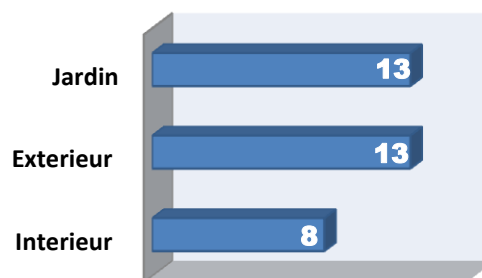


Figure 54 : Mode de vie des chiens.
13 chiens vivent à l'extérieur et 13 autres ont un accès permanent à un jardin et, 08 vivent en appartement et sortent pour les « petits besoins » quotidiennement.

3- Statut vaccinal des animaux étudiés

Chat :

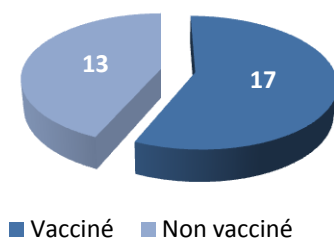


Figure 55 : Statut vaccinal des chats.
57% des chats sont vaccinés contre les principales maladies endémiques félines.

Chien :

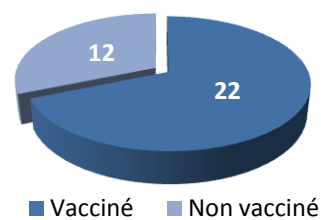


Figure 56 : Statut vaccinal des chiens.
65% des chiens sont vaccinés contre les principales maladies endémiques canines

4- Vermifugation des animaux étudiés

Chat

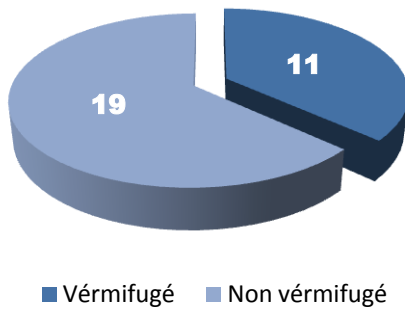


Figure 57 : Vermifugation des chats. Seuls 11 chats sont vermifugés.

Chien

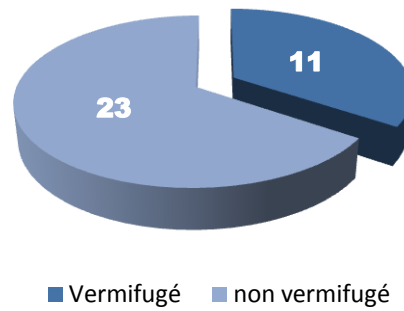


Figure 58 : Vermifugation des chiens. Seuls 11 chiens sont vermifugés.

5- Motif de la consultation

Chat

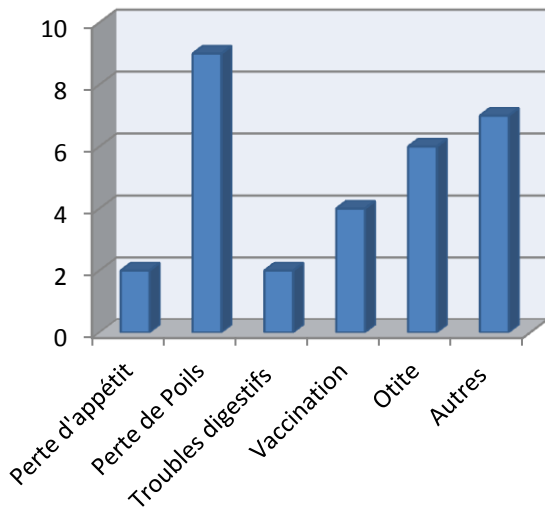


Figure 59 : Motifs de consultation du chat. Le motif de consultation majeur est la perte de poils (9 cas).

Chien

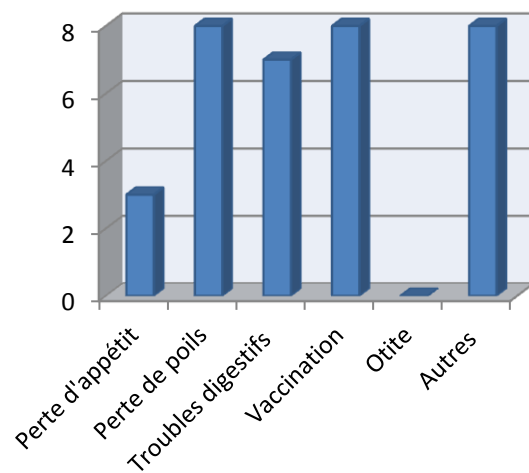


Figure 60 : Motifs de consultation du chien. Le principal motif de consultation est la vaccination (08) ou la chute de poils (08).

Examens complémentaires

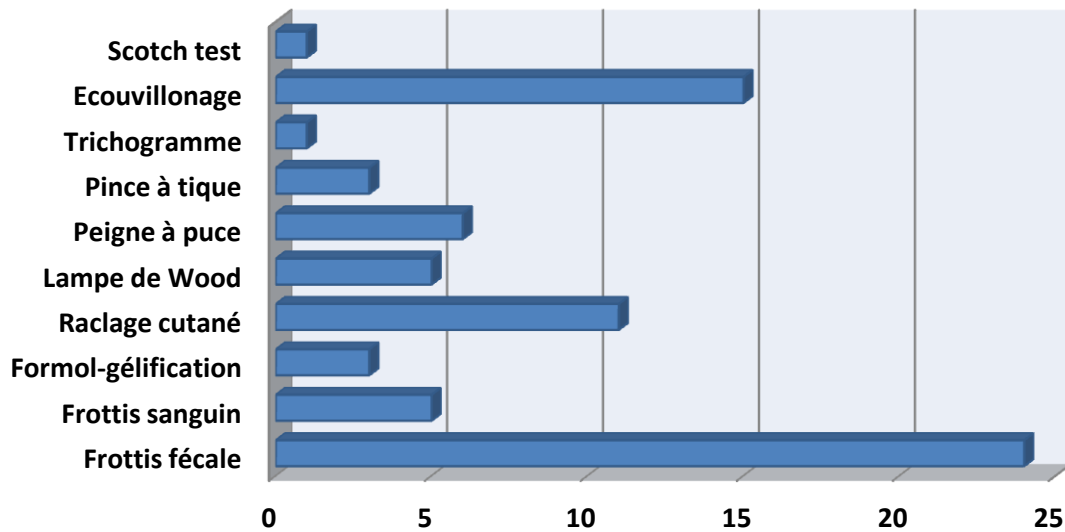


Figure 61 : Examens complémentaires réalisés lors de l'étude.

Lors de notre étude nous avons effectué 24 frottis fécaux, 15 écouvillonnages, 11 raclages cutanés, et bien d'autres examens complémentaires.

6- Résultats des examens complémentaires

Chat :

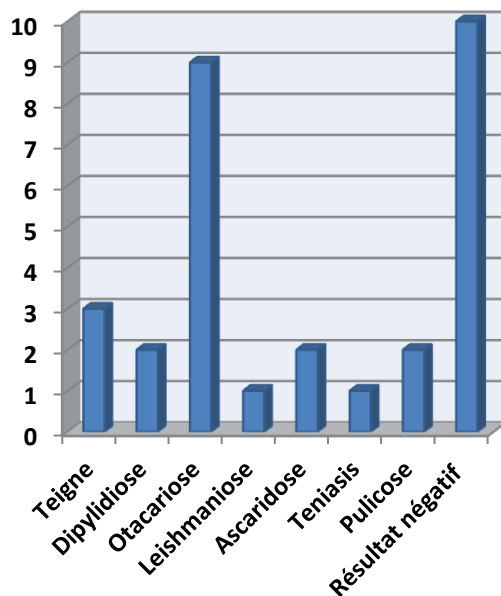


Figure 62 : Résultats des examens complémentaires chez le chat. 67% des chats sont parasités.

Chien

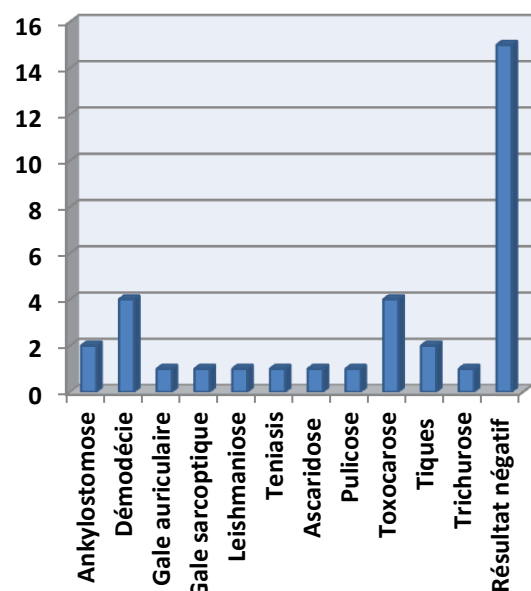








Figure 63 : Résultats des examens complémentaires chez le chien. 44% des chiens sont parasités.


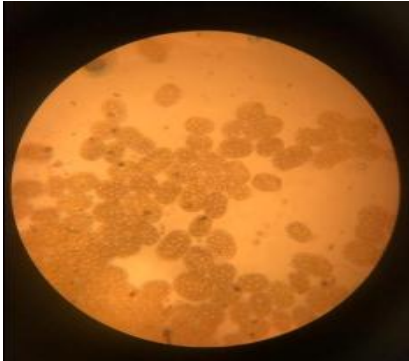



C- CONSULTATION


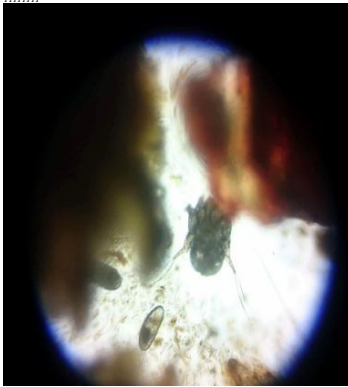


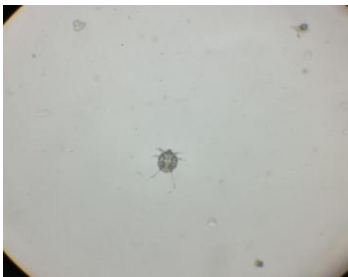
Les résultats de l'examen détaillé des chiens et des chats présentés en consultation, sont consignés dans les tableaux suivants et illustrés par nos propres photos :







<p>Cas # 1</p> <p>TEIGNE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Mimi, chatte de race commune d'intérieur, âgée de 8 mois et pesant 3Kg est présentée au cabinet « l'espoir », en Aout 2019, pour une perte de poils au membre antérieur droit. Non vermifugée mais la vaccination est à jour. • Examen clinique : Les lésions étant plus ou moins circonscrites et non prurigineuses, • Hypothèses diagnostiques : 1-Dermatophytose (Teigne). 2-Démodicie sèche & débutante. • Examens complémentaires : L'examen à la lampe de Wood est positif en (fluorescence verdâtre), signant ainsi la présence de <i>Microsporum canis</i>. • Conclusion : Teigne non suppurée. • Traitement : - Enilconazole (application locale) - Nettoyage à la Bétadine (maison) 	
<p>Cas # 2</p> <p>TEIGNE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Bichette, chatte de race européenne, âgée de 14 mois et pesant 4,3Kg est présentée en consultation au cabinet « Tassili » en janvier 2019, pour une perte de poils sur au niveau de la tête. Sort au Jardin. Vaccination et vermifugation à jour. • Examen clinique : La lésion étant circulaire, alopecique, plus ou moins enflammées. • Hypothèses diagnostiques : nous nous sommes orientés vers : 1- Dermatophytose (Teigne). 2- Folliculite bactérienne banale. 3- Pyodémodicie. • Examens complémentaires : Trichogramme : Négatif • Conclusion : La chatte ne présente pas une Dermatophytose (teigne). • Traitement : Nexgard. 	





<p>Cas # 3</p> <p>TEIGNE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse <p>Tigrou, chat de race européen, âgé de 9 mois et pesant 3,9Kg est présenté en consultation à la clinique « City-Vet » en Août 2019, pour une perte de poils (tête). Sort au Jardin. Sa vaccination et vermifugation sont à jour.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique : <p>Lésions plus ou moins circonscrites, alopécique et, non prurigineuses,</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hypothèses diagnostiques : <p>Notre suspicion s'est orientée vers :</p> <ol style="list-style-type: none"> 1- Dermatophytose (Teigne). 2- Folliculite bactérienne banale. 3- Démodécie sèche & débutante <ul style="list-style-type: none"> • Examens complémentaires : <p>L'examen à la lampe de Wood est positif, (<i>Microsporum spp</i>).</p> <ul style="list-style-type: none"> • Conclusion : Teigne non suppurée. • Traitement : Kétoconazole (locale) 	
<p>Cas # 4</p> <p>TEIGNE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse <p>Milka, chatte de race commune, âgée de 8 mois et pesant 3Kg elle, est présentée en consultation à la clinique « City-Vet » pour une perte de poils au membre antérieur gauche. Vaccination, vermifugation sont à jour.</p> <p>Habitat : Intérieur. Examiné en Octobre.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique : <p>Lésions plus ou moins circonscrites, alopécique, non prurigineuses.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hypothèses diagnostiques : <p>Notre suspicion s'est orientée vers :</p> <ol style="list-style-type: none"> 1- Dermatophytose (Teigne). 2- Démodécie sèche & débutante <ul style="list-style-type: none"> • Examens complémentaires : <p>L'examen à la lampe de Wood est positif. (<i>Microsporum spp</i>).</p> <ul style="list-style-type: none"> • Conclusion : Teigne non suppurée. • Traitement : Kétoconazole (locale) 	

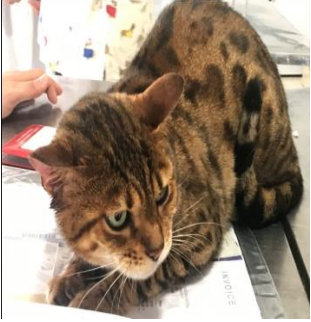
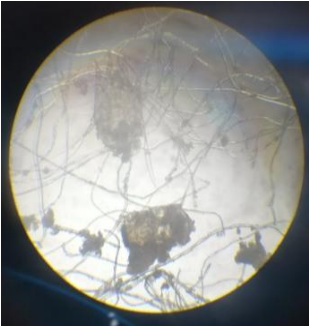




<p>Cas # 5</p> <p>TEIGNE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Djad, un siamois âgé de 3ans et pesant 5Kg, est présenté en consultation au cabinet « City-Vet » pour une perte de poils à l'arrière de l'oreille. Vaccination, vermifugation non faites. Habitat : Intérieur. Examiner en Déc. • Examen clinique : Lésions plus ou moins circonscrites, alopécique et, non prurigineuses. • Hypothèses diagnostiques : Notre suspicion s'est orientée vers : 1- Dermatophytose (Teigne). 2- Démodécie sèche & débutante • Examens complémentaires : L'examen à la lampe de Wood en chambre noir n'a pas indiqué une fluorescence. • Conclusion : Absence de dermatophytose. • Traitement : • Nettoyage à la Bétadine. 	
<p>Cas # 6</p> <p>TEIGNE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Sissi, chatte de race commune, âgée de 6mois et pesant 3,2Kg est présentée en consultation à la clinique « Espoir » pour une chute de poils sur l'oreille. Vit à l'extérieur. Ni vaccinée ni vermifugée. Période de consultation : Janvier • Examen clinique : Lésions étant plus ou moins circonscrites, alopécique, non prurigineuses. • Hypothèses diagnostiques : Notre suspicion s'est orientée vers : 1- Dermatophytose (Teigne). 2- Démodécie sèche & débutante • Examens complémentaires : L'examen à la lampe de Wood est négatif. • Conclusion : La chatte ne présente pas une dermatophytose. • Traitement : • Nettoyage à la Bétadine. 	





<p>Cas #7</p> <p>TENIASIS (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Tom, race commune pesant 8Kg, âgé de 2 ans, vacciné et non vermifugé, est présenté en consultation pour un rappel de vaccination au cabinet Tassili. Vit à l'intérieur. Période de consultation : Septembre • Examen clinique : Muqueuses sont roses. La température est de 38,3°C, la fréquence cardiaque et la fréquence respiratoire sont dans les normes usuelles. L'anus présente quelques blessures. Il se gratte. • Hypothèses diagnostiques : 1. Ectoparasitose. • Examens complémentaires : Scotch test : positif (<i>Dipylidium caninum</i>) Conclusion : Dilipydiose. • Traitement : - Praziquantel. Fipronil 	 
<p>Cas # 8</p> <p>OTACARIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse : Minou, chat Persan de 18 mois et pesant 3.5Kg, ni vermifugé ni vacciné est présenté en consultation à la clinique de l'ISVB pour une affection de l'oreille. Vit à l'intérieur Période de consultation : Décembre • Examen clinique L'examen détaillé de l'oreille indique une otite externe avec une inflammation intense et des lésions de griffures (signant une dermatose prurigineuse). • Hypothèses diagnostiques 1- Gale auriculaire. 2- Otite à <i>Malassezia spp.</i> 3- Otite bactérienne • Examens complémentaires : Le prélèvement du cérumen (mis entre lame et lamelle dans une goutte de chloral lactophénol) et son observation microscopique optique a révélé la présence de <i>Otodectes cynotis</i>. (Photo 9). • Conclusion : Le chat représente une gale auriculaire. • Traitement : - Nettoyage au sérum. - Perméthrine /Néomycine (Oridermyl®) : application locale. 	  


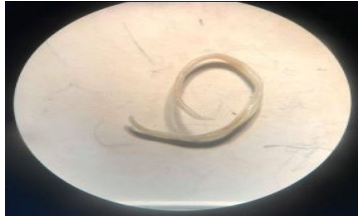


<p>Cas # 9</p> <p>OTACARIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Milka, chatte Persan de 2ans et pesant 3.5Kg, est vermifugée dont la vaccination est à jour. Elle est présentée en consultation au cabinet « l'espoir » car elle secoue continuellement la tête et se gratte avec la patte arrière. Habitat : Jardin. Examinée en Août 2019. • Examen clinique L'examen de l'oreille indique une otite externe avec une inflammation intense. • Hypothèses diagnostiques : Il s'agit d'une atteinte auriculaire faisant penser d'abord à une gale otodectique ou une otite microbienne. • Examens complémentaires : L'examen au microscope optique du prélèvement de cérumen, a permis l'observation d'<i>Otodectes cynotis</i>. • Conclusion : Gâle auriculaire à <i>O. cynotis</i> (Otacariose) • Traitement : Nettoyage au sérum. - Perméthrine /Néomycine (Oridermyl®) 	 
<p>Cas # 10</p> <p>OTACARIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Kiki, chat de race commune âgé de 2 mois et pesant 0,9 Kg. Il n'est ni vacciné ni vermifugé. Le motif de consultation est les éternuements, la toux et la perte d'appétit. Vit à l'intérieur. Période de consultation : Octobre 2019. • Examen clinique Les muqueuses sont pâles, température 39°C, respiration bruyante. L'examen détaillé de l'oreille indique une accumulation de cérumen. • Hypothèses diagnostiques Gale auriculaire à <i>Otodectes cynotis</i>. • Examens complémentaires : L'examen du cérumen a révélé <i>O. cynotis</i>. • Conclusion : Le chat présente une gale auriculaire à <i>O. cynotis</i> • Traitement : Dexaméthasone (0.25 mg) / Pénicilline 0.5ml et Streptomycine. Vit. B12. Ciproflaxacine - Nettoyage au sérum. Perméthrine /Neomycine (Oridermyl®, local). 	  


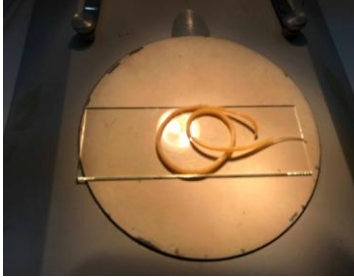


<p>Cas # 11</p> <p>OTACARIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Jessy, chatte Persan de 3mois et pesant 700g, n'est ni vaccinée ni vermifugée, est présentée en consultation pour sa vaccination (CRP). Elle vit à l'intérieur, et a été examinée en Octobre. • Examen clinique Réflexe oto-pordal (+) à l'examen auriculaire. • Hypothèses diagnostiques : • Gale auriculaire. • Examens complémentaires : L'examen au microscope du prélèvement de cérumen, marque la présence d'<i>O. cynotis</i>. <p>Conclusion : Gale auriculaire à <i>O. cynotis</i>.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Traitement : - Nettoyage au sérum. - Perméthrine /Néomycine (Oridermyl®) : application locale. 	  
<p>Cas # 12</p> <p>OTACARIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Minette, une chatte de race persan, âgée de 8 mois et pesant 3Kg vermifugée et vaccinée. Elle est présentée en consultation à la clinique de l'ISV Blida pour une affection de l'oreille. Habitat : Jardin. Période de consultation : Octobre. • Examen clinique L'examen détaillé de l'oreille indique une otite externe avec une inflammation intense. • Hypothèses diagnostiques : - Gale auriculaire. -Gale sarcoptique. - Dermatites atopiques • Examens complémentaires : L'examen au microscope optique du prélèvement de cérumen, a permis l'observation d'<i>Otodectes cynotis</i>. • Conclusion : La chatte présente une gale auriculaire à <i>O. cynotis</i> (Otacariose) • Traitement : --Nettoyage à l'eau oxygénée. Perméthrine /Neomycine (Oridermyl®) : application locale. 	  




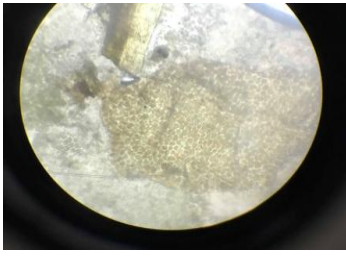


<p>Cas # 13</p> <p>OTACARIOSE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Michou, chat siamois de 3ans et pesant 5,2kg, non vermifugé mais sa vaccination est à jour. Il est présenté en consultation à la clinique de l'ISVB car il se gratte l'oreille avec la patte arrière. Habitat : Jardin. Période de consultation : Janvier. • Examen clinique L'examen détaillé de l'oreille indique une otite externe avec une inflammation intense. • Hypothèses diagnostiques : Il s'agit d'une atteinte auriculaire faisant penser d'abord à une gale otodectique ou une otite microbienne. • Examens complémentaires : L'examen au microscope du prélèvement de cérumen révèle l'absence de parasites. • Conclusion : pas d'otite parasitaire. • Traitement : Nettoyage des oreilles 	
<p>Cas # 14</p> <p>OTACARIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Tom, chat de race Angora turc âgé d'1 an et pesant 3,9 Kg, avec une vermifugation et vaccination à jour. Il est présenté à la clinique Tagast suite à un grattage fréquent de l'oreille avec la patte arrière Habitat : Intérieur Période de consultation : Octobre. • Hypothèses diagnostiques Gale auriculaire à <i>Otodectes cynotis</i>. • Examens complémentaires : L'examen au microscope optique du prélèvement de cérumen a révélé <i>Otodectes cynotis</i>. • Conclusion : Le chat présente une gale auriculaire à <i>O. cynotis</i>. • Traitement : <ul style="list-style-type: none"> - Nettoyage avec du serum. - Permethrine /Neomycine (Oridermyl®) : application locale. 	  

<p>Cas # 15</p> <p>OTACARIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse <p>Gatsby, chat Bengal de 8ans, dont la vaccination et la vermifugation sont à jour. Il est présenté en consultation à la clinique «Tagast » pour, affection orale. Habitat : intérieur. Examiné en Décembre 2019.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique <p>L'examen détaillé de l'oreille indique une accumulation de cérumen.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hypothèses diagnostiques : <ul style="list-style-type: none"> • Atteinte bactérienne. • Gale auriculaire. • Examens complémentaires : <p>L'examen sous microscope optique du prélèvement de cérumen montre la présence d'<i>Otodectes cynotis</i>.</p> <p>Conclusion : La chatte présente une gale auriculaire à <i>O.cynotis</i>.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Traitement : <p>Perméthrine /Neomycine (Oridermyl®). Anti-inflammatoire.</p>	 
<p>Cas # 16</p> <p>OTACARIOSE (+)</p> <p>&</p> <p>PULICOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse <p>Rubi, Chatte Persane de 1ans, n'est ni vaccinée ni vermifugée ; est présenté pour une vaccination.</p> <p>Habitat : Jardin</p> <p>Période de consultation : Février</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique <p>L'examen détaillé de l'oreille indique une otite + Débris de puces</p> <p>Hypothèses diagnostiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Atteinte bactérienne. - Gale auriculaire ou Pulicose • Examens complémentaires : <p>L'examen sous microscope optique du prélèvement de cérumen a révélé la présence d'<i>Otodectes cynotis</i>. Le Peigne à puces a permis de révéler la présence de <i>Ctenocephalus felis</i></p> <p>Conclusion : La chatte présente une gale auriculaire à <i>O.cynotis</i> et une Pulicose à <i>Ctenocephalus felis</i>.</p> <p>Traitement :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Perméthrine /Néomycine (Oridermyl®): application local. Ivermectine SC. 	   



<p>Cas # 17</p> <p>OTACARIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse : Chaky, Siamois de 2ans et pesant 3.5Kg, non vermifugé mais vacciné, est présenté en consultation à l'ISVB pour une affection de l'oreille. <p>Habitat : Jardin.</p> <p>Période de consultation : Décembre</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique L'examen détaillé de l'oreille indique une otite externe avec inflammation intense et des lésions de griffures (signant une dermatose prurigineuse). <ul style="list-style-type: none"> • Hypothèses diagnostiques 4- Gale auriculaire. 5- Otite à <i>Malassezia spp.</i> 6- Otite bactérienne <ul style="list-style-type: none"> • Examens complémentaires : Le prélèvement de cérumen (mis entre lame et lamelle dans une goutte de chloral lactophénol) et son observation microscopique optique a révélé la présence de <i>Otodectes cynotis</i>. <ul style="list-style-type: none"> • Conclusion : Gale auriculaire. <p>Traitement : Perméthrine /Neomycine (Oridermyl®) : application local. Ivermectine SC + Nettoyage</p>	 
<p>Cas # 18</p> <p>LEISHMANIOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Prince, un chat de race commune, âgé de 2 mois et pesant 800g, n'est ni vacciné ni vermifugé, est présenté pour alopecie <p>Habitat : Intérieur</p> <p>Période de consultation : Septembre</p> <p>Hypothèses diagnostiques :</p> <ol style="list-style-type: none"> 1- Dermatite non prurigineuse 2- Démodécie ou Leishmaniose. <ul style="list-style-type: none"> • Examens complémentaires : Prélèvement sanguin & raclage cutané <ul style="list-style-type: none"> • Résultats : FLG (+) & Raclage cutané (-) <p>Conclusion : Suspicion de Leishmaniose. C.A.T : Euthanasie à la demande du propriétaire.</p>	 

<p>Cas # 19</p> <p>ASCARIDOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Sam, Angora turc de 4ans, pesant 7 kg, ni vermifugé ni vacciné, est présenté en consultation à la clinique Tassili suite à des vomissements. Habitat : intérieur Période de consultation : Février 2019. • Examen clinique : Odeur fétide de la robe. • Hypothèses diagnostiques : 1- Parasitose digestive 2- Intoxication • Examens complémentaires : L'examen macroscopique de vomissement révèle la présence de <i>Toxocara cati</i> • Conclusion : Ascarirose due aux vers adultes de <i>Toxocara cati</i> • Traitement : - Pyrantel./Motilium./ Vit.B12. 	  
<p>Cas # 20</p> <p>TENIAISIS (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Un chat de race commune pesant 2 kg, âgé de 2 mois environ ni vermifugé ni vacciné est présenté en consultation l'ISVB après avoir été percuté par une voiture. Habitat : Extérieur. Période de consultation : Mars 2019. • Examen clinique : Le chat est abattu, déshydraté avec une température de 39 C°. Odeur fétide. • Hypothèses diagnostiques : -Parasitose digestive. -Hémorragie interne -Plaies -Fractures • Examens complémentaires parasitologiques: Examen macroscopique des fèces montre la présence segments de ténia. • Conclusion : Téniasis • Traitement : - Dicynone. Fenbedazole. Vitaminothérapie. - Fluidothérapie (NaCl, soluté glucosé). - Nettoyage de la plaie. 	

<p>Cas # 21</p> <p>ACARIDOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse chatte de race commune, âgée de 4 ans ; pesant 8 kg, ni vermifugée ni vaccinée est présentée en consultation de l'ISVB pour une castration. <p>Habitat : Extérieur Période de consultation : Mars 2019.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique Présence e de vers dans les fèces. • Hypothèses diagnostiques : - Parasitose digestive • Examens coprologique. • Conclusion : Ascariose, vers adultes de <i>Toxocara cati</i>. • Traitement : - Peronten/Amoxicilline/ Vit.B12 	 
<p>Cas # 22</p> <p>PARASITOSE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Chat de race commune pesant 6 kg, âgé de 4 ans ni vermifugé ni vacciné s'est présenté en consultation à l'ISVB pour une stérilisation <p>Habitat : Intérieur Période de consultation : Janvier 2019.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique : Muqueuses pâles, temps de recoloration capillaire est inférieur à deux secondes. ? • Hypothèses diagnostiques : • Parasitose digestive • Examens complémentaires : Frottis fécal = négatif. • Conclusion : Absence de parasitose • Traitement : Vaccination. - Antibiothérapie. - Vitamine B12. 	
<p>Cas # 23</p> <p>PARASITOSE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Chatte de race européenne pesant 4 kg, ni vermifugé ni vacciné, s'est présentée en consultation à l'ISVB pour une stérilisation. <p>Habitat : Intérieur Période de consultation : Novembre 2019</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique : RAS • Coproscopie: Négative. 	

<p>Cas # 24</p> <p>PARASITOSE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Chat de race commune pesant 3 kg, ni vermifugé ni vacciné, est présenté en consultation à l'ISVB pour perte d'appétit. Habitat : Intérieur Période de consultation : Janvier 2019. • Examen clinique : Muqueuses sont pâles, la température est de 38,7°C. L'abdomen est souple à la palpation. Paramètres vitaux sont dans les normes. • Hypothèses diagnostiques : Parasitose digestive • Examens complémentaires : Frottis fécal = négatif. • Conclusion : Absence de parasitose • Traitement : Vitaminothérapie. 	 
<p>Cas # 25</p> <p>PARASITOSE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Chat de 3 ans, de race commune pesant 8 kg, âgé de 3 ans vermifugé et vacciné, est présenté en consultation à l'ISVB pour l'amputation d'un membre. Habitat : Jardin Période de consultation : Février 2019. • Examen clinique Présence de traces de diarrhée • Hypothèses diagnostiques : - Parasitose digestive • Examens complémentaires : Frottis fécal = négatif. • Conclusion : absence de parasitose. - Traitement : Dexaméthasone + Vitamine B1- ! 	 
<p>Cas # 26</p> <p>PARASITOSE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Chat de race européenne pesant 6 kg, âgé de 10 ?, vermifugé et vacciné, est présenté en consultation à l'ISVB pour vomissement. Habitat : Jardin. Examiné en novembre 2019 • Examen clinique Muqueuses pâles et déshydratation. • Hypothèses diagnostiques : - Parasitose digestive • Coproscopie: Négative. • Traitement : Anti-vomitif. 	 

<p>Cas # 27</p> <p>PARASITOSE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Chatte de race commune pesant 4 kg, âgée de 5 mois vermifugée et vaccinée. Elle est présentée au cabinet Tassili pour perte de poils. <p>Habitat : Jardin Période de consultation : Décembre 2019</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique Zones d'alopecie sèche. • Hypothèses diagnostiques : 3- Teigne. 4- Démodécie. 5- Allergie. • Examens complémentaires : Raclage cutanée = Négatif. <p>Conclusion : Absence de parasitose.</p>	
<p>Cas # 28</p> <p>PARASITOSE (-)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse Chatte de race commune pesant 4 kg, âgée de 9 mois, vermifugée et vaccinée, est présentée au cabinet Tassili pour perte de poils. <p>Habitat : Jardin Période de consultation : Décembre 2019</p> <ul style="list-style-type: none"> • Examen clinique Zones d'alopecie sèche • Hypothèses diagnostiques : 6- Teigne. 7- Démodécie. 8- Allergie. • Examens complémentaires : Raclage cutané = négatif. <p>• Conclusion : Le chat ne présente aucune parasitose.</p>	

<p>Cas # 29</p> <p>PULICOSE (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse : Chichi, chat de race commune, âgé de 3ans pesant 4 kg, vacciné et vermifugé, est présenté à la clinique «Tagast» pour un rappel de vaccination. Habitat : intérieur. est Animal examiné en Décembre 2019. • Examen clinique L'examen détaillé de la robe indique la présence des ectoparasites. • Examens complémentaires : Brossage de la robe avec un peigne à puce et l'observation à la loupe binoculaire a révélé la présence de <i>Ctenocephalus felis</i> adultes. <ul style="list-style-type: none"> • Conclusion : Pulicose. • Traitement : <ul style="list-style-type: none"> - Pipette Fipronil (Frontline®) - Rappel de vaccin (Rage) 	
<p>Cas # 30</p> <p>PULICOSE (+)</p> <p>&</p> <p>Dilipydiose (+)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Anamnèse : Nova, chatte de race siamoise, dont l'âge est de 2 ans, le poids est de 4 kg vaccination à jour et non vermifugée, est présentée à la clinique Tagast pour une perte d'appétit. Habitat : Jardin. Période de consultation : Décembre 2019 • Examen clinique Présence des ectoparasites. • Hypothèses diagnostiques <ul style="list-style-type: none"> - Pulicose. - Dilipydiose. • Examens complémentaires : Brossage de la robe avec un peigne à puce et son observation à la loupe binoculaire, a révélé la présence de <i>Ctenocephalus felis</i>. Le frottis fécal a révélé la présence de <i>Dipylidium caninum</i> (capsules ovifères). <ul style="list-style-type: none"> • Conclusion : Le chat présente une pulicose + une dilipydiose due à <i>Dipylidium caninum</i> • Traitement : <ul style="list-style-type: none"> - Pipette Fipronil (Frontline®) • Rappel de vaccin (Rage) 	

En bilan des examens cliniques et de laboratoire, sur 30 chiens et chats présentés en consultation, les ectoparasitoses sont confirmées dans 16 cas (53%), les endoparasitoses dans 04 cas (13%) et 10 cas sont indemnes de parasites (33%). Pour les ectoparasitoses, par ordre d'importance, nous trouvons l'otacariose (56%), la teigne (19%), et la leishmaniose et la pulicose (6%). Nous avons noté un cas d'association, otacariose-pulicose et pulicose-dilipydiose (6%).

2- DISCUSSION

Trente-quatre (34) chiens et trente chats (30) de toute race et en provenance d'Alger (n=37) et de Blida (n=27) ont été suivis au cours de notre étude. Les premiers cas examinés remontent au mois d'août (05 cas) et atteignent le pic au cours du mois de janvier (13).

Pour les chiens, ils sont présentés en consultation pour des motifs variés : soit pour une vaccination (08), soit pour une perte de poils (08), ou pour d'autres motifs (18). Ainsi, les trois quarts des cas présentés en consultation durant cette période, relèvent d'une suspicion d'une maladie et de surcroît d'une parasitose. La race Berger Belge Malinois est prédominante (06), suivie de la race commune (05), et de la race Berger Allemand (04). Les mâles (71%) sont plus nombreux que les femelles (29%). Treize (13) chiens vivent dans des appartements et sortent pour les « petits besoins » quotidiennement, 13 autres ont accès en permanence à un jardin et 08 vivent à l'extérieur du domicile. Donc, la totalité des chiens ont accès à l'extérieur et du coup, ont plus de risque de contracter une parasitose que ceux qui restent cantonnés dans un appartement. Par ailleurs, 65% des chiens sont vaccinés (principalement contre la rage et CHLP). En revanche, seuls 32% des chiens sont vermifugés. Donc, les deux tiers ont un risque potentiel de contracter une parasitose autant interne qu'externe. Ces animaux sont de classes d'âge différentes : de 1 à 6 mois (08 cas), de 07 à 12 mois (04 cas), de 1 à 2 ans (10 cas) et plus de 2 ans (12 cas).

Quarante-quatre pour cent (44%) des chiens sont atteints d'une parasitose dont 4 cas de démodécie, 2 cas d'ankylostomose, 01 cas de gale auriculaire, 01 cas de gale sarcoptique, 01 cas de leishmaniose, 01 cas de téniasis, 01 cas de pulicose, 04 cas de toxocarose, 02 cas d'infestation par des tiques, et un cas de trichurose. En bilan, ces chiens constituent un

véritable ~~m~~ « musée » de parasites, avec une prédominance des ectoparasitoses (06) ~~que~~ sur les endoparasites (04), ce qui donne déjà à l'animal un mauvais état d'embonpoint.

Pour les chats, ils sont présentés en consultation pour des motifs différents, majoritairement pour des chutes de poils (09) et des inflammations auriculaires (08). Ainsi, près de la moitié sont présentés en consultation pour une atteinte d'origine parasitaire. La race commune est prédominante (14), suivie de race Persane (5). Les mâles (53%) sont pratiquement aussi nombreux que les femelles (47%). Pour leur mode vie, 13 chats vivent dans des appartements, 13 autres ont accès en permanence à un jardin et, 04 vivent à l'extérieur du domicile. Donc, la quasi-totalité sont en contact avec l'environnement. Près de la moitié des chats (57%) sont vaccinés (principalement contre la rage et CRP). En revanche, seuls 37% des chats sont vermifugés. Donc, une majorité de propriétaires (2/3) ne prend aucune mesure de chimio-prévention contre les maladies parasitaires. De plus, ces affections touchent des classes d'âge variées : de 1 à 6 mois (08 cas), de 07 à 12 mois (05 cas), de 1 à 2 ans (5 cas) et plus de 2 ans (10 cas) ; autant les jeunes de moins de 1 an que les adultes. Les 2/3 des chats (67%) sont atteints d'une parasitose dont 02cas de teigne, 02 cas de dilipydiose, 09 cas d'otacariose, 01 cas de leishmaniose, 02 cas d'ascaridose, 01 cas de téniasis et 02 cas de pulicose. Il est à noter que les ectoparasitoses sont deux fois plus nombreuses (4) que les endoparasitoses (2).

Pour la confirmation des cas suspects d'une parasitose, un ensemble d'examen complémentaires ~~ont~~ a été effectué : 24 frottis fécaux, 15 écouvillonnages, 11 raclages cutanés, 05 frottis sanguins, 05 examens à la lampe de Wood, 06 utilisation d'un peigne à puce et 03 extractions de tiques avec une pince, 03 formol-leuco-gélification (FLG), 01 trichogramme et 01 scotch test. Ce n'est que grâce à ces examens de laboratoire que les cas de parasitoses ont pu être confirmés. Les techniques utilisées sont généralement simples mais, nécessitent une bonne connaissance de la morphologie des agents en cause et d'un bon sens de l'interprétation (adéquation du contexte épidémiologique et du tableau anatomo-clinique).

Nos résultats sont comparables à ceux obtenus par différents auteurs. Ainsi, l'étude sur le parasitisme intestinal des carnivores domestiques ayant un mode de vie urbain, en région parisienne, menée en 1999, a montré que 20% des chats et 25 % des chiens sont parasités et que l'âge est un facteur primordial. En effet, 56% des chiens de moins de 6 mois sont infestés par au moins une espèce parasitaire (surtout, *Giardia et Toxocara*) (Beugnet et al., 2000).

En 1996, une autre enquête basée sur la réalisation de coproscopies, au sein des 04 écoles vétérinaires de France, a montré que 9 à 26 % des chiens et 0 à 32 % des chats étaient infestés

par des helminthes. Les chiots et les chatons de moins de 1 an étaient plus souvent infestés. Les ascarides (*Toxocara canis* et *Toxocara cati*) étaient les principaux helminthes rencontrés chez les jeunes, tandis que *Trichuris vulpis* se retrouvaient surtout chez les chiens adultes. *Ankylostoma sp.* et *Dipylidium caninum* sont observés chez les carnivores de tout âges (Franc ~~M.~~ et al., 1997). Par ailleurs, une des rares études chiffrée, menée dans la région d'Alger (Bouheraoua, 2017) sur les ectoparasites chez les chiens et les chats, a révélés la présence de 05 espèces sur 224 ectoparasites prélevés, avec une prédominance de *Rhipicephalus sanguineus* (59%), suivie de *Ctenocephalus felis* (29%) et *Demodex sp.* (8%). *Microsporum canis* (2%) et *Ctenocephalus canis* (1%) sont faiblement représentés. Les affections dues à des ectoparasites sont fréquentes chez les carnivores. Elles représentent plus du 1/3 des dermatoses courantes des carnivores domestiques (Udry L., 2008).

CONCLUSION & RECOMMANDATIONS

La prévention des parasitoses chez nos animaux de compagnie (chiens et chats) est essentielle afin que la cohabitation entre l'animal et l'humain soit agréable et sécuritaire.

Le propriétaire, étant en première ligne pour garantir la bonne santé et le bien-être animal, il se doit d'être bien renseigné sur les bases de la parasitologie et de suivre les conseils et les traitements recommandés par son vétérinaire. Ainsi, notre étude a montré une fois de plus que les maladies parasitaires sont la première cause de consultation et qu'il est impératif de mettre à exécution les mesures suivantes :

1)- Contre les parasites internes

Contre les vers qui peuvent se propager dans le système digestif à tout moment et en toute discrétion, la meilleure manière de prévenir les risques est de vermifuger l'animal de compagnie régulièrement durant l'année. Parce que le calendrier de déparasitage dépend de l'âge de l'animal, de sa région de vie ou encore de ses habitudes, le vétérinaire se doit de prodiguer les bons conseils. À titre indicatif, il est généralement conseillé de vermifuger les chiots de moins de 2 mois tous les 15 jours, une fois par mois jusqu'à leur 6ème mois puis, tous les mois à l'âge adulte durant la période estivale. Un vermifuge pour chien, est un médicament disponible dans les cabinets vétérinaires sous la forme de fioles topiques, de comprimés, de solution ou encore de pâte à avaler. Si deux animaux vivent dans le même environnement, il est important de traiter les deux au même moment car les parasites internes contaminent rapidement (métaphylaxie).

Contre les parasites externes

Pour prévenir par exemple, l'apparition de puces dans le pelage de l'animal, la meilleure méthode est de lui administrer un produit antipuce plusieurs fois par année. On peut choisir parmi des produits topiques ou en comprimés oraux selon leur efficacité. Les topiques (fiole dosée et déposée au niveau de la nuque de l'animal) agissent pour protéger l'animal de l'apparition des parasites externes sur lui ainsi que dans son environnement. Ils sont plus pratiques et efficaces que les shampoings ou les colliers anti puces. Enfin, pour prévenir les parasites chez le chien et le chat, il faudra nettoyer régulièrement l'intérieur et en particulier les zones où l'animal à l'habitude de rester (niches, couvertures, fauteuils).

Sur le terrain, les parasitoses sont souvent diagnostiquées suite à une réussite thérapeutique objectivée par la régression des signes cliniques après l'administration d'un traitement antiparasitaire. Néanmoins, les outils diagnostics sont nombreux, souvent peu coûteux et faciles à mettre en œuvre. De plus, il existe peu de données sur la prévalence parasitaire en Algérie, alors que les enquêtes épidémiologiques se multiplient partout à travers le monde. Les chiens en chenil, en refuge, ceux qui séjournent longtemps à l'extérieur, les chiens errants et les chiens de chasse, ainsi que ceux vivant en compagnie d'autres chiens ou de chats ont un plus grand risque d'être parasités. C'est aussi le cas pour les chats d'élevage, en liberté et les chats d'appartement en contact avec d'autres animaux de compagnie. La fréquentation d'un établissement de dressage de chiens et les sorties en forêt représentent d'autres facteurs de risque. Il faut respecter des mesures d'hygiène et mettre en place un protocole de traitement antiparasitaire périodique et raisonné.

Il faut contrôler les infestations parasitaires chez les animaux de compagnie par un examen régulier de la peau et du pelage et des coproscopies et/ou, par une chimio-prévention appropriée, en particulier contre ce qu'il y a de plus visibles (tiques, puces et poux).

Enfin, il faut informer les personnes risquant d'être exposées à des parasites zoonotiques, ou tout autre agent pathogène zoonotique (Hydatidose & Leishmaniose), en particulier les femmes enceintes (Toxoplasmose), ou en cas de maladie ou d'immunosuppression (Cryptosporidiose).

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. ALMOSNI-LE SUEUR F. (2015). Parasites et traitements antiparasitaires des animaux de compagnie. Pages 186.
2. BENSIGNOR E., GERMAIN P., GARDINI F. (2014). Guide pratique de dermatologie du chien et du chat 2^e Edition. Medcom. pages:71
3. BEUGNET F., GUILLOT J., POLACK B. et CHERMETTE R. (2000). Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne Revue Méd. Vét., 2000, 151, 5, 443-446.
4. BOUHERAOUA C. (2017) : Contribution à l'Etude des Ectoparasites chez les Carnivores Domestiques dans la Wilaya d'Alger – Thèse de Master-ENSV-Alger.
5. BOWMAN DD, HENDRIX CM, LINDSAY DS, BARR SC. (2002). Feline Clinical Parasitology. Iowa State University Press, pp. 338-40.
6. ESCAP (2012). Guide de recommandation Vol 3+4. Janvier 2012. [PDF en ligne] sur :https://www.esccap.eu/uploads/docs/1uihzbhq_2013_ESCCAP_FR_RL34_Jan2012.pdf. Consulté le 02.02.2020 à 22H
7. FRANC M., CADIERGUES M.C., MARCHAND A., BOURDOISEAU G. et BUSSIERAS J. : Le parasitisme intestinal des carnivores domestiques : bilan d'une enquête conduite dans les quatre écoles vétérinaires françaises. Rev. Méd. Vét., (1997), 148, 247-250
8. GUATEL J, BILLE C. (2009). [En ligne]. PratiqueVet.44 464-466. Disponible sur : <https://www.vetopedia.fr/angiostrongylose-pulmonaire-chien/> (Consulté le 10/03/2020).
9. HEBERT F., BULLIOT C. (2014) : Guide pratique de médecine interne chien, chat et NAC 4^e Edition. Med'Com. Pages ; 5 ; 21 ; 29-31 ; 36-38 ; 55 ; 74-75 ; 92-94 ; 128 ; 184 ; 211-212 ; 270-277.
10. PRÉLAUD.P, A.; HNILICA.K (2013). Atlas de dermatologie chien, chat et NAC — Coordination scientifique de l'édition française par Traduit par Aurore Laprais. pages 163 Edition : Med'com.
11. TRIKI-YAMANI R.R. (2019).[PDF en ligne].PARASITOSE DES CARNIVORES - ISV-BLIDA (ALGERIE)
12. VILLENEUVE A.(2013). Les parasites du chien. [PDF en ligne]. Laboratoire de parasitologie Faculté de médecine vétérinaire Saint-Hyacinthe. Pages : 2 ;5 ;9 ;10;11 ;12 ;13 ;14 ;21 ;22 ;23 ;24 ;26 ;27 ;28 ;29Disponiblesur :
13. VILLENEUVE A. (2013) : Fiches parasitaires Chat. Pages : 1-2 ; 5 ; 7;11 ; 12 ; 13 ; 16;18. Disponible sur : <https://www.medvet.umontreal.ca/servicediagnostic/Parasitologie/PDF/Parasites%20du%20chat.pdf> (Consulté le 09/03/2020).
14. VILLENEUVE.A, D.M.V., Ph.D. MARS 2003 LES POUX CHEZ LES CHIENS ET LES CHATS<http://www.medvet.umontreal.ca/continue/telemedecine/parasitologie/LES%20POUX%20CHEZ%20LES%20CHIENS%20ET%20LES%20CHATS.pdf>
15. Pathologie des maladies parasite le chien et le chat. [En ligne]. Belgique.GMV1. (2010-2011). p.10 ; 67-77 ; 124-181 ; 345-363 ; 368-392 ; 394-417 ; 450-459.Disponible <http://www.dmpifmv.ulg.ac.be/parasitovet/m/doc1/ChienChat>. (Consulté le 13/03/2020).

SITES INTERNET :

1. <http://www.chien.nozamis.com/p-phtiriose.htm> (Consulté le 02/02/2020)
2. <https://www.toutoupourlechien.com/aoutats-du-chien.html> (Consulté le 12/15/2019)
3. http://rongeurs.net/Pathologie/index_mono.php?id=368 (Consulté le 04/01/2020)
4. http://www.oncfs.gouv.fr/IMG/pdf/Gale_sarcoptique.pdf (Consulté le 28/12/2019)
<https://www.medvet.umontreal.ca/servicediagnostic/parasitologie/PDF/Parasites%20du%20chien.pdf> (Consulté le 09/03/2020).

ANNEXES



Formulaire Clinique

1/ - Partie réservée au propriétaire :

N'oubliez pas :

- D'apporter tous les documents médicaux se rapportant à votre animal : compte rendu, analyses sanguines, radiographie, échographie.
- D'amener votre animal à jeun. Sauf indication contraire ; un dernier repas la veille au soir 19h, l'eau est retirée 2h avant le départ. Pour une endoscopie digestive une préparation particulière est nécessaire.
- Examen *DERMATOLOGIQUE* : arrêt des shampoings et des soins locaux dans la semaine qui précède la consultation.
- Examen *OPHTALMIQUE*: ne faire aucun soin (pas de nettoyage, pas d'application de collyre) dans les 12 heures précédant la consultation
- De ne pas interrompre le traitement médical en cours sauf indication contraire.

- Consultation le : à :
- Propriétaire :

Adresse : Ville : Code postal :

Téléphone :

Courriel :

**Signature et cachet
du vétérinaire :**

**Signature
du propriétaire :**



2/- Partie réservée au patient :

A/ - Anamnèse

✓ RENSEIGNEMENTS SUR L'ANIMAL :

Nom de l'animal :

N° de puce ou Tatouage :

Chien : *Chat* : *NAC* :

Race : *Robe* :

Age : *Poids* :

Mâle : *Femelle* :

Stérilisé/Castré : Oui Non

Pour la femelle non stérilisée, date de la dernière chaleur :

Origine : Elevage Animalerie

Utilisation : Garde Compagnie Elevage Chasse Sport

Autres :

Vaccination à jour : Oui Non

C H L P PI R

Vermifugation : Oui Non Produit :

Antécédents médicaux :

Traitement en cours : ATB Corticoïde Dose :

Principe actif : Durée de prescription.....

Traitement contre les Ectoparasites :

Produit utilisé : Dosage :

Date de la dernière application : Fréquence d'application :

Allergie connue ou intolérance à des médicaments :

Alimentation : Nourriture :

Quantité/jour : Nombre de repas/jour

Suppléments : Quantité d'eau :

Animal mange-t-il dehors : Oui Non

Préciser :

Signes particuliers :

✓ **MOTIF DE CONSULTATION :**

B/- Examen clinique

✓ **SIGNES FONCTIONNELS :**

• **Signes généraux :**

Asthénie Amaigrissement Anorexie Inappétence

• **Signes digestifs :**

Selle normale Diarrhée Constipation

Depuis le :

Texture des selles : Liquide Molle Dure

Présence de : Sang Mucus

Autres :

Ballonnement abdominal

Vomissement : Aucun Après chaque repas En dehors des repas

Présence du sang Autres :

• **Signes urologiques :**

Hématurie

Autres.....

• **Signes respiratoires :**

Toux Détails :.....

Jetage Couleur :.....Consistance :.....

Dyspnée

Autres :

• **Signes ophtalmiques :**

Myosis Larmoiement Rougeur

Présence de sécrétion : Oui Non Détails :.....

Autres :

• **Signes auditifs :**

Oreilles propres Présence de sécrétions

Détails :

• **Signes nerveux :**

Excitation Calme Syncope

Autres :

• **Signes locomoteurs :**

Parésie Boiterie Détails :.....

Autres :

• **Signes gynécologiques :**

Prurit anal Inflammation Détails :.....

Présence de pertes Détails :.....

Autres :

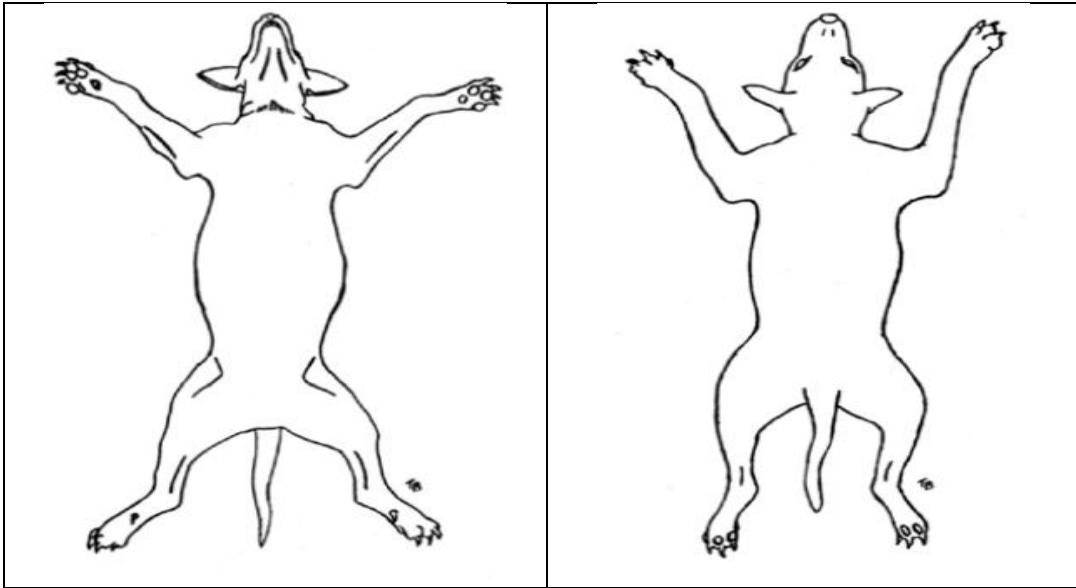
• *Signes dermatologiques :*

Pelage : Normal Anormal Détails :

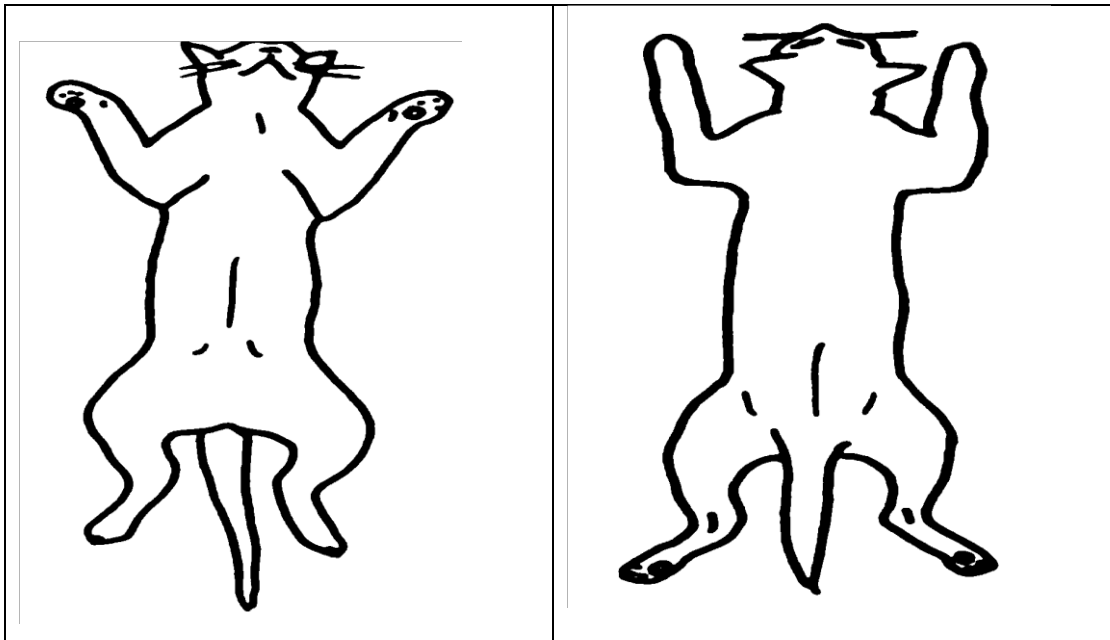
Nodule Exsudat Pétéchies

Présence : Tique Poux Puce Mouche

Chien :



Chat :



Odeur anormale :

Présence de masses & lésions :

Remarques complémentaires :

✓ **EXAMEN GENERAL :**

Triade : FC Bt/min FR Mv/min T° C°

Ganglions lymphatiques palpables :.....

Colorations cutané-muqueuses :.....

Organes :.....

C/- Examens complémentaires

• **Examens coprologiques :**

- Coproscopie : Flottaison Méthode de Mac Master

Résultats :

- Coproculture :.....

Résultats :

• **Examens hématologiques :**

- Sang frais :.....

- Frottis : Coloration MGG Autre coloration

- Ponction ganglionnaire :.....

- Formol leuco-gélification :.....

Résultats :

• **Examens dermatologiques :**

- Lampe de Wood :.....

- Squames et poils :.....

- Cérumen :.....
 - Copeau de peau :.....
 - Culture mycologique :.....
- Résultats :

D/- Contrôle

✓ **MESURES MEDICALES :**

- *Traitement étiologique :*

- *Traitement de symptomatique :*

Réhydratation Antibiotique Corticoïde Vitamines

Autres :

Préciser :

- *Mesures sanitaires :*

Le :/...../.....

Visite N° 2

✓ EVOLUTION DE LA MALADIE :

✓ MESURES MEDICALES :

- *Traitement étiologique :*

- *Traitement symptomatique :*

Réhydratation Antibiotique Corticoïde Vitamine

Autres :

ANNEXE 2 : Laboratoire de parasitologie

