

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Ibn Khaldoun –Tiaret–
Faculté Sciences
de la Nature et de la Vie
Département de
Biologie



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : INFECTIOLOGIE

Présenté par :

BOUKOURIA DJAHIDA

BOUTICHE BOCHRA

BOUKHDIDJA SADIKA

Thème

**EVALUATION DES FACTEURS DE RISQUE
DU PARASITISME SAUNGUIN CHEZ LE
CAPRIN
DANS LA REGION DE TIARET**

Soutenu publiquement le : 20-06-2023

Jury

Président : Mme KOUIDRI M.

Encadrant : Mme GUEBLI B.

Co-encadrant : Mme SMAIL F.

Examineur : Mme BOURICHA Z.

Grade

Professeur

Doctorante

MCA

MCB

Année universitaire 2022-2023

Remerciements

Avant tout, nous remercions DIEU tout puissant de nous avoir donné la volonté, le courage et la patience afin d'accomplir ce modeste travail.

Nous tenons à exprimer nos remerciements

Â notre promotrice ***Dr Guebli B.***, et notre Co-promotrice ***Mme Smail F.***

Pour la patience, la disponibilité et surtout les conseils judicieux, qui ont contribué à alimenter notre réflexion.

Â ***Mme Kouidri***, qui nous a fait l'honneur de présider ce jury.

Â ***Mme Bouricha***, qui d'avoir accepté d'examiner notre travail.

Â ***Mr Boudraa***, chef de spécialité qui a toujours été présent au cours de notre formation.

Â ***Dr Aiche. S*** qui nous a aidées durant la réalisation de ce travail.

Â tous les camarades de notre promotion pour les bons moments que nous avons passé ensemble pendant ces cinq ans, nous ne vous oublierons jamais.

Enfin, à tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce travail, profonde estimation.

Dédicaces

C'est avec un honneur que je dédie ce travail :

En premier lieu et avant tout à mes très chers parents qui ont toujours été là pour moi, fait de moi ce que je suis, je ne les remercierai jamais assez.

Puisse Dieu leur accorder santé et longue vie.

Â mes chers frères *Ali* et *Ahmed*, ainsi Â ma chère sœur et ses enfants

Rabah et *Nour el Yakine*

Â ma promotrice *Dr Guebli Boutheyna* ainsi qu'à toute sa famille.

Â ma Co-promotrice *Mme Smail Fadhila* ainsi qu'à toute sa famille.

Â *Dr Aiche.S* pour tout le courage et le soutien.

Â toute ma famille...

Â mes chères camarades (binômes) *Djahida*, *Sadika* et tout sa familles.

Â toutes mes chères amies ...

Â toute personne qui a contribué à la réalisation de ce mémoire.

Bohra

Dédicaces

C'est avec un honneur que je dédie ce travail :

En premier lieu et avant tout à mes très chers parents *Fareiha* et *Ahmed* qui ont toujours été là pour moi, fait de moi ce que je suis, je ne les remercierai jamais assez.

Puisse Dieu leur accorder santé et longue vie.

Â mes chers frères *Mokhtar, Bouelem* et *Mohamed*, ainsi Â ma chère sœur *Aicha*

Â ma promotrice *Dr Guebli Boutheyne* ainsi qu'à toute sa famille.

Â ma Co-promotrice Â *Dr Aiche.S* pour tout le courage et le soutien.

Â *Mme Smail Fdhila* ainsi qu'à toute sa famille.

Â toute ma famille...

Â mes chères camarades (binômes) *Djahida, Bochra* et tout sa familles.

Â toutes mes chères amies ...

Â toute personne qui a contribué à la réalisation de ce mémoire.

Sadika

Dédicaces

En exprimant ma gratitude, je dédie cet humble travail à ceux à qui, quels que soient les termes adoptés, je ne pourrai jamais exprimer mon amour sincère.

- À la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a jamais dit « non » à mes exigences et qui n'a ménagé aucun effort pour me rendre heureuse : ma chère maman **Mahjouba**.
- À mes belles sœurs, **Rania** et **Hayouta**, qui n'ont cessé de me conseiller, de m'encourager et de me soutenir tout au long de mes études. Que Dieu les protège et leur accorde succès et bonheur.
- À la personne chère à mon cœur qui a ajouté une touche spéciale à ma vie.
- À mon amie et compagne de ma vie **Hamida**, qui m'a soutenue tout au long de ce travail.
- À ma tante bien-aimée **Halima**, son mari **Mohamed** et leurs merveilleuses filles, **Sérine** et **Miral**, merci pour votre soutien continu.
- À mes grands-parents, tantes, oncles et leurs enfants. Dieu leur accorde une vie longue et heureuse.
- À mes collègues **Bochra** et **Razika**, nous avons passé un très bon moment et je ne supporte pas votre absence.
- À mes chers amis, que Dieu leur accorde succès et bonheur.
- À ma promotrice **Dr Guebli Boutheyna** ainsi qu'à toute sa famille.
- À ma Co-promotrice **Mme Smail Fadhéla** ainsi qu'à toute sa famille.
- À **Dr Aiche.S** pour tout le courage et le soutien ainsi qu'à toute sa famille.
- Enfin, à moi-même, persévérer et faire preuve de détermination et repousser mes limites tout au long de ce parcours. Je suis fière de ce que j'ai accompli et j'ai hâte de voir ce que l'avenir nous réserve.

Djahida

Résumé

Les facteurs de risque du parasitisme sanguin chez les caprins sont complexes et variables d'un élevage à un autre ou d'un animal à l'autre. L'objectif de cette étude c'est la détermination des différents facteurs de risque de parasitisme et d'identifier les différents types de parasites sanguins ainsi leurs vecteurs disponibles dans la région de Tiaret.

L'étude a été réalisée sur un échantillon de 81 têtes caprines provenant de cinq communes de la wilaya de Tiaret (Mahdia, Ksar Chellala, Tousnina, Ain Kermes et Sougueur). Les animaux sélectionnés étaient d'âges différents, des 2 sexes (11 mâles ; 70 femelles), et de race « Arbia » et « Chamia ». La période d'étude s'est étalée de février à Mai 2023 pendant deux saisons (hiver et printemps).

Les résultats obtenus à l'issue de l'observation microscopique ont montré une prévalence totale de (38,27%), et une présence de trois types de parasites sanguins (Theileriose à 45,20%), (Babésiose à 22,60%), (Anaplasmosse à 3,22%). Le genre *Theileria* était le plus prépondérant dans l'élevage de Ain Kermes. Les tiques identifiées appartenant toutes au genre *Ixodes* ; il s'agit de deux genres de tiques (*Rhipicephalus sanguineus* et *Rhipicephalus bursa*). Notons que le taux d'infection des jeunes dont l'âge compris entre 2 et 4 ans était supérieur à 50 % ; 87 % de l'atteinte par les parasites sanguins a concerné les femelles par contre les mâles ne présentaient que 13 % des cas. Le taux d'infection de la race Arbia (90 %) est nettement supérieur par rapport à celui de la race Syrienne (10 %) avec un taux de parasitisme plus élevé au cours du printemps (52%).

Les résultats obtenus soutiennent l'existence des facteurs (âge, sexe, race, la saison...) influençant le potentiel du parasitisme sanguin des caprins dans la région de Tiaret.

Mots clés : Caprins ; Facteurs de risque ; Parasitisme sanguin ; Tique.

ملخص

إن عوامل الخطر لتطفل الدم نبي الماعز موزعة وتختلف من مزرعة إلى أخرى أو من حيوان إلى آخر. الهدف من هذه الدراسة هو تحديد عوامل الخطر المختلفة للتطفل وتحديد الأنواع المختلفة لتطفلها الدم ونواقلها الموزونة نبي مزرعة نبارت. أجريت

الدراسة على عينة مكونة من 81 رأس ماعز من خمس بلديات بولاية نبارت (المهدية ، نصر الشال ، نوسبلا ، عين كرمس وسوئر). (الحبوانات المختلفة كانت من مغلقة ، من لال الجسبون) 11 ذكر ، 70 أنثى) وم اللئي "العربية" و أعمار

"الشامية". استمرت فترة الدراسة من نبرابر إلى مايو 2023 خلال موسم من مغلقة (الشاء والربيع). (النائج النبي تم الحصول عليها عن طريق الملاحظة المجرية أظهرت انتشار اجمالي بلغ)38.27% ، ووجود ثلاثة أنواع من الطفيليات

(نوبلورا) (45.20%) (بابوزيا) (22.60%) ، (انبالزم) 3.22% ، والجسب نوبلورا أكثر انتشارا نبي النربية. عين كرمس ينتمي

جموع الزراد النبي تم تحديدها إلى جنس Ixodes. وه جنسان من الزراد (رئبيليس نبالس سنونس ، ريبيس نبالس

بهرس) وتوجد الإشارة إلى أن نسبة إصابة الشباب الذين تتراوح أعمارهم بين 2 و 4 سنوات تزيد عن 50% ؛ 87% من حجم طفيليات الدم تخص الإناث ، نبي حين أن التفور يملون 13% فقط. نسبة الإصابة بالسلالة العربية)90% أعلى بكثير من السلالة السوربة)10% مع نسبة تطفل أعلى خلال الربيع)52%. (النائج النبي تم الحصول عليها بدعم وجود عوامل)العمر ، الجنس ، السلالة ، الموسم ، إلخ(النبي تؤثر على احمالية تطفل الدم نبي الماعز نبي مزرعة نبارت.

Abstract

The risk factors for blood parasitism in goats are complex and vary from one farm to another or from one animal to another. The objective of this study is to determine the different risk factors for parasitism and to identify the different types of blood parasites and their vectors available in the Tiaret region.

The study was carried out on a sample of 81 goat heads from five municipalities in the wilaya of Tiaret (Mahdia, Ksar Chellala, Tousnina, Ain Kermes and Sougueur). The animals selected were of different ages, of both sexes (11 males ; 70 females), and of the “Arbia” and “Chamia” breeds. The study period ran from february to May 2023 during two different climatic seasons (winter and spring).

The results obtained by microscopic observation show a total prevalence of (38.27%), and the presence of three parasitic types (Theileriosis 45.20%), (Babesiosis 22.60%), (Anaplasmosis 3.22%) and the Theileria genus is more predominant in the breeding of Ain Kermes. The identified ticks all belong to the genus *Ixodes* ; these are two genera of ticks (*Rhipicephalus sanguinus* and *Rhipicephalus bursa*). It should be noted that the infection rate of young people aged between 2 and 4 years is greater than 50%; 87% of the attack by blood parasites concerned the females, on the other hand the males presented only 13%. The infection rate of the Arbia breed (90%) is significantly higher than that of the Syrian breed (10%) with a higher rate of parasitism during the spring (52%). The results obtained support the existence of factors (age, sex, breed, season, etc.) that influence the potential for blood parasitism in goats in the Tiaret region.

Key words : Goats ; Risk factors ; Blood parasitism ; Tick.

Sommaire

Résumé en français	I
Résumé en arabe	II
Résumé en anglais	III
Liste des tableaux	IV
Liste des figures	V
Listes des annexes	VI
Liste des abréviations	VII
Introduction	01

Partie I : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 1. LES PRINCIPAUX PARASITES SANGUINS.

I.1 Theilériose

I.1.1 Systématique	11
I.1.1.1 Cycle évolutif de <i>Theileria annulata</i>	11
I.1.1.2 <i>Hyalomma</i>	11
I.1.1.2.1 Cycle biologique chez la tique <i>Hyalomma</i>	12
I.1.1.2.2 Cycle biologique chez les caprins	12
I.1.2 Diagnostic	13
1.1.2.1 Symptômes	13
1.1.2.2 Diagnostic de laboratoire	14
1.1.3 Traitement	14
1.1.4 Prophylaxie	15

I.2 Babésiose

1.2.1 Systématique	15
12.2 Définition de vecteur	15
1.2.3 Cycle évolutif de la Babésiose	16

1.2.3.1 Phases de développement chez la tique (<i>Ixodes ricinus</i>)	16
1.2.3.2 Diagnostic	17
1.2.3.2.1 Symptômes	17
1.2.3.2.2 Diagnostic de laboratoire	17
1.2.4 Traitement	18
1.3 Anaplasmosse	
1.3 Anaplasmosse	18
1.3.1 Définition	18
1.3.2 Systématique	18
1.3.3 Vecteur d' <i>Anaplasma</i>	18
1.3.4 Cycle de reproduction	19
1.3.5 Diagnostic	20
1.3.5.1 Symptômes	20
1.3.5.2 Diagnostic de laboratoire	21
1.3.6 Traitement	21
CHAPITRE 2 : LES FACTEURS DE RISQUE DU PARASITISME SANGUIN	
II.1. Les facteurs extérieurs	
II.1.1 L'alimentation	23
II.1.1.1 Gestion du rationnement	23
II.1.1.2 Nutrition équilibré	23
II.1.1.3 Qualité des pâturages	23
II.1.1.4 Supplémentation alimentaire	23
II.1.2 Climat	24
II.1.2.1 Adaptation des parasites	24
II.1.2.2 Effets indirects du climat	24
II.1.3 Saisons	24
II.1.3.1 Saisons chaudes et humides	24
II.1.3.2 Saisons froides	24
II.1.3.3 Variations saisonnières des pâturages	25
II.1.3.4 Gestion saisonnière spécifique	25
II.1.4 Type de stabulation	25
II.1.4.2 Stabulation extérieure (pâturage)	25
II.2 Les facteurs intérieurs	
II.2.1 Age	26
II.2.1.2 Immunité acquise avec l'âge	26
II.2.1.3 Résistance réduite chez les chèvres âgées	26
II.2.1.4 Impact sur la gestion parasitaire	26

II.2.2 Sexe	26
II.2.3 Etat physiologique	27
II.3.2 Allaitement	27
II.2.3.3 Vide	27
II.2.3.4 Etat sanitaire	27

PARTIE II

PARTIE EXPERIMENTALE

I.1 Objectif de l'étude	29
I.2 Description de la région d'étude	29
I.3 Période d'étude	30
I.4 Sélections des animaux	32
I.5 Prélèvements sanguins	32
I.5.1 Matériel de prélèvement	32
I.5.2 Technique de prélèvement (sang)	32
I.6 Technique de prélèvement (Tique)	33
I.7 Analyses de laboratoire	33
I.7.1 Matériel utilisé	33
I.7.2 Techniques d'analyse	33
I.7.3 Frottis sanguin	33
I.7.4 Coloration May-Grünwald-Giemsa	34
I.7.4.1 Technique de coloration	34
I.8 Méthode de comptage des GB	35
I.9 Identification des tiques	36
II Résultats	37
III Discussion	47
Conclusion et recommandations	53

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Répartition des sujets examinés en fonction de la région	32
Tableau 2. Nombre de caprins examinés dans les différents élevages au niveau de quelques communes de la wilaya de Tiaret	39
Tableau 3. Prévalence des parasites sanguins dans les élevages visités de quelques communes de la wilaya de Tiaret	41
Tableau 4. Les types des tiques observées sur les caprins des différents élevages visités	43

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Cycle évolutif de <i>Toxoplasma gondii</i> .	09
Figure 2. Cycle évolutif de <i>Theileria annulata</i> .	13
Figure 3. Cycle évolutif de <i>Babesia caprin</i> .	17
Figure 4. Cycle évolutif d' <i>Anaplasma caprin</i> .	20
Figure 5. Carte géographique de la wilaya de Tiaret.	29
Figure 6. Protocole expérimental.	31
Figure 7. Réalisation du frottis sanguins.	34
Figure 8. Coloration MGG.	34
Figure 9. Hématimètre de Malassez.	35
Figure 10. Observations au microscope optique (OPTIKA).	35
Figure 11. Identification des tiques sous la loupe.	36
Figure 12. Effectif des caprins examinés.	38
Figure 13. Prévalence globale des parasites sanguins.	40
Figure 14. Taux d'infestation par les parasites sanguins dans quelques communes wilayas de Tiaret.	42
Figure 15. Répartition des cas de parasitisme sanguin en fonction de l'âge	44
Figure 16. Répartition des cas de parasitisme sanguin en fonction de sexe	44
Figure 17. Répartition des cas de parasitisme sanguin en fonction de la race.	45
Figure 18. Répartition des cas de parasitisme sanguin en fonction de la saison.	46

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1. Fiche d'identification.	63
-----------------------------------	----

LISTE DES ABREVIATIONS

MGG : coloration May-Grünwald-Giemsa.

GB : globules blancs.

Introduction

Le parasitisme sanguin chez les caprins constitue un problème majeur dans l'élevage des chèvres. Ces parasites hématophages, tels que les tiques et les mouches piqueuses, peuvent causer des pertes économiques importantes et compromettre la santé et le bien-être des animaux. La compréhension des facteurs de risque associés à cette infestation est essentielle pour mettre en place des stratégies de prévention et de contrôle efficaces (**Smith, 2018**).

Le parasitisme chez les chèvres est influencé par divers facteurs qui peuvent contribuer à l'infection par des parasites sanguins. De nombreuses études ont examiné ces facteurs et leur impact sur la prévalence du parasitisme chez les caprins (**Chartier, 2019**).

Outre les facteurs environnementaux, certains facteurs liés à l'animal lui-même peuvent influencer la sensibilité au parasitisme chez les chèvres. Par exemple, l'âge, le sexe et la race des chèvres peuvent jouer un rôle dans la sensibilité à l'infection. Il a souligné l'importance de la résistance génétique des animaux aux parasites, soulignant les différences de sensibilité entre les souches de chèvres (**Chartier, 2019**).

De plus, les pratiques d'élevage peuvent également affecter le parasitisme chez les chèvres. Les stratégies de gestion du pâturage, l'utilisation de traitements antiparasitaires et les mesures de biosécurité peuvent influencer la propagation du parasitisme. Par exemple, une étude menée par un scientifique a souligné l'importance du pâturage en rotation et du suivi régulier des animaux pour réduire l'infestation parasitaire (**Radostits, 2018**).

En conclusion, les facteurs affectant le parasitisme chez les caprins comprennent les facteurs environnementaux tels que les conditions climatiques et la disponibilité d'habitats favorables, les caractéristiques individuelles des animaux et les pratiques d'élevage. Comprendre ces facteurs permet aux éleveurs de mettre en place des mesures de prévention et de contrôle adaptées pour réduire la prévalence du parasitisme chez leurs troupeaux caprins (**Silva, 2020**).

Donc notre modeste travail qui est une évaluation des facteurs de risque du parasitisme sanguin chez les caprins dans la région de Tiaret est constitué de trois parties.

Il débutera par l'étude bibliographique rappelant les principaux parasites sanguins et les facteurs de risque associés ; la deuxième partie est une description du matériel et méthodes utilisés dans la réalisation de ce travail. La troisième partie s'attachera aux interprétations et discussion des résultats obtenus et finalement une conclusion et des recommandations.

PARTIE I
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1
LES PRINCIPAUX PARASITES
SANGUINS

CHAPITRE 1. LES PRINCIPAUX PARASITES SANGUINS.

Les espèces, les formes parasitaires sont nombreuses et peuvent parasiter sous formes intra ou extracellulaires les différents secteurs anatomiques .les parasitoses majeures des zones tempérées ou tropicales sont dues à des parasites passant une partie ou la totalité de leur vie dans le sang de l'animal où elles vont devoir être identifiées et quantifiées (**Duong, 2008**).

Les caprins sont prédisposés à être infestés par de nombreux parasites ; dans ce chapitre nous avons ciblé les parasites sanguins qui sont souvent des protozoaires à savoir : **Babésiose, Theileriose et Anaplasmosse.**

I.1 Theilériose

La Theilériose tropicale est une maladie transmise par les tiques due à un protozoaire, *Theileria annulata* fréquente et grave par sa létalité et sa chronicité et les pertes économiques engendrées notamment en Afrique du Nord (**Gharbi, 2012**).

La theilériose des ruminants ou theilériose méditerranéenne sont transmise par les appartenant au genre *Hyalomma (Ixodidea)*. Cette parasitose est due à la présence et à la multiplication dans les leucocytes puis dans les érythrocytes d'un parasite hématozoaire : *Theileria annulata* (**Gharbi, 2012**).

En Algérie, la maladie connue par le vernaculaire de « Souffair » ou « Boussaffair » ou bien « Souffair lekhal » (**CHELLIA, 2018**).

I.1.1 Systématique

La position taxonomique de *Theileria annulata* proposé par (**Norval, 1992**) est :

- **Embranchement :** Protozoaire (Eucaryotes unicellulaires).
- **Sous Embranchement :** *Apicomplexa* (Présence d'un complexe apical dans certains stades).
- **Classe :** *Hemosporida* (Piriforme : en forme de tige ou amoeboïde ; parasites des érythrocytes et d'autres cellules).
- **Ordre :** *Piroplasmida* (Reproduction asexuée).
- **Famille :** *Theileridae* (Les étapes schizontes dans les lymphocytes).
- **Genre :** *Theileria* (Les étapes des piroplasmes dans les érythrocytes qui manquent de pigment).
- **Espèce :** *annulata*

I.1.1.1 Cycle évolutif de *Theileria annulata*

Le cycle de vie de *Theileria annulata* est similaire à celui de toutes les espèces de *Theileria* (**Boulter, 1999**) qui appartiennent au type diisooxyène, apparaissant en deux étapes, la première

étape chez un hôte invertébré (tique) et les stades secondaires chez l'hôte vertébré (caprins) (Sergent, 1945 ; Boulter, 1999).

I.1.1.2 Hyalomma

Sont des tiques de petites créatures apparentées aux araignées et se nourrissent du sang des animaux et de l'homme. Ce sont des ectoparasites obligatoires chez les animaux. Il existe au moins 40 espèces de tiques réparties en deux familles, les *Ixodidea* (durs) et les *Argasidea* (soft). Les tiques dures ont une distribution mondiale et nous avons trouvé 702 espèces appartenant à 14 genres, médicalement les genres les plus importants sont : *Dermacentor* ; *Amblyomma* ; *Hamaphysalis* ; *Rhipicephalus* ; *Ixodes* et *Hyalomma* (Mostafa, 2019).

I.1.1.2.1 Cycle biologique chez la tique *Hyalomma*

La tique vectrice *H. scupense*, ingère des larves ou des nymphes, gamètes pendant la succion du sang chez les caprins infectés. Après différenciation des gamètes, la fécondation se produit dans le tube digestif, entraînant la formation d'un œuf fécondé. Zygote envahit les cellules intestinales tout au long de l'hibernation

Nymphes de *H.scupense*, le parasite devient alors envahissant cellules germinales de plusieurs tissus, en particulier les acini salivaires. Après la mue, la tique adulte s'attache à une nouvelle chèvre, les cellules mères des spores se développent et se libèrent en 3 jours après que la tique se soit attachée à de nouveaux sporozoïtes, des milliers de sporozoïtes dans le flux salivaire (**Robinson, 1982 ; Samish, 1981**).

I.1.1.2.2 Cycle biologique chez les caprins

L'évolution de *T. annulata* se déroule en deux étapes, qui sont invasives pour les cellules de l'hôte, les sporozoïtes sont injectés avec la salive des tiques adultes pendant l'alimentation sang, envahit activement les leucocytes mononucléaires (macrophage, monocytes et secondaire aux lymphocytes B) (**Jura, 1983 ; Glascodine, 1990**).

Où ils ont évolué en trophozoïtes. En effet, les trophozoïte se développent dans les grands schizontes multi nucléés induisent une division synchrone des leucocytes grâce à un effet

Leuco mitogènes, les cellules infectées sont immortalisées en tant que cellules, comme lymphoblastoïdes qui peuvent être cultivées indéfiniment in vitro, et présentent une analogie et les cellules tumorales (**Hulliger, 1965 ; Glascodine, 1990 ; Preston, 1999**).

Un certain nombre de multiplication est effectué, une fraction de gros schizontes se transforme en microschizontes. Les mégaschizontes se différencient en mérozoïtes se produit dans cellules transformées par mérogonie (**Mehlhorn, 1985 ; Glascodine, 1990**) et constitue la source des mérozoïtes suite à la destruction de la cellule hôte, mérozoïte extracellulaire libre envahissent alors les érythrocytes, où ils se différencient pour donner les piroplasmés intra-érythrocytaires (**Conard, 1985 ; Glascodine, 1990**).

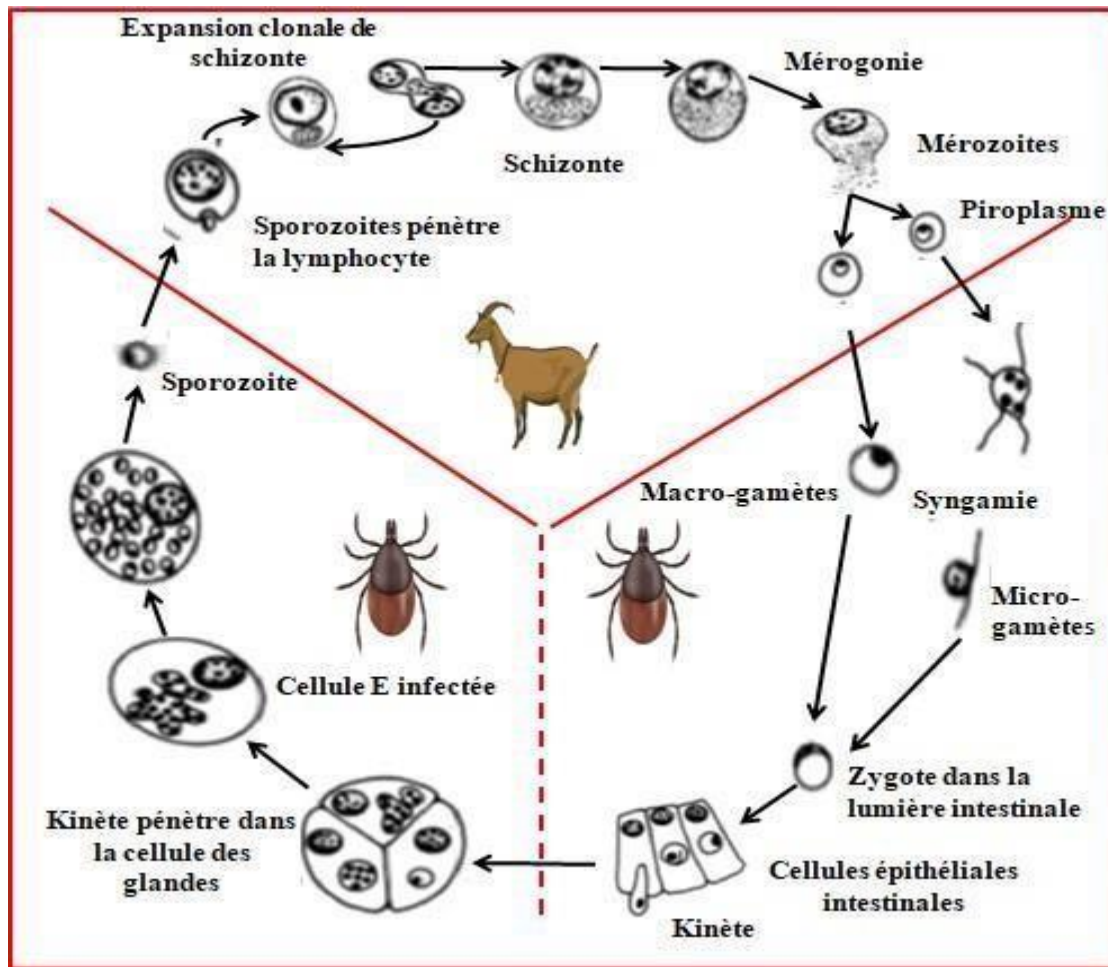


Figure 2. Cycle évolutif de *Theileria annulata*.

I.1.2 Diagnostic

Le diagnostic différentiel concerne principalement d'autres maladies transmises par d'autres tiques (babésiose, anaplasmose) parfois, les symptômes sont très similaires, ou coexister dans le même animal

I.1.2 1 Les symptômes

- L'hyperthermie qui peut atteindre 42°C.
- Anémie d'intensité variable.
- Altération importante de l'état général.
- Gangrène cutanée sèche, plaque cutanée papulo-hémorragique.
- Troubles respiratoire : broncho-pneumonie.
- Troubles digestifs : indigestion, diarrhées ... etc.

I.1.2.2 Diagnostic de laboratoire

➤ Les frottis sanguins ou ganglionnaires

Doivent confirmer le résultat clinique et d'autopsie. La présence de schizontes dans les lymphoblastes est cruciale, les cas cliniques sont généralement faciles à confirmer par l'observation des formes érythrocytaires après les premiers signes de maladies chez l'animal (caprin) (Ayadi, 2016).

➤ Test ELISA

Différents types d'antigène sont utilisés dans le test ELISA :

- Antigène totaux de forme érythrocytaire.
- Antigène recombinant TAMSI (*Theileria annulata* mérozoite surface antigène).

➤ PCR (Réaction en Chaîne Polymérase)

C'est une méthode moléculaire d'amplification de fragments d'ADN base sur 721 paires de bases du gène codant pour TAMSI.

➤ Dépistage de l'infection chez le vecteur

L'infection par la theilériose peut également être détectée chez les vecteurs par diverses méthodes :

- Coloration des glandes salivaires par différentes techniques, notamment avec le vert de méthyle de pyrrolidine a été utilisé pour détecter les acini salivaires.
- Réaction en chaîne par PCR de séquences d'acides nucléiques spécifiques.
- Amplification d'un fragment de 721 paires de bases du gène TAMSI.
- Amplification d'un fragment de 372 paires de bases de la petite sous-unité ribosome (ribosome de petite sous-unité) (Ayadi, 2016).

I.1.3 Traitement

Le traitement médical de la theilériose associe un traitement spécifique à base de médicament theiléricides (BUTALEX® ou BUTAKEL® (Buparvaquone 5%)) et un traitement symptomatique complet (M'ghirbi, 2010 ; Gharbi, 2015). Ce traitement doit être complété par des mesures d'ordre hygiénique (mise des animaux à l'abri de la chaleur, les débarrasser des tiques fixés sur corps).

I.1.4 Prophylaxie

La lutte contre cette maladie requière démesures visant le parasite *T. annulata* et la tique vectrice *H. scupense*.

- **Mise en norme des étables** ; ce qui permet l'élimination des gîtes de ponte et d'hibernation des tiques (Gharbi, 2006 ; Gharbi, 2015).
- **Utilisation d'acaricides** pour réduire la population de tiques en coupant leur cycle de vie (Gharbi, 2015).
- **Vaccination contre *Theileria annulata*** : les premiers essais de vaccination contre la theilériose tropicale ont été effectués par (Sergent, 1945) à l'institut Pasteur d'Alger. La vaccination avec des parasites atténués est la mesure de contrôle la plus répandue contre *T.annulata* est l'inoculation d'un vaccin préparé à partir d'une lignée cellulaire atténuée (Gharbi, 2015). La vaccination par infection-traitement est une autre méthode de vaccination qui offre une immunité solide (Boulter, 1999).

I.2 Babésiose

La Babésiose à *Babesia divergens* est une parasitose sanguine des caprins, transmise par une tique ou « pou de bois », *Ixodes ricinus*. Nous allons rappeler ici sa position systématique, sa morphologie puis sa biologie et en particulier son cycle ainsi que son milieu et ses conditions de vie, et enfin son aire de répartition (Rebaud, 2006).

I.2.1 Systématique

La position taxonomique de *Theileria annulata* proposé par (Levine et al., 1980) est :

- **Embranchement** : Apicomplexa
- **Classe** : Sporozoaires
- **Sous-classe** : Coccides
- **Super-ordre** : Eucoccides
- **Ordre** : Hemosporidae
- **Sous-ordre** : Aconoidina
- **Famille** : Piropasmidae
- **Genre** : *Babesia*

I.2.2. Définition de vecteur

Les Ixodes, sont des arthropodes hématophages obligatoires qui vivent sur Presque tous les vertébrés du monde piquent occasionnellement des humains. En 1893, **Smith et Kilbourne** ont démontré que la tique baguée du caprin transmet *B. bigemina*, qui est la peste caprine du Texas. Ces ectoparasites ont ensuite été décrits comme vecteurs de nombreux autres agents pathogènes

tels que les protozoaires, les micro-organismes, les spirochètes, les rickettsies et les virus, la liste ne cesse de s'allonger. La connaissance de la biologie et de l'écologie des tiques permet de mieux comprendre et de mieux déterminer l'épidémiologie des maladies transmissibles telles que la theilériose, l'anaplasmose et la babésiose pour identifier les principes de contrôle les plus efficaces (Chellia, 2018).

I.2.3. Cycle évolutif de la Babésiose

I.2.3.1 Phase de développement chez le caprin

L'hôte vertébré c'est le lieu de la reproduction asexuée de l'hémoparasite, c'est donc l'hôte intermédiaire. Quand une tique infectée pique un mammifère, elle lui transmet via sa salive les sporozoïtes de *Babesia*, forme infectante piriforme. Dans les globules rouges, la majorité des parasites se multiplient sous forme de mérozoïtes (ou trophozoïtes) et l'autre partie en gamétocytes.

I.2.3.2 Phases de développement chez la tique (*Ixodes ricinus*)

Lors d'un repas sanguin sur un hôte infecté, la tique ingère des globules rouges parasités. Seuls les gamétocytes vont évoluer dans le tube digestif de la tique, toutes les formes asexuées ingérées étant détruites. C'est dans la lumière intestinale de la tique qu'a lieu la transformation en gamètes, ou corps rayonnants (corps cellulaires avec une épine et des protrusions cytoplasmiques). Deux gamètes fusionnent alors pour former un zygote. Ce zygote migre dans les cellules épithéliales intestinales et se différencie en ookinète, suite à la pénétration de l'ookinète dans l'épithélium digestif, une phase de multiplication asexuée commence, l'oocyste se divise pour donner naissance à de nombreux sporokinètes. Ces derniers peuvent ensuite émigrer dans tout le corps de la tique via l'hémolymphe. Les multiplications sporogoniques suivantes ont lieu principalement dans les hémocytes, les fibres musculaires, les tubes de Malpighi, les glandes salivaires et les ovaires. Ces divisions permettent la production de nouveaux sporokinètes. Certains organes jouent un rôle particulièrement important pour la transmission : les ovaires et les glandes salivaires expliquant les transmissions, transovarienne et transtadiale (Bouzidi, 2017).

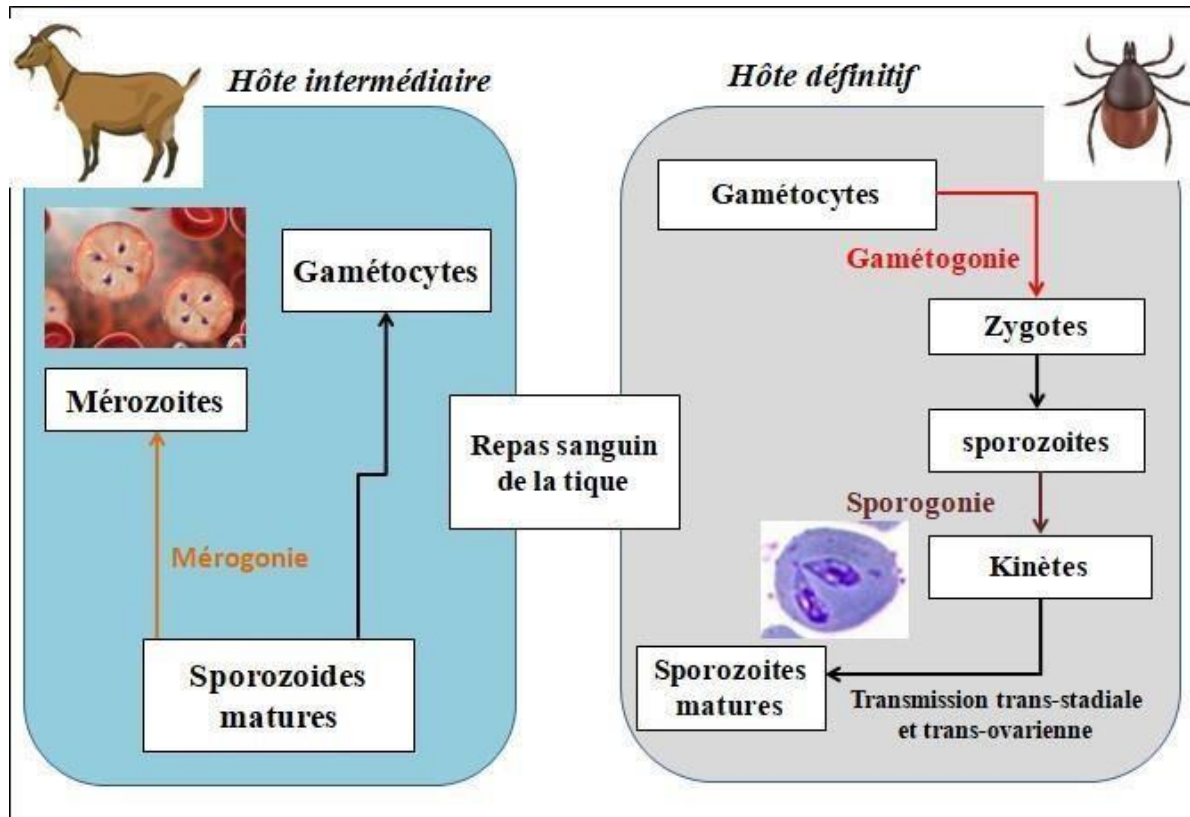


Figure 3. Cycle évolutif de *Babesia* chez le caprin.

I.2.4 Diagnostic

Sur le terrain, la première étape du diagnostic est la suspicion clinique reliée à l'épidémiologie de la babésiose. Des diagnostics de confirmation peuvent être effectués en complément.

I.2.4.1 Symptômes

- L'hyperthermie (40°) ;
- Trouble digestifs ; Diarrhées (trou de serrure) ;
- Hémoglobinurie (congestion de la vessie) ;
- Hypertrophie des reins ;
- Les muqueuses décolorées et parfois jaunes (ictère)...Etc.

I.2.4.2 Diagnostic de laboratoire

- L'étalement sanguin coloré au **May Grünwald Giemsa (MGG)** ou à la coloration rapide (**RAL**) : est très utile en clinique mais reste peu précoce et peu sensible.
- **La PCR** : met en évidence l'ADN du parasite avec de très bonnes sensibilités et spécificité. Elle permet de détecter les porteurs chroniques mais coûte cependant cher et demande des compétences particulières pour sa réalisation. De plus, de manière générale, les méthodes de détection directe du parasite ne permettent pas une bonne détection des

porteurs asymptomatiques et sont donc moins adaptées dans le cadre de surveillance épidémiologique.

- **Les sérologies** : sont plus appropriées dans le cadre de ces enquêtes ou plus ponctuellement pour évaluer le statut d'un animal que l'on souhaite déplacer. Les plus courantes sont l'**IFAT** (Indirect Fluorescent Antibody Test) et l'**ELISA** (Enzyme-Linked Immunosorbent Assay) car elles permettent une détection précoce et rapide de la babésiose à moindre coût (Ayard, 2020).

I.2.5 Traitement

Le dipropionate d'imidocarbe (CARBESIA®) et le diminazène sont utilisés dans les traitements de la babésiose. Le CARBESIA® est beaucoup utilisé en France. La dose est de 1,2 mg/kg de poids vif dans le traitement des babésioses (Levine et al., 1980).

I.3.

Anaplasmosse

I.3.1. Définition

L'anaplasmosse est une maladie infectieuse, virulente, inoculable, non contagieuse, d'origine bactérienne qui affecte les ruminants sauvages ou domestiques. Elle est due à un parasite ehrlichien transmis par les tiques, *Anaplasma marginale* qui entraîne un éclatement des érythrocytes hôtes, agent de l'anaplasmosse maligne des caprins ; et *Anaplasma centrale*, agent de l'anaplasmosse bénigne des caprins (Soffo, 2010).

I.3.2. Systématique

La position taxonomique proposée par Mélanie est :

- **Règne** : *Bacteria*
- **Phylum** : *Proteobacteria*
- **Classe** : *Alphaproteobacteria*
- **Ordre** : *Rickettsiales*
- **Famille** : *Anaplasmataceae*
- **Genre** : *Anaplasma*
- **Espèce** : *Anaplasma caprae*

I.3.3. Vecteur d'*Anaplasma*

Les principaux vecteurs d'*A. caprin* sont des tiques de l'ordre des *Ixodida*, avec *Rhipicephalus bursa* (dont la capacité de transmission a été prouvée expérimentalement), *R. turanicus*, *R. sanguineus*, *Hyalomma lusitanicum*, *H. sulcata*, *H. asiaticumkozlovi*, *Dermacentor silvarum*, *D. marginatus*, *D. nuttali*, et *Ornithodoros lahorensis* sur le continent eurasiatique. Sur le continent

américain, on retrouve *D. andersoni*. En Italie, *Hyalomma marginatum marginatum*, *H. marginatum lusitanicum* et *Haemaphysalis punctata*, sont décrites comme de potentiels vecteurs d'*A. Caprin*. Notons aussi que des hippoboscides (*Hippoboscidae*), tels que le pou du caprin (*Melophagus ovinus*) et la mouche du cerf (*Lipoptenacervi*), peuvent être porteurs d'*A. Caprin*, sans que leur capacité à transmettre *A. caprin* n'ait été démontrée. Hashemi-Fesharki rapporte que des mouches piqueuses seraient impliquées dans la transmission d'*A. caprin* (Mélanie).

Les tiques mâles de l'ordre des Ixodida jouent un rôle majeur. En effet, leur longévité et leur mobilité plus grande que celles des femelles en font des vecteurs efficaces (Mélanie).

I.3.4. Cycle de reproduction

La tique se contamine pendant le repas sanguin. Les rickettsies sous forme végétative (réticulée), non infectieuses pour le caprin, s'y multiplient et disséminent dans tout l'organisme. Les parasites repassent ensuite sous forme dense (infectieuse) dans les glandes salivaires de la tique, leur permettant ainsi d'être transmis aux caprins. Les rickettsies pénètrent dans les globules rouges de ces derniers et se multiplient par scission binaire. Ainsi, pendant la phase aiguë, le nombre d'érythrocytes parasités double toutes les 24 heures et peut atteindre jusqu'à 70% du nombre total d'érythrocytes. Le cycle chez la tique dure 20 jours en moyenne. Les transmissions transstadiale et intrastadiale du parasite au cours des mues de la tique sont possibles (Ayard, 2020).

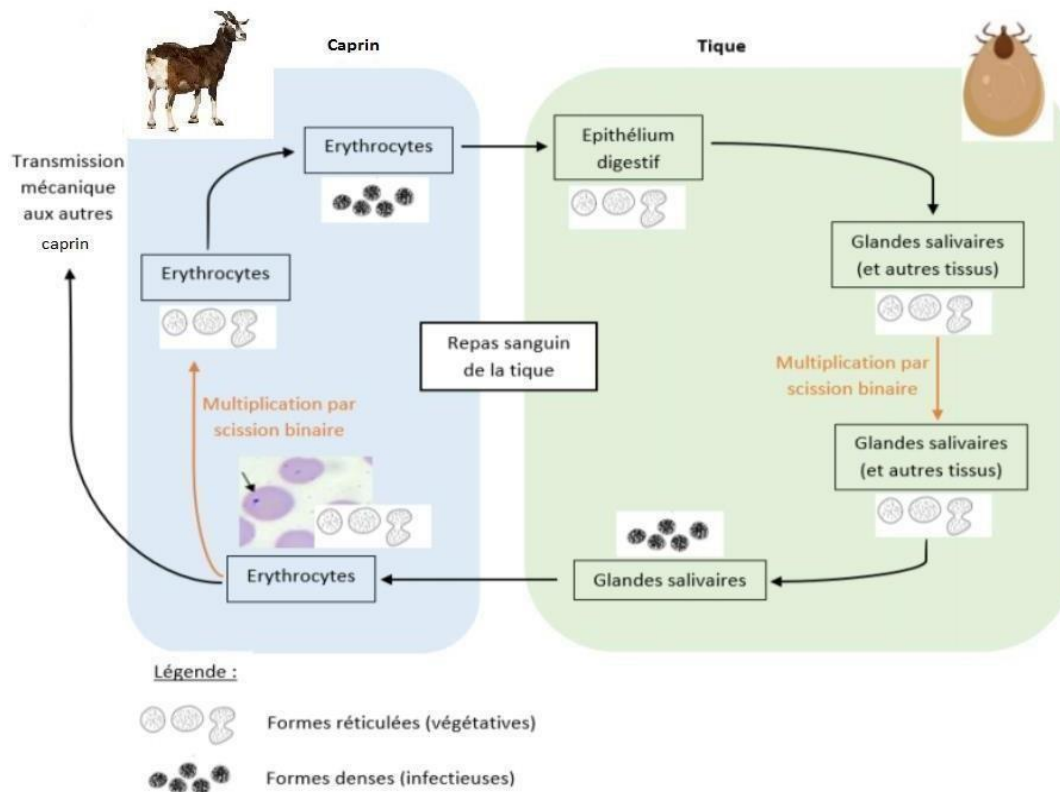


Figure 4. Cycle évolutif d'*Anaplasma caprae*.

I.3.5. Diagnostic

La détection préliminaire est basée sur des signes cliniques et des antécédents compatibles avec l'exposition à des facteurs de risque tels que les tiques et les animaux importés infectés.

I.3.5.1 Symptômes

- Fièvre ;
- Anémie ;
- Faiblesse ;
- Détresse respiratoire.

Les caprins de tous âges peuvent être infectés, mais la gravité de la maladie dépend de l'âge :

- La maladie est rare chez les animaux de moins de six mois.
- La maladie est généralement bénigne de six mois à une année.
- La maladie est aiguë chez les animaux âgés d'un à deux ans, mais elle est rarement mortelle.
- Les mortalités varient de 29 à 49% chez les animaux de plus de deux ans qui ont présenté une maladie clinique.

I.3.5.2 Diagnostic de laboratoire

➤ **Observation des thrombocytes sanguins au microscope**

Cette technique permet de voir l'*Anaplasma* dans les globules rouges malades (**Sazmand, 2012**).

➤ **PCR (Réaction en chaîne par polymérase)**

La PCR a une sensibilité et une spécificité élevées pour détecter *Anaplasma caprin* ADN dans le sang ou les tissus d'animaux infectés (**de la Fuente, 2007**).

➤ **Sérologie**

Les tests sérologiques permettent d'identifier les anticorps que le corps produit en réponse à l'infection par *Anaplasma caprin*. Les tests couramment utilisés comprennent les tests ELISA (Enzyme-Linked Immunosorbent Assays) (**Mekonnen, 2011**).

➤ **Analyse moléculaire**

L'utilisation de l'analyse moléculaire, telle que la séquence ADN, pour caractériser génétiquement les plaies d'*Anaplasma caprin* peut nous aider à mieux comprendre la diversité génétique et l'épidémiologie bactérienne de l'organisme (**González, 2013**).

I.3.6. Traitement

Le dipropionate d'imidocarbe (CARBESIA®) et l'Oxytétracycline sont utilisés dans les traitements de l'anaplasmose. Le CARBESIA® est beaucoup utilisé en France et la dose est de 3 mg/kg de poids vif dans le traitement de l'anaplasmose (**Hadjiat, 2021**).

CHAPITRE 2

**LES FACTEURS DE RISQUE DU
PARASITISME SANGUIN.**

CHAPITRE 2. LES FACTEURS DE RISQUES DU PARASITISME SANGUIN.

II.1. Les facteurs extérieurs

Les facteurs extérieurs peuvent avoir un impact significatif sur le parasitisme sanguin chez les chèvres, à savoir :

II.1.1. L'alimentation

II.1.1.1. Gestion du rationnement

La gestion adéquate du rationnement alimentaire peut contribuer à la prévention du parasitisme sanguin. Une suralimentation ou une sous-alimentation peuvent affaiblir le système immunitaire des chèvres et augmenter leur fragilité aux parasites sanguins. Il est important de fournir une quantité suffisante de nourriture de qualité et de surveiller l'état corporel des chèvres pour s'assurer qu'elles reçoivent une alimentation adéquate (**Anderson, 2016**).

II.1.1.2. Nutrition équilibrée

Une alimentation équilibrée et nutritive renforce le système immunitaire des chèvres, ce qui les aide à lutter contre les infestations parasitaires, y compris le parasitisme sanguin. Des niveaux appropriés de protéines, de minéraux, de vitamines et d'énergie dans l'alimentation peuvent contribuer à maintenir la santé globale des chèvres et à réduire leur sensibilité aux parasites (**Anderson, 2016**).

II.1.1.3. Qualité des pâturages

L'alimentation à base de pâturages peut influencer le risque de parasitisme sanguin. Des pâturages de mauvaise qualité, surexploités ou contaminés par des parasites peuvent augmenter l'exposition des chèvres aux parasites sanguins. Il est important de gérer les pâturages de manière adéquate, en veillant à une rotation régulière, à une fertilisation appropriée et à un contrôle des mauvaises herbes pour prévenir la surcharge parasitaire (**Abutarbush, 2017**).

II.1.1.4. Supplémentation alimentaire

Dans certaines régions où les pâturages peuvent être déficients en nutriments essentiels, la supplémentation alimentaire peut être nécessaire pour maintenir une bonne santé et réduire la susceptibilité aux parasites. Par exemple, la carence en minéraux tels que le cuivre, le zinc et le sélénium peut affaiblir le système immunitaire des chèvres, les rendant plus vulnérables aux parasites sanguins.

Une Supplémentation appropriée en fonction des besoins spécifiques de la région peut être recommandée (**Gómez-Rincón, 2019**).

II.1.1.5. Gestion du rationnement

La gestion adéquate du rationnement alimentaire peut contribuer à la prévention du parasitisme sanguin. Une suralimentation ou une sous-alimentation peuvent affaiblir le système immunitaire des chèvres et augmenter leur fragilité aux parasites sanguins. Il est important de fournir une quantité suffisante de nourriture de qualité et de surveiller l'état corporel des chèvres pour s'assurer qu'elles reçoivent une alimentation adéquate (Anderson, 2016).

II.1.2. Climat

II.1.2.1. Adaptation des parasites

Certains parasites sanguins sont adaptés à des conditions climatiques spécifiques. Par exemple, la mouche tsé-tsé, qui transmet la trypanosomiase, est présente dans certaines régions d'Afrique où le climat est chaud et humide. La connaissance de la distribution géographique des parasites sanguins et de leurs exigences climatiques peut aider à évaluer le risque d'infestation dans une région donnée (Welburn, 2016).

II.1.2.2. Effets indirects du climat

Le climat peut également avoir des effets indirects sur le parasitisme sanguin en influençant la disponibilité des ressources alimentaires, la qualité des pâturages et le comportement des chèvres. Par exemple, des conditions climatiques défavorables, telles que la sécheresse, peuvent entraîner une diminution de la qualité des pâturages, affaiblir les chèvres et augmenter leur vulnérabilité aux parasites sanguins (Abutarbush, 2017).

II.1.3. Saison

II.1.3.1. Saisons chaudes et humides

Les saisons chaudes et humides favorisent généralement la prolifération des parasites sanguins chez les chèvres. Les températures élevées et l'humidité créent des conditions favorables à la survie et à la reproduction des parasites, tels que les tiques, les mouches piqueuses et les moustiques. Ces parasites peuvent être plus actifs et leur population peut augmenter pendant les saisons chaudes et humides, ce qui accroît le risque d'infestation chez les chèvres (Phiri, 2006).

II.1.3.2. Saisons froides

Les saisons froides peuvent influencer le parasitisme sanguin de différentes manières. Dans certaines régions, les populations de parasites sanguins peuvent diminuer pendant les périodes froides, car les conditions climatiques défavorables limitent leur activité et leur survie. Cependant, dans d'autres régions, les parasites sanguins peuvent résister aux conditions hivernales et rester présents, en particulier

dans les zones à climat plus doux. Une gestion adéquate pendant les saisons froides est donc nécessaire pour prévenir les infestations et maintenir la santé des chèvres (**Abutarbush, 2017**).

II.1.3.3. Variations saisonnières des pâturages

Les saisons peuvent entraîner des variations de la qualité des pâturages, ce qui peut avoir un impact sur le parasitisme sanguin chez les chèvres. Par exemple, pendant les saisons de croissance des herbes, lorsque les pâturages sont abondants et luxuriants, les chèvres peuvent être exposées à une plus grande quantité de parasites sanguins présents dans l'environnement. Une surveillance régulière, une rotation appropriée des pâturages et une gestion des pâturages peuvent aider à réduire le risque d'infestation pendant les saisons où les pâturages sont plus propices à la survie des parasites (**Khan, 2016**).

II.1.3.4. Gestion saisonnière spécifique

La gestion du parasitisme sanguin chez les chèvres peut nécessiter des stratégies spécifiques en fonction des saisons. Par exemple, pendant les saisons chaudes et humides, des mesures de prévention telles que le contrôle des tiques et des mouches piqueuses, ainsi que des protocoles de déparasitage réguliers, peuvent être nécessaires pour réduire la charge parasitaire. Pendant les saisons froides, des mesures telles que la fourniture d'un abri adéquat et la gestion de la nutrition peuvent être importantes pour maintenir la santé des chèvres et prévenir les infestations (**Khan M, 2016**).

II.1.4. Type de stabulation

II.1.4.1. Stabulation entravée

Dans les systèmes de stabulation intensive, où les chèvres sont gardées en bâtiment tout au long de l'année, il peut y avoir une concentration élevée de chèvres dans un espace limité, ce qui facilite la propagation des parasites. Les chèvres en stabulation intensive sont plus susceptibles d'être exposées à des niveaux élevés de contamination environnementale par les parasites sanguins. Des mesures de prévention et de contrôle rigoureuses, telles que la déparasitassions régulière, l'hygiène des installations et une surveillance accrue de la santé, sont nécessaires pour réduire le risque de parasitisme sanguin dans ces systèmes (**al A. F., 2015**) ; (**al A. T., 2009**).

II.1.4.2. Stabulation extérieure (pâturage)

Dans les systèmes de stabulation extérieure où les chèvres ont accès aux pâturages, la gestion du parasitisme sanguin peut être plus complexe. Lorsque les chèvres sont au pâturage, elles sont exposées aux parasites sanguins présents dans l'environnement. La charge parasitaire peut varier en fonction des conditions climatiques, de la saison et de la gestion des pâturages. Une rotation régulière des pâturages, l'évitement de la surcharge de pâturage et la mise en place d'un programme de déparasitage adapté sont des stratégies couramment utilisées pour minimiser le parasitisme sanguin dans les systèmes de stabulation extérieure (**al G. S., 2016**) ; (**al J. S., 2008**).

II.2. Les facteurs intérieurs

Les facteurs intérieurs, tels que l'âge, le sexe, la race, l'état physiologique, et l'état sanitaire peuvent influencer le parasitisme sanguin chez les chèvres de différentes manières

II.2.1. Age

II.2.1.1. Sensibilité accrue des jeunes chèvres

Les jeunes chèvres sont souvent plus sensibles aux infestations parasitaires, y compris le parasitisme sanguin. Leur système immunitaire n'est pas entièrement développé, ce qui les rend plus susceptibles d'être infestées par des parasites. De plus, les animaux jeunes ont généralement moins de résistance et une tolérance réduite face aux parasites sanguins (**Cringoli, 2006**).

II.2.1.2. Immunité acquise avec l'âge

Les chèvres qui survivent à des infestations parasitaires antérieures développent souvent une certaine immunité acquise contre les parasites, y compris les parasites sanguins. Au fur et à mesure que les chèvres vieillissent, leur système immunitaire se renforce et leur capacité à résister aux infestations parasitaires s'améliore. Cependant, il convient de noter que cette immunité acquise peut varier en fonction de l'exposition antérieure aux parasites et de la charge parasitaire (**Torres-Acosta, 2012**).

II.2.1.3. Résistance réduite chez les chèvres âgées

Bien que les chèvres plus âgées puissent avoir développé une certaine immunité acquise, leur capacité à résister aux infestations parasitaires peut diminuer avec l'âge. Des facteurs tels que la diminution de l'efficacité du système immunitaire liée à l'âge et les éventuelles comorbidités peuvent rendre les chèvres âgées plus sensibles aux parasites sanguins (**Abutarbush, 2017**).

II.2.1.4. Impact sur la gestion parasitaire

Étant donné que les jeunes chèvres sont plus sensibles au parasitisme sanguin, des stratégies de gestion spécifiques peuvent être mises en place pour réduire les infestations chez ces animaux, telles que des programmes de déparasitage réguliers et une surveillance étroite. En revanche, les chèvres plus âgées peuvent nécessiter une attention particulière en termes de santé générale et de prévention des maladies associées au parasitisme sanguin (**Abutarbush, 2017**).

II.2.2. Sexe

Certaines études ont suggéré que les chèvres femelles peuvent être plus sensibles à l'infestation par *Haemonchus contortus*, un parasite sanguin courant chez les ruminants. Cela est dû en partie aux fluctuations hormonales associées au cycle reproductif des femelles, qui peuvent affecter leur système immunitaire et les rendre plus susceptibles aux parasites. Cependant, d'autres études ont rapporté des

résultats contradictoires, soulignant l'importance de prendre en compte d'autres facteurs tels que l'âge et la génétique, **(Hoste, 2010)**.

Pour d'autres parasites sanguins tels que les tiques, les mouches piqueuses et les moustiques, il n'y a généralement pas de différence significative entre les sexes en termes de prévalence d'infestation. Ces parasites peuvent affecter à la fois les chèvres mâles et femelles de manière égale **(McArthur, 2002)**.

II.2.3. Etat physiologique

II.2.3.1. Gestation

Pendant la gestation, les chèvres peuvent présenter des modifications hormonales et immunitaires qui peuvent influencer leur susceptibilité au parasitisme sanguin. Certaines études suggèrent que les chèvres gestantes peuvent être plus résistantes aux parasites sanguins en raison de l'immunosuppression naturelle pendant la gestation, ce qui peut réduire la réaction immunitaire excessive aux parasites. Cependant, il est important de noter que des études contradictoires existent également, et d'autres facteurs tels que la nutrition et les conditions d'élevage peuvent également influencer les interactions entre la gestation et le parasitisme sanguin chez les chèvres **(Hoste, 2008)**, **(Roeber, 2013)**.

II.2.3.2 Allaitement

Pendant la période d'allaitement, les chèvres peuvent également être plus vulnérables au parasitisme sanguin. La production de lait demande des ressources énergétiques et nutritionnelles importantes, ce qui peut affaiblir le système immunitaire des chèvres et les rendre plus susceptibles aux parasites sanguins. Il est donc essentiel de maintenir une alimentation adéquate et de surveiller la santé des chèvres allaitantes pour minimiser les risques de parasitisme sanguin **(Randhawa, 2021)**.

II.2.3.3 Vide

Les chèvres en période vide peuvent être plus sensibles au parasitisme sanguin en raison d'une réponse immunitaire plus active en l'absence des modifications hormonales associées à la gestation. Cela peut entraîner une réaction inflammatoire plus prononcée face aux parasites sanguins. Une bonne gestion sanitaire, y compris la déparasitassions régulière et la surveillance de la santé, est essentielle pour maintenir la résistance au parasitisme sanguin chez les chèvres en période de vide **(Morris, 2017)**.

II.2.3.4. Etat sanitaire

Les chèvres atteintes de pathologies immunitaires, telles que des maladies virales ou des infections bactériennes, peuvent présenter une diminution de leur réponse immunitaire, ce qui peut les rendre plus sensibles au parasitisme sanguin. Les infections qui affaiblissent le système immunitaire peuvent permettre aux parasites sanguins de proliférer plus facilement dans l'organisme de la chèvre. Il est donc important de maintenir un état de santé optimal chez les chèvres et de prendre des mesures pour prévenir et contrôler les infections susceptibles d'affecter leur immunité **(Gilleard, 2006)** ; **(Shahzad, 2017)**.

Partie II

PARTIE EXPERIMENTALE

I.1. Objectif de l'étude

Cette étude a pour but d'identifier les différents facteurs de risque du parasitisme sanguin chez les caprins dans la région de Tiaret. Dans ce cadre, nous nous sommes fixés les objectifs suivants :

- Identifier les différents parasites sanguins chez les caprins au niveau de la région de Tiaret ;
- Déterminer les différents facteurs de risque ;
- Déterminer les modes de transmission ;
- Identifier les différents vecteurs disponibles dans la région d'étude.

I.2. Description de la région d'étude

La wilaya de Tiaret se situe au centre ouest de la région la région des hauts plateaux du pays et distante de 340 km d'Alger. Elle est limitée par les wilayas suivantes : Au Nord : Tissemsilt et Relizane, Au Sud Laghouat et El Bayed, Au L'Ouest Mascara et Saida et Djelfa à l'Est.

Le territoire de la wilaya se caractérise par un climat rigoureux un hiver avec une fréquente chute de neige et un été chaud et sec.

Notre échantillonnage a été réalisé auprès de 5 communes : Mehdia, Ksar chellala, Sougueur, Tousnina, Ain kermes

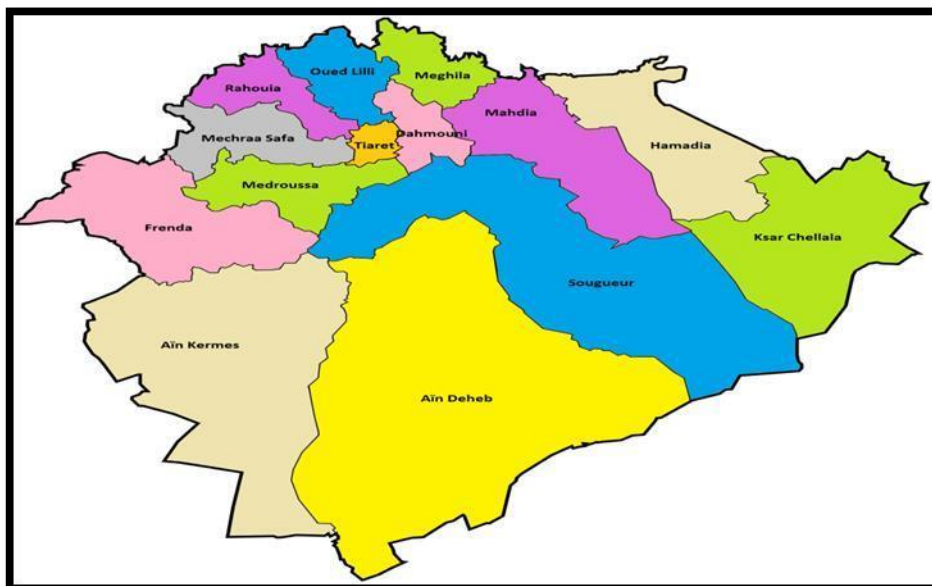


Figure 5. Carte géographique de la wilaya de Tiaret.

I.3. Période de l'étude

La période de cette étude s'est étalée de **Février 2023 au Mai 2023**, ou nous avons examiné un effectif de 81 têtes de caprins qui ont été hébergés dans 08 différents élevages. Cette période a été divisée en deux saisons : hivernale et estivale.

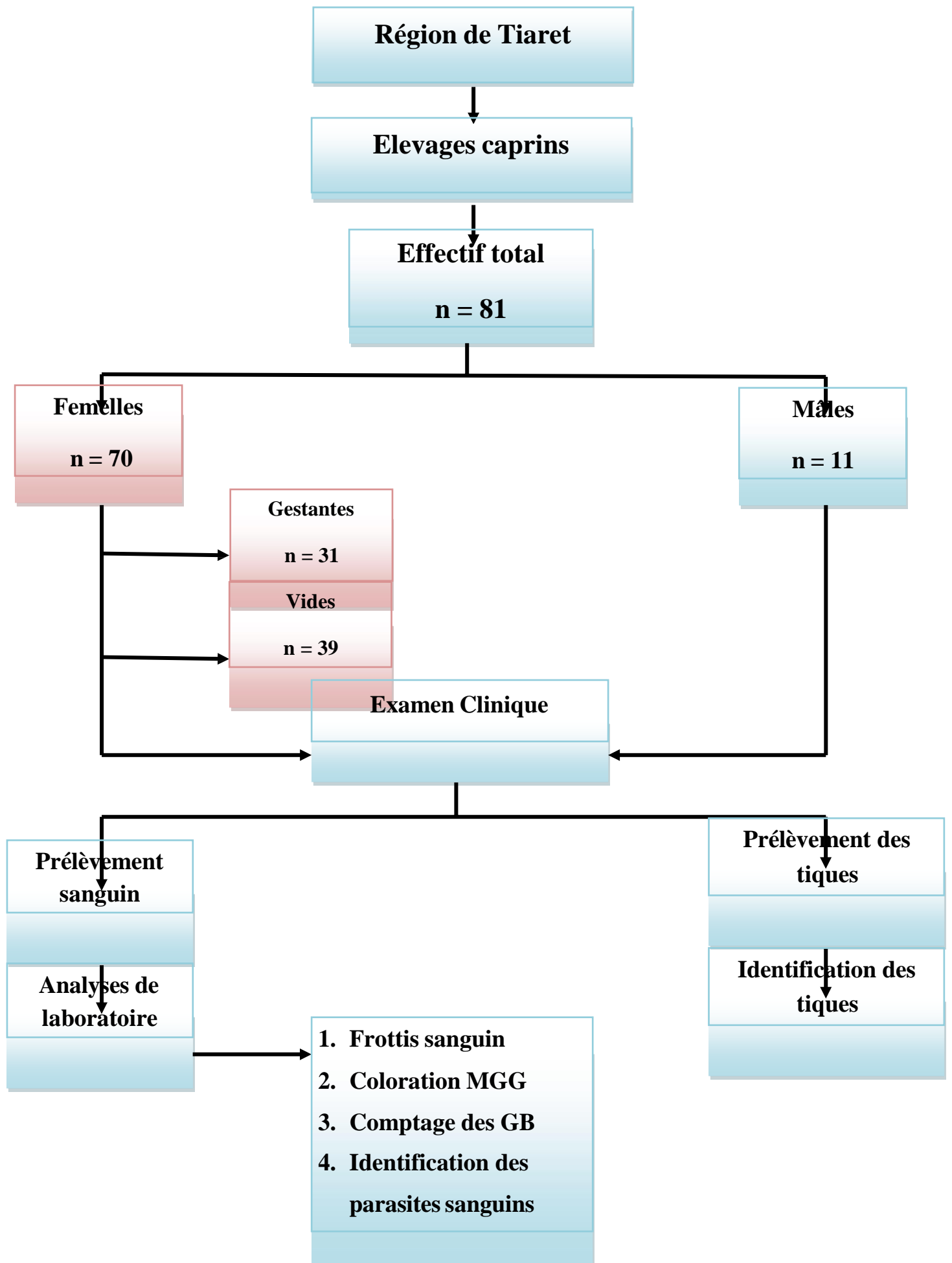


Figure 6. Protocole expérimental

I.4. Sélection des Animaux

Cette étude a été menée sur un effectif de 81 têtes de caprins (mâles et femelles), de différentes races, hébergés dans 08 élevages différents au niveau de la région de Tiaret, âgés de 02 mois à 10 ans. Ces animaux ont été identifiés selon leurs âges, sexe, état physiologique, déparasitage et le type de déparasitage (**Voir annexe 01**). En outre, un examen clinique a été effectué pour chaque sujet étudié.

Tableau 1. Répartition des sujets examinés en fonction de la région.

N°	Communes	Elevage	Nombre de sujets examinés
1	Mahdia	B	09 têtes
		C	15 têtes
2	Ksar chellala	D	21 têtes
3	Tousnina	H	08 têtes
4	Sougueur	L	03 têtes
		F	07 têtes
		E	02 têtes
5	Ain Kermes	Z	16 têtes

I.5. Prélèvement sanguin

I.5.1. Matériel de prélèvement

1. une blouse.
2. des seringues jetables de 5cc à usage animal.
3. des gants.
4. une glacière.
5. Appareil photo pour la prise des photos.
6. Des tubes EDTA.
7. Des tubes secs.

I.5.2. Technique de prélèvement (sang)

Les prélèvements sanguins ont été réalisés à partir de la veine jugulaire, le sang a été recueilli dans des tubes EDTA, les échantillons ont été étiquetés (le matricule) puis transportés vers le laboratoire de biochimie de (l'institut de vétérinaires l'habitat. Tiaret) dans une glacière dans un délai de 2h.

I.6. Technique de prélèvement (tique)

Les prélèvements des tiques ont été réalisés à partir des régions glabres (oreilles, ventre, queue ...), les tiques a été recueilli dans des tubes secs et couvrir par l'alcool, puis étiquetés les tubes (le matricule), et transportés vers le laboratoire de parasitologie de (l'institut de vétérinaires l'habitat. Tiaret).

I.7. Analyses de laboratoire

I.7.1. Matériel utilisé

1. Lames et lamelles.
2. Colorant May-Grunwald.
3. Colorant Giemsa.
4. L'eau distillée.
5. Alcool.
6. Microscope optique.
7. Hématimètre de Mallassez.
8. Boîtes.
9. Pince.
10. Liquide de dilution des GB (Lazarus).
11. Micropipette

I.7.2. Techniques d'analyse

Les analyses de laboratoire concernant les prélèvements sanguins des animaux dans cette étude (caprins) ont été basées sur l'examen hématologique (recherche des parasites, comptage de globules blancs).

1.7.2.1 Frottis sanguin

Immédiatement après le prélèvement sanguin, nettoyer la lame et lame d'étalement (côtés et bords) avec l'alcool et sécher avec du papier absorbant, puis déposer une goutte de sang à l'extrémité de la lame avec un tube capillaire et placez la lame d'étalement on forme un angle de 30 à 45° avec la lame. Reculer cette lame d'étalement jusqu'au contact de la goutte de sang pour faire s'étendre, par capillarité sur toute la largeur de la lame d'étalement ,en suite déplacer lame d'étalement avec un mouvement rapide vers l'avant en glissant sur la lame puis séchez le frottis a l'aire (figure 07) . Le frottis obtenu :

- Ne doit être ni trop épais, ni trop mince.
- Ne doit atteindre ni les bords, ni les extrémités de la lame.

- Ne doit pas présenter de trous, ni stries.
- Doit être aussi régulier que possible.

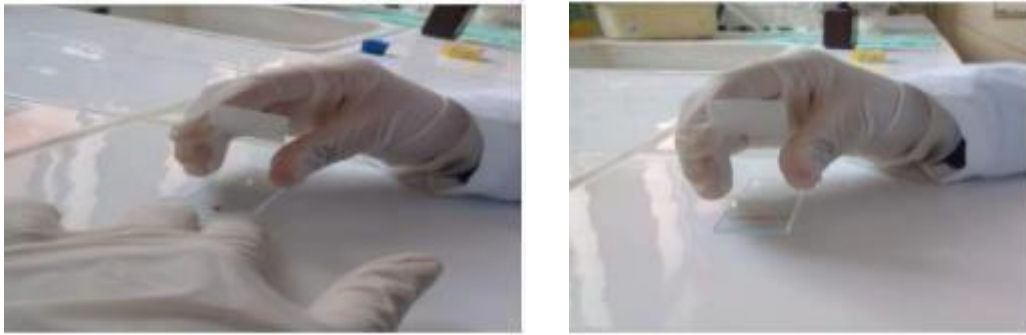


Figure 7. Réalisation du frottis sanguin.

1.7.2.2 Coloration May-Grünwald – Giemsa

Le principe de cette coloration repose sur l'action combinée de deux colorants neutres : May-Grünwald –Giemsa (MGG).

1.7.2.2.1 Technique de coloration

- Couvrir le frottis avec un volume de May-Grünwald pur pendant 1-3 minutes ;
- Ajouter le même volume d'eau distillé pendant 1 minute ;
- Eliminer l'excès de colorant par égouttage ;
- Couvrir le frottis avec la solution de Giemsa diluée dans l'eau distillé (1 ml de Giemsa dans 9 ml de l'eau distillé pour 4 à 5 lame) pendant 15-20 minutes ;
- Laver rapidement à l'eau courante ;
- Laisser la lame sécher à l'air ;



Figure 8. Colorant MGG.

I.8. Méthode de comptage de GB

- Le sang est dilué au 1/20^{ème} à l'aide du liquide de Lazarus, un diluant leucocytaire qui lyse les globules rouges et laisse intacts les globules blancs.
- Déposer une goutte de liquide (sang et lazarus) entre la lame et la lamelle ; vérifier que la répartition des cellules est bien homogène
- **L'observation par microscope optique à l'objectif x 100** : On compte les globules blancs sur 5 bandes horizontales soit dans un volume de $0,1 \times 5 = 0,5 \text{ mm}^3$. Il suffit ensuite de multiplier le nombre obtenu par 200 pour ramener au ml^3 de sang.

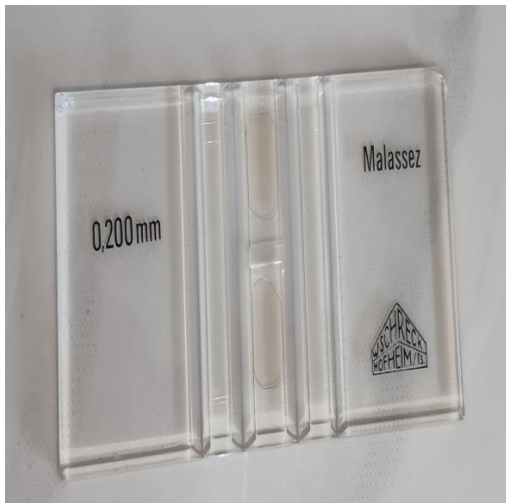


Figure 9. Hématimètre de Malassez.



Figure 10. Observation au microscope optique (OPTIKA).

I.9. Identification des Tiques

Après la récolte des tiques à l'aide d'un pince une observation sous une loupe binoculaire, par une comparaison entre nos observations et les images de guide d'identification (**R.Walker, 2003**) nous avons identifié le genre et le sexe des tique de notre échantillon.



Figure11. Identification des tiques par loupe binoculaire

RÉSULTATS

Résultats

Notre étude a été réalisée dans différents élevages caprins de cinq communes de la wilaya de Tiaret (Mahdia, Ksar Chellala, Tousnina, Ain Kermes et Sougueur). Les animaux sélectionnés dans cette étude étaient d'âges différents, des 2 sexes, et de race « Arbia » et « Chamia ». La période d'étude s'est étalée de Janvier à Mai 2023.

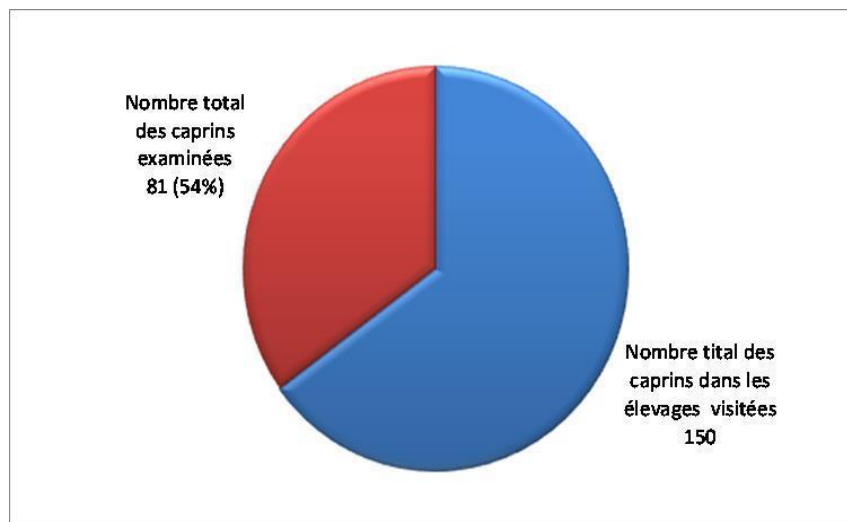


Figure 12. Effectif des caprins examinés

Dans notre étude le nombre total de caprins comptait 150 têtes dans les cinq élevages visités, l'effectif inclus dans ce travail était composé de 81 sujets, soit 54 % de l'effectif total.

Tableau 02. Nombre de caprins examinés dans les différents élevages au niveau de quelques communes de la wilaya de Tiaret

Communes	Élevage	Nombre de caprins dans chaque élevage	Nombre de caprins examinés	Pourcentage (%)
Mahdia	B	12	9	11,11
	C	18	15	18,52
Ksar Chellala	D	44	21	25,92
Tousnina	H	15	8	9,88
Sougueur	F	9	7	8,64
	L	17	3	3,70
	E	9	2	2,47
Ain Kermes	Z	26	16	19,75
05	08	150	81	100

Le tableau **02** Représente le nombre de caprins examinés dans les élevages inclus dans notre étude. Ainsi, 8 élevages au total ont fait l'objet de notre échantillon de travail, avec 2 élevages dans la commune de Mahdia et 3 autres élevages au niveau de la commune de Sougueur ; par contre dans les communes de Ksar Chellala, Tousnina et Ain Kermes, nous n'avons visité qu'un seul élevage dans chacune de ces communes. Notons que le nombre total des caprins dans les élevages visités était de 150 dont 81 ont composé l'effectif de notre travail, soit 54 % de l'effectif total. La majorité des caprins ont été désignés dans la région de Mahdia.

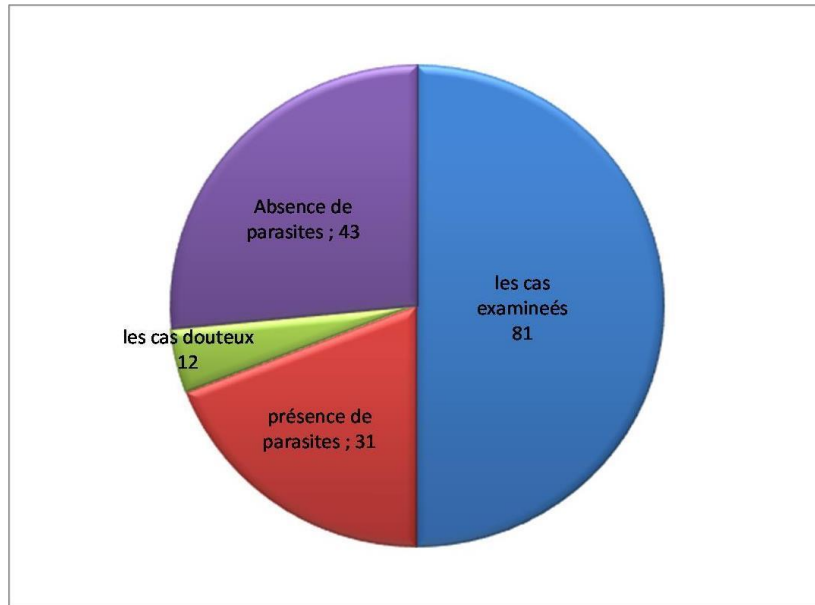


Figure 13. Prévalence globale des parasites sanguins

Sur un total de 81 frottis sanguins colorés selon MGG issus de prélèvements de sang sur EDTA des caprins examinés, l'observation microscopique a révélé 31 cas de parasites intracellulaires, soit 38,27% ; 12 cas douteux, soit 14,81% dont la lecture et la distinction des inclusions intracellulaires a été difficile voire impossible et 38 cas négatifs (46,91 %), ne présentant aucun parasite.

Commune	Total de l'effectif des caprins	Nb de cas parasités	Pourcentage (%)
Ain Kermes	16,0	16,0	100,0
Ksar Chellala	21,0	5,0	23,8
Mahdia	24,0	5,0	20,8
Sougueur	12,0	0,0	0,0
Tousnina	8,0	3,0	37,5

Tableau 03. Prévalence des parasites sanguins dans les élevages visités de quelques communes de la wilaya de Tiaret

Le tableau 03 Représente la prévalence de l'infestation des caprins par les parasites sanguins dans les différents élevages de quelques communes de la wilaya de Tiaret. En effet, nous remarquons que la totalité des caprins examinés ont été infectés par les parasites sanguins, c'est le cas de la région de Ain Kermes, alors que dans d'autres élevages, nous n'avons noté aucun cas de parasitisme sanguin ; tel est le cas de la commune de Sougueur. Toutefois, dans les communes de Ksar Chellala, Mahdia et Tousnina, des taux respectifs de 23.8%, 20.8% et 37.5% d'atteinte parasitaire ont été enregistrés.

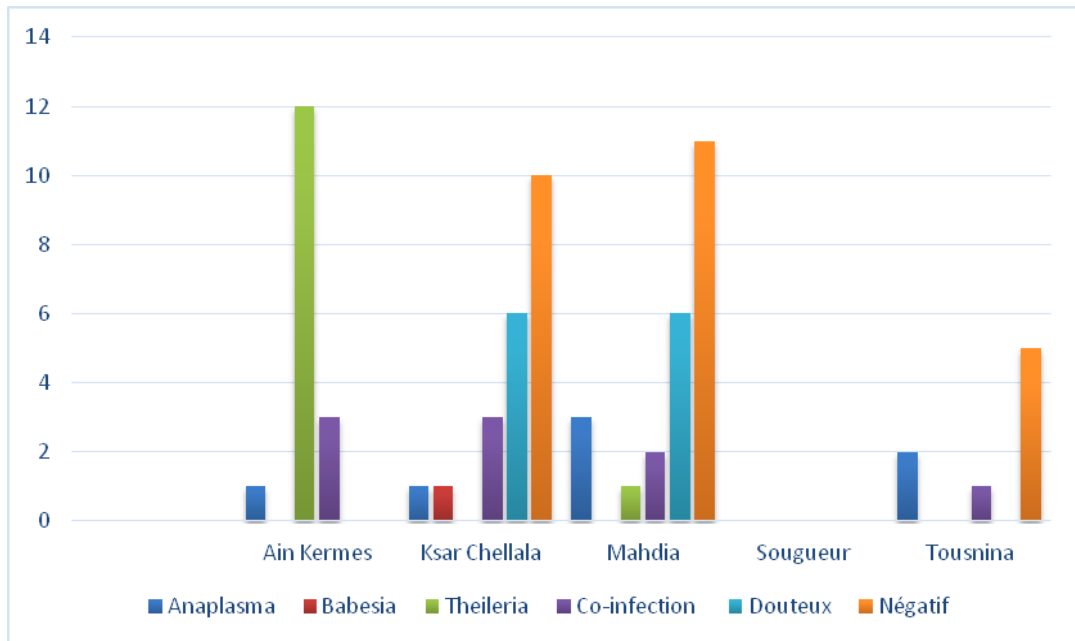


Figure 14. Taux d’infestation par les parasites sanguins dans quelques Communes de la wilaya de Tiaret

La figure 14 montre que le genre *Theileria* est plus prépondérant dans l’élevage d’Ain Kermes et à moindre taux à Mahdia, par contre aucune infection à *Theileria* seule n’a été observée dans le reste des communes. Quant à l’infection unique par *Babesia*, un seul cas a été enregistré à Ksar Chellala. Les cas du genre *Anaplasma* ont été repérés dans toutes les communes à l’exception de la commune de Sougueur qui s’est révélée exempte de tout parasitisme sanguin. Cependant, les co-infections à *Babesia/Theileria* et à *Babesia/Anaplasma* ont été décelées dans les communes de Mahdia, Ksar Chellala, Tousnina et Ain Kermes.

Au cours de nos visites dans les différents élevages des 5 communes impliquées dans notre étude, nous avons pu collecter quelques tiques. En se basant sur le guide de Walker et al. (2003), nous avons pu identifier 2 genres de tiques avec leur nombre et sexe.

Tableau 04. Les types de tiques observées sur les caprins des différents élevages visités

Sexe et nombre de tiques	Type de la tique
1 mâle	<i>Rhipicephalus bursa</i>
1 femelle	<i>Rhipicephalus bursa</i>
1 mâle	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>
02 mâles	<i>Rhipicephalus bursa</i>
02 femelles	<i>Rhipicephalus bursa</i>
03 mâles	<i>Rhipicephalus bursa</i>
02 femelles	<i>Rhipicephalus bursa</i>
03 femelles	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>
03 femelles	<i>Rhipicephalus bursa</i>
01 mâle	<i>Rhipicephalus bursa</i>
05 femelles	<i>Rhipicephalus bursa</i>
01 femelle	<i>Rhipicephalus bursa</i>
01 femelle	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>
01 mâle	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>
01 mâle	<i>Rhipicephalus bursa</i>
07 femelles	<i>Rhipicephalus bursa</i>
01 femelle	<i>Rhipicephalus sensu lato</i>

Les espèces de tiques identifiées sont inscrites sur le tableau 04, appartenant toutes au genre *Rhipicephalus*, dont *Rhipicephalus bursa* (8 mâles et 21 femelles) et *Rhipicephalus sanguineus* (2 mâles et 4 femelles) et une seule espèce non identifiée *Rhipicephalus sensu lato*.

Nous rappelons aussi que le prélèvement de tiques n'a pas été effectué sur tout l'effectif examiné, ceci est dû soit à l'absence de tique, soit aux contraintes rencontrées sur le terrain.

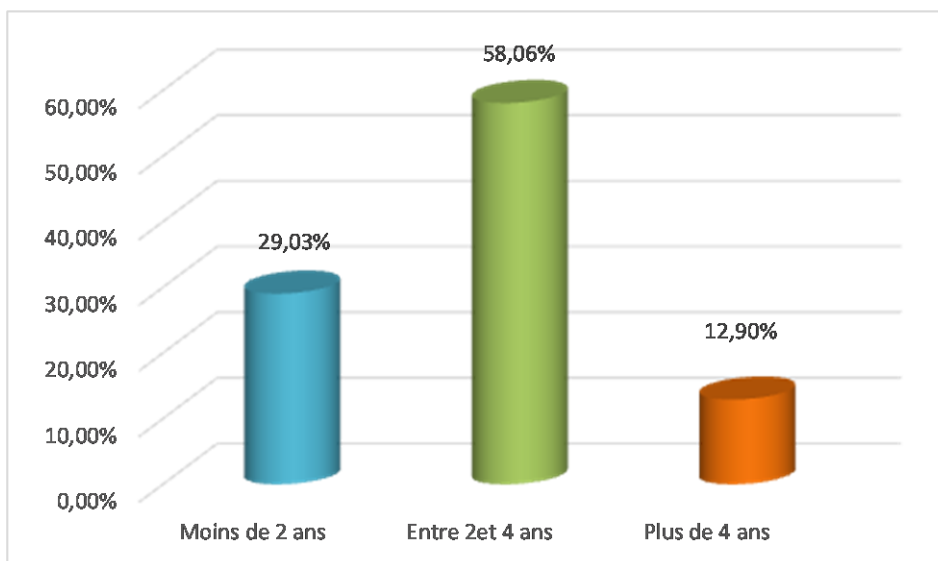


Figure 15. Répartition des cas de parasitisme sanguin en fonction de l'âge

La relation entre le parasitisme et l'âge comme illustrée dans la figure 15, montre que le taux d'infection des jeunes dont l'âge est compris entre 2 et 4 ans est supérieur à 50 % par rapport à celui des adultes de plus de 4 ans (12,90%), et les sujets moins de 2 ans (29,03%).

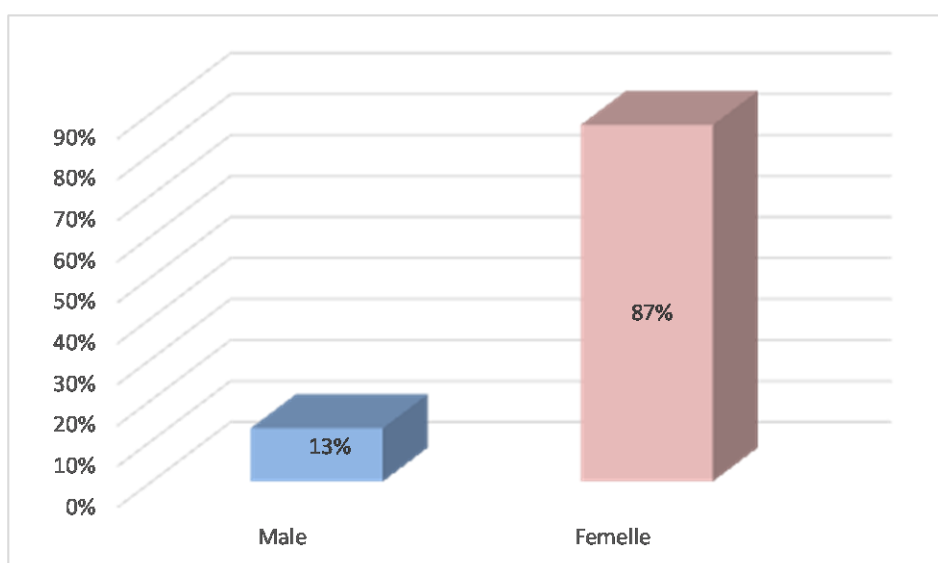


Figure 16. Répartition des cas de parasitisme sanguin en fonction du sexe

Notons que 87 % de l'atteinte par les parasites sanguins a concerné les femelles par contre les mâles ne présentaient que 13 % d'infection par les parasites sanguins. Toutefois, nous rappelons que l'échantillon de notre étude a été majoritairement composé de femelles.

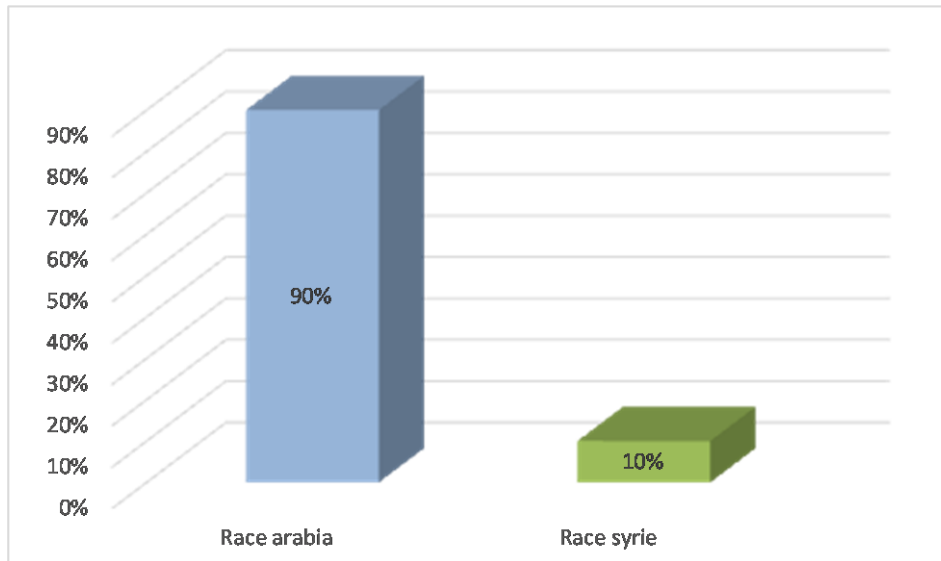


Figure 17. Répartition des cas de parasitisme sanguin en fonction de la race

Le taux d'infection de la race Arbia (90 %) est nettement supérieur par rapport à celui de la race Syrienne, appelée aussi « Chami » (10 %). L'enregistrement de ce taux est plutôt attribué au fait que la race Arbia est dominante dans les différents élevages que nous avons exploré au cours de notre travail.

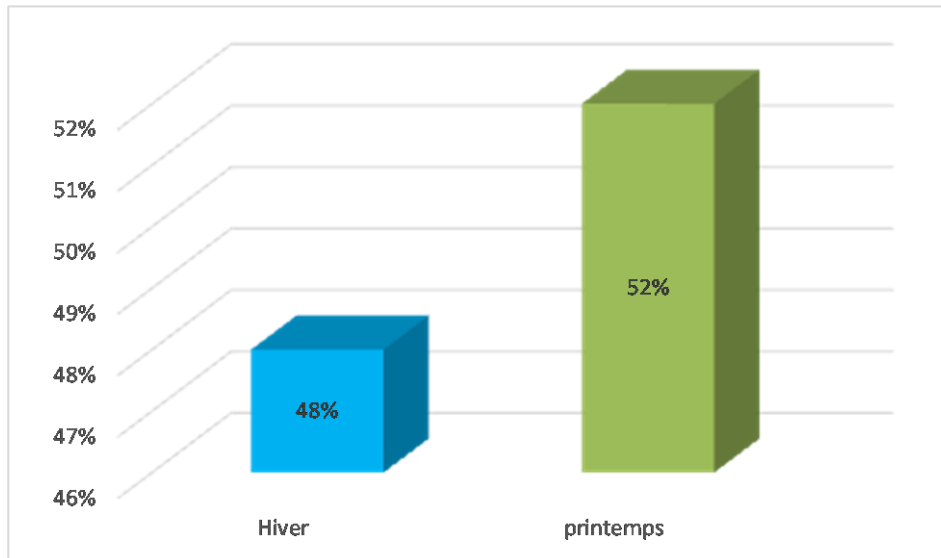


Figure 18. Répartition des cas de parasitisme sanguin en fonction de la saison

Notre protocole d'étude a été réalisé au cours de deux périodes climatiques différentes, l'hiver et le printemps. La figure n° révèle un taux de parasitisme plus élevé au cours du printemps (52%). En effet, il est tout à fait naturel de rapporter ce taux car à cette période les animaux sont mis au pâturage où les tiques deviennent plus actives.

Discussion

Discussion

III.1 Echantillonnage

Dans notre étude le nombre total de caprins comptait 150 têtes dans les cinq élevages visités, l'effectif inclus dans ce travail était composé de 81 sujets, soit 54 % de l'effectif total provenant de différentes fermes répartis dans la région de Tiaret.

Pour cette étude, notre échantillon a été choisi aléatoirement et nous n'avons pas pu prélever le nombre d'animaux prévu à cause de l'absence d'animaux, de l'indisponibilité des éleveurs et parfois par le manque de confiance de la part des propriétaires. De plus, dans quelques élevages, ce sont les éleveurs qui imposaient le nombre de têtes à prélever, ce qui a amené quelque fois à fausser notre échantillonnage (**Rahiche, 2017**).

Notre étude s'est étalée du mois de février à mai les cas du parasitisme sanguin s'observe sur toute l'année en Algérie, mais la majorité des cas sont concentrés entre avril et septembre. Ceci pourrait expliquer que l'activité des tiques est durable durant toute l'année, ce qui rend l'apparition des cas de la babésiose possible au cours de toute l'année, plus particulièrement entre le printemps et l'automne où l'activité des tiques est maximale.

III. 2 La prévalence des parasites

Selon notre étude et ce que nous avons atteint grâce à nos résultats, nous avons trouvé 3 types de parasites (babésiose ; theileriose ; anaplasmosse) par une observation microscopique le pourcentage des sujets infecter par le parasitisme sanguin est (38,27%), (8,6%) des cas douteuses et (53,1%) sain.

Nous avons constaté que : 03 espèces parasites étaient présentes chez 31 chèvres (38,27%) ces types sont représenté par *Theileria*, *Anaplasma* et *Babesia*, où *Theileria* a été le plus présente avec une propagation de 14 chèvres, suivi d'*Anaplasma* avec un taux de 7 chèvres et ensuite *Babesia* avec un seul taux de chèvre, avec la présence d'association de deux parasites (*Theileria+Babesia*) avec un taux de 6 chèvres et (*Theileria+ Anaplasma*) avec un taux de 3 chèvres.

III.3 La relation entre le sexe et le parasitisme

L'histogramme montre que sur un total de 81 caprins, 11 sont des mâles et 70 sont des femelles. Nous avons constaté que sur 11 échantillons chez les mâles, 04 cas positifs ont été trouvés, le taux de positivité est donc de 36,36%, mais chez les femelles de (70 chèvres), il y a 27 cas positifs pour cela, le taux de positivité est de 38,57%. Ces résultats renseignent que le pourcentage des positivités chez les femelles est supérieur à celle chez les mâles.

D'après González-Garduño, les chèvres femelles sont généralement plus touchées par le parasitisme sanguin que les mâles en raison de facteurs biologiques et comportementaux spécifiques. Les fluctuations hormonales associées au cycle reproducteur des femelles peuvent affaiblir leur système immunitaire, les rendant ainsi plus vulnérables aux parasites sanguins. De plus, pendant la gestation et la lactation, les femelles subissent un stress physique et physiologique accru, ce qui peut également affaiblir leur système immunitaire et favorise les infections parasitaires.

Le comportement de regroupement des chèvres femelles, notamment pendant la saison de reproduction, peut également jouer un rôle dans la propagation des parasites sanguins. Le regroupement favorise le contact étroit entre les individus, ce qui facilite la transmission des parasites d'un animal à un autre.

Il convient de noter que ces facteurs ne s'appliquent pas nécessairement à toutes les situations et peuvent varier en fonction de l'environnement spécifique et des pratiques d'élevage (**González-Garduño, 2021**).

III. 4 La relation entre l'âge et le parasitisme sanguin

On note que l'effet de l'âge dans les régions de Tiaret indique que les caprins adultes étaient Plus touchés que les jeunes caprins, car nous avons constaté dans notre étude que sur 31 caprins qui ont été examinés, il y avait 09 cas positifs pour les caprins de moins de deux ans, à un taux de 0,29 % et 18 cas positifs pour caprins âgés de deux à quatre ans, à un taux de 0,58% et Enfin, 04 cas positifs de caprins âgés de plus de quatre ans, à un taux de 0,13%.

Dans le cadre de nos travaux, ces différences ne sont pas statistiquement significatives. Ces résultats peuvent probablement être liés au mode de vie des animaux : les chèvres aussi généralement en stabulation entravée durant leurs premiers mois de vie, réduisant ainsi danger d'exposition aux tiques dans les pâturages.

De nombreuses études ont montré que les jeunes animaux de moins de deux ans sont plus résistants aux maladies que les adultes, et il est également possible que l'immunité soit acquise grâce à la présence d'anticorps maternels (**Bouzidi, 2017**).

III. 5 La relation entre la race et le parasitisme sanguin

Grâce à nos expériences et sur la base de la figure 17 nous avons étudié deux races caprines où nous avons trouvé le taux d'infection de la race abria (90 %) par rapport la race Chamia (10 %).

D'après Hoste, le parasitisme sanguin chez les caprins peut être influencé par plusieurs facteurs, y compris la race. Certaines races peuvent présenter une prédisposition génétique à certaines infections parasitaires, tandis que d'autres peuvent avoir une résistance accrue. Cependant, il convient de noter que l'importance de la race en tant que facteur du risque peut varier selon la région géographique et les parasites spécifiques impliqués (**Hoste, 2006**).

III. 6 La relation entre la saison et le parasitisme sanguin

Notre étude s'est étalée du mois de février à mai, les échantillons de sang que nous avons prélevés l'ont été en deux saisons, l'une est chaude (printemps) et l'autre est froide (hiver). Les cas du parasitisme sanguin s'observent sur toute l'année en Algérie, mais la majorité des cas sont concentrés entre avril et septembre. Ceci pourrait expliquer que l'activité des tiques est durable durant toute l'année, ce qui rend l'apparition des cas de la babésiose possible au cours de toute l'année, plus particulièrement entre le printemps et l'automne où l'activité des tiques est maximale.

Et d'après ce que nous avons trouvé dans la figure 18 les cas positifs dans les deux saisons, elle existe une grande différence de taux, représentés par une moyenne de 48 en hiver et 52 au printemps.

La saison peut affecter le parasitisme du sang chez les chèvres. Les parasites sanguins tels que les tiques ont tendance à être plus actifs pendant les saisons chaudes et humides, car plusieurs résultats ont montré une augmentation significative de l'infestation de tiques pendant la saison chaude et humide, la prévalence la plus élevée étant observée en été. Les auteurs ont également observé une augmentation de l'infestation de tiques au cours de cette période. Cela indique une association entre la saison chaude et l'augmentation du parasitisme hématologique chez les chèvres (**Khan, 2015**).

III.7 Prévalence du parasitisme sanguin de la région

Au cours de nos recherches, nous avons visité plusieurs fermes au niveau de la wilaya de Tiaret et dans différentes communes et départements, qui sont (Mahdia, Ain Kermès, Tousnina, Sougueur et Kasr chellala). Et à partir de nos résultats, nous avons constaté qu'il y a une différence dans les cas positifs de parasitisme sanguin, où le taux d'infection pour les fermes était le suivant :

- Mahdia :(22,60%)
- Tousnina ; (9,67%)
- Kasr chalala : (16,12%)
- Ain karmas : (51,62%)

L'altitude peut affecter le risque de développer un parasitisme sanguin. Les zones montagneuses peuvent abriter des ravageurs adaptés aux climats froids, car plusieurs études ont montré qu'il existe une prévalence plus élevée d'infestation de tiques chez les chèvres dans les zones montagneuses que dans les basses terres.

Les zones à couverture végétale dense et à accès limité à de bons pâturages peuvent augmenter le risque de parasitisme sanguin chez les chèvres et la densité de la végétation a également été associée à la propagation de l'infestation par les tiques chez les chèvres (**Soundararajan, 2018**).

III.8 Relation entre la présence des tiques et le parasitisme sanguin

Lors de nos promenades, nous avons cherché des tiques chez les chèvres, et nous en avons souvent trouvé dans les derniers mois de nos recherches, qui étaient plutôt chauds par rapport aux premiers.

Les tiques sont considérées comme l'un des vecteurs de parasites sanguins les plus importants qui infectent les chèvres. Les tiques se propagent souvent dans les zones boisées, les pâturages herbeux et les zones à végétation dense, car des études ont montré que les chèvres élevées dans les zones forestières étaient plus susceptibles d'être infectées par des tiques que celles élevées dans les zones désertiques. La saison joue également un rôle important. Les tiques sont généralement plus actives pendant les mois chauds et humides et sont plus fréquentes pendant la saison des pluies, lorsque les conditions environnementales sont plus favorables à leur survie et à leur reproduction. D'autres facteurs de risque comprennent les pratiques d'élevage et les mesures de lutte contre les tiques. Les systèmes d'élevage intensif, les pâturages surpeuplés et le manque de mesures préventives peuvent tous augmenter le risque d'infestation de tiques chez les chèvres. Des études ont montré que l'utilisation régulière de traitements antiparasitaires appropriés et

l'application de bonnes pratiques de gestion des pâturages peuvent réduire le risque d'infestation par les tiques chez les chèvres (**M'ghirbi, 2019**).

A la fin, au cours de nos études recueillies nous constatons que les chèvres ne sont pas protégées contre les tiques, ainsi que les conditions sanitaires ne sont pas respectées.

Conclusion et Recommandations

Conclusion

L'infection parasitaire est très complexe, multifactorielle, et potentiellement variable d'un élevage à un autre ou d'un animal à l'autre.

Afin de répondre à nos objectifs, nous avons utilisé plusieurs étapes pour identifier ces facteurs : prélèvement sanguin ; frottis sanguin ; coloration MGG et prélèvements des tiques pour déterminer les différents types et les différentes espèces de tique disponibles dans la région d'étude.

Les résultats microscopiques ont décelé la présence de trois types parasitaires, la prévalence la plus élevée était le *Theiléria* (45,20%), suivie par le *Babesia* (22,27%), puis l'*Anaplasema* (3,22%).

Le taux de contamination des animaux, étaient très élevés et différents selon les différents facteurs influençant comme l'âge ; le sexe ; la race ; type de parasites ; type de tique et la saison. Ces facteurs sont considérés comme la source principale de ces infestations parasitaires.

Recommandations

- Respecter le protocole sanitaire ;
- Utilisation de molécules efficaces d'antiparasitaire et toujours il faut changer les molécules pour éviter la bio-résistance ;
- Respect des règles d'hygiène au sein des élevages ;
- Séparation des animaux en fonction de leur âge ;
- Désinfection des élevages ;
- Vaccination systématique annuelle contre les infections bactériennes.
- Éviter la cohabitation entre les différentes espèces animales.

**RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUES**

1. Ahlam, M. (2020). Effet des traitements hormonaux de synchronisation de l'oestrus sur les performances reproductives des brebis dans la région de M'sila. *Thèse de doctorat* . Université Mohamed Boudiaf-M'sila.
2. A. F. (2015). Parasitic infection in sheep and goats under different managerial conditions in Sudan. *Journal of Advanced Veterinary and Animal Research* .
3. A. T. (2009). Assessment of the risk factors for parasitic diseases in dairy goats from Castilla y Leon, Spain. *Veterinary Parasitology* .
4. G. S. (2016). Prevalence of gastrointestinal helminth parasites of goats in and around Dibrugarh, Assam, India. *Journal of Parasitic Diseases* .
5. J. S. (2008). Seasonal variations in helminthiasis of small ruminants slaughtered at Bodija abattoir, Ibadan, Nigeria. *Research Journal of Parasitology*.
6. C. P. (2006). The Epidemiology of *Haemonchus contortus* Infection in Small Ruminants in Zambia.
7. M. A. (2007). Changes in the resistance status of a sheep flock to gastrointestinal nematode parasite infection over a 10-year period. *Veterinary Parasitology* .
8. M. G. (2008). Sexual dimorphism in resistance of Boer goats to *Haemonchus contortus* infection.
9. *Journal of Animal Science*.
10. Ali, L. D. (2003). Enjeux et contraintes de l'élevage urbain et périurbain des petits ruminants à Maradi ou Niger: quel avenir? *élevage et médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 56(1-2), 73-82.
11. Ayadi, O. B. (2016). Contribution au diagnostic de la theilériose chez les bovins dans l'Est algérien. *Thèse de doctorat*. université Frères Mentouri-Constantine 1.
12. Ayadi, O. B. (2016). Contribution au diagnostic de la theilériose chez les bovins dans l'Est algérien. *Thèse de doctorat*. Université Frères Mentouri constantine 1.
13. Ayard, L. (2020). étude des connaissances, attitudes et pratiques des éleveurs de bovin en polynésie Française sur la gestion de la babésiose et l'anaplasmose. *Doctoral dissertation*.
14. Ayard, L. (2020). Étude des connaissances, attitudes et pratiques des éleveurs de bovins en Polynésie Française sur la gestion de la babésiose et l'anaplasmose. (*Doctoral dissertation*).

15. Barroca, M. (2006). Hétérogénéité des relations parasites-oiseaux : importance écologique et rôle évolutif. *Doctoral dissertation*. Université de Bourgogne.
16. *Schweizer Archiv fur Tierheilkunde*, 146(12)561-564.
17. Bellier, S. C. (2010). les valeurs usuelles en hématologie vétérinaire. *Revue francophone des laboratoires*, 2010(420)27-42.
18. Boulter, N. H. (1999). Immunité et développement de vaccins dans les theilériose bovines. *Avancées en parasitologie*, 44,41-97.
19. Bouratbina, A. S. ((2001)). Profil séro-épidémiologique de la toxoplasmose au nord de la Tunisie. *Parasite*, 8(1), 61-66.
25. Bouzidi, O. &. (2017). Prévalence des piroplasmoses bovines dans la wilaya de Tizi-Ouzou. *Doctoral dissertation*. Université Mouloud Mammeri.
26. Bouzidi, O. (2017). Prévalence des piroplasmoses bovines dans la wilaya de Tizi-Ouzou. *Doctoral dissertation*. Université Mouloud Mammeri.
27. Bwihangane, B. B. (2020). état parasitaire et facteurs de risque du parasitisme gastro- intestinal et sanguin de la chèvre (*capra hircus* L.) au Sud-kivu en RD congo. *journal of Animal & Plant Science (J.Anim.Plant Sci.ISSN 2071-7024)*, 46(1) : 8053-8070.
28. Castro, P. J. (2019). Toxoplasmose gondii-the facts. *coppanion animal*, 24(6)300-305.
29. Charbal, I. C. (2021). Etude bibliographique portant sur la toxoplasmose. *Thèse de doctorat*. Université Mouloud Mammeri.
30. CHELLIA, H. (2018). Observation épidémiologique et parasitologique de la Theileriose bovine et de leur vecteur dans la région de Guelma. *Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master Biologie*, Guelma.
31. CHELLIA, H. (2018, juin). Observation épidémiologique et parasitologique de la Theileriose bovine et de leur vecteur dans la région de Guelma. *Mémoire En Vue de L'Obtention du Diplôme de Master*.
32. Université 8 Mai 1945 Guelma, Guelma.
33. Conard, P. K. (1985). Schizogonie intra-érythrocytaire de *Theileria annulata*. *parasitologie*, 91(1), 67-82. Cringoli. (2006). *Epidemiology and Control of Sheep and Goat Parasites*.
34. de la Fuente, J. A. (2007). Sequence analysis of the msp4 gene of *Anaplasma ovis* strains. *veterinary microbiology*, 119(1), 1-10.
35. Duong, T. R.-L. (2008). Diagnostic des parasitoses à parasites sanguicoles. *Revue Francophone des Laboratoires*, 29-39.

37. En ligne Ben Miled, L. (1994). Diversité de la population de *Theileria annulata* en Tunisie. *Annexe Projet de numérisation de thèses*, 2018 Bloc 18.
40. Fiouane, r. &. (2016). thèse de doctorat. *comparaison des performances de l'élevage caprin dans les régions de Tizi-Ouzou et de Béchar*. niversité mouloud mammeri.
41. Fourier.a. (2006). *l'élevage des chèvres*. Slovaquie : Artémis.
42. Gharbi, M. D. (2015). lutte contre la theikeriose tropicale (infection à theileria annulata chez les bovins) en Adrique du Nord. *Asie-pacifique des maladies tropical*, 5(7)505-510.
43. Gharbi, M. M. (2012). Diagnostic de la theilériose tropicale du boeuf (infection par theileriaannulata) en Afrique du Nord . *Med Vet (Toulouse)*, 163(12), 563-71.
44. Gharbi, M. (2006). vaccination contre la theilériose tropicale en Tunisie (*Theileria annulata*) : analyseéconomique et essai d'immunisation par ADN. *Thèse de doctorat*. Tunisie.
45. Gilleard. (2006). Drug resistance in nematodes of veterinary importance : a status report. *Trends in Parasitology*.
46. Glascodine, J. T. (1990). Expression développementale d'un antigène de surface de mérozoite de *Theileria annulata*. *parasitologie moléculaire et biochimique*, 40(1)105-112.
47. Gómez-Rincón. (2019). Mineral Nutrition of Small Ruminants.
48. González, L. M. (2013). prevalence of anaplasma ovis in goats and sheep in the canary islands. *annals of the new york academy of sciences*, 1298(1), 28_30.
49. González-Garduño, R. &.-d.-G. (2021). Epidemiology and Control of Small Ruminant Hemoparasites. . *In Small Ruminant Health and Disease Management*, 37-52.
50. Hadjiat, A. (2021). Piroplasmose bovines dans la région d'Azazga. *Doctoral dissetation*. UniversitéMouloud Mammeri.
51. Halima, C. &. (2019). Etude de quelques paramètres hématologiques chez des Brebis de la Racelocale dans la région de Tiaret. *Thèse de doctorat*. Université ibn khaldoun Tiaret.
52. Hoste. (2008). Effects of pregnancy and mid-late lactation on the periparturient relaxation of immunityto nematode parasites in Merinos d'Arles ewes. *Veterinary Parasitology*.

53. Hoste. (2010). Sexual differences in gastro-intestinal nematode infections in grazing goats in asemi-aridarea. *Veterinary Parasitology*.
54. Hoste, H. (2006). Genetics of gastro-intestinal parasitism in small ruminants : breeding for resistance tonematodes. *Small Ruminant Research*, 79-89.
55. Hulliger, L. (1965). culture de trois espèces de *Theileria* dans des cellules lymphoides in vitro. *protozoolog* , 12(4)649-655.
60. Jura, W. C. (1983). structure fine et comportement invasif des premiers stades de développement de *Theileria annulata* in vitro. *parasitologie vétérinaire*, 12(1); 31-44.
61. Kara, R. D. (2021). Etude comparative entre les paramètrehématologique réalisés manuellementet oarl'automate chez les ivins et les bovins.
62. Khan, M. (2016). Gastrointestinal Parasitism in Small Ruminants. *Epidemiology, EconomicImpact and Strategies for Sustainable Control*.
63. Khan, M. N. (2015). Prevalence and Seasonal Activity of Tick Infestation in Goats of Faisalabad, Pakistan.
64. *Journal of Animal Health and Production*, 56-60.
65. Laoudrene, S. S. (2021). Elevage caprin en Algérie : cas de la wilaya de Tizi-Ouzou. *Thèse de doctorat*. Université Mouloud Mammeri.
66. Maghreb, R. a. (2020). Etude comparative des caractéristiques morphométriques etgénitales chez la chèvre. biologie.
67. McArthur. (2002). Tick infestation and its effects on male reproductive traits in thebushbuck, *Tragelaphus scriptus*. *Journal of Zoology*.
68. Mehlhorn, H. &. (1985). les piroplasmes : cycle de vie et stade sexuels. *Avancées en parasitologie*, 23, 37-103.
69. Mekonnen, S. F. (2011). Seroprevalence of *Anaplasma ovis* infection in sheep and goats at debre birhan agricultural research centre, Ethiopia. *tropical animal health and production*, 43(2), 481_485.
70. Mekroud, M. A. (2021). Contribution à l'étude de l'influence des facteurs intrinsèques et extrinsèques sur quelques paramètres physiologiques sanguins chez les bovins dans la région de Constantine. *Thèse de doctorat*. Université Frères Mentouri-Constantine 1.
71. Mélanie, J. F. (s.d.). Enquete Epidemiologique sur *Anaplasma ovis* chez les Caprins en Corse.
72. M'ghirbi, Y. H. (2010). les parasites *Theileria* et *Babesia* chez les tiques en Tunisie. *Maladies transforntalières et émergentes*, 57(1-2)49-51.
73. M'ghirbi, Y. (2019). Prevalence and risk factors associated with tick infestation in goats in Tunisia. *Veterinary World*, 246-252.
74. Morris. (2017). Gastrointestinal nematode control practices on lowland sheep and beeffarms in Northern Ireland and the Republic of Ireland. *Irish Veterinary Journal*.

75. Mostafa, M. (2019). prévalence des tiques dures (ixodidae) parmi les lots d'engraissement bovins dans la localité d'Omdurman . *Thèse de doctorat*. Université de Gezira, Khartoum Soudan (2018).
76. Norval, R. P. (1992). L'épidémiologie de la Theilériose en Afrique. *ILRI (alias ILCA et ILRAD)*.
77. Oussad, O. M. (2016). Contribution à l'étude des parasites de deux races caprines Alpine & Saanen dans la région de Tizi-Ouzou. *Thèse de doctorat*. Université Mouloud Mammeri.
78. Phiri, C. (2006). The Epidemiology of *Haemonchus contortus* Infection in Small Ruminants in Zambia.
79. Preston, P. H. (1999). les réponses immunitaires innées et adaptatives coopèrent pour protéger les bovins contre *Theileria annulata*. *parasitologie aujourd'hui*, 15(7)268-274.
80. R. Walker, A. (2003). *Ticks of Domestic Animals in Africa. A Guide to Identification of Species*. Bioscience Reports.
81. RAHICHE, Z. M. (2017). Contribution à l'étude de la brucellose caprine dans la Wilaya de Médéa. (*Doctoral dissertation*).
82. Randhawa. (2021). Hematological and biochemical responses in relation to body condition score in Surtigoats during periparturient period. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*.
83. Rebaud, A. (2006, janvier 6). Eléments d'épidémiologie de la babésiose bovine à *Babesia divergens* dans une clientèle des Monts du Lyonnais. *Thèse de doctorat*. LYON, Université Claude Bernard, FRANCE.
84. Robinson, P. (1982). Theileriosis annulata and its transmission. *tropical animal health and production* ,14(1), 3-12.
85. Roeber (2013). Efficacy of selected anthelmintics against gastrointestinal nematodes in goat dams and their effect on milk production. *Veterinary Parasitology*.
86. Sadoud, M. (2020). Perception de la viande caprine par le consommateur de la région de Chlef en Algérie. *Viandes & produits Carnés*, , 1.
87. Saidani, K. B. (2019). Elevage des petits ruminants en Kabylie, Algérie et perspectives de développement.
88. *Elevage et médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 72(2), 49-54.
89. Samish, M. &. (1981). préparation et application du stabilat infecté par *Theileria annulata*. *Proceedings of an international conference s'est tenue au laboratoire international de recherche sur les maladies animales à Nairobi*, 253-255.
90. Sazmand, A. J. (2012). Prevalence and distribution of *Anaplasma* species in sheep and cattle in iran. *veterinary parasitology*, 185(2-4),336-339.
91. Sergent, E. D. (1945). Etudes sur les piromlasmoses bovines. *Institut Pasteur d'Algérie*, 816.

92. Shahzad. (2017). Effect of foot and mouth disease on blood profile of goats. *Pakistan Journal of Zoology*
93. Soffo, Y. (2010). Enquête sur les hemoparasitoses et les parasitoses gastro-intestinales des bovins dans la région des savances en côte d'ivoire. *Doctoral dissertation, Thèse Doctorale en Médecine Vétérinaire, Ecole inter-états des Sciences et Médecine Vétérinaire de Dakar (Sénégal)*.
94. Soundararajan, C. (2018). Ticks infesting livestock and tick-borne pathogens in Tamil Nadu, India. *Veterinary World*, 939-943.
95. Taleb, N. &. (2021). Isolement des kystes Toxoplasmique/Sarcocystis à partir des coupes histologiques de coeur et masséter chez les bovins, caprins et ovins. *thèse de doctorat*. Tizi-ouzou, université Mouloud Mammeri.
96. Ukashatu, S. B. (2014). A study of some serum biochemical values of japanese quails(*coturnix japonica*) fed graded levels of energy diets in Northwestern Nigeria. *scientific journal of Microbiology*, 3(1), 9-13.
97. Zahira, H. (2021). caractérisation des paramètres hématologiques chez les ruminants au niveau de la région de tiaret. *Thèse de doctorat*. Université ibn khaldoun -Tiaret.

Annexe 01 : Fiche d'identification

FICHE D'ANIMAL

Date de prélèvement : Lieu de ferme :
Heure de prélèvement : Code d'élevage :
Matricule : N° de fiche :
Race : Nb total :
Sexe : Nb des femelles :
Age : Nb des mâles :

Age de 1^{ère} gestation / Age de puberté :
Nombre de parité : Primipare Multipare
Nombre de fœtus de la dernière portée :
Etat physiologique : Gestante Vide
Stade physiologique :
1/3 de gestation 2/3 de gestation 3/3 de gestation
Nombre des chevreaux :
Note d'état corporel / Poids :
Comportement d'animal : Isolé En Groupe
Déparasitage : Oui Non ; Type :
Antécédents pathologiques :
Type : Période :
Antécédents thérapeutiques :
Type : Durée :
Antécédents prophylactiques (vaccin) :

Type d'élevage : Industriel Traditionnel
Laitier Viandeux Mixte
Type de stabulation : Entravée Semi-Entravée Libre
Niveau de production laitière : litre/jour

Type d'alimentation :

Fourrages Verts L'herbe de Pâturage Fourrages Secs L'ensilage

Concentré CMV

Quantité : kg/j

Fréquence de nettoyage :

type désinfection :

Mentalité d'éleveur :

Autre :