

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي



جامعة البليدة 1
Université de Blida 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la vie
Département de Biologie des populations et des organismes
Laboratoire de Biotechnologie, Environnement et Santé

Mémoire

De fin d'Etudes en Vue de l'Obtention du Diplôme de Master en Biologie

Option : Parasitologie

Thème

Premières données coprologiques des mammifères
sauvages carnivores, en particulier l'Hyène rayée au parc
national de Chréa

Présenté par :

Soutenue publiquement le 28 juin 2018

Mlle TAKDJOUT Lilia

M. EPALANGA Manuel

Devant le jury composé de :

Dr. KARA F/ZProfesseurBPO/Univ..... Blida 1Président

Dr. Milla A.....ProfesseurENSV / Alia/Alger.....Examinateur

Dr. BENDJOURI D.....Maître de Conférences ABPO/.Univ.Blida1Promoteur

Dr. MARNICHE F..... Maître de Conférences A/ ENSV / Alia/Alger...Co-promotrice

Remerciement

A l'issue de la rédaction de ce manuscrit, nous sommes convaincus que le mémoire est loin d'être un travail solitaire. En effet, nous n'aurions jamais pu réaliser ce travail sans le soutien d'un grand nombre de personnes.

En premier lieu, nous remercions très chaleureusement monsieur **Bendjoudi Djamel** *Maître de conférences A au département de Biologie des Populations et des Organismes* entant que promoteur pour la confiance qui nous a placée en nous proposons ce travail ainsi pour sa grande disponibilité en dépit de ses nombreuses occupations, ses précieux conseils et ses encouragements tout au long de la réalisation de cette manuscrite.

Nous remercions également de tout cœur notre co-promotrice madame **Marniche Faiza**, *Maître de conférences A à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger* pour le temps qu'elle nous a consacré tout au long de la période expérimentale en nous considérons comme des éléments à part entière de son équipe sans son aide ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.

En second lieu, nous remercions vivement madame **Kara-Toumi Faiza** *Professeur et chef du département de Biologie des Populations et des organismes* pour nous avoir fait l'honneur d'accepter de présider ce jury. Egalement à Mlle **Milla Amel** *Professeur à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger*, d'avoir accepté de faire partie du jury et d'examiner notre travail.

Nos hommages s'adressent ensuite à Madame **Rahmouni Salima** conservatrice des forêts aire du parc national de Chréa ainsi qu'au chef du secteur Monsieur **El-feroudji**, tous nos guides pendant les sorties effectuer sur terrain pour le suivi et l'intérêt qu'ils ont a porté à notre travail.

Nous voudrions également remercier tous les travailleurs qui nous ont aidés au sein de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger notamment monsieur **Khaled** pour son soutien moral tout au long de la réalisation de notre travail.

Nous n'oserions oublier de remercier nos camarades stagiaires à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger pour leurs bonnes humeurs et leurs convivialités nous avons partagé de bons moments.

Enfin, nous voulons adresser nos reconnaissances à tous ceux qui, d'une façon ou d'une autre, ont apporté un plus à ce travail, bien qu'ils ne soient pas nommés, qu'ils trouvent à travers ce silence l'expression de nos gratitude les plus sincères.

Dédicaces

Je dédie ce travail :

*A mes parents **Amar** et **Nabila** pour leur contribution, leur amour, leur soutien et leur patience.*

*A ma soeur **Insaf***

*A mon binôme **Manuel** ; pour sa compréhension, sa folie et son sérieux au travail avec laquelle j'ai passé d'inoubliables moments.*

*Et sans oublier **Djemil Fella** et **Sidou Annabi** qui nous ont aidés pour notre PFE.*

*Et enfin à toutes mes très chères amies et camarades : **Imene H, Yasou** .*

Dédicaces

Je dédie ce travail :

A mes très chers parents pour leur contribution, leur amour, leur soutien et leur patience.

*A mon frère **Bernardino sangombe** et à ma sœur **Luisa**.*

*A ma binôme **Takdjout lilia** ; pour sa compréhension, sa folie et son sérieux au travail avec laquelle j'ai passé d'inoubliables moments.*

*A mes tantes **Maria ondina neto, Marina inês de Jesus Salgueiro, Fernanda et Adelaide**.*

*A mes oncles **Pombal Maria, João Manuel Maria et Adriano Pelinganga**.*

Premières données coprologiques des mammifères sauvages, en particulier la Hyène rayée au parc national de Chréa

Résumé

Cette étude a été réalisée par l'analyse des fèces de trois grands prédateurs à savoir le Renard roux *Vulpes vulpes*, le Chacal commun *Canis aureus* et pour la première fois en Algérie l'Hyène rayée *Hyaena hyaena*, les crottes ont été récoltées dans le parc national de Chréa du début Février jusqu'à fin Mai 2018. Au total, nous avons récolté 48 échantillons de fèces sur l'ensemble du territoire de la zone d'étude. Les composants d'excréments ont été comparés à celles des guides d'identification.

L'étude coprologique et le diagnostic parasitologique a permis de révéler et de quantifier la présence d'œufs d'helminthes et d'oocystes des coccidies voire même des kystes des protozoaires dans les excréments des trois mammifères sauvages. Au total cinq (05) genres d'espèces parasites ont été recensées dans la crotte de l'hyène rayée, sept (07) chez le renard roux et sept (07) chez le chacal commun ainsi les résultats démontrent que les nématodes sont les plus retrouvés chez les trois mammifères comparativement aux protozoaires.

L'étude du régime alimentaire a permis d'identifier des items tels que des vertébrés, des invertébrés, des fruits, y compris des déchets retrouvés dans les fèces (papier, débris de verre ...etc.) qui sont pour la plupart d'origine anthropique, au totale treize (13) items ont été retrouvés à s'avoir : six (06) item pour le Chacal commun, cinq (05) items pour l'Hyène rayée, et deux (02) items pour le Renard roux. Les résultats sont exprimés en fonction de l'abondance relative de chaque item.

Mots clés : Mammifères sauvages, coprologique, parasitologique, Chréa, régime alimentaire, fèces.

First coprological data of wild mammals, especially the striped Hyena in Chr ea National Park

Abstract

This study was executed using the analysis of three major predator's feces, the red fox, the jackal and for the first time the hyena, the feces were collected in Chrea's national park starting from February until May 2018. We were able to gather a total of 48 sample in the study area; the excrement's corpusants were compared to those found in the identification guide.

The coprologique study was able to revile and quantify the presence of helminth eggs, oocysts of coccidia and also cysts of protozoa in the feces of the three wild mammals.

Five genres of parasitic species were identified in the hyena's excrement, seven in the red fox's, and seven in the jackal's too, the results showed that the Nematode is the most found among the three mammals comparing to the protozoa.

The study diet allowed the researchers to identify the items such as vertebrate, invertebrate, fruits, including waste found in feces (paper, glass scrap, etc.) which are mostly of human origin.

In total 13 Items were found in the feces of the three mammals, six in the jackal's (*canis aureus*), five in the hyena, and two in the red fox's (*vulpes vulpes*), the results were expressed due to the relative abundance of every item.

Key Words: Parasites, Wild mammals, Hyena, coprologique, diet, feces, Chrea.

الضبع في حديقة الشريعة الوطنية أول بيانات كوبولوجية للتدييات البرية ، لا سيما مخطط

الملخص

أجريت هذه الدراسة عن طريق تحليل براز ثلاثة مفترسات كبيرة وهي الثعلب الأحمر **Vulpes vulpes** ، وابن آوى العرقي **Canis aureus** ، ولأول مرة في الجزائر الضبع المخطط **Hyaena hyaena** ، تم حصاد البراز في الحديقة الوطنية للشريعة من أوائل فبراير حتى نهاية مايو 2018. في المجموع ، قمنا بجمع 48 عينة البراز في جميع أنحاء منطقة الدراسة. وتمت مقارنة مكونات الإفرازات مع مكونات أدلة تحديد الهوية.

سمحت الدراسة الكوبولوجية والتشخيص الطفيلي للكشف عن وجود بيض الديدان الطفيلية والبيوكيمياء في الكوكسيديا أو حتى الأكياس البروتوزوية في البراز من التدييات البرية الثلاثة. تم العثور على ما مجموعه خمسة (05) أجناس من الأنواع الطفيلية في كومة الضبع المخطط ، سبعة (07) في الثعلب الأحمر وسبعة (07) في ابن آوى المشترك ، لذلك أظهرت النتائج أن النيماتودا هي الأكثر وجدت في جميع التدييات الثلاث مقارنة مع البروتوزوا.

جعلت دراسة النظام الغذائي من الممكن تحديد عناصر مثل الفقاريات واللافقاريات والفاكهة ، بما في ذلك النفايات الموجودة في البراز (الورق ، خردة الزجاج ، الخ) ، والتي هي في معظمها تم العثور على أصل الإنسان المنشأ ، إلى مجموع ثلاثة عشر (13) البنود لديها: ستة (06) عنصر لالمخيل المشترك ، وخمسة (05) عناصر للضبع مخطط ، واثنان (02) البنود للاحمرء الثعلب. يتم التعبير عن النتائج كدالة للوفرة النسبية لكل عنصر.

الكلمات البحث : التدييات البرية ، الجذعية ، الطفيليات ، الشريعة ، الغذاء ، الغائط.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Matériels d'identification des parasites dans les selles.....	Annexe I
Tableau 2 : Calendrier des sorties pour la collecte des crottes en fonction des stations.....	21
Tableau 3 : Dimensions des crottes de l'Hyène rayée <i>Hyaena hyaena</i>	33
Tableau 4 : Dimensions des crottes du Chacal commun <i>Canis aureus</i>	34
Tableau 5 : Dimensions des crottes du Renard roux <i>Vulpes vulpes</i>	34
Tableau 6 : Valeurs des poids des crottes des trois espèces de mammifères sauvages.....	34
Tableau 7 : Inventaire espèces-proies et graines trouvées dans le régime alimentaire chez trois mammifères sauvages.....	35
Tableau 8 : Richesse totale et moyenne des proies et graines consommées par les trois mammifères sauvages.....	38
Tableau 9 : Résultat de l'abondance relative des proies et graines consommées par l'hyène rayée <i>Hyaena hyaena</i>	38
Tableau 10 : Résultat de l'abondance relative chez le Chacal commun <i>Canis aureus</i>	39
Tableau 11 : Résultat de l'abondance relative chez le Renard roux <i>Vulpes vulpes</i>	40
Tableau 12 : Valeurs du coefficient de similarité de Sorensen appliquées aux régimes alimentaire des trois mammifères étudiés.....	41
Tableau 13 : Inventaire des parasites trouvés dans les excréments des trois mammifères sauvages étudiés dans le parc national de Chréa.....	41
Tableau 14 : Richesse totale (S) et moyenne (Sm) et abondance relative (AR %) des parasites trouvés dans les excréments de l'Hyène rayée, du Chacal commun et le Renard roux dans le parc national de Chréa.....	46
Tableau 15 : Endoparasites trouvés dans les crottes de l'Hyène rayée dans le parc National de Chréa avec l'état de l'hôte, la prévalence et l'intensité moyenne.....	50
Tableau 16 : Endoparasites trouvés dans les crottes de chacal commun dans le parc national de Chréa avec l'état de l'hôte, la prévalence et l'intensité moyenne.....	51
Tableau 17 : Endoparasites trouvés dans les crottes du renard roux dans parc national de Chréa avec l'état de l'hôte, la prévalence et l'intensité moyenne.....	53

Liste des figures

Figure 1: Situation géographique du Parc National de Chréa.....	4
Figure 2: Phylogénie de l'ordre des Carnivores.....	5
Figure 3: Vue générale sur la hyène rayée <i>Hyaena hyaena</i>	6
Figure 4: Répartition géographique de l'Hyène rayée dans le monde.....	8
Figure 5: Répartition géographique de l'Hyène rayée en Algérie.....	9
Figure 6: <i>Leishmania</i> sp sous forme amastigotes.....	13
Figure 7: Coccidies à droite œuf d' <i>Eimeria</i> sp. à gauche œuf d' <i>Isospora</i> sp.....	13
Figure 8: Forme adulte <i>Echinococcus multilocularis</i>	14
Figure 9: Œuf de <i>Toxocara cati</i> à droite et œuf de <i>Toxocara leonina</i> à gauche.....	15
Figure 10 : Œuf d' <i>Ankylostoma</i> sp.....	16
Figure 11 : Œuf de <i>strongyloides</i> sp. à droite, Larve de <i>Strongyloides stercoralis</i> à gauche.....	17
Figure 12 : Matériels utilisés au laboratoire pour l'étude du régime alimentaire.....	AnnexeI
Figure 13 : Localisation de la région d'étude.....	19
Figure 14 : Présentation de la région d'étude le parc National de Chréa.....	20
Figure 15 : Indices de présence de <i>Hyaena hyaena</i> au parc de Chréa.....	23
Figure 16 : Indice de présence, Empreinte (à gauche) et crotte (à droite) du Renard roux.....	24
Figure 17 : Indice de présence du Chacal commun, crotte (à gauche), Empreinte (à droite).....	24
Figure 18 : - Conservation des échantillons des trois mammifères sauvages dans des boîtes a coprologique.....	25
Figure 19 : Mensuration des crottes du Chacal commun (à droite) et de l'Hyène rayée (à gauche).....	25
Figure 20 : Pesé des crottes du chacal commun et l'Hyène rayée.....	26
Figure 21 : Macération des selles dans de l'alcool.....	26
Figure 22 : Triturations des selles à l'aide de pince (a) mettre les différentes pièces dans des boîtes de Pétri (b).....	27
Figure 23 : Observation des fragments sous une loupe binoculaire.....	27
Figure 24 : Différentes étapes de la technique de flottaison.....	29
Figure 25 : Etapes de la technique de Ziehl-Nielsen (Originale, 2018).....	30

Figure 26 : Proies et graines trouvées dans les selles de l'Hyène rayée (Originale).....	36
Figure 27 : Proies et graines trouvées dans les selles du Chacal commun (Originale).....	37
Figure 28 : Proies et graines trouvées dans les selles du Renard roux (Originale, 2018).....	37
Figure 29 : Abondances relative des espèces proies consommés par l'hyène rayée.....	39
Figure 30 : Abondances relative des espèces proies consommés par le Chacal commun.....	40
Figure 31 : Abondances relative des espèces proies consommés par le Renard roux.....	40
Figure 32 : Parasites trouvés dans les excréments de l'hyène rayée <i>Hyaena hyaena</i> vue au microscope photonique (GRx40) (Originale, 2018).....	42
Figure 33 : Parasites trouvés dans les excréments du chacal commun <i>Canis aureus</i> vue au microscope photonique GRx40 (originale 2018).....	43
Figure 34 : Parasites trouvés dans les excréments du Renard roux <i>Vulpes vulpes</i> vue au microscope photonique GRx40 (originale 2018).....	44
Figure 35 : - Pseudoparasites retrouvées dans les selles des trois mammifères sauvages observés (Gx40) (Originale).....	45
Figure 36 : Spectre des différents parasites trouvé dans les crottes de l'Hyène rayée.....	47
Figure 37 : Spectre des différents parasites trouvé dans les crottes du Renard roux.....	48
Figure 38 : Spectre des différents parasites trouvé dans les crottes du Chacal commun.....	49
Figure 39 : Graphe des prévalences des endoparasites trouvés dans les tubes digestifs de l'Hyène rayée avec le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	51
Figure 40 : Graphe des prévalences des endoparasites trouvés dans les tubes digestifs du Chacal commun avec le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	52
Figure 41 : Graphe des prévalences des endoparasites trouvés dans les tubes digestifs du Renard roux avec le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	54

Sommaire

Introduction	1
Chapitre I : Synthèse bibliographique	3
1.1.- Aperçu sur le parc national de Chréa.....	3
1.1.1.- Historique.....	3
1.1.2.- Localisation géographique.....	3
1.2.- Richesses faunistiques et floristiques.....	3
1.2.1.- La flore.....	3
1.2.2.- La faune.....	3
1.3.- Généralités sur les mammifères en particulier les hyénidés.....	4
1.3.1.- Historique de l'hyène rayée.....	5
1.3.2.- Position systématique de l'Hyène rayée.....	6
1.3.3.- Morphologie de l'hyène rayée.....	7
1.3.4.- Habitat de l'Hyène rayée.....	7
1.3.5.- Distribution de l'Hyène rayée Dans le monde.....	7
1.3.6.- Distribution de l'Hyène rayée en Algérie.....	8
1.3.7.- Reproduction.....	9
1.3.8.- Régime alimentaire.....	9
1.3.9.- Comportement.....	10
1.4.- Les maladies transmises par les mammifères carnivores sauvages.....	10
1.4.1.-Virus.....	10
1.4.2.-Bactéries.....	11
1.4.3.-Parasites.....	11
Chapitre II : Matériel et méthodes	18
2.1.-Matériel.....	18
2.1.1.- Matériel utilisé sur terrain pour la collecte des crottes.....	18
2.1.2.- Matériel utilisé au laboratoire pour l'étude du régime alimentaire.....	18
2.1.3.- Matériel utilisé au laboratoire pour l'identification des parasites.....	18
2.2.- Méthodologie.....	18
2.2.1.- Sur terrain.....	18
2.2.1.1.- Sites de recherche des selles des mammifères sauvages au Parc national de Chréa.....	19

2.2.1.2.- Calendrier de sortie.....	20
2.2.1.3.- Identification des crottes et empreintes sur terrain.....	21
2.2.2.- Au laboratoire.....	25
2.2.2.1.- Méthode de conservation des échantillons au laboratoire.....	25
2.2.2.2.- Mensuration et poids des trois mammifères étudiés.....	25
2.2.2.3.- Identification des proies.....	26
2.2.2.4.- Décortication par la voie humide alcoolique.....	26
2.2.3.- Analyses parasitologiques.....	28
2.2.3.1.- Analyse macroscopique.....	28
2.2.3.2.- Analyse microscopique.....	28
2.3.- Exploitation des résultats par indices écologiques et par méthode statistique.....	30
2.3.1.- Indices écologiques de composition.....	31
2.3.2.- Méthode statistique : indice parasitaire.....	32
Chapitre III : Résultats et discussion.....	33
3.1.- Résultats	
3.1.1.- Mensuration des crottes des trois mammifères sauvages.....	33
3.1.2.- Pesés des crottes des trois mammifères sauvages étudiés.....	34
3.1.3.- Inventaires des espèces-proies et graines trouvées dans le régime alimentaire de l' <i>Hyène rayée</i> et deux autres espèces de sauvages.....	35
3.1.4.- Exploitation des données par des indices écologiques.....	38
3.1.4.1.- Richesse totale et moyenne.....	38
3.1.4.2.- Abondance relative (AR%).....	38
3.1.5.- Similarité entre les régimes alimentaires des trois mammifères sauvages.....	41
3.1.6.- Résultat d'analyse coprologiques par la méthode de flottaison.....	41
3.1.6.1.- Les parasites rencontrés par la méthode de flottaison.....	42
3.1.7.- Exploitation des résultats par les indices écologiques de compositions.....	46
3.1.8.- Exploitation des résultats par une méthode statistique.....	49
3.1.8.1.- Indices parasitaires.....	50
3.2.- Discussion.....	54
Conclusion.....	59

Références bibliographiques

Annexes

Introduction

A l'échelle mondiale les mammifères constituent un groupe important qui jouent un rôle essentiel dans les chaînes trophiques et les écosystèmes. Bien que ce groupe quantitativement est très modeste avec seulement 4 800 espèces (Wilson et Reeder, 1993), soit 0,3 % des 1 400 000 espèces de faune et flore décrites par la communauté scientifique internationale (Wilson et Peter, 1988). L'intégralité de la faune mammalienne qui peuple la biosphère sur terre et dans les eaux marines peut être considérée comme pratiquement inconnue car les descriptions d'espèces nouvelles sont devenues rares.

En Afrique, la grande faune fait souvent office de vitrine de l'environnement elle est synonyme dans de nombreuses sociétés d'apport nutritif protéique de premier ordre.

La compréhension de la distribution des grands mammifères dans une aire protégée passe nécessairement par la mise en évidence des facteurs de répartition propres à chaque espèce, ainsi que les relations des facteurs avec le comportement intrinsèque de l'animal vis-à-vis du milieu de ses congénères et des autres espèces (homme compris).

Les carnivores quels qu'ils soient prédateurs ou charognards occupent une position trophique très importante dans les biocénoses en participant à la régulation des populations animales et au maintien de l'équilibre de l'écosystème. Ils réduisent la population des cervidés afin de protéger la forêt pour ce qui est des charognards, ils jouent un rôle sanitaire fondamental de nettoyeurs des carcasses de bétail et des cadavres. Cette importance écologique et économique a orienté de nombreux travaux sur les mammifères carnivores tels que leurs écologie et répartitions géographiques. Ainsi, en Afrique du Nord, et à juste titre on peut citer les travaux de (Aulagnier et Thevenot,1986), (Aulagnier,1990), (Aulagnier,1992), , Le (Berre,1990), (Cuzin,2003), (Kowalski et Rzebik-Kowalska,1991), (Thevenot et Aulagnier,2006) . C'est à partir de la fin des années 80 que les questions de la disponibilité et de la qualité d'un habitat semblent avoir été réellement étudiées par les écologues pour différentes classes de vertébrés de sorte qu'il en soit plus seulement question de décrire l'habitat et la distribution des espèces, mais d'étudier la sélection et l'utilisation de l'habitat par une population donnée (Burger et Zappalorti, 1988 ; Dubois, 2003).

Les zoonoses représente une des plus grandes menace en termes de santé globale (Jones et al. 2008) les mammifères sauvages constituent donc un réservoir important de la parasito-faune, les maladies sont pour la plus part provoquées par des microorganismes parasites dont les hôtes sont des animaux qui vivent en relation avec l'espèce humaine (Zajak et al., 2000).

En effet plus de 75% des maladies humaines sont des zoonoses ayant pour origine des animaux sauvages (Taylor et al. 2001).

L'Hyène rayée (*Hyaena hyaena*) appelé aussi Striped hyena en Anglais, un carnivore charognard, l'un des grands mammifères endémiques de l'Afrique de la Nord, espèce protégée en Algérie, qui connaît actuellement une forte régression de ses populations ainsi qu'un rétrécissement de son aire de répartition depuis les années 80. Durant cette dernière décennie l'Hyène rayée a réapparu dans presque tout le Nord Algérien mais aussi dans d'autres localités du pays (hauts plateaux, steppe) avec une fréquence remarquable. Elle reste l'animal le plus méconnu de tous les carnivores en Algérie sur lequel aucune étude n'a été réalisée.

C'est justement dans ce contexte que s'inscrit notre travail de mémoire mais aussi sur l'étude coproparasitologique de trois mammifères sauvages ; à savoir l'Hyène rayée *Hyaena hyaena*, le Renard roux *Vulpes vulpes*, et le chacal commun *Canis aureus* dans quelques localités du Parc National de Chrea. **L'objectif** de cette étude est de mettre en évidence les parasites portés transmis par ces animaux et retrouvés dans leurs excréments.

Le présent manuscrit est structuré en trois chapitres dont le premier correspond aux généralités sur la hyène rayée (*Hyaena hyaena*), Le deuxième chapitre est consacré à la méthodologie appliquée sur le terrain et au laboratoire pour la réalisation de ce travail. Quant au troisième chapitre, il est réservé aux résultats et les discussions. Enfin le travail est clôturé par une conclusion et des perspectives.

1.1.- Aperçu sur le parc national de chéra

1.1.1.- Historique

Créé en 1983 et classé réserve de biosphère en 2002 (anonyme 2015), par le programme de l'UNESCO, le parc national de Chréa est un parc de montagne constituant un carrefour régional et une barrière climatique du Nord contre les influences du Sud de l'Algérie. L'objectif de sa création est de préserver ses sites remarquables et leurs ressources biologiques contre toute atteinte et dégradation. Notamment les espèces emblématiques telles que le cèdre de l'Atlas *Cedrus Atlantica* et le singe magot *Macaca sylvanus* qui sont endémiques à l'Afrique du nord.

1.1.2.- Localisation géographique

Situé à 50 km au sud-ouest d'Alger, le Parc National de Chréa s'étend en écharpe sur 26587 ha le long des parties centrales de la chaîne de l'Atlas Tellien, (36°19' / 36°30'N ; 2°38' / 3°02'E) (Fig. 1). Il domine vers le Nord, l'opulente plaine de la Mitidja où s'agencent tel un puzzle, les riches terroirs agricoles de l'avant pays, le bourrelet anticlinal du Sahel sillonné en profondeur par l'imposante cluse de l'Oued Mazafran, et les monts du Djebel Chenoua, formant une véritable barrière perpendiculaire à l'Atlas blidéen incrustée à la fois dans la chaîne de l'Atlas et dans la mer Méditerranéenne (Anonyme, 2009).

1.1.3.- Richesses faunistiques et floristiques

1.1.3.1.- Flore

Le parc national de Chréa abrite une richesse floristique de 1153 taxons de rang d'espèces et sous-espèces. Ce qui représente 36 % de la richesse floristique nationale. Ils se répartissent dans les différentes formations végétales qui sont les habitats vitaux nécessaires à la subsistance harmonieuse des différentes espèces floristiques. Parmi les 1153 espèces 200 sont médicinales, 72 des champignons et 29 lichens, 62 espèces sont endémiques, 136 rares, 25 menacées et 37 protégées (Quezel et santa, 1962).

1.1.3.2.- Faune

Le parc national de Chréa renferme une richesse très diversifiée et très importante. Avec 686 espèces représentant 25 % de la richesse nationale évoluant dans des habitats naturels représentant des refuges et des gîtes de nourrissage et de reproduction.

La faune du parc national de Chréa compte 31 mammifères, la majorité de ces espèces sont recensées au niveau de l'habitat à chêne (64 %). le singe magot constitue les principales

espèces au niveau des gorges de la Chiffa où évoluent actuellement 07 groupes. 07 autres groupes se développent dans les régions est et centres du parc national de Chréa ; (Oued Blat à Chréa, Hammam Melouane) (Anonyme 2009). Il est à signaler que la hyène rayée, espèce endémique à l'Algérie a été repérée au niveau du parc national de Chréa par les riverains dans plusieurs endroits à savoir Tamezguida et Ain Romana. Pour ce qui est des chiroptères, il a été identifié, dans la partie Ouest du parc, au niveau de la Chiffa dans les tunnels désinfectés des anciennes voies ferrées et des mines abandonnées tels que : *Rhinolophus ferrumequinum*, *Rhinolophus euryale*, *Tadarida teniotis* et *Miniopterus shreibersi*.

L'écureuil a été signalé dans deux endroits du parc, à savoir à Béni Ali et à Taguitount, partie méridionale du parc et faisant partie de la Zone centrale.

Concernant l'avifaune, 131 d'oiseaux ont été recensés appartenant à 35 familles différentes. Dans ce contexte, le parc a eu l'occasion de suivre la nidification et la naissance d'un nouveau-né de circaète Jean le Blanc au niveau de Ghellaie. (ANONYME 2009).

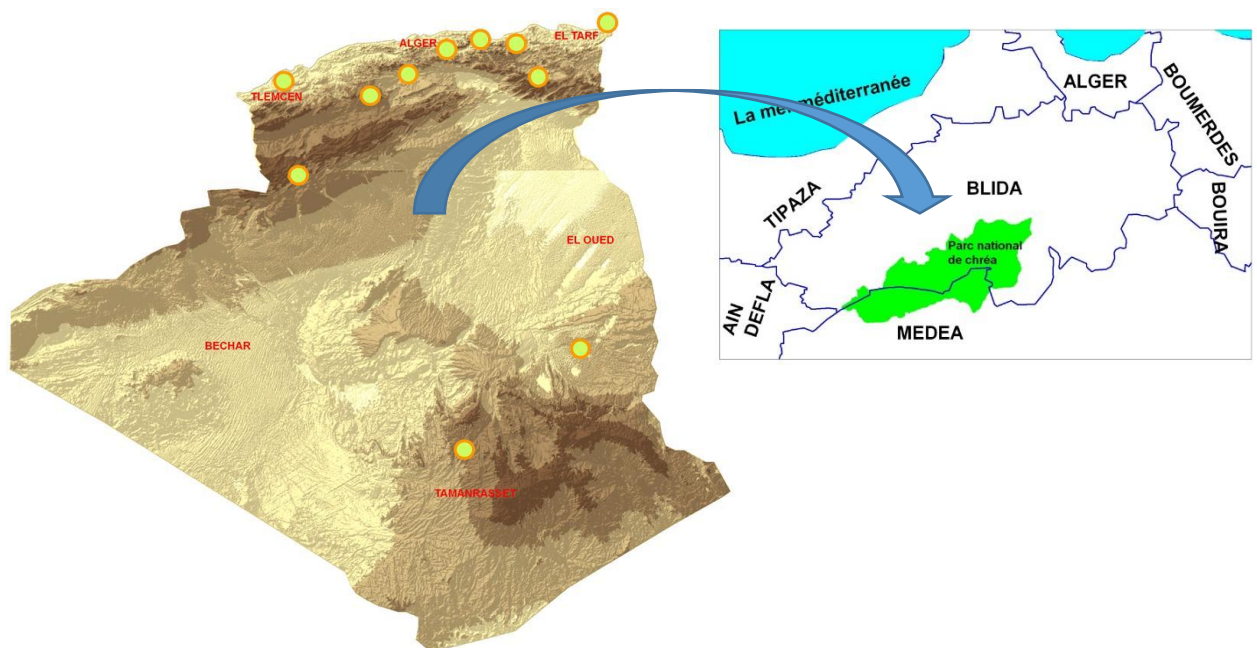


Figure 1 - Situation géographique du Parc National de Chréa (Anonyme 2009).

1.2.- Généralités sur les mammifères en particulier les hyanidea

Les hyanidea font partie des carnivores qui compte plus de 260 espèces, dont la plupart se nourrissent de viande. Ces derniers se distinguent par une mâchoire et une denture qui leur permet de chasser et de manger d'autres animaux (Cuzin, 1996). Ce groupe de mammifères

D'après Rose(2009) et Xuming *et al.*,(2011) se divise en deux sous-ordres, les Caniformes et les Filiformes (Fig. 2)

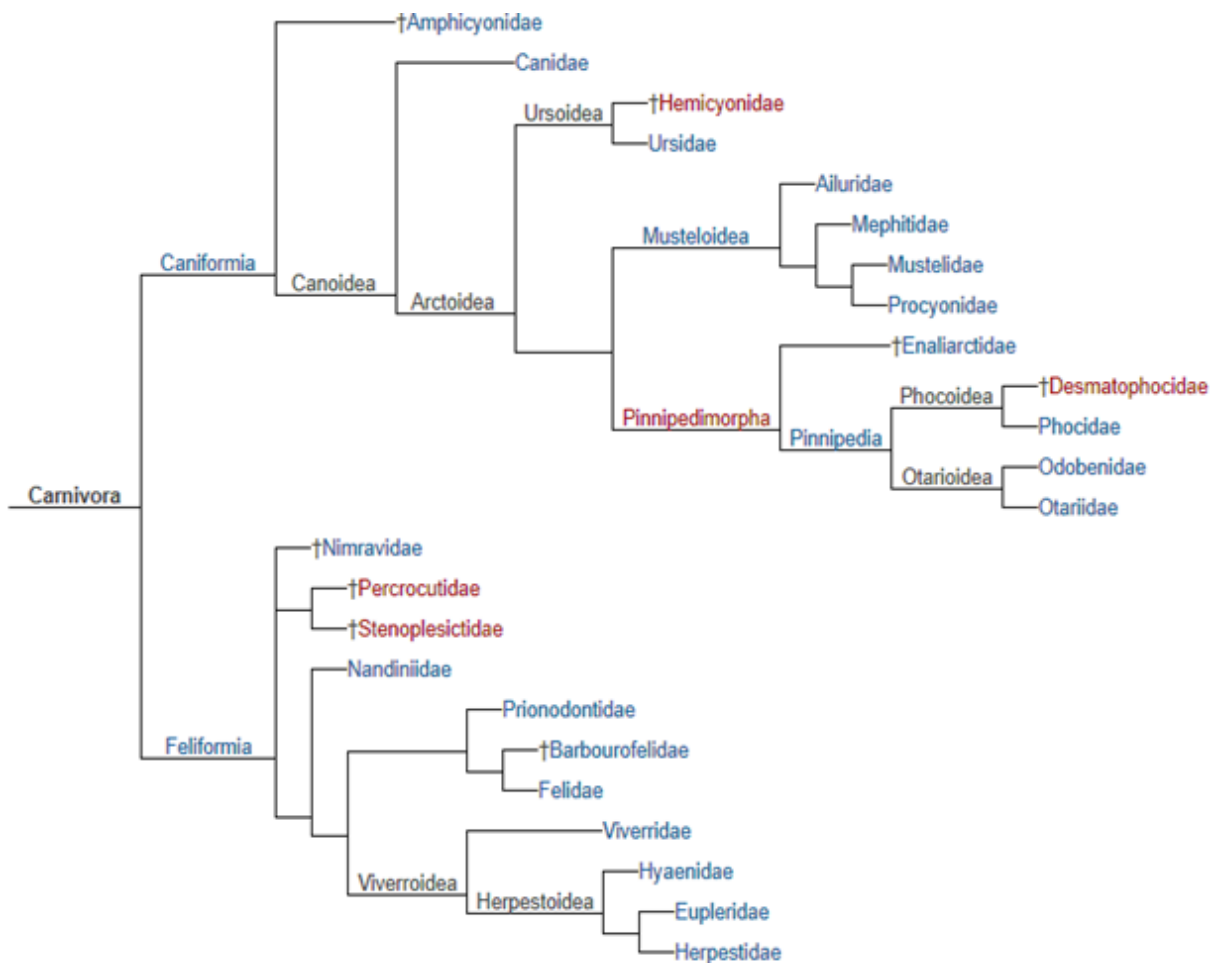


Figure 2 - Phylogénie de l'ordre des Carnivores (Rose, 2009 ; Xuming *et al.*, 2011)

1.2.1.- La famille des hyaenidae, cas de la Hyène rayée *Hyaena hyaena*

1.2.1.- Historique de l'hyène rayée

L'hyène rayée appelée aussi striped hyena le plus redouté des carnivores du Sahara, presque exclusivement nocturne et extrêmement furtive (Fig. 3). Cette espèce est très rarement perceptible. Cependant il est difficile de l'observer de jour, car la lumière la rend timide et fuyante par crainte d'une exposition au soleil (Aulagnier *et al.*, 2013).

L'histoire de l'hyène rayée remonte à la préhistoire. Celle-ci a été identifiée au Paléolithique moyen, dans la grotte des Ours et celle d'Ali Bacha, dans la grotte du Mouflon et à El Guettar. Durant l'Ibéromaurusien, elle n'est citée à Columnata qu'avec le bénéfice du doute mais figure dans la grotte de Kifan bel Ghomari et celle d'Aïn Rahmane. Durant le Néolithique, l'hyène est présentée dans la grotte du Grand Rocher et celle de Saïda.

Le ricanement des hyènes, dont les romans d'aventures parlent fréquemment, n'a, de l'avis de tous les voyageurs, étaient entendus que très rarement. En dépit de leurs mâchoires impressionnantes et de leur aspect malpropre. Ces animaux peuvent facilement s'appivoiser et sont capables d'un certain attachement (Camps-faber, 2000).



Figure 3 - Vue générale sur la hyène rayée *Hyaena hyaena* (Aulagnier *et al.*, 2013).

1.2.2.- Position systématique

Selon Wilson et Reeder (2005), la classification de l'Hyène rayée est donnée comme suite :

✚ Règne	Animalia
✚ Embranchement	Chordata
✚ S/Embranch.	Vertebrata
✚ Classe	Mammalia
✚ Sous-classe	Theria
✚ Infra-classe	Eutheria
✚ Ordre	Carnivora
✚ Sous-ordre	Feliformia
✚ Famille	Hyaenidae
✚ Sous-famille	Hyaeninae
✚ Genre	<i>Hyaena</i> Brünnich, 1771
Espèce	<i>Hyaena hyaena</i> (Linnaeus, 1758)
Sous espèces	<i>Hyaena hyaena barbara</i> (de Blainville, 1844)

Hyaena hyaena hyaena (Linnaeus, 1758),
Hyaena hyaena lucia

1.2.3.- Morphologie de l'Hyène rayée

L'Hyène rayée a une allure de grand chien poilu, avec une tête et un avant train puissant. Ses antérieurs sont plus longs que les postérieurs d'où le surnom de boiteuse. Elles se caractérisent et se différencient par rapport à l'Hyène tachetée de par son pelage qui est assez long de couleur gris marqué de rayures noires, les poils du dos sont longs qui se dressent en touffe en cas de peur ou d'attaque ; cela lui permet de paraître plus grosse et d'impressionner ses ennemis (Aulagnier *et al.*, 2013). Il est à noter que l'hyène rayée pèse beaucoup moins lourd que l'hyène tachetée (35 kg) , contrairement à sa cousine d'Afrique qui vit en meutes la hyène rayée vit isolée ou par couples (Monteil ,1951).

L'Hyène rayée est dotée de grandes oreilles pointues, un museau foncé et large, une queue touffue, ayant 4 doigts aux 4 pattes et 34 dents. Sa voix ressemble à un ricanement lorsqu'elle est surprise. Lors d'une dispute pour la nourriture, elle émet un grognement mais c'est une espèce silencieuse qui n'est bruyante que quand elle est effrayée (Aulagnier *et al.* 2013).

1.2.4.- Habitat de l'Hyène rayée

L'Hyène rayée est une espèce nocturne, discrète, solitaire ou en semi grégaire. Elle s'approche parfois des villes et des campements en quête de nourriture. On la rencontre dans des paysages plutôt ouverts, buissons, forêts méditerranéennes, rivages steppes, ravins, déserts, dans des endroits où elle trouve surtout un point d'eau. Parfois l'hyène rayée fréquente des grottes ou terriers pour se protéger de la lumière du jour (Aulagnier *et al.* 2013).

1.2.5.- Distribution de l'Hyène rayée Dans le monde

L'Hyène rayée est l'espèce des Hyénidés dont l'aire de répartition est la plus large par rapport à d'autres hyènes (JAFFRE, 2007). On la retrouve en Afrique et dans l'extrême sud-est des plaines du Caucase. Les densités sont plus faibles dans le désert du Sahara qu'au Soudan ou au Tchad (Mills et Hofer, 1998). Elle se rencontre dans toute l'Afrique au nord de l'équateur mais moins communément que l'Hyène tachetée (Fig. 4). Elle existe dans l'Atlas marocain mais de plus en plus rarement, elle vit également au Niger, en Libye, en Égypte, au proche et Moyen-Orient jusqu'aux Indes (Corsan, 2005).

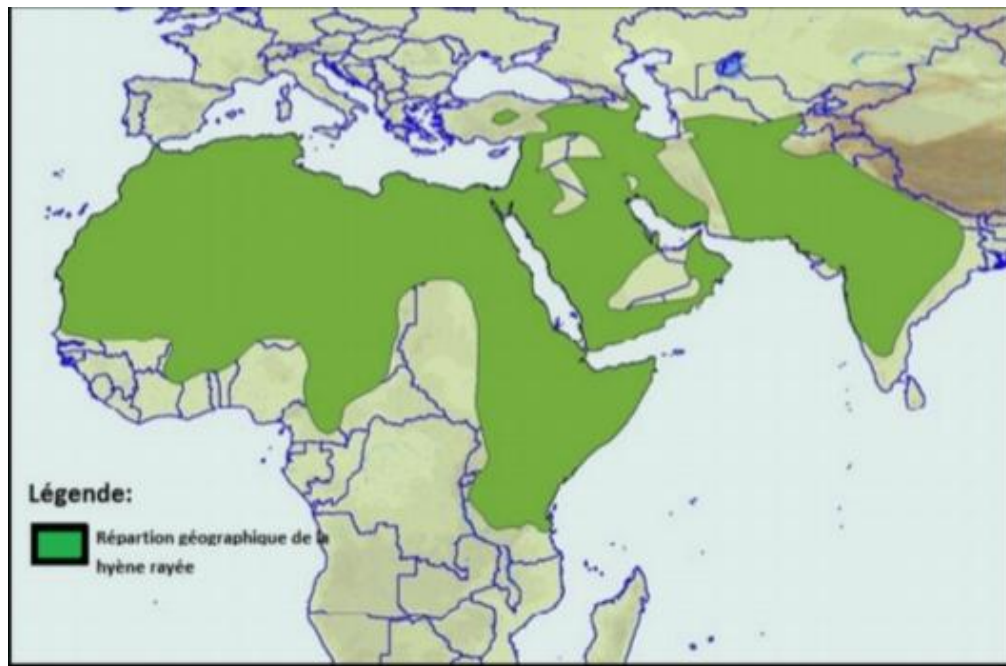


Figure 4 : Répartition géographique de l'Hyène rayée dans le monde (Hofer et Mills, 1998)

1.2.6.- Distribution de l'Hyène rayée en Algérie

L'hyène rayée a été signalée au siècle dernier dans plusieurs localités au nord du pays et au nord Saharien ; sa présence plus au sud n'est pas certifiée (Fig. 5). Elle est présente à Aïn Ouarka où un individu a été empaillé et où on y a retrouvé un crâne, entre Arzew et Mostaganem et près d'Oran, Adrar Ahnet par Monod : Taczanowski, Biskra. A El-Goléa, près d'Alger, à Beni Abbès à El-Abiod. Les informations les plus récentes nous parviennent du Djurdjura, où l'on mentionna sa présence en 1981 (Cuzin, 2003). En 1985, De Smet, dont le questionnaire distribué aux services forestiers a donné un élan à la connaissance des mammifères, sa présence a été repéré a : Aflou, Telagh, Aïn Ourak (Laghouat), Aïn Khedra (Montsdu Hodna), Aïn Naga (Biskra), Belloul (Saïda), Belezma (Batna), El-Bayadh, Bouchegouf (Guelma), Boudouaou (Alger), Cherchell, Doualia (Bogtob), El-Bayadh, El-Kala, Ghardaïa, Kherrata (Béjaïa), M'Chedellah (Bouira), Merdja, Mouzaïa (Blida) Naâma, Thniet El-Had, Ouled Fergoug, Saida, Sedjara (Mascara), Sidi Djilali (Saida), Sidi Okba (Biskra) Skikda, Tipaza, Youb (Saida). En 1989, Sellemi *et al.* (1989), réserve naturelle de Mergueb (Djelfa).

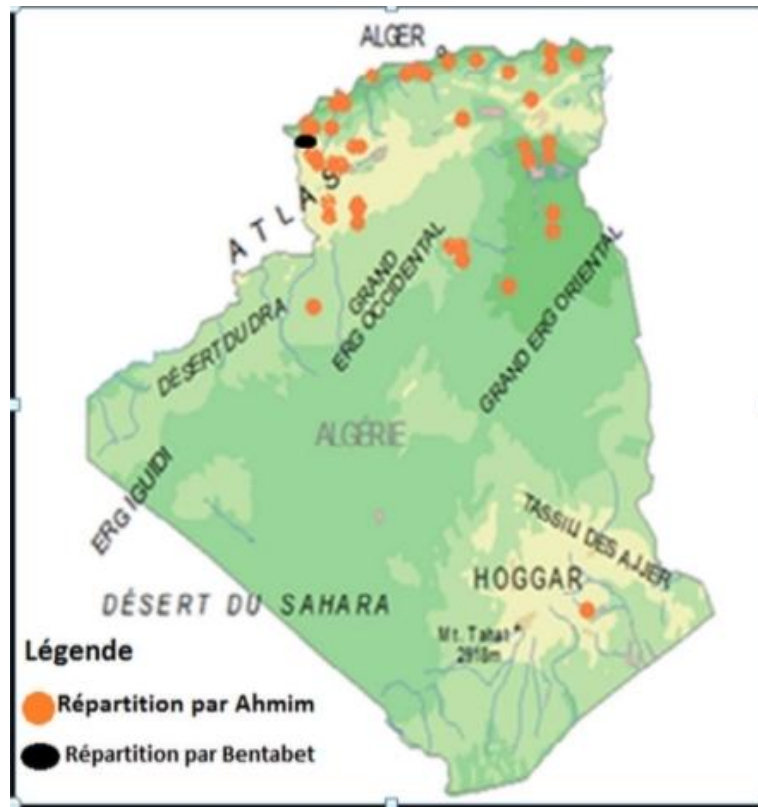


Figure 5 - Répartition géographique de l'Hyène rayée en Algérie (Ahmim, 2012)

1.2.7.- Reproduction

L'Hyène rayée donne naissance à une portée composée de 1 à 4 petits. (RIEGER, 1981) La gestation dure entre 90 et 91 jours (Pocock, 1941 ; Ronnefeld, 1969 ; Heptner, et SLUDSKII 1980). Les petits naissent dans une tanière rocheuse ou un terrier généralement creusé par un autre animal (Prater 1948 ; Roberts 1977). Ils ouvrent les yeux au bout de 7 à 8 jours et les dents poussent après 21 jours. À 30 jours, les jeunes commencent déjà à manger de la viande. Le sevrage survient à l'âge de 1 an. L'hyène rayée peut vivre jusqu'à 24 ans en captivité.

1.2.8.- Régime alimentaire

Le régime alimentaire des hyènes a beaucoup nui à leur réputation. Pourtant, solitaire, craintive, elle aurait peur de son ombre et dans l'Ahaggar, on dit "poltron comme une *tahouri* blanche" (Cortade, 1967).

L'Hyène rayée (*Hyaena hyaena*) est un charognard opportuniste qu'on a souvent aperçu fouillant dans les dépotoirs, aux abords des villes. De régime carnivore, elle se nourrit de petits mammifères, insectes, fruits, crottes d'ongulés, déchets de cuisine, et morceaux de cuir.

Mais elle se caractérise par sa préférence pour les charognes, car elle en consomme beaucoup, ainsi que pour les restes laissés par d'autres animaux. La constitution plus frêle de cette hyène par rapport à l'hyène tachetée a des conséquences importantes sur son mode alimentaire. Ne pouvant venir seule à bout de gros animaux, elle est obligée de se contenter de proies de petites tailles comme des rongeurs, des reptiles ou des oiseaux (Cuzin, 2003).

Les sources de pitance de l'hyène selon Dekeyzer (1955) sont plus éparpillées et moins faciles d'accès que les grands troupeaux d'ongulés pris pour cible par l'hyène tachetée. Elles ne peuvent vivre sans boire et la présence d'hyènes rayées dans les régions désertiques ne peut s'expliquer que par les grandes possibilités de déplacement de ces animaux. De ce fait, la recherche de nourriture nécessite de longues randonnées menées souvent en solitaire.

1.2.9.- Comportement

L'Hyène rayée peut vivre en groupes familiaux composés d'un couple et de leurs jeunes mais généralement solitaire. Elle se voit rarement pendant le jour pour la recherche de nourriture. Chassant et se nourrissant la nuit, elle peut marcher pendant près de huit heures d'affilée et parcourir jusqu'à 30 Km pour chercher son repas et passe la majeure partie de la journée à dormir dans sa tanière ou à proximité de celle-ci dans des endroits semi-ombragés. Ces tanières sont utilisées seulement pour de courtes périodes de temps, et ont donc rarement besoin d'être défendues. La hyène garde une distance de sécurité, généralement au tour de 50 m, pour rester à distance des autres mammifères Howard, 1999 ; Ahmim, 2014).

1.3.- Les maladies transmises par les mammifères carnivores sauvages

Nowak (1991), considère que l'ordre des Carnivores comporte 240 espèces réparties en 92 genres dans sept familles. Les Carnivores sont présents sur tout le globe à l'exception de plusieurs îles océaniques (par exemple, en Australie le dingo a été introduit par l'Homme à l'époque préhistorique). Les familles des Canidés et des Félidés comptent parmi elles les espèces les mieux connues du public, ainsi que deux espèces domestiques, le chien et le chat. Les mammifères sauvages sont sensibles à beaucoup d'agents pathogènes ainsi que des maladies parasitaires comme le cas des Canidés et Félidés.

1.3.1.- Virus

a.- Virus de la rage

C'est une maladie zoonotique touchant plusieurs mammifères comme le Chien, le Chacal, le Renard, Ainsi que l'Homme. Causée par un virus du genre *Lyssavirus*, présent dans

la salive de l'animal en fin de la maladie. Ce qui explique la non transmission de la maladie en phase d'incubation, le virus rabique est neurotrope, il modifie le fonctionnement du système nerveux (O'brien *et al.*, 1985).

b.- Maladie de carré

C'est une maladie virale contagieuse due à un *Paramyxovirus*, affecte habituellement les canidés, l'infection touche d'abord les voies respiratoires hautes et les amygdales, le virus gagne différents organes par le biais de la circulation sanguine, l'infection se produit principalement par contact rapproché (nez à nez), l'exposition à des muqueuses nasales, buccales et oculaires (Appel, 1987).

1.3.2.- Bactéries

a.- Le botulisme

Le botulisme est une maladie paralytique grave touchant les canidés (voir l'homme dans des cas rare), causée par une bactérie appelée *Clostridium botulinum*, liée à l'ingestion de la viande crue et d'animaux morts, les symptômes apparaissent en quelques heures à 6 jours après l'ingestion de la viande infectée par la neurotoxine botulique de type clostridium, elles se traduisent par des troubles de la vision, paupières tombantes, troubles de l'élocution, sécheresse de la bouche, difficulté à avaler et à déglutir et chute du tonus musculaire constituent les symptômes marquants du botulisme ,en l'absence de traitement rapide, ces symptômes peuvent évoluer vers une paralysie des bras et des jambes, ainsi que des muscles des voies respiratoires. (Greenwood, 1985).

b.- La salmonellose

Maladie provoquée par des entérobactéries du genre *Salmonella*, la plupart des salmonelles sont hébergées dans l'intestin des vertébrés, transmises à l'homme par le biais des aliments souillés. Les infections à *Salmonella typhimurium* causent des septicémies qui impliquent le système nerveux et conduisent à des avortements surtout chez le renard (Bittel, 1993).

1.3.3.- Parasites

a.- Ectoparasites

*. **Gales** : Les gales sont principalement sarcoptiques chez les Canidés (affection très prurigineuse atteignant l'ensemble du corps) ou plus rarement, notoédriques chez les Félidés (affectant principalement la tête). La gale des oreilles, provoquée par *Otodectes cynotis*, est assez commune. Ces gales passent souvent inaperçues. Ces dernières sont très contagieuses, pouvant rapidement s'étendre à tout un groupe à la suite de contacts directs ou du partage d'abris où les acariens trouvent refuge et peuvent persister longtemps. Les signes cliniques sont les démangeaisons et les cicatrices ou co-infections qui en résultent. Le diagnostic est le plus souvent clinique

*. **Démodécies** : La démodécie est une affection cutanée d'apparence voisine de la gale, mais non prurigineuse. Elle est occasionnée par un acarien du genre *Demodex* vivant dans les follicules pileux. Elle peut être traitée par aspersion ou bain d'amitraz (Roken, 1993).

*. **Dermatophyties** : La fourrure des Carnivores, notamment des félins, est le refuge de champignons saprophytes qui peuvent parfois provoquer des lésions plus ou moins typiques telles que la teigne. Divers champignons peuvent être mis en cause, *Trichophyton mentagrophytes* et *Microsporum canis* étant le plus souvent cités. Le diagnostic étiologique est délicat en raison des exigences particulières de culture des divers champignons. Certains métabolites produits par *M. canis* sont fluorescents en lumière ultra-violette (lampe de Wood), mais l'emploi de cette technique est délicat. Les teignes rétrocedent facilement à l'exposition aux ultra-violets (maladie de la claustration). Elles constituent parfois une maladie opportuniste associée à un syndrome d'immunodéficience dû aux virus d'immunodéficience ou leucémogène félins. Elles sont curables par administration orale prolongée de griséofulvine. Cet antibiotique a toutefois une action myélotoxique chez certains chats et potentiellement chez le guépard (Waker *et al.*, 1992).

b.- Endoparasites

➤ **Protozoaires** : Les protozoaires qui peuvent être contractés chez carnivores sauvages en générale sont plusieurs (Dupont, 2009), ils sont présentés comme suite :

* **La leishmaniose** : Protozoonose des zones tropicales et méditerranéennes, les trois formes classiques de cette maladie sont la viscérale, la cutanée et la cutanéomuqueuse qui représentent des zoonoses majeurs. Parasitose qui a pour réservoir un rongeur, un chien ou un autre

canidés sauvages, transmet par l'intermédiaire de la piquer d'un diptère, le *Phlebotomus* sp dans l'ancien Monde et *Lutzomyia* sp dans le nouveau Monde. Les symptômes se traduisent par une dépilation hyper kératosique non prurigineuse, caractérisée par une desquamation excessive de l'épiderme, particulièrement au niveau du museau, une croissance anormale des griffes. L'atteinte viscérale se traduit par un amaigrissement et une fonte musculaire.

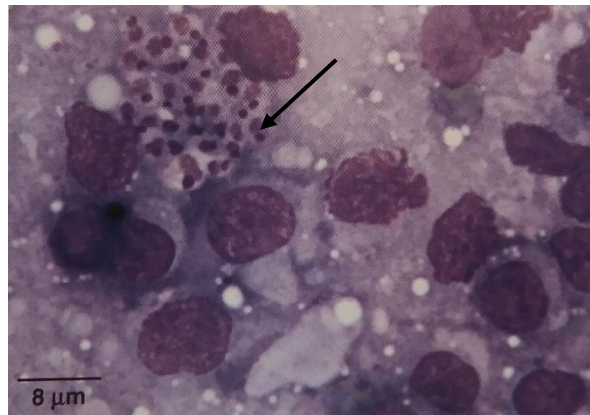


Figure 6 - *Leishmania* sp sous forme amastigotes (Hendrix 1998).

*. **Les Coccidies** : Un très grand nombre de coccidies appartenant aux espèces du genre *Eimeria* ou *Isospora* contaminent les Carnivores en captivité. Elles sont toutes localisées dans l'intestin où on les retrouve fréquemment. Elles peuvent provoquer des diarrhées, associées à une anémie et à un amaigrissement. Beaucoup d'animaux étant naturellement porteurs de coccidies, la découverte d'oocystes dans les fèces ne suffit pas à établir le diagnostic. Le traitement fait appel à l'administration orale de sulfamides, mais une guérison absolue est impossible en raison de la réinfection quasi certaine. Une chimio-prévention est souvent bénéfique lors du sevrage des jeunes ou en situation de stress comme par exemple au moment de l'adaptation à un nouvel enclos.



Figure 7 - Oeuf d'*Eimeria* sp. (à droite), œuf d'*Isospora* sp. (à gauche) (Hendrix 1998).

*. **La Toxoplasmose** : *Toxoplasma gondii* est un sporozoaire intestinal très fréquent chez les félins. De nombreux Félinés sauvages ont été trouvés porteurs au même titre que le chat. La contamination a le plus souvent pour origine l'ingestion de viande parasitée ou la prédation d'un hôte secondaire. Une infestation aiguë peut occasionner des troubles résultant de la localisation tissulaire du parasite. Le plus souvent, le portage est asymptomatique. Lorsque le parasite atteint sa localisation tissulaire comme le cerveau, le foie, les poumons et les muscles, les anticorps peuvent être identifiés dans le sérum. A ce moment l'animal n'est plus contagieux. Si elle est détectée, l'infection entérale peut être traitée par un coccidio-statique ; la toxoplasmose tissulaire peut être traitée par une association de sulfamérazine et pyriméthamine. Cette parasitose est une zoonose à effet tératogène (Acha et Szyfres, 1989).

➤ **Helminthes (Métazoaires)**

Il existe pleins de parasites helminthes qui peuvent infester les carnivores, on distingue plusieurs parasites très redoutable qui cause des problèmes de la santé publique (Eckert et Deplazes, 2000 ; Giraudoux *et al.*, 2001). Parmi celle-ci, nous citons les plathelminthes et les némathelminthes.

*. **Plathelminthes** : Ce sont des vers plat qu'ont trouvent dans le tube digestif des carnivores a titre d'exemple, l'échinococcose alvéolaire qui est une zoonose provoquée par un vers plat appartient à la famille des Teanidae nommé *Echinococcus multilocularis* affecte les canidés essentiellement le renard, le ver sous sa forme adulte se trouve dans l'intestin d'un carnivore sauvage, le renard, qui est l'hôte définitif. Au niveau de l'intestin, le parasite se développe entre les villosités et produit à maturité des œufs ou oncosphères qui sont libérés dans le milieu extérieur avec les fèces. Les micromammifères rongeurs qui sont les hôtes intermédiaires se contaminent en ingérant des végétaux souillés par les œufs, l'être humain constitue le plus souvent un hôte impasse et ne permet pas la reproduction du parasite (Vuitin *et al.*, 2003).

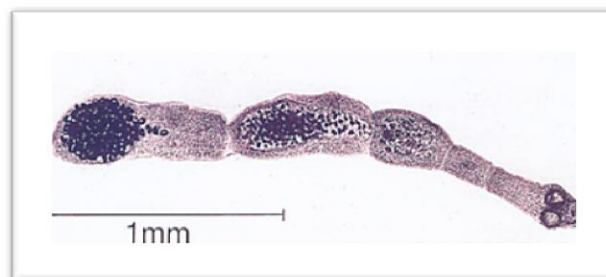


Figure 8 - Forme adulte *Echinococcus multilocularis* (Zajac, 2011).

*. **Nemathelminthe** : Ce sont des vers ronds qu'on retrouve dans le tube digestif des carnivores sauvages tels que les ascaris, les ankylostomes et les strongyloïdes,

- **Les ascaris** : *Toxocara cati* et *Toxascaris leonina* sont des vers ronds de quatre à dix centimètres de long, présents dans l'intestin grêle des félins en générale. Les femelles hébergent en outre des larves qui se réactivent en fin de gestation, passant dans le lait, ou se transformant en adultes qui vont s'empressez de pondre des œufs. Ces derniers sont éliminés et disséminés par les selles, en très grande quantité. Ils résistent au froid, à la sécheresse et aux désinfectants, et peuvent encore contaminer un Félin après trois ans passés dans le sol. L'infestation se fait donc de la mère au chaton par les larves contenues dans le lait, ou de chat à chat par l'ingestion des œufs présents dans le milieu extérieur, ou encore par l'ingestion de rongeurs porteurs ayant eux aussi consommé des œufs d'ascaris (Crompton, 2001).

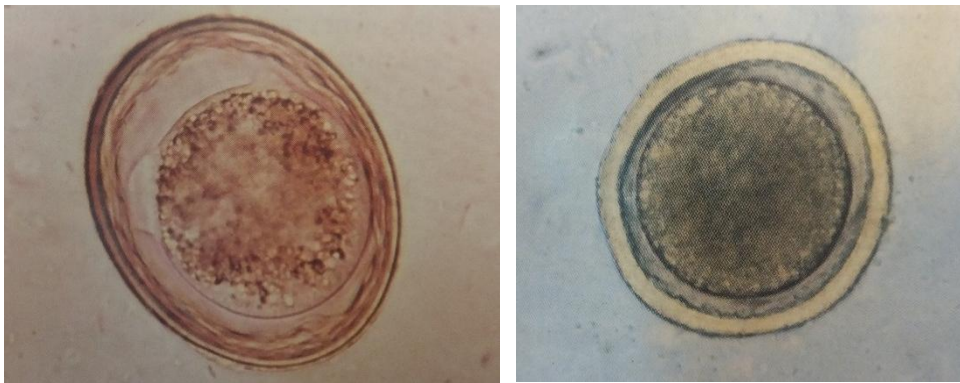


Figure 9 - Œuf de *Toxocara cati* (à droite) et œuf de *Toxocara leonina* (à gauche) (Zajac, 2011).

- **Ankylostomes** : Ce sont des vers beaucoup plus petits que les ascaris (1 cm), que l'on observe rarement à l'œil nu. Ils prélèvent du sang dans l'intestin grêle des chats infestés, et peuvent donc être à l'origine de spoliations sévères, avec anémie et diarrhées. Leur cycle est comparable à celui des ascaris (larves dans le lait, œufs dans les selles), sauf que les larves qui se promènent dans le milieu extérieur peuvent, en plus, traverser la peau des chats ou des humains passant par-là, pour les contaminer (Thatcher, 1971 ; Lichtenfels, 2009).

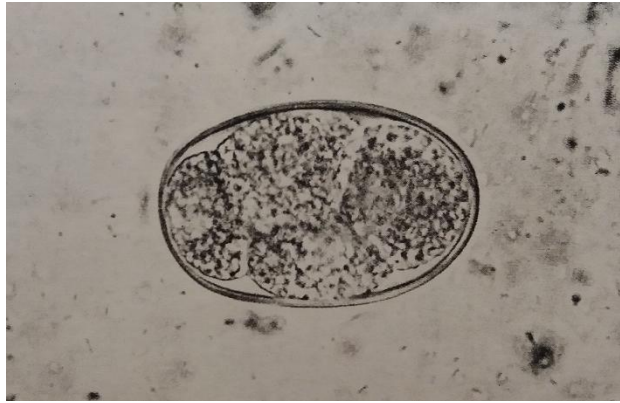


Figure 10 – Œuf d'*Ankylostoma sp.* (Hendrix 1998).

- **Strongyloïdose** : Parasitose des carnivores sauvages et de l'humain due à la présence dans l'intestin d'un petit ver rond nématode, *Strongyloides stercoralis*, ou anguillule. Le cycle biologique de ce parasite est très voisin de celui de l'ankylostome. En effet comme dans l'ankylostomose, les larves infestantes pénètrent chez leur hôte par voie cutanée après une marche dans la boue ou des bains de rivière et même de piscine (les larves supportent la javellisation) ; le contact domiciliaire avec un sujet infesté peut même suffire à transmettre l'anguillulose. Après la pénétration, les larves migrent à travers l'organisme : par voie lymphatique, puis sanguine, elles arrivent au poumon, et de là passent dans les bronches, la trachée et l'œsophage, pour gagner enfin l'intestin. À côté de ce mode habituel de transmission, il peut se produire une réinfection. L'anguillulose est souvent asymptomatique ou pauci-symptomatique (peu de symptômes). L'infestation peut durer plusieurs années avant d'être découverte (Adebayo *et al.*, 2001)

Les symptômes sont surtout digestifs, mais il y a des signes extradigestifs.

Habituellement, on observe trois phases. La phase d'invasion qui se traduit par la pénétration de la peau provoquant une légère éruption papuleuse au point d'inoculation, ou une réaction allergique (urticaire, prurit). La phase de migration, ici on note une irritation de l'arbre trachéobronchique (toux, dyspnée, pseudo-asthme) et des signes moins spécifiques (céphalées, fièvre, arthralgies). En fin, la phase d'état qui se manifeste par des douleurs abdominales, des troubles du transit avec alternance de diarrhées et de constipation, et une altération de l'état général (Klotz *et al.*, 1994).



Figure 11- Œuf de *stogyloides sp.* (à droite), Larve de *Strongyloides stercoralis* (à gauche)
(Zajac, 2011).

Dans ce chapitre nous allons détailler les procédés utilisés sur terrain pour l'identification et la collecte des crottes ainsi que les méthodes et le matériel utilisé au laboratoire pour déterminer le régime alimentaire des trois espèces en particulier de l'Hyène rayée. Par la suite, nous procéderons à l'identification des parasites par deux méthodes. Enfin nous présentons les indices écologiques de composition et la méthode statistique pour l'exploitation des données.

2.1.-Matériel

Le matériel utilisé lors de notre expérimentation est exposé comme suit.

2.1.1.- Matériel utilisé sur terrain pour la collecte des crottes

Durant notre travail exploratoire de terrain et sous l'assistance d'une équipe composée de garde forestiers et d'une vétérinaire nous avons utilisé comme matériel pour la récolte des crottes des trois mammifères sauvages :

- Des gants en Latex.
- Des boites à copro-parasitologie.

2.1.2.- Matériel utilisé au laboratoire pour l'étude du régime alimentaire

En ce qui concerne le matériel utilisé pour l'étude du régime alimentaire des trois espèces de mammifères sauvages, (Fig. 6) il est donné en Annexe I.

2.1.3.- Matériel utilisé au laboratoire pour l'identification des parasites

L'ensemble du matériel composé d'appareillages et produits utilisés pour l'identification des parasites dans les selles des mammifères sauvages (Tab.1, Fig12) est mis en Annexe I.

2.2.- Méthodologie

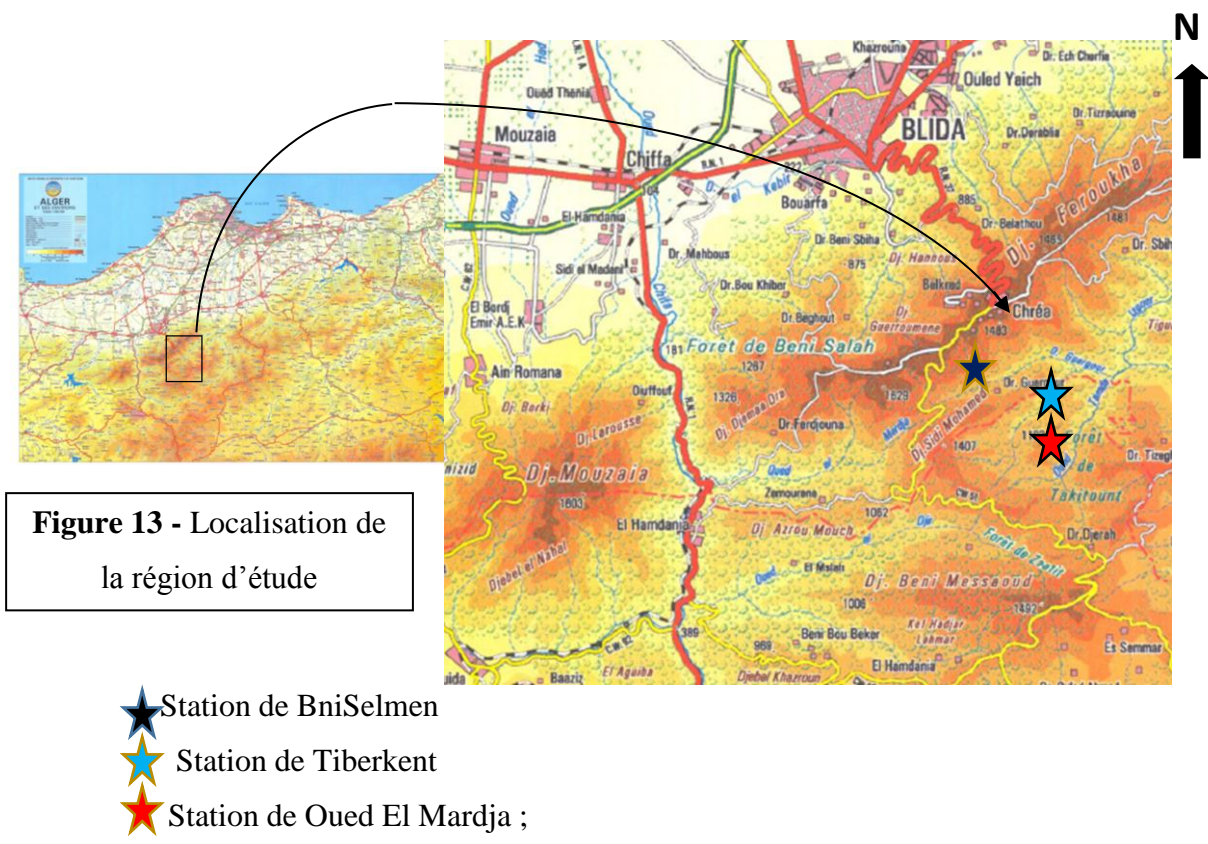
Les méthodes évoquées lors de notre expérimentation sont menées comme suit.

2.2.1. Sur terrain

Afin de d'accroître nos chances de trouver les crottes des trois mammifères sauvages en particulier la hyène rayée qui est un animal craintif et nocturne sur le terrain nous avons menés des enquêtes auprès des éleveurs et des riverains de la région de Chréa.

2.2.1.1.- Sites de recherche des selles des mammifères sauvages au Parc national de Chréa

La collecte des sels s’est faite au niveau du parc national de Chréa (Fig.13) dans plusieurs stations à s’avoir : Oued el marja, Tibenkent, Bni-selmen, Tamesguida, Chréa .Ces sites se retrouvent loin des lieux des activités (fréquentations) humaines .Ceux-ci sont riches en ressources nutritives pour ces mammifères carnivores en particulier l’Hyène rayée. On note également la présence des ruisseaux et des cours d’eau pour pouvoir assouvir leurs soifs. Les stations en question sont représentées sur la carte et les photos suivantes (Fig.13 et 14, a, b, c, d, e) :



**a****b****c****d****e**

Figure 14 - Présentation de la région d'étude du parc National de Chr ea (Originale, 2018).

- a.** Station de Bni-Selmen ; **b.** Station de Tiberkent ; **c.** Station de Oued El
Mardja ; **d.** Lac de aTmesguida ; **e.** station de Chr ea.

2.2.1.2.- Calendrier de sortie

Au cours de nos sorties dans les différentes stations (Fig.9), nous avons récoltés plusieurs échantillons de selles de différentes espèces de mammifères sauvages dont l'Hyène rayée. Au totale, 48 crottes ont été collectées (Tab. 2).

Les crottes ont été ensuite ramenées au laboratoire, puis séparées selon l'espèce animale à savoir : 15 échantillons de l'Hyène rayée, 15 échantillons du Renard roux et 18 échantillons appartenant au Chacal commun.

Tableau n° 2 – Calendrier des sorties pour la collecte des crottes en fonction des stations

	Lieux de collectes	Altitudes	Dates	Nombre de crottes
Renard roux	Lac Tamesguida	1230 m	11/04/2018	8
	Hamdania	850 m	19/02/2018	7
Chacal commun	Bni-selmene	750 m	19/02/2018	7
	Parc de Chréa	1400m	9/03/2018	4
			6/04/2018	
	Lac de Tamsguida	1230m	14/03/2018	4
11/04/2018			3	
Hyène rayée	Oued el mardja	380m	2/04/2018	11
	Tiberkent	850m	10/04/2018	4

2.2.1.3.- Identification des crottes et empreintes sur terrain

Des collectes de selles de trois espèces sauvages (Renard roux, Chacal commun et l'Hyène rayée), ont été effectuées allant du mois de Mars à fin Mai 2018 dans plusieurs stations citées ci-dessus. Ces animaux sauvages sont discrets et difficilement observables. C'est grâce à leurs traces (empreintes, fèces, poils, tanières, terriers ...) qu'on peut déceler leur présence mais aussi déterminer les territoires et les habitats qu'ils fréquentent. Ces traces sont appelés communément indices de présence. Dans notre cas, le suivi de l'Hyène rayée le Chacal commun et le Renard roux s'est effectué essentiellement grâce à ces indices de présence notamment les crottes qui sont bien distinctes des trois espèces étudiées ainsi que les empreintes, les déchets ménagers que nous avons recherché à travers tout le territoire de la réserve de Chréa.

a.- Critères d'identification

Les critères d'identification des indices de présence sur terrain des trois espèces de mammifères sont exposés comme suit.

a1.- Chez l'Hyène rayée *Hyaena hyaena*

Les indices de présence retrouvés sur terrain pour l'identification de l'Hyène rayée sont cités comme suite :

✚ **Fèces :** ils sont facilement identifiables et reconnaissables et ne peuvent être confondues avec celles d'autres carnivores sauvages. Cela est dû à la spécificité de leurs couleurs blanches et leurs formes qui sont assez grosses ainsi que de leurs lieux de dépôt sur pistes à ras du sol et sur la végétation basse. La blancheur des crottes résulte des quantités importantes de fragments d'os consommés par la hyène. Leurs couleurs est le plus souvent marron grisâtre à l'état frais et blanche à l'état sec (Fig.15), sont généralement très allongées de 4 à 53cm assemblées avec un diamètre de 1 à 4 cm (Mostefai, 1996).

✚ **Empreintes :** elle laisse des traces bien perceptibles dans le sable, son coussinet arriéré est double et ses griffes bien visibles (Fig.15). Parmi les indices de présence celles-ci laissent des ossements éparpillés sur le terrain ainsi que des ordures (Chris et Mathilde, 2013).

a2.- Chez le Renard roux *Vulpes Vulpes*

Les indices de présence retrouvés sur terrain pour l'identification du Renard roux sont cités comme suite :

✚ **Fèces :** les excréments se colorent du brun beige au noir parfois même en rouge. La variation de la couleur dépend des aliments ingérés, arrondie à un bout, pointue, voir vrillée par les poils à l'autre extrémité (Fig.16). Les déchets contiennent des poils et beaucoup de restes de fruits (Georget, 2017).

✚ **Empreinte :** elle a la forme de l'empreinte d'un renard et proche de celle d'un chien de même taille (Fig.16). Il est cependant possible de les différencier par la position des coussinets : contrairement au chien, la droite passant par le haut des coussinets externes passe presque en dessous des coussinets internes (Cavallini, 1995).



Figure 15 - Indices de présence de *Hyaena hyaena* au parc de Chréa (Originale, 2018).
a et **b**. Crotte ; **c** et **d**. Empreinte de pattes ; **e**. Os retrouvé sur terrain ; **f**. ordure retrouvé sur terrain.



Figure 16- Indice de présence, Empreinte (à gauche) et crotte (à droite) du Renard roux (Originale, 2018).

a3.- Chez le chacal commun *Canis aureus*

Les indices de présence retrouvée sur terrain pour l'identification du chacal commun sont cités comme suite :

- ✚ **Fèces :** les crottes sont déposées sur les pistes à ras du sol, sur les végétations basses et sur les pierres, ces excréments ont une odeur caractéristique pareille à celle du soufre, de plus celle-ci contiennent des poils et des morceaux d'os ce qui permet généralement de les différencier des crottes de chien (Fig.17-a) (Georget, 2017).
- ✚ **Empreinte :** les empreinte du chacal commun elle ressemble fortement celle du loup ou du chien celle-ci est imposante on distingue bien les griffes (Fig.17-b) (Krofel et Potočník, 2008).



a



b

Figure 17 - Indice de présence du Chacal commun, crotte (à gauche), Empreinte (à droite). (Originale, 2018).

2.2.2.- Au laboratoire

Plusieurs méthodes sont menées lors de notre expérimentations citons :

2.2.2.1.- Méthode de conservation des échantillons au laboratoire

Les crottes ont été recueillies sur le sol dans différentes stations au niveau du parc de Chréa. Ensuite, elles sont ramenées au laboratoire, puis conservées au réfrigérateur à température de +4°C dans des boites à coprologie jusqu'à leur traitement ultérieur (Fig.18).

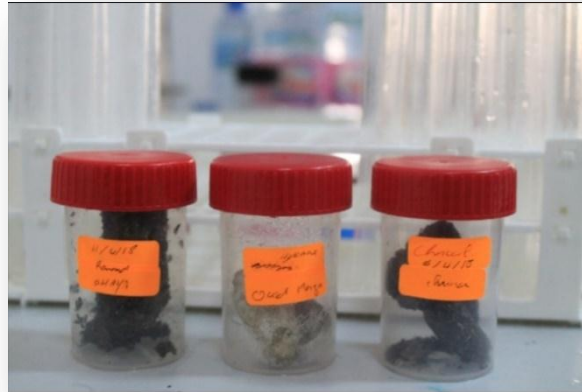


Figure 18 - Conservation des échantillons des trois mammifères sauvages dans des boites a coprologique (Originale, 2018).

2.2.2.2.- Mensuration et poids des crottes des trois mammifères étudiés

Les 48 crottes collectées dont 15 pour l'Hyène rayée, 18 pour le renard roux et 15 pour le chacal commun ont été mesuré et pesés. Les échantillons fragmentés ne sont pas prises en considérations pour les mensurations (Fig.19 et 20).

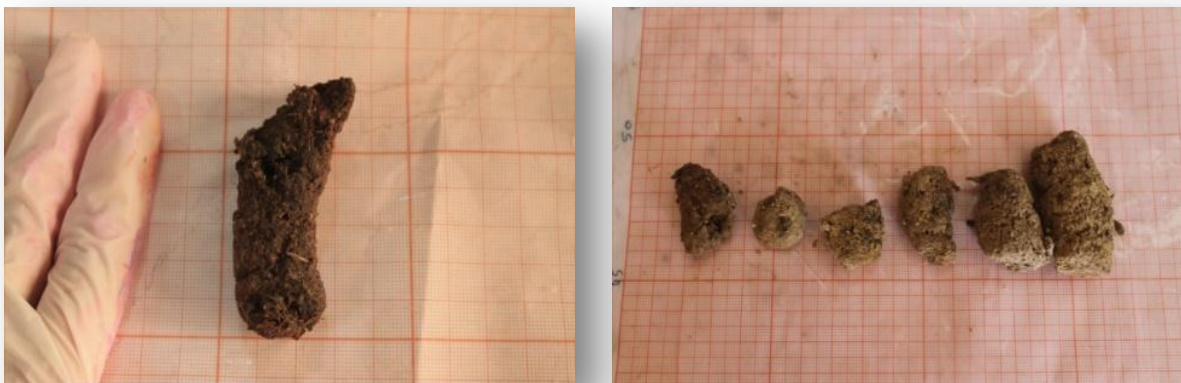


Figure 19 - Mensuration des crottes du Chacal commun (à droite) et de l'Hyène rayée (à gauche) (Originale, 2018).



Figure 20 - Pesé des crottes du chacal commun et l'Hyène rayée (Originale, 2018).

2.2.2.3.- Identification des proies

L'identification du contenu des crottes des 3 espèces se fait à l'aide de clés dichotomiques et sous l'assistance du Dr. MARNICHE Faiza.

- Elle nécessite une décortication et une séparation des différents éléments préalables.
- L'étape suivante consiste à déterminer les éléments isolés et procéder à un dénombrement des espèces proies qu'elles contiennent.

2.3.2.4.- Décortication par la voie humide alcoolique

Elle est composée de trois parties à savoir : macération, trituration et séparations des différents éléments.

a.- Macération : elle consiste à placer chaque crotte dans une boîte à Pétri et la laisser macérer dans une solution d'alcool (10 minutes). Cette imbibition avec l'alcool facilite la décortication de l'excrément sans briser les éléments sclérotinisés présents (Fig.21).



Figure 21- Macération des selles dans de l'alcool (Originale, 2018).

b.- Trituration : A l'aide d'une paire de pince, la crotte est triturée avec beaucoup de délicatesses pour faire apparaître les différentes pièces sclérotinisées, les graines de végétaux, et autres débris (Fig.22).

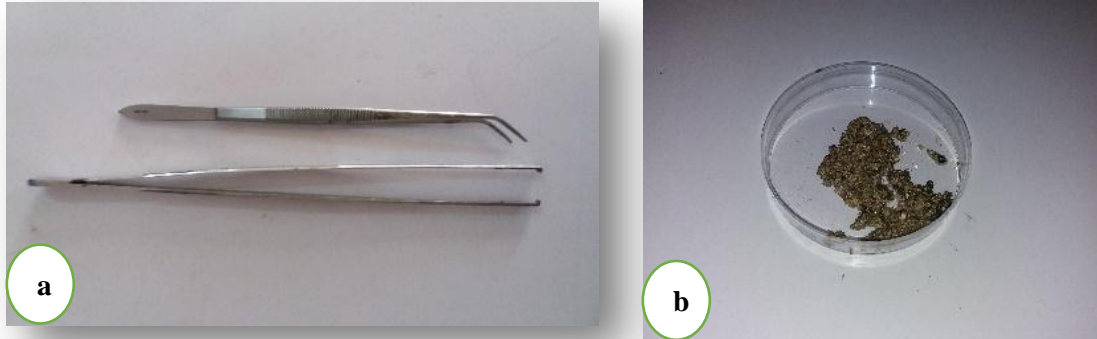


Figure 22-Triturations des selles à l'aide de pince (a) mettre les différentes pièces dans des boîtes de Pétri (b) (Originale, 2018).

c.- Séparation : les pièces sclérotinisées tels que le thorax, la tête, les élytres, les os sont récupérés dans une autre boîte à fond quadrillé. Les éléments semblables sont regroupés. L'observation des différents fragments ce fait par la suite sous une loupe binoculaires (Fig. 23).



Figure 23 - Observation des fragments sous une loupe binoculaire (G10x20).

2.2.3.- Analyses parasitologiques (coprologie)

L'analyse et l'identification des parasites retrouvées dans les selles se fait à l'aide des clés dichotomiques au niveau du laboratoire de zoologie de l'ENSV sous l'assistance du Dr. MARNICHE Faiza. Les prélèvements fécaux ont subis deux types d'analyses : macroscopique et microscopique.

2.2.3.1.- Analyse macroscopique

L'analyse macroscopique a été pratiquée systématiquement avant tout examen microscopique des fèces. Elle consiste à évaluer la qualité du prélèvement comme l'odeur, la consistance et la couleur et à rechercher à l'œil nu la présence d'éléments parasitaires dont la taille est suffisante pour être distingués tel les vers entiers ou leurs fragments comme le scolex et le proglottis.

2.2.3.2.- Analyse microscopique

Les analyses des excréments des trois mammifères sauvages ont été faites par deux méthodes, la méthode de flottaison et la méthode de Ziehl-Nielsen.

a.- Méthode d'enrichissement par flottaison

Il s'agit d'une technique qualitative, simple et rapide, la plus utilisée en médecine vétérinaire pour l'examen des crottes. Cette procédure concentre les éléments parasitaires à partir d'une petite quantité d'excréments, et fait remonter celles qui ont une faible densité à la surface. La méthode de flottaison repose sur un principe simple : les œufs ont une coque qui les protège. Pendant un certain temps de la pénétration des liquides plus dense; une dilution avec ces liquides aura tendance à les laisser flotter en surface tandis que les résidus plus lourds ou ceux qui s'imprègnent rapidement tombent dans le fond des récipients (ZAJAC *et al.*, 2013). Cette technique présente l'avantage de la simplicité d'exécution, de la rapidité et d'un faible prix de revient (eau chlorurée sodique). Néanmoins, cette solution pénètre facilement dans les œufs ce qui a pour conséquence de les déformer, pour cela il faut jamais dépasser le temps prescrit dans le déroulement de la technique (15 à 20 Minutes environs). Aussi parce que la solution d'NaCl a tendance à se cristalliser assez rapidement, ce qui rendrait la lecture assez difficile après un certain délai (Fig. 24).



Figure 24 - Différentes étapes de la technique de flottaison.

(a. Diluer le mélange de façon à obtenir une solution homogène; (b. Filtrer le mélange sur une passoire et Remplir complètement les tubes, (c. Recouvrir le ménisque d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air.(Originale, 2018).

b.- Méthode de Ziehl-Nielsen

La méthode de Ziehl-Nielsen (modifiée par Hendrixen en Pohlenz) : c'est une méthode de coloration très simple et dont les réactifs se conservent bien à la température du laboratoire (Fig. 25) (Belkaid *et al.* 2013).

• Principe

- Sur une lame, pratiquer un étalement mince de crotte.
- Laisser sécher à l'air (aux mieux sur platine chauffante ou par passage rapide dans la flamme de bunsen).
- Fixer 10 minutes à l'alcool méthylique.
- Le sécher.
- Mettre dans la Fuschine phéniquée pendant 1 heure.
- Rincer à l'eau du robinet.
- Tremper 30 secondes à 2 minutes dans l'acide sulfurique à 2%.
- Le rincer.
- Mettre dans le vers malachite à 5% au bien bleu de méthylène pendant 5 minutes.
- Le rincer.
- Sécher.
- Monter la lame (ou mettre une goutte d'huile).
- Sur un fond vert (vert de malachite) ou bleu (bleu de méthylène), les oocytes apparaissent en rouge-vif (Fig.23) (Belkaid *et al.* 2013).

Voir les schémas ci-dessus :

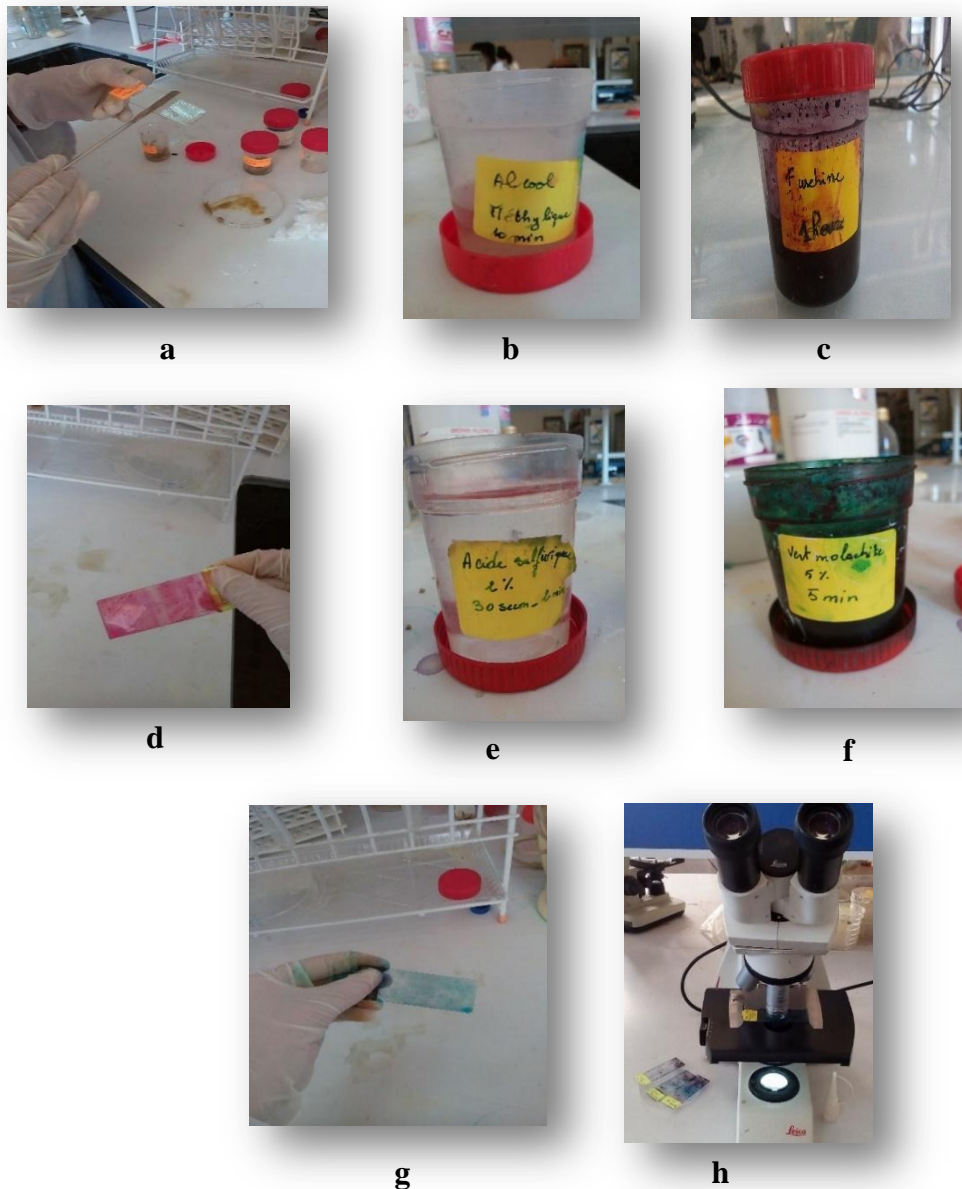


Figure 25 - Etapes de la technique de Ziehl-Nielsen (Originale, 2018).

a. Pratiquer un étalement mince ; **b.** fixer 10 à l'alcool méthylique ; **c.** Fuschine phéniquée 1h ; **d.** Rincer à l'eau de robinet ; **e.** Différencier 2min dans l'acide sulfurique à 2% ; **f.** Vert malachite à 5% : 5min ; **g.** Rincer à l'eau de robinet ; **h.** Observer au microscope photonique

2.3.- Exploitation des résultats par des indices écologiques et par une méthode statistique

L'exploitation des résultats du présent travail s'est faite par des indices écologiques de composition et par une méthode statistique.

2.3.1.- Indices écologiques de composition

Les indices écologiques de composition retenus sont : la richesse totale (S) et moyenne (sm) et l'abondance relative (AR%).

2.3.1.1.- Richesse totale et moyenne

La richesse est le nombre d'espèce qui compose un peuplement (Blondel, 1979). D'après Ramade (1984), considère la richesse en tant que l'un des paramètres fondamentale caractéristique d'un peuplement. Dans la présente étude, deux types de richesses sont calculés : la richesse totale et la richesse moyenne.

a.- Richesse totale (S)

D'après Ramade (2009), la richesse totale (S) est le nombre d'espèces que comporte le peuplement. La richesse totale d'une biocénose correspond à la totalité des espèces qui la compose. Dans notre étude la richesse totale(S) est utilisée pour la détermination du nombre total d'espèce proies et le nombre total d'espèce parasites.

b.- Richesse moyenne (Sm)

D'après Ramade (2009), la richesse moyenne correspond au nombre moyen des espèces présentes dans un échantillon du biotope dont la surface est fixée arbitrairement. Elle permet de calculer l'homogénéité du peuplement. Plus la richesse moyenne est élevée, plus l'homogénéité sera forte.

c.- Abondance relative (AR%)

La connaissance de l'abondance relative revêt un certain intérêt dans l'étude des peuplements (Ramade, 1984). Celle-ci (AR%) est le pourcentage des individus d'une espèce (ni), par rapport au total des individus(N), (Blondel, 1975). Cette fréquence traduit l'importance numérique d'une espèce au sein d'un peuplement. Plusieurs auteurs parlent de dominance plus ou moins grande pour exprimer l'influence qu'une espèce sur une autre, est supposée exercer au sein de la biocénose. L'abondance relative est donnée par la formule suivante :

$$AR(\%) = ni*100/N$$

2.3.2.- Méthode statistique : Indices parasitaires

Les analyses parasitologiques utilisées telles que l'état de l'hôte, la prévalence, l'abondance et l'intensité moyenne. Ces tests ont été réalisés à l'aide de logiciel Quantitative Parasitology V 3.0 (Rozsa *et al*, 2000).

a.- Prévalence (P)

La prévalence exprimée en pourcentage, le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestés par une espèce parasite et le nombre total d'hôtes examinés. Les termes "espèce dominante" (prévalence > 50%), "espèce satellite" (15 prévalence 50%), "espèce rare" (prévalence < 15%), ont été définis selon (Valtonen *et al*, 1997).

b.- Intensité moyenne (IM)

Intensité moyenne (IM) est le rapport entre le nombre total des individus d'une espèce parasite dans un échantillon d'une espèce hôte et le nombre d'hôtes infestés par le parasite. Pour les intensités moyennes (IM), la classification adoptée est celle de Bilong-Bilong et Njine (1998) :

- ✓ $IM < 15$: intensité moyenne très faible,
- ✓ $15 < IM < 50$: intensité moyenne faible,
- ✓ $50 < IM < 100$: intensité moyenne,
- ✓ $IM > 100$: intensité moyenne élevée.

2.3.2.1.- L'indice de similarité de Sorensen

Le coefficient de similarité de Sorensen ou indice de Sorensen est un indicateur Statistique qui mesure la similarité de deux habitats (échantillons). Cet indice est Calculé par la formule suivante :

$$Cs = 2J/a+b$$

Cs : Indice de SORENSEN.

a : Nombre d'espèces présentes dans le site a.

b : Nombre d'espèces présentes dans le site b.

J : Nombre d'espèces communes au site a et b.

L'indice varie de 0 quand il n'existe aucune espèce commune entre les deux habitats, à 1 quand toutes les espèces rencontrées dans l'habitat 1 existent aussi dans l'habitat 2 (Magurran, 2004 ; Grall et Coïc, 2006).

Dans ce chapitre nous exposons les résultats obtenus après la collecte des crottes et l'analyse coprologiques des trois mammifères sauvages en particulier l'hyène rayée. Les méthodes d'analyses parasitologiques utilisées dans cette étude nous ont permis d'obtenir des résultats, qui seront développées dans ce chapitre et exploités par des indices écologiques et tests statistiques.

3.1.- Résultats

Les résultats concernant les mensurations des crottes, le régime alimentaire, et les des analyses parasitologiques d'identifications et de quantifications sont données comme suite :

3.1.1.- Mensuration des crottes des trois mammifères sauvages

Pour la mensuration des crottes des trois mammifères sauvage certaines étaient fragmenter, pour le reste nous avons mesuré 10 crottes pour le chacal commun, 8 pour le renard roux et 6 pour l'Hyène rayée. Les mensurations sont notées dans les tableaux suivants.

a.- Mensuration des crottes de l'Hyène rayée *Hyaena hyaena*

Les résultats des mensurations des crottes de l'Hyène rayée sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau n°3 -Dimensions des crottes de l'Hyène rayée *Hyaena hyaena*

Paramètre	Longueur (mm)			Grand Diamètre			Nb. crottes
	Max	Min	Moy.	Max	Min	Moy.	
Mensuration	40	30	35,62 ± 4,92	60	25	43,12 ± 14,02	n = 15

Nb. Nombre ; Moy. Moyenne, Max, min : dimensions maximale et minimale.

Les dimensions de la longueur des crottes recueillies aux alentours du parc national de Chréa fluctuent entre 30 et 40 mm avec une moyenne de 35,62 ±mm 4,92. Pour ce qui du grand diamètre les valeurs varient entre 25 et 60 mm (moy = 43,12 ±14,02 mm).

b.- Mensuration des crottes du Chacal commun *Canis aureus*

Pour la mensuration du chacal commun les résultats sont notés dans le tableau suivant :

Tableau n° 4- Dimensions des crottes du Chacal commun *Canis aureus*

Paramètre	Longueur (mm)			Grand Diamètre			Nb. crotte
	Max	Min	Moy.	Max	Min	Moy.	
Mensuration	45	15	30 ± 8,82	90	43	63,8 ± 16,21	n=15

Nb. Nombre ; Moy. Moyenne, Max, min : dimensions maximale et minimale.

Les dimensions de la longueur des crottes recueillies aux alentours du parc national de Chréa fluctuent entre 15 et 45 mm avec une moyenne de 30 ± 8,82 mm. Pour ce qui est du grand diamètre les valeurs varient entre 43 et 90 mm (63,8 ± 16,21 mm).

c.- Mensuration des crottes du Renard roux *Vulpes vulpes*

Les résultats des mensurations des crottes du Renard roux sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau n° 5 -Dimensions des crottes du Renard roux *Vulpes vulpes*.

Paramètre	Longueur (mm)			Grand Diamètre			Nb. crotte
	Max	Min	Moy.	Max	Min	Moy.	
Mensuration	40	20	31,5 ± 6,71	60	40	50,3 ± 6,63	n=18

Nb. Nombre ; Moy. Moyenne, Max, min : dimensions maximale et minimale.

Les dimensions de la longueur des crottes recueillies aux alentours du parc national de Chréa fluctuent entre 20 et 40 mm avec une moyenne de 31,5 ± 6,71 mm. Concernant le grand diamètre, les valeurs se situent entre 40 et 60 mm (50,3 ± 6,63 mm).

3.1.2.- Pesés des crottes des trois mammifères sauvages étudiés

Les valeurs du poids des crottes des trois mammifères sauvages étudiées sont mentionnées dans le tableau suivant.

Tableau n° 6 – Valeurs des poids des crottes des trois espèces de mammifères sauvages

	Hyène rayée	Chacal commun	Renard roux
Maxima	32,48	18,05	35,95
Minima	9,24	5,72	7,8
Moyenne	17,56 ± 7,91	10,67 ± 4,11	15,06 ± 8,96

D'après le tableau n° 6, le poids des crottes varie d'une espèce à une autre. On a enregistré un poids moyen de 17,56 gr chez l'Hyène rayée. Chez le Chacal commun, le poids moyen est de 10,67gr, et chez le Renard roux il est de 15,06 gr.

3.1.3.- Inventaires des espèces-proies et graines trouvées dans le régime alimentaire de l'Hyène rayée et deux autres espèces de sauvages.

L'étude du régime alimentaire des trois mammifères sauvage a été effectuée à partir de l'analyse de 48 crottes récoltés au cours d'une saison printanière (Mars - Mai 2018). Il est à signaler que Les déchets retrouvés dans les fèces ont sont pour la plupart des cas d'origine humaine (papiers, sachets en plastique, verre... etc.) et ne sont donc pas répertoriés dans l'inventaire du régime alimentaire, les résultats obtenue pour le régime alimentaires des trois mammifères sauvage étudié dans le parc National de chéra sont représenté comme suite : **tableau 7** et la **figure 6**

Tableau n°7 -Inventaire espèces-proies et graines trouvées dans le régime alimentaire chez trois mammifères sauvages.

Espèce animale	Hyène rayée		
Classes	Ordres	Familles	Espèces
Insecta	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomyia</i> sp.
		Muscidea	<i>Musca</i> sp.
Aves	Galliformes	Gallinacea	<i>Gallus</i> sp.
Mammalia	Erinaceomorpha	Erinacidea	<i>Atelerix</i> sp.
Pinopsida	Pinales	Pinacea	<i>Pinus</i> sp.
S = 4	4	5	5
Espèce animale	Renard roux		
Insecta	Coleoptera	Staphyllinidae	<i>Anotylus</i> sp.
Magnolipsida	Fabales	Fabacea	<i>Ceratonia</i> sp.
S = 2	2	2	2
Espèce animale	Chacal commun		
Insecta	Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Oryctes</i> sp.
		Aphodiidae	<i>Aphodius</i> sp.
	Hymenoptera	Formicidae	<i>Lasius</i> sp.
Plantea ind.	Plantea ind.	Plantea ind.	Plantae sp. ind.
Magnolipsida	Fagales	Fagaceae	<i>Quercus</i> sp.
Pinopsida	Pinales	Pinaceae	<i>Cedrus</i> sp.
S = 4	5	6	6

S : richesse totale

D'après le tableau 7 nous remarquons que la composition du régime alimentaire en espèces-proies et en végétales (graines) est la plus élevée chez le chacal commun avec 6 espèces. Suivie par l'Hyène rayée avec 5 espèces et enfin le renard roux avec seulement 2 espèces-proies.

L'ensemble des espèces identifiées, sont présentées dans les figures 26, 27 et 28.

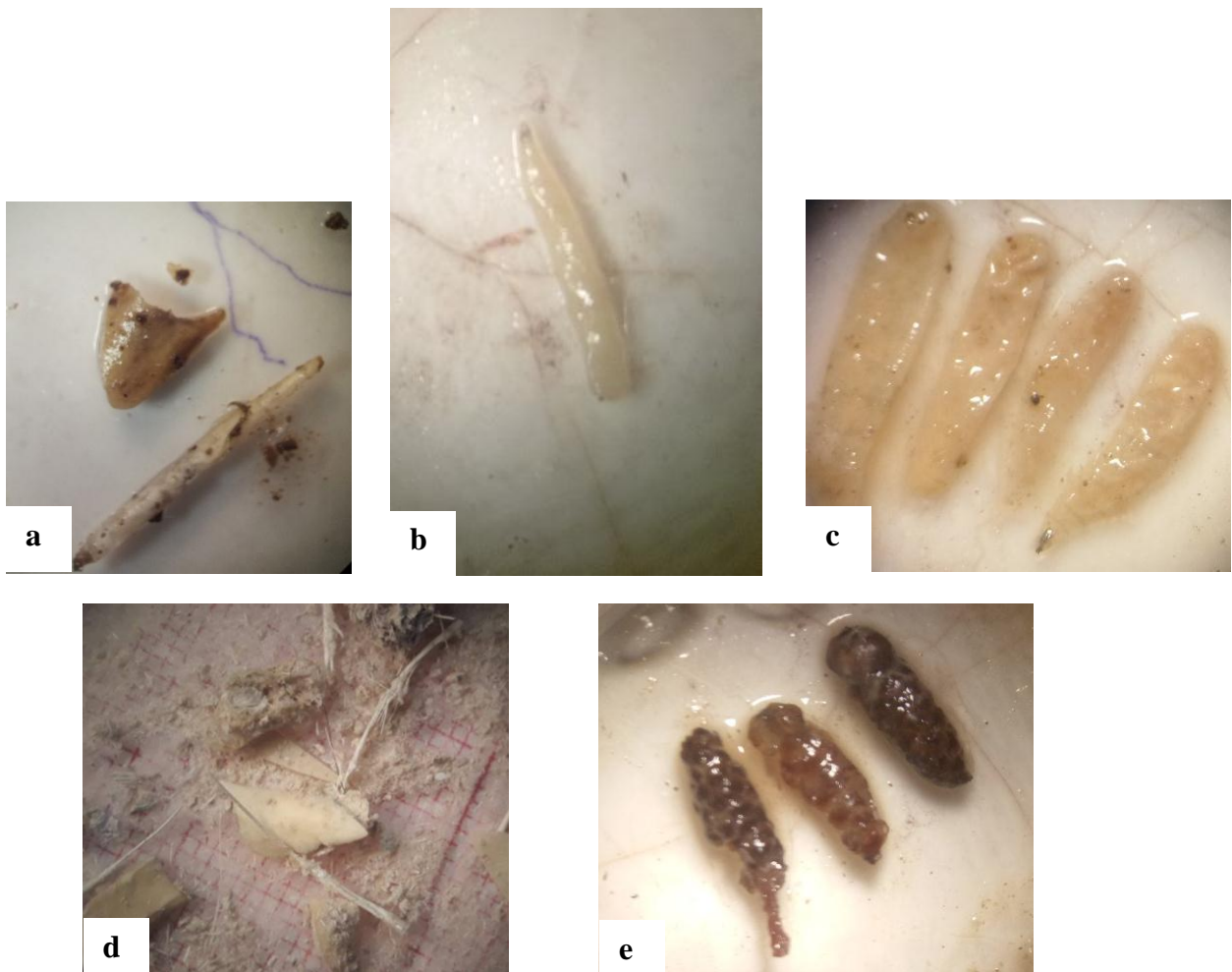


Figure 26 - Proies et graines trouvées dans les selles de l'Hyène rayée (Originale).

- a. Bec et plume de *Gallus* sp. (Gx4,5); b. Larve de *Musca* sp. (Gx4,5); c. *Pinus* sp. (Gx4,5); d. *Chrysomya* sp. (Gx4,5); e. *Atelerix* sp. (Gx4,5).

Il est à souligner, par rapport aux résultats obtenus, chez l'Hyène rayée la présence dans son menu trophique de petit vertébrés comme les Gallinacés avec le genre *Gallus* sp ainsi les Hérissons *Atelerix* sp. Par contre chez les deux autres mammifères, la partie animale, est composée surtout d'insectes tels *Oryctes* sp (chacal commun) et *Anotylus* sp (Renard roux).

Les trois espèces étudiées consomment également des graines de différentes espèces d'arbres forestières (Fig.24, 25 et 26).

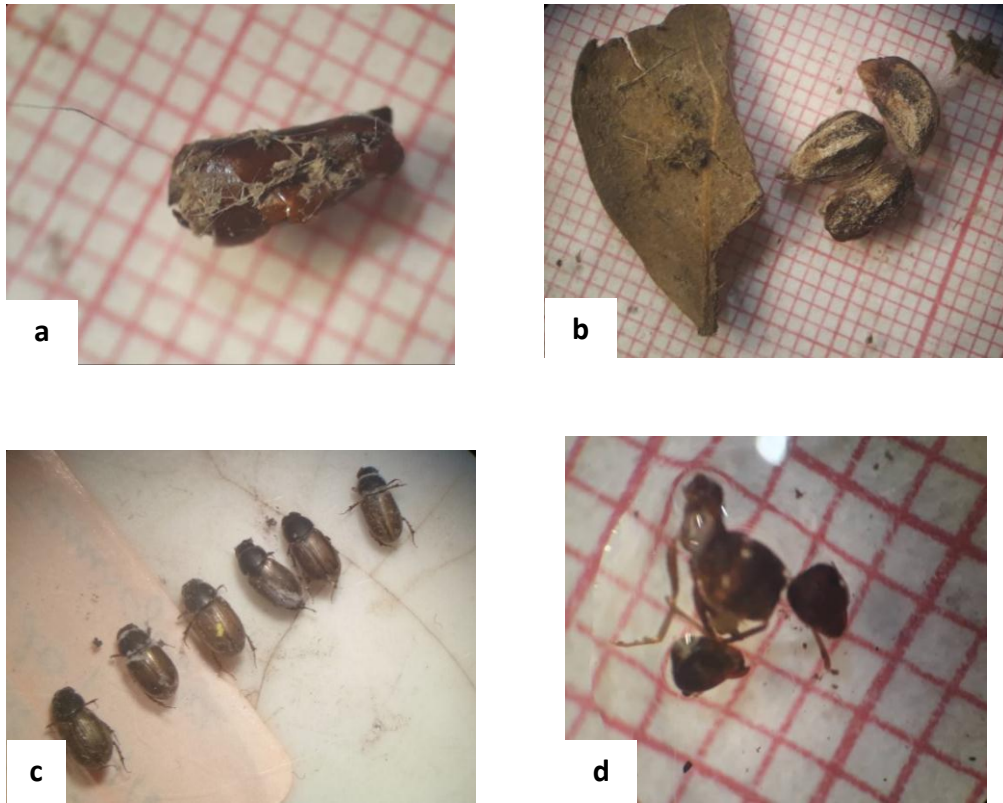


Figure 27- Proies et graines trouvées dans les selles du Chacal commun (Originale).

- a. Femur de *Oryctes* sp.(Gx4,5); b. *Quercus* sp.(Gx4,5); c. *Aphodius* sp. (Gx4,5); d. *Lasius* sp. (Gx 4,5).

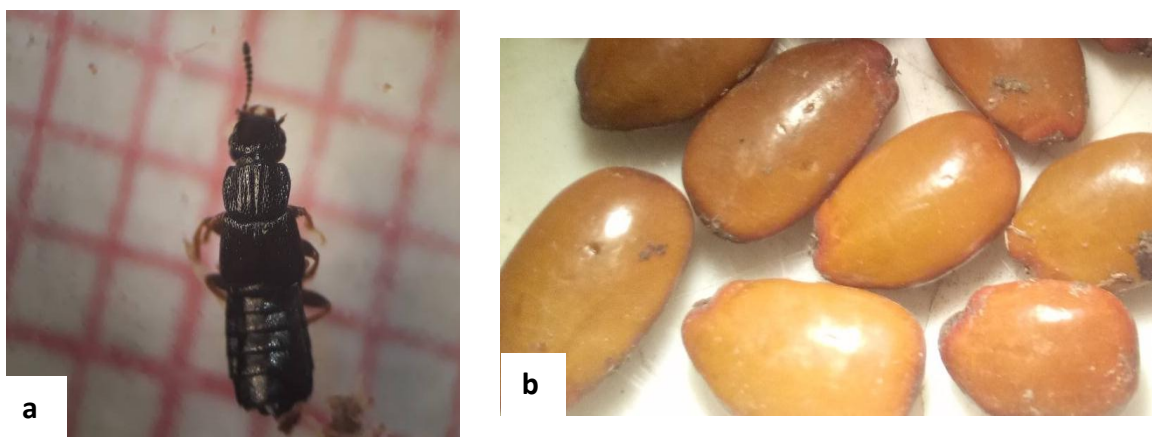


Figure 28 - Proies et graines trouvées dans les selles du Renard roux (Originale, 2018).

- a. *Anotylus* sp. (Gx4,5); b. *Ceratonia* sp.(Gx4,5)

3.1.4.- Exploitation des données par des indices écologiques

Nous avons calculés la richesse (S) totale et moyenne (sm) et l'abondance relative (AR %) pour les espèces-proies, et graines consommées et retrouvés dans les excréments des trois mammifères sauvages étudiés.

3.1.4.1.- Richesse totale et moyenne

Les résultats de la richesse totale et moyenne sont regroupés dans le tableau 8.

Tableau n° 8 - Richesse totale et moyenne des proies et graines consommées par les trois mammifères sauvages

Hôtes	Hyène rayée	Chacal commun	Renard roux
S	5	6	2
sm	1,92	1,33	1,1

D'après le tableau 8 nous remarquons que la richesse totale la mieux représenté est celle de la Hyène rayée avec 05 espèces et une richesse moyenne de 1,92. Chez le chacal commun la richesse totale est de 6 et la richesse moyenne étant de 1,33. Pour finir, le Renard roux présente une richesse de 02 espèces seulement, et la richesse moyenne égale à 1,1.

3.1.4.2.- Abondance relative (AR%)

Les résultats de l'abondance relative (AR%) des espèces-proies et graines trouvées dans les crottes des trois mammifères sauvage sont notés comme suite :

***. Cas de l'Hyène rayée :** Les résultats de l'abondance relative chez la hyène rayée sont regroupés dans le tableau 9

Tableau n° 9 - Résultat de l'abondance relative des proies et graines consommées par l'hyène rayée *Hyaena hyaena*

Classes	Ordres	Familles	Espèces	ni	AR (%)
Insecta	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomyia</i> sp.	10	27,78
		Muscidae	<i>Musca</i> sp.	3	8,33
Aves	Galliformes	Gallinacea	<i>Gallus</i> sp.	12	33,33
Mammalia	Insectiva	Erinacidea	<i>Atelerix</i> sp.	1	2,78
Pinopsida	Pirales	Pinacea	<i>Pinus</i> sp.	10	27,78
S = 4	4	5	5	N = 36	100

ni : nombre d'individus ; N : nombre total ; S : Richesse totale

D'après le tableau 9, nous remarquons que la fraction animale domine par rapport à la fraction végétale. Il existe deux catégories, les vertébrés et les invertébrés, les vertébrés les mieux représentés appartiennent à la classe des Aves avec 33,33% dont la famille est Galinacea avec le genre *Gallus* sp. Suivie par les Mammalia avec 2,75% avec le genre *Atelerix* sp. Pour les invertébrés nous avons noté une dominance de l'ordre des Diptera de la famille des Calliforidae du genre *Crisomia* sp. avec un taux de 27,78%. Suivis des Muscidae représenté par le genre *Musca* sp. avec un taux de 8,3% (Tab. 9, Fig. 29).

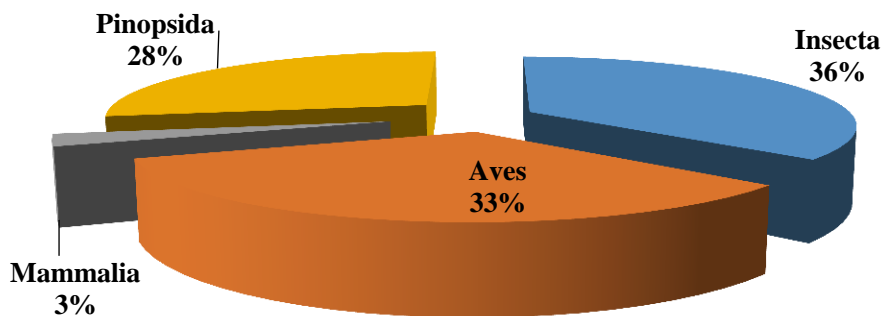


Figure 29 - Abondance relative des espèces proies consommées par l'Hyène rayée selon les Classes.

*. **Cas du chacal commun** : Les résultats de l'abondance relative des espèces-proies, et graines trouvées dans les crottes du chacal commun sont regroupés dans le tableau 8

Tableau n°10 - Résultat de l'abondance relative chez le Chacal commun *Canis aureus*

Classes	Ordres	Familles	Espèces	ni	AR (%)
Insecta	Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Oryctes</i> sp.	1	4,17
		Aphodiidae	<i>Aphodius</i> sp.	11	45,83
	Hymenoptera	Formicidae	<i>Lasius</i> sp.	2	8,33
Plantea ind.	Plantea ind.	Plantea ind.	Plantae sp. ind.	3	12,50
Magnolipsida	Fagales	Fagaceae	<i>Quercus</i> sp.	3	12,50
Pinopsida	Pinales	Pinaceae	<i>Cedrus</i> sp.	4	16,67
S = 4	5	6	6	N = 24	100

D'après le tableau 10 nous remarquons que la fraction végétale domine la fraction animale. Il y'a une catégorie d'invertébré représentée par la classe des Insecta, avec deux ordres. Les Coleoptera dominant avec *Aphodius* sp. (AR = 45,83 %). La fraction végétale est représenté par les l'ordre des Pinales qui se place en tête dont *Cedrus* sp. est la plus consommée avec une abondance relative de 16,67 % (Tab. 8, Fig. 30)

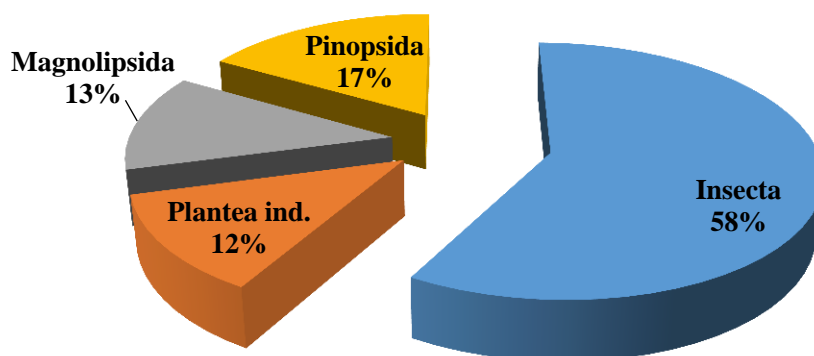


Figure 30 - Abondance relative des espèces proies consommées par le chacal commun selon les Classes

*. **Cas du Renard roux** : les résultats de l'abondance relative des proies et graines du végétale chez le Renard roux sont regroupés dans le tableau 11.*

Tableau n°11 - Résultat de l'abondance relative chez le Renard roux *Vulpes vulpes*

Classe	Ordre	Famille	Espèce	ni	AR (%)
Insecta	Coleoptera	Staphyllinidae	<i>Anotylus</i> sp.	1	0,36
Magnolipsida	Fabales	Fabacea	<i>Ceratonia</i> sp.	274	99,64
S = 2	2	2	2	N = 275	100,00

Chez le renard roux, l'analyse des crottes ont révélés la présence des graines du végétale plus que les proies animales avec respectivement 99,64 et 0,36 % (Tab.11 ; Fig. 31).

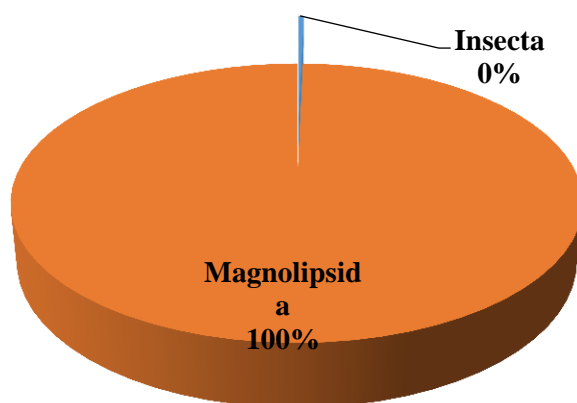


Figure 31 - Abondance relative des espèces proies consommées par le renard roux selon les Classes.

3.1.5.- Similarité entre les régimes alimentaires des trois mammifères sauvages

Le résultat du calcul de l'indice de similarité est présenté dans le tableau 12

Tableau. n°12 - Valeurs du coefficient de similarité de Sorensen appliqués aux régimes alimentaire des trois mammifères étudiés

	Chacal	Renard	Hyène rayée
Chacal	100%		
Renard	-18%	100%	
Hyène rayée	-39%	-18%	100%

L'indice de similarité de Sorensen calculé pour les différents régimes alimentaires des trois mammifères sauvages met en évidence une faible similitude entre les trois espèces de mammifères étudiées. Cela signifie que l'indice est égal à 0. Il n'existe aucune espèce consommée commune entre les trois mammifères étudiés (Tab.12).

3.1.6.- Résultat d'analyse coprologiques par la méthode de flottaison

Le résultat des analyses coprologiques sont placés dans le tableau 13

Tableau n°13 - Inventaire des parasites trouvés dans les excréments des trois mammifères sauvages étudiés dans le parc national de Chréa.

Phylum	Espèces	Etats	Hyène rayée	Renard roux	Chacal commun
Némathelminthes	<i>Ankylostoma</i> sp.	Larve	1	8	52
	<i>Ankylostoma</i> sp.	Œuf embryonné	365	5	210
	<i>Ankylostoma</i> sp.	Œuf non embryonné	37	2	210
	<i>Strongylus</i> sp.	Larve	33	0	2
	<i>Strongylus</i> sp.	Œuf non sporulé	0	10	0
	<i>Toxocara canis</i>	Œuf	0	30	0
	<i>Toxocara</i> sp.	Œuf sporulé	0	4	0
	<i>Trichuris vulpis</i>	Œuf	0	0	11
Protozoaires	<i>Eimeria</i> sp.	Œuf non sporulé	0	0	21
	<i>Isospora</i> sp.	Œuf non sporulé	0	0	61
	<i>Cryptosporidium</i> sp.	Spore	30	36	30
S = 2	S = 11	Total	466	95	597

D'après le tableau n°13, nous avons pu identifier 05 genres de parasites trouvés dans les crottes de l'Hyène rayée, 07 genres chez le chacal commun et 07 genres de parasites chez le renard roux avec des espèces communes entre eux. Le total des genres de parasites identifiés est de 11 genres. Par rapport aux effectifs des parasites, on note la forte présence des œufs embryonnaires d'*Ankylostoma* sp chez l'Hyène rayée (N = 365), suivi par le chacal commun aussi bien pour les œufs embryonnaires, que pour les œufs non embryonnaires avec un effectifs de 210 pour chacune.

La présence des larves de parasites sont également observées tels que *Ankylostoma* sp (N = 52) chez le chacal commun, et *Strongylus* sp, (N = 33) chez l'Hyène rayée (Tab. 11).

3.1.6.1.- Les parasites rencontrés par la méthode de flottaison

Les parasites rencontrés dans les selles des mammifères étudiés sont repartis ainsi :

✚ Chez l'Hyène rayée *Hyaena hyaena* : Les parasites sont présentés dans la figure 32

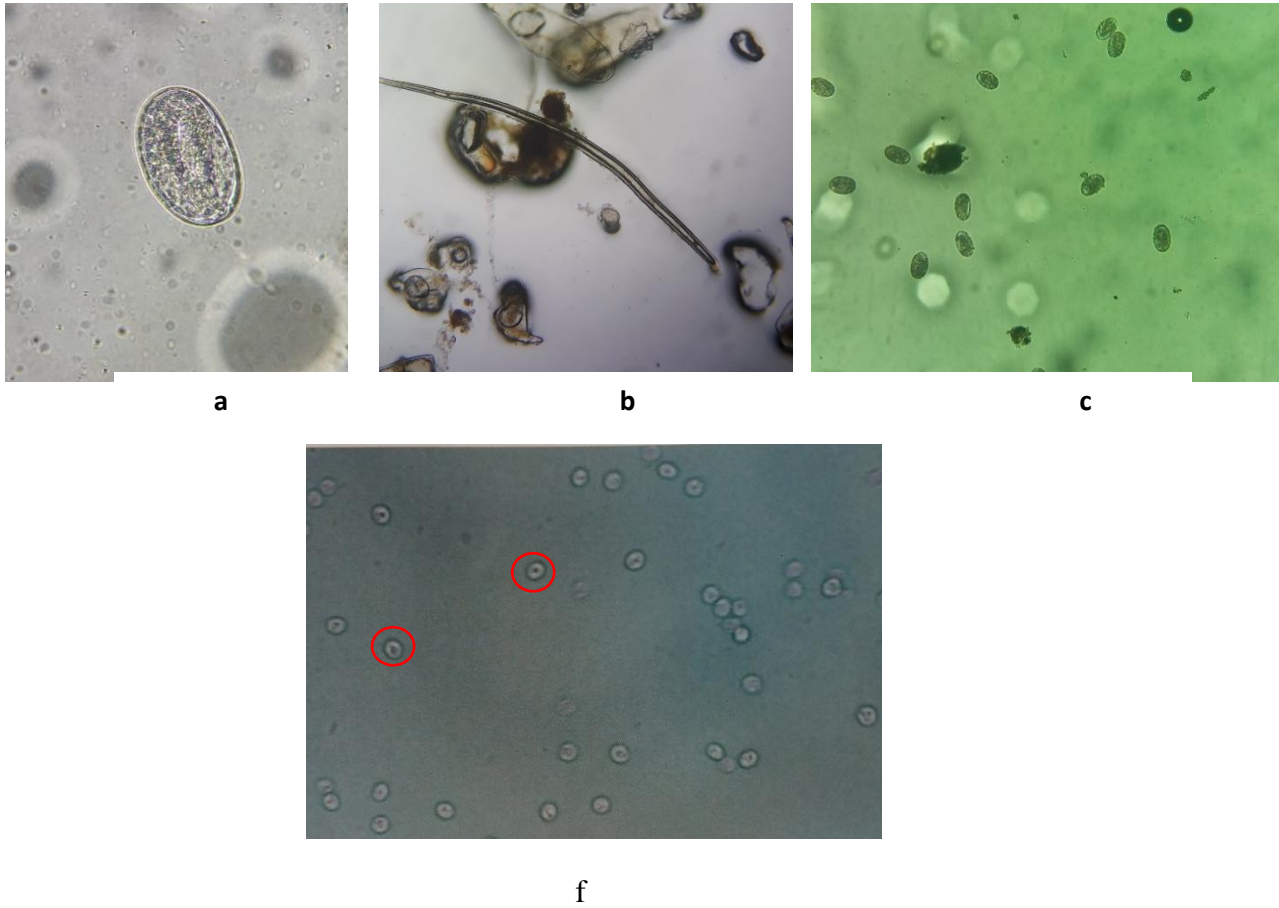


Figure 32- Parasites trouvés dans les excréments de l'hyène rayée *Hyaena hyaena* vue au microscope photonique (GRx40) (Originale, 2018).

- a. *Ankylostoma* sp. (Œuf) (Gx40); b. *Strongylus* sp. (Larve) (Gx40); c. colonie d'œufs *Ankylostoma* sp. (Gx10) ; d. *Cryptosporidium* sp. (oocyst) (GRX40).

✚ Chez le chacal commun *Canis aureus* : Les parasites rencontrés chez le chacal commun *Canis aureus* sont présentés dans la **figure 33**.

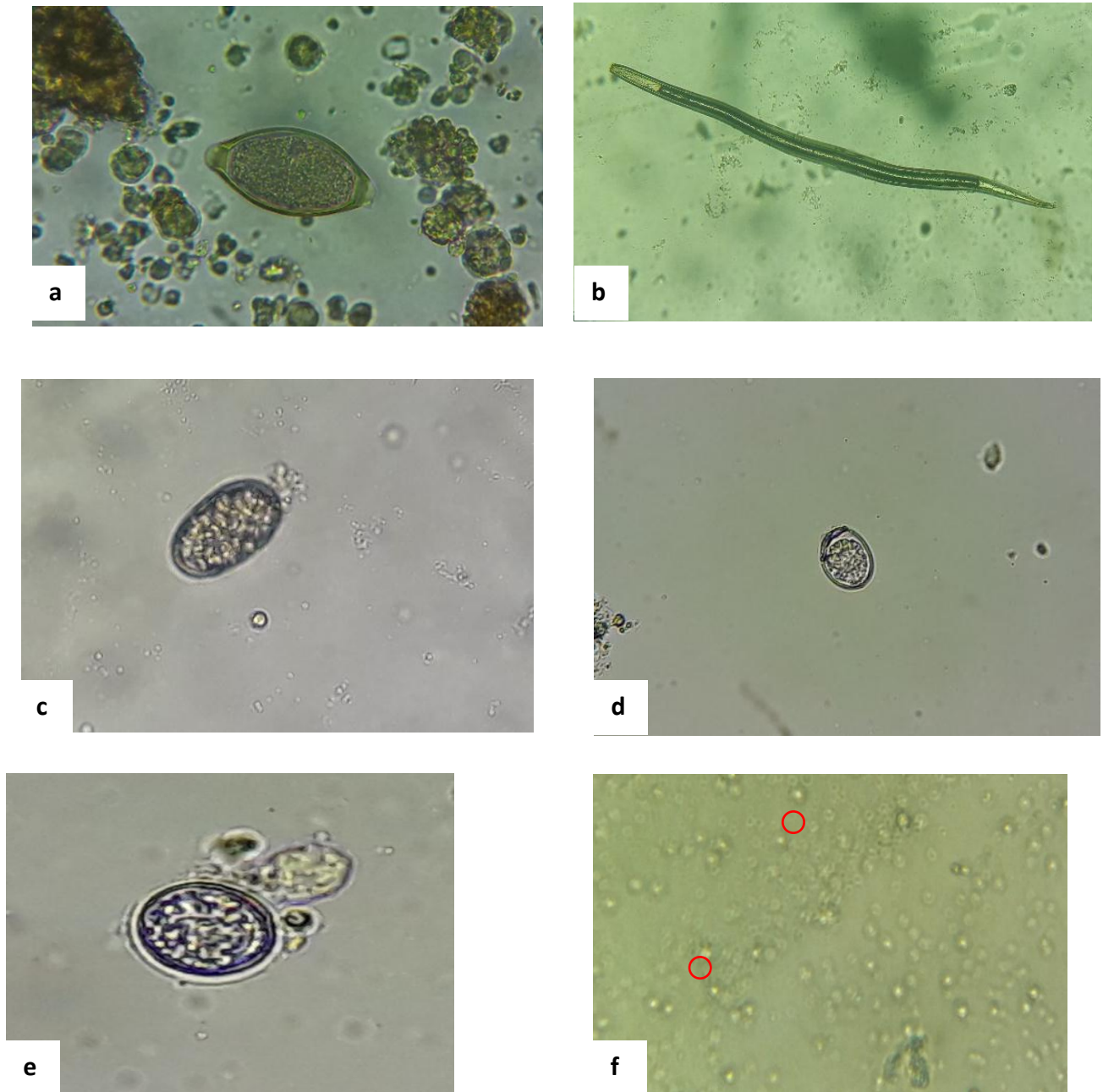


Figure 33: Parasites trouvés dans les excréments du chacal commun *Canis aureus* vue au microscope photonique GRx40 (originale 2018)

b. *Trichuris vulpis* (Œuf) (Gx40) ; b. *Strongylus* sp. (larve) (Gx40) ; c. *Ankylostoma* sp. (Œuf) (Gx40) ; d. *Eimeria* sp. (Œuf) (Gx40) ; e. *Isospora* sp. (Œuf) (Gx40) ; f. *Cryptosporidium* sp. (oocyst) (GRX40).

✚ **Chez le Renard roux *Vulpes vulpes* :** Les parasites rencontrés chez le Renard roux *Vulpes vulpes* sont présentés dans la **figure 34**.

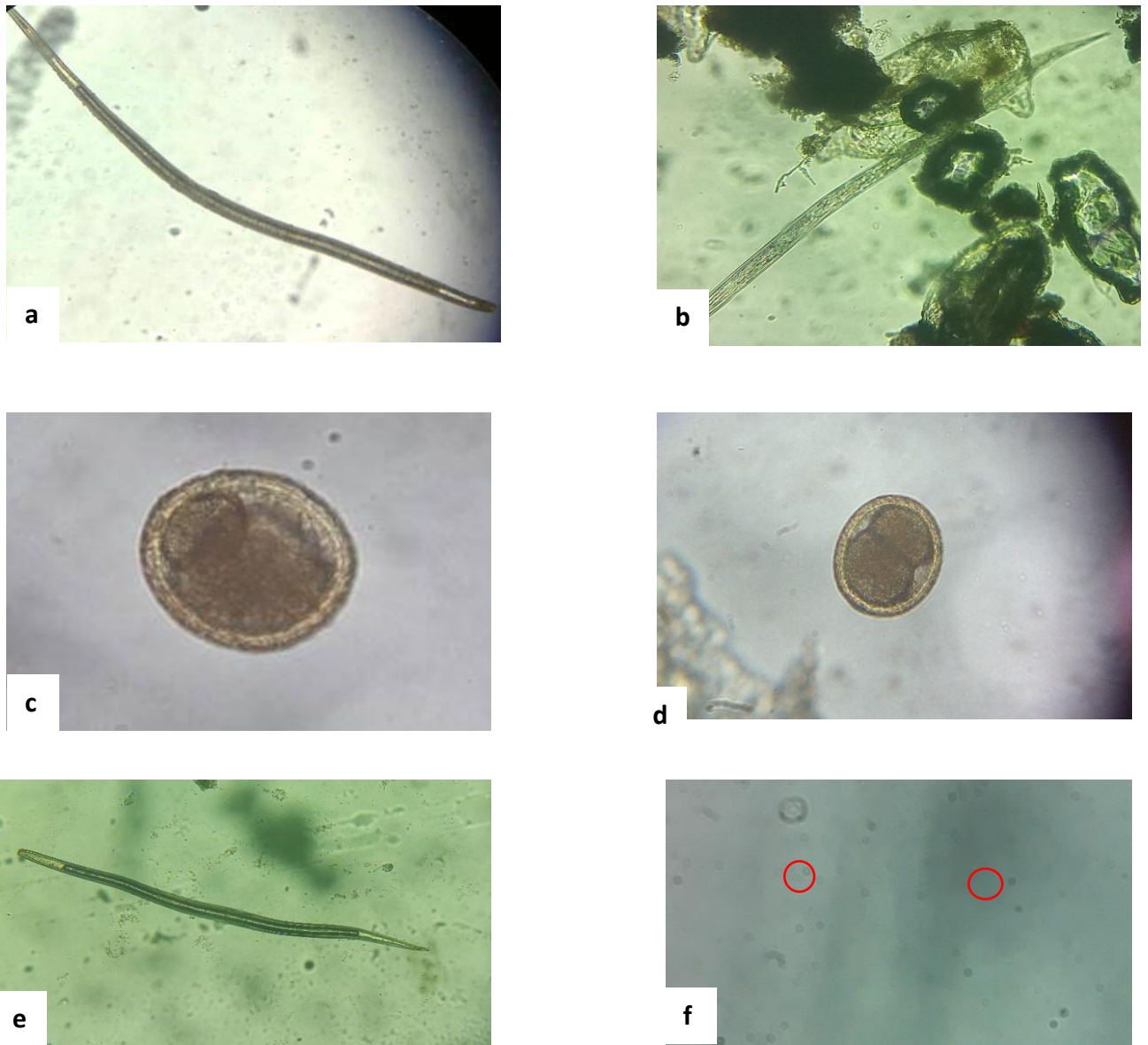


Figure 34– Parasites trouvés dans les excréments du Renard roux *Vulpes vulpes* vue au microscope photonique GRx40 (originale 2018).

c. *Ankylostoma*. (larve) (Gx40) ; b. *Strongylus* sp. (larve) (Gx40) ; c. *Toxocara* sp. (Œuf) (Gx40) ; d. Œuf *Toxocara* sp Œuf (Gx40) ; e. *Angiostrongylus* sp. (larve) (Gx40) ; f. *Cryptosporidium* sp. (oocyst) (GRX40).

- **Les faux parasites et formes trompeuses retrouvées dans les selles des trois mammifères sauvages**

Les parasites intestinaux de l'Hyène rayée, le Renard roux et le Chacal commun retrouvés dans leur excréments sont au nombre de 48. La matière fécale peut contenir des formes trompeuses : les faux parasites. Durant l'observation microscopique des excréments des trois mammifères sauvages, beaucoup de formes pouvaient nous induire en erreur parmi eux on note (**Fig.35**)

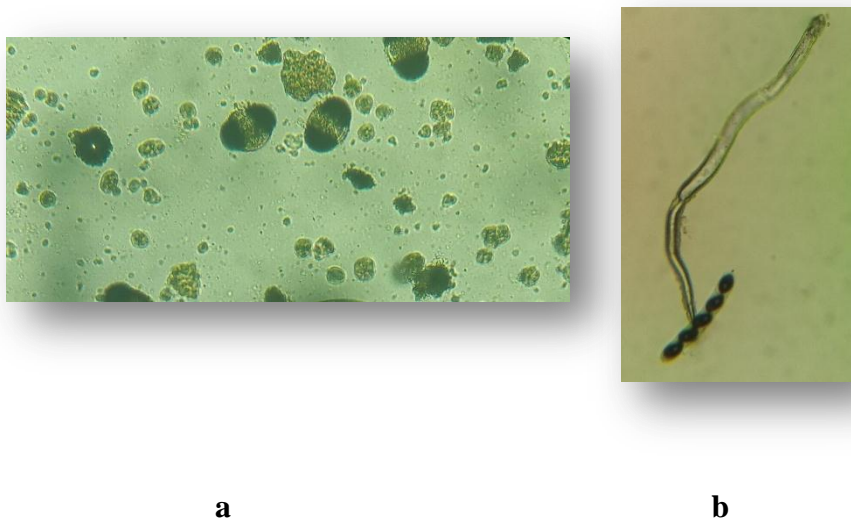


Figure 35 - Pseudoparasites retrouvées dans les selles des trois mammifères sauvages observés (Gx40) (Originale)

- a.- Graines de pollen.
- b.- Fragments végétaux.

3.1.7.- Exploitation des résultats par les indices écologiques de compositions

Pour les endoparasites retrouvés dans les excréments des trois mammifères sauvages étudiés, nous avons calculé la richesse totale (S) et la richesse moyenne (sm) et l'abondance relative (AR %). Les résultats sont exposés dans le **tableau 14**.

Tableau n°14 - Richesse totale (S) et moyenne (sm) et abondance relative (AR %) des parasites trouvés dans les excréments de l'Hyène rayée, du Chacal commun et le Renard roux dans le parc national de Chréa

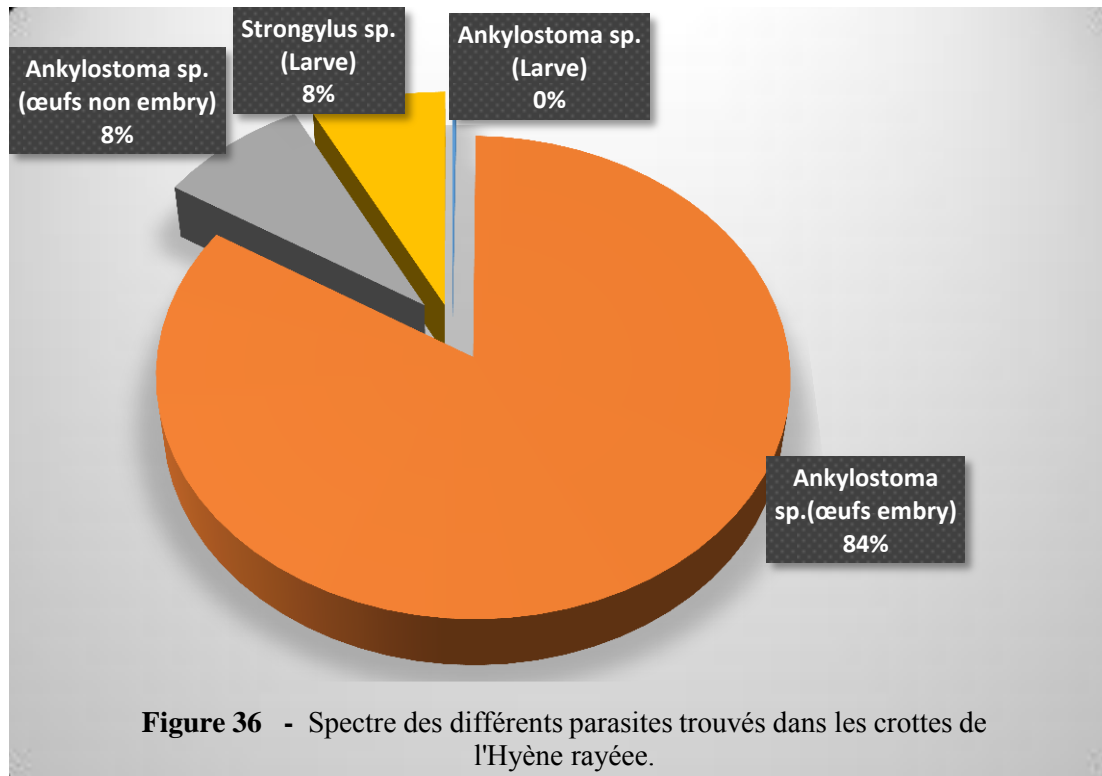
Catégories			Hyène		Renard		Chacal	
Phylum	Espèces	Etats	ni	AR(%)	ni	AR(%)	ni	AR(%)
Némathelminthe	<i>Ankylostoma</i> sp.	Larve	1	0,21	8	13,56	52	13,44
	<i>Ankylostoma</i> sp.	Œuf emb.	365	78,33	5	8,47	210	54,26
	<i>Ankylostoma</i> sp.	Œuf non emb.	37	7,94	2	3,39	0	0,00
	<i>Strongylus</i> sp.	Larve	33	7,08	0	0,00	2	0,52
	<i>Strongylus</i> sp.	Œuf non sporulé	0	0,00	10	16,95	0	0,00
	<i>Toxocara canis</i>	Œuf	0	0,00	30	50,85	0	0,00
	<i>Toxocara</i> sp.	Œuf sporulé	0	0,00	4	6,78	0	0,00
	<i>Trichuris vulpis</i>	Œuf	0	0,00	0	0	11	2,84
Protozoaires	<i>Eimeria</i> sp.	Œuf non sporulé	0	0,00	0	0	21	5,43
	<i>Isospora</i> sp.	Œuf non sporulé	0	0,00	0	0	61	15,76
	<i>Cryptosporidium</i> sp	Spore	30	6,44	36	0	30	7,75
S = 2	S = 7 espèces		466	100	95	100	387	100

Emb. : embryonné

L'étude a montré que la majorité de crottes examinées était infestée par au moins un type de parasites. Le tableau n°14 traduit une abondance relative élevée d'œuf embryonné enregistrée pour l'espèce *Ankylostoma* sp, chez les trois mammifères sauvages représenté par la classe des némathelminthes, l'Hyène rayée avec un pourcentage de 78,33% suivie du chacal commun avec 54,26% et le renard roux avec un pourcentage de 8,47%. Les Larves de Nématodes *Ankylostoma* sp, Sont retrouvé chez deux mammifères sauvages à s'avoir le renard roux AR (%) = 13,56% et le chacal commun AR (%) = 13,44%. Par contre les résultats ont révélé une grande abondance relative d'œuf de *Toxocara* sp, uniquement chez renard roux avec un pourcentage élevé de 50,85 % tandis que les œufs sporulé de cette dernières est représenté faiblement chez la même espèce avec un pourcentage de 6,78%. Il est a noté aussi que les *Cryptosporidium* sp, représenté par la classe des Protozoaires est retrouvée chez deux mammifères à savoir : la hyène rayée avec un pourcentage de 6,44% et chez le chacal commun avec un pourcentage de 7,75%, les œufs non embryonné d'*Eimeria* sp, sont retrouvé uniquement chez le chacal commun avec un pourcentage de 15,76%. Les autres espèces sont faiblement représentés avec un taux allant de 1,08% à 7,03%.

Les spectres des différents parasites retrouvés dans les crottes des trois mammifères étudiés sont représentés comme suite :

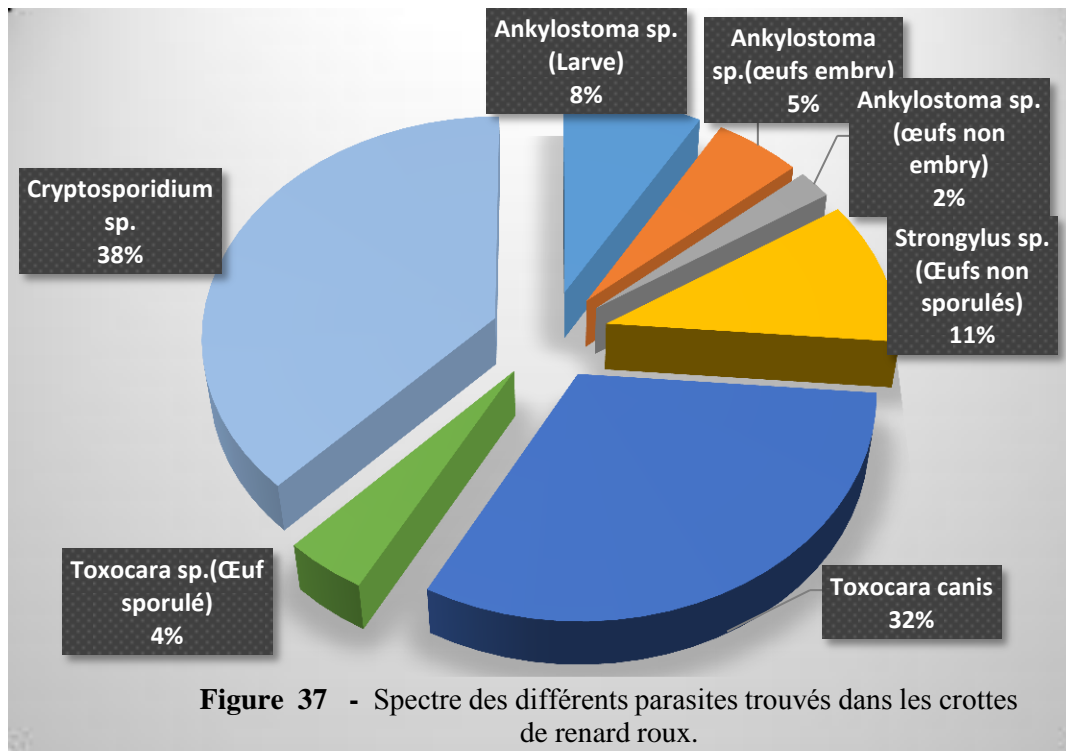
❖ **Chez l'Hyène rayée :** le spectre des différents parasites trouvés dans les crottes de l'hyène rayée est représenté dans la **figure 36**.



D'après la figure 36 nous avons remarqué que les parasites le plus dominant chez l'hyène rayée font partie de la classe des Nématelminthes ainsi les parasites le plus abondant sont les œufs embryonné d'*Ankylostoma* sp, avec un pourcentage de (84%) suivie par les œufs non embryonné d'*Ankylostoma* sp, et les larves *Strongylus* sp. avec un pourcentage proche a (8%) pour les deux espèces. enfin les Protozoaires sont les plus faiblement représentés.

❖ **Chez le renard roux**

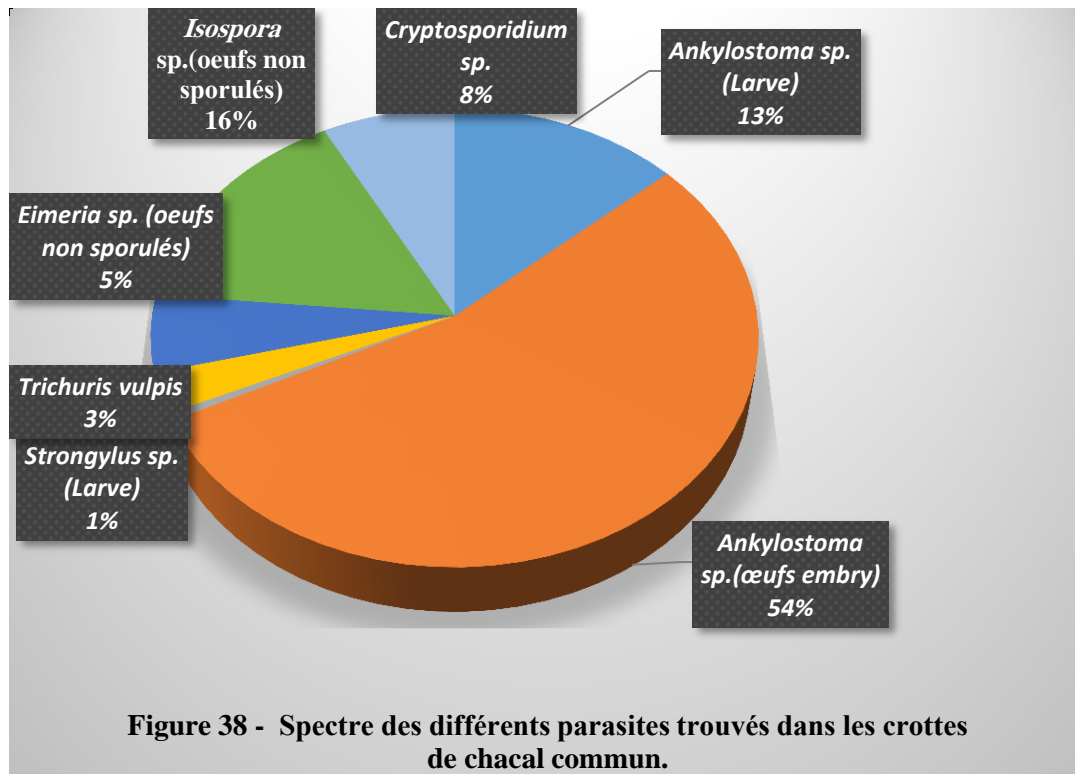
Le spectre des différents parasites trouvés dans les crottes du renard roux est représenté dans la **figure 35**.



D'après la figure 37 les résultats révèlent que les parasites les plus dominants chez le renard roux font partie de deux classes : la classe des Nématelminthes représenté par le genre *Toxocara canis* avec un pourcentage égale à 32% suivie des œufs non sporulé de *Strongylus* sp , (11%) suivie des larves d'*Ankylostoma* sp. Avec 8%. Les autres Nématodes ont un pourcentage faible qui varie entre 8% et 4%. La classe des protozoaires est la deuxième mieux représenté avec le genre *Cryptosporidium* sp, avec un pourcentage égal à 38%.

Chez le chacal commun

Le spectre des différents parasites trouvés dans les crottes du chacal commun est représenté dans la **figure 36**.



Le spectre révèle que le parasite le plus dominant chez le chacal commun est comme celui de l'hyène rayée celui-ci fait partie de la classe des Nématelminthes est représenté par le genre *Ankylostoma sp.* (œuf) avec un pourcentage égale à 54%, suivie par les larves d'*Ankylostoma sp.* Avec un taux de 13% le dernier étant de *Trichuris vulpis* avec un pourcentage de 3% la classe des protozoaires est représentée par le genre *Isospora sp.* avec 16% suivie par *Cryptosporidium sp.*(8%) et pour finir *Eimeria sp.*(5%)

3.1.8.- Exploitation des résultats par une méthode statistique

La méthode d'analyse statistique des espèces endoparasites des tubes digestifs des mammifères sauvages étudiés sont l'analyse parasitologiques tels que l'état de l'hôte, la prévalence et l'intensité moyenne. Ces tests ont été réalisés à l'aide du logiciel Quantitative Parasitology V 3.0. (Rozsa *et al.*,2000).

3.1.8.1.- Résultats des indices parasitaires

*. **Chez l'Hyène rayée :** Les Prévalences et l'intensité des endoparasites chez l'hyène rayée sont notées dans le tableau n° 14.

Tableau n°15 - Endoparasites trouvés dans les crottes de la Hyène rayée dans le parc National de Chréa avec l'état de l'hôte, la prévalence et l'intensité moyenne.

Espèces	L'état de l'hôte		Prévalences (%)	Catégories	Intensités	
	Totale	Infesté			moyennes	Catégories
<i>Ankylostoma</i> sp. (œuf non embryonné)	15	15	100,0	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Ankylostoma</i> sp. (Larve)	15	1	6,70	Rares	1,00	Très faible
<i>Ankylostoma</i> sp. (œuf embryonné)	15	15	100,0	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Cryptosporidium</i> sp.	15	12	80,0	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Strongylus</i> sp. (Larve)	15	13	86,7	Dominantes	1,00	Très faible

Nous remarquons que sur un total de 15 crottes de l'Hyène rayée une prévalence de 100 % est infestée par l'espèce *Ankylostoma* sp. (œuf non embryonné et embryonné). Suivi par *Strongylus* sp. (Larve) avec un taux d'infestation de 86,7 %. Ensuite *Cryptosporidium* sp. (Oocyte) avec un taux d'infestation de 80,00%. Enfin *Ankylostoma* sp. (Larve) marque un taux faible de 6,7%. Nous avons noté aussi que la classe des espèces dominantes était celle d'*Ankylostoma* sp. (œuf non embryonné et embryonné), suivie de *Strongylus* sp. (Larve) enfin *Cryptosporidium* sp. Les espèces rares ont été enregistrées pour *Ankylostoma* sp. (Larve) (Tab. 14). En ce qui concerne l'intensité moyenne, elle est de 1,00 (très faible) pour les espèces *Ankylostoma* sp. (Larve, œuf non embryonné et non embryonné), *Strongylus* sp. (Larve) et *Cryptosporidium* sp. (Fig. 39).

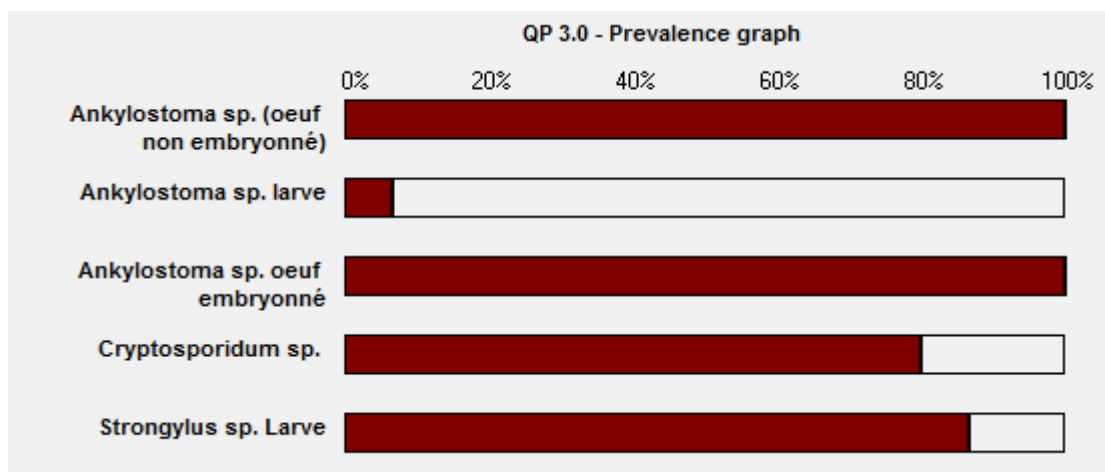


Figure n° 39 - Prévalences des endoparasites trouvés dans les tubes digestifs de l'Hyène rayée avec le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).

*. **Chez le Chacal commun** : Les Prévalence et l'intensité des endoparasites chez le chacal commun sont enregistrées dans le tableau n°16.

Tableau n°16 - Endoparasites trouvés dans les crottes de chacal commun dans le parc national de chréa avec l'état de l'hôte, la prévalence et l'intensité moyenne.

Espèces	L'état de l'hôte		Prévalences (%)	Catégories	Intensités	
	Totale	Infesté			moyennes	Catégories
<i>Ankylostoma</i> sp. (Larve)	18	18	100,0	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Ankylostoma</i> sp.(Oeuf embryonné)	18	18	100,0	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Ankylostoma</i> sp. (oeuf non embryonné)	18	18	100,0	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Cryptosporidium</i> sp.	18	17	94,40	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Eimeria</i> sp. (Œuf non sporulé)	18	13	72,20	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Isospora</i> sp. (oeuf non sporulé)	18	18	100.0	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Strongylus</i> sp. (Larve)	18	1	5,60	Rares	1,00	Très faible
<i>Trichuris vulpis</i> (Oeuf)	18	8	44,40	Satellites	1,00	Très faible

Nous remarquons que sur un total de 18 crottes du Chacal commun une prévalence de 100 % est infestée par l'espèce *Ankylostoma* sp. (Larve, oeuf non embryonné et embryonné) et *Isospora* sp. (oeuf non sporulé) chacun. Suivi par *Cryptosporidium* sp. (Oocyste) avec un taux d'infestation de 94,40%. *Eimeria* sp. (Œuf non sporulé) avec 72,20 %. Suivie de *Trichuris vulpis* (Oeuf) avec un taux d'infestation égale à 44,40 %. Enfin *Strongylus* sp. (Larve) avais un taux d'infestation faible de 5,60%.

Les espèces les plus dominants retrouvées dans les selles du Chacal commun étaient celles d'*Ankylostoma* sp. (Larve, oeuf non embryonné et embryonné), *Isospora* sp. (oeuf non sporulé), *Cryptosporidium* sp, et *Eimeria* sp, (Œuf non sporulé). La classe des espèces satellites est enregistrée pour *Trichuris vulpis* (Œuf). Les classé dites rares sont enregistré pour une seule espèce *Strongylus* sp. (Larve) (Tab. 15). On ce qui concerne l'intensité moyenne elle est de 1,00 (très faible) pour *Ankylostoma* sp. (Larve, oeuf non embryonné et embryonné). *Cryptosporidium* sp, *Isospora* sp, *Eimeria* sp, *Strongylus* sp, et *Trichuris vulpis* (Fig. 40).

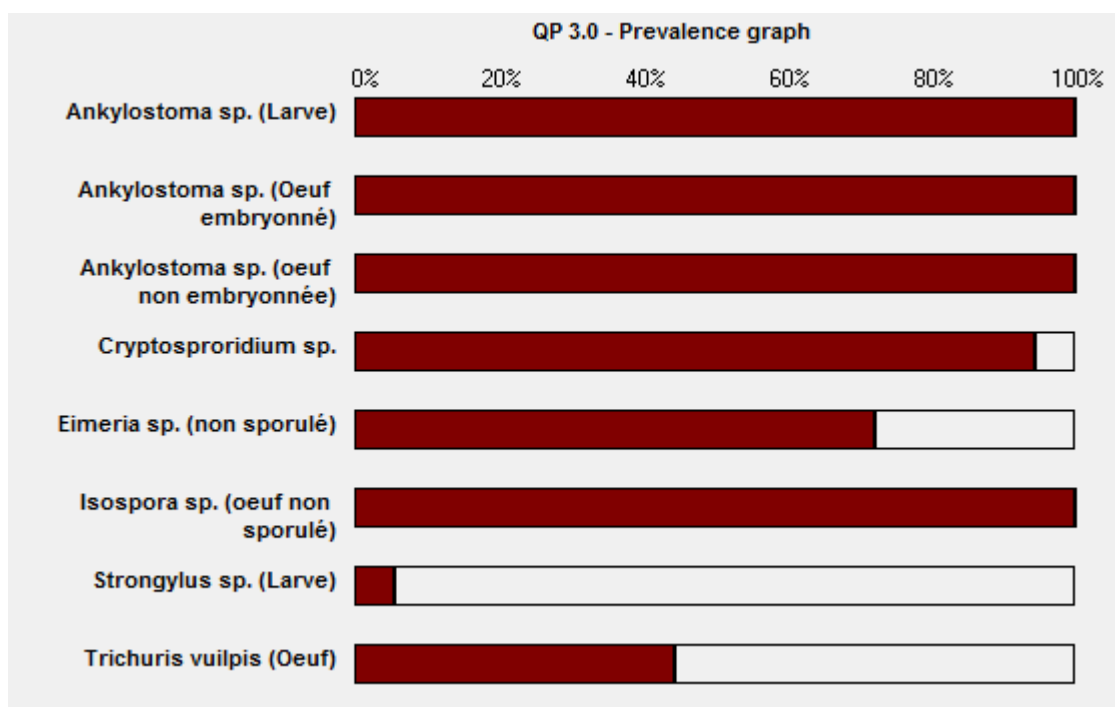


Figure n°40 - Prévalences des endoparasites trouvés dans les tubes digestifs du Chacal commun avec le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).

*. **Chez le Renard roux** : Les Prévalence et l'intensité des endoparasites chez le renard roux sont regroupées dans le tableau n°17.

Tableau n°17 - Endoparasites trouvés dans les crottes du renard roux dans parc national de chréa avec l'état de l'hôte, la prévalence et l'intensité moyenne.

Espèces	L'état de l'hôte		Prévalences (%)	Catégories	Intensités	
	Totale	Infesté			moyennes	Catégories
<i>Ankylostoma</i> sp. (Larve)	15	8	53,30	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Ankylostoma</i> sp.(Oeuf embryonné)	15	5	33,30	Satellites	1,00	Très faible
<i>Ankylostoma</i> sp. (oeuf non embryonnée)	15	1	6,30	Rares	1,00	Très faible
<i>Cryptosporidium</i> sp.	15	13	86,70	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Strongylus</i> sp. (Œuf non embryonné)	15	10	66,70	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Toxocara canis</i> (Œuf non embryonné)	15	15	100,0	Dominantes	1,00	Très faible
<i>Toxocara</i> sp.(Œuf non embryonné)	15	3	20,00	Satellites	1,00	Très faible

Nous remarquons que sur un total de 15 crottes du *Renard roux* une prévalence de 100 % est infestée par l'espèce *Toxocara canis* (Œuf non embryonné). Suivi par *Cryptosporidium* sp. (Oocyste) avec un taux d'infestation de 86,70%. *Strongylus* sp. (Œuf non embryonné) est enregistré avec un taux de 66,70 % viens ensuite *Ankylostoma* sp. (Larve) avec un taux d'infestation égale à 53,30%. Egalement pour *Ankylostoma* sp. (Œuf embryonné) avec un taux égale à 33,30 %. *Toxocara* sp. (Œuf non embryonné) enregistre un taux d'infestation de 20,00%. Enfin *Ankylostoma* sp. (oeuf non embryonné) marque un faible taux d'infestation qui et égale à 6,30%.

Ainsi sur 15 crottes analysées les espèces les plus dominantes sont *Toxocara canis* (Œuf non embryonné), *Cryptosporidium* sp, *Ankylostoma* sp. (Larve) et *Strongylus* sp. (Œuf non embryonné). Les espèces satellites sont enregistrées pour *Ankylostoma* sp. (Œuf embryonné) et *Toxocara* sp. (Œuf non embryonné). Pour finir *Ankylostoma* sp. (oeuf non embryonné) est classé comme espèce rare (Tab.16). En ce qui concerne l'intensité moyenne elle est de 1,00 (très faible) pour *Ankylostoma* sp. (Larve, oeuf non embryonné et embryonné), *Cryptosporidium* sp., *Strongylus* sp., *Toxocara* sp., et *Toxocara canis* (Fig. 41).

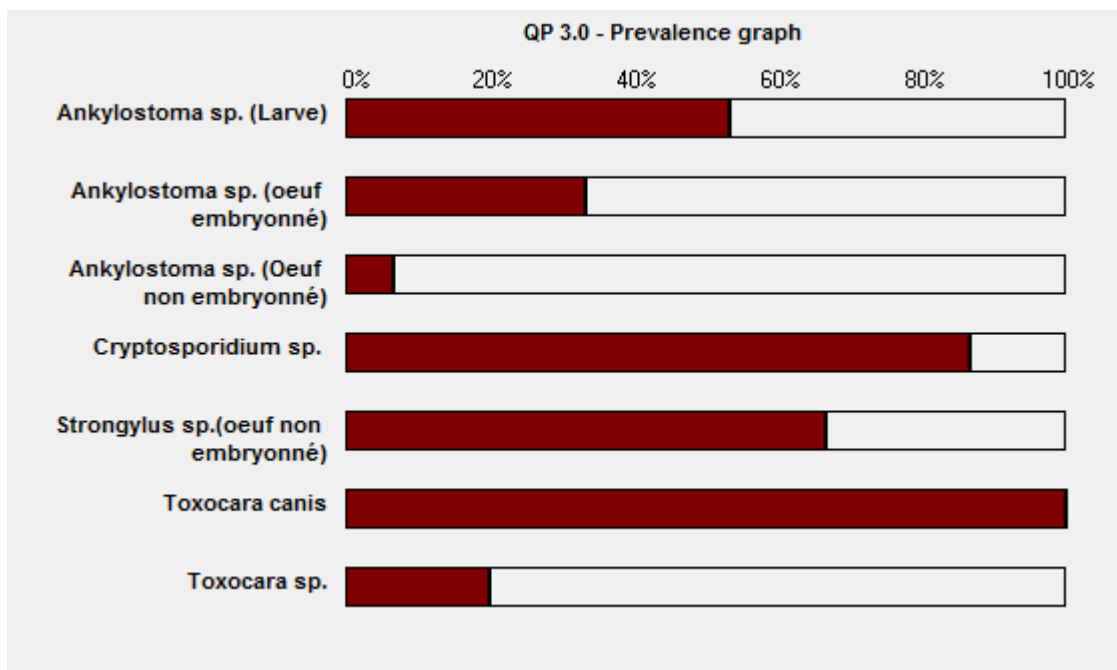


Figure n° 41 - Prévalences des endoparasites trouvés dans les tubes digestifs du renard roux avec le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).

3.2.- Discussion

La discussion porte essentiellement sur l'inventaire des parasites et du régime alimentaire trouvés dans les fèces de trois mammifères sauvages, en particulier l'Hyène rayée dans le Parc National de Chréa, durant la période allant de Février jusqu'à fin mai 2018. La discussion des résultats des parasites est répartie en deux parties à savoir sur les endoparasites des Canidés tels que le renard roux et le chacal commun, puis les résultats des endoparasites des hyénidés notamment l'hyène rayée. Pour la partie régime alimentaire, la discussion sera consacrée sur les proies consommées, pour connaître l'éventail trophique pendant la saison printanières ainsi que le rôle écologique de ces grands prédateurs en particulier l'Hyène rayée.

Partie parasitaires : L'analyse des 48 crottes nous a permis d'identifier 11 espèces de parasites dont les Nématodes et les protozoaires restent les plus dominants pour les trois mammifères étudiés, la raison serais peut être liée aux conditions climatiques de la zone d'étude car la plus part des crottes ont été récoltée à proximité des points d'eau (Lac – Oued – marais). En effet, Le Bihan (2001) explique que les protozoaires vivent exclusivement dans l'eau ou du moins dans la terre humide; dès que l'humidité vient à manquer, ils s'enkystent jusqu'à ce que les conditions redeviennent favorables ils sont donc très résistant. Pour les Nématodes l'explication de leur dominance est donné par Worley (1987), celle-ci serais liée à l'aspect corporel du parasite. Ce dernier est rempli d'un liquide sous forte pression hydrostatique, ce qui le rend résistant (difficile d'écraser un nématode). La cuticule des nématodes est probablement la raison principale de l'adaptation de ces parasites à de nombreux milieux. Toutefois ils ne sont pas adaptés à vivre en milieu sec, ce qui leur permet de se développer plus rapidement dans des milieux humides. De ce fait, l'exploitation de nos résultats ont permis d'identifier que les nématodes représenté par *Akylostoma* sp. (oeuf non embryonné et embryonné) et *Strongylus* sp. (Larve) Dominant avec une prévalence qui dépasse les 90% chez l'Hyène rayée. Suivie du protozoaire *Cryptosporidium* sp, avec un taux de 80%, cela confirme les résultats de l'étude faite au Kenya par Graber et Blanc (1979) sur les hyènes tachetées, que ces auteurs ont trouvés après analyses de 70 fèces une prévalence de 90% pour *Ankylostoma* sp. Il est à noter qu'en Afrique Nelson *et al.* (1965) et Graber et Blanc (1979), ont signalés sur une population d'hyènes tachetés la présence de protozoaires représenté par *Spirometra* sp., *Isospora* sp. et *Dipylidium* sp. avec des prévalences élevées au moins de 50%, Ceci concordes avec nos présents résultats faites sur l'hyène rayée. Pour les cestodes Nelson *et al.* (1965) et Graber et Blanc (1979) rapportent la présence de *Spirurida*

ainsi des Taeniidae mais avec des taux non significatives chez une population d'hyène tachetée. Chez l'hyène rayée aucun cas concernant ces espèces n'a été détecté tout au long de notre étude. Chez le renard roux *Toxocara canis* était avec un taux de 50,85% et une prévalence de 100%. Suivi de *Cryptosporidium* sp, avec un taux de 38% était les plus dominants, cela confirme les résultats de Deppiere (1999) qui a signalé un taux d'infestation de 50% pour *Toxocara canis*. Il en est de même pour Moura (2014), qui a aperçu la dominance des coccidies et de *Toxocara canis* chez la même espèce de mammifère.

Pour ce qui est du chacal commun, les nématodes sont les plus dominants, représentés par *Akylostoma* sp. (Larve, œuf non embryonné et embryonné) ainsi que *Trichuris vulpis* (Œuf) avec un taux d'infestation qui dépassé les 90 %. Suivi par les protozoaires représentés par *Isoospora* sp. (œuf non sporulé), *Cryptosporidium* sp. (Oocyste), *Eimeria* sp. (Œuf non sporulé) avec un taux qui dépasse les 60 %. Nos résultats s'accordent avec ceux découvert par Merouache et Salhi (2014), qui ont aperçus la présence des coccidies, mais aussi avec celles de Moura (2014) qui a trouvé un taux d'infestation qui dépasse les 60% pour les nématodes en générale. Néanmoins nos résultats ne s'accordent pas avec ceux découvert par Laborde (2008) qui a marqué un faible taux d'infestation par les trématodes avec un pourcentage 10%, alors qu'aucun cas concernant ces espèces n'est détecté tout au long de notre étude.

Partie régime alimentaire : En ce qui concerne le régime alimentaire des trois mammifères sauvages nos résultats de la présente étude montrent une polyvalence du régime trophique de l'Hyène rayée qui se place en 1^{er} position. Son spectre alimentaire est large et se compose principalement d'une grande variété de vertébrés, insectes, végétaux et déchets d'origine humaine. Cette grande variabilité dans la composition du régime alimentaire a été également rapportée par Kruuk (1976) et Wagner (2006) dans le Serengeti en Inde et le Kenya respectivement et concorde avec les résultats de Mills (1978), Leakey *et al.* (1999), Gajera *et al.* (2009) et Chourasia *et al.* (2012) qui soulignent le caractère généraliste et l'opportunisme trophique de ce Carnivore. En outre les oiseaux constituent les proies la plus consommées avec un taux égale à 33,33 % dans le spectre alimentaire de l'hyène rayée. Ceci peut s'expliquer par l'abondance de cette espèce qui met à sa disposition les conditions optimales pour son développement. Les insectes, viennent en deuxième position après les oiseaux avec un taux de 27,78%, les insectes les plus dominantes sont le genre *Crysochlamys* sp. de la famille des Calliphoridae communément appelé (Mouches a viande) ce sont des espèces parasites agents de myiases des hommes et de mammifères domestiques ou sauvages comme les sangliers, plus rarement les oiseaux, la femelles adultes pondent des œufs sur des cadavres ou

sur une plaie ouverte, les larves éclos passent par trois stades différents finissent par tomber dans le sol (Guimaraes et Papavero, 1999), ainsi les larves retrouvées nous confortent dans l'idée que l'Hyène rayée est un charognard opportuniste qui se nourrit de cadavres morts, et que probablement celle-ci a dû consommer accidentellement les larves qui étaient sur le cadavre d'un mammifère. Par ailleurs la consommation de petits mammifères du genre *Atelerix* sp communément appelé (le hérisson) constitue un taux presque nul 2,78 %. Il caractérise une prise alimentaire occasionnelle. Ceci peut s'expliquer par les préférences de consommation de cadavres et de sujets morts si elle a le choix. Néanmoins même si le taux est faible ceci nous révèle aussi que l'hyène peut chasser si les ressources viennent à lui manquer. Ainsi toutes les études réalisées par les chercheurs déjà cités montrent que l'hyène rayée se nourrit principalement de cadavre de mammifères. Ils précisent qu'elle peut aussi se nourrir de petits mammifères (Gajera *et al.* 2009). Enfin, les végétaux affichent un taux élevé avec une abondance relative de 27,78%. Ce résultat rejoint celui de tous les auteurs précités. *Pinus* sp. est le plus consommé avec une proportion de 27,78%. Leur consommation apporte à l'animal une quantité d'eau non négligeable souvent indispensable ainsi qu'une énergie considérable. Leur prélèvement aurait une forte possibilité du rôle purement purgatif et facilitateur du transit intestinal.

L'étude du régime alimentaire du Renard roux dans le Parc National de chréa a démontré que la première catégorie alimentaire la plus conséquente en termes d'abondance relatives dans le spectre global correspond aux végétaux. Parmi les végétaux, les fruits sont les plus consommés avec une proportion de 99,64%. Leur consommation apporte à l'animal une quantité d'eau non négligeable souvent indispensable ainsi qu'une énergie considérable. Ces derniers sont représentés essentiellement par un seul genre *Ceratonia* sp, retrouvé sur 15 crottes analysées. En outre les fruits sont ingérés en quantités remarquables et constituent l'apport nutritif primaire, elles se retrouvent intactes après la décortication des fèces. Leur ingestion jouera un rôle dans le transit intestinal. Ainsi cette forte prévalence pourrait s'expliquer par la saison printanière où ce genre de fruit est abondant à cette période, cela prouve que le Renard roux arrive à s'adapter selon la saison et les ressources qui se présentent à lui. La part des insectes n'est pas représentative dans le spectre alimentaire du Renard seulement (0,36%). Cela peut s'expliquer par sa préférence des fruits qui constitue une ressource plus nutritive que les invertébrés. Cela concorde avec les études faites par plusieurs chercheurs (Banfield, 1977 ; Samuel et Nelson, 1982 ; Hockman et Chapman, 1983 ; Halpin et Bissonette, 1988 ; Voigt, 1987 ; Dibello *et al.*, 1990 ; Fortin, 1995) qui décrivent le renard comme omnivore, opportuniste et généraliste. Son régime alimentaire varie en fonction des

saisons. C'est un prédateur non spécifique, s'alimentant d'une grande variété de proies. En hiver, son alimentation repose principalement sur la chair de vertébrés, tandis que les invertébrés et les fruits complètent son régime en printemps et en été.

L'étude du régime alimentaire du Chacal commun dans le parc National de Chréa montre des résultats similaires à ceux obtenus par d'autres auteurs sur les Chacals de différentes régions d'Afrique. Selon les auteurs Wyman, 1967 ; Van Lawick, 1970 ; Bothma, 1966 et 1971 ; Rowe-Rowe, 1976 ; Lamprecht, 1978), ces animaux adoptent un régime alimentaire omnivore hétérogène et se nourrissent principalement de mammifères, quand les conditions sont difficiles, leurs alimentations varient en fonction des ressources trouvées sur place. Polyvalent opportuniste, cette espèce peut aussi se contenter dans son menu de matières végétales, d'insectes et de déchets humains. Ainsi nos résultats ont mis en évidence une fréquence d'insecte représentée par le genre *Aphodius* sp, avec un taux de 45,83%. Néanmoins la présence de ces coléoptères dans le régime alimentaire du chacal commun est accidentelle. En effet, ces espèces se nourrissent essentiellement d'excréments, celle-ci ont été retrouvée intactes dans les fèces ce qui signale qu'elles n'ont pas été digérées, contrairement au *Aphodius* sp, le genre *Oryctes* sp, a été retrouvé fragmenté avec un taux de 4,17%, cela signifie que cet animal a un spectre trophique qui se compose d'insectes. Pour les végétaux, ceux-ci ont été retrouvés dans les fèces avec un taux de 16,67% pour *Cedrus* sp. 12,5% pour le genre *Quercus* sp, et *Plantae* sp. Leur consommation apporte à l'animal un apport énergétique. La forte fréquence de végétaux et d'insecte par rapport aux mammifères pourrait s'expliquer par la compétition et la rivalité entre plusieurs prédateurs vivants dans le même biotope (Genette, lynx, chat sauvage) pour l'accès aux ressources limitées du milieu. Ces résultats prouvent que le chacal commun s'adapte aux ressources locales mais aussi aux disponibilités saisonnières quand les conditions lui sont défavorables.

Conclusion

Cette étude concerne la coprologie et le régime alimentaire de trois mammifères sauvages en particulier l'Hyène rayée dans quelques localités du parc national de Chréa.

Nous avons pu identifier 05 genres de parasites trouvés dans les crottes de l'Hyène rayée, 07 genres chez le chacal commun et 07 genres de parasites chez le renard roux avec des espèces communes entre eux. Le total des genres de parasites identifiés est de 11 genres, les parasites les plus abondants chez les trois mammifères étudiés sont les nématodes représentés par *Ankylostoma* sp. (Larve,  uf non embryonné et embryonné), *Toxocara canis* ( uf non embryonné) et *Strongylus* sp. ( uf non embryonné) ainsi que les protozoaires représentés par *Cryptosporidium* sp, et *Isospora* sp. (oeuf non sporulé). En ce qui concerne les indices parasitaires et écologiques, les résultats sont plus ou moins similaires, avec un taux supérieurs à 80% pour les nématodes et les protozoaires. Cette forte fréquence serait peut être liée aux conditions climatiques de la zone d'étude, ainsi qu'aux endroits humides ou les crottes ont été récoltées à Oued El Mardja, au Lac de Tamesguida, Tiberkent et à Bni selmen. Le résultat du régime trophique des trois mammifères étudiés, obtenu par la méthode d'analyse des fèces fournit des renseignements très utiles sur la diversité des aliments consommés par ces prédateurs et leurs variations saisonnières. Cependant, cette technique reste imprécise, car elle ne permet pas de quantifier les volumes exacts des aliments ingérés. C'est ainsi un total de proies consommé par l'Hyène rayée est noté avec 5 espèces dont les plus abondants sont représentés par Aves (33,33%), Pinopsida (28%), et enfin les Insecta (27,78%). Pour le Chacal commun, le total des proies est de 6 espèces dont les plus consommées sont Insecta (50%), Pinopsida (17%) enfin le Renard roux marque que 2 espèces exclusivement composé de végétale (Magnolipsida : 100%).

Au terme de cette étude, il s'avère que l'Hyène rayée se caractérise par une polyvalence dans son spectre trophique qui reste très large, se compose d'une grande variété d'items (vertébrés, insectes, végétaux, déchets anthropique). Le Chacal commun et Renard roux semblent avoir une préférence pour les insectes et les végétaux en saison printanière plutôt que les mammifères.

En perspective, il serait intéressant de mener des études ultérieures dans des zones à des étages bioclimatiques différents étalés tout au long de l'année.

Compléter l'étude sur les parasites, par la détection d'agents pathogènes à travers la PCR, cela pour la connaissance et la surveillance de ces germes ainsi que pour la prévention contre les maladies transmises par ces animaux à l'homme et à la faune en générale.

Reference bibliographiques

- ABEDAYO AO., GRELL GA. and BELLOT P. (2001). Fatal strongyloidiasis associated with human T-cell Lymphotropic virus type 1 infection. *Am J Trop Med Hyg*, 65 : 650–651.
- ACHA P.N. et Szyfres B. (1989). *Zoonoses et maladies transmissibles communes à l'homme et aux animaux*. Ed. Office international des épizooties, Paris, 1065 p.
- AHMIM M. (2012). *Mammifères sauvages. Actualisation de la stratégie nationale de préservation et d'utilisation durable de la diversité biologique partie mammifères sauvages*. Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement. Algérie.
- AHMIM M. (2014). *Ecologie et Biologie de la conservation des Chiroptères de la région de la Kabylie des Babors (Algérie)*. Thèse Doctorat en Biologie Option : Biologie de la Conservation et Ecodéveloppement, Université de Bejaia, 150p.
- ALLAINE R.D. & LE BERRE M. (1990). Eds., International Network on Marmots, 235-238. (sous presse).
- ANONYME (2015). Plan de gestion numéro 4 (2015-2019) du parc national de chréa. 153p.
- ANONYME (2009). Plan de gestion numéro 3 (2009-2014) du parc national de chréa. 7p.
- APPEL M.J. (édit.) (1987). *Virus infections of vertebrates. I. Virus infections of carnivores*. Elsevier Science Publishers, Amsterdam, 500 p.
- AULAGNIER S., HAFFNER P., MITCHELL-JONES et MOUTON F. (2013). *Guide des mammifères d'Europe et d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient*. Delachaux et Nieslé, Paris, 271 p.
- AULAGNIER S. et Thevenot M. (1986). *Catalogue des mammifères sauvages du Maroc. Trav. Inst. sci. sér. Zool.* Rabat, 164 p.
- AULAGNIER S. (1990). *Zoogéographie et statut des carnivores du Maroc*. Vie Milieu
- BLONDEL J. (1979). Synthèse sur la structure, la dynamique et l'évolution des peuplements de vertébrés terrestres 40 (2/3) : 150- 155.
- AULAGNIER S. (1992). *Zoogéographie et statut des carnivores du Maroc : de l'analyse spécifique à la typologie de peuplement à l'échelle régionale*. Thèse Doctorat d'Etat univ. Montpellier II. 236 p.
- BANFIELD. A.W.F. (1977). *Les mammifères du Canada*. Deuxième édition. Les Presses de l'Université Laval, Québec, 406 p.
- BAYLIS H.A. et DAUBNEY R. (1922). Report of the parasitic Nematodes in the

- collections of the zoological survey of India. *Mem. Indian Mus.*, 1918-1922, 7 (4) : 263-347.
- BELKAID M, ZENAIDI N., TABET DEBAZ O. et HAMRIOUI B. (2013). Cours de parasitologie. Office des publications universitaire, Algérie, Tome 1, 244p.
- BILONG-BILONG C.F. et NJINÉ T. (1998). Dynamique de populations de trois monogènes parasites d'*Hemichromis fasciatus* (Peters) dans le lac municipal de Yaoundé et intérêt possible en pisciculture intensive. *Sci. Nat. et Vie*, 34 : 295-303.
- BITTLE J.L. (1993). Use of vaccines in exotic animals. *J. Zoo Wildl. Med.*, 24 (3): 352-356.
- BLONDEL J. (1995). Biogéographie. *Approche évolutive et écologique*. Masson, Paris, 297p.
- BORGO A. & MATTEDI S. (2003). *Re-introducing the alpine marmot Marmota marmota: the example of the Friulian Dolomites Natural Park (Italy, Eastern Alps)* In *Adaptative strategies and diversity in marmots / Stratégies adaptatives et diversité chez les marmottes*, Ramousse.
- BOTHMA, J. du P. (1966). Food of the silver fox *Vulpes chama*. *Zoo/. Afr.* 2 (2): 205-210.
- GRAFTON, R. N. (1965). Food of the black-backed jackal: a preliminary report. *Zoo/. Afr.* 1 (1): 41-53.
- BURGER J. & ZAPPALORTI R.T. (1988). Habitat use in free-ranging pine snakes, *Pituophis melanoleucus*. In *New Jersey pine barrens*, Herpatologia, Vol 44, n°1: 48-55.
- CAMPS-FABRER H. (2000). « Hyène », *Encyclopédie berbère*, 23 / *Hiempsal – Icosium*, Aix-en-Provence, Edisud, pp. 3553-3558
- CHOURASIA P., MONDAL K., Sankar K. and Quershi Q. (2012). Food Habits of Golden Jackal (*Canis aureus*) and Striped Hyena (*Hyaena*) in Sariska Tiger Reserve, Western India Food Habits of Golden Jackal (*Canis aureus*) and Striped Hyena. Wildlife Institute of India.
- COHN L. (2000) *Uncinaria pernicioso* (Von Linstow). *Archs. Parasit.*, Z (i) : 5-22.
- CORSAN J.P. (2005). *Les grands prédateurs d'Afrique*. Ed. Guerfaut Barcelone, Espagne : 81-82.
- CORTADE FRERE J.-M. (1967). *Lexique français-touareg. Dialecte de l'Ahaggar*. Trav. du CRAPE, Paris, AMG.
- CROMPTON DWT. (2001). Ascaris and ascariasis. *Adv Parasitol*, 48 :285–375.
- CUIZIN F. (2003). Les grands mammifères du Maroc méridional (Haut Atlas, Anti Atlas et Sahara).
- DEHRADUN, (2000) India, *World Journal of Zoology* 7 (2): 106-112.
- DEKEYZER P.-L. (1955). *Les mammifères de l'Afrique noire française*, IFAN, Initiations

- africaines, I, Dakar : 274-275.
- DIBELLO, F.J., ARTHUR S.M. and KROHN W.B. (1990). Food habits of sympatric coyotes, *Canis latrans*, red fox, *Vulpes vulpes*, and bobcats, *Lynx rufus*, in Maine. *Canadian Field-Naturalist* 104: 403-409.
- DUBOIS C. (2003). L'apport des outils géomatiques dans l'étude de la qualité de l'habitat des populations animales vertébrées. Rapport bibliographique de DEA. Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, 20 p.
- ALLAINE D., RODRIGUE I., LE BERRE M., RAMOUSSE R. (1994). Habitat preferences of alpine marmots, *Marmota marmota*. *Can. J. Zool.*, Vol 72 : 2193-2198.
- FORTIN, C. (1995). Écologie comparée du coyote, du lynx du Canada et du renard roux au Parc national Forillon. Mémoire de maîtrise. Département de biologie, Université Laval, Québec, 199 p.
- GAJERA N., Dave S. M. and Nishith D. (2009). Feeding patterns and den ecology of striped hyena (*Haeyena haeyena*) in North Gujarat, India. *Tigerpaper* Vol. 36 No. 1 pp. 13-17.
- GRABER, M., AND J. P. BLANC. (1979). *Ancylostoma duodenale* (Dubini, 1843) Creplin, 1843 (Nematoda: Ancylostomidae) parasite de l'hyene tachetee *Crocota crocuta* (Erxleben), en Ethiopie. *Revue d'Elevage et Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux* 32: 155-160.
- GRALL J. et COÏC N. (2006). Synthèse des méthodes d'évaluation de la qualité du benthos en milieu côtier, Ifremer DYNECO/VIGIES /06-13/REBENT, 91p.
- GREENWOOD A.G. (1985). Diagnostic and treatment of butulism in lion. *Vet. Rec.*, 117 (3) : 58-60.
- GURNELL J., CLARK M.J., LURZ P.W.W., SHIRLEY M.D.F., RUSHTON S.P. (2002). Conserving red squirrels (*Sciurus vulgaris*): mapping and forecasting habitat suitability using a Geographic Information Systems Approach, *Biological conservation*, Vol 105, Issue 1: 53- 64.
- HALPIN, M.A., and J.A. Bissonette. (1988). Influence of snow depth on prey availability and habitat use by red fox. *Canadian Journal of Zoology* 66: 587-592.
- HENDRIX CM. (1998). *Diagnostic parasitology for veterinary technicians*. Ed Robinson, USA, 285 p.
- HOCKMAN, J.G. & CHAPMAN J.A. (1983). Comparative feeding habits of red foxes (*Vulpes vulpes*) and gray foxes (*Urocyon cinereoargenteus*) in Maryland. *The American Midland Naturalist* 110: 276-285
- HOWARD C. (1999). «*Hyaena hyaena*» (On-line), *Animal Diversity Web*. Accessed

- December 08, 2015 at http://animaldiversity.org/accounts/Hyaena_hyaena/
- KLOTZ F, MARTER G., DEBONNE JM. et GUISSSET M. (1994). Apport de l'endoscopie au diagnostic des parasitoses digestives. *Gastroentérol Clin Biol*, 18 : T13–T17.
- KOWALSKI K. & RZEBIK-KOWALSKA B. (1991). *Mammals of Alegria. Cracovie, Pologne* : Institute of systematics and évolution of animals. 370 p.
- KRUUK H. (1976). Feeding and social behavior of the striped hyaena (*Hyaena vulgaris* Desmarest). *East African Wildlife Journal* 14: 91-111. Lab. Bot. Géol. Zool. Univ. Montpellier. Série Bot. n°7. P: 3-43.
- LABORDE E.L.M. (2008). *Etude du parasitisme interne des loups du parc de Alfa dans le Mercantour*. Thèse de docteur vétérinaire, Ecole national vétérinaire de Toulouse.
- LANE (C.). *Ancylostoma duodenale* as a parasite of *Pelis tigris* Indian. *J. med. Res.*, 1917, 5 (1); 210-216.
- LE BERRE M. (1990). *Faune du Sahara Mammifères*. Ed. Rymond Chabaud, Paris, T 2, 359 p.
- LE BIHAN, Y., MARTINAGE, V., LESSARD, P. & PAUL. E. (2001). Influence possible des protozoaires sur le taux de mortalité des bactéries autotrophes nitrifiantes. *Revue des sciences de l'eau*, 14 (1), 91–108. doi:10.7202/705411ar
- LEAKEY L.N., Milledge S.A.H., Leakey S.M., Edung J., Haynes, P., Kiptoo D.K. and McGeorge A. (1999). Diet of striped hyaena in northern Kenya. *African Journal of Ecology* 37:314-326.
- LICHTENFELS JR. & STRONGYLIDA. (2009) In: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S, editors. Keys to the nematode parasites of vertebrates: archival volume. Oxfordshire: CABI; pp. 44-68.
- MAGURRAN A.E. (2004). *Measuring biological diversity*. Blackwell Science, Oxford, 215p.
- MILLS MGL. (1978). The comparative socio-ecology of the Hyaenidae. *Carnivore* 1: 1-7.
- MILLS MGL & HOFER H. (1998). *Hyaenas. Status survey and Conservation Action Plan*. IUCN/SCC *Hyaena* specialist group. Gland: IUCN. 154p.
- MONTEIL V. (1951). *Contribution à l'étude de la faune du Sahara occidental*, Institut des hautes études marocaines, IX, Paris, Larose.
- MOURA H. (2014). Les mammifères d'Algérie .Nature et biodiversité en Algérie :13p.
- NELSON, G. S., F. R. N. PESTER, and R. RICKMAN. (1965). The significance of wild animals in the transmission of cestodes of médical importance in Kenya. *Transactions of the Royal Society of Tropical Médecine and Hygiène* 59: 507–524.
- NOWAK R.M. (1991). *Walker's mammals of the world*, The Johns Hopkins University

- Press, Baltimore & Londres, 642 p.
- OKEN B.O. (1993). *Parasitic diseases of carnivores. In Zoo and wild animal medicine*, 3^{ème} Ed. (M.E. Fowler, edit.). W.B. Saunders Company, Philadelphia: 399-404.
- POCOCK RI. (1941). *The Fauna of British India. Mammalia*. Vol II. Taylor and Francis, London. 503 p.
- PRATER S. (1948). *The Book of Indian Animals*. Bombay Natural History Society, Bombay. 263 p.
- RAILLIET A. (1918). Sur un Strongylidé vivant dans les kystes intestinaux: chez les grands Félidés. *Bull. Soc. Path. exot.*, 11 (2) : 86-93.
- RIEGER I. (1979). A review of the biology of the striped hyaenas, *Hyaena hyaena* (Linne, 1758). *Saugetierkundliche Mitteilungen* 27: 81-95.
- RIEGER I. (1981). *Hyaena hyaena. Mammalian Species*, 150 : 1-5.
- ROSE K.D. (2009). *The Beginning of the Age of Mammals*. Ed. JHU Press, 448 p.
- ROZSA L., REICZIGEL J. and MAJOROS G. (2000). Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology*, 86, 228-232.
- SAMUEL, D.E. & NELSON B.B. (1982). "Foxes. *Vulpes vulpes* and allies." In Wild mammals of North America: biology, management, and economics. J.A. Chapman, and G.A. FELDHAMER (eds). (1943) The Johns Hopkins University Press, Baltimore, p. 475-490
- SCOTT T.G. (1943). Some food coactions of hie northern plains red fox. *Ecol. Monogr*, 13 : 427-479.
- SELLAMI M., BELKACEMI M. et SELLAMI S. (1989). Premier inventaire des mammifères de la réserve naturelle de Mergueb (M'Sila, Algérie). *Mammalia*, 53 : 116-119.
- THTCHERVE. (1971). Some hookworms of the genus *Ancylostoma* from Colombia and Panama. *P Helm Soc Wash*, 38 (1): 109-116.
- VALTONEN E.T., HOLMES J.C. et KOSKIVAARA M. (1997). Eutrophication, pollution and fragmentation : effects on parasite communities in roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in the Central Finland. *Can. J. Aquat. Sci.* 54: 572-585.
- VAN LAWICK GOODALL J. et VAN LAWICK H. (1970). *The innocent. killers*. Collins, London. 221 p.
- VOIGT D.R. (1987). "Red fox." In Wild furbearer management and conservation in North America. M. Novak, J.A. Baker, M.E. Obbard, and B. Malloch (eds), The Ontario Trappers Association, Toronto, pp. 378-392.
- WACK R.F., Kramer L.W. & Cupps W. (1992). Griseofulvin toxicity in four

- cheetahs (*Acinonyx jubatus*). *J. Zoo Wildl. Med.*, 23 (4) : 442-446.)
- WAGNER AP. (2006). *Behavioral ecology of the striped hyena (Hyaena hyaena)*. Ph
Dissertation, Montana State University, Bozeman, 177 p.
- WILSON D. E. & Reeder D.M. (2005). *Mammal Species of the World. Ed. Johns Hopkins
University Press*, 2, 142 p.
- WILSON E.O. & PETER F.M. (1988). *Biodiversity. National Acad. Press*, Washington.
- WILSON D.E. & REEDER D.M. (1993). *Mammal species of the world, taxonomic and
geographic reference* (second edition). Smithsonian Institution Press, Washington and
London, 1206 p.
- WORLEY M. (1987). *Feline coronavims. In Vims infections of vertebrates. I. Virus
infections of carnivores* (M.J. Appel, édit.). Elsevier Science Publishers, Amsterdam,
431-436.
- WYMAN J. (1967) The jackals of the serengeti. *Animais*, 10 : 79-83
- ZAJAC A. L., Goldman Y. E., Holzbaur E. L. F. and Ostap E. M. (2013). Local cytoskeletal
and organelle interactions impact molecular-motor-driven early endosomal
trafficking. *Curr. Biol.* 23, 1173-1180. 10.1016/j.cub.2013.05.
- ZAJAC AM. & COMBOY GA. (2011). Wiley Blackwell, USA, 354 p.

Autre références :

<https://journals.openedition.org/encyclopedieberbere/docannexe/image/1614/img-1.png>

Annexe I :

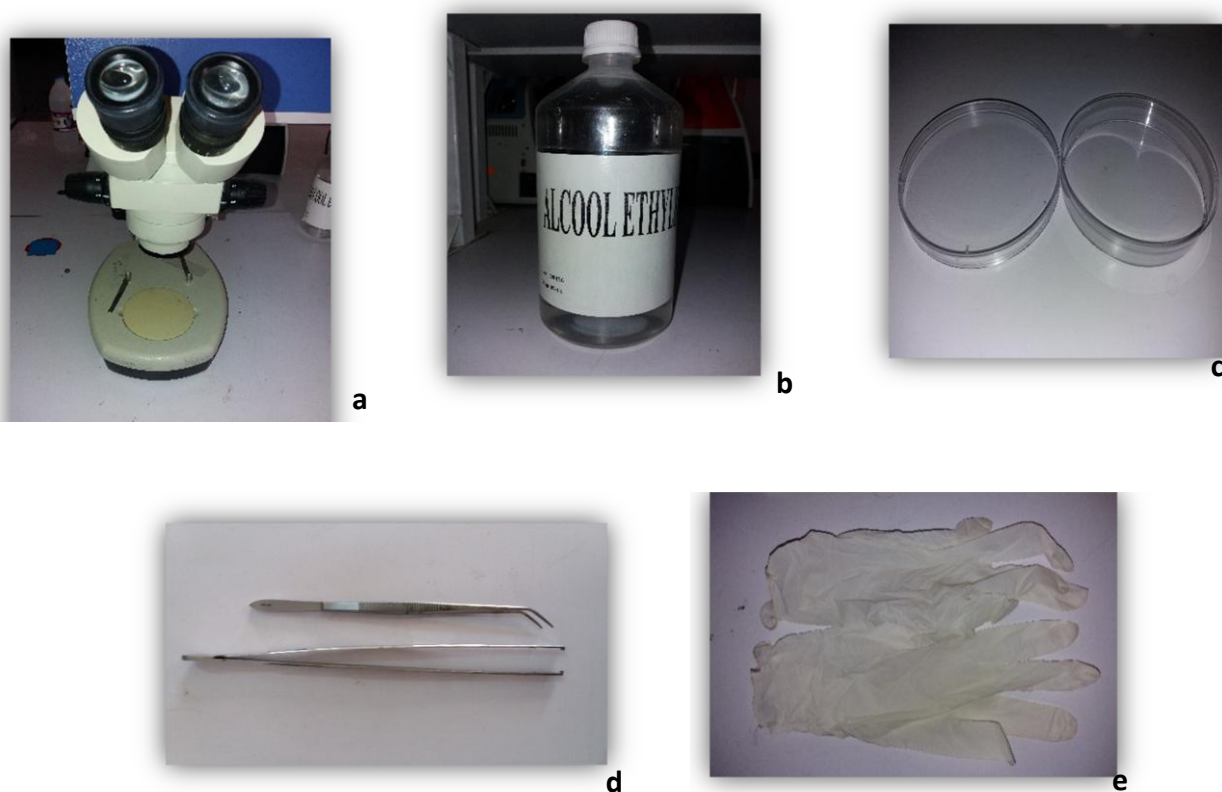


Figure 12 - Matériel utilisé au laboratoire pour l'étude du régime alimentaire

- a. Une loupe binoculaire.
 b. Alcool à 70.
 c. Des boites à Pétrie en plastique.
 d. Une pince.
 e. Des gants en latex.

Tableau n° 1 –Matériel d'identification des parasites dans les selles.

Matériel		Appareils	Produis
-Des piluliers en plastique.	-Une éprouvette	-Une plaque	-Eau de robinet.
-Un mortier	-Des pipettes	-chauffante.	-Solution de
-Spatule	-Lames porte objet et Lamelles	-Une balance.	concentration (Na Cl).
-un pilon	-couvre objet	-Un microscope.	-L'huile à immersion.
-Des boites de pétri en plastique	-Lames bistouri	-Une centrifugeuse.	-L'alcool méthylique.
-Des béchers	-Des pinces	-optique muni des	-Fuschine phénique.
-Un tamis	-Des gants en latex.	-objectifs X4, x10, x40, x100.	-L'acide sulfurique.
-Des tubes à essais			-Le bleu de méthylène.



Figure 7 - Matériel et produits utilisés au laboratoire (Originales).