

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'étude

En vue de l'obtention du diplôme de Master académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences biologiques

Spécialité : *Master 2 Infectiologie*

Présenté par :

Melle GUEMOU Bouchra

Melle MANSOUR Soumia

Thème

**Étude des infections hémoparasitaires chez les petits ruminants dans la région
de Tiaret**

Soutenu publiquement le : 26 / 06 / 2025

Jury :

Président :

Mme BELKHEMAS Amina

Encadrant :

M ACHOUR Hamza

Co-Encadrante :

Mme SMAIL Fadhila

Examineur 1 :

Mme KOUIDRI Mokhtaria

Grade :

MCB

Docteur

MCA

Professeur

Année Universitaire :2024/2025

Remerciements

Avant tout, nous exprimons notre profonde gratitude envers le **Tout-Puissant**, qui nous a accordé la force, la persévérance et la patience nécessaires pour mener à bien notre formation et aboutir à la réalisation de ce travail.

Nous adressons nos remerciements les plus sincères et notre profonde reconnaissance à notre encadrant, **Dr. ACHOUR Hamza**, titulaire d'un doctorat en parasitologie vétérinaire à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret, pour avoir accepté de diriger ce travail. Sa disponibilité constante, sa rigueur scientifique, ses conseils éclairés et son encadrement bienveillant ont été essentiels tout au long de cette étude.

Nos vifs remerciements vont également à **Mme SMAIL Fadhila**, Maître de Conférences A (MCA), notre co-encadrante, pour son accompagnement rigoureux, ses orientations pertinentes et son soutien inestimable qui ont grandement contribué à la qualité de ce mémoire.

Nous exprimons notre profonde gratitude aux membres du jury qui nous font l'honneur d'évaluer ce travail :

- **Mme BELKHEMAS Amina**, Maître de Conférences B (MCB), Présidente du jury, pour avoir accepté de présider cette soutenance et pour l'intérêt qu'elle porte à notre recherche ;
- **Mme KOUIDRI Mokhtaria**, Professeure, examinatrice, pour le temps qu'elle a consacré à la lecture de ce travail et pour ses remarques précieuses qui contribueront à son amélioration.

Nous remercions également l'ensemble **des enseignants du Département de Biologie de l'Université de Tiaret** pour la qualité de leur enseignement et leur encadrement tout au long de notre parcours universitaire.

Enfin, nos pensées reconnaissantes vont à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire : nos familles pour leur amour inconditionnel et leur soutien moral ; nos amis et collègues pour leur présence bienveillante ; ainsi que les vétérinaires et techniciens qui nous ont accompagnés avec professionnalisme lors des prélèvements sur le terrain.

À toutes et à tous, nous disons : **merci de tout cœur.**

🤝 Dédicace 🤝

Cette dédicace est l'expression sincère de ma profonde gratitude et de mon affection envers **tous** ceux qui m'ont **accompagné** tout au long de ce parcours.

Je rends grâce à **Dieu**, pour Ses innombrables bienfaits, pour la lumière avec laquelle Il a guidé mes pas, et pour la force qu'Il m'a accordée dans les moments de doute.

J'offre ce travail à ma tendre mère, refuge de douceur et source inépuisable de prières, qui m'a entouré de patience et d'amour, semant la sérénité dans mon cœur.

À mon cher père, homme de valeurs et de dignité, qui m'a appris à avancer la tête haute, quelles que soient les difficultés.

À mes frères bien-aimés, Mohamed et Abdelbasset, merci pour votre présence silencieuse mais constante, pour votre affection sincère et votre soutien indéfectible.

À ma seule et unique sœur, Yousra, la fleur de notre foyer, source de joie, de lumière et de complicité, dont l'amour éclaire mes souvenirs et apaise mes jours.

Un remerciement tout particulier à mon **encadrant**, Monsieur **Achour Hamza**, pour sa sagesse, sa bienveillance et son accompagnement éclairé. Son encadrement rigoureux et humain a grandement enrichi ce travail et y a laissé une empreinte précieuse.

Je tiens également à remercier mes chères amies, **Abdelmoula Sarah** et **Saghir Nour El Houda**, pour les moments partagés, les sourires échangés, et leur présence douce et constante au fil des années.

Enfin, à mon amie proche et confidente, ma complice de mémoire et d'ambitions, Mansour Soumia. Ta force tranquille, ton écoute et ton soutien sans faille m'ont porté(e) dans les moments les plus incertains. Chaque mot de ce mémoire porte ton empreinte.

À vous tous, ce travail est un hommage du cœur, un témoignage de reconnaissance et d'amour profond.



🌸 **Melle GUEMOU Bouchra** 🌸

Dédicace

Je rends avant tout grâce à **Dieu**, source de lumière et de force, dont le soutien m’a guidée dans les épreuves et apaisée dans les moments de doute.

Ma gratitude va ensuite à mes parents bien-aimés, pour leur amour inconditionnel, leur soutien discret mais puissant, et leurs prières qui m’ont portée durant les moments difficiles. Vous êtes mon pilier et mon abri.

Je tiens à remercier profondément **mon propre moi** – cette âme qui a combattu en silence, qui s’est relevée malgré la fatigue et les incertitudes, et qui a su avancer avec foi, courage et persévérance. Merci à moi-même pour la patience et la ténacité.

Ma gratitude va ensuite à **mes parents bien-aimés**, pour leur amour inconditionnel, leur soutien discret mais puissant, et leurs prières qui m’ont portée durant les moments difficiles. Vous êtes mon pilier et mon abri.

À mes frères : Abdelrazak, Tayeb, Abdelkader,

À ma sœur Hajar,

Et à ma petite sœur Farida, Merci pour votre présence, vos mots d’encouragement et votre affection constante.

Une pensée particulière à ma **sœur** de cœur, une véritable bénédiction dans ma vie, toujours là avec des mots sincères, apaisants et porteurs d’espoir.

Merci à mes amies fidèles : Sara, Ikram, Wafa et Gano, pour votre écoute, votre bienveillance et votre soutien tout au long de ce parcours.

Je remercie chaleureusement Monsieur **Achour Hamza**, mon encadrant, pour sa disponibilité, sa patience et ses conseils éclairés qui ont contribué à enrichir ce travail.

Un grand merci également à Monsieur **Salah Hadjar**, pour son soutien constant, sa gentillesse et son accompagnement tout au long de mon parcours académique.

Je n’oublie pas l’ensemble de **mes enseignants**, depuis mes premiers pas jusqu’à l’université, ainsi que le personnel universitaire, pour leur dévouement et leur encadrement.

Mes remerciements les plus sincères vont aussi à Monsieur **Abdelkader Behtani**, que je considère comme un second père, pour sa présence rassurante, ses encouragements sincères et son appui inestimable.

Enfin, je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance à tous les **vétérinaires** qui nous ont accompagnés avec générosité et professionnalisme. Leur aide précieuse et leur disponibilité ont grandement contribué à la réalisation de ce travail.

À vous tous, merci d'avoir fait partie de cette aventure humaine et scientifique. Ce mémoire est aussi le vôtre.



🌸 *Melle MANSOUR Soumia* 🌸

Tables des matières

Introduction	14
Partie I : Etude Bibliographique	15
Chapitre I : les hémoparasites des petits ruminants	16
1. Babésiose des petits ruminants	17
A. Définition	17
B. Historique	17
C. Taxonomie et morphologie.....	17
D. Épidémiologie et Transmission.....	18
E. Cycle biologique.....	19
F. Pathogénie	20
G. Manifestations Clinico-Pathologiques.....	20
H. Diagnostic.....	22
I. Traitement de la babésiose.....	24
2. Theilériose chez les Petits Ruminants	25
A. Définition	25
B. Historique	25
C. Taxonomie.....	26
D. Épidémiologie et Transmission	26
E. Cycle biologique.....	27
F. Pathogénie.....	28
G. Manifestations Clinico-Pathologiques.....	29
H. Diagnostic.....	30
I. Traitement des theilérioses chez les ruminants.....	31
Partie II : Etude Expérimentale	32
Chapitre II : Matériel & Méthodes	33
A. Objectifs de l'étude.....	34

B. Présentation de la région étudiée.....	34
C. Population animale étudiée.....	35
D. Prélèvement et conservation des échantillons.....	35
E. Approche méthodologique en laboratoire.....	36
E.1. Protocole de réalisation des frottis sanguins.....	36
E.2. Coloration au MGG et examen microscopique des frottis sanguins.....	37
E.3. Identification des hémoparasites	39
F. Analyses statistiques	39
Chapitre III : Résultats & Discussions.....	40
A. Résultats	41
A.1. Fréquence globale des hémoparasites.....	41
A.2. Fréquence des hémoparasites selon le genre parasitaire.....	41
A.3. Fréquence des co-infections chez les petits ruminants.....	42
A.4. Profil des infections hémoparasitaires.....	43
B. Discussions générale.....	45
Conclusion et recommandations	48
Références Bibliographiques.....	51

Liste des figures

Figure 1. Cycle biologique de <i>Babesia ovis</i> (Baker et Muller, 1984 et Romdhane, 2019). ...	19
Figure 2. Sporozoïtes de <i>Babesia ovis</i> au sein des érythrocytes. L'échelle indique 5 µm. Image fournie par le Professeur Khaled El-Dakhly, Université de Beni-Suef, Égypte (Villanueva-Saz et al., 2022).	23
Figure 3. <i>Babesia motasi</i> au sein des érythrocytes. L'échelle représente 5 µm. Image gracieusement fournie par le Professeur Khaled El-Dakhly, Université de Beni-Suef, Égypte. (Villanueva-Saz et al., 2022).....	23
Figure 4. Cycle de développement de <i>Theileria lestoquardi</i> (Bouattour, 1996 et Romdhane, 2019).....	27
Figure 5. Schizonte de <i>Theileria ovis</i> dans un frottis sanguin. Image gracieusement fournie par le Professeur Khaled El-Dakhly, Université de Beni-Suef, Égypte (Villanueva-Saz et al., 2022). 30	
Figure 6. Localisation géographique de la zone d'étude.	34
Figure 7. Équipement de prélèvement des échantillons.	36
Figure 8. Principales étapes de préparation d'un frottis sanguin (Biofarma, 2001).	37
Figure 9. Préparation du frottis sanguin avant coloration au MGG.....	38
Figure 10. Frottis sanguin coloré au MGG pour la mise en évidence des hémoparasites.	38
Figure 11. Observation microscopique d'un frottis sanguin infecté chez une brebis (microscope optique, objectif 100x).....	39
Figure 12. Répartition des hémoparasites identifiés chez les petits ruminants selon le genre parasitaire.	42
Figure 13. Fréquence des infections simples et des co-infections détectées chez les petits ruminants.....	42
Figure 14. Frottis sanguin observé au microscope optique (objectif ×100 à l'huile d'immersion), montrant la présence d' <i>Anaplasma</i> spp. à l'intérieur des érythrocytes.....	44
Figure 15. Frottis sanguin observé au microscope optique (objectif ×100 à l'huile d'immersion), montrant la présence de différentes formes de <i>Babesia</i> spp. à l'intérieur des érythrocytes.	44

Liste des tableaux

Tableau 1. Parasites <i>Babesia</i> affectant les petits ruminants, leurs vecteurs de tiques et leur distribution géographique.....	18
Tableau 2. Signes cliniques associés aux différentes espèces de <i>Babesia</i> (+ : niveau de pathogénicité)	21
Tableau 3. Signes cliniques associées à certaines espèces de <i>Theileria</i>	30
Tableau 4. Répartition des prélèvements sanguins effectués chez les ovins et caprins selon les communes de la wilaya de Tiaret.	35
Tableau 5. Répartition des cas positifs et négatifs d'hétoparasites chez les petits ruminants. ..	41
Tableau 6. Répartition des hétoparasites identifiés chez les petits ruminants par genre.	41
Tableau 7. Répartition des infections hétoparasitaires simples et mixtes selon les pathogènes identifiés.	43

Résumé

Cette étude, menée entre février et mai 2025 dans la wilaya de Tiaret, avait pour objectif principal d'identifier les hémoparasites des genres *Babesia* et *Theileria* chez les petits ruminants (ovins et caprins), à l'aide de l'examen microscopique de frottis sanguins colorés au May-Grünwald-Giemsa (MGG). Elle vise également à estimer la fréquence des infections hémoparasitaires dans la population étudiée et à détecter la présence de co-infections. Un total de 35 échantillons de sang a été prélevé de manière aléatoire dans plusieurs localités, et analysé au laboratoire de parasitologie de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret. Les résultats ont révélé une fréquence globale de 60 %, avec la détection de trois genres d'hémoparasites : *Anaplasma spp.* (57 %), *Babesia spp.* (48 %) et *Theileria spp.* (2 %). Les co-infections étaient fréquentes (40 %), dominées par l'association *Anaplasma spp.* + *Babesia spp.* (37,1 %). Les infections simples représentaient 20 % des cas, principalement dues à *Anaplasma spp.* Ces résultats révèlent une circulation active et préoccupante des hémoparasites dans la région étudiée, probablement facilitée par des conditions climatiques favorables à la prolifération des vecteurs et par une utilisation insuffisante ou inadéquate des mesures prophylactiques. L'étude met en évidence l'urgence de renforcer les stratégies de lutte contre les tiques, tout en soulignant l'importance d'améliorer les protocoles de prévention et de diagnostic. L'intégration de techniques moléculaires plus sensibles, telles que la PCR, apparaît essentielle pour une détection précoce et fiable des infections, notamment dans les cas à faible parasitémie.

Mots-clés : Hémoparasites, Petits ruminants, May-Grünwald-Giemsa (MGG), Co-infection, Tiaret.

أُجريت هذه الدراسة بين شهري فيفري وماي 2025 في ولاية تيارت، وكان الهدف الرئيسي منها تحديد طفيليات الدم من جنسي *Babesia* و *Theileria* لدى المجترات الصغيرة (الضأن والماعز)، وذلك باستخدام الفحص المجهرى لشرائح دموية ملونة بصبغة مايو-غرونوالد-جيمزا (MGG). كما هدفت الدراسة إلى تقدير معدل انتشار هذه الطفيليات الدموية داخل العينة المدروسة والكشف عن حالات العدوى المشتركة. تم جمع 35 عينة دم بشكل عشوائي من عدة مناطق محلية، وتم تحليلها في مخبر علم الطفيليات التابع لمعهد العلوم البيطرية بجامعة تيارت.

أظهرت النتائج معدل انتشار إجمالي بلغ 60%، حيث تم الكشف عن ثلاثة أجناس من الطفيليات الدموية *Anaplasma* : *spp.* (57%)، *Babesia spp.* (48%)، و *Theileria spp.* (2%). كانت العدوى المشتركة شائعة بنسبة 40%، وتصدرتها المشاركة بين *Anaplasma spp.* و *Babesia spp.* بنسبة 37.1%. أما العدوى المنفردة، فقد مثلت 20% من الحالات، معظمها ناتجة عن *Anaplasma spp.*.

تشير هذه النتائج إلى وجود دورة عدوى نشطة ومقلقة لهذه الطفيليات في المنطقة المدروسة، ويُرجَّح أن ذلك يعود إلى الظروف المناخية المواتية لتكاثر النواقل، بالإضافة إلى الاستخدام المحدود أو غير المناسب للإجراءات الوقائية من قبل المربين. وتؤكد هذه الدراسة على ضرورة تعزيز برامج مكافحة القراد، وتحسين استراتيجيات الوقاية والتشخيص، مع التوصية باعتماد تقنيات جزيئية أكثر حساسية، مثل تفاعل البوليميراز المتسلسل (PCR)، لضمان الكشف المبكر والدقيق، لا سيما في حالات انخفاض كثافة الطفيليات في الدم.

الكلمات المفتاحية: الطفيليات الدموية، المجترات الصغيرة، ماي-غرينوالد-جيمسا، العدوى المشتركة، تيارت.

Abstract

This study, conducted between February and May 2025 in the Tiaret region, aimed primarily to identify haemoparasites of the genera *Babesia* and *Theileria* in small ruminants (sheep and goats), using microscopic examination of blood smears stained with May-Grünwald-Giemsa (MGG). The study also aimed to estimate the frequency of haemoparasitic infections in the target population and to detect co-infections. A total of 35 blood samples were randomly collected from various localities and analysed at the Parasitology Laboratory of the Institute of Veterinary Sciences in Tiaret. The results revealed an overall frequency of 60%, with detection of three genera of haemoparasites: *Anaplasma spp.* (57%), *Babesia spp.* (48%), and *Theileria spp.* (2%). Co-infections were frequent (40%), mainly involving *Anaplasma spp.* + *Babesia spp.* (37.1%). Single infections accounted for 20% of cases, primarily due to *Anaplasma spp.*. These findings indicate active and concerning circulation of haemoparasites in the study area, likely promoted by climatic conditions favourable to vector proliferation and by insufficient or inappropriate use of prophylactic measures. The study highlights the urgent need to strengthen tick control strategies and to improve prevention and diagnostic protocols. The integration of more sensitive molecular techniques, such as PCR, is essential for early and reliable detection, particularly in cases of low parasitaemia.

Keywords: Haemoparasites, Small ruminants, May-Grünwald-Giemsa (MGG), Co-infection, Tiaret.

INTRODUCTION

Introduction

Les hémoparasitoses représentent des affections pathologiques majeures qui freinent le développement de l'élevage des ruminants, en particulier celui des petits ruminants, en Afrique tropicale (SASSA et al., 2019). Cependant, l'élevage des petits ruminants reste confronté à de nombreuses contraintes qui entravent sa productivité et son développement. Parmi les principales menaces figurent les hémoparasitoses telles que l'anaplasmose, la babésiose, la théilériose et les trypanosomoses. Ces maladies vectorielles graves sont principalement transmises par les tiques, les mouches hématophages piqueuses, ou encore par l'utilisation d'instruments contaminés par du sang infecté. Leur impact, à la fois économique et sanitaire, est considérable, en raison des pertes qu'elles engendrent dans les élevages à travers la morbidité, la baisse des performances zootechniques et la mortalité animale (Douffissa, 2000).

Ces dernières années, on observe une expansion préoccupante de ce groupe de maladies. Cette évolution pourrait être favorisée par plusieurs facteurs, notamment la mondialisation, les mouvements migratoires d'animaux, les changements climatiques, ainsi que les modifications de la répartition et du comportement des vecteurs impliqués dans leur transmission. Dans ce contexte, le diagnostic et la lutte contre ces maladies doivent être abordés selon une approche multifactorielle, reposant sur le concept « One Health » (Halabi, 2020).

Dans le cas des maladies vectorielles, le diagnostic de l'infection revêt une importance capitale. L'association de plusieurs méthodes diagnostiques permet d'obtenir une vision plus complète de la situation épidémiologique. En effet, le recours à une seule technique peut conduire à une sous-estimation de la prévalence réelle de l'infection. Chaque méthode apporte des informations spécifiques, et la combinaison de leurs résultats permet d'élaborer une compréhension globale et fiable de la situation sanitaire étudiée (Villanueva-Saz et al., 2022).

L'objectif principal de cette étude est d'identifier et de caractériser, par examen microscopique, les hémoparasites affectant les petits ruminants (ovins et caprins) dans la région de Tiaret. Il vise également à estimer la prévalence de ces infections afin de mieux comprendre leur impact épidémiologique local.

Partie I :

Étude Bibliographique

Chapitre I :

*Les hémoparasites des petits
ruminants*

1. Babésiose des petits ruminants

A. Définition

La babésiose est une protozoose sanguine transmise par les tiques, affectant divers animaux domestiques et sauvages. Elle est provoquée par différentes espèces de *Babesia*, dont certaines possèdent un potentiel zoonotique. Chez les hôtes vertébrés, ce parasite intra-érythrocytaire présente des variations morphologiques selon l'espèce hôte (**Laha et al., 2015**).

La plupart des espèces de *Babesia* affectant les ruminants domestiques, notamment les bovins, les buffles d'eau et les petits ruminants, sont répandues dans les régions tropicales et subtropicales du monde. Les infections aiguës chez ces animaux se manifestent généralement par de la fièvre, une anémie, une hémoglobinurie et des avortements. Dans certains cas, des symptômes neurologiques, une détresse respiratoire, voire une issue fatale, peuvent survenir (**Ganzinelli et al., 2018**).

B. Historique

Le premier cas affectant le bétail a été signalé en Roumanie en 1888 par le Dr Victor Babes, un médecin roumain (**Babes, 1888**). Cette maladie, alors appelée hémoglobinurie bovine ou fièvre de l'eau rouge chez les bovins, se caractérisait par la présence de micro-organismes dans les érythrocytes. Quelques années plus tard, le même auteur a décrit ces micro-organismes chez les ovins atteints d'hémoglobinurie (**Babes, 1892**). En 1893, Starcovici a désigné cet agent pathogène sous le nom de *Babesia ovis* chez les ovins, tandis que deux espèces distinctes ont été identifiées chez les bovins : *Babesia bovis* et *Babesia bigemina* (**Schnittger, 1893**). Ces parasites peuvent infecter l'homme, le bétail, les animaux domestiques et la faune sauvage via les piqûres de tiques (**Schnittger et al., 2012**).

C. Taxonomie et morphologie

Les *Babesia spp.* sont des protozoaires apicomplexes intra-érythrocytaires appartenant à l'ordre des *Piroplasmida*. Ce groupe inclut également les genres *Theileria* et *Cytauxzoon*, mais se distingue par des caractéristiques morphologiques et biologiques spécifiques. Les piroplasmes présentent une morphologie variée, allant de formes piriformes à rondes ou allongées, et sont dépourvus de structures conoïdiennes et flagellaires à tous les stades de leur cycle de vie. De plus, leur cycle biologique ne comprend pas de formation d'oocystes, mais inclut des stades sexuels associés à une structure axopodiale caractéristique (**Adl et al., 2012**).

Ces hémoparasites se différencient des *Plasmodium* et *Haemoproteus* par l'absence de production de pigments intracellulaires tels que l'hémozoïne, ce qui constitue un critère diagnostique essentiel (Uilenberg, 2006). Les espèces de *Babesia* infectant les ruminants appartiennent au groupe *sensu stricto*, défini par l'absence d'un stade schizonte dans l'hôte vertébré et une transmission transovarienne dans l'hôte arthropode vecteur (Tableau 01). Ce mode de transmission les distingue des *Theileria spp.*, qui réalisent une multiplication intra-leucocytaire et sont transmises de manière transstadiale par les tiques (Uilenberg 2006).

Tableau 1. Parasites *Babesia* affectant les petits ruminants, leurs vecteurs de tiques et leur distribution géographique (Ganzinelli et al., 2018).

Hôtes	Espèces de <i>Babesia</i>	Principaux vecteurs de tiques	Répartition géographique
<i>Ovins et caprins</i>	<i>B. ovis</i>	<i>R. bursa</i> <i>R. sturanicus</i>	Afrique, Asie, Europe
	<i>B. motasi</i>	<i>Haemaphysalis spp.</i>	Afrique, Asie, Europe
	<i>B. crassa</i>	<i>Haemaphysalis spp.</i>	Moyen-Orient, Asie, Europe

D. Épidémiologie et Transmission

La distribution géographique des infections à *Babesia* est très variable et dépend étroitement de la répartition des tiques vectrices compétentes (Ganzinelli et al., 2018 ; Hunfeld et al., 2008). Plusieurs genres de tiques peuvent être impliqués dans la transmission, notamment *Rhipicephalus*, *Haemaphysalis* et *Hyalomma* (Stuen, 2020).

Chez les petits ruminants, plusieurs espèces de *Babesia* peuvent être responsables de la babésiose, *Babesia ovis* étant la plus répandue à l'échelle mondiale (Mira et al., 2020), suivie par *Babesia motasi* et *Babesia crassa* (Ganzinelli et al., 2018). Toutefois, la prévalence de chaque espèce peut varier en fonction de la distribution géographique des *Babesia* et de leurs tiques vectrices. De plus, des différences de pathogénicité ont été observées au sein d'une même espèce. Par exemple, *B. motasi* regroupe au moins deux sous-espèces ou variantes ayant des niveaux de virulence variables : une souche hautement pathogène présente dans le bassin méditerranéen et une autre de faible virulence en Europe du Nord. D'autres espèces moins courantes, comme *B. crassa*, peuvent également infecter les ovins, mais elles ne semblent pas provoquer de signes cliniques évidents (Wang et al., 2013).

E. Cycle biologique

Le cycle de vie des *Babesia* spp. implique deux hôtes distincts : une tique de la famille des Ixodidae, où a lieu la reproduction sexuée, et un vertébré, dans lequel le parasite se reproduit exclusivement de manière asexuée au sein des érythrocytes (**Figure 01**).

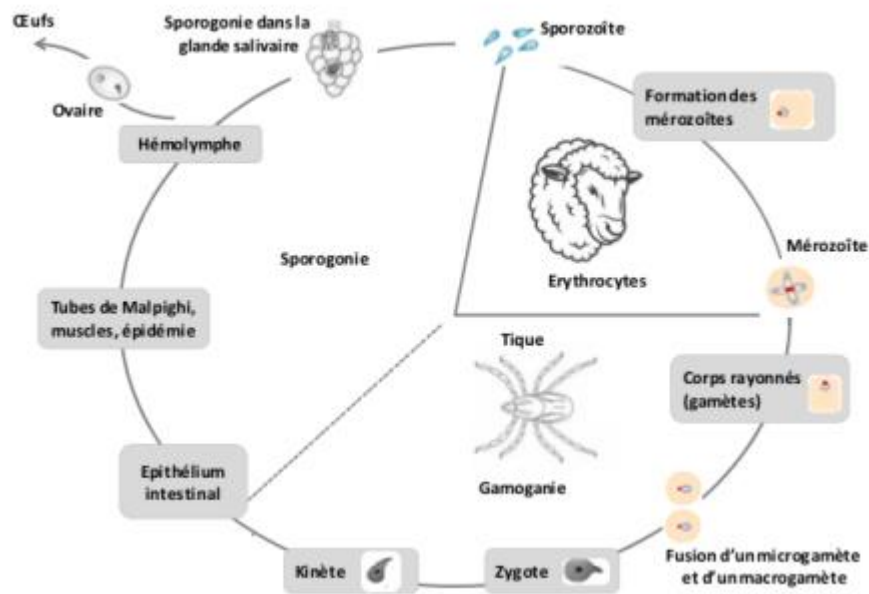


Figure 1. Cycle biologique de *Babesia ovis* (Baker et Muller, 1984 et Romdhane, 2019).

1 : Sporozoïte ; 2 : Mérozoïte ; 3 : « Ray Body » ou gamètes ; 4 : Fusion de deux gamètes ; 5 : Zygote ; 6 : Kinète.

Lors d'un repas sanguin, une tique de la famille des Ixodidae ingère des parasites intra-érythrocytaires qui doivent traverser plusieurs barrières cellulaires pour assurer leur migration à travers les tissus et cavités de l'arthropode vecteur. Ce processus implique une série de transformations morphologiques et physiologiques complexes, dont certaines restent encore partiellement élucidées (Kakoma et Mehlhorn, 1994).

Les gamétocytes présents dans le sang ingéré subissent une maturation et se différencient en gamètes dimorphes allongés, appelés *ray bodies* (corps rayonnés), qui fusionnent pour former des zygotes diploïdes (Ribeiro et Patarroyo, 1998). Ces derniers adhèrent aux cellules épithéliales de l'intestin moyen de la tique, qu'ils envahissent activement. À l'intérieur de ces cellules, les zygotes subissent une différenciation en formes mobiles appelées *kinètes*, qui sont ensuite libérées dans

l'hémocoele et disséminées vers divers organes, notamment les acini granulaires des glandes salivaires. Dans ces structures, les kinètes prolifèrent par sporogonie, produisant des sporozoïtes infectieux.

Chez les *Babesia* sensu stricto, la transmission transovarienne constitue un mécanisme clé de perpétuation du cycle parasitaire : les kinètes colonisent les ovaires et les œufs de la tique, permettant ainsi le développement de sporozoïtes dans les glandes salivaires des larves issues de la génération suivante. Lors d'un repas sanguin ultérieur, ces sporozoïtes sont inoculés à l'hôte vertébré via la salive de la tique et envahissent les érythrocytes. Une fois à l'intérieur des érythrocytes, les sporozoïtes se différencient en trophozoïtes, qui exploitent les ressources cellulaires pour leur développement avant de se multiplier par fission binaire (*merogonie*) en mérozoïtes. La lyse des érythrocytes libère les mérozoïtes, qui envahissent de nouvelles cellules hôtes, assurant ainsi la continuité du cycle de réplication asexuée du parasite (**Kakoma et Mehlhorn, 1994**).

F. Pathogénie

Ce pathogène entraîne des troubles d'origine immunitaire chez l'hôte. L'anémie observée est due à une combinaison de processus d'hémolyse intravasculaire et extravasculaire, impliquant plusieurs mécanismes. Parmi eux, on retrouve la lyse des globules rouges par la multiplication intracellulaire du parasite, l'augmentation de la fragilité osmotique des érythrocytes causée par des modifications oxydatives, ainsi que l'activation des amines biogènes et l'hémolyse intravasculaire (**Mahmoud et al., 2015**).

Après qu'une tique infectée ait prélevé du sang de mouton, le parasite protozoaire adhère à la membrane des globules rouges avant d'y pénétrer. Une fois à l'intérieur des cellules, il se multiplie en formant des mérozoïtes, entraînant la lyse des érythrocytes. Cette destruction cellulaire est accompagnée d'une fragilité accrue de la membrane des globules rouges, favorisant l'hémolyse intra- et extravasculaire. À mesure que les parasites se multiplient massivement à l'intérieur des cellules, ils envahissent de nouveaux érythrocytes dans la circulation sanguine, poursuivant ainsi leur prolifération (**Ganzinelli et al., 2018**).

G. Manifestations Clinico-Pathologiques

Les manifestations clinico-pathologiques résultent de l'invasion intracellulaire des érythrocytes par les espèces de *Babesia*. Ces parasites sont capables de provoquer divers signes cliniques chez l'animal, notamment de la fièvre, une hémoglobinurie, un ictère et une anémie. Cette dernière est

observée dans 30 à 50 % des cas (**Alessandra et Santo, 2012**). Cependant, les manifestations cliniques varient en fonction de l'espèce de *Babesia* impliquée et de sa virulence pathogène associée.

En outre, plusieurs autres facteurs peuvent influencer directement la gravité de la maladie clinique, tels que la sensibilité individuelle de l'hôte, l'efficacité du système immunitaire, la charge parasitaire, la présence de maladies concomitantes et l'état d'immunosuppression, entre autres (**Tableau 2**) (**Yeruham et al., 1999**).

Tableau 2. Signes cliniques associés aux différentes espèces de *Babesia* (+ : niveau de pathogénicité) (**Villanueva-Saz et al., 2022**).

Espèces de <i>Babesia</i>	Présence d'anémie	Autres signes cliniques	Pathogénicité
<i>B. ovis</i>	Oui	Fièvre, hémoglobinurie	++++
<i>B. motasi</i>	Oui	Ictère, état de dépérissement	+++ / ++
<i>B. crassa</i>	Non	Aucun signe clinique notable	+

Les manifestations cliniques de la babésiose ovine varient considérablement, allant de l'absence de symptômes à des formes mortelles. Toutefois, les formes modérées à légères sont les plus courantes, tandis que les cas graves sont généralement associés à un choc circulatoire aigu. Les moutons atteints de babésiose aiguë présentent généralement des signes cliniques tels que de la fièvre, un ictère, une hémoglobinurie et des muqueuses pâles en raison de l'anémie. D'autres signes non spécifiques, tels que la léthargie, l'anorexie, la faiblesse et un mauvais état général, peuvent être observés lors de l'examen clinique (**Stuen, 2020**).

Deux formes cliniques distinctes peuvent être observées chez les animaux infectés par *Babesia motasi*. Dans la forme aiguë, les animaux infectés naturellement peuvent présenter de la fièvre, une anorexie, une tachypnée, un ictère, une hémoglobinurie, de la diarrhée, une anémie et, dans certains cas, la mort. En conditions expérimentales, l'infection par *B. motasi* chez les moutons peut entraîner de la fièvre, une anorexie et une perte de poids (**Alani et Herbert, 1988**). La forme chronique, quant à elle, se manifeste par de la toux, un œdème et un mauvais état général (**Alessandra et Santo, 2012**).

H. Diagnostic

Le diagnostic des maladies à transmission vectorielle repose sur une approche intégrée combinant l'analyse des données épidémiologiques, un examen clinique approfondi des animaux malades et l'historique des cas. Un diagnostic présomptif est établi sur la base de ces éléments, en tenant compte de la présence de tiques et des résultats clinico-pathologiques. La confirmation repose sur l'utilisation de techniques spécifiques. Un diagnostic précoce associé à une prise en charge thérapeutique efficace est essentiel pour contrôler l'infection (**Ranjbar-Bahadori et al., 2012**).

L'un des défis diagnostiques majeurs est la détection des animaux porteurs présentant une parasitémie faible. Cette situation peut limiter l'efficacité de certaines méthodes, notamment l'examen microscopique du parasite. Parmi les tests couramment utilisés en clinique, l'observation de frottis sanguins colorés (Giemsa, Diff-Quick, coloration de Wright modifiée) au microscope optique reste l'une des méthodes les plus rapides et les plus économiques pour identifier *Babesia* dans les érythrocytes. Dans les régions où les techniques avancées ne sont pas disponibles, la coloration de Giemsa est considérée comme la référence pour le diagnostic de la babésiose chez les petits ruminants (**Kage et al., 2019**). Cependant, cette méthode présente des limites : elle est moins sensible et peut être chronophage, en particulier chez les animaux porteurs chroniques présentant une faible parasitémie, où la distribution aléatoire des parasites dans les érythrocytes complique leur détection (**Uilenberg, 2006**).

L'identification morphologique des espèces de *Babesia* repose sur l'examen microscopique, permettant de les classer en fonction de leur taille en grandes ou petites formes. Cette classification nécessite une expertise en microscopie afin d'assurer une identification précise des parasites (**Figures 2 et 3**).

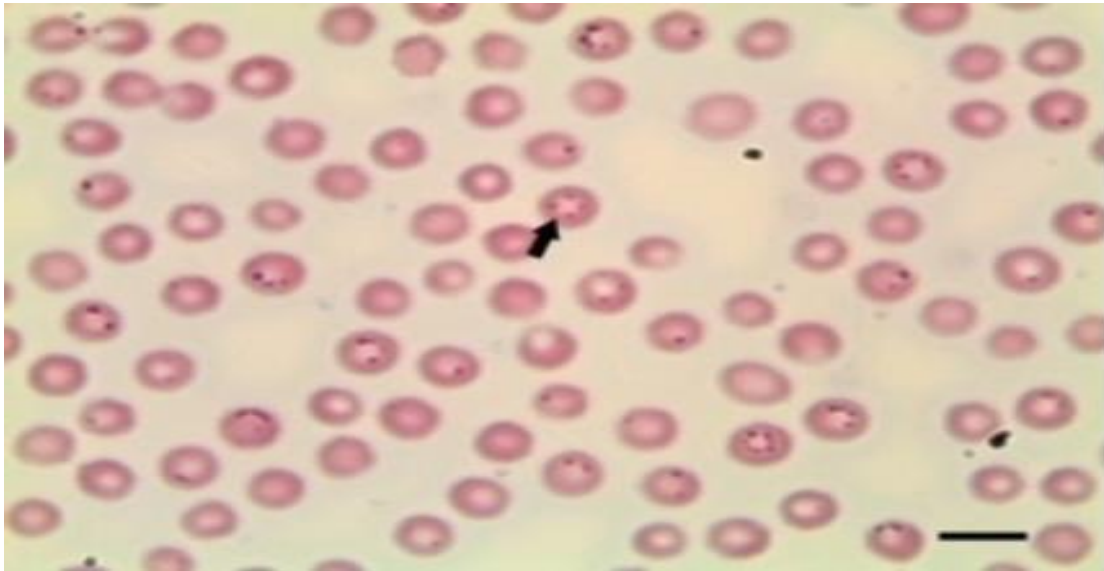


Figure 2. Sporozoïtes de *Babesia ovis* au sein des érythrocytes. L'échelle indique 5 μ m. Image fournie par le Professeur Khaled El-Dakhly, Université de Beni-Suef, Égypte (Villanueva-Saz et al., 2022).

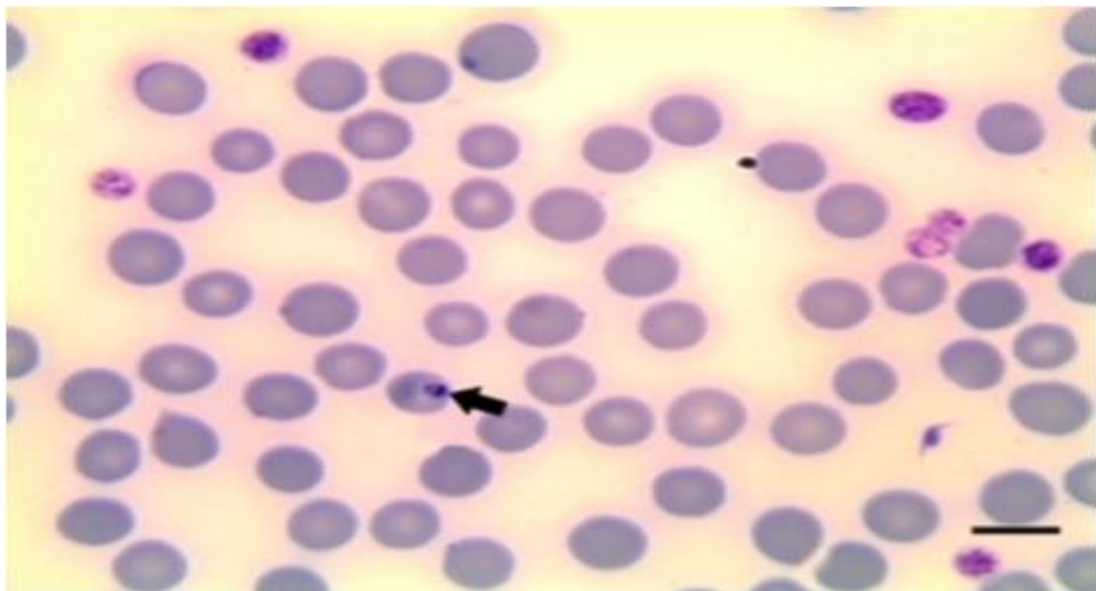


Figure 3. *Babesia motasi* au sein des érythrocytes. L'échelle représente 5 μ m. Image gracieusement fournie par le Professeur Khaled El-Dakhly, Université de Beni-Suef, Égypte. (Villanueva-Saz et al., 2022).

Les espèces de *Babesia* de petite taille, comme *B. ovis*, mesurent moins de 2,5 μ m (entre 1 et 2,5 μ m de longueur) et présentent une forme ronde ou, plus rarement, piriforme avec un angle obtus.

Ces parasites se localisent généralement en périphérie des érythrocytes. À l'inverse, les grandes espèces de *Babesia*, telles que *B. motasi*, dépassent 2,5 µm de longueur et se caractérisent par une forme piriforme avec un angle aigu (**Ganzinelli et al., 2018**). D'autres espèces, comme *B. crassa*, possèdent une taille intermédiaire, inférieure à 3 µm, et présentent des formes tétrades (**Kumar et al., 2021**).

Afin d'éviter les erreurs d'interprétation morphologique, certaines recommandations doivent être suivies. Il est essentiel d'utiliser le plus fort grossissement du microscope pour une observation précise des parasites. La durée d'examen, le nombre de champs observés et l'expérience du microscopiste dans l'identification des parasites influencent la fiabilité du diagnostic. Par ailleurs, la présence d'artefacts et la qualité de l'étalement sanguin peuvent interférer avec l'identification des parasites. Il est donc primordial d'accorder une attention particulière à ces éléments pour garantir un diagnostic précis (**Villanueva-Saz et al., 2022**).

Le deuxième groupe de techniques de diagnostic comprend les approches sérologiques. Celles-ci reposent sur la détection d'anticorps anti-IgG spécifiques contre les espèces de *Babesia* à l'aide de diverses méthodes, notamment le test immuno-enzymatique (ELISA) et le test d'immunofluorescence indirecte (IFAT) (**Ceylan et Sevinc, 2020**). Ces techniques sont particulièrement utiles pour les études séroépidémiologiques.

I. Traitement de la babésiose

Le succès du traitement de la babésiose repose sur un diagnostic précoce, suivi d'une administration rapide de médicaments chimiothérapeutiques. La chimiothérapie joue un rôle essentiel non seulement pour contrôler les cas cliniques sur le terrain, mais aussi pour maîtriser les infections induites expérimentalement (**Villanueva-Saz et al., 2022**).

Actuellement, seuls deux médicaments sont couramment utilisés pour traiter la babésiose chez les ruminants : le diminazène acéturate et l'imidocarbe dipropionate (**Gohil et al., 2013**). L'imidocarbe est privilégié dans les pays où il est autorisé, car en plus de son efficacité thérapeutique, il possède une action prophylactique lorsqu'il est administré à une dose double de la dose curative. De plus, il est le seul agent babesicide capable d'éliminer complètement le parasite de l'hôte (**Mosqueda et al., 2012**).

Cependant, la persistance de résidus médicamenteux dans la viande et les produits laitiers après un traitement prolongé a conduit à son interdiction dans plusieurs pays européens (**Mosqueda et al., 2012 ; Gohil et al., 2013**).

2. Theilériose chez les Petits Ruminants

A. Définition

La theilériose des petits ruminants est une maladie parasitaire sanguine causée par des protozoaires du genre *Theileria* (phylum *Apicomplexa*, ordre *Piroplasmida*). Plusieurs espèces sont impliquées dans cette affection, notamment *Theileria lestoquardi*—agent étiologique de la theilériose ovine maligne (*Malignant Ovine Theileriosis*, MOT) —ainsi que *T. ovis* (responsable de la theilériose bénigne), *T. recondita* (provoquant une forme modérée de theilériose ovine), *T. separata*, *T. luwenshuni* (*Theileria sp. China 1*), *T. uilenbergi* (*Theileria sp. China 2*), *Candidatus Theileria sp.* et *Theileria sp. OT3* (Stuen, 2020).

Parmi ces espèces, *T. lestoquardi*, *T. luwenshuni* et *T. uilenbergi* sont hautement pathogènes chez les ovins et caprins, tandis que *T. ovis*, *T. recondita* et *T. separata* sont considérées comme peu ou non pathogènes (Torina et Caracappa, 2012). Toutefois, les infections causées par ces espèces bénignes peuvent induire des pertes économiques significatives, notamment chez les animaux importés, immunodéprimés ou soumis à un stress physiologique (Stuen, 2020).

B. Historique

La première identification d'un parasite appartenant au genre *Theileria* remonte à 1898, lorsqu'il a été décrit par Koch en Afrique du Sud. Ce genre regroupe une dizaine d'espèces présentant des degrés variables de pathogénicité. Certaines d'entre elles, telles que *T. sergenti*, *T. mutans*, *T. velifera*, *T. tauratragi* et *T. orientalis/buffeli*, sont considérées comme peu ou non pathogènes. En revanche, d'autres espèces sont hautement pathogènes et responsables de maladies sévères, notamment *T. annulata* et *T. parva* chez les bovins, ainsi que *T. lestoquardi* chez les petits ruminants, tels que les moutons et les chèvres. Parmi ces espèces, *T. annulata* et *T. parva* font l'objet d'études approfondies en raison de leur impact majeur sur la santé bovine. *T. annulata* est l'agent responsable de la theilériose tropicale, tandis que *T. parva* est à l'origine de la fièvre de la côte orientale. La distribution géographique de ces parasites diffère : *T. annulata* est principalement présent dans le sud de l'Europe, autour du bassin méditerranéen, en Afrique du Nord et en Asie, tandis que *T. parva* est endémique dans treize pays d'Afrique subsaharienne (Dobbelaere et Heussler, 1999).

C. Taxonomie

Les parasites du genre *Theileria*, responsables de la theilériose des petits ruminants, appartiennent au domaine des *Eukaryota* et au règne des *Protista*, regroupant des organismes unicellulaires eucaryotes. Ils sont classés dans l'embranchement des *Apicomplexa*, caractérisé par la présence d'un complexe apical essentiel à l'invasion cellulaire et par une reproduction sexuée par syngamie. Ces protozoaires appartiennent à la classe des *Sporozoea*, où la sporogonie aboutit à la formation de sporozoïtes infectieux. Ils sont également inclus dans la sous-classe des *Piroplasmia*, qui regroupe des parasites intracellulaires, principalement érythrocytaires, de forme piriforme (**Irvin, 1987**).

L'ordre des *Piroplasmida* se distingue par son mode de reproduction combinant des phases sexuées et asexuées, avec des tiques servant de vecteurs biologiques. Au sein de cet ordre, la famille des *Theileriidae* est caractérisée par la présence d'un stade schizonte dans les lymphocytes de l'hôte. Enfin, le genre *Theileria* comprend plusieurs espèces de piroplasmes capables d'infecter les petits ruminants, provoquant des maladies aux impacts sanitaires et économiques significatifs (**Irvin, 1987**).

D. Épidémiologie et Transmission

Chez les petits ruminants, la transmission vectorielle est principalement assurée par des tiques ixodidés appartenant à divers genres (**Stuen, 2020**). Toutefois, un mode de transmission transplacentaire a été documenté pour *T. lestoquardi*, suggérant la possibilité d'une transmission verticale de l'agent pathogène (**Zakian et al., 2014**).

L'impact épidémiologique de la theilériose ovine est relativement limité en Europe, en raison de la faible pathogénicité des espèces majoritairement présentes (**Stuen, 2016**). En revanche, dans certaines zones géographiques, la maladie est associée à d'importantes pertes économiques en lien avec des taux de morbidité et de mortalité élevés. Par ailleurs, des cas de co-infections impliquant plusieurs espèces de *Theileria* chez un même hôte ont été signalés (**Al-Hamidhi et al., 2021**), ce qui pourrait aggraver la présentation clinique et compliquer le diagnostic.

Sur le plan clinique, *Theileria lestoquardi* est reconnue comme l'espèce hautement pathogène chez les ovins en Europe (**Panel et Ahaw, 2010**), suivie par *T. uilenbergi* et *T. luwenshuni* (**Phipps et al., 2016**). En revanche, *T. ovis* est responsable d'infections essentiellement subcliniques chez les animaux immunocompétents, bien que des manifestations cliniques puissent survenir dans des conditions de stress physiologique. *T. separata* est considérée comme une espèce non pathogène,

bien qu'elle puisse induire des formes sévères chez les animaux immunodéprimés, avec une évolution potentiellement létale (Yin et al., 2007).

E. Cycle biologique

Le cycle de développement des *Theileria* chez les ruminants est de type di-hétéroxène, impliquant deux hôtes : un petit ruminant et une tique vectrice du genre *Hyalomma* (Figure 04).

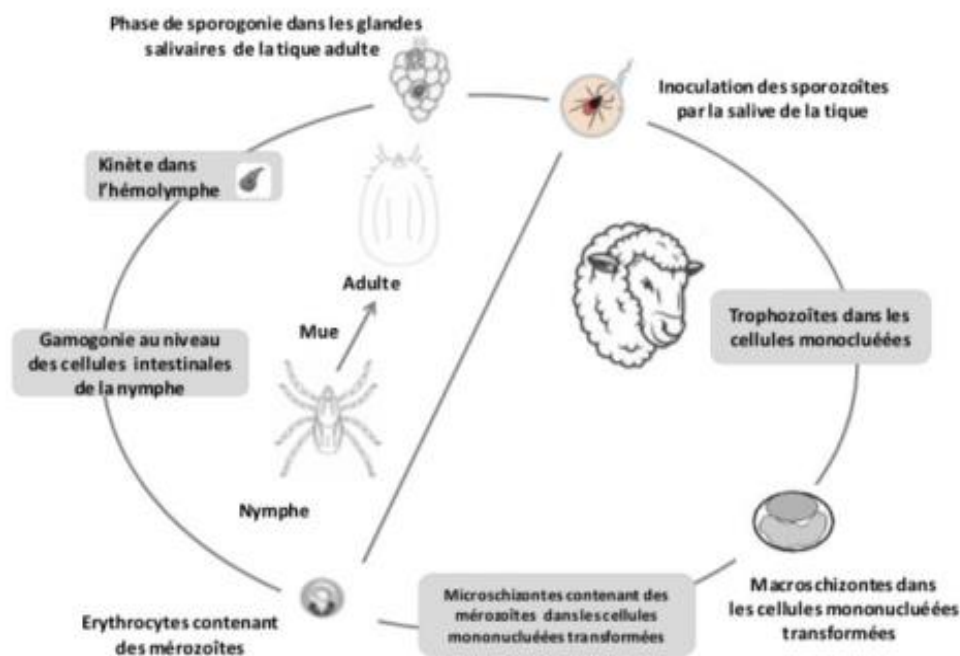


Figure 4. Cycle de développement de *Theileria lestoquardi* (Bouattour, 1996 et Romdhane, 2019).

Chez les petits ruminants, le stade infectant de *Theileria* est le sporozoïte. Après son inoculation par la tique lors de son repas sanguin, cette forme se développe d'abord à l'intérieur des leucocytes, puis dans les érythrocytes.

Au cours de la phase de développement leucocytaire, qui se produit principalement dans les monocytes et les lymphocytes B (Leemans et al., 1999), le sporozoïte se transforme rapidement en trophozoïte, puis en un jeune macroschizonte à 2 ou 3 noyaux. Ce dernier se multiplie en induisant simultanément la division synchrone de la cellule hôte (effet leucomitogène). Des clones cellulaires parasités se propagent alors dans l'organisme de l'animal, entraînant une hypertrophie des nœuds lymphatiques dès le 2^{ème} ou 3^{ème} jour après l'infection. Ainsi, une infection à *Theileria* peut être diagnostiquée par l'observation de frottis de nœuds lymphatiques, où les macroschizontes

sont visibles dès le troisième jour post-infection. Le macroschizonte évolue en microschizonte après plusieurs divisions répliques, donnant naissance à des mérozoïtes, qui envahissent ensuite les érythrocytes. Ces formes érythrocytaires se multiplient par schizogonie (Euzéby, 1990) et apparaissent environ neuf jours après l'infection.

Chez le vecteur ixodidé, l'infection se produit lorsque les stades juvéniles (nymphe) se gorgent de sang sur des animaux porteurs du parasite, tandis que la transmission aux petits ruminants est assurée par les tiques adultes. Le développement du parasite dans la tique passe par deux phases. La première est la phase de reproduction sexuée ou gamétogonie, qui se déroule dans l'intestin. Les formes érythrocytaires du parasite donnent naissance à des microgamétocytes et des macrogamétocytes de forme ovoïde. Ces derniers subissent une division et une différenciation, conduisant à la formation de microgamètes (gamètes mâles) et de macrogamètes (gamètes femelles). Après fécondation, des zygotes se forment et entrent en hibernation dans les nymphes gorgées. Lorsque le développement nymphal reprend, ces zygotes se transforment en kinètes, dont la formation semble synchronisée avec la mue de la nymphe (Young et al., 1980). Ces kinètes migrent ensuite vers les glandes salivaires et, lors du repas sanguin, infectent les cellules de l'hôte, où elles évoluent en sporoblastes (Young, 1992). La seconde phase, appelée sporogonie, se déroule dans les glandes salivaires. Les sporoblastes produisent des milliers de sporozoïtes (jusqu'à 40 000) (Young, 1992), qui sont massivement inoculés à l'hôte vers le troisième jour du repas sanguin (Sergent et al., 1936). À ce stade, une réduction nucléaire aboutit à la formation de sporozoïtes haploïdes (Gauer et al., 1993).

F. Pathogénie

Les protozoaires du genre *Theileria* possèdent la capacité d'infecter divers types cellulaires chez l'hôte vertébré. Le cycle parasitaire débute par l'infection des leucocytes par les sporozoïtes, suivie de la maturation des schizontes en mérozoïtes au sein des érythrocytes. Cette dernière étape aboutit à la formation de piroplasmes, constituant les formes caractéristiques observées lors de l'examen microscopique des frottis sanguins d'animaux infectés (Mans et al., 2015).

La théilériose clinique se caractérise principalement par une anémie hémolytique consécutive à la destruction des érythrocytes, ainsi qu'à une lymphadénopathie. Les mécanismes immunopathogéniques impliqués semblent comparables à ceux observés dans les infections à *Babesia*. Cependant, des variations cliniques sont observées selon l'espèce de *Theileria* impliquée. Parmi celles-ci, *Theileria lestoquardi* est l'espèce la plus virulente, responsable de taux élevés de morbidité et de mortalité. Cette espèce est associée à une forme maligne de théilériose ovine,

entraînant des complications systémiques sévères et une issue fréquemment fatale en l'absence d'une prise en charge adéquate (El Imam et al., 2015).

G. Manifestations Clinico-Pathologiques

L'infection aiguë par *Theileria lestoquardi* se caractérise par un syndrome fébrile marqué, une asthénie prononcée, une anorexie, des pétéchies conjonctivales, une lymphadénopathie généralisée ainsi qu'un ictère, traduisant une hémolyse intravasculaire intense. Dans les formes chroniques, la symptomatologie devient plus insidieuse avec une hyperthermie intermittente, une inappétence persistante et un état cachectique. Une pâleur des muqueuses, indicatrice d'une anémie sévère, est également une caractéristique clinique de cette forme chronique (Tageldin et al., 2005).

Sur le plan digestif, une hypomotilité ruminale, une interruption du transit, ainsi que des troubles digestifs tels que la diarrhée ou la constipation peuvent être observés. Les manifestations respiratoires incluent une tachypnée, une toux productive et des écoulements nasaux et oculaires, suggérant une atteinte pulmonaire concomitante (Naz et al., 2012). Aux stades avancés de la maladie, l'état d'immunosuppression favorise l'émergence d'infections opportunistes d'origine virale, bactérienne ou fongique, exacerbant ainsi la gravité du tableau clinique (Hassan et al., 2013). Plusieurs facteurs intrinsèques et extrinsèques, notamment la susceptibilité génétique de l'hôte, son statut nutritionnel, la présence de co-infections, l'espèce parasitaire impliquée ainsi que l'inoculum infectieux, influencent la variabilité des manifestations cliniques (El Imam et Taha, 2015).

Chez les ovins infectés par *Theileria ovis*, la symptomatologie inclut des bruits respiratoires anormaux, une anémie sévère associée à une pâleur des muqueuses, une fièvre persistante, une anorexie ainsi qu'une hypomotilité ruminale. Ces signes cliniques sont particulièrement exacerbés chez les agneaux par rapport aux adultes (Habela et al., 1989). Les sujets ayant survécu à la phase aiguë deviennent des porteurs asymptomatiques, présentant une parasitémie résiduelle fluctuante (Al-Fahdi et al., 2017). Ces porteurs chroniques constituent un réservoir épidémiologique majeur, favorisant la transmission vectorielle par les tiques à d'autres animaux sensibles, ce qui représente un risque significatif pour la santé du cheptel (Gharbi et al., 2011) (Tableau 03).

Tableau 3. Signes cliniques associées à certaines espèces de *Theileria* (Villanueva-Saz et al., 2022).

Espèces de <i>Theileria</i>	Présence d'anémie	Autres signes cliniques	Pathogénicité
<i>T. lestoquardi</i>	Oui	Fièvre	++++
<i>T. ovis</i>	Non	Infection subclinique	-/+ (animaux immunodéprimés)
Légende : "+" : niveau de pathogénicité ; "-" : absence de pathogénicité.			

H. Diagnostic

L'examen microscopique des frottis sanguins constitue une méthode diagnostique essentielle pour l'identification des espèces de *Theileria*. L'utilisation du microscope optique a été rapportée après la découverte de *T. parva* par Koch (Mans et al., 2015). Dans les globules rouges, *Theileria* présente diverses morphologies, incluant des formes en bâtonnet, rondes, ovales ou annulaires, avec des dimensions atteignant 2,0 µm de long et 1,0 µm de large (Figure 05). Dans les lymphocytes, les schizontes mesurent environ 8,0 µm et contiennent un nombre variable de noyaux (Mans et al., 2015).

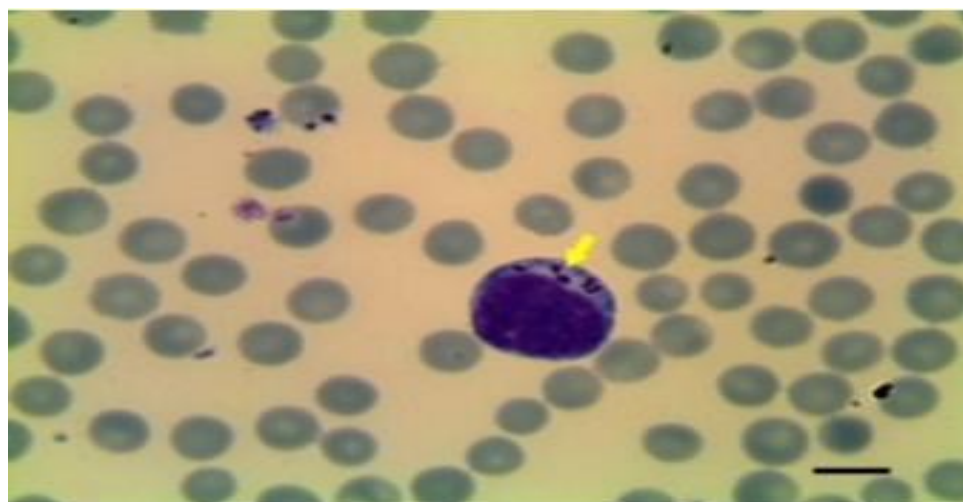


Figure 5. Schizonte de *Theileria ovis* dans un frottis sanguin. Image gracieusement fournie par le Professeur Khaled El-Dakhly, Université de Beni-Suef, Égypte (Villanueva-Saz et al., 2022).

L'examen microscopique des frottis sanguins présente une faible sensibilité, notamment pour la détection des parasites chez les animaux porteurs ayant une charge parasitaire réduite. Pour améliorer l'identification, des échantillons provenant d'organes tels que le foie, la rate, les poumons, les reins et les ganglions lymphatiques peuvent être analysés (**Yin et al., 2003**).

Pour surmonter ces limites, diverses techniques sérologiques permettent la détection des anticorps spécifiques dirigés contre l'agent pathogène. Parmi elles, l'immunofluorescence indirecte (IFAT) (**Mans et al., 2015**), l'ELISA (**Gao et al., 2002**) et le test immunochromatographique sur bandelette (**Lu et al., 2015**) sont les plus utilisées. L'IFAT et l'ELISA, considérées comme des tests de référence, se distinguent principalement par le type d'antigène employé.

I. Traitement des theilérioses chez les ruminants

Diverses molécules ont été évaluées pour le traitement des theilérioses chez les ruminants. Les travaux de **McHardy et al. (1976)** ont mis en évidence l'effet theiléricides de plusieurs substances, notamment la monoctone et la parvaquone. Actuellement, la buparvaquone (commercialisée sous les noms de « **Botalex[®]** et **Teldex[®]** ») est la molécule de référence en raison de son efficacité (**Mc Hardy et al., 1985**).

Ce composé agit en éliminant les schizontes ainsi que les formes érythrocytaires du parasite, tout en préservant l'intégrité des cellules hôtes (**Mc Hardy, 1984**). Son utilisation entraîne une amélioration clinique rapide des animaux infectés, avec des taux de guérison variables selon la précocité du traitement (**Dhar et al., 1988**).

Partie II :

Étude Expérimentale

Chapitre II :

Matériel & Méthodes

A. Objectifs de l'étude

L'objectif principal de cette étude est d'identifier les hémoparasites des genres *Babesia* et *Theileria* chez les petits ruminants de la région de Tiaret, à l'aide de l'examen microscopique de frottis sanguins colorés au **May-Grünwald-Giemsa (MGG)**. Cette approche permettra d'observer la morphologie des parasites présents dans les échantillons sanguins et d'établir une classification précise en fonction de leurs caractéristiques spécifiques.

En parallèle, nous visons à déterminer la **fréquence** de l'infection par ces hémoparasites chez les petits ruminants de la région étudiée.

B. Présentation de la région étudiée

L'étude a été menée dans la wilaya de Tiaret, située à environ 300 km au sud-ouest d'Alger, au cœur des Hauts Plateaux de l'Ouest algérien (**Figure 6**). Cette région présente un relief varié, avec des altitudes comprises entre 800 et 1 200 mètres. Elle est soumise à un climat méditerranéen à tendance continentale, caractérisé par des précipitations annuelles variant entre 250 et 500 mm. La saison chaude et sèche s'étend généralement de mai à octobre, avec des températures estivales moyennes avoisinant 26 °C, tandis que les hivers sont froids, avec une moyenne de 6 °C (<https://fr.climate-data.org/>).

La **figure 06** illustre la localisation géographique de la wilaya de Tiaret au sein du territoire algérien.

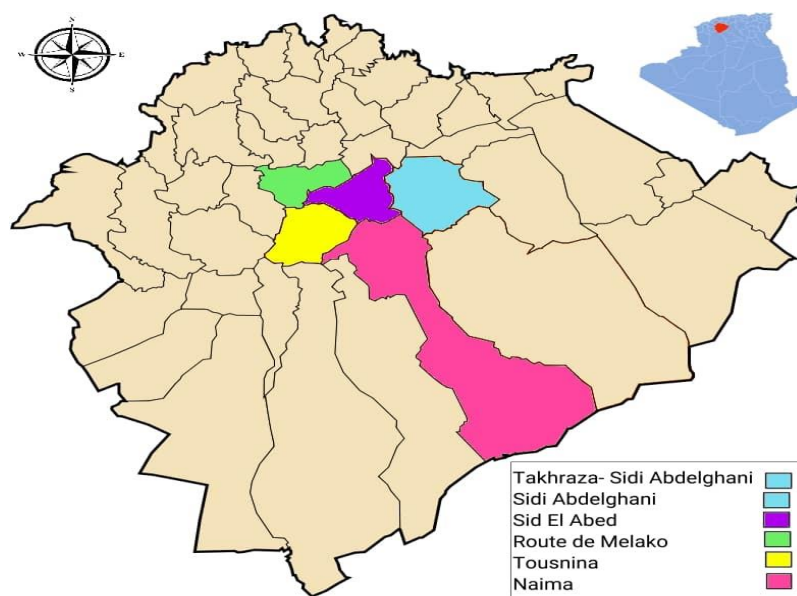


Figure 6. Localisation géographique de la zone d'étude.

C. Population animale étudiée

Au total, 35 animaux (28 pour les ovins et 7 pour les caprins), de sexes mâle et femelle, ont fait l'objet de prélèvements sanguins réalisés de manière aléatoire entre février et mai 2025. Les sujets ont été sélectionnés dans différentes localités de la wilaya de Tiaret, notamment à Sidi Abd El Ghani, Tousnina, Naïma, Sidi El Abed et Mellakou. L'échantillon couvrait un large éventail d'âges, allant de 6 mois à 8 ans (**Tableau 4**).

Tableau 4. Répartition des prélèvements sanguins effectués chez les ovins et caprins selon les communes de la wilaya de Tiaret.

Commune	Nombre d'ovins prélevés	Nombre de caprins prélevés	Total par commune
Tousnina	3	0	3
Sidi El Abed	6	1	7
Mellakou	10	3	13
Sidi Abd El Ghani	6	1	7
Naïma	3	2	5
Total général	28	7	35

Il est important de souligner que tous les animaux inclus dans cette étude vivaient en cohabitation avec d'autres espèces domestiques, telles que les bovins et les chiens, un facteur pouvant favoriser la transmission interspécifique des hémoparasites. Par ailleurs, le mode d'élevage prédominant dans la région est de type semi-intensif, caractérisé par une gestion partiellement extensive et des interactions fréquentes entre les individus, ce qui accroît le risque de dissémination des agents pathogènes transmis par les vecteurs.

D. Prélèvement et conservation des échantillons

Un total de **35** échantillons sanguins a été prélevé chez les petits ruminants. Pour chaque animal, un volume de 3 à 5 ml de sang a été recueilli au niveau de la veine jugulaire, à l'aide de tubes contenant de l'**EDTA** (acide éthylène diamine tetra-acétique) comme anticoagulant. Chaque échantillon a été soigneusement identifié à l'aide du numéro de la boucle auriculaire de l'animal et de la date du prélèvement. Les tubes ont ensuite été placés dans une glacière contenant des blocs

réfrigérants, puis transportés dans une glacière isotherme au Laboratoire de Parasitologie de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret pour analyse (**Figure 7**).



Figure 7. Équipement de prélèvement des échantillons.

Tous les prélèvements ont été réalisés sous la supervision et avec l'assistance d'un médecin vétérinaire, dans le respect des bonnes pratiques de prélèvement et du bien-être animal.

E. Approche méthodologique en laboratoire

Dans le cadre de cette étude, les hémoparasites ciblés étaient les *Babesia* spp., *Anaplasma* spp. et *Theileria* spp. La recherche de ces parasites a été réalisée par l'examen microscopique de frottis sanguins, préalablement colorés au **May-Grünwald-Giemsa (MGG)**.

E.1. Protocole de réalisation des frottis sanguins

Une petite goutte de sang est déposée à l'extrémité d'une lame propre, puis étalée à l'aide d'une seconde lame à bord rodé, selon un mouvement régulier et contrôlé. Lors de l'examen microscopique, une attention particulière est portée aux extrémités et à la zone terminale du frottis, car ces régions sont généralement plus riches en parasites intra-érythrocytaires.

La figure ci-dessous (**Figure 8**) illustre les différentes étapes de réalisation d'un frottis sanguin, depuis le dépôt de la goutte de sang jusqu'à l'étalement complet sur la lame.

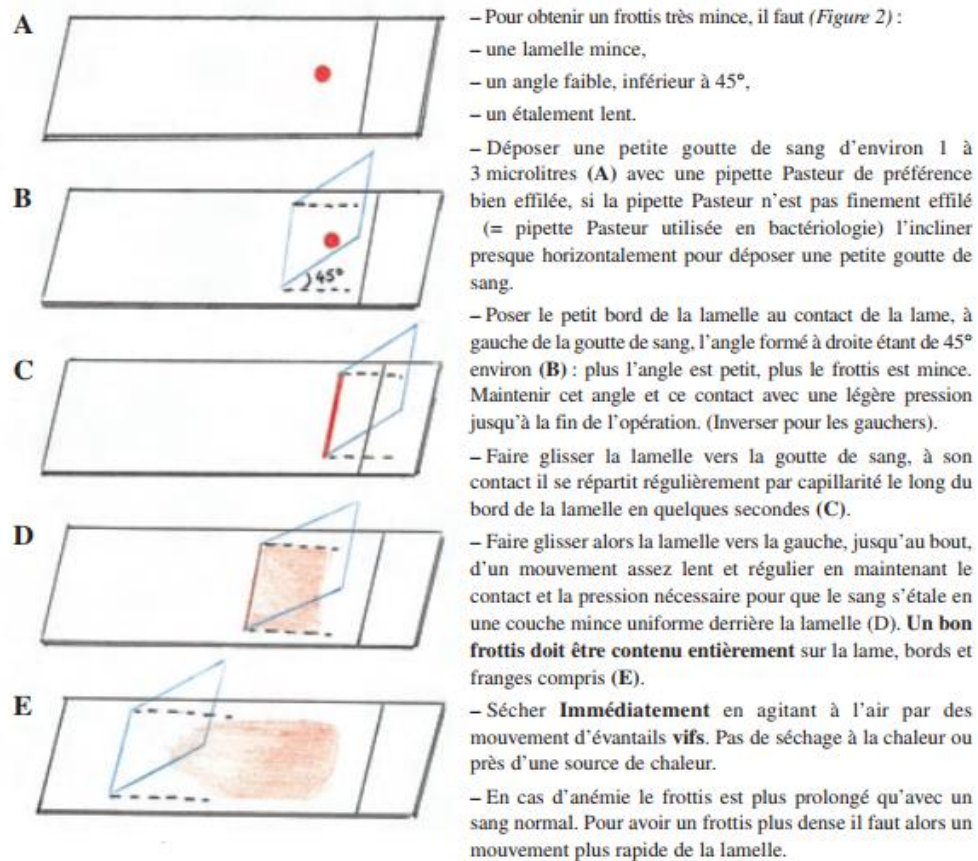


Figure 8. Principales étapes de préparation d'un frottis sanguin (Biofarma, 2001).

E.2. Coloration au MGG et examen microscopique des frottis sanguins

Après séchage à l'air libre, les frottis sanguins (Figure 09 et 10) ont été fixés à la solution de May-Grünwald pure pendant 3 minutes. Un rinçage à l'eau distillée tamponnée (pH 7,2) a ensuite été effectué, suivi d'une coloration avec une solution de Giemsa diluée au $1/10^{\text{ième}}$ dans la même eau tamponnée, pendant 30 minutes. Les lames ont ensuite été placées en position verticale et laissées sécher à température ambiante (Ayadi, 2016).

L'examen microscopique a été réalisé à l'aide d'un microscope optique, sous objectif à immersion (100x). Pour chaque lame, 100 champs ont été minutieusement observés afin de détecter la présence de parasites intra-érythrocytaires et évaluer leur fréquence (Figure 11).

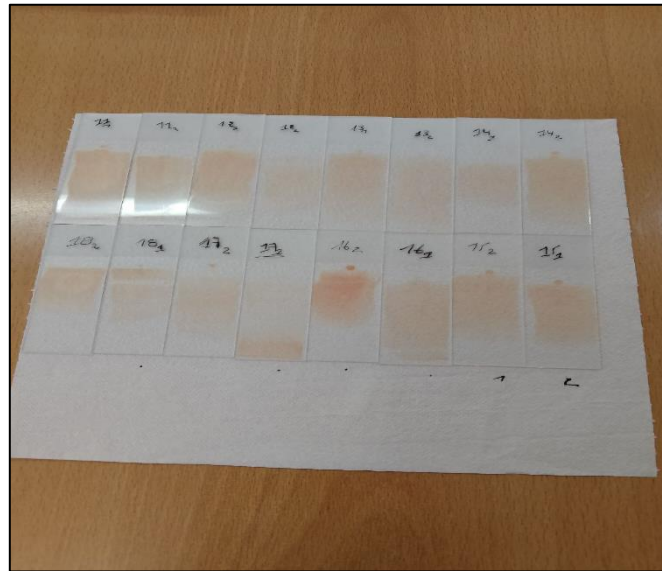


Figure 9. Préparation du frottis sanguin avant coloration au MGG.



Figure 10. Frottis sanguin coloré au MGG pour la mise en évidence des hémoparasites.

Bien que moins sensible que certaines méthodes moléculaires, la technique du frottis sanguin (Desquesnes, 2014) a été choisie pour cette étude en raison de son faible coût, particulièrement adapté au traitement d'un grand nombre d'échantillons, et de sa capacité à détecter un large éventail d'hémoparasites. Cette méthode repose sur l'utilisation successive des colorants **May-Grünwald** et **Giemsa**, formant une technique de coloration simple, économique, largement répandue et offrant de bons résultats en termes de visualisation des parasites intra-érythrocytaires.

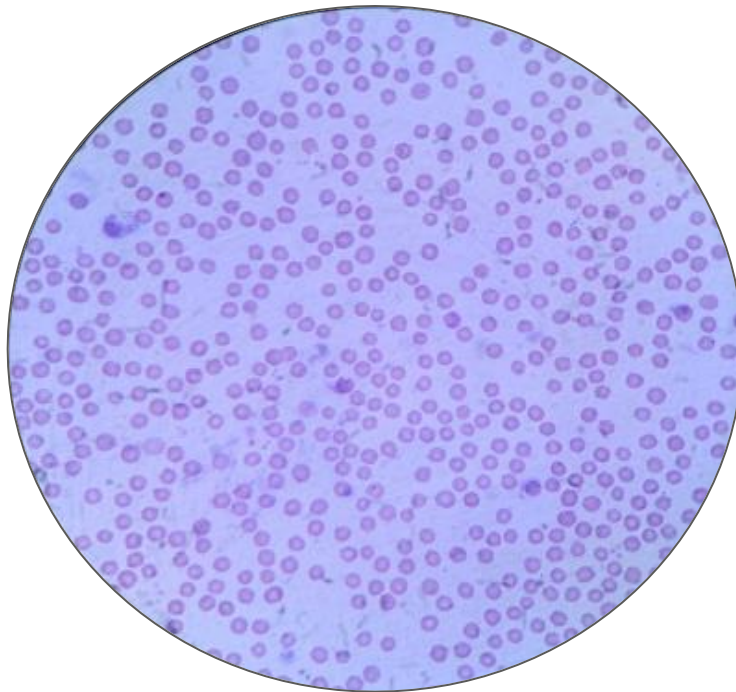


Figure 11. Observation microscopique d'un frottis sanguin infecté chez une brebis (microscope optique, objectif 100x).

E.3. Identification des hémoparasites

Pour distinguer les différentes formes parasitaires, nous nous sommes appuyés sur les critères morphologiques décrits dans la littérature spécialisée. En particulier, l'ouvrage de référence publié par **Morel. (1981)**, *Maladies à tiques du bétail en Afrique*, a été utilisé comme guide principal pour la reconnaissance des genres *Anaplasma*, *Babesia* et *Theileria*. Cet ouvrage fournit des descriptions détaillées permettant de différencier les formes intra-érythrocytaires selon leur taille, leur forme, leur position dans les globules rouges et leur coloration après **MGG**.

F. Analyses statistiques

L'ensemble des données recueillies au cours de cette étude a été saisi dans **Microsoft Excel (version 2019)**. Les analyses statistiques ont été effectuées à l'aide des outils intégrés du logiciel, permettant de calculer notamment les taux de prévalence des hémoparasites identifiés chez les petits ruminants ainsi que leur répartition selon les différentes variables étudiées.

Chapitre III :

Résultats & Discussions

A. Résultats

A.1. Fréquence globale des hémoparasites

Sur les 35 échantillons de sang prélevés chez les petits ruminants (ovins et caprins), 21 ont été positifs à au moins un hémoparasite des genres *Anaplasma* spp., *Babesia* spp. ou *Theileria* spp., soit une fréquence globale d'infection de 60 %, contre 40 % de résultats négatifs (**Tableau 5**). Ces résultats, obtenus par l'examen microscopique de frottis sanguins colorés au May-Grünwald-Giemsa (MGG), témoignent d'une circulation notable de ces agents pathogènes dans la population animale étudiée, soulignant l'importance épidémiologique de ces infections chez les petits ruminants de la région de Tiaret.

Tableau 5. Répartition des cas positifs et négatifs d'hémoparasites chez les petits ruminants.

Paramètres	Nombre total	Cas positifs	Cas négatifs	Prévalence (%)
Petits ruminants (n=35)	35	21	14	60 %

A.2. Fréquence des hémoparasites selon le genre parasitaire

L'examen microscopique des frottis sanguins a permis d'identifier trois genres d'hémoparasites chez les petits ruminants : *Anaplasma* spp., *Babesia* spp. et *Theileria* spp. Parmi eux, *Anaplasma* spp. était le plus fréquent, avec 20 cas positifs, représentant une prévalence de 57 %. Ensuite, *Babesia* spp. a été détecté dans 17 échantillons (48 %). En revanche, *Theileria* spp. n'a été mis en évidence que dans un seul cas, soit une prévalence très faible de 2 %. Ces résultats confirment une circulation dominante d'*Anaplasma* et de *Babesia* chez les petits ruminants de la région, tandis que la présence de *Theileria* spp. semble sporadique (**Figure 12 et tableau 6**).

Tableau 6. Répartition des hémoparasites identifiés chez les petits ruminants par genre.

Genre parasitaire	Nombre de cas positifs	Prévalence (%)
<i>Anaplasma</i> spp.	20	57,1 %
<i>Babesia</i> spp.	17	48,6 %
<i>Theileria</i> spp.	1	2,9 %

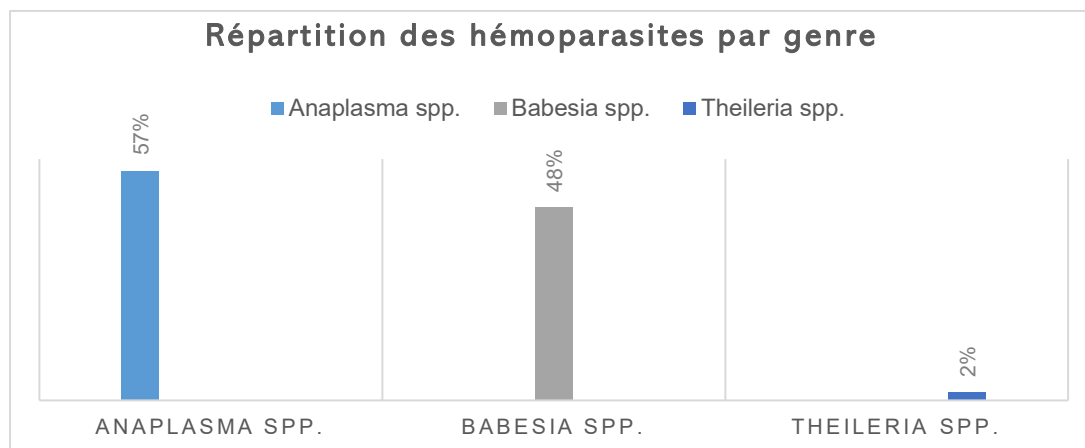


Figure 12. Répartition des hémoparasites identifiés chez les petits ruminants selon le genre parasitaire.

A.3. Fréquence des co-infections chez les petits ruminants

Parmi les 35 petits ruminants examinés, 21 (60,0 %) se sont révélés positifs à au moins un hémoparasite. Parmi ces cas positifs, 14 animaux (soit 40,0 % du total) présentaient une **co-infection**, c'est-à-dire l'association de deux genres parasites ou plus, tandis que 7 animaux (20,0 %) étaient porteurs d'une **infection simple**.

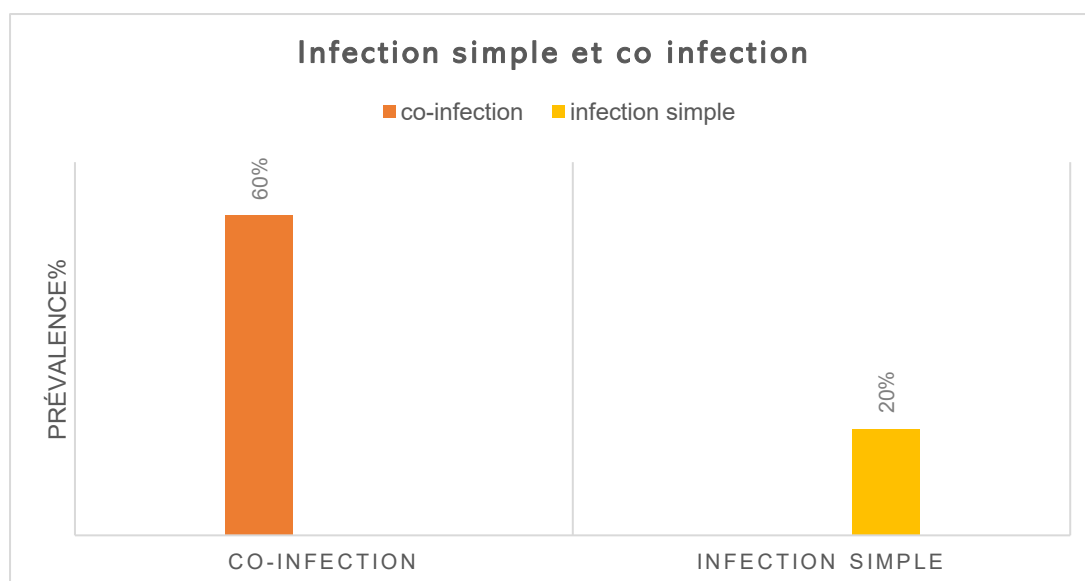


Figure 13. Fréquence des infections simples et des co-infections détectées chez les petits ruminants.

Cette prédominance des co-infections suggère une exposition simultanée à plusieurs hémoparasites, probablement liée à une forte pression vectorielle dans les zones d'élevage. Elle souligne également la complexité épidémiologique des hémoparasitoses dans la région de Tiaret, avec des risques accrus de formes cliniques sévères, notamment chez les animaux immunodéprimés ou mal suivis sur le plan prophylactique.

A.4. Profil des infections hémoparasitaires

L'examen microscopique des frottis sanguins a révélé une nette prédominance des co-infections par rapport aux infections simples chez les petits ruminants examinés (**Tableau 7**). La combinaison la plus fréquente était l'association *Anaplasma spp.* + *Babesia spp.*, détectée chez 13 animaux (37,1 %), suivie d'un seul cas de triple infection impliquant *Anaplasma spp.*, *Babesia spp.* et *Theileria spp.* (2,9 %).

Concernant les infections simples, *Anaplasma spp.* a été identifié seul dans 5 cas (14,3 %), tandis que *Babesia spp.* seul n'a été retrouvé que dans 2 cas (5,7 %). Ces résultats traduisent une circulation simultanée de plusieurs hémoparasites dans les élevages, probablement facilitée par une exposition continue aux tiques vectrices et des pratiques de prophylaxie insuffisantes.

Tableau 7. Répartition des infections hémoparasitaires simples et mixtes selon les pathogènes identifiés.

Type d'infection	Pathogène(s) identifié(s)	Nombre de cas (sur 35)	Prévalence (%)
Infection simple	<i>Anaplasma spp.</i>	5 / 35	14,3 %
	<i>Babesia spp.</i>	2 / 35	5,7 %
Co-infection	<i>Anaplasma spp.</i> + <i>Babesia spp.</i>	13 / 35	37,1 %
	<i>Anaplasma</i> + <i>Babesia</i> + <i>Theileria spp.</i>	1 / 35	2,9 %
Total infectés	—	21 / 35	60,0 %

La forte proportion de co-infections est épidémiologiquement préoccupante, car elle peut compliquer les tableaux cliniques, retarder le diagnostic, et rendre les traitements moins efficaces, en particulier dans des systèmes d'élevage extensifs ou semi-intensifs.

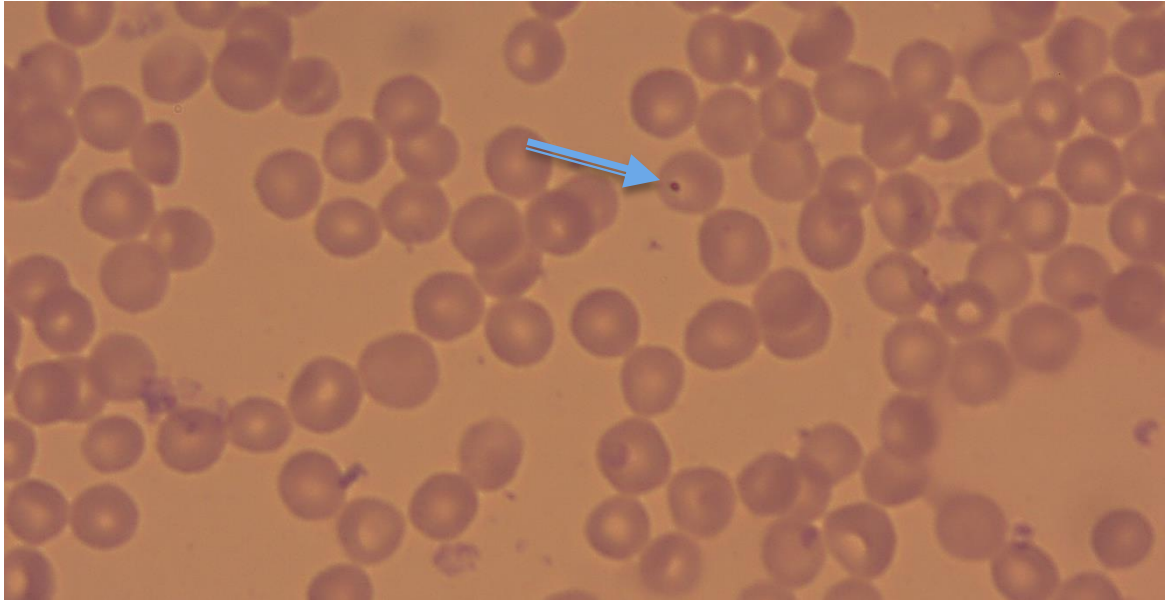


Figure 14. Frottis sanguin observé au microscope optique (objectif $\times 100$ à l'huile d'immersion), montrant la présence d'*Anaplasma* spp. à l'intérieur des érythrocytes.

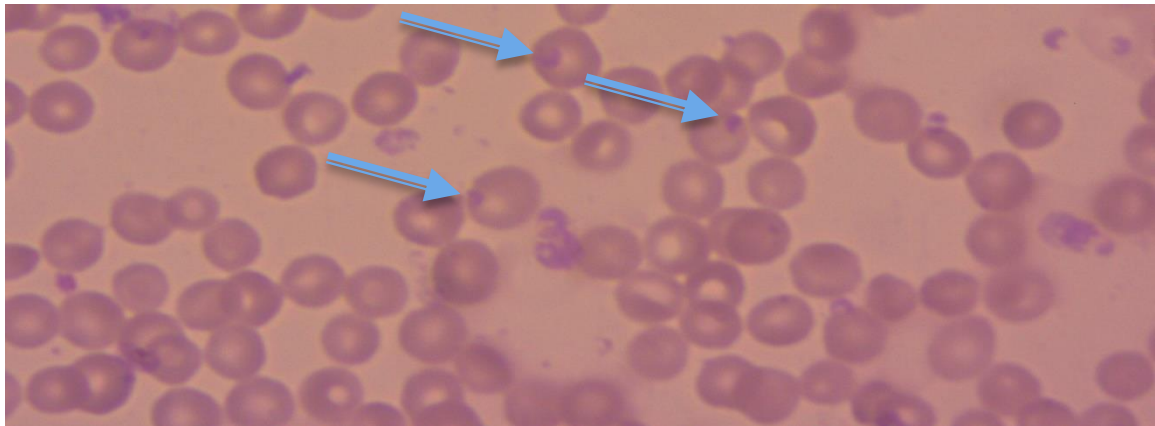


Figure 15. Frottis sanguin observé au microscope optique (objectif $\times 100$ à l'huile d'immersion), montrant la présence de différentes formes de *Babesia* spp. à l'intérieur des érythrocytes.

B. Discussions générales

Nos résultats, affichant une fréquence globale de 60 % des hémoparasites détectés par examen microscopique des frottis sanguins, sont nettement supérieurs à ceux rapportés dans plusieurs études antérieures. Par exemple, **Sassa et al. (2019)** ont observé une séroprévalence de 17,3 % chez les petits ruminants à l'aide de la technique ELISA. **Ozubek et al. (2023)** ont rapporté une prévalence moléculaire de 14 % par PCR, tandis que **Khamassi et al. (2021)** n'ont détecté que 2,37 % de cas positifs par cette même méthode. De plus, **Altay et al. (2012)**, en utilisant la technique Reverse Line Blotting (RLB), ont identifié les infections dans 19,9 % des échantillons, contre seulement 4,47 % par la microscopie dans leur étude.

La prévalence relativement élevée des hémoparasites observée dans cette étude pourrait être liée à des conditions écologiques propices à la survie et à la multiplication des arthropodes vecteurs, notamment dans les zones à climat chaud. Ces facteurs environnementaux favorisent non seulement l'activité vectorielle, mais aussi la transmission continue des parasites. Par ailleurs, l'absence de protocoles prophylactiques rigoureux, ainsi que l'utilisation inadéquate ou irrégulière des acaricides par les éleveurs — constat fréquemment relevé sur le terrain — pourraient également contribuer au maintien d'un niveau élevé d'infestation parasitaire, comme l'indique **Ademola (2013)**. Ces éléments concordent avec nos résultats et soulignent la nécessité d'améliorer les pratiques de lutte contre les tiques et de renforcer la surveillance épidémiologique dans la région.

L'examen microscopique des frottis sanguins a révélé la présence de trois genres d'hémoparasites chez les petits ruminants : *Anaplasma* spp., *Babesia* spp. et *Theileria* spp. *Anaplasma* spp. était le plus fréquent (57 %), suivi de *Babesia* spp. (48 %), tandis que *Theileria* spp. n'a été détecté que dans un seul cas (2 %). Sur les 35 échantillons, 21 (60 %) étaient positifs, dont 14 cas de co-infection (40 %) et 7 cas d'infection simple (20 %). La co-infection la plus fréquente était *Anaplasma* + *Babesia* (37,1 %), avec un seul cas de triple infection. Les infections simples étaient dominées par *Anaplasma* spp. (14,3 %), suivi de *Babesia* spp. (5,7 %).

Nos résultats montrent une prévalence des hémoparasites supérieure à celle rapportée dans plusieurs études antérieures. **Sassa et al. (2019)** ont observé, par la méthode sérologique (ELISA), des taux variables selon le parasite : *Anaplasma* spp. (9,1 %), *Babesia* spp. (2,9 %) et *Theileria* spp. (3,8 %). Dans une étude moléculaire récente menée par **Ozubek et al. (2023)**, 28 % des chèvres analysées étaient positives à au moins un hémoparasite, avec la détection de cinq espèces différentes. Le nouveau *Babesia* spp. était le plus fréquent (24 %), suivi de *Theileria ovis* (18 %).

De même, **Rjeibi et al. (2016)**, utilisant la PCR, ont montré que les ovins étaient davantage infectés par *Theileria ovis* (16,3 %) que par *Babesia ovis* (7,8 %).

Selon **M'ghirbi et al. (2010)**, les co-infections entre hémopathogènes sont fréquentes dans les zones d'enzootie, reflétant des dynamiques épidémiologiques complexes. Des associations entre *Babesia* spp., *Theileria annulata* et *Anaplasma marginale* ont notamment été rapportées, suggérant des interactions pathogéniques potentielles entre ces parasites. De leur côté, **Georges et al. (2001)** confirment que les animaux infectés par *Theileria* spp. sont souvent simultanément porteurs de *Babesia* spp. et/ou *Anaplasma* spp., illustrant ainsi la fréquence élevée des co-infections et leurs conséquences possibles sur la gravité clinique et la réponse immunitaire des hôtes.

Conclusion et Recommandations

Conclusion et recommandations

Conclusions

L'étude réalisée entre février et mai 2025 dans la wilaya de Tiaret a mis en lumière une forte fréquence des hémoparasites chez les ovins et caprins. L'examen microscopique des frottis sanguins colorés au **May-Grünwald-Giemsa (MGG)** a révélé une fréquence globale de 60 %, confirmant une circulation active de trois genres majeurs d'agents pathogènes : *Anaplasma spp.* (57 %), *Babesia spp.* (48 %) et *Theileria spp.* (2 %).

Les **co-infections**, notamment l'association *Anaplasma spp.* + *Babesia spp.* (37,1 %), ont représenté la forme d'infection la plus fréquente (40 %), contre 20 % d'infections simples. Ces résultats traduisent non seulement une forte pression vectorielle, mais également des pratiques prophylactiques insuffisantes ou mal appliquées dans les élevages étudiés.

Cette situation souligne l'importance de renforcer les mesures de prévention, notamment la lutte contre les tiques, et d'améliorer les outils de diagnostic, en intégrant des méthodes plus sensibles telles que la **PCR**, afin de mieux détecter les infections subcliniques. De plus, la présence de co-infections complexes met en évidence la nécessité de considérer ces interactions pathogéniques dans les approches cliniques et épidémiologiques.

En conclusion, ce travail apporte une contribution significative à la compréhension de l'épidémiologie des hémoparasitoses chez les petits ruminants dans les zones semi-arides d'Algérie, et ouvre des perspectives pour des recherches futures axées sur les méthodes de diagnostic moléculaire et la dynamique des vecteurs.

Conclusion et recommandations

Recommandations

Afin de réduire l'impact des hémoparasitoses transmises par les tiques chez les petits ruminants, plusieurs mesures doivent être envisagées :

- **Renforcement de la lutte contre les tiques** : mettre en place des programmes réguliers de traitement antiparasitaire afin de limiter la transmission des hémoparasites par les vecteurs.
- **Sensibilisation des éleveurs** : informer les éleveurs sur les signes cliniques des hémoparasitoses, les périodes à risque, ainsi que sur les bonnes pratiques de prévention et de gestion sanitaire.
- **Renforcement des capacités diagnostiques** : encourager l'équipement des laboratoires vétérinaires locaux avec des outils de diagnostic précis et modernes (microscopie, PCR, ELISA...).

Références Bibliographique

Références Bibliographique

1. Ademola, I. O., & Onyiche, T. E. (2013). Haemoparasites and haematological parameters of slaughtered ruminants and pigs at Bodija abattoir, Ibadan, Nigeria. *African Journal of Biomedical Research*, 16(2), 101-105.
2. Adl, S. M., Simpson, A. G., Lane, C. E., Lukeš, J., Bass, D., Bowser, S. S., ... & Spiegel, F. W. (2012). The revised classification of eukaryotes. *Journal of eukaryotic microbiology*, 59(5), 429-514.
3. Alani, A. J., & Herbert, I. V. (1988). Pathogenesis of infection with *Theileria recondita* (Wales) isolated from *Haemaphysalis punctata* from North Wales. *Veterinary Parasitology*, 28(4), 293-301.
4. Alessandra, T., & Santo, C. (2012). Tick-borne diseases in sheep and goats: Clinical and diagnostic aspects. *Small Ruminant Research*, 106, S6-S11.
5. Al-Fahdi, A., Alqamashoui, B., Al-Hamidhi, S., Kose, O., Tageldin, M. H., Bobade, P., ... & Babiker, H. (2017). Molecular surveillance of *Theileria* parasites of livestock in Oman. *Ticks and tick-borne diseases*, 8(5), 741-748.
6. Al-Hamidhi, S., Elshafie, E. I., Yaghfoori, S., Morrison, W. I., Johnson, E. H., & Babiker, H. A. (2021). A comparative study of single *Theileria lestoquardi* and mixed infections with *Theileria ovis*. *Parasites & Vectors*, 14, 1-10.
7. Altay, K., Dumanli, N., & Aktas, M. (2012). A study on ovine tick-borne hemoprotozoan parasites (*Theileria* and *Babesia*) in the East Black Sea Region of Turkey. *Parasitology research*, 111, 149-1
8. Ayadi, O., & Benchikh Elfgoun, M. C. (2016). Contribution au diagnostic de la theilériose chez les bovins dans l'Est algérien (Doctoral dissertation, Université Frères Mentouri-Constantine 1).
9. Babes, V. (1888). Sur l'hémoglobinurie bacterienne du boeuf. *CR Acad. Sci*, 107, 692-694.

Références Bibliographique

10. Babeş, V. (1892). *L'étiologie d'une enzootie des moutons, dénommée Carceag en Roumanie*. Gauthier-Villars.
11. Baker J.R., Muller R. (1984). The piroplasms: life cycle and sexual stages. *Adv. Parasitol.*, 43: 401-402.
12. Bouattour, A. (1996). Etude des tiques des bovins dans la région de Sidi Thabet : leur rôle dans la transmission de la theilériose. *Diplôme études approf. ecol. anim., Faculté des Sciences de Tunis, Tunisie*.
13. Ceylan, O., & Sevinc, F. (2020). Endemic instability of ovine babesiosis in Turkey: A country-wide sero-epidemiological study. *Veterinary Parasitology*, 278, 109034.
14. Dhar, S., Malhotra, D. V., Bhushan, C., & Gautam, O. P. (1988). Treatment of experimentally induced *Theileria annulata* infection in cross-bred calves with buparvaquone. *Veterinary Parasitology*, 27(3-4), 267-275.
15. Dobbelaere, D., & Heussler, V. (1999). Transformation of leukocytes by *Theileria parva* and *T. annulata*. *Annual Reviews in Microbiology*, 53(1), 1-42.
16. Douffissa, A. (2000). Les tiques et les maladies transmissibles. Afrique Centrale. Journée Vétérinaire organisée par MODESA, Yaoundé, Cameroun, 158p.
17. El Imam, A. H., & Taha, K. M. (2015). Malignant ovine theileriosis (*Theileria lestoquardi*): a review. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 8(3).
18. El Imam, A. H., Hassan, S. M., Gameel, A. A., El Hussein, A. M., Taha, K. M., & Salih, D. A. (2015). Variation in susceptibility of three Sudanese sheep ecotypes to natural infection with *Theileria lestoquardi*. *Small Ruminant Research*, 124, 105-111.
19. Euzeby J. (1990). Theilériose du mouton : protozooses déterminées par le parasitisme des sporozoasida (sporozoaires). *Ed. Collection Fondation Marcel Mérieux*. Vol. III, 269-277.
20. Ganzinelli, S., Rodriguez, A., Schnittger, L., & Florin-Christensen, M. (2018). Babesia in domestic ruminants. *Parasitic Protozoa of farm animals and pets*, 215-239.

Références Bibliographique

21. Ganzinelli, S., Rodriguez, A., Schnittger, L., & Florin-Christensen, M. (2018). Babesia in domestic ruminants. *Parasitic Protozoa of farm animals and pets*, 215-239.
22. Gao, Y., Yin, H., Luo, J., Ouyang, W., Bao, H., Guan, G., ... & Ma, M. (2002). Development of an enzyme-linked immunosorbent assay for the diagnosis of Theileria sp. infection in sheep. *Parasitology research*, 88, S8-S10.
23. Georges, K., Loria, G. R., Riili, S., Greco, A., Caracappa, S., Jongejan, F., & Sparagano, O. (2001). Detection of haemoparasites in cattle by reverse line blot hybridisation with a note on the distribution of ticks in Sicily. *Veterinary parasitology*, 99(4), 273–286.
[https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(01\)00488-5](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(01)00488-5)
24. Gharbi, M., Touay, A., Khayeche, M., Laarif, J., Jedidi, M., Sassi, L., & Darghouth, M. A. (2011). Ranking control options for tropical theileriosis in at-risk dairy cattle in Tunisia, using benefit-cost analysis. *Revue Scientifique et Technique-OIE*, 30(3), 763.
25. Gohil, S., Herrmann, S., Günther, S., & Cooke, B. M. (2013). Bovine babesiosis in the 21st century: advances in biology and functional genomics. *International journal for parasitology*, 43(2), 125-132.
26. Habela, M., Reina, D., Nieto, C. G., & Navarrete, I. (1989). Theileria ovis in Extremadura, Spain: study of pathogenicity and immunogenicity of the "Norba-88" strain.
27. Halabi, S. F. (2020). Adaptation of animal and human health surveillance systems for vector-borne diseases accompanying climate change. *The Journal of Law, Medicine & Ethics*, 48(4), 694-704.
28. Hassan, M. A., Raoofi, A., Lotfollahzadeh, S., & Javanbakht, J. (2015). Clinical and cytological characteristics and prognostic implications on sheep and goat Theileria infection in north of Iran. *Journal of Parasitic Diseases*, 39, 190-193.
29. Hunfeld, K. P., Hildebrandt, A., & Gray, J. S. (2008). Babesiosis: recent insights into an ancient disease. *International journal for parasitology*, 38(11), 1219-1237.

Références Bibliographique

30. Irvin, A.D. (1987). Classification de *Theileria* : Characterization of species and strains of *Theileria*. *Adv. Parasitol.*, 26: 145-197.
31. Kage, S., Mamatha, G. S., Lakkundi, J. N., Shivashankar, B. P., & D'Souza, P. E. (2019). Detection of incidence of Babesia spp. in sheep and goats by parasitological diagnostic techniques. *Journal of Parasitic Diseases*, 43, 452-457.
32. Kakoma, I. (1994). Babesia of Domestic animals. *Parasitic Protozoa.*, 7, 141-216.
33. Khamassi Khbou, M., Rouatbi, M., Romdhane, R., Sassi, L., Jdidi, M., Haile, A., ... & Gharbi, M. (2021). Tick infestation and piroplasm infection in barbarine and queue fine de l'ouest autochthonous sheep breeds in Tunisia, North Africa. *Animals*, 11(3), 839.
34. Kumar, A., O'Bryan, J., & Krause, P. J. (2021). The global emergence of human babesiosis. *Pathogens*, 10(11), 1447.
35. Laha, R., Das, M., & Sen, A. (2015). Morphology, epidemiology, and phylogeny of Babesia: An overview. *Tropical parasitology*, 5(2), 94-100.
36. Leemans, I., Brown, D., Hooshmand-Rad, P., Kirvar, E., & Uggla, A. (1999). Infectivity and cross-immunity studies of *Theileria lestoquardi* and *Theileria annulata* in sheep and cattle: I. In vivo responses. *Veterinary parasitology*, 82(3), 179-192.
37. Lu, Y., Guan, G., Jiang, T., Li, Y., Yang, J., Liu, G., ... & Liu, Z. (2015). Development of an immunochromatographic strip for the serodiagnosis of *Theileria* infection in sheep. *Parasites & Vectors*, 8, 1-6.
38. M'ghirbi, Y., Hurtado, A., & Bouattour, A. (2010). *Theileria* and *Babesia* parasites in ticks in Tunisia. *Transboundary and emerging diseases*, 57(1-2), 49-51.
39. Mahmoud, M. S., Kandil, O. M., Nasr, S. M., Hendawy, S. H., Habeeb, S. M., Mabrouk, D. M., ... & Suarez, C. E. (2015). Serological and molecular diagnostic surveys combined with examining hematological profiles suggests increased levels of infection and hematological

Références Bibliographique

- response of cattle to babesiosis infections compared to native buffaloes in Egypt. *Parasites & vectors*, 8, 1-15.
40. Mans, B. J., Pienaar, R., & Latif, A. A. (2015). A review of Theileria diagnostics and epidemiology. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4(1), 104-118.
41. Mans, B. J., Pienaar, R., & Latif, A. A. (2015). A review of Theileria diagnostics and epidemiology. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4(1), 104-118.
42. Mc Hardy, N. (1984). Recent advances in the chemotherapy of theileriosis. In: Riemman H.P. Burridge M.J. (EDS). Impact of disease on livestock production in the tropics. Elsevier Amsterdam pp. 179-192.
43. Mc Hardy, N., Wakesal, L. S., Hudson, A.T., Randal, A.W. (1985). Anti-Theileria parva in the CD8+ fraction of responding effector lymph. *Proceeding of Naturel Academy of Science USA* 91, pp 1959-1963.
44. McHardy, N., Haigh, A. J. B., & Dolan, T. T. (1976). Chemotherapy of Theileria parva infection. *Nature*, 261(5562), 698-699.
45. Mehlhorn, H., & Schein, E. (1998). Redescription of Babesia equi Laveran, 1901 as Theileria equi Mehlhorn, Schein 1998. *Parasitology research*, 84, 467-475.
46. Mira, A., Unlu, A. H., Bilgic, H. B., Bakirci, S., Hacilarlioglu, S., Karagenc, T., ... & Schnittger, L. (2020). High genetic diversity and differentiation of the Babesia ovis population in Turkey. *Transboundary and Emerging Diseases*, 67, 26-35.
47. Morel, P.C. (1981). Maladies à tiques du bétail en Afrique. In: Troncy P.M., Itard J., Morel P.C. (Eds), *Précis de parasitologie médicale et comparée*. Ministère de la Coopération et du Développement, Paris, pp. 594–595.
48. Mosqueda, J., Olvera-Ramírez, A., Aguilar-Tipacamu, G., & J Canto, G. (2012). Current advances in detection and treatment of babesiosis. *Current medicinal chemistry*, 19(10), 1504-1518.

Références Bibliographique

49. Naz, S., Maqbool, A., Ahmed, S., Ashraf, K., Ahmed, N., Saeed, K., ... & Nagra, I. A. (2012). Prevalence of theileriosis in small ruminants in Lahore-Pakistan. *J. Vet. Anim. Sci*, 2, 16-20.
50. Norval, R. A. I., Perry, B. D., & Young, A. S. (1992). *The epidemiology of theileriosis in Africa*. ILRI (aka ILCA and ILRAD).
51. Ozubek, S., Ulucesme, M. C., & Aktas, M. (2023). Discovery of a novel species infecting goats: Morphological and molecular characterization of *Babesia aktasi* n. sp. *Pathogens*, 12(1), 113.
52. Panel, E.; Ahaw, W. (2010). Scientific Opinion on Geographic Distribution of Tick-borne Infections and their Vectors in Europe and the other Regions of the Mediterranean Basin. *EFSA Journal*, 8(9), 1723.
53. Phipps, L. P., Hernández-Triana, L. M., Goharriz, H., Welchman, D., & Johnson, N. (2016). Detection of *Theileria luwenshuni* in sheep from Great Britain. *Parasites & vectors*, 9, 1-4.
54. Ranjbar-Bahadori, S., Eckert, B., Omidian, Z., Shirazi, N. S., & Shayan, P. (2012). *Babesia ovis* as the main causative agent of sheep babesiosis in Iran. *Parasitology Research*, 110(4), 1531-1536.
55. Ribeiro, M. F. B., & Patarroyo, J. H. S. (1998). Ultrastructure of *Babesia bigemina* gametes obtained in “in vitro” erythrocyte cultures. *Veterinary parasitology*, 76(1-2), 19-25.
56. Rjeibi, M. R., Darghouth, M. A., & Gharbi, M. (2016). Prevalence of *Theileria* and *Babesia* species in Tunisian sheep. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 83(1), 1-6.
57. Romdhane, R. (2019). *Infestation par les tiques et infection par les piroplasmes transmis par les tiques chez les ovins, en Tunisie* (Doctoral dissertation).
58. Sassa, A. M., Wassah, R. D., & Awah, J. N. (2019). Prévalence et facteurs de risque des hémoparasitoses chez les petits ruminants abattus dans la ville de Ngaoundéré au Cameroun. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 13(1), 157-165.

Références Bibliographique

59. Schnittger, L., Rodriguez, A. E., Florin-Christensen, M., & Morrison, D. A. (2012). Babesia: a world emerging. *Infection, Genetics and Evolution*, 12(8), 1788-1809.
60. Sergent, E., Donatien, A., Parrot, L., & Lestoquard, F. (1936). Étude morphologique du cycle évolutif de Theileria dispar chez le bœuf et chez la tique. *Ann. Inst. Pasteur*, 57, 30-55.
61. Starcovici, C. (1893). Bemerkungen über den durch Babes entdeckten Blutparasiten und die durch denselben hervorgebrachten Krankheiten, die seuchenhafte Hämoglobinurie des Rindes (Babes), das Texasfieber (Th. Smith) und der Carceag der Schafe (Babes). *Zbl. Bakt. I. Abt*, 14, 1-8.
62. Stuen, S. (2020). Haemoparasites—Challenging and wasting infections in small ruminants: A review. *Animals*, 10(11), 2179.
63. Stuen, S. J. S. R. R. (2016). Haemoparasites in small ruminants in European countries: Challenges and clinical relevance. *Small Ruminant Research*, 142, 22-27.
64. Tageldin, M. H., Fadiya, A. A. K., Sabra, A. A. Y., & Ismaily, S. A. I. (2005). Theileriosis in sheep and goats in the Sultanate of Oman. *Tropical Animal Health and Production*, 37, 491-493.
65. Torina, A. & Caracappa, S. (2012). Tick-borne diseases in sheep and goats: Clinical and diagnostic aspects. *Small Rum. Res.*, 106S, S6–S11.
66. Uilenberg, G. (2006). Babesia—a historical overview. *Veterinary parasitology*, 138(1-2), 3-10.
67. Villanueva-Saz, S., Borobia, M., Fernández, A., Jiménez, C., Yzuel, A., Verde, M. T., ... & Ruíz, H. (2022). Anaemia in sheep caused by Babesia and Theileria Haemoparasites. *Animals*, 12(23), 3341.
68. Villanueva-Saz, S., Borobia, M., Fernández, A., Jiménez, C., Yzuel, A., Verde, M. T., ... & Ruíz, H. (2022). Anaemia in sheep caused by Babesia and Theileria Haemoparasites. *Animals*, 12(23), 3341.

Références Bibliographique

69. Villanueva-Saz, S., Borobia, M., Fernández, A., Jiménez, C., Yzuel, A., Verde, M. T., ... & Ruíz, H. (2022). Anaemia in sheep caused by *Babesia* and *Theileria* Haemoparasites. *Animals*, 12(23), 3341.
70. Wang, J. M., Ma, M. L., Liu, A. H., Ren, Q. Y., Li, A. Y., Liu, Z. J., ... & Guan, G. Q. (2013). A sero-epidemiological survey of Chinese *Babesia motasi* for small ruminants in China. *Parasitology research*, 112, 2387-2391.
71. Yeruham, I., Hadani, A., & Galker, F. (1998). Some epizootiological and clinical aspects of ovine babesiosis caused by *Babesia ovis*—A review. *Veterinary Parasitology*, 74(2-4), 153-163.
72. Yin, H., Liu, G., Luo, J., Guan, G., Ma, M., Ahmed, J., & Bai, Q. (2003). Observation on the schizont stage of an unidentified *Theileria* sp. in experimentally infected sheep. *Parasitology research*, 91, 34-39.
73. Yin, H., Schnittger, L., Luo, J., Seitzer, U., & Ahmed, J. S. (2007). Ovine theileriosis in China: a new look at an old story. *Parasitology research*, 101, 191-195.
74. Young A.S. (1992). Development of *Theileria*. The epidemiology theileriosis in Africa. Academic Press. San Diego USA, pp. 131-154.
75. Young, A. S., Grootenhuis, J. G., Leitch, B. L., & Schein, E. (1980). The development of *Theileria= Cytauxzoon taurotragi* (Martin and Brocklesby, 1960) from eland in its tick vector *Rhipicephalus appendiculatus*. *Parasitology*, 81(1), 129-144.
76. Zakian, A., Nouri, M., Barati, F., Kahroba, H., Jolodar, A., & Rashidi, F. (2014). Vertical transmission of *Theileria lestoquardi* in sheep. *Veterinary parasitology*, 203(3-4), 322-325.