



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Mouloud MAMMERY de Tizi-Ouzou

Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques

Département de Biologie Animale et Végétale



Mémoire de Fin d'Etudes

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Biologie

Spécialité : Parasitologie appliquée aux organismes animaux et végétaux

Thème

Contribution à l'étude des parasites de deux races caprines

***Alpine & Saanen* dans la région de Tizi- Ouzou**

Réalisé par :

Mlle. OUSSAD Ourdia Mlle. METAHRI Cherifa

Soutenu le : 04 Juillet 2016

Devant le jury composé de :

Président	Dr. AOUAR-SADLI M.	MCA	U.M.M.T.O.
Promotrice	Dr. MILLA A.	MCA	E.N.S.V.
Co-promoteur	Pr. BOUKHEMZA M.	Pr	U.M.M.T.O.
Examineur 1	Dr. ABDELLAOUI K.	MAA	U.M.M.T.O.
Examineur 2	Dr. IDRES T.	MAA	E.N.S.V.

2015-2016

REMERCIEMENTS

Nous remercions ALLAH le tout puissant qui nous a offert santé, courage, patience et volonté afin de mener à terme ce présent travail.

Au terme de ce présent travail,...

Nous tenons à remercier avant tout Mme. Amel MILLA notre promotrice, Maître de conférences de classe A à l'Ecole National Supérieur Vétérinaire, qui nous a encadré, et qui a su nous laisser la liberté nécessaire à l'accomplissement de nos travaux, tout en y gardant un œil critique et avisé, pour développer ce travail. Merci, pour votre compétence, votre patience et votre disponibilité.

Nos remerciements vont aussi à notre Co-promoteur Mr Mohamed BOUKHEMZA Professeur à l'université de Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou pour ces conseils et ses orientations.

Nous remercions également le jury composé par Mme. M. AOUAR-SALI, Maître de conférences de classe A à l'université de Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, pour nous avoir fait l'honneur d'être la présidente de notre jury. A Mme. ABDELLAOUI K., Maître de conférences de classe A Mr. Takfarinas I., Maitre-assistant A à l'Ecole National Supérieur Vétérinaire, pour nous avoir fait l'honneur d'être l'examineur dans notre jury.

Nous remercions chaleureusement Mme Faiza MARNICHE, Mr Sofiane Boudjallaba, pour sa précieuse aide avec beaucoup de patience ainsi que pour ses innombrable conseils et orientations. Nous remercions sincèrement Mme Aissi pour le temps qu'elle nous a accordé.

Nous remercions aussi tout le personnel de l'ENSV plus particulièrement Mr Khaled et Mr Yassine ainsi que les familles : TAREMLIT, BOUINDOUR, KHIDA, CHAOUECHE qui nous ont permis de manipuler avec leurs chèvres.

Nos Chers amis et camarades : Lydia, Feroudja, Lydia, Dalila, Bouchra, Hadjer, Khaoula, Assia, Fatah.

Dédicaces

*A nos parents,
Pour leur soutien inconditionnel,
Leurs sacrifices, leurs tendresses, leurs amours infinis, Nous souhaitons
retrouveren ce modeste travail le témoignage
De nos reconnaissances et toutes nos affections.*

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les viroses chez les caprins

Tableau 2 : Les maladies bactériennes chez les caprins

Tableau 3 : Les endoparasites chez les caprins

Tableau 4 : Les ectoparasites chez les chèvres

Tableau 5 : Les parasites sanguins

Tableau 6 : Les données climatiques moyennes des précipitations à Tizi-Ouzou de Janvier à mai 2016

Tableau 7 : Liste du matériel utilisé sur terrain et au laboratoire

Tableau 8 : Les mensurations des crottes des caprins

Tableau 9 : Les mensurations moyennes des excréments des caprins

Tableau 10 : Systématique des parasites retrouvés par la technique de flottaison

Tableau 11 : Présence - absence des espèces parasitaires en fonction de la période allant du février jusqu' au mai 2016

Tableau 12 : Variation des espèces parasitaires chez les femelles et les males en fonction la période d'étude

Tableau 13: Variation des espèces parasitaires en fonction la période d'étude

Tableau 14 : Richesses totale et moyenne des espèces parasitaires retrouver chez les chèvres du février jusqu'à mai 2016 à Tizi-Ouzou

Tableau 15 : Les abondances relatives des espèces retrouvées

Tableau 16 : La prévalence, les intensités et les taux d'infestations des caprins pour chaque catégorie de parasite

Tableau 17 : Les indices de χ^2 (Khi-2)

Tableau 18 : Les indices de χ^2 (Khi-2)

Tableau 19 : Systématique des ectoparasites des caprins

Tableau 20 : Présentation des nombres des ectoparasites selon le stade de développement

Tableau 21 : La richesse totale et moyenne des ectoparasites

Tableau 22 : Les abondances relatives des ectoparasites

Tableau 23 : Mensuration des poux

Tableau 24 : La moyenne et l'écart-type de la taille des poux selon le stade de développement en mm

Tableau 25 : Résultats des frottis sanguins

Tableau 26 : Concentration du calcium et du cholestérol en fonction des hôtes

Liste des figures

Figure 1: La chèvre Arabia

Figure 2 : La chèvre kabyle

Figure 3 : La chèvre M'Zabia

Figure 4 : La race Alpine

Figure 5 : La race Saanen

Figure 6: La chèvre Makatia

Figure 7 : Larve de nématode

Figure 8 : Œuf de nématode

Figure 9: Situation géographique de la wilaya de Tizi-Ouzou

Figure 10 : Températures de la région Tizi-Ouzou entre janvier et mai 2016

Figure 11 : Carte représentatives des sites études

Figure 12 : Les chèvres Saanenset Alpines

Figure 13 : Collecte des fèces

Figure 14 (A et B) : Recherche et récolte des ectoparasites

Figure 15(A et B) : Les étapes du prélèvement sanguin

Figure 16 : Les étapes de la technique de flottaison

Figure 17: Les étapes de la technique de Mac-Master

Figure 18 : Les étapes de réalisation de frottis sanguin

Figure 19 : Les étapes de coloration du frottis sanguin

Figure 20 : Les étapes des analyses biochimiques du sang

Figure 21 : Les différentes étapes de montage

Figure 22 : Différents types de capitulum chez les Ixodina

Figure 23: Schéma de la morphologie générale distinctive des stades nymphal et adulte des trois familles des tiques

Figure 24 : Diversité des plaques génitales du male selon les genres des tiques

Figure 25 : Principaux critères de diagnose des puces

Figure 26 : Différents critères d'identification des poux

Figure 27 : Mensuration des excréments des caprins

Figure 28 : Les différentes espèces parasitaires et non parasitaires présentes dans les excréments observés au microscope optique au grossissement x 10 et x 40

Figure 29 : Les différentes espèces de nématodes, trématodes et cestodes parasites des chèvres x10 et x 40

Liste des figures

Figure 30 : Les différentes espèces de coccidies retrouvées par la technique de flottaison, observées au microscope optique au grossissement x10 et x 40

Figure 31 : Les variations mensuelles des parasites chez les boucs

Figure 32 : Les variations mensuelles des parasites chez les femelles

Figure 33 : Les variations mensuelles des parasites en fonction des mois

Figure 34 : Représentations graphiques des abondances relatives de chaque catégorie de parasite par mois

Figure 35 : Graphe des prévalences des endoparasites trouvée par la technique de flottaison chez les caprins avec un logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0)

Figure 36 : Les différents ectoparasites retrouvés chez les caprins

Figure 37 : Les abondances relatives des ectoparasites chez les caprins

Figure 38: Mensuration des poux

Figure 39 : Variation de la taille entre mâle et femelle, nymphe et adulte

Figure 40 : Prévalence des caprins infectés

Figure 41 : Nombre de caprin infecté selon les espèces de parasite sanguins retrouvés

Figure 42: Frottis sanguins infectés par des parasites

Liste des abréviations

A R%	: Abondance relative
CAEV	: Encéphalo-Arthrite Virale caprine
E.N.S.V.	:Ecole national supérieure vétérinaire
Fig.	: Figure
F %	: Fréquence centésimal
G .D.S.	:Groupement de défense sanitaire
HD	: Hôte définitive
HI	: Hôte intermédiaire
IM	: Intensité moyenne
M .A.P.	: Ministère de l'agriculture et de la pêche
M.G.G	:May Grunwald Giemsa
MI	:Mode infestation
O.P.G	: Œuf par gramme
P	:Prévalence
S	:Richesse totale
SI	:Site d'infestation
Sm	: Richesse moyenne
Tab.	: Tableau
U.S.T.H.B.	:Université des sciences et de la technologie Houari Boumediene

Introduction générale.....	1
Chapitre I : Aperçu bibliographique	
1.1. Systématique de la chèvre	2
1.2. Description de la chèvre	2
1.3. Les races caprines en Algérie.....	2
1.3.1. La population locale	2
1.3.2. La population introduite	4
1.3.3. La population croisée	5
1.4.L'alimentation de la chèvre	5
1.5. Les maladies des chèvres	6
1.5.1. Les viroses	6
1.5.2. Les maladies bactériennes	7
1.5.3. Les parasitoses	7
1.5.3.1. Les endoparasites.....	8
1.5.3.2. Les ectoparasites	8
1.5.3.3. Les parasites du sang chez les chèvres	8
Chapitre II : Matériels et méthodes	
2.1. Présentation de région d'étude	9
2.1.1. Présentation des stations d'études	11
2.1.1.1.Tigzirt	11
2.1.1.2. Timizart	12
2.2. Matériel biologique	12
2.3.Matériel de laboratoire	12
2.4. Méthodes utilisées sur le terrain	13
2.4.1. La collecte des échantillons	13
2.4.2. La récolte des ectoparasites	14
2.4.3. Prélèvement sanguin	14
2.5. Méthode utilisées au laboratoire	15
2.5.1. Technique de flottaison.....	15
2.5.2.Technique de Mac-Master	16
2.5.3.Le frottis sanguin	17
2.5.4.La méthode des analyses biochimiques	18
2.5.5. Le montage des poux entre lame et lamelle	20

Table de matière

2.5.6. L'identification des ectoparasites	20
2.5.7. Exploitation des résultats par des indices écologique et les indices statistiques	23
2.5.7.1. Utilisation de quelques indices écologiques de composition	23
2.5.7.1.1. Richesse totale et moyenne	23
2.5.7.1.2. Fréquence centésimale	24
2.5.7.2. Utilisation de quelques indices parasitaires	24
2.5.7.2.1. La prévalence (P)	24
2.5.7.2.2. L'intensité moyenne (IM)	25
2.5.7.2.3. Test du χ^2 (Khi-2)	25
Chapitre III : Résultats et discussions	
Résultats des différents parasites identifiées chez les caprins à Tizi-Ouzou.....	26
3.1. Résultats puiséet des mensurations des excréments des caprins	26
3.2. Résultats des analyses coprologiques par la technique de flottaison	27
3.2.1. Variations mensuelles des parasites.....	32
3.2.1.1. Selon le sexe	32
3.2.1.2. Selon les mois	34
3.2.2. Utilisation des résultats par des indices écologiques	34
3.2.2.1. La richesse totale et moyenne en fonction des mois.....	35
3.2.2.2. L'abondance relative (A R%)	35
3.2.3. Exploitation des résultats coprologiques par une méthode d'analyse statistique	37
3.2.3.1. Les indices parasitaires	37
3.2.3.2. Test du Khi –deux	38
3.3. Résultats de l'identification des ectoparasites	39
3.3.1. Liste systématique des ectoparasites trouvés dans la région d'étude	39
3.3.2. Répartition des ectoparasites selon le stade de développement.....	41
3.3.3. La richesse totale et la richesse moyenne	41
3.3.4. L'abondance relative	42
3.3.5. Les variations de la taille des poux	42
3.4. Résultats de l'analyse sanguine	44
3.5. Exploitation des résultats des analyses biochimiques de sang	45
Discussion générale	47
Conclusion générale	50
Références bibliographiques	51
Annexes	
Résumés	



Introduction générale

Introduction

Appelée la vache du pauvre, la chèvre reste l'animal qui joue un rôle primordial dans l'alimentation des populations. Elle est élevée essentiellement pour son lait, sa viande, et ses poils (**Hafid, 2006**).

En Algérie l'élevage caprin compte parmi les activités agricoles les plus traditionnelles, associées à l'élevage ovin. Il est présent dans toutes les zones ; au nord il est cantonné aux régions montagneuses, mais le gros effectif est reparti dans les zones steppiques et subdésertiques (**Moustaria, 2008**). En 2014, le cheptel national, tous types de ruminants confondus, dépasse le cap des 34 millions têtes dont 4,9 millions sont des caprins (**Allal M., 2014**). La conduite de ce type d'élevages est généralement extensive. Ils se situent dans des régions défavorisées ou marginales (montagnes, steppe, zones sahariennes). La chèvre étant réputée pour sa rusticité lui permettant de tirer profit de régions pauvres. Mais avec l'augmentation de sa productivité et avec l'âge, elle devient victime de plusieurs sortes de maladies causées par différents agents pathogènes, virus, bactéries et parasites.

Les parasites qui affecte les caprins peuvent être internes ou externes. Les parasites gastro-intestinaux sont les plus fréquents et ils sont une cause majeure d'inquiétude pour la santé de la chèvre. De ce fait, en 2009 un réseau appelé CAPARA multidisciplinaire, s'est constitué. Il rassemble des chercheurs issus de 28 pays du nord et du sud de l'Europe, mais aussi d'Israël, de Turquie, d'Australie et de Nouvelle-Zélande, travaillant sur les différents aspects du parasitisme des chèvres. Pour faire le point sur le parasitisme à Tizi-Ouzou, nous sommes fixés comme objectif d'actualiser les données concernant les parasites des caprins. Dans ce but une triple étude bibliographique, expérimentale et statistique était réalisée.

Donc notre modeste travail qui est une contribution à l'étude des parasites de la chèvre est constitué de trois parties. Il débute par le premier chapitre qui concernera l'aperçu bibliographique de l'espèce étudiée, ainsi que les différentes pathologies auxquelles elle est le plus souvent exposée. Le second chapitre s'intéressera à la méthodologie utilisée lors de notre étude. Le troisième chapitre illustrera les résultats et les discussions des parasites des caprins. Nous terminons notre travail avec une conclusion générale et des perspectives.



Chapitre 1 – Aperçu bibliographique

Chapitre I : Aperçu bibliographique

La chèvre est un petit ruminant herbivore très agile, peuplant le monde entier, en particulier les zones montagneuses, surtout élevé pour son lait, sa viande et ses poils.

1.1. Systématique de la chèvre

Selon **Fournier(2006)** la chèvre domestique appartient au :

- Règne : Animal
- Embranchement : Vertébré
- Classe : Mammifères
- Sous classe : Placentaires
- Ordre : Artiodactyles
- Sous ordre : Ruminants
- Famille : Bovidés
- Sous famille : Caprinés
- Genre : Capra
- Espèces : *Capra hircus*

1.2. Description de la chèvre

la chèvre a un corps robuste trapu, des membres courts et solides, le cou est gros, la tête est relativement petite rarement empâtée a un profil variable selon les races munie d'une petite barbiche, d'un museau pointu et d'un front étroit et bombé, la queue triangulaire est dépourvu de poile sur sa face ventrale et presque toujours droite .Les yeux sont grandes et brillantes .les oreilles souvent droits et pointu(**Fournier,2006**).

1.3. Les races caprines en Algérie

Le cheptel caprin Algérien est très hétérogène et composé par des animaux de population locale à sang généralement Nubien. Outre les populations locales, on trouve aussi des populations introduites, et des populations croisées(**Habbi, 2014**).

1.3.1. La population locale

Elle est représentée essentiellement par la race Arabe, kabyle, et la chèvre du M'zab (**Moula, 2003**).

Chapitre I : Aperçu bibliographique

• La race Arabe (Arbia)

C'est la race la plus dominante, se localise surtout dans les hauts plateaux, les zones steppiques et semi-steppiques. Elle se caractérise par une taille basse de 50-70cm, une tête dépourvue de cornes avec des oreilles longues et pendantes. Sa robe est multicolore (noire, grise, marron) à poils longs de 12- 15cm. La chèvre Arabe à une production laitière moyenne de 1,5 litre(**Fig. 1**).



Figure 1:La chèvre Arabia(**Moula,2003**)

• La race Kabyle

C'est une chèvre autochtone qui peuple les massifs montagneux de la Kabylie et des Aurès. Elle est robuste, massive, de petite taille d'où son nom «**Naine de Kabylie** ». La tête est cornue, avec des oreilles longues et tombantes. La robe est à poils longs et de couleurs variées : noir, blanc, ou brun. Sa production laitière est mauvaise, elle est élevée généralement pour la production de viande qui est de qualité appréciable(**Fig. 2**).



Figure 2 : La chèvre kabyle (**Moula,2003**)

• La chèvre du M'zab

Dénommée aussi la chèvre rouge des oasis. Elle se trouve surtout dans le sud, et se caractérise par une taille moyenne de 60–65cm. La robe est à poil court formé de trois couleurs : chamois, noir et blanc(**Fig. 3**). Le chamois est le plus dominant, le noir forme une ligne régulière sur l'échine alors que le ventre est tacheté par le blanc et noir. Sa production laitière est bonne (2-3 litre/jours).



Figure 3 : La chèvre M'Zabia (Moula,2003)

1.3.2. La population introduite

Plusieurs races performantes telles que, Saanen (**Fig.4**), Alpine (**Fig. 5**) et Maltaise ont été introduites en Algérie pour les essais d'adaptation et d'amélioration des performances zootechniques de la population locale (production laitière et de viande).



Figure 4 : La race Alpine
(Fournier, 2006)



Figure 5 :La race Saanen
(Fournier, 2006)

1.3.3. La population croisée

C'est le résultat de croisement entre les races standardisées, tel que la race **Makatia** ou **Beldia** qui se localise surtout dans les hauts plateaux. Elle se caractérise par un corps allongé, une robe polychrome (grise, beige, blanche, brune) à poils ras et fins, et des oreilles tombantes (**Fig. 6**). Sa production laitière est bonne (**Bey et Laloui, 2005**)



Figure 6: La chèvre Makatia (Moula, 2003)

1.4. L'alimentation de la chèvre

Pour que les caprins se développent d'une manière satisfaisante et qu'ils expriment pleinement leur potentiels génétiques en production, ils doivent recevoir une alimentation en quantités et en qualités de ses besoins. En effet, pour répondre à ses besoins l'éleveur doit leur distribuer un régime composé d'aliments grossières et concentrés de haute valeur nutritive. La ration de chèvre comprend généralement des foin, des fourrages verts, des racines, des aliments concentrés et des aliments particuliers (**Feher et Desset, 1970**). L'eau distribuée aux caprins doit être propre, non souillée et sans odeur. Leurs besoins en eau dépendent du stade de l'animal : lactation, début ou fin de gestation (**Kazdaghli, 2011**).

Chapitre I : Aperçu bibliographique

1.5. Les maladies des chèvres

Dans tout élevage quelle que soit les espèces, les problèmes pathologiques prennent une importance considérable. La chèvre a la réputation d'être rustique mais avec l'augmentation de son niveau de productivité ainsi que l'âge elle tombe dans un déséquilibre physiologique et immunologique donc elle sera victime de plusieurs sorte de maladies.

1.5.1. Les viroses

Les viroses rencontrées chez les caprins sont résumées dans le tableau ci-dessous :

Tableau 1 : Les viroses chez les caprins (MAP ,1996; Fournier, 2006 ;Pradal,2014)

Maladies	Agents responsables	Symptômes	Traitements
Encéphalo-Arthrite Virale caprine (CAEV)	- Provoquée par : CAEV	- Arthrite du genou - Chute de production laitière - mammites - Pneumonie et encéphalite chez les jeunes (2ans)	- Pas de traitements spécifique mais il est essentiels de mettre en œuvre toutes les mesures de prévention nécessaire (alimentation artificiel)
L'ecthyma contagieux	-Provoqué par : un parapoxivirus	- La forme buccale : nombreuses et volumineuses papule ulcérés sur la langue. - Chez la femelle : atteinte des mamelles	- Vaccination très efficace. - Désinfecter avec un liquide contenant moitié glycérine moitié alcool. - Antibiotique.
La fièvre aphteuse	- Causé par :un virus à 03 formes: A, O ou C	- Apparition des aphtes dans la bouche et entre les doigts. - Perte d'appétits. Avortement et mortalité	-Abattage des animaux atteints.

Chapitre I : Aperçu bibliographique

1.5.2. Les maladies bactériennes

Plusieurs maladies bactériennes touchent les chèvres. Les plus importantes sont représentées dans le tableau 2 :

Tableau 2 : Les maladies bactériennes chez les caprins (INMV, 1996 ; Simiane, 1998 ;Fournier, 2006 ; Paulais *et al.*, 2012 ; Pradal, 2014)

Maladie	Agent	Symptômes	Traitements
Mammites	Due à : un staphylocoque	- Fièvre. - Mamelle chaude et douloureuse tuméfiée. - Aspect anormal du lait.	- Antibiotique et injection dans la mamelle.
Para-tuberculose	Provoqué par : un Mycobacterium avium pseudotuberculosis.	- Amaigrissement. - Anémie. - Entérite accompagné de la diarrhée.	- Pas de traitement efficace. - Abattage des animaux cliniquement atteints.
Brucellose	Due à : brucella melitensis.	- Avortements. -Inflammation articulaire génitales et mammaire	- Il n'existe pas. - Abattage.
La fièvre Q	Cause par : une bactérie coxiellaburnetii.	-Majoritairement asymptomatique. - Mortalité néonatale. Avortementdes femelles en fin de gestation.	- Vaccination. - Antibiotique à base de tétracycline.

1.5.3. Les parasitoses

Ce sont des maladies dues aux parasites, ces derniers sont des êtres vivants qui vivent au dépend d'un autre organisme. Il existe des parasites internes et des parasites externes. Les parasites internes perturbent les fonctions digestives et nutritionnelles de l'animal de ce fait des anomalies sur tout l'organisme.

Les parasites externes perturbent plutôt le comportement de l'animal en provoquant des démangeaisons et des troubles divers qui peuvent ensuite se répercuter sur son métabolisme (Pradal, 2014). On distingue :

1.5.3.1. Les endoparasites

Les espèces de parasites infestant les chèvres sont nombreuses (Fig. 7 et 8). Nous ne décrivons donc que les parasites les plus importants, les protozoaires, les trématodes, les cestodes et les nématodes qui sont représentés dans le tableau 3 (Annexes) (Paulais *et al.*, 2012).

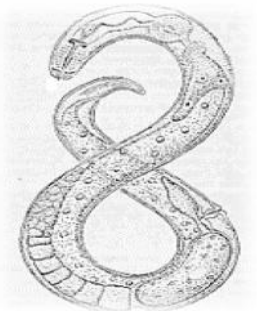


Figure 7 : Larve de parasite
(Lacroux, 2006)



Figure 8 : Œuf de parasite
(Lamriouiet *al.*, 2012)

1.5.3.2. Les ectoparasites

Chez les caprins, Les parasites externe les plus couramment rencontrés sont essentiellement des insectes (poux et puces) et les acariens (tiques et gales) ; ces derniers sont résumés dans le tableau 4 (Annexes).

1.5.3.3. Les parasites du sang chez les chèvres

Les chèvres peuvent également présenter des parasites sanguins et intracellulaires, ces derniers sont aussi présentés dans le tableau 5 (Annexes).



Chapitre II – Méthodologie

Chapitre II - Matériels et méthodes

Le climat est une notion synthétique de l'ensemble des temps qui ont lieu en un endroit donné, est considéré comme l'un des principaux facteurs ayant un impact majeur sur le développement et la répartition des espèces animales et végétales. Les principales variables bioclimatiques étudiées à Tizi-Ouzou sont la pluviométrie, la température et l'humidité.

- Précipitations

La pluviométrie constitue un facteur écologique d'importance fondamentale. Les pluies interviennent principalement en automne, en hiver et au printemps. L'été est généralement sec. C'est d'ailleurs une caractéristique du climat méditerranéen (**Emberger, 1971**). La pluviométrie moyenne se situe entre 600 et 1000mm d'eau par an (**Infoclimat.fr**).

Tableau 6 : Les données climatiques moyennes des précipitations à Tizi-Ouzou de Janvier à mai 2016(**Infoclimat.fr**).

Mois	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai
Précipitation moyenne (mm)	6,7	9,5	16,5	12,2	12,0

- Températures

La température est le facteur climatique le plus important. Il influe sur la répartition géographique des espèces et contrôle l'ensemble des réactions métaboliques(**Dreux, 1980**). La figure 10 représente la variation des températures entre janvier et mai 2016.

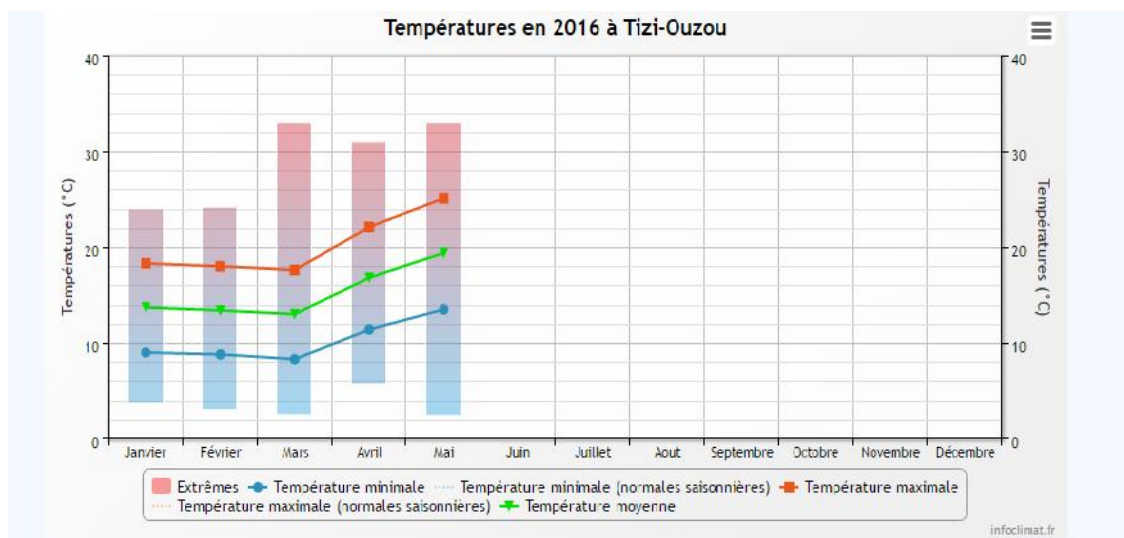


Figure 10 : Températures de la région de Tizi-Ouzou entre janvier et mai 2016

- Humidité

La disponibilité de l'eau dans le milieu et l'hygrométrie atmosphérique jouent un rôle essentiel dans l'écologie des organismes. L'humidité relative de l'air influe sur la densité des populations en provoquant des diminutions du nombre d'individus lorsque les conditions hygrométriques deviennent défavorables (Dajoz, 2006). L'humidité est due dans la wilaya à des dépressions de front polaire qui balaiant les montagnes et provoquent pluie et neige.

2.1.1. Présentation des stations d'études

L'étude a été faite au niveau de deux sites différents, Tizirt et Timizart (Fig. 11). Le choix a été basé sur l'importance des élevages traditionnels caprins au niveau de ces communes ainsi que la production en viande rouge et laitière destinée à la consommation familiale.



★ : Site d'étude.

Figure 11 : Carte représentative des sites d'études (Google Earth).

2.2.1.1. Tizirt

La daïra de Tizirt appartient à la chaîne côtière, elle se situe à 38 km au nord de la wilaya de Tizi-Ouzou. Elle est limitée au nord par la mer méditerranéenne, à l'est par la commune d'Aghrib et d'Azzeffoun, à l'ouest par la commune de Dellys, au sud par la commune de Makouda et Boudjima, au sud-est par la commune de Timizart (Messoudi, 2013).

Chapitre II - Matériels et méthodes

Tigzirt jouit d'un climat méditerranéen humide caractérisé par un hiver froid et humide et un été chaud et sec. Les températures moyennes sont de l'ordre de 21,11°C. Les précipitations annuelles peuvent atteindre les 952mm et l'humidité annuelle est de 69,66 % (Messoudi, 2013).

2.1.1.2. Timizart

La commune de Timizart se situe à 35km au nord de la wilaya de Tizi-Ouzou. Elle est délimitée au nord par la commune d'Iflisen, à l'est et au sud par la commune de Freha, à l'Ouest par la commune de Boudjima.

Le climat de Timizart est chaud et tempéré. La température moyenne est de 17,5°C par contre les précipitations annuelles moyennes sont de 923mm.

2.2. Matériel biologique

Notre étude porte sur 19 caprins adultes. Ce groupe est formé de 7 mâles et 12 femelles, dont les races sont différentes : Alpines et Saanens.



Figure12 : Les chèvres Saanen et Alpine (photo originale)

2.3. Matériel de laboratoire

Le matériel utilisé est représenté dans le tableau 7.

Chapitre II - Matériels et méthodes

Tableau 7 : Liste du matériel utilisé sur le terrain et au laboratoire.

Appareils	Matériels	Produits de réaction
Une balance	Bécher et verre de montre	Solution de Na Cl
Plaque chauffante	Boite de pétrie	May Grunwald
Centrifugeuse	Passoire à thé	Giemsa
Spectrophotomètre	Seringue et pince en acier	Méthanol, alcool et toluène
Microscope muni des objectifs : x4, x10, x40, x100	Pilon et mortier	Eau tamponné
Loupe binoculaire	Tube à essais	Huile à immersion
Agitateur	Tube Eppendorf	Kit de calcium et kit de cholestérol (SPINREACT)
Bain marie	Lame porte objet et lamelle couvre objet	MGG préparé
	Lame McMaster	Potasse KOH
	Micropipette et pipette pasteur	Baume de Canada
	Tube héparine	
	Tubes eppendorf	

2.4.Méthodes utilisées sur le terrain

Sur le terrain, nous avons collectés les excréments des caprins, les ectoparasites, et nous avons effectués des prélèvements sanguins.

2.4.1. La collecte des échantillons

La récolte des crottes été faite sur 5 caprins dont 3 sont des femelles et les deux autres sont des mâles, tous les quinze jours pendant toute la période d'étude entre février et mai 2016. Le ramassage est fait directement juste après la déjection des fèces dans des piluliers munies d'étiquettes ou sont mentionnés le numéro de l'animal, le sexe, ainsi que la date de la récolte. Ces crottes sont ensuite conservées au réfrigérateur à une température de 4°C avant d'être acheminé le lendemain au laboratoire pour l'analyser (**Fig. 13**).



Figure 13 : Collecte des fèces. (Photo originale).

2.4.2. La récolte des ectoparasites

La récolte des ectoparasites fixés sur l'animal, insectes ou acariens est faite à l'aide d'une pince. Ces derniers sont conservés dans l'alcool. Puis ramener au laboratoire de zoologie à l'ESNV pour l'identification (**Fig. 14**).

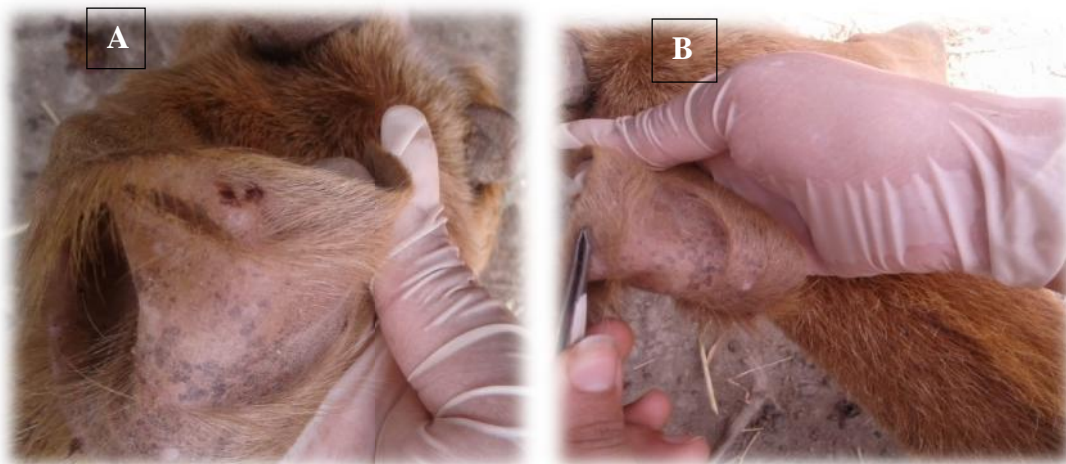


Figure 14 (A et B) :Recherche et récolte des ectoparasites (Photo originale).

2.4.3. Prélèvement sanguin

Le prélèvement sanguin a été fait à partir de la veine jugulaire en utilisant des seringues. Le sang est recueilli dans des tubes héparines. Les échantillons sont placés dans une glacière pour être acheminé directement au laboratoire (**Fig. 15**).

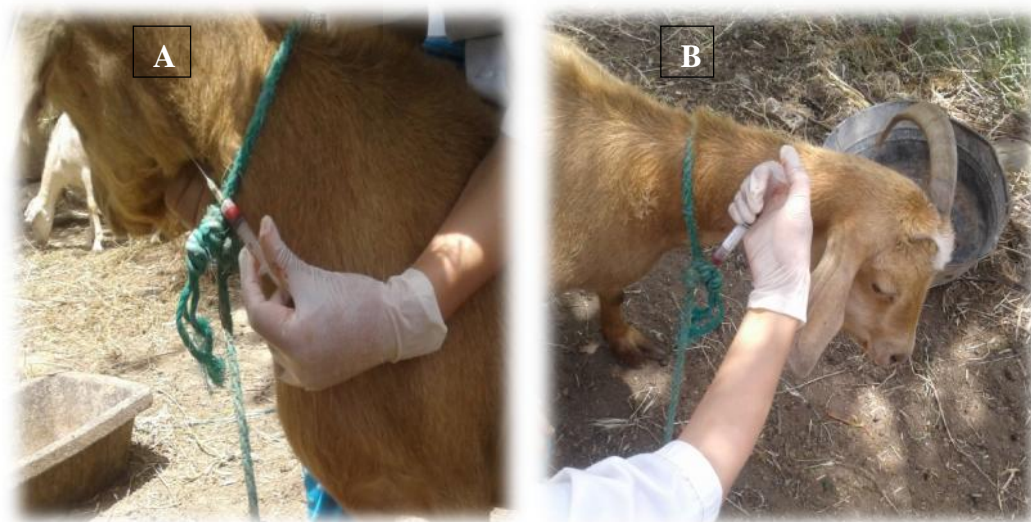


Figure 15(A et B) :Les étapes du prélèvement sanguin(Photos originales).

2.5. Méthodes utilisées au laboratoire

Pour mener notre étude, 5 techniques sont utilisées, la technique de flottaison, la technique de quantification Mac-Master, le frottis sanguin, les analyses biochimiques du sang, le montage entre lame et lamelle des ectoparasites et leur identification à l'aide des clés d'identifications.

2.5.1. Technique de flottaison (Djemai, 2008).

- **But** : Technique qui permet la flottaison des œufs et des larves de parasites ainsi que les kystes des protozoaires.

- **Principe** : Il repose sur le fait que les œufs soient de faible densité afin de pouvoir flotter à la surface de la solution de Na Cl qui a un rôle d'enrichissement, d'où le collage de ces œufs à la lamelle et la sédimentation des gros débris au fond de tube.

- **Procédure**

Peser les échantillons avec une balance de précision. Broyer les selles dans un mortier à l'aide d'un pilon avec un volume de 75ml de Na Cl pour un poids de 5g des selles. Filtrer la suspension plus au moins homogène avec une passoire à thé. Verser le filtrat dans les tubes de centrifugations et centrifuger à 3000 tours pendant 8 min. Récupérer le surnageant et remplir des tubes à essai de façon à obtenir un ménisque convexe puis couvrir avec une lamelle. Laisser au repos pendant 30min. Observer au microscope photonique au grossissement $\times 10$ et $\times 40$ (Fig. 16).

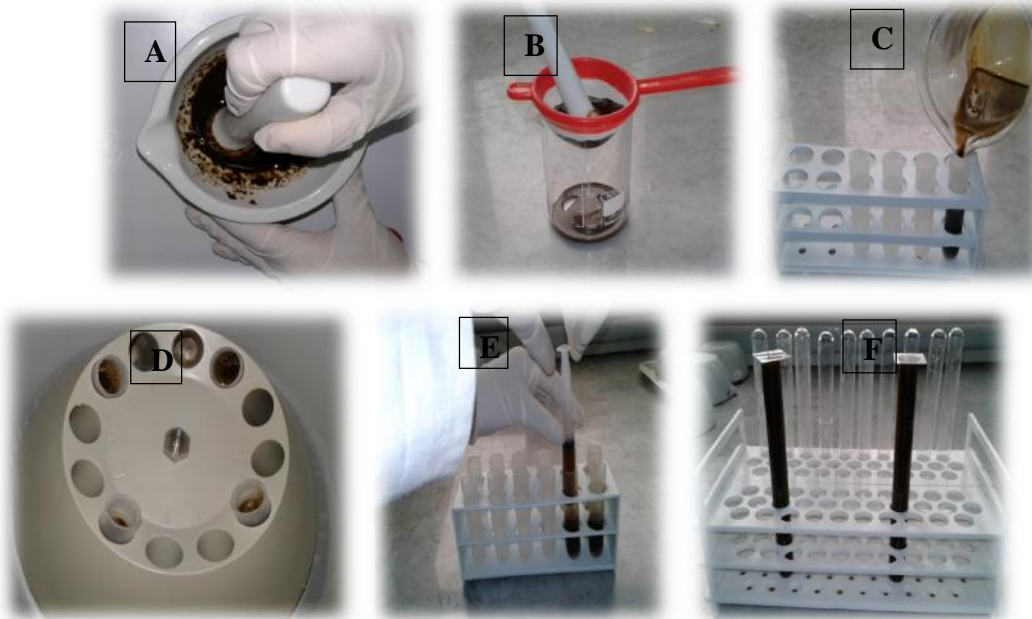


Figure 16 : Les étapes de la technique de flottaison (**Photos originales**)

A.Broyage des fèces ; **B.**Filtration de la suspension ; **C.**Mise dans des tubes de centrifugation
D.Centrifugation ;**E.**Recuperation de surnageant ; **F.**Recouvrir les tubes avec des lamelles

2.5.2. Technique de Mac-Master (Zajac et al, 2012)

Cette méthode quantitative est utilisée dans notre étude, après avoir observé plus de 30 éléments parasitaires par lamelle.

-But : Elle permet de quantifier le nombre d'éléments parasitaires présent dans la suspension de matière fécale à l'aide d'une lame de Mac-Master qui est une cellule composée de deux compartiments contigus séparés par une cloison, chacune d'eux ayant un plafond qui est divisé en 10 colonnes.

-Principe : Il est basé sur la flottation.

- **Procédure**

La même technique que la méthode de la flottaison qualitative. Remplir immédiatement les deux chambres de la cellule de comptage à l'aide d'une pipette, en tenant la cellule légèrement inclinée pour permettre aux bulles d'air de s'échapper. Observer au microscope au grossissement $\times 10$ puis compter le nombre de parasites en suivant les colonnes (**Fig. 17**).



Figure 17 : Les étapes de la technique de Mac-Master (**photos originales**).

- A.**Homogénéisation de la solution ;**B.**Remplissage de la cellule de Mac-Master ;
C.Observation au microscope optique au grossissement $\times 10$.

2.5.3. Le frottis sanguin

-But :Mettre en évidence les parasites sanguins.

-Principe : Une goutte du sang est étalée de manière uniforme sur une lame de verre afin d'obtenir une monocouche cellulaire.

-Procédure

a.Préparation d'un frottis sanguin

Déposer une goutte du sang à l'extrémité d'une lame. Appliquer une autre lame inclinée à 45° en avant de la goutte du sang de façon à ce que le sang s'étale sous la lame par capillarité. Faire glisser la lame inclinée pour étaler uniformément la goutte du sang (**Fig. 18**).

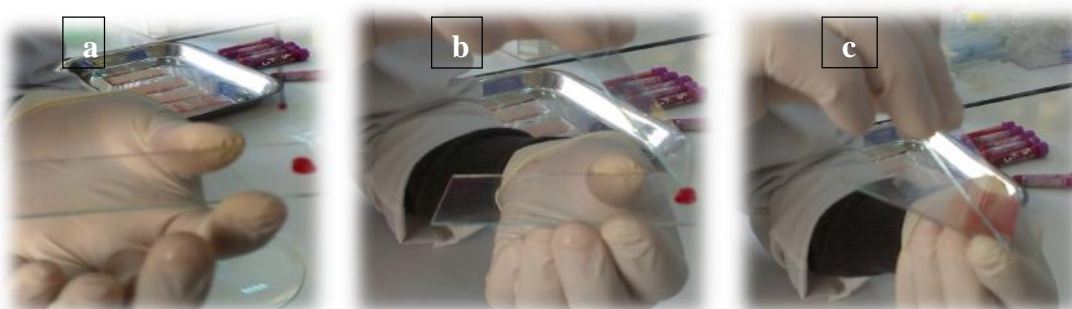


Figure 18 : Les étapes de réalisation de frottis sanguin(**Photos originales**)

- a.**Dépot de la goutte de sang ;**b.**Application d'une autre lame inclinée ;**c.**Étalment de la goutte

b. Coloration au May-Grunwald Giemsa

Fixer au méthanol, laisser agir pendant 10min. Jeter l'alcool et ajouter le May-Grunwald, laisser agir pendant 3 min. Ajouter de l'eau tempérée (PH=7) et laisser agir pendant 5 min. Rincer sous l'eau courante. Ajouter 6 gouttes de Giemsa dilué de 1 /20 et laisser agir 30 à 45min. Laisser sécher puis observer au microscope photonique au grossissement 10,40 et 100 (Fig. 19).

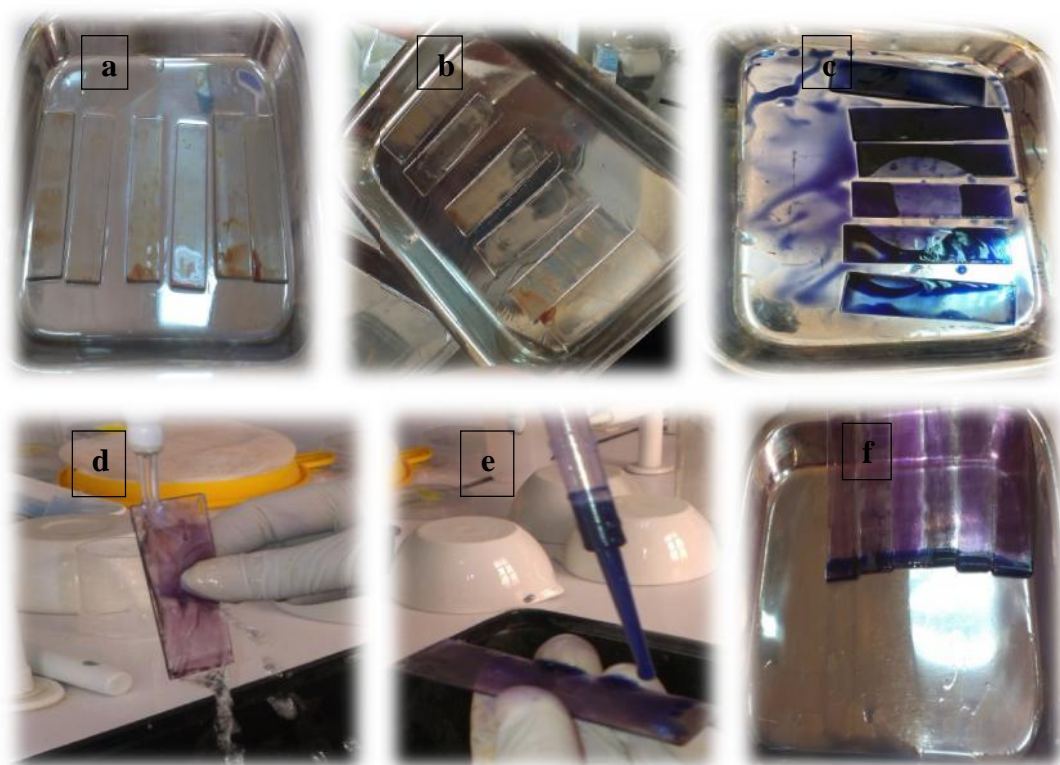


Figure 19: Les étapes de coloration du frottis sanguin (Photos originales).

a. Fixation au méthanol ; **b.** Jeter l'alcool ; **c.** Ajouter du colorant May-Grunwald ; **d.** Rincage sous l'eau courante ; **e.** Coloration au Giemsa ; **f.** Laisser sécher après coloration.

2.5.4. La méthode des analyses biochimiques

Les prélèvements sanguins sont réalisés sur les 19 caprins. Le sang est acheminé au laboratoire de zoologie pour être analysé. Les deux paramètres étudiés sont la calcémie et le cholestérol.

-Principe : Repose sur deux monochromateurs, un pour le faisceau d'excitation et un autre pour le faisceau d'émission de fluorescence. On mesure le flux correspondant au faisceau

Chapitre II - Matériels et méthodes

d'émission à l'aide d'un photomultiplicateur. Un dispositif permet de soustraire le blanc, un autre permet de vérifier que le faisceau d'excitation a constamment la même puissance (Audegie et al, 1992).

-Procédure

Centrifuger le sang à 5000 tours pendant 5min. Récupérer les sérums à l'aide d'une micropipette, puis les mettre dans des tubes d'Eppendorf étiquetés. Organiser des tubes vides sur un portoir et spécifier deux d'entre eux, l'un pour mettre 1000 ul de Blanc, qui sera le tube témoin et l'autre 10ul de l'étalon. Ajouter 1000 ul de réactifs à chaque tube. Ajouter 10ul du sérum dans ces tubes. Agiter le contenu de chaque tube à l'aide d'un agitateur Vortex. Incuber dans un bain marie les tubes à 37° pendant 2 min, pour le calcium et 5 min pour le cholestérol. Lire l'absorbance sur le spectrophotomètre (Fig.20).

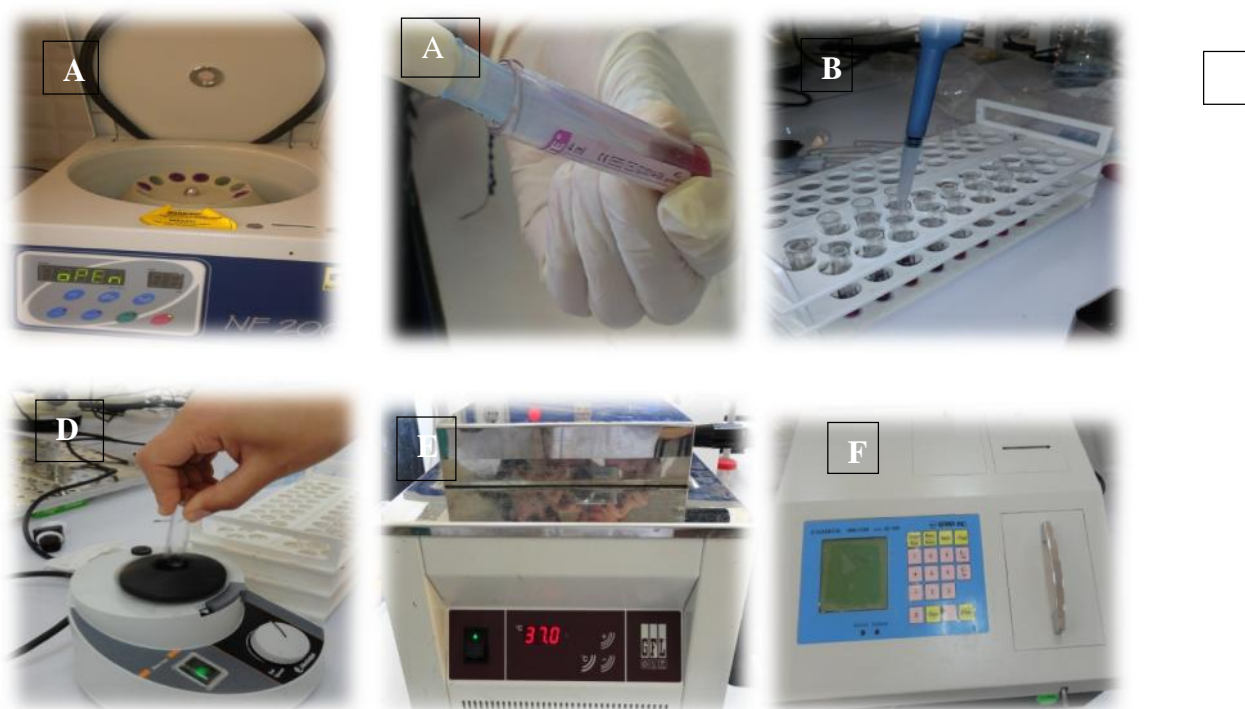


Figure20: Les étapes des analyses biochimiques du sang (Photos originales).

A. Centrifugation du sang ;B. Récupération du sérum ;C. L'ajout du réactif ;D. Agitation,E. Incubation dans le bain marie ;F. Lecture de l'absorbance sur le spectrophotomètre.

2.5.5. Le montage des poux entre lame et lamelle

Placer les poux dans un bécher de 25ml, contenant une solution aqueuse à 10% de potasse (KOH), pendant 10 minutes, sur la plaque chauffante dans le but de dégraisser les poux. Placer ces derniers dans un verre de montre contenant de l'eau distillée durant 10 minutes, afin d'éliminer les traces de potasse. Mettre l'échantillon dans deux bains d'alcool, le premier à 70% et le deuxième à 100%, pendant 5 à 10 minutes pour chaque bain. Placer les poux pendant 1 seconde dans un verre de montre rempli du toluène pour éclaircir ces derniers. Monter les poux entre lame et lamelle à l'aide d'une goutte de baume de Canada.

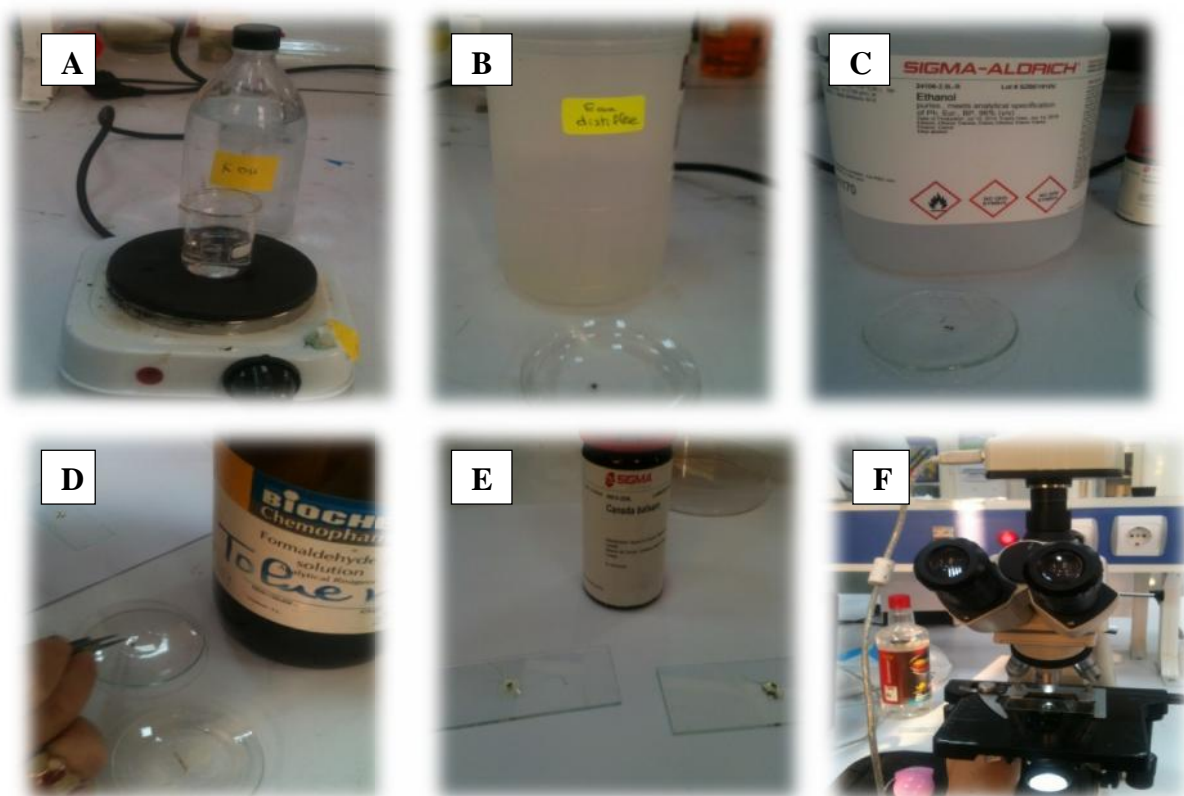


Figure 21 : Les différentes étapes de montage (Houcine et al,2015).

A. Mise à ébullition dans le KOH ; **B.** Mise dans l'eau distillée ; **C.** Mise dans l'alcool à 70% puis à 100% ; **D.** Mise dans du toluène ; **E.** Montage avec le baume de Canada ; **F.** Observation au microscope photonique.

2.5.6. L'identification des ectoparasites

La détermination des ectoparasites, tiques, puces et poux est faite sous l'assistance de Docteur Milla et Docteur Marniche de l'ENSV d'El Harrach, à l'aide des clés d'identification de **Morel (1963), Walker et al. (2003) et Perez-Eid (2009)**.

Les caractères systématiques des tiques qui nous ont aidés à identifier toutes les espèces sont représentées dans les figures 22, 23 et 24.

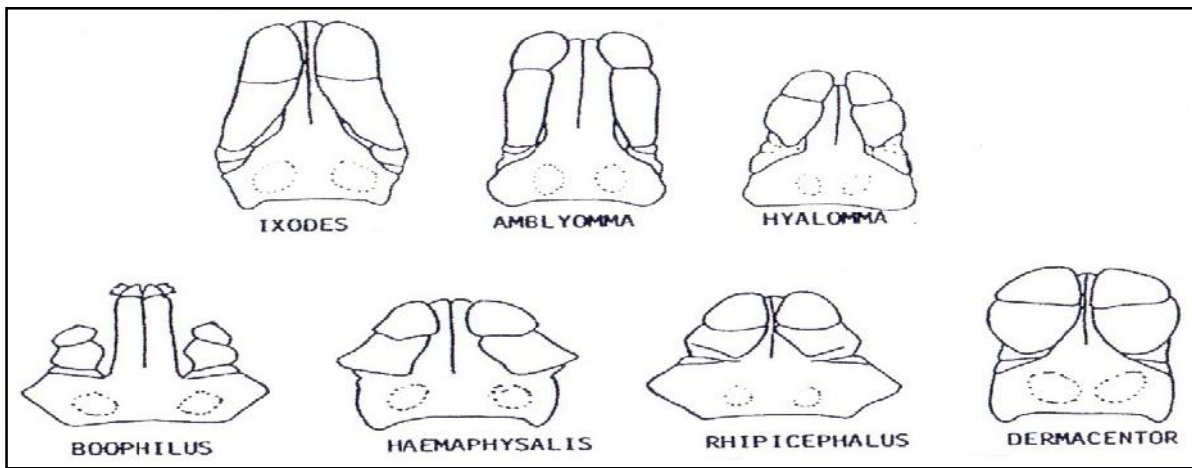


Figure 22: Différents types de capitulum chez les Ixodina (**Perez-Eid, 2009**)

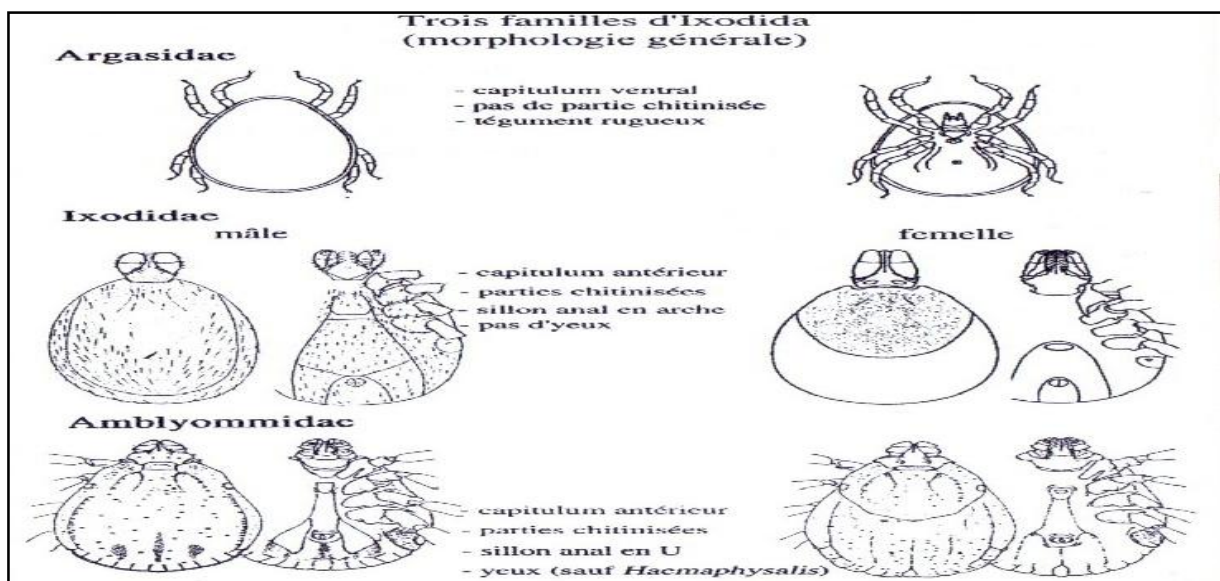


Figure 23 : Schéma de la morphologie générale distinctive des stades nymphal et adulte des trois familles des tiques (**Perez-Eid, 2009**).

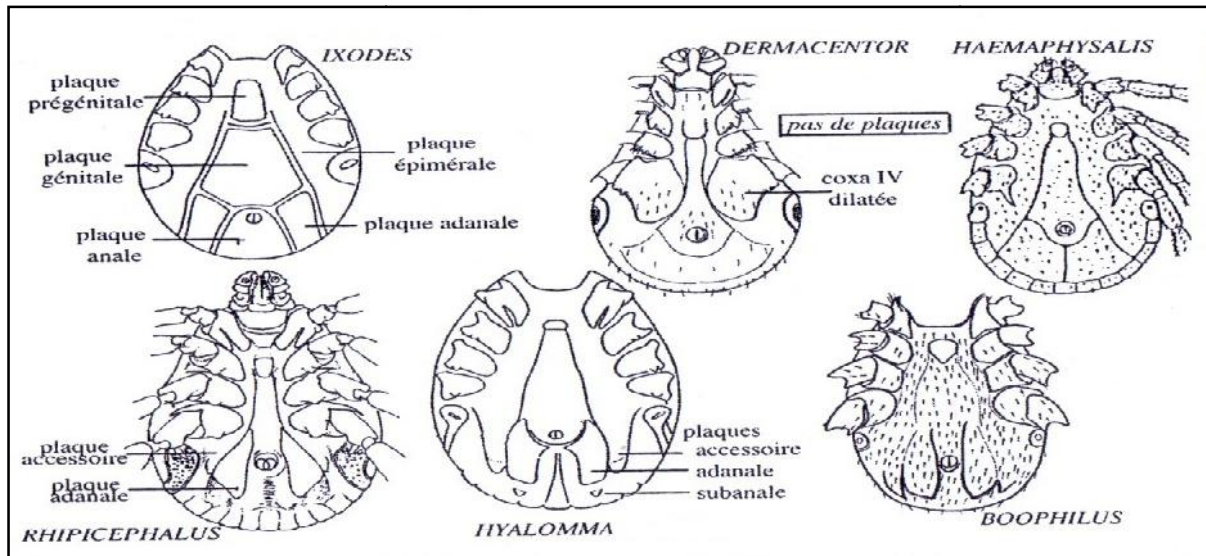


Figure 24 : Diversité des plaques génitales du mâle selon les genres des tiques (Perez-Eid, 2009).

Pour l'identification des puces nous avons utilisé les critères suivants représentés dans la figure 25.

A- La morphologie de la tête et des cténidie génale.

B - la morphologie de metepisternum par le nombre de soies.

C - La morphologie de face externe des tibias par le nombre d'encoches.

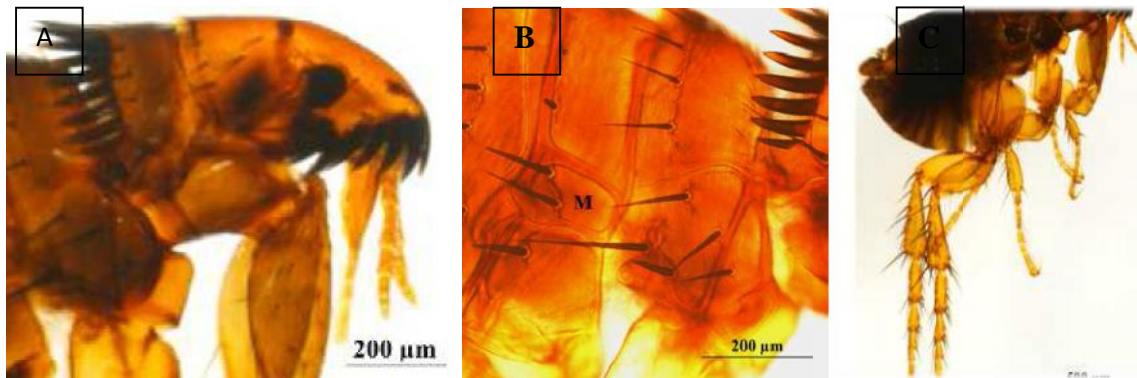


Figure25 : Principaux critères de diagnose des puces. (Bouhsira, 2014).

Pour différencier les mâles des femelles et les nymphes des adultes des poux nous avons pris en considération la morphologie de l'appareil génital et la présence ou l'absence des organes.

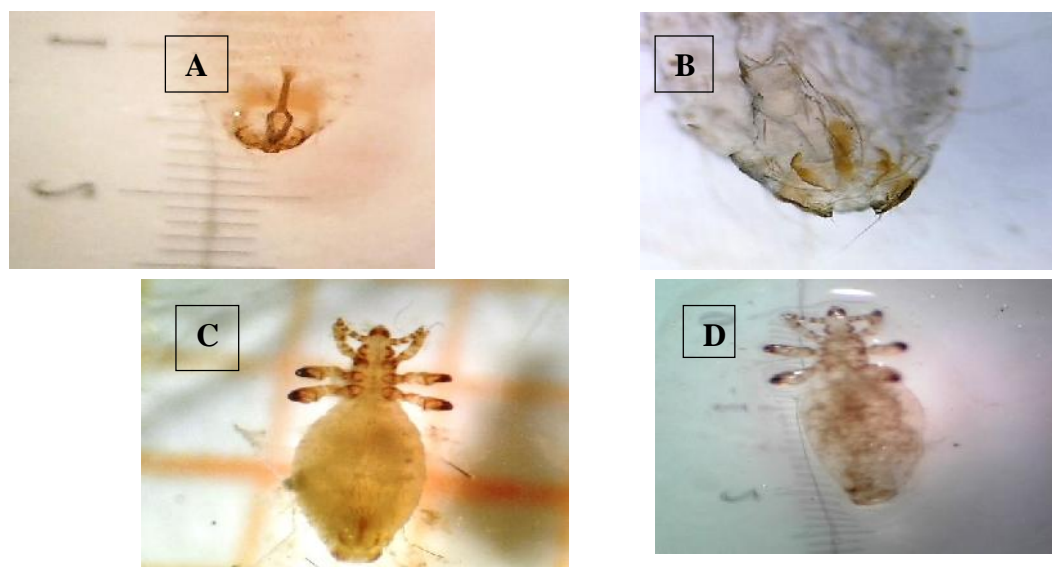


Figure 26 : Différents critères d'identification des poux (**Photos originales**)

A. Appareil génital mâle ; B. Appareil génital femelle ; C. Adulte ; D. Nympe.

2.5.7. - Exploitation des résultats par des indices écologiques

L'exploitation des résultats du travail s'est faite par des indices écologiques de composition et par des tests statistiques.

2.5.7.1. Utilisation de quelques indices écologiques de composition

Les indices écologiques de composition retenus sont : les richesses, les abondances relatives.

2.5.7.1.1. Richesse totale et moyenne

La richesse est le nombre d'espèce qui compose un peuplement (**Blondel, 1979**). **Ramade (1984)** considère la richesse en tant que l'un des paramètres fondamentaux caractéristiques d'un peuplement. Dans la présente étude, deux types de richesses sont calculées, la richesse totale et la richesse moyenne.

D'après **Ramade (2009)**, la richesse totale (S) est le nombre des espèces que comporte le peuplement. La richesse totale d'une biocénose correspond à la totalité des espèces qui la compose. Dans la présente recherche, la richesse totale est utilisée pour la détermination du nombre total des espèces parasitaires retrouvées.

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. Dans la présente étude, la richesse moyenne est calculée pour les espèces parasitaires trouvées chez la chèvre.

2.5.7.1.2. Fréquence centésimale

La connaissance de la fréquence centésimale revêt un certain intérêt dans l'étude des peuplements (**Ramade, 1984**). La fréquence F est le pourcentage des individus d'une espèce ni par rapport au total des individus Ni (**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 est supposée exercer au sein de la biocénose.

$$F (\%) = \frac{ni \times 100}{Ni}$$

2.5.7.2. Utilisation de quelques indices parasitaires

Les indices parasitaires utilisés sont la prévalence et l'intensité moyenne. Ces tests sont réalisés à l'aide du logiciel Quantitative Parasitology V 3.0. (**Rozsa et al, 2000**). Tandis que le test de Khi 2, il est fait grâce au logiciel XL STAT.

2.5.7.2.1. La prévalence (P)

La prévalence est 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)**.

2.5.7.2.2. L'intensité moyenne (IM)

L'intensité moyenne (IM) est le rapport entre le nombre total des individus d'une espèce de 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.

2.5.7.2.3. Test du χ^2 (Khi-2)

Le test de **Khi-2** a permis la comparaison des prévalences. L'analyse de variance à un facteur a été utilisée pour comparer les intensités moyennes des différentes saisons. Elle a été suivie en cas de différence significative du test de Student (**Sokal et Rohlf, 1981**). Les différences ont été considérées significatives au seuil de 5 %.



Chapitre III - Résultats et discussion

Chapitre III : Résultats et discussion

Résultats des différents parasites identifiées chez les caprins à Tizi-Ouzou.

Dans ce chapitre nous exposerons les résultats obtenus par les analyses parasitologiques des selles, les analyses biochimiques du sang, les frottis sanguins et l'identification des ectoparasites. Ces résultats seront exploités à l'aide des indices écologiques, statistiques ainsi que parasitaires.

3.1. Résultats pesé et mensurations des excréments des caprins

Les selles échantillonnées au niveau des sites d'étude sont ; mesurées au laboratoire de l'ENSV. Les paramètres pris en considération sont : le poids, la largeur et la longueur (Fig.27). Les résultats de mensurations sont représentés dans le tableau 8 (Annexe).

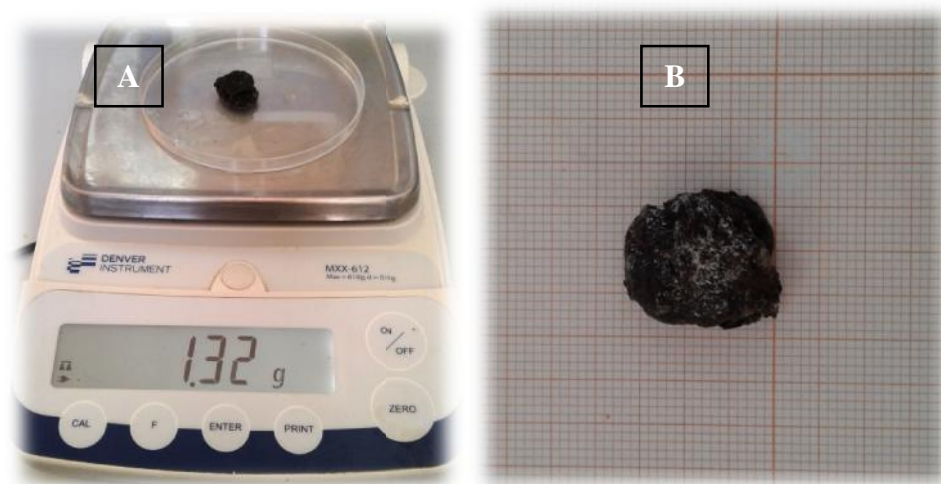


Figure 27 : Mensuration des excréments des caprins. (Photos originales)

A. La pesé des excréments ; B. La taille des excréments.

Les moyennes des mensurations des excréments récoltés des chèvres sont représentées dans le tableau 9.

La taille et le poids des excréments sont variables. Le poids moyen des huit échantillons s'approche de la moyenne qui est de $0,71 \pm 0,21$ g, sauf le quatrième qui est de 1,08g. La longueur et la largeur des excréments sont toutes au tour des moyennes qui sont respectivement de $1,33 \pm 0,18$ mm et $0,94 \pm 0,15$ mm.

Chapitre III : Résultats et discussion

Tableau 9 : Les mensurations moyennes des excréments des caprins.

N° de l'échantillon	Poids moyen en g	Longueur moyenne en mm	Largeur moyenne en mm
1	0,53	1,21	0,75
2	0,52	1,22	0,78
3	0,52	1,2	1,24
4	1,08	1,62	1,04
5	0,72	1,34	0,97
6	0,63	1,15	0,92
7	0,92	1,61	0,91
8	0,77	1,34	0,98
Moyenne	0,71	1,33	0,94
Ecart-type	0,21	0,18	0,15

3.2. Résultats des analyses coprologiques par la technique de flottaison

Cette méthode nous a permis de répertorier plusieurs espèces de parasites. Ces dernières sont présentées dans le tableau 10 et les figures 28, 29 et 30.

Au cours de notre période d'étude, la technique de flottaison nous a permis d'identifier 32 espèces parasitaires appartenant à 5 phylums, 6 classes, 10 ordres et 16 familles différentes. Il apparait que la classe des Nematoda est la plus importante (15 espèces), suivi par la classe des Sporozoasida (9 espèces), ensuite la classe des Cestoda (4 espèces), après la classe des Trematoda (2 espèces), enfin la classe des Litostomatea et des Arachnida une espèce pour chacune. On note aussi la présence des larves de Nématodes, des grains de pollens et des débris alimentaires.

Chapitre III : Résultats et discussion

Tableau10 : Systématique des parasites retrouvés par la technique de flottaison.

Embranchement	Classe	Ordre	Famille	Espèces
Apicomplexa	Sporozoasida	Eucoccidiorida	Eimeriidae	<i>E. alijevi</i>
				<i>E. ninakohlyakimovae</i>
				<i>E. hirci</i>
				<i>E. arloingi</i>
				<i>E. jolchijevi</i>
				<i>E. christenseni</i>
				<i>E. apshéronica</i>
				<i>E. caprina</i>
Ciliata	Litostomatea	Vestibuliferida	Balantididae	<i>Balantidium sp.</i>
Plathelmintha	Trematoda	Digeneaidea	Fasciolidae	<i>Fasciola sp.</i>
			Schistosomatidae	<i>Bilharzia sp.</i>
	Cestoda	Cyclophylidea	Anoplocephalidae	<i>Moniezia sp.</i>
			Hymenolepididae	<i>Hymenolepis sp.</i>
			Taeniidae	<i>Taenia sp.</i>
Nemathelmintha	Nematoda	Rhabdiasidea	Strongyloididae	<i>Strongyloides sp.</i>
		Trichuridea	Trichuridae	<i>Trichuris sp.</i>
		Strongylidea	Strongyloididae	<i>Strongylus sp.</i>
			Ancylostomidae	<i>Ancylostomasp.</i>
				<i>Bunostomum sp.</i>
			Cyathostomidae	<i>Oesophagostomum sp.</i>
			<i>Chabertia sp.</i>	
		Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylus sp.</i>	
			<i>Cooperia sp.</i>	
			<i>Ostertagia sp.</i>	
			<i>Haemoncus sp.</i>	
		Oxyuridea	Oxyuridae	<i>Enterobius sp.</i>
Ascarididea	Ascarididae	<i>Ascaris sp.</i>		
		<i>Toxocara sp.</i>		
Arthropode	Arachnida	Acaria	Acaria	<i>Acarisp.</i>
Total = 5	6	10	16	32

La présence ou l'absence des parasites en fonction des mois, est consignée dans le tableau 11. Les coccidies, les balantidiums et les nématodes sont quasiment présent pendant toute la période d'étude. Les plathelminthes sont accessoirement présents pendant cette dernière, sauf pour le *Taenia* sp. Les œufs d'acariens étaient présents juste pendant deux mois, mars et avril. Le mois de février est marqué par la présence de 20 espèces parasitaires, dont les nématodes et les coccidies présentent la majorité. 20 espèces aussi sont présentes le mois de mars, sauf que cette fois nous avons notés la présence d'une espèce de cestode. Pendant le

Chapitre III : Résultats et discussion

mois d'avril seulement 12 espèces étaient présentes. Le mois de mai est marqué par la présence de 23 espèces parasitaires.

Tableau 11 : Présence-absence des espèces parasitaires allant du février jusqu'au mai.

Espèces	Février	Mars	Avril	Mai
<i>E. alijevi</i>	+	+	+	+
<i>E. ninakohlyakimovae</i>	+	+	-	+
<i>E. hirci</i>	+	-	-	+
<i>E. arloingi</i>	+	+	+	+
<i>E. jolchijevi</i>	-	+	+	+
<i>E. christenseni</i>	+	+	+	+
<i>E. apshéronica</i>	+	-	-	+
<i>E. caprina</i>	+	-	+	+
<i>E. caprovina</i>	+	-	-	+
<i>Balantidium sp.</i>	+	+	+	+
<i>Fasciola sp.</i>	-	+	-	+
<i>Bilharzia sp.</i>	-	-	-	+
<i>Monieziasp.</i>	+	+	-	-
<i>Hymenolepis sp.</i>	+	+	-	+
<i>Taeniasp.</i>	+	+	+	+
<i>Echinococcus sp.</i>	+	-	-	-
<i>Oesophagostomum sp.</i>	-	+	+	+
<i>Chabertia sp.</i>	+	+	-	+
<i>Trichostrongylus sp.</i>	+	+	+	+
<i>Cooperia sp.</i>	+	+	-	+
<i>Ostertagia sp.</i>	+	+	+	+
<i>Haemoncus sp.</i>	+	+	-	+
<i>Nematodirus sp.</i>	+	+	-	+
<i>Enterobius sp.</i>	-	-	-	+
<i>Ascaris sp.</i>	-	+	-	-
<i>Toxocara sp.</i>	+	+	+	+
<i>Acaria sp.</i>	-	+	+	-
Total	20	20	12	23

D'après les tableaux 10 et 11, un grand nombre d'espèces parasitaires sont identifiées par la technique de flottaison. Ces dernières sont représentées dans les figures 28, 29 et 30.

Chapitre III : Résultats et discussion








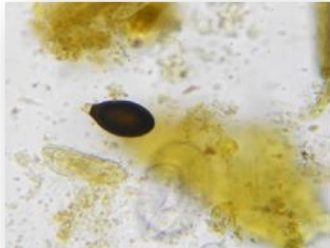

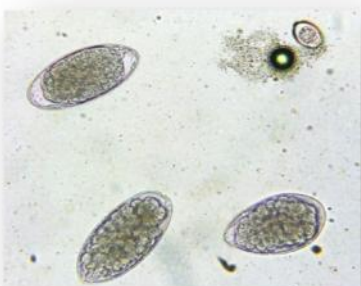





		
Débris végétal	Grain de pollen	Fausse larve
		
Œuf de <i>Nematadirus</i> sp.	Œuf de <i>Chabertia</i> sp.	Œuf de <i>Cooperia</i> sp.
		
Œuf de <i>Fasciola</i> sp.	Œuf de <i>Trichuris</i> sp.	Œuf d' <i>Ankylostomasp.</i>
		
Œuf de <i>Trichostrongylus</i> sp.	Œuf de <i>Baylascaris</i> sp.	Œuf de <i>Bilharzia</i> sp.
		
Œuf de <i>Strongyloides</i>	Œuf d' <i>Enterobius</i> sp.	Œuf de <i>Stongylus</i> sp.

Figure 28 : Les différentes espèces parasitaires et non parasitaires présentes dans les excréments observés au microscope optique au grossissement $\times 10$ et $\times 40$ (**Photos Originales**).

Chapitre III : Résultats et discussion








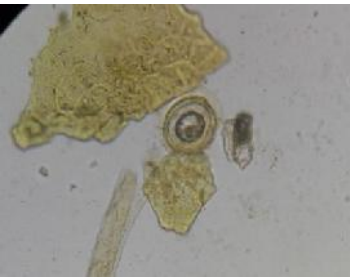



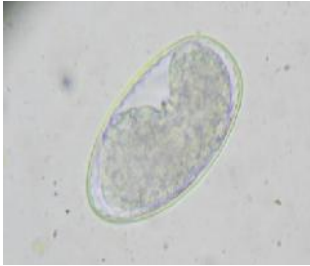



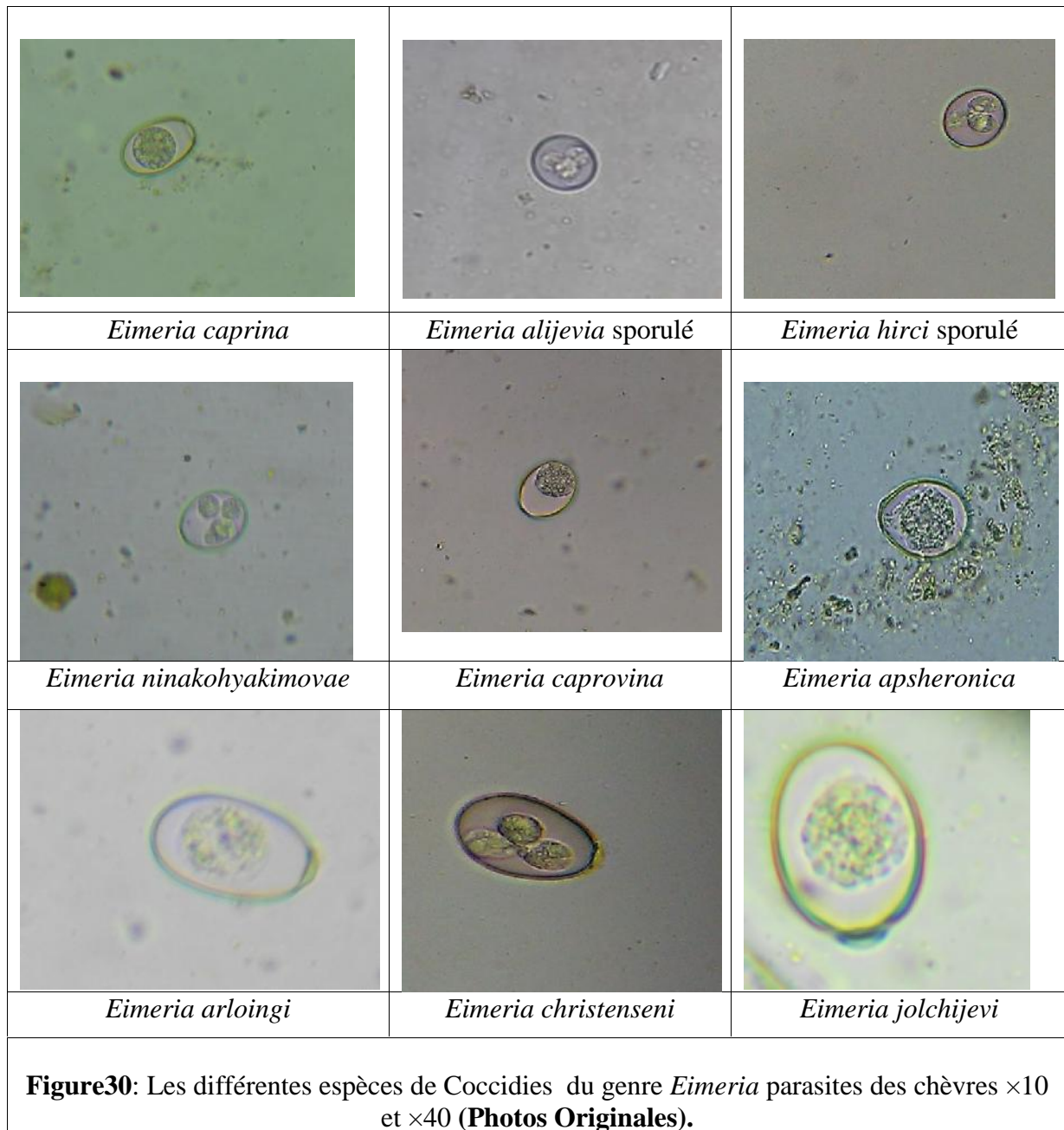
		
Œuf de <i>Trematoda sp.</i>	Œuf d' <i>Ostertagia sp.</i>	Œuf d' <i>Oesophagostomum sp.</i>
		
Œuf <i>Monizia sp.</i>	Œuf de <i>Hymenolepis sp.</i>	Œuf de <i>Cestoda sp.</i>
		
Larve de <i>Strongyloides</i>	Œuf de <i>Taenia sp.</i>	Œuf d' <i>Ascaris sp.</i>
		
Kyste de <i>Balantidium sp.</i>	Œufs <i>Nematodirus</i> sp.	Œuf d' <i>Haemonchus sp.</i>
		
Œuf d' <i>Echinococcus sp.</i>	Œuf de <i>Chabertia sp.</i> embryonné	Œuf de <i>Toxocara sp.</i>

Figure 29 : Les différentes espèces de nématodes, trématodes et cestodes parasites des chèvres ×10 et ×40 (Photos Originales).

Chapitre III : Résultats et discussion



3.2.1. Variations mensuelles des parasites

3.2.1.1. Selon le sexe

Les variations mensuelles des parasites selon le sexe des caprins sont mentionnées dans le tableau 12 (Annexe) et les figures 31 et 32.

Chapitre III : Résultats et discussion

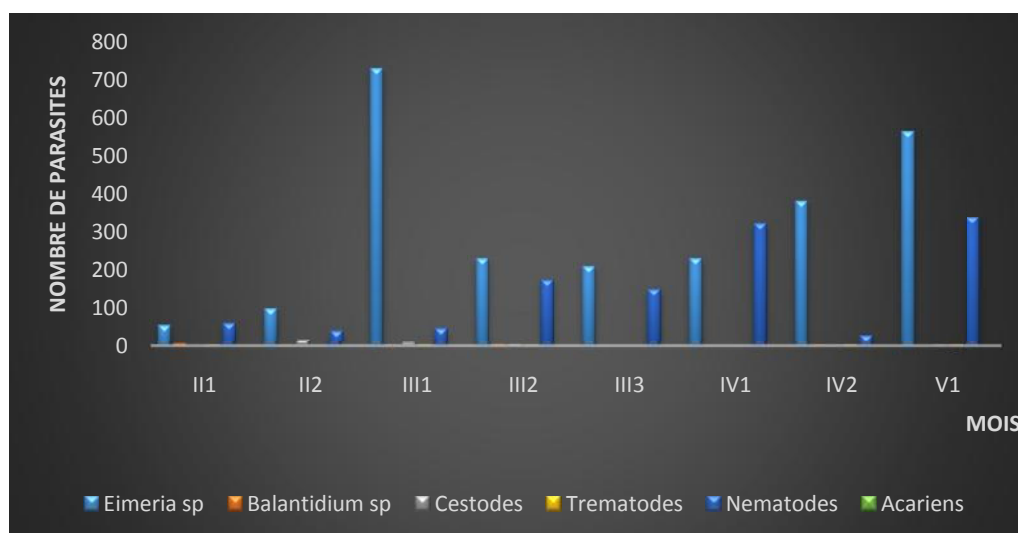


Figure 31 : Les variations mensuelles des parasites chez les boucs.

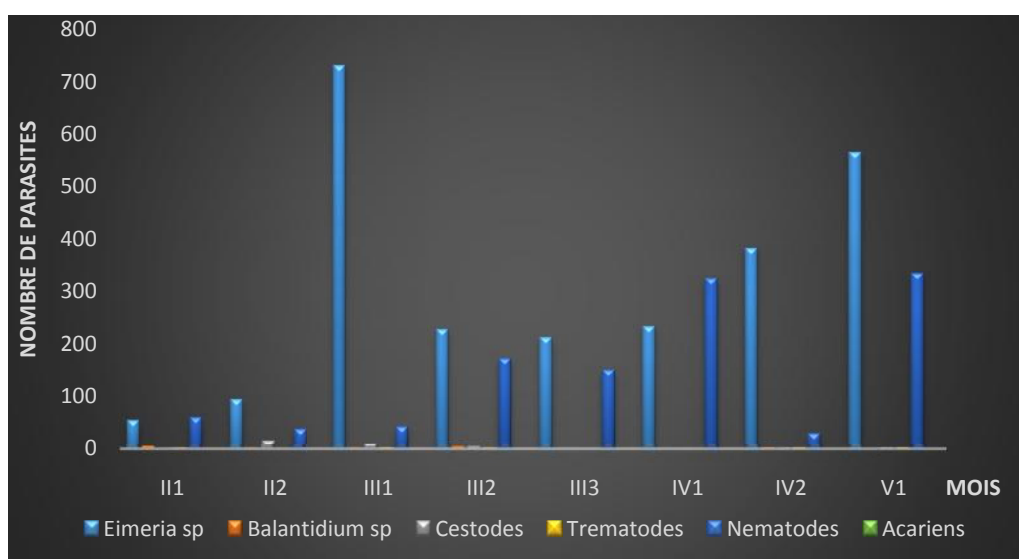


Figure32 : Les variations mensuelles des parasites chez les femelles.

Chez les femelles : les effectifs d'*Eimeria sp.* varient entre 54 oocystes en début de février et 728 en début de mars. Alors que les œufs de nématodes varient entre 30 en début de février et 334 en début de mai.

Chez les mâles : les effectifs d'*Eimeria sp.* sont entre 15 oocystes en début de février et 431 en mi-mars quant aux œufs de nématode qui sont de 14 en début de mai et de 983 en fin mars.

Les œufs des trématodes et cestodes sont faiblement présents chez les mâles ainsi que les femelles. Tandis que les œufs d'acariens ne sont présents que chez les mâles en mi-mars et fin avril.

Chapitre III : Résultats et discussion

3.2.1.2. Selon les mois

Le nombre d'individu des différents parasites selon la période d'étude est représenté dans le tableau 13 (Annexe) et la figure 33.

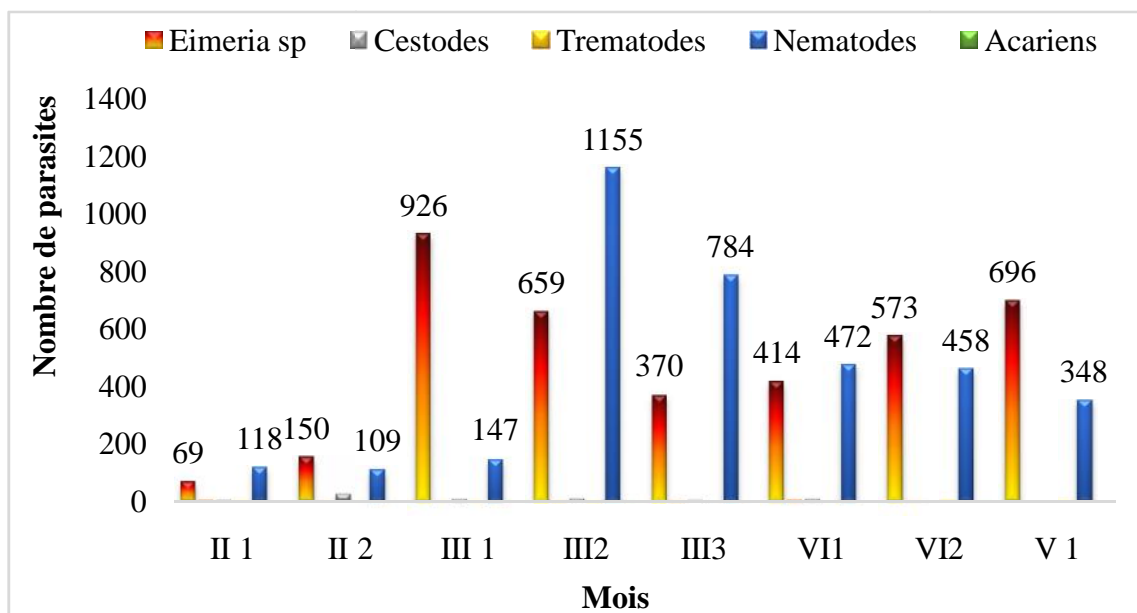


Figure 33 : Les variations mensuelles des parasites en fonction des mois.

Le début de février est marqué par un nombre élevé de nématode avec 118 effectifs suivi par un nombre de 69 oocystes pour *Eimeria sp*. La fin de février et le début de mars sont caractérisés par un effectif plus élevé des coccidies (150 ; 926) ensuite des nématodes avec (109 ; 147) respectivement. Le nombre des œufs des nématodes est hautement élevé en milieu et fin mars ainsi que le début d'avril avec des effectifs de 1155 ; 784 ; 472. A la fin du mois d'avril et en début de mai les oocystes d'*Eimeria sp* sont plus dominants (573 ; 696) par rapport aux œufs de nématodes avec 458 et 348. Les œufs des cestodes, trématodes, balantidiums et acariens sont présents avec des effectifs plus faibles.

3.2.2. Utilisation des résultats par des indices écologiques

Les indices écologiques de composition (la richesse totale, la richesse moyenne et l'abondance relative) sont appliqués aux espèces parasitaires recensées.

3.2.2.1. La richesse totale et moyenne en fonction des mois

Les valeurs des richesses totales et moyennes des espèces parasitaires retrouvées chez les caprins pendant la période d'étude sont mentionnées dans le tableau 14.

Chapitre III : Résultats et discussion

Tableau 14 : Richesses totale et moyenne des espèces parasitaires retrouvés chez les chèvres du février jusqu'au mai 2016 à Tizi-Ouzou.

Mois	Richesses Parasites	S	Sm
Février	<i>Eimeria sp.</i> <i>Balantidium sp.</i> <i>Nematoda sp.</i> <i>Trematoda sp.</i> <i>Cestoda sp.</i>	5	4,5
Mars	<i>Eimeria sp.</i> <i>Balantidium sp.</i> <i>Nematoda sp.</i> <i>Trematoda sp.</i> <i>Cestoda sp.</i> <i>Acariens sp.</i>	6	7,5
Avril	<i>Eimeria sp.</i> <i>Balantidium sp.</i> <i>Nematoda sp.</i> <i>Trematoda sp.</i> <i>Cestoda sp.</i> <i>Acaria sp.</i>	6	5
Mai	<i>Eimeria sp.</i> <i>Nematoda sp.</i> <i>Trematoda sp.</i> <i>Cestoda sp.</i>	4	5

S : la richesse totale ; **Sm** : la richesse moyenne

Les valeurs de la richesse totale varient entre 4 et 6 espèces de février jusqu'au mai. Mars et avril sont les plus riches en espèces (6 espèces). Le mois de mai présente 4 espèces seulement. Les valeurs de la richesse moyenne sont de 7,5 espèces pour le mois de mars puis 5 espèces pour les mois avril et mai, ensuite 4,5 pour le mois de février

3.2.2.2.L'abondance relative (AR%).

Les abondances relatives sont calculées pour chaque catégorie de parasite retrouvé. Les résultats sont regroupés dans le tableau 15 (Annexe) et la figure 34.

Chapitre III : Résultats et discussion

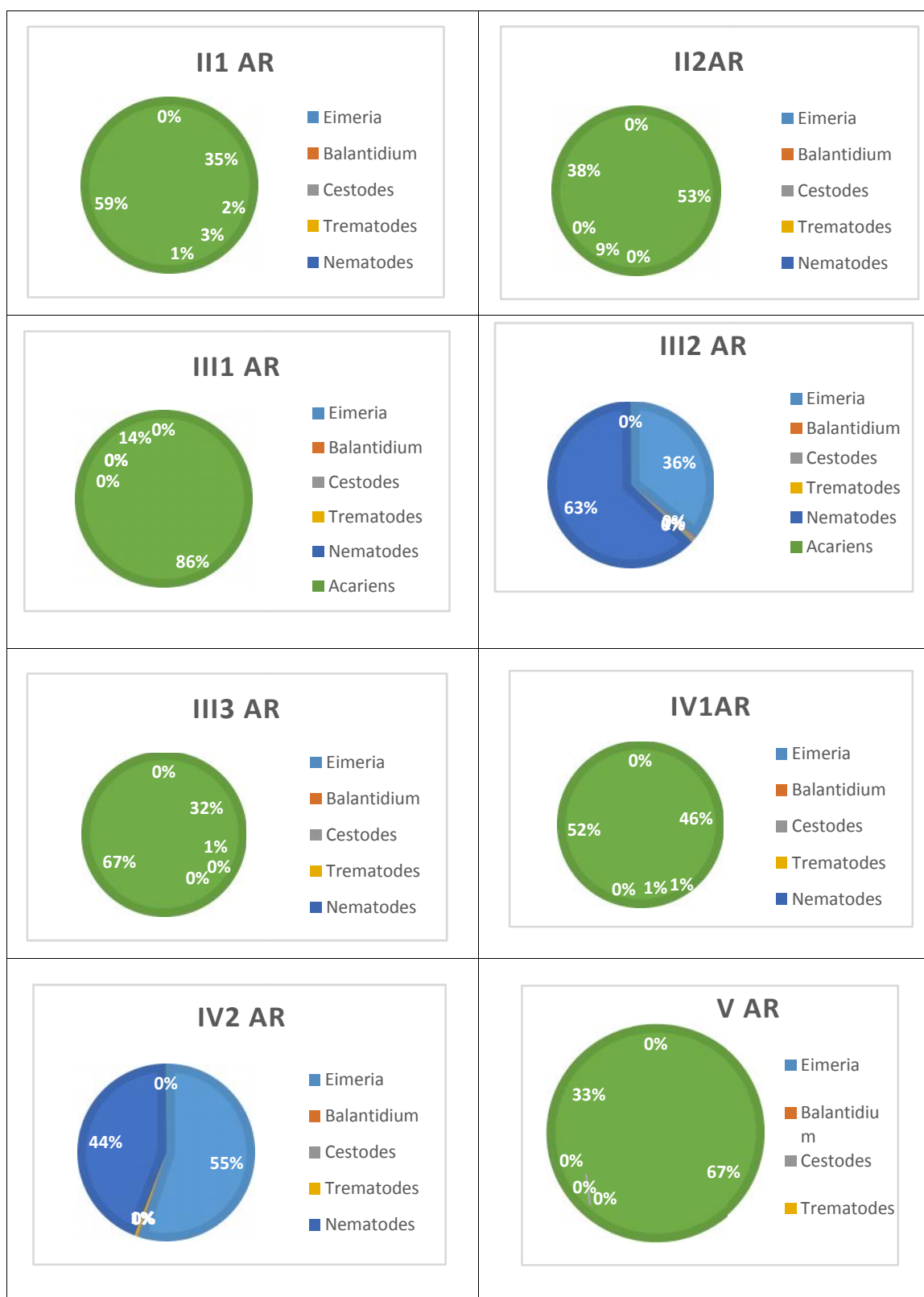


Figure34: Représentations graphiques des abondances relatives de chaque catégorie de parasite par mois.

Chapitre III : Résultats et discussion

D'après la figure 34, nous avons noté qu'en début de mois de février l'abondance relative des nématodes (59%) est plus élevée que celle des coccidies (35%). Par contre vers la fin de ce mois c'est le contraire, le pourcentage des *Eimeria sp* augmente pour atteindre 53% et les nématodes diminuent jusqu'à 38%. Ensuite, le début de mois de mars est marqué par une abondance relative très importante de 86% pour Eimeriidae contre seulement 14 % pour les nématodes. Vers mi et la fin de ce mois ce pourcentage des coccidies diminue considérablement jusqu'à 32% et celui des nématodes augmente pour atteindre les 67%. Puis, tout au long de mois d'avril et en début de mai l'abondance relative des coccidies est très élevée. Elle est de 46% au départ. Puis, elle augmente pour y' arriver à 67%. En revanche, les pourcentages des nématodes diminuent respectivement, 52%, 44% et 33%.

Enfin, l'abondance relative des cestodes, des trématodes et des acariens quant à elle, elle est vraiment trop faible ou nulle tout au long de la période d'étude.

3.2.3. Exploitation des résultats coprologiques par une méthode d'analyse statistique

La méthode d'analyse statistique des endoparasites est représentée par l'analyse parasitologique par la prévalence et l'intensité moyenne. Nous avons utilisé également le test de Khi 2.

3.2.3.1. Les indices parasitaires

Les prévalences et les intensités moyennes des endoparasites rencontrés dans les excréments par la technique de flottaison sont regroupées dans le tableau 16 et la figure 35. Cette analyse est réalisée à l'aide d'un logiciel Quantitative parasitology V3.0 (Rozsa *et al.*, 2000).

Tableau 16 : Les prévalences, les intensités et les taux d'infestations des caprins pour chaque catégorie de parasite.

Espèces	L'état de l'hôte		Prévalence (%)	Intensité	
	Totale	Infesté		Moyenne	Médiane
<i>Acaria sp.</i>	8	2	25,0	1,0	1,0
<i>Balantidium sp.</i>	8	7	87,5	3,6	4,0
<i>Cestoda sp.</i>	8	8	100,0	9,4	9,0
<i>Eimeria sp.</i>	8	8	100,0	482,1	493,5
<i>Nematoda sp.</i>	8	8	100,0	448,9	403,0
<i>Trematoda sp.</i>	8	5	62,5	2,4	2,0

D'après ce tableau 16, nous avons remarqué que sur un total de 8 échantillons, seulement 2 échantillons (25%), sont infestés par des acariens. Ces derniers appartiennent à la classe des

Chapitre III : Résultats et discussion

espèces satellites. 87,5% (7 échantillons) sont représentés par les *Balantidium* sp suivis par les trématodes avec 62,5% (5 échantillons). En parallèle l'infestation par les cestodes, les nématodes et les coccidies était gale à 100%. L'ensemble des échantillons dont la prévalence est supérieure à 50% appartient à la classe des espèces dominantes (**Fig. 35**).

Les données des intensités ont subi une transformation logarithmique afin de respecter la règle de normalité selon la loi de la variation des parasitismes en fonction de la taille. En ce qui concerne l'intensité moyenne, elle croit progressivement entre 1 et 9,4 pour les acariens, les trématodes, les balantidiums et les cestodes. Cettedernière ont une intensité moyenne très faible. Tandis que l'intensité moyenne des nématodes est de 448,9, suivi par les coccidies avec 482,1. Ces deux dernières appartiennent à l'intensité moyenne élevée.

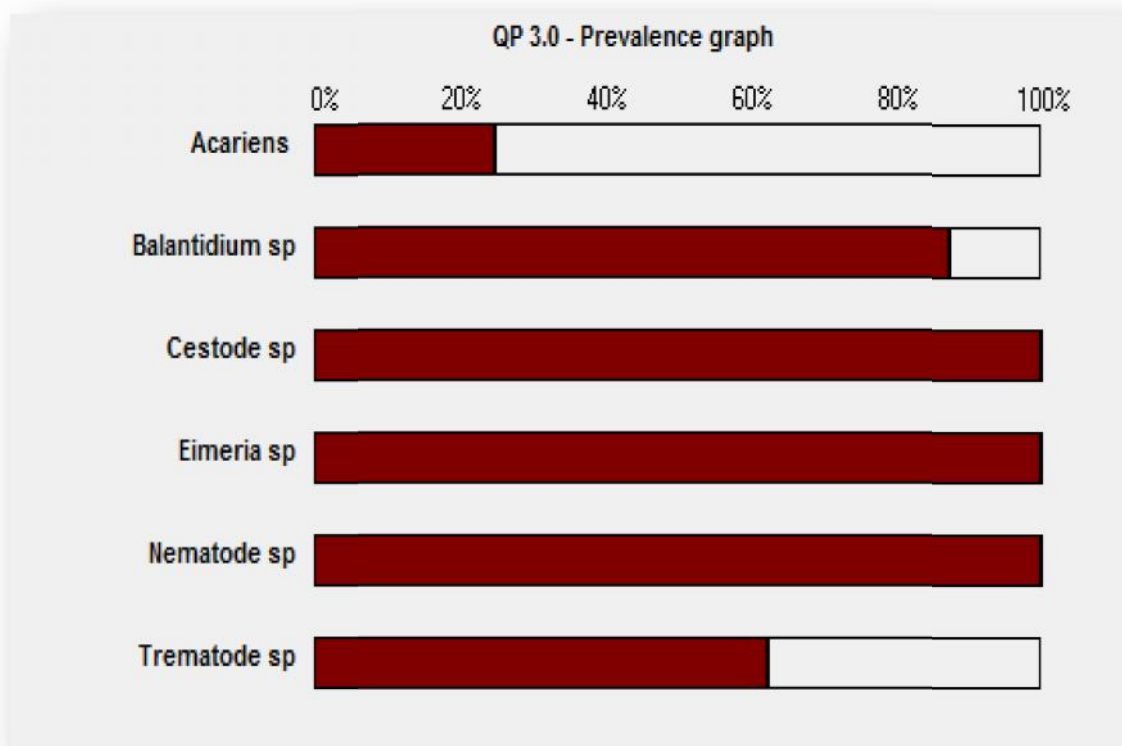


Figure35 : Graphe des prévalences des endoparasites trouvée par la technique de flottaison chez les caprins avec un logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0).

3.2.3.2. Test du Khi-2

Le Test du Khi-2 d'indépendance appliquée dans le but de comparer entre le nombre des endoparasites et les mois (Tab. 17).

Chapitre III : Résultats et discussion

Tableau 17: Les indices de χ^2 (Khi-2)

	Khi-2 observé	Khi-2 théorique	Ddl	Probabilité
Test khi-2	1271.929	49.802	35	0.0001

Les résultats du test de Khi-2, montre qu'il existe une dépendance significative entre les endoparasites et la période d'étude. Le Khi-2 observé égal à 1271.929, étant supérieur au Khi-2 théorique lui-même étant égal à 49.802 (Ddl =35; $p = 0.0001$; $0.0001 < 0.05$).

Le Test du Khi-2 d'indépendance appliquée dans le but de comparer entre le nombre des endoparasites et le sexe des caprins, mâles et les femelles (Tab. 18).

Tableau 18 : Les indices de χ^2 (Khi-2)

	Khi-2 observé	Khi-2 théorique	Ddl	Probabilité
Test khi-2	793.186	11.070	5	0.0001

Les résultats du test de Khi-2 montre qu'il existe une dépendance significative entre les endoparasites des mâles et ceux des femelles. Le Khi-2 observé égal à 793.186 étant supérieur au Khi-2 théorique lui-même étant égal à 11.070 (Ddl =5; $p = 0.0001$; $0.0001 < 0.05$).

3.3. Résultats de l'identification des ectoparasites

Cette partie regroupe les résultats des ectoparasites des caprins retrouvés dans la région d'étude entre février et mai 2016.

3.3.1. Liste systématique des ectoparasites trouvés dans la région d'étude

L'identification des différentes espèces d'ectoparasites collectés sur les caprins, sont regroupés dans le tableau 19.

Tableau 19 : Systématique des ectoparasites des caprins.

Phylums	Classes	Ordres	Familles	Espèces	Nom commun
Arthropodes	Arachnida	Ixodida	Amblyommidae	<i>Rhipicephalus pusillus</i>	Tique
				<i>Rhipicephalus bursa</i>	
	Insecta	Siphonaptera	Puliciae	<i>Ctenocephalides felis</i>	Puces
				Phthiraptera	Linognathidae

Chapitre III : Résultats et discussion

Nous avons inventorié 4 espèces d'ectoparasites, appartenant à 1 phylum, 2 classes, 3 ordres et 3 familles. L'ordre des Ixodida est le mieux représenté avec 2 espèces, suivi par les ordres des Siphonaptera et Phtiraptira avec une espèce chacun (**Fig. 36**).










		
<i>Rhipicephalus pusillus</i> (Femelle)	<i>Rhipicephalus pusillus</i> (Mâle)	<i>Rhipicephalus pusillus</i> (Femelle gorgée)
		
<i>Rhipicephalus pusillus</i> (Mâle)	<i>Rhipicephalus bursa</i> (Mâle)	<i>Ctenocephalides felis</i> (Femelle)
		
<i>Linognathus africanus</i> (Mâle)	<i>Linognathus africanus</i> (nymph)	<i>Linognathus africanus</i> (Femelle)

Figure 36 : Les différents ectoparasites retrouvés chez les caprins (**Photos originales**).

Chapitre III : Résultats et discussion

3.3.2. Répartition des ectoparasites selon le stade de développement

Les effectifs des ectoparasites selon les stades de développement sont regroupés dans le tableau 20.

Tableau 20 : Présentation des nombres des ectoparasites selon le stade de développement.

Parasites	Espèces	Stade de développement des ectoparasites		
		Nymphes	Adultes	
			Mâles	Femelles
Tiques	<i>Rhipicephalus pusillus</i>	/	5	4
	<i>Rhipicephalus bursa</i>	/	2	1
Puces	<i>Ctenocephalides felis</i>	/	0	4
Poux	<i>Linognathus africanus</i>	33	6	14
Totale	4	33	13	23

/ : Absence de l'ectoparasite

Nous avons trouvé au totale 33 nymphes, 23 femelles et 13 mâles d'ectoparasites, répartis entre tiques, puces et poux. Chez les tiques les deux espèces sont représentées par des adultes avec un effectif total de 12 entre les mâles et femelles. Quant aux puces, elles sont représentées par 4 femelles adultes. Les poux présentent les plus grands effectifs, avec 69 individus dont 33 sont des nymphes et 20 adultes.

3.3.3. La richesse totale et la richesse moyenne

Les valeurs de la richesse totale et de la richesse moyenne sont mentionnées dans le tableau 21.

Tableau 21 : La richesse totale et moyenne des ectoparasites.

Les indices	S	Sm
Les valeurs	4	2

S : richesse totale ; Sm : richesse moyenne.

La richesse totale des ectoparasites est de 4 espèces contre 2 pour la richesse moyenne.

Chapitre III : Résultats et discussion

3.3.4. L'abondance relative

Les résultats des abondances relatives des espèces trouvés sont donnés dans le tableau 22(Annexe) et la figure 37.

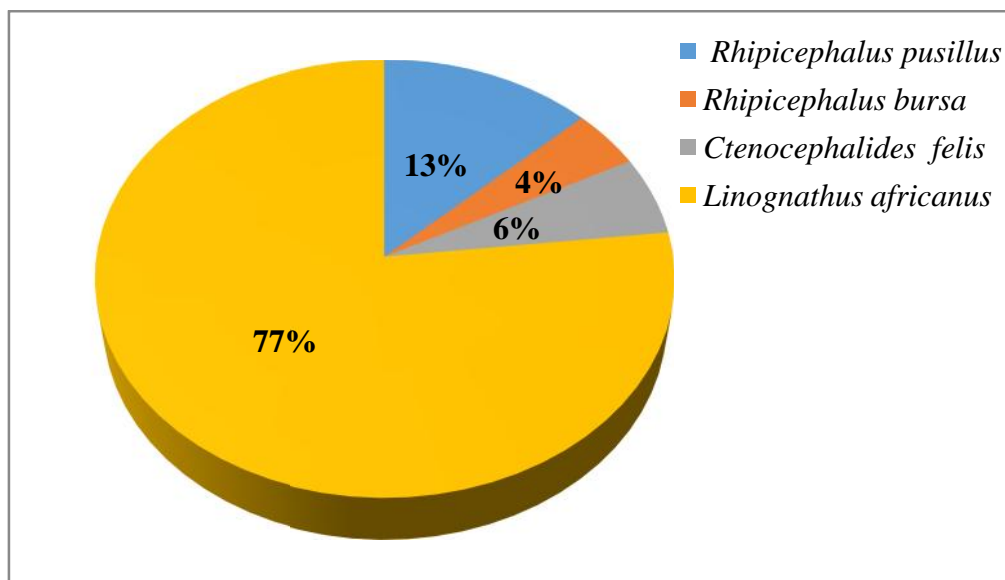


Figure 37: Les abondances relatives des ectoparasites chez les caprins.

D'après la figure 37, l'abondance relative de *Linognathus africanus* (poux) est la plus répondeu avec un pourcentage de 77%, suivi par *Rhipicephalus pusillus* (tique) avec 13%, ensuite par *Ctenocephalides felis* (puce) avec 6% et enfin par *Rhipicephalus bursa* (tique) avec 4% seulement.

3.3.5. Les variations de la taille des poux

La taille des poux varie d'un stade de développement à un autre. Les mensurations de ces derniers sont regroupées dans le tableau 23 (annexe) ainsi que la figure 38. Les moyennes et les Ecart-types sont représentés dans le tableau 24.

Tableau 24 : les Moyennes et les Ecart-types de la taille des poux selon leurs stades de développement en mm

Stade de développement	Nymphes	Mâles	Femelles
Moyenne	1,35	1,7	2,24
Ecart-type	0,25	0	0,14

Chapitre III : Résultats et discussion

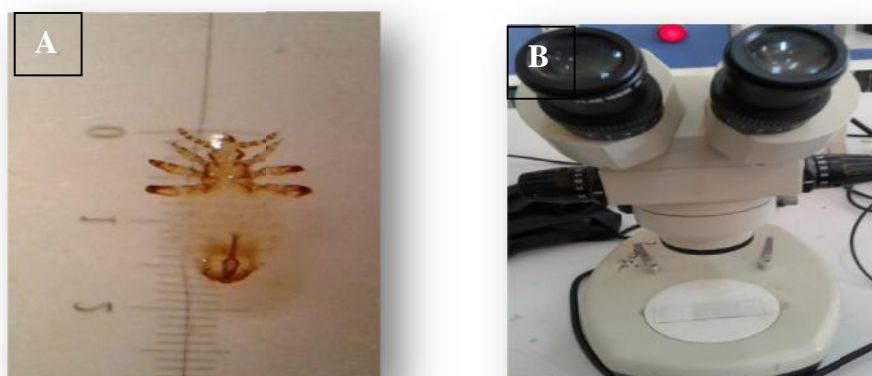


Figure 38: Mesuration des poux (Photos originales).

A : Lame de mensuration ; **B :** Observation sous loupe binoculaire

La moyenne de la longueur des poux se situe entre 1,35 et 2,24 mm pour les différents stades de développement. Elle est de $1,35 \pm 0,25$ mm pour les nymphes, de $1,7 \pm 0$ mm pour les mâles et de $2,24 \pm 0,14$ mm pour les femelles.

3.3.5.1. Les variations de la taille des poux selon le stade de développement et le sexe

Les différences de la longueur des poux selon leur stade de développement ainsi que le sexe sont analysés par le logiciel Statview et exposées dans les graphes justes-après :

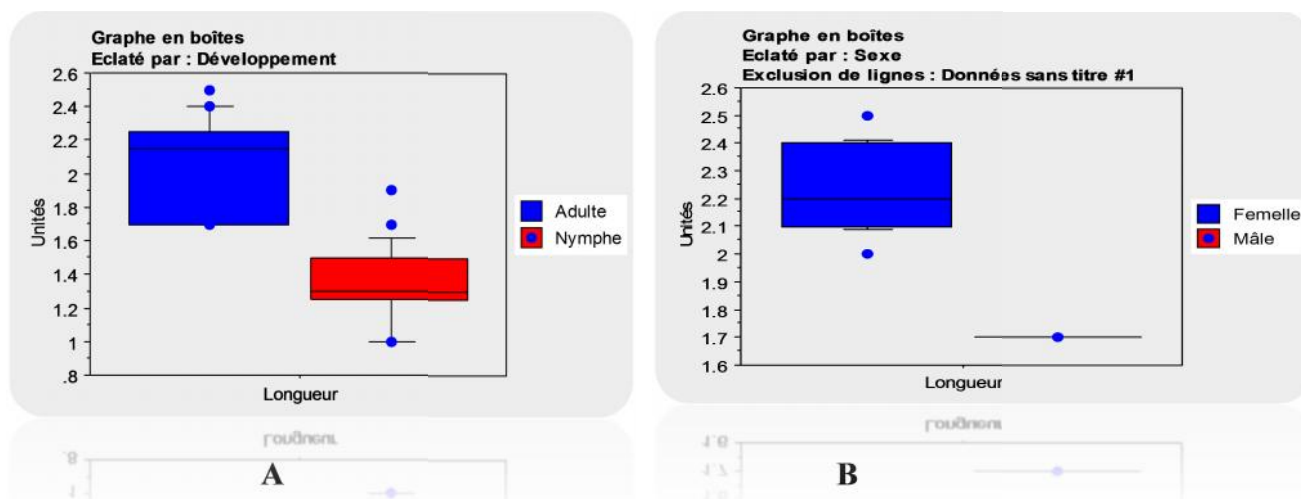


Figure 39 : Variation de la taille entre les nymphes et les adultes (A), et entre les mâles et femelles (B).

Selon la figure 39, la taille des poux est développée beaucoup plus au stade adulte, qu'au stade nymphe, ainsi que chez les femelles que les mâles (1,7mm).

Chapitre III : Résultats et discussion

3.4. Résultats de l'analyse sanguine

Pendant la période d'étude, des prélèvements sanguins ont été effectués sur 19 caprins, dont 12 sont des femelles et 7 des mâles. L'observation et la lecture des frottis sanguins sont faites par l'assistance du Professeur Aissi du laboratoire de parasitologie à l'ENSV. Les résultats de ces analyses sont représentés dans le tableau 25 (Annexe) et les figures 40, 41 et 42.

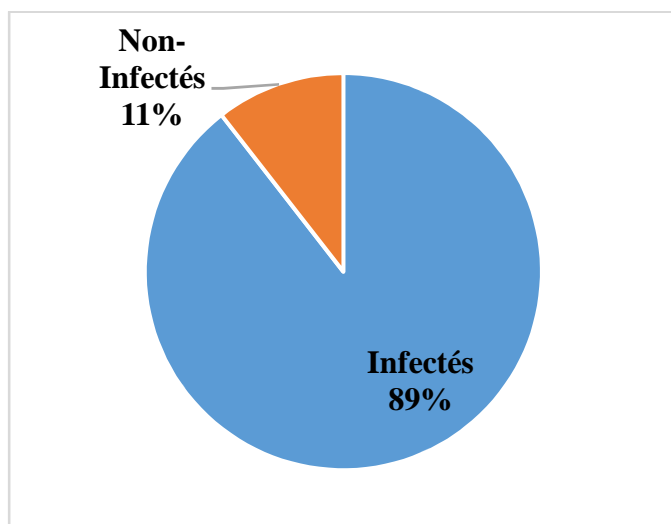


Figure 40 : Prévalence des caprins infectés

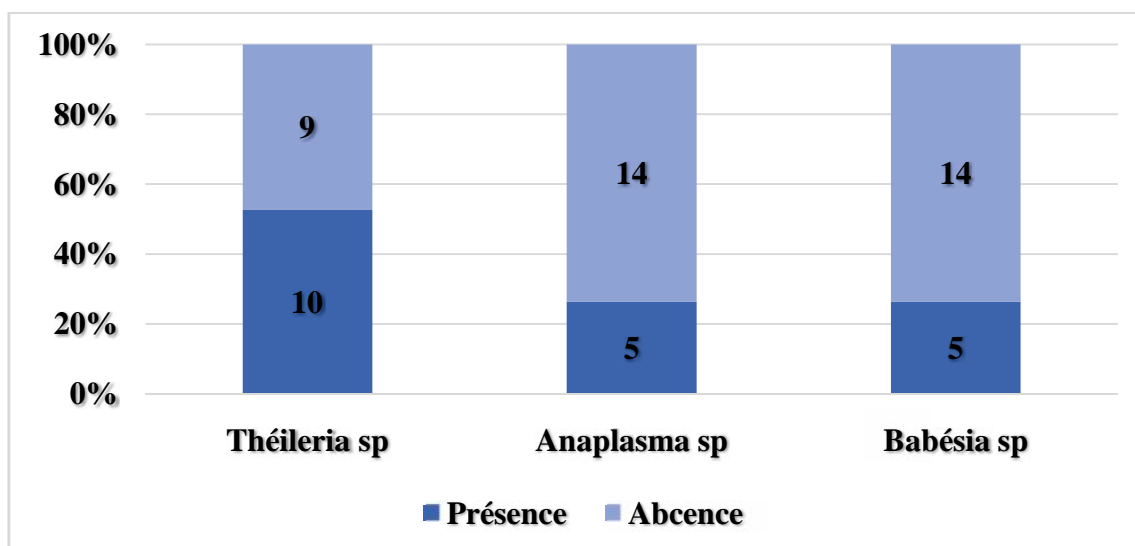


Figure 41 : Nombre de caprins infectés selon les espèces de parasites sanguins retrouvés.

D'après les figures 40, 41 et 42 ; ainsi que le tableau 25 (Annexe), nous avons constaté que 03 espèces parasitaires étaient présentes chez 17 caprins (89%). Ces espèces sont représentées par *Theileria sp*, *Anaplasma sp*, *Babesia sp*, *Theileria sp* été la plus répandue avec

Chapitre III : Résultats et discussion

une prévalence de 10 caprins, suivi par *Anaplasma* sp et *Babesia* sp avec des effectifs égaux de 5 caprins.

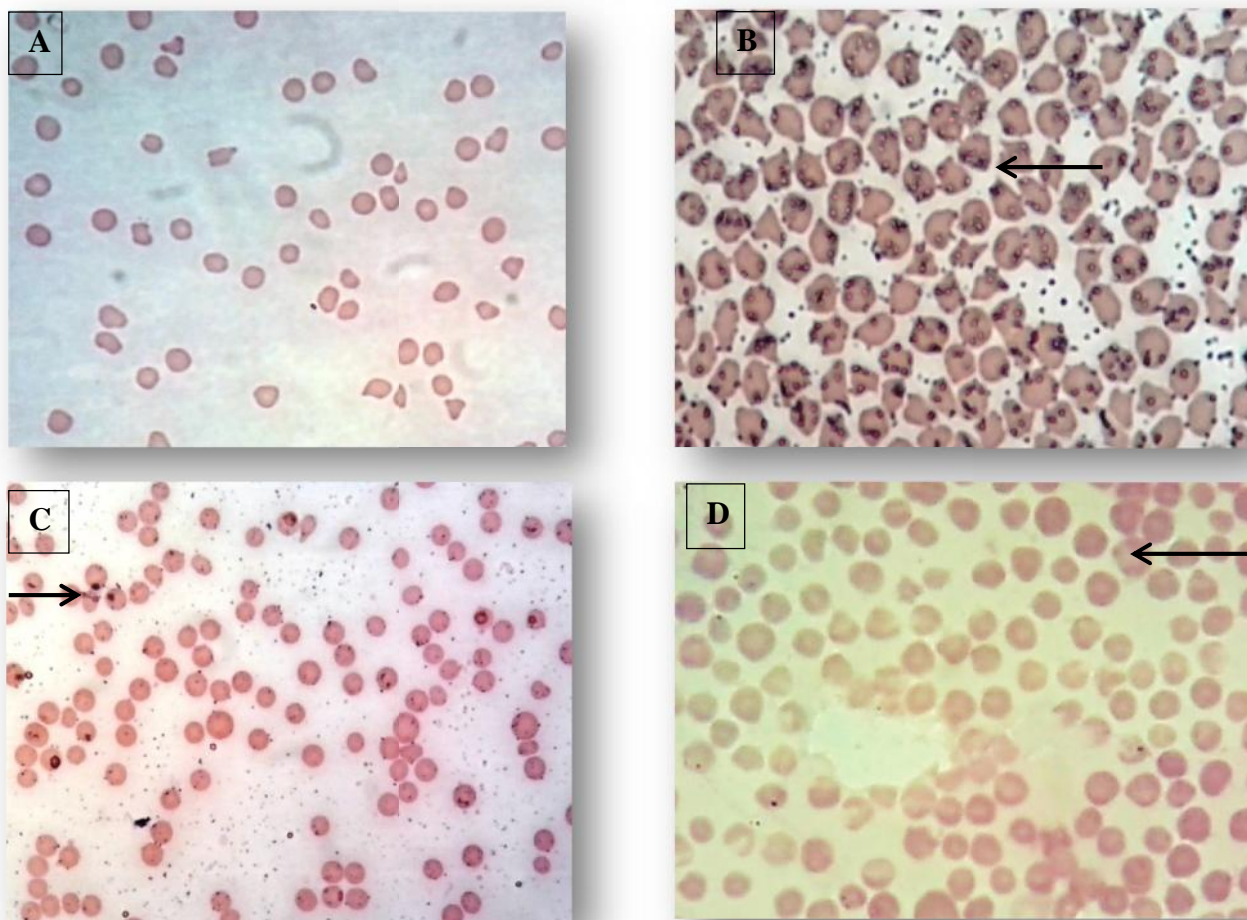


Figure42 : Frottis sanguins infectés par des parasites (**Photos originales**)

A. Sang sain; B. *Babesia* sp; C. *Theileria* sp; D. *Anaplasma* sp.

3.5. Exploitation des résultats des analyses biochimiques de sang

Les analyses biochimiques du sérum, ont concerné le dosage du calcium et du cholestérol. Les résultats sont donnés dans le tableau 26.

D'après le tableau 26, nous avons constaté que chez les femelles non infectés la concentration du Calcium varie entre 0,09 et 0,12 g/l, alors que chez les femelles infectées, ce taux varie entre 0,02g/l et 0,12g/l. Chez les mâles infectés le taux de calcium varie entre 0,02 g/l et 0,14g/l.

Chapitre III : Résultats et discussion

Pour les taux du cholestérol chez les femelles non infecté, ils varient entre 0,03g/l et 0,09g/l, par contre chez les femelles infectées, il est entre 0,03g/l et 0,39g/l. Chez les mâles infectés, ils varient entre 0,03g/l et 0,13g/l.

Tableau 26: Concentration du calcium et du cholestérol en fonction des hôtes.

Hôtes	Calcium g/l	Cholestérol g/L	Etat de l'animal
Femelle 1	0,024	0,059	Infecté
Femelle 2	0,023	0,07	Infecté
Femelle 3	0,023	0,051	Infecté
Femelle 4	0,024	0,392	Infecté
Femelle 5	0,024	0,04	Infecté
Femelle 6	0,023	0,032	Infecté
Femelle 7	0,023	0,035	Infecté
Femelle 8	0,124	0,031	Non infecté
Femelle 9	0,088	0,087	Infecté
Femelle 10	0,088	0,09	Non infecté
Femelle 11	0,108	0,068	Infecté
Femelle 12	0,127	0,117	Infecté
Mâle1	0,022	0,025	Infecté
Mâle2	0,101	0,033	Infecté
Mâle3	0,139	0,125	Infecté
Mâle4	0,06	0,062	Infecté
Mâle5	0,095	0,052	Infecté
Mâle6	0,123	0,095	Infecté
Mâle7	0,105	0,068	Infecté

Chapitre III : Résultats et discussion

Discussion générale

Cette partie s'intéressera essentiellement à la discussion des résultats obtenus par les différentes méthodes et techniques utilisés ainsi que tous les types des indices employés pour les différentes catégories de parasites : les endoparasites, les ectoparasites et les parasites du sang des caprins dans la région de Tizi-Ouzou entre février et mai 2016.

En Algérie peu de travaux ont été menés sur les infestations parasitaires des ruminants, et ils se sont intéressés beaucoup plus aux ectoparasites. Parmi eux **Zeghdoudi et al. (2015)** à Tébessa et **Kelailia (2015)** à Blida. De ce fait, nous avons traité deux aspects, l'identification et la quantification des endoparasites, des ectoparasites ainsi que les parasites du sang, afin d'établir une comparaison sur les diversités parasitaires chez les caprins. Pour cela, nous se référerons à d'autres travaux antérieurs réalisés par différents auteurs dans d'autres pays ou en Algérie.

Pendant la période d'étude, nous avons échantillonné des excréments d'un poids moyen de 0,71 g, d'une longueur moyenne de 1,33 mm et d'une largeur moyenne de 0,94 mm. Alors que **Renou (2012)** a parlé sur la morphologie de ces crottes à l'état normal et en cas de pathologie, ainsi que leurs odeurs chez le mâle et chez la femelle.

Les endoparasites retrouvés par la technique de flottaison dans les excréments ramassés, sont au nombre de 32 espèces, appartenant à 5 embranchements, 6 classes, 10 ordres et 16 familles. Les principaux parasites identifiés sont *Haemonchus sp.*, *Trichostrongylus sp.*, *Cooperia sp.*, *Oesophagostomum sp.*, *Bunostomum sp.*, *Trichuris sp.*, *Chabertia sp.*, *Ostertagia sp.*, *Nematodirus sp.*, *Strongyloides sp.*, *Ankylostoma sp.*, *Strongylus sp.*, *Enterobius sp.*, *Ascaris sp.* et *Toxocara sp.* pour les nématodes ; *Moniezia sp.*, *Hymenolepis sp.*, *Taenia sp.*, et *Echinococcus sp.* pour les cestodes ; *Fasciola sp.* et *Bilharzia sp.* pour les trématodes. Ces résultats conviennent à ceux donnés par **Duval (1994)** au Canada. A Burkina Faso, **Ouattara et al. (2001)** ont identifiés 12 espèces, dont 2 sont différentes de ce que nous avons trouvés. Il s'agit d'*Avitellina centripunctata*, *Stilesia globipunctata* pour les cestodes. L'étude épidémiologique du parasitisme menée en Guinée sur 102 caprins de race Djallonké par **Barry et al. (2002)**, a révélé la présence de 11 espèces d'helminthes *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Oesophagostomum columbianum*, *Cysticercus tenuicollis*, *Trichostrongylus axei*, *Cooperia sp.*, *Trichuris ovis*, *Moniezia sp.*, *Gaigeria pachyscelis*, *Strongyloides papillosus* et *Paramphistomum sp.*, dont 3 espèces ne sont pas communes à ce que nous avons trouvés. Dans la région centrale de Togo, l'étude parasitologique transversale menée sur 226 échantillons d'origine caprine de la zone a

Chapitre III : Résultats et discussion

permis le diagnostic des nématodes gastro-intestinaux, représentés par *Trichostrongylus sp.*, *Cooperia sp.* et *Haemonchus sp.*. En outre, des nématodes pulmonaires des *Protostrongylus rufescens* ont été rencontrés, ainsi que le cestode *Moniezia sp.*. Les trématodes ont été représentés par *Paramphistomum sp.* et *Dicrocoelium sp.*

Les coccidies identifiées sont représentées par 9 espèces, *Eimeria alijevi*, *Eimeria arloingi*, *Eimeria jolchijevi*, *Eimeria christenseni*, *Eimeria ninakohlyakimovae*, *Eimeria apsheronica*, *Eimeria hirci*, *Eimeria caprina* et *Eimeria caprinova*. Selon **Taumba (1989)**, en Cameroun, le nombre des espèces de coccidies chez les caprins est de 10. Alors que selon le GDS (Sd), douze sortes de coccidies avec 2 espèces pathogènes *Eimeria arloingi* et *Eimeria ninakohlyakimovae*.

Nos résultats font clairement apparaître une prédominance des strongles digestifs et des coccidies retrouvés dans presque la totalité des échantillons analysés. Cela corrobore avec les résultats de **Chartier (1996)** qui trouve 100.000 oocystes par gramme de fèces, et avec les résultats de **Lamrioui (2012)**. En effet, ce dernier auteur ayant travaillé au Maroc, il trouve pendant son enquête coprologique sur une espèce de nématode (*Trichostrongylus sp.*), une infestation massive sur les caprins.

Notre étude a révélé une importante prévalence pour les nématodes avec un pourcentage de 100%, de même que pour les coccidies et les cestodes. Ils sont suivis par *Balantidium sp.* avec 87,5%, puis les trématodes avec 62,5% et enfin les acariens avec 25% seulement. Ces prévalences sont supérieures à celles trouvées dans la zone périurbaine de Sokodé au Togo par **Bastiaensen (2003)**. Il a mené une étude où il a diagnostiqué une prévalence de 31% pour les coccidies et de 85% pour les nématodes gastro-intestinaux et 10% pour les trématodes *Paraphistomum sp.* et *Dicrocoelium sp.*. Les résultats de **Berrag et al., (1996)** au Maroc, sont différents à ceux que nous avons trouvés avec des pourcentages de 49,12% pour *Teladorsagia sp.*, 42,66% pour *Trichostrongylus sp.*, 8,22% pour *Haemonchus contortus*, 62% pour *Nematodirus sp.* Et pour *Trichuris sp.*, *Oesophagostomum sp.* et *Chabertia sp.*, les pourcentages sont respectivement 67%, 30% et 3%. Au Sénégal **Ndao et al. (1995)** ont retrouvés des pourcentages élevés pour les différentes espèces de nématodes, ce qui est semblable à nos résultats. Il signale 92% pour *Haemonchus sp.* et *Strongyloides sp.*, 78% pour *Oesophagostomum sp.*, 49% pour *Trichuris sp.* et *Cooperia sp.* et enfin 4% pour *Trichostrongylus sp.*

Les ectoparasites identifiés appartiennent à l'embranchement des arthropodes répartis en 2 classes, 3 ordres et 3 familles, dont les noms communs sont : tiques, puces et poux. Les espèces sont *Rhipicephalus pusilus*, *Rhipicephalus bursa*, *Ctenocephalides felis* et *Linognathus*

Chapitre III : Résultats et discussion

africanus. Nos résultats ressemblent aux résultats de **Berrag et al. (1996)**, ayant travaillé dans la région de Chefchaoun au Maroc avec une différence des espèces trouvées et les puces qui étaient absentes. Ils signalent une faune fondamentalement constituée par les Ixodidés (tiques) et les mallophages (poux). Parmi les tiques identifiées, il a trouvé *Rhipicephalus* sp et parmi les poux *Damalinia* sp. A Tébessa, **Zeghdoudi et al. (2015)** ont identifié des tiques du genre *Rhipicephalus* sp sur 60 caprins. Ces résultats corroborent avec ce que nous avons trouvé sur les tiques. Par contre à Blida, **Kelailia (2015)** a trouvé une espèce de puce de plus par rapport à nos résultats chez les caprins. Elles sont *Ctenocephalides felis* et *Ctenocephalides canis* et une espèce de poux *Linognathus* sp.

Les frottis sanguins réalisés ont révélé la présence de 3 espèces de parasites *Theileria* sp, *Babesia* sp et *Anaplasma* sp. Toutes les études qui suivent corroborent avec nos résultats. D'abord, selon l'étude de **Sebastien et al. (2002)**, les infections à *Anaplasma* sp. existent chez les ruminants domestiques. Ensuite, d'après **Collot (2010)**, *Babesia* sp est présente chez les bovins à Nancy. Enfin, selon **Gueye (1994)** au Sénégal les hémoparasites qui existent chez les ovins et les caprins sont *Theileria ovis*, *Trypanosoma vivax*, *Trypanosoma congolense*, *Anaplasma bovis*.

Les analyses biochimiques du sérum du sang, ont porté sur 02 paramètres le Calcium et le Cholestérol. Nous avons constaté que chez les femelles non infectées la concentration du Calcium varie entre 0,09 et 0,12 g/l. Alors que chez les femelles infectées, ce taux varie entre 0,02g/l et 0,12g/l. Chez les mâles infectés le taux de calcium varie entre 0,02 g/l et 0,14g/l. Pour les taux du cholestérol chez les femelles non infectées, ils varient entre 0,03g/l et 0,09g/l. Par contre, chez les femelles infectées, il est entre 0,03g/l et 0,39g/l. Chez les mâles infectés, il varie entre 0,03g/l et 0,13g/l. Ces taux du cholestérol sont inférieurs à ceux retrouvés par **Ndoutamia (2005)** au Tchad chez 4 races de caprins. Le taux est de $1,69 \pm 1,17$ g/l chez la race Sahélien, de $1,56 \pm 1,33$ g/l chez la race Kirdimia et de $1,30 \pm 0,50$ g/l chez la race BET. D'après **Orliac (1980)**, les taux du calcium, est de 97mg/l.



Conclusion générale

Conclusion générale

Notre travail qui porte sur les parasites gastro-intestinaux, les ectoparasites et les parasites du sang des caprins dans la région de Tizi-Ouzou pendant la période allant du mois de février jusqu'au mois de mai 2016, au laboratoire de zoologie à l'ENSV, nous a permis d'identifier 32 espèces endo-parasitaires par les techniques qualitative de flottaison et quantitative de McMaster. Ces espèces sont répertoriées dans 5 embranchements, 6 classes, 10 ordres et 16 familles. Nos résultats font clairement apparaître une prédominance des strongles digestifs et des coccidies retrouvés dans presque la totalité des échantillons analysés avec des prévalences de 100% pour les deux classes, suivi par les *Balantidium* avec 87,5%, puis les trématodes avec 62,5%, et enfin les acariens avec 25% seulement.

Les ectoparasites identifiés appartiennent à l'embranchement des arthropodes répartis en 2 classes, 3 ordres et 3 familles, dont les noms communs sont, les tiques, les puces et les poux. Les espèces recensées sont *Rhipicephalus pusilus*, *Rhipicephalus bursa*, *Ctenocephalides felis* et *Linognathus africanus*. La prédominance concerne les poux avec un effectif de 69 individus.

L'utilisation de la coloration M.G.G., a révélé la présence de 3 espèces de parasites sanguins, *Theileria sp*, *Babesia sp* et *Anaplasma sp*.

Les analyses biochimiques du sérum de sang, porte sur le Calcium et le cholestérol. Les résultats sont donnés dans des intervalles qui prennent en considération l'infestation de l'animal. Ces taux du Calcium varient entre 0,09 et 0,12 g/l pour les femelles non infectées. Alors que chez les femelles infectées, ce taux varie entre 0,02g/l et 0,12g/l. Chez les mâles infectés, le taux de calcium varie entre 0,02 g/l et 0,14g/l. Pour les taux du cholestérol chez les femelles non infectées, ils varient entre 0,03g/l et 0,09g/l. Par contre chez les femelles infectées, il est entre 0,03g/l et 0,39g/l. Chez les mâles infectés, il varie entre 0,03g/l et 0,13g/l.

En perspectives d'avenir, il serait nécessaire de mener cette étude au niveau de tout le territoire national, de prendre en considération la taille de l'échantillon, ainsi que l'âge, le sexe, la race et l'état physiologique de chaque individu de caprin. D'utiliser des méthodes et des techniques très spécialisées pour l'identification de chaque espèce de parasite, telle que la PCR et les coupes histologiques, afin d'établir un inventaire complet sur ce que la chèvre peut héberger comme parasite en Algérie.



Références bibliographiques

Référence bibliographique

- [1] **Alexandre G., Cabaret J., Mahieu M., Mercier M., Nicourt C., 2015.** *Vision d'éleveur et visions techniques du parasitisme par les strongles chez les caprins en Guadeloupe.* *Renc. Rech*, 22, 34p.
- [2] **Allal M., 2014.** Le cheptel national dépasse 34 millions de têtes *L'Econews*, 1p.
- [3] **Amroun T.T. et Zerrouki N., 2014.** Caractérisation de la composition biochimique du lait de chèvres kabyles élevées en région montagneuse en Algérie. *Renc. Rech*, 21, 293p.
- [4] **Audigie, C-I., Dupont, G. et Zonszain, F. 1992.** *Principes des méthodes d'analyse biochimique.* 3^e édition. Paris : Doin. 173p.
- [5] **Barry A.M., Pandey V.S., Bah S., Dorny P., 2012.** Etude épidémiologique des helminthes gastro-intestinaux des caprins en Moyenne Guinée. *Revue Élev. Méd. Vét. Pays trop.*, 2002, 55 (2) : 99-104p.
- [6] **Bastiaensen P., Batawui K., Boukaya A., Hendrickx G., Napala A., 2003.** Parasitisme des petits ruminants dans la zone périurbaine de Sokodé, Togo. II. Caprins. *Revue Élev. Méd. vét. Pays trop* : 51-56 p.
- [7] **Beaucouneu J.-C. et Launay H., 1990.** *Les puces*. Ed. Fédération Française des sociétés de science naturelles, Paris, 548p.
- [8] **Bentounsi B., Cabaret J., Couyed i., 2015.** Un strongle parasite mal connu des ovins des steppes : *Marshallagia marshalli*. *Renc. Rech*, 22, 37p.
- [9] **Berkane S., 2015.** *Contribution à l'étude de la coprologie chez le sanglier Sus scrofa (Linne, 1758) au niveau de la réserve de chasse de Zéralda. Mémoire d'ingénieur d'état en agronomie, Protection des végétaux – zoologie agricole et forestière*, E.N.S.A., 72p.
- [10] **Berragi B., Alaout Tahirj Y., Kichou F., Rhalem A., Sahibj H., 1996.** *Parasitoses caprines dans la région de Chefchaouen : épidémiologie et prophylaxie.* Actes Institut. Agronomique. Veto (Maroc), Vol. 16 (1): 11- 22p.
- [11] **Bey D., Laloui S., 2005.** *Les teneurs en cuivre dans les piols et l'alimentation des chèvres dans la région d'El-Kantra (Biskra).* Thèse. Doc. Vét. (Batna), 60p.
- [12] **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 : 295-303p.

Référence bibliographique

- [13]BLONDEL J., 1975.L'analyse des peuplements d'oiseaux–éléments d'un diagnostic écologique. La méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P). *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, Vol. 29, (4): 533-589p.
- [14]Bouattour A. , Camicas J.-L., Estrada-Pena A., Horak I.G., Latif A.A., Pegram R.G., Perston P.M., Walker A.R., 2013. *Ticks of domestic animals in Africa :a guide to identification of species*. Ed. ICTTD, UK, 221p.
- [15]Bouhsira E., 2014. *Role de ctenocephalides felis (bouche, 1835) [siphonaptera: pulicidae] dans la transmission de bartonella spp. [Rhizobiales: bartonellaceae] et moyens de contrôle* .Thèse de doctorat : Pathologie, Toxicologie, Génétique et Nutrition, Université de Toulouse, 201p.
- [16]Boukary M., Cosnier k. Frileux Y., Hoste H., Manolaraki F., Pardo E., Pommaret A., Thuault F., 2014. Colposcopies de mélange et de broyat : des outils développés pour améliorer le suivi des infestations par les nématodes du tube digestif chez les chèvres. *Renc. Rech*, 21, 339p.
- [17]Braun R., Coudert P., Eckert J., Shirley M.W., 1995. *Guidelines on techniques in coccidiosis research* .ECSC-EC-EAEC, Brussels ,282p.
- [18]Bussiéras J. et Chermette R., 1991. *Parasitologie vétérinaire*. Ed. Service de parasitologie école nationale vétérinaire, France ,163p.
- [19] Chartier C., Bushu M., et Lubingo M. ,1987. Principaux helminthes des petits ruminants. *Ann. Soc. Belge Med. Trop.* ,70 :65-75p.
- [20]Coffey L., Hale M., Wells A., 2004. *Parasites*. Ed. Attra Publication, Canada, 248p.
- [21] Collot M.-E. 2010. *La babesiose bovine, une zoonose à risque pour l'homme*. Mémoire Doctorat en Pharmacie., Faculté de pharmacie, HENRI POINCARÉ – NANCY ,115p.
- [22]Conboy G.A., et Zajac A.-M. 2011. *Veterinary Clinical parasitology*. Ed .Blackwell publishing, UK, 354p.
- [23]Combeau E., 2008. *Les hemoplasmes des ruminants : étude bibliographique* .Thèse de docteur vétérinaire, Médecine –Pharmacie, Université Claude –Bernard Lyon ,129p.
- [24] Corey J. –C., 1991. *La chèvre*. La maison Rustique –Paris ,256p.

Référence bibliographique

- [25] **Dahmani A. et Triki -Yamani R., sd.** *Atlas de cas cliniques vétérinaires - parasitose*. Ed. Nutriwest, volume I, 64 p.
- [26] **Dajoz, 2006.** *Précis d'écologie*. 8^{ème} édition, Dunod, Paris, 77p.
- [27] **Dinka A.A., Yacob H.T., Yelew T.A., 2008.** Ectoparasite prevalences in sheep and in goats in and around Wolaitasoddo, Southern Ethiopia . *Revue Productions Animales*, 159, 8-9 :450- 454 p.
- [28] **Doumenc V., 2003.** *Helminthofaune des caprins en saone-et-loire in fluence du pâturage mixte avec les bovins*. Thèse de docteur vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire, Toulouse, 98p.
- [29] **Dreux P.1980.** *Précis d'écologie* .Ed ; Presse univ. Français « le biologiste » Paris ,231p.
- [30] **Duval J., 1994.** Moyens de lutte contre les parasites internes chez les ruminants. *Copyright*, University Macdonald Campus, Canada, 1p.
- [31] **Elsheikha H.M. et Patterson J.S. 2013.** *Veterinary parasitology* .Ed .Taylore Francis group, New York, 256p.
- [32] **Emberger L.,1971.** *Considération complémentaire au sujet des recherches bi climatologique phytogéographique et écologique in « travaux Botanique et écologie »*.Ed. Masson et Cie, Paris ,291-301p.
- [33] **Feher et Desset,1970.** *Peut-on alimenter rationnellement les chèvres* .I.T .O.U.I.C.149, Rue deBerey-Paris,8p.
- [34] **Fourier A. 2006** .*L'élevage des chèvres*. Ed. Artémis, Slovaquie ,95p.
- [35] **Frileux Y., Hoste H., Gruner L., Koch C., Pommaret A., VanQuackebeke E., 1999.** *INRA Productions Animales*, Toulouse ,12(5) :377-389p.
- [36] **Gueye A.. 1994.** *Contribution à l'étude des tiques (Acarina, Ixodoidea) et des hemoparasites du bétail au Sénégal*. Thèse de doctorat en Sciences vétérinaires : Université de Paris-Sud Orsay, 210 p.
- [37] **Hafid N., 2006.** *L'influence de l'âge, de la saison et de l'état physiologique des caprins sur certains paramètres sanguins*. Mémoire de magister en sciences vétérinaires, Université HI-hadj Lakhdar – Batna, 74p.
- [38] **Hendrix C.-M. et Robinson,2006.** *Diagnostic parasitology for veterinary technicians*. Ed .Elsevier, China,285p.

Référence bibliographique

- [39]Hendrix C. - M. et Robinson,2012. *Diagnostic parasitology for veterinary technicians*. Ed .Elsevier, China, 392p.
- [40]Hocine. L., Gharbi K.,Mahmoudia S., 2015.*Etudes des parasites de Frenece Vulepeszerda vivant en captivité dans le jardin d'Essai d'Elhamma*.Master en biologie .Mémoire de master en biologie : Parasites, Biologie, Ecologie et Environnement ,Université de Bab Ezzouar USTHB,39p.
- [41] Kazdaghlia,2011.*Elabration d'un recueil de données de référence en élevage caprin*. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de médecine Créteil ,239p.
- [42]KeliiallaS.S. , 2015.*Contribution à l'étude des ectoparasites des animaux domestiques dans la région de Blida* .Mémoire de master II en Biologie ,Entomologie médical ,Université de Blida , 88p.
- [43] Kemp R.-L., Sloss. M.-W., Zajac A., 1994.*Veterinary clinical parasitology*.Ed.Blackwellpublishing. Ed .Blackwell publishing UK, 197p.
- [44] Lacroux C., Andreoletti O., Chartier C., Rieux A., Corbiere F., Cremoux R., Ehrhardt N., Hoste H., Mercier P., Alvinerie A., Paraud C., Schelcher F., valas S., 2012.*Recherche en pathologie caprine : applications et perspectives*. Ed. INRA Productions Animales 25, 245-258 p.
- [45] Lamrioui D., BelghytiD.,Dress L.,Elkarrim J., MostafiJ.,2012. Prévalence et dynamique du nématode *Trichostrongylus* sp parasite des caprins dans la province de Figuig (Maroc).*Isproms*, Vol 5, Issue1, 5p.
- [46]Larpent J.P., 2007.*Les Tiques identification, biologie, importance médicale et vétérinaire*. Ed. TEC et DOC, Paris, 3416p.
- [47]Losson B., 2004.*Le parasitisme externe chez la chèvre*. Faculté de médecinevétérinaire, Université de Liège, Belgique ,4p.
- [48]Manallah I., 2012.*Caractérisation morphologique des caprins dans la région de Sétif* .Mémoire de Magister : Production Animale, Université de Sétif ,63p .
- [49] Ministre de l'agriculture et la pêche ,1996 . *Maladie et hygiène de l'élevage caprin*. Ed. Institut national de la médecine vétérinaire ,21p.
- [50] Meddour R., 2010. *Bioclimatologie, phytogéographie et phytosociologie en Algérie exemple des groupements forestiers et preforestiers de la Kabylie Djurdjurenne*. Thèse de docteur d'état en sciences Agronomique, Foresterie, Université M.M.T .U., 396p.

Référence bibliographique

- [51] Messoudi F., 2013. *Impacte de l'attractivité du tourisme balnéaire sur le développement urbain du littoral de wilaya de Tizi –Ouzou (Cas de la daïra de Tigzirt)*. Mémoire de master académique, Développement local, tourisme et valorisation de patrimoine, U.M.M.T.O., Alger, 106p.
- [52] Moula N., Ait kaki A., Antoine –Moussiaux N., Leroy P., Philippe F.-X., 2003. *Les ressources génétiques caprines en Algérie. Rapport national sur les ressources génétiques animales*, Algérie, 1p.
- [53] MOREL P.C., 1963. *Ixodides et Argasides d'Europe et d'Afrique. Institut d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux (Val de marne)*, 49p.
- [54] Mouhous A., Kadi A., Barbez F., 2015. *Stratégies adaptation des éleveurs caprins en zone montagneuse de Tizi –Ouzou (Algérie). European Scientific journal January*, 344p.
- [55] Ndao M., Belot J., Pfister K., Zinsstag J., 1994. *Epidémiologie des helminthes gastro-intestinales des petits ruminants dans la zone sylvo-pastorale au Sénégal. Veterinary Research, BioMed Central*, 26 (2) :132-139p.
- [56] Ouattara L., Dorchie PH., 2001. *Helminthes gastro-intestinaux des moutons et chèvres en zones subhumides et sahéliennes du Burkina Faso. Revue Productions Animales*, 152,2 :165-170p.
- [57] Orliac D., Gisèle et 1980. *Contribution à l'étude de la biochimie sanguine de dromadaires et de la chèvre Sahariens*. Ed. Dactylocopiecente, Toulouse, 31p.
- [58] Paulais A.-M., Chatelier D. et Gourreau J.-M., 2012. *L'élevage des chèvres*. Ed. France des agricole, Paris, 330p.
- [59] PEREZ-EID C., 2009. *Les tiques (Identification, biologie, importance médicale et vétérinaire. Revue MONOGRAPHI DE MICROBIOLOGIE*, 316p.
- [60] Pradel M., 2014. *Le guide de l'éleveur de la chèvre*. Brigitte- Peyrot, Lavoisier, Paris, 568p.
- [61] RAMADE, F. 1984. *Element écologique: ecologie fondamentale*. Paris: Mc Graw-Hill., 397p.
- [62] RAMADE F., 2009. *Eléments d'écologie : Ecologie fondamentale*. Ed. Dunod, Paris, 689p.

Référence bibliographique

- [63] **Renou C., 2012.** *Les particularités de l'élevage caprin : Guide à l'usage vétérinaire rural non spécialisée*. Thèse de doctorat en science vétérinaires : campus vétérinaire de Lyon, 92p.
- [64] **Rochette F., Thienpont D.,-Vanparijs O., 1979** . *Le diagnostic des verminoses par examen coprologique* .Ed. Janssen research fondation ,197 p.
- [65] **Rozette L., 2009.** Strongles digestifs et pulmonaires chez les caprins. *Santé animale*, Vol .28, 7p.
- [57] **Rozsa L., Reiczigel J. etMajoros G. 2000.**Quantifying parasites in samples of hosts.86, 228-232p.
- [58] **SimianeM., 1995.** *Lachèvre* .Ed .RusticaParis, 104p.
- [69] **Sébastien, Patrice, CHEVALIERC., 2002.***Contribution à l'étude des infections à Anaplasma phagocytophilum chez les ruminants domestiques*.Thèse de docteur vétérinaire .Thèse de doctoraten l'Enseignement et de la Vie Universitaire, Ecole Nationale VétérinaireToulouse, 71p.
- [70] **Triki–Yamani R.R., 2005** *Guide clinique des principales parasitoses des animaux domestiques*. Ed.Office des publications universitaires,Ben –Aknoun –Alger,83p.
- [71]**Triki –Yamani R.R. ,2005.***Guide clinique des principales parasitoses des animaux domestiques*. Ed .office des publications universitaires, Ben –Aknoun –Alger ,251p.
- [72] **Toumba G., 1989.***Les coccidioses intestinal chez la chèvre de Sahel*. Thésede doctorat en scienceet médecinevétérinaire, Université ChikhAntaDiopde Dacar, 97p.
- [73] **Valtonen E.T., Holmes J.C. etKoskivaara 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: 572-585p.*
- [74] **Villeneuve A., 2013.**Les parasites des bovins -Fiches parasitaires.*Laboratoire de parasitologie Faculté de médecine vétérinaire, Saint-Hyacinthe, 20p.*
- [75] **WALKER A R., BOUATTOUR A., CAMICAS J L., ESTRADA-PENA A., HORAK I G., LATIF A A., PEGRAM R G. et PRESTON P M., 2003.***Ticks of domestic animals in Africa : a guide to identification of species, bioscience reports*. Edinburgh Scotland, U K.,221p.
- [9] **ZEGHDOUDI M. (1), DIB L. (1), MERDACI L. (1), LAKBAR C. (2), BOUZIDI N., 2015.**Apparition d'une maladie rare chez les caprins : démarche diagnostique et hypothèses
Appearance of a rare disease in goats: diagnostic approach and assumptions.
Renc. Rech. Ruminants, 22, 35p

Sites Web

<file:///I:/Wilaya%20de%20tizi%20ouzou.html>

<http://www.annuaire-mairie.fr/ville-timizart.html>

<http://www.cirad.fr>

http://www.worldmapfinder.com/Fr/Africa/Algeria/Tizi_Ouzou_Province

<file:///I:/ourdia/wall,animaux-de-la-ferme,chevre.html>

<http://pafc.terredeschèvres.fr>

<http://www.versailles-grignon.inra.fr>

<http://www.andi.dz/index.php/en/investir-en-algerie>

<http://www.infoclimat.fr>

<http://fr.climate-data.org/location/500801/>



Annexes

Annexes

Tableau 3 : Les endoparasites chez les caprins (Dahmani et Triki Yamani, Sd ; MAP, 1996 ; Triki Yamani, 2005a ; Triki Yamani, 2005;Fournier, 2006 ; Hendrix et Robinson,2012 ; Paulais, 2012 ; Villeneuve, 2013 ; Pradal, 2014).

Protozoaires							
Maladie	Agent pathogène	Forme	Couleur	Taille	Cycle	Niche	Symptôme
Coccidiose	Eimeria sp.	Oocyste : ovoïde émoussé	Marron verdâtre	28×20µm	<u>HD</u> : bovins <u>HI</u> : aucun <u>SI</u> : oocyste sporulé <u>MI</u> : ingestion des oocystes	-Intestin grêle postérieur -Caecum -Colon antérieur	- Chez l'animal des diarrhées importantes souvent hémorragiques - Routard de croissance et amaigrissement
Cryptosporidiose	Cryptosporidium sp.	Oocystes : rondes à cytoplasme rosé		4,5×50 µm	<u>HD</u> : bovins <u>HI</u> : caprins <u>SI</u> : oocyste <u>MI</u> : ingestion des oocystes	-Localisation intestinal	- Diarrhée liquide jaunâtre verdâtre - Entérite néonatale - Fièvre, anorexie
		Adulte : sphérique elliptique		2à64 µm de diamètre			

Annexes

Trématodes							
Fasciolose	Fasciola sp.	Œuf : ovale allongé	Légèrement marron à jaune	(130-150) μm \times (60-90) μm	<u>HD</u> : ovins, bovins et autres ruminant <u>HI</u> : les mollusques genre lymnée <u>SI</u> : métacercaire enkysté <u>MI</u> : ingestion des métacecaires	-Foie au niveau des canaux biliaires	- Diarrhée et anémie - Amaigrissement -Œdème sous la mâchoire
		Adulte : vers plats hématophage	Brune grisâtre	3 cm			
Dicrocoeliose	Dicrocoelium sp.	Œuf : ellipse irrégulier	Brune foncé	Longueur : 38-45 μm Larguer : 22-30 μm	<u>HD</u> : ovins, les bovins, porcins, lapins <u>HI</u> : Fourmies et mollusques <u>SI</u> : métacercaires <u>MI</u> : ingestion de fourmi contenant des métacercaires	-Foie au niveau des canaux biliaires	- Amaigrissement et dégradation de l'état générale
		Adulte : vers plat	Noir	1cm de long			

Annexes

Cestodes							
Moniziose	Monizia sp.	<p>Œuf : triangulaires ou carré piriforme</p> <p>Adulte : ver plat ; proglottis contenant chacun 2 organes génitaux ; scolex à 4 ventouses mais sans rostre ni crochets</p>	Gris foncé	60-70 µm	<p><u>HD</u> : ovins, caprins, ruminant</p> <p><u>HI</u> : acariens oribasidés</p> <p><u>SI</u> : cysteicercoide</p> <p><u>MI</u> : ingestion d'acariens porteur de parasites avec l'herbage</p>	-Intestin grêle	<ul style="list-style-type: none"> - Infection faible - Infestation importante - La diarrhée et de l'obstruction
Taeniasis	Taenia sp.	<p>Œuf Sphérique non operculé Contient un embryon hexacanthé</p> <p>Adulte ver plat très longue avec une tête scolex a 4 ventouses sans crochets et multiple anneaux bourrés d'œufs.</p>	<p>Brun</p> <p>Blanc</p>	<p>35 à 50 µm</p> <p>4 à 10 m</p>	<p><u>HD</u> : c'est l'homme</p> <p><u>HI</u> : bovin</p> <p><u>SI</u> : cysticerque</p> <p><u>MI</u> : ingestion des œufs dans matières fécales</p>	-Intestin grêle Masse musculaire	<ul style="list-style-type: none"> - Amaigrissement - Poils secs - Parfois des diarrhées mais le plus souvent des constipations

Annexes

Nématodes							
Strongyloses digestives	Haemoncus sp.	Œuf : ovoïde ellipse régulière large	Jaune claire	(70-85) μm \times (41-48) μm	<u>HD</u> : bovins, mouton, chèvre <u>HI</u> : Aucun <u>SI</u> : larve 3 <u>MI</u> : <i>Ingestion de la larve 3 avec herbe</i>	-Caillette	- Anémie - Œdème périphérique et interne - Signe bouteille
		Adulte : petit ; ver fin	rouge	20-30mm			
	Ostertagia sp.	Œuf : ovoïde à coquille fine Adulte : ver rond	brun	(80-85) μm (40-45) μm	<u>HD</u> : bovins, ovins, caprins <u>HI</u> : Aucun <u>SI</u> : Larve 3 <u>MI</u> : Ingestion de larve 3 avec l'herbe	-Caillette	- Irritation gastrique - Œdème de tous les tissus
				0,6-1cm de longueur (la femelle est plus longue que le male)			
	Trichostrongylus sp.	Œuf : ovoïde à coquille mince	Brun pâle	85-35 μm	<u>HD</u> : Ruminant <u>HI</u> : Aucun <u>SI</u> : larve 3 <u>MI</u> : Ingestion de larve 3 avec l'herbe	_ Caillette _ Intestin grêle	- Gastrite - Diarrhée et perte de poids
		Adulte : petit ver ténu		2à8mm			

Annexes

	Nematodirus sp.	Œuf : large à coquille mince	Claire ou brun	250×100 µm	<u>HD</u> : ovins, caprins, bovins et autre <u>HI</u> : Aucun <u>SI</u> : larve3 <u>MI</u> : ingestion de larve 3 avec l'herbe	-Intestin grêle	- Atrophie - Nécrose à la surface des entérocytes
		Adulte : ver très ténu à extrémité antérieure dilatée		30mm			
Capillariose	Capillaria sp.	Œuf : petite taille en forme tonneau ressemblant à un citron et avec des bouchons	Transparente	Longueur 45à50 µm Largeur 22à25 µm	<u>HD</u> : ovins, caprins, <u>HI</u> : Aucun <u>SI</u> : œuf développe <u>MI</u> : ingestion des œufs infestant	-Intestin grêle	- Aucun d'associes
		Adulte : petit ver ténu		La femelle 12-20mm Le male 8-13mm			

Annexes

Tableau 4 :Les ectoparasites chez les chèvres (**Dahmani et Triki-Yamani, Sd ; Triki-Yamani, 2005a ; Bussieras et Chermette, 1991 ; Pradal, 2014 ; Houcine, 2015**).

Catégories	Parasites	Morphologie	Localisation	Symptômes
Insectes	Poux	02 Types : -Poux broyeur : très mobile de couleur beige claire -Poux piqueurs : peut mobile de couleur brun foncé, hématophage	-A la surface de la peau : le dos et les flancs	-Démangeaisons -Prurit
	Puces	-Corps aplati latéralement à coloration jaune claire au brun très sombre à pièce buccale de type piqueur pas d'ailes	-Différente partie du corps	-Démangeaisons - Dermatite allergique - Anémie
Acarie	Tiques	-Parasites plus au moins ovale à apparence de cuire. -Femelle plus grande que le male. -Corps divisé en 2 parties : capitulum et idiosome	-Oreilles - Chignon -Museau	-Anémie - Températures élevées
	Gales	-La gale sarcoptique : en forme de tortue presque ronde et les pattes postérieures sont rudimentaire	-Tête	-Apparition de croûtes et démangeaison au niveau de tous le corps
		_ La gale psroptique : adulte ovale ou paire de longues pattes à rostre long.	-Oreilles et la face	- Apparition d'un cérumen épais du cou et de crinière.
		-La gale chorioptique : adulte ovoïde, rostre long, pattes longue et le venteuse large en en forme de coupe.	-Les pattes	-Lésions au niveau des pâtes et mamelle - Petite abcès ce qui donne un aspect granuleux a la peau
	-Gale démodécique		- Localisation au niveau de la face.	-Démangeaison

Annexes

Tableau 5: Les parasites sanguins(Dahmani et Triki-Yamani, Sd ; Triki-Yamani, 2005a ; Triki-Yamani, 2005b ;Collot,2010).

Type	Parasite	Morphologie	Cycle	Symptôme
Les endocellulaires	<i>Babesia</i> sp.	-Protozoaire vivant dans les hématies. -Grand piroplasma 4-5 µm. - Ils se multiplient par fission binaire. -Elle provoque une maladie infectieuse non contagieuse : babésiose; qui est transmise par plusieurs espèces de tiques.	<u>HD</u> : bovins <u>HI</u> : tiques <u>SI</u> : sporozoites <u>MI</u> : au cour de repas sanguin par les tiques	- Hyperthermie - Déshydratation - Tachycardie -Tremblements musculaires et une faiblesse - Anémie
	<i>Theileria</i> sp.	-Protozoaire sporozoaire Elle est soit : <ul style="list-style-type: none"> • macro-schizonte : présence de beaucoup de granules de chromatine • micro-schizonte :présence peu de granules et de chromatine. Elle est responsable de la maladie infectieuse non contagieuse theileriose	<u>HD</u> : bovins <u>HI</u> : tique Hyalomma detritum <u>SI</u> : sporozoite <u>MI</u> : par la piqure de tique au cour de repas sanguine	-Leucopénie -Hypertrophie des tissus - Troubles hémorragique
Extracellulaires	<i>Trypanosomes</i> sp.	-Sont des petits protozoaires flagellés dans le plasma sanguin et les tissus de leur hot. -Leur forme est allongée, arrondie en coupe transversales, l'extrémité étant allongé et pointues. -Elle est responsable de la maladie trypanosomose	<u>HD</u> : bovins, cheval, chats, homme, ruminant <u>HI</u> : mouche tsé-tsé, réduviidés, tabanidés. <u>SI</u> : trypomastigotes <u>MI</u> : par le contacte vénérien	-Hyperémie -Thrombocytopénie - Œdème

Annexes

Tableau 8 : Les mensurations des crottes des caprins.

N°de crotte	Poids	Hauteur	Largeur	Echantillon1	N°de crotte	Poids	Hauteur	Largeur		N° de crotte	Poids	Hauteur	Largeur	
1	0,57	1,3	0,6		24	0,42	1	0,8		47	0,6	1	0,8	
2	0,71	1,5	0,9		25	0,54	1,2	1,86		48	0,7	1,3	1	
3	0,48	1,3	0,7		26	0,55	1,3	2,05		49	0,66	1,4	0,9	
4	0,45	1,3	0,9		27	0,2	1	1,8		50	0,78	1,2	0,7	Echantillon7
5	0,53	1,2	0,7		28	0,48	1,1	1		51	1,1	2	1,1	
6	0,61	0,9	0,8		29	1,13	1,8	1		52	0,84	1,4	0,9	
7	0,52	1,2	0,9		30	1,19	1,8	1	Echantillon4	53	1,03	1,8	0,9	
8	0,39	1	0,7	Echantillon2	31	1,22	1,6	1		54	0,94	1,5	0,8	
9	0,6	1,5	0,9		32	1,19	1,8	1,1		55	0,94	1,7	0,9	
10	0,41	0,9	0,6		33	0,93	1,5	1		56	0,88	1,9	0,9	
11	0,61	1,4	0,9		34	0,89	1,4	1,1		57	0,96	1,6	1	
12	0,54	1,3	0,8		35	0,78	1,1	1,2	Echantillon5	58	0,89	1,4	1	
13	0,52	1,2	0,7		36	0,47	1,2	1		59	0,78	1,4	0,9	
14	0,52	1,2	0,8		37	0,69	1,4	0,9		60	1,01	1,6	1	Echantillon8
15	0,42	1	0,7		38	0,86	1,4	1		61	1,03	1,5	1	
16	0,58	1,3	0,8		39	0,81	1,3	1		62	0,87	1,5	1,2	
17	0,52	1,1	0,8		40	0,7	1,4	0,9		63	0,75	1,3	1	
18	0,53	1,3	0,8	Echantillon3	41	0,77	1,6	0,8		64	0,77	1,1	0,9	
19	0,42	1,1	0,8		42	0,62	1,1	0,8	Echantillon6	65	0,81	1,3	0,9	
20	0,48	1,2	0,9		43	0,67	1,1	1,1		66	0,71	1,3	1,1	
21	0,55	1,2	0,9		44	0,64	1,2	1		67	0,81	1,5	0,9	
22	0,44	1,1	0,7		45	0,57	1	0,9		68	0,73	1,3	1	
23	0,48	1,2	1,92		46	0,62	1,1	0,9		69	0,82	1,6	1,1	

Annexes

Tableau 12 : Les variations des espèces parasites chez les femelles et les males en fonction de la période d'étude.

Parasites		Eimeria sp	Balantidium sp	Cestodes	Trématodes	Nématodes	Acariens
Echantillons							
Echantillon 1	Femelles	54	5	0	1	59	0
14/02/2016(II1)							
	Males	15	0	5	1	59	0
Echantillon 2	Femelles	94	1	15	0	38	0
28/02/2016 (II2)							
	Males	56	0	11	0	71	0
Echantillon 3	Femelles	728	1	9	2	43	0
06/03/2016 (III1)							
	Males	198	0	1	0	104	0
Echantillon 4	Femelles	228	4	4	1	172	0
13/03/2016(III2)							
	Males	431	0	9	1	983	1
Echantillon 5	Femelles	210	0	0	0	150	0
27/03/2016 (III3)							
	Males	160	5	8	0	634	0
Echantillon 6	Femelles	230	0	0	0	322	0
10/04/2016 (IV1)							
	Males	184	7	10	0	150	0
Echantillon 7	Femelles	382	2	1	2	30	0
24/04/2016 (IV2)							
	Males	191	0	0	2	428	1
Echantillon 8	Femelles	562	0	2	2	334	0
08/05/2016 (V1)							
	Males	134	0	0	0	14	0

Annexes

Tableau 13 : les variations des espèces parasitaires en fonction de la période d'étude.

Parasites						
Echantillons	Eimeria sp	Balantidium sp	Cestodes	Trématodes	Nématodes	Acariens
Echantillon 1	69	5	5	2	118	0
Echantillon 2	150	1	26	0	109	0
Echantillon 3	926	1	10	2	147	0
Echantillon 4	659	4	13	2	1155	1
Echantillon 5	370	5	8	0	784	0
Échantillon 6	414	7	10	0	472	0
Echantillon 7	573	2	1	4	458	1
Echantillon 8	696	0	2	2*	348	0
Totale	3857	25	75	12	3591	2

Tableau 15 : les abondances relatives des espèces retrouvées.

Parasites						
AR %	Eimeria sp	Balantidium sp	Cestodes	Trématodes	Nématodes	Acariens
E 1 AR	34,67	2,51	2,51	1,00	59,29	0
E2AR	52,44	0,34	9,09	0	38,11	0
E 3 AR	85,26	0,09	0,09	0,18	13,53	0
E 4 AR	35,93	0,21	0,70	0,10	62,97	0,05
E5 AR	31,70	0,42	0,68	0	67,18	0
E 6 AR	45,84	0,77	1,10	0	52,27	0
E7 AR	55,14	0,19	0,09	0,38	44,08	0,09
E8 AR	66,41	0	0,19	0,19	33,20	0

Annexes

Tableau 22 : Les abondances relatives des ectoparasites.

Espèces	Ni	AR%
Rhipicephalus pusillus	9	13.04
Rhipicephalus bursa	3	4.35
Ctenocephalides felis	4	5.80
Linognathus africanus	53	76.81
Totale	69	100.00

Tableau 23 : Mensuration des poux

	Stade de développement	longueur	N°	stade de développement	Longueur
1	nymphe	1,5	28	nymphe	1,6
2	nymphe	1,5	29	nymphe	1,6
3	nymphe	1,4	30	nymphe	1
4	nymphe	1,3	31	nymphe	1,3
5	nymphe	1	32	nymphe	1,1
6	nymphe	1,4	33	nymphe	1
7	nymphe	1,3	34	nymphe	1
8	nymphe	1,9	35	nymphe	1
9	nymphe	1,9	36	nymphe	1,3
10	nymphe	1,7	37	nymphe	1,3
11	nymphe	1,5	38	nymphe	1
12	nymphe	1,5	39	male	1,7
13	nymphe	1,5	40	male	1,7
14	nymphe	1,4	41	male	1,7
15	nymphe	1,6	42	male	1,7
16	nymphe	1,3	43	male	1,7
17	nymphe	1,5	44	male	1,7
18	nymphe	1,3	45	femelle	2,2
19	nymphe	1,3	46	femelle	2,4
20	nymphe	1,4	47	femelle	2,1
21	nymphe	1	48	femelle	2,2
22	nymphe	1,3	49	femelle	2,2
23	femelle	2,4	50	femelle	2,1
24	femelle	2,5	51	femelle	2,4
25	femelle	2	52	femelle	2,3
26	femelle	2,1	53	femelle	2,2
27	femelle	2,2	/	/	/

Annexes

Tableau 25: Résultats des frottis sanguins.

parasites	Théleria sp	Anaplasma sp	Babésia sp
les hôtes			
Femelle 1	+	-	-
Femelle 2	+	-	-
Femelle 3	+	+	-
Femelle 4	-	-	-
Femelle 5	+	+	-
Femelle 6	+	-	-
Femelle 7	+	-	-
Femelle 8	-	-	-
Femelle 9	-	-	+
Femelle 10	-	-	-
Femelle 11	+	+	-
Femelle 12	-	-	+
Males1	-	-	-
Males2	+	+	-
Males3	+	+	-
Males4	-	-	+
Males5	+	-	-
Males6	-	-	+
Males7	-	-	+

Annexes
