

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي  
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE  
SCIENTIFIQUE  
جامعة عمار ثليجي بالأغواط  
UNIVERSITE AMAR TELIDJI LAGHOUAT

كلية العلوم  
FACULTE DES SCIENCES  
قسم البيولوجيا  
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



## Mémoire

*En vue de l'obtention du diplôme de Master*

**Filière** : Sciences Biologiques

**Option** : Parasitologie et interactions négatives

### THEME

---

**Enquête sur les hémoparasites et les ectoparasites chez les espèces ovine, caprine et cameline dans la wilaya de Laghouat**

---

**Présenté par :**

Chellali noussaiba.

**Devant le jury :**

**Président** : Laouadi morad (Maitre assistant)

**Rapporteur** : Bessas Amina (Maitre assistant)

**Co-Rapporteur** : Saidi Radhwane (Maitre de conférence)

**Examinatrice** : Becheur morad (Maitre assistant)

**Soutenu publiquement le :31/05/2016.**

## *Dédicaces*

*Je dédie ce mémoire à Mes parents :*

*Ma mère, qui a œuvré pour ma réussite, par son amour et son soutien, par tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils. Pour son assistance et sa présence dans ma vie, qu'elle reçoit à travers ce modeste travail, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.*

*Mon père, qui peut être fier, trouve ici le résultat de longues années de sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans la vie. Puisse Dieu faire en sorte que ce travail porte ses fruits. Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien permanent venus de toi.*

*A Mes frères et sœurs qui n'ont cessé d'être pour moi des exemples de persévérance, de volonté et de générosité. Qu'ils trouvent ici l'expression de mes sincères remerciements.*

*A tous les membres de ma famille, petits et grands, Veuillez trouver dans cet aboutissement le témoignage de mon affection.*

## **Remerciements**

*Tout d'abord, je remercie DIEU le tout puissant de m'avoir donné la force et le courage pour réaliser ce mémoire.*

*Je tiens à remercier particulièrement mes encadreurs Monsieur Saïdi Radhiwane et Madame Bessas Amina, qui m'ont fait l'honneur de diriger ce travail. En témoignage de leur disponibilité, leur gentillesse et leurs précieuses directives, j'exprime par ces quelques mots ma profonde reconnaissance.*

*Mes vifs remerciements s'adressent à Monsieur Becheur morad et à Madame Alayat Soucen, de m'avoir fait l'honneur d'évaluer ce modeste travail. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma gratitude pour leur participation.*

*Je tiens à exprimer mes sincères remerciements à toutes les personnes ayant contribué à la réalisation de la partie expérimentale et spécialement :*

*-A Monsieur Rahmani, pour son aide en statistiques, pour ses instructions et ses discussions pertinentes.*

*-A madame Yakot, vétérinaire de la DSA, qui a collaboré dans la récolte des prélèvements chez les camelins.*

*-A Monsieur Djokhidoum, Inspecteur de la DSA, pour son soutien et sa participation.*

*-Aux vétérinaires cabinards et éleveurs pour toute l'aide qu'ils m'ont apportée.*

*-A tout le personnel de Laboratoire de biologie de m'avoir mis à ma disposition le matériel nécessaire.*

*Un grand merci à tous mes enseignants de l'université « Ammar Theldji » pour leur assistance, leurs encouragements et leurs conseils.*

*Enfin, je remercie chaleureusement mes camarades pour l'ambiance agréable passée ensemble.*

## Liste des tableaux

Tableaux 1 : Présentation des espèces de piroplasmoses affectant les animaux.	14
Tableau 2 : Différentes espèces de Trypanosomiasés africaines chez les animaux.	28
Tableau 3 : caractéristiques des camelin prélevés.	39
Tableau 4 : caractéristiques des ovins prélevés.	39
Tableau 5 : caractéristiques des caprins prélevés.	40
Tableau 6 : Prévalence globale d'animaux parasités dans la présente étude.	55
Tableau 7 : Prévalence parasitaire chez les petits ruminants	56
Tableau 8 : Prévalence parasitaire chez les camelins.	57

## Liste des figures

Figure 1 : La systématique des tiques.	4
Figure 2 : Différents types de capitulum chez les Ixodina	5
Figure 3 : Représentation schématique de la morphologie des adultes femelles d'Ixodina	6
Figure 4 : Face dorsale d'un mâle d'Ixodidae (Genre <i>Rhipicephalus</i> )	6
Figure 5 : Face ventrale d'un mâle d'Ixodidae (Genre <i>Rhipicephalus</i> )	7
Figure 6 : Face ventrale (à gauche) et dorsale (à droite) d'une femelle d'Ixodidae (Genre <i>Rhipicephalus</i> )	7
Figure 7 : L'accouplement des tiques.	9
Figure 8 : Le cycle de développement des tiques	9
Figure 9 : Classification des piroplasmes	13
Figure 10 : <i>Babesia motasi</i> , piriforme, dans une hématie	16
Figure 11 : <i>Babesia ovis</i> , forme annulaire, dans une hématie	16
Figure 12 : Premières étapes de l'invasion du globule rouge par le mérozoïte de parasite	19
Figure 13 : Cycle évolutif de <i>Babesia divergens</i> et conséquences épidémiologiques.	20
Figure 14 : Macro (a) et microschorizontes (b) de <i>Theileria spp.</i> dans des lymphoblastes	22
Figure 15 : Forme annulaire endoérythrocytaire de <i>Theileria spp</i>	22
Figure 16 : Forme caractéristique de tétrade en croix de Malte de <i>Theileria spp</i>	22
Figure 17 : Cycle évolutif de <i>Theileria parva</i>	24
Figure 18 : Classification des trypanosomes de mammifères	25
Figure 19 : Classification des espèces du genre <i>Trypanosoma</i>	28
Figure 20 : Schéma d'un trypanosome	29
Figure 21 : <i>Trypanosoma congolense</i>	30
Figure 22 : Photomicrographie d'un frotti sanguin montrant trois spécimens de <i>Trypanosoma congolense</i>	31

Figure 23 : <i>Trypanosoma vivax</i>	31
Figure 24 : <i>Trypanosoma brucei</i>	32
Figure 25 : <i>Trypanosoma evansi</i> sur frottis coloré	33
Figure 26 : La mouche <i>Glossina palpalis</i>	34
Figure 27 : Classification des glossines	34
Figure 28 : Cycle de vie de <i>Trypanosoma gambiense</i>	36
Figure 29 : Localisation et caractéristiques géographiques de Laghouat	37
Figure 30 : Prévalence globale des hémoparasites et des ectoparasites chez les espèces animales étudiées.	55
Figure 31 : La prévalence parasitaire chez les petits ruminants.	56
Figure 32 : poly et mono-parasitisme du sang chez les petits ruminants.	57
Figure 33 : Prévalence de différentes espèces de tiques retrouvées chez les camelins.	58
Figure 34 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le sexe.	59
Figure 35 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le mode d'élevage.	60
Figure 36 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'âge.	61
Figure 37 : Représentation de la relation entre le parasitisme et les signes cliniques.	62
Figure 38 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'âge.	63
Figure 39 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le sexe	64
Figure 40 : Représentation de la relation entre le parasitisme et les sites d'études.	65

## Liste des photos

Photo 1 : Les animaux étudiés.	38
Photo 2 : Examen général des animaux	28
Photo 3 : Prise de prélèvements sanguins à partir de la veine jugulaire	42
Photo 4 : Réalisation d'un frottis sanguin	42
Photo 5 : Les étapes de coloration MGG.	43
Photo 6 : La recherche des ectoparasites dans les différentes régions du corps de l'animal	44
Photo 7 : l'identification des ectoparasites à l'aide d'une loupe binoculaire	45
Photo 8 : <i>Babesia</i> spp sous sa forme piriforme observée sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	46
Photo 9 : <i>Babesia</i> spp sous sa forme annulaire observée sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	47
Photo10 : <i>Babesia</i> spp au cours de division binaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	47
Photo 11 : <i>Babesia</i> spp sous sa forme bigémignée observée sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	47
Photo 12 : <i>Babesia</i> spp sous sa forme biforme observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	48
Photo 13 : <i>Babesia divergens</i> sous différents stades observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	48
Photo 14 : <i>Theileria</i> spp sous sa forme ovulaire intra-érythrocytaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	49
Photo 15 : <i>Theileria</i> spp sous sa forme punctiforme extra-érythrocytaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	49
Photo 16 : <i>Theileria ovis</i> sous sa forme en virgule intra-érythrocytaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	50
Photo 17 : Le genre <i>Theileria</i> sous différentes formes observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	50
Photo18 : <i>Theileria</i> sous formes piriformes avec infection multiple observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG	51

Photo19 : <i>Trypanosoma evansi</i> observés entre les globules rouges sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG.	51
Photo20 : Vue générale en faces dorsale (A) et ventrale (B) d'un pou de <i>Melophagus ovinus</i> (insecte hématophage) observé sous stéréoscope (GX 4)	52
Photo21 : Vue générale en faces dorsale (C) et ventrale (D) d'un pou de <i>Bovicola ovis</i> (insecte mallophage) observé sous stéréoscope (G X 4)	52
Photo22 : Vue générale en faces dorsale (A) et ventrale (B) d'une tique de <i>Hyalomma lusitanicum</i> observé sous stéréoscope (G X 4)	53
Photo23 : Vue générale en faces dorsale (C) et ventrale (D) d'une tique de <i>Hyalomma detreitum detreitum</i> observée sous stéréoscope (G X 4)	53
Photo24 : Vue générale en faces dorsale (E) et ventrale (F) d'une tique femelle de <i>Hyalomma rufipes</i> observée sous stéréoscope (G X 4)	54
Photo25 : Vue générale en faces dorsale (H) et ventrale (I) d'une tique de <i>Hyalomma dromaderii</i> observée sous stéréoscope (G X 4)	54
Photo26 : Vue générale en faces dorsale (J) et ventrale (K) d'une tique de <i>Hylomma marginatum marginatum</i> observée sous stéréoscope (G X 4)	54

# *Introduction*

La parasitologie regroupe des parasites très divers dont certains, parmi les plus graves, ont un développement dans le sang, intracellulaires visibles après coloration (plasmodies, piroplasmes, leishmanies et toxoplasmes), ou mobiles extracellulaires (trypanosomes et microfilaires) (Duong et Lenoble, 2008).

Ces maladies parasitaires ont un impact particulièrement important sur la santé animale. Ils représentent un obstacle majeur au développement de l'élevage dans les pays où ils circulent (Hoare, 1972). De ce fait les pertes dues aux hémoparasitoses sont de différents ordres : des pertes directes dues à la mort de l'animal malade et à une diminution de production, ou des pertes indirectes consécutives aux mesures de quarantaine, à la lutte contre les ectoparasites, aux vaccinations et aux limitations de déplacements des troupeaux (Zwart, 1985).

Les piroplasmoses provoquées par les différentes espèces de *Theileria* et de *Babesia*, ont une répartition mondiale et sont transmises par les tiques. Ils représentent un véritable enjeu en médecine vétérinaire (Creuse, 2014).

En Afrique, les maladies transmises par les glossines ou mouches tsé-tsé constituent un problème majeur à la fois de santé animale et humaine, et de développement agricole (Duvallat, 2006). Parmi ces maladies, la Trypanosomose Animale Africaine (TAA) affecte essentiellement les bovidés et les équidés ainsi que les camélidés. Sous sa forme chronique, elle est responsable d'une forte dégradation de l'état général de l'animal et peut être mortelle (Kamuanga et al., 2006).

L'augmentation de l'incidence de ces parasitoses semble être en relation avec l'augmentation des vecteurs arthropodes et les insuffisances immunitaires des sujets affectés vis à vis les agents pathogènes pouvant être véhiculés par les tiques et les mouches (Creuse, 2014).

En Algérie et malgré les pertes économiques importantes occasionnées par ces maladies au sein du cheptel (ovin, caprin, et camelin) surtout en saison estivale, peu de travaux ont été menés sur les piroplasmoses et les trypanosomiases. Donc, les données relatives à l'épidémiologie de ces infections restent fragmentaires.

Nos objectifs à travers ce travail sont de :

- Détecter la présence éventuelle des parasites sanguins chez les ovins, les caprins et les camélins et de déterminer le genre ou l'espèce de ces agents.
- Rechercher les insectes ou les acariens affectant ces animaux.

- Déterminer la prévalence des hémoparasites et des ectoparasites chez les petits ruminants et les camelins au niveau de la région de Laghouat. De plus étudier quelque facteur de risques associés.

*Première partie*  
*Synthèse bibliographique.*

### I.1. Les vecteurs de piroplasmoses

#### I.1.1. Introduction

Les tiques représentent un groupe très particulier d'ectoparasites, regroupant près de 869 espèces, parmi lesquelles on distingue les tiques dures (*Ixodina*) et les tiques molles (*Argasina*). Ils sont des parasites hématophages communs des animaux domestiques (Butler et al., 2008).

La nuisance majeure de ces parasites est en rapport avec leur capacité de transmission de certains germes pathogènes chez l'homme et les animaux grâce à leurs caractéristiques physiologiques et biologiques (Blary, 2004). Ces derniers représentent un véritable fléau pour l'élevage et entraînent de lourdes pertes dans les cheptels atteints (Boulkaboul, 2003). On les retrouve dans le monde entier, aussi bien dans les zones glacées et les zones désertiques, que dans des régions de plaine et d'altitude (Butler et al., 2008).

Le rôle vecteur des tiques est lié à leur aptitude à transmettre des germes infectieux prélevés sur un animal lors d'un repas précédent, ou reçus d'une autre tique. Ces germes peuvent appartenir à des groupes différents tels que les bactéries, les virus et les protozoaires (Collot, 2010).

Parmi les maladies transmises par les tiques, celles causées par les protozoaires du genre *Theileria* et *Babesia*. Ces dernières constituent une entrave majeure aux développements des animaux.

#### I.1.2. Taxonomie :

##### I.1.2.1. Classification générale :

Selon la classification présentée ici (Perze, 2007), les tiques constituent l'ordre des *Ixodida*, lequel est subdivisé en :

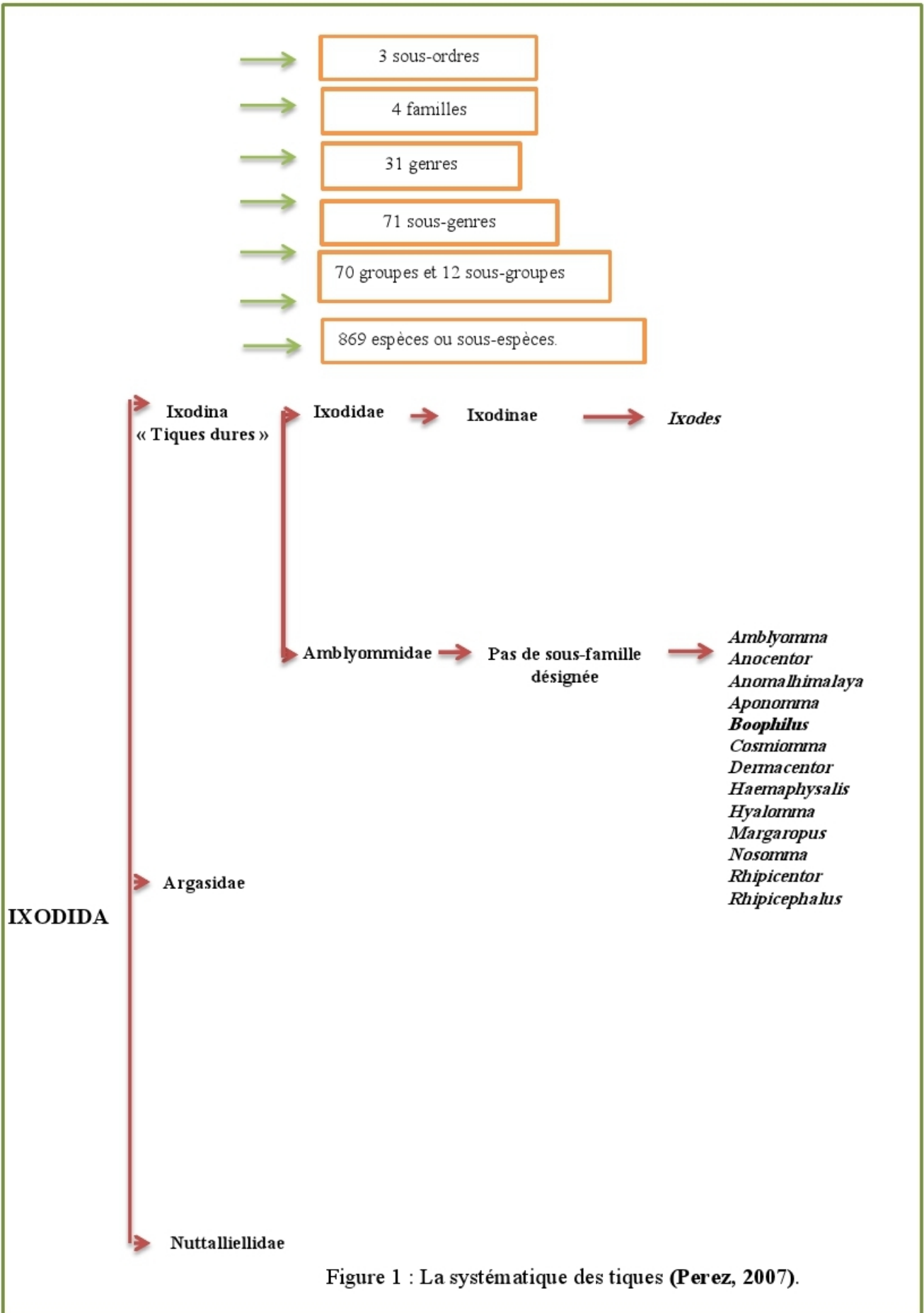


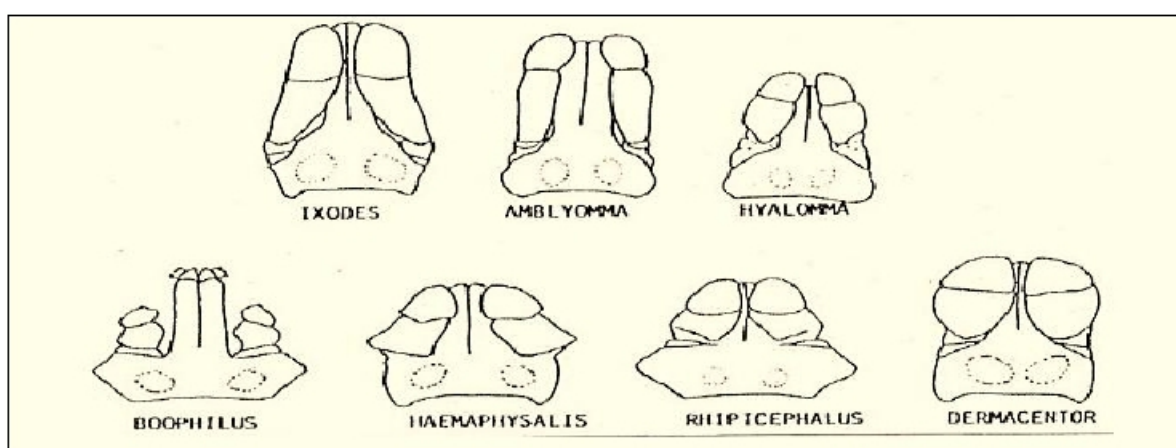
Figure 1 : La systématique des tiques (Perez, 2007).

### I.1.2.2. Clés d'identification des tiques

Pour différencier les différents genres de tiques dures, de nombreux critères d'identification morphologique existent :

- Forme et longueur du rostre
- Position du sillon anal par rapport à l'anus
- Forme du capitulum : hexagonal ou rectangulaire
- Forme des stigmates
- Présence de soies sensorielles
- Présence d'ocelle

On observe des variations de taille et de morphologie selon le stade, ainsi qu'un dimorphisme sexuel chez l'adulte (Zenner et *al.*, 2011).



Ligne supérieure : genre à « rostre long »

Ligne inférieure : genre à « rostre court »

Figure 2 : Différents types de capitulum chez les Ixodina (Perez, 2007).

### I.1.3. Morphologie

La tique fait partie des acariens hématophages, ce sont essentiellement les tiques dures qui sont les vecteurs des piroplasmoses (Collot, 2010). Il existe de nombreuses tiques, affectées à des zones géographiques et des hôtes différents.

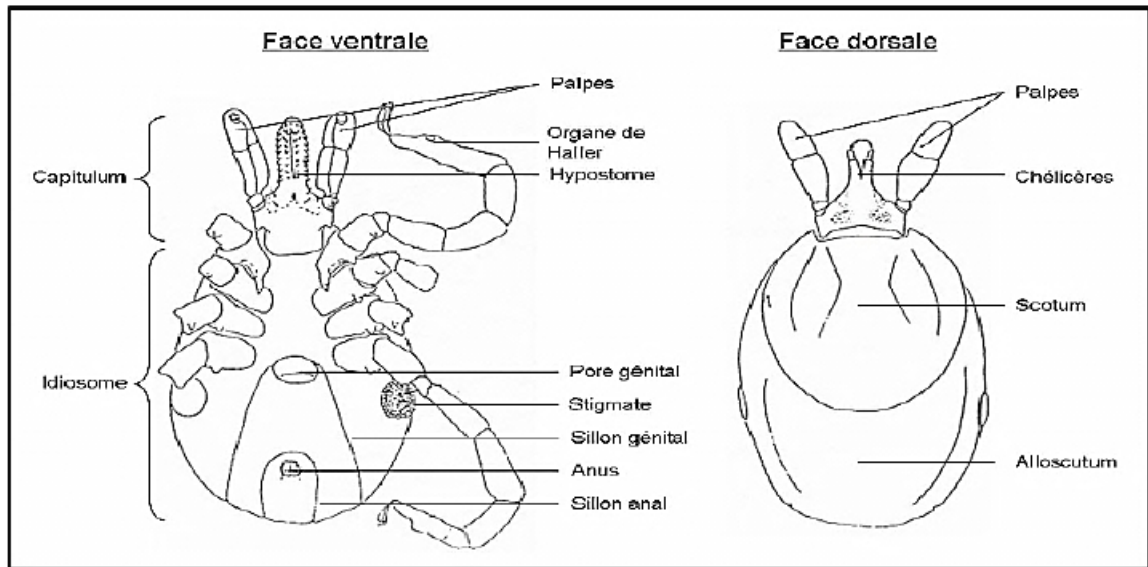


Figure 3 : Représentation schématique de la morphologie des adultes femelles d'Ixodina (Morel, 2000).

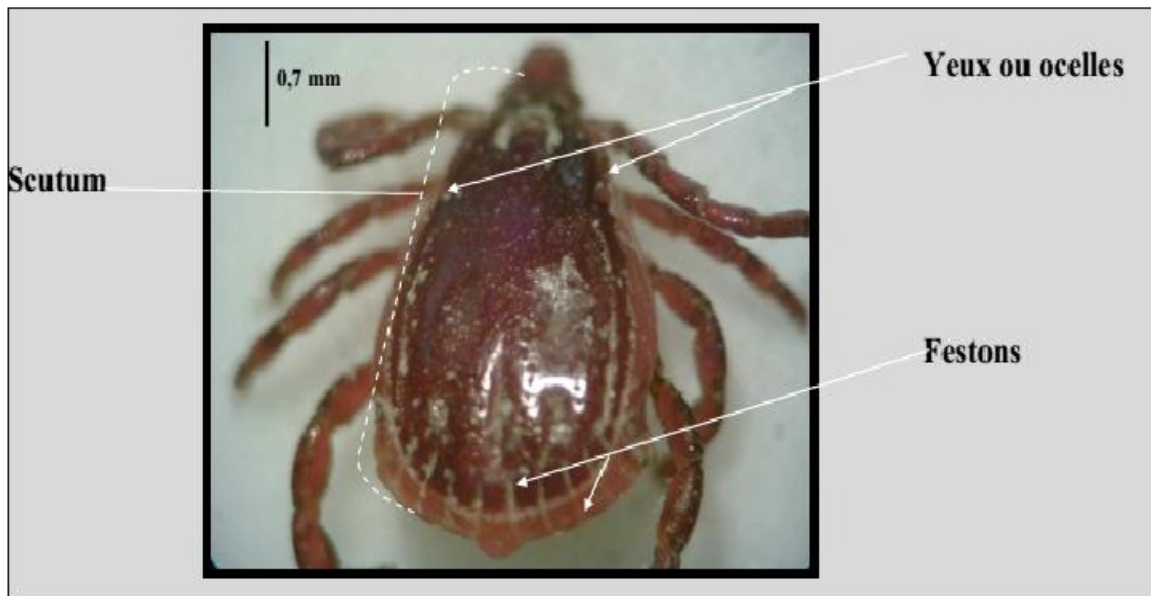


Figure 4 : Face dorsale d'un mâle d'Ixodidae (Genre *Rhipicephalus*) (Kernif, 2006).

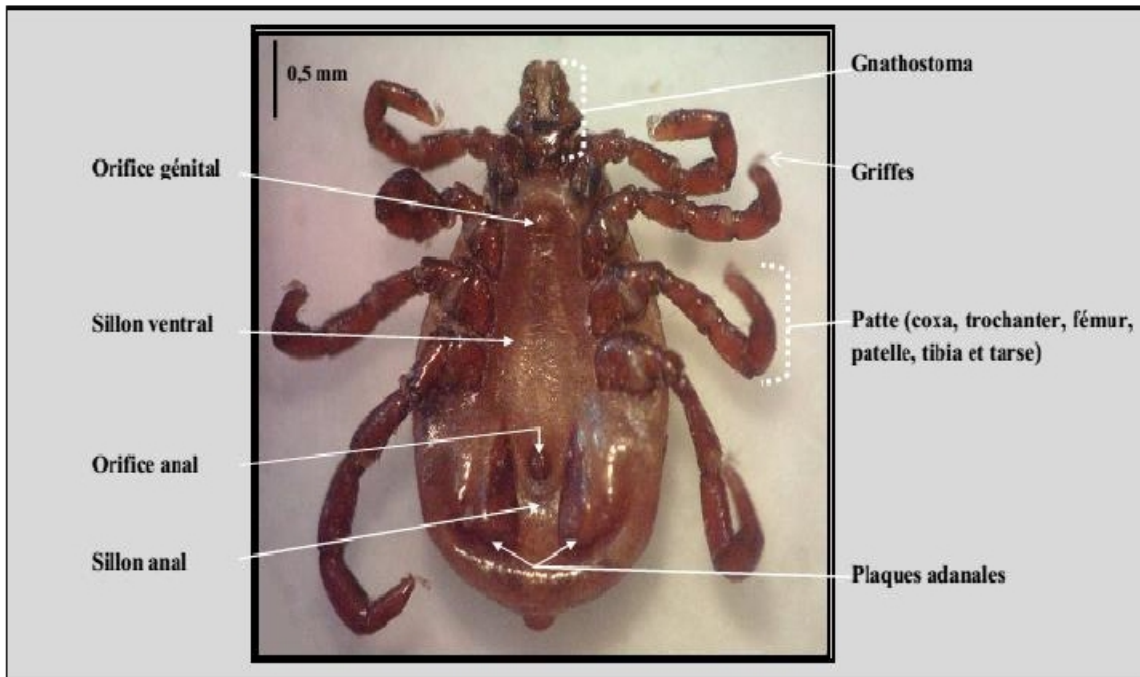


Figure 5 : Face ventrale d'un mâle d'Ixodidae (Genre *Rhipicephalus*) (Kernif, 2006)

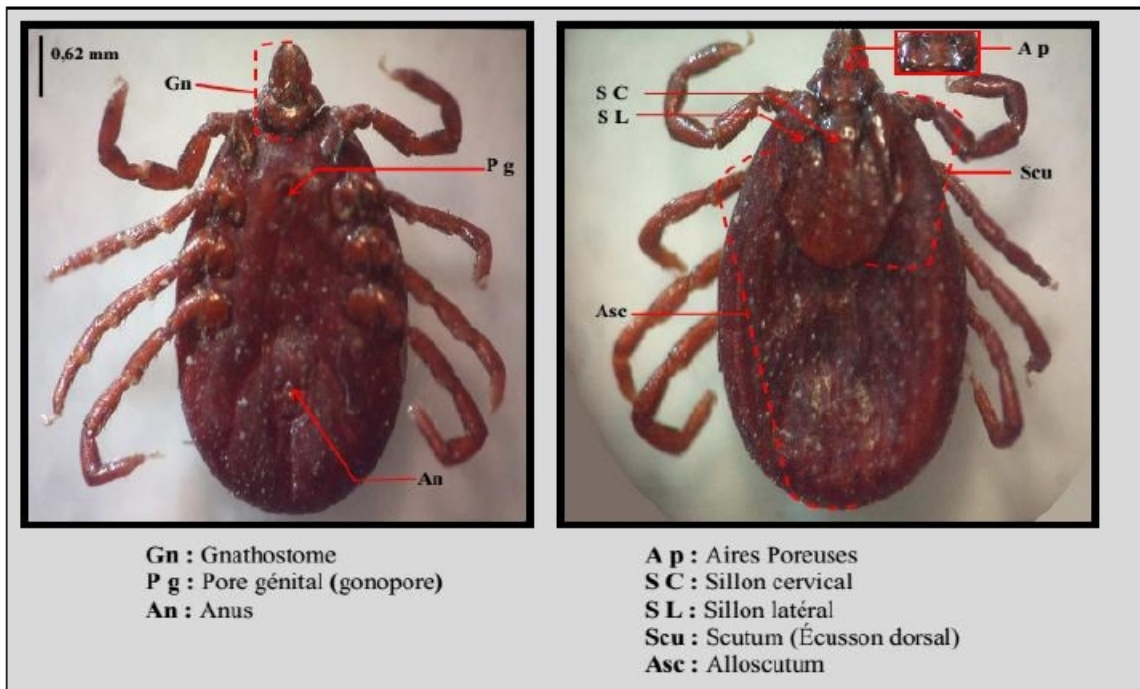
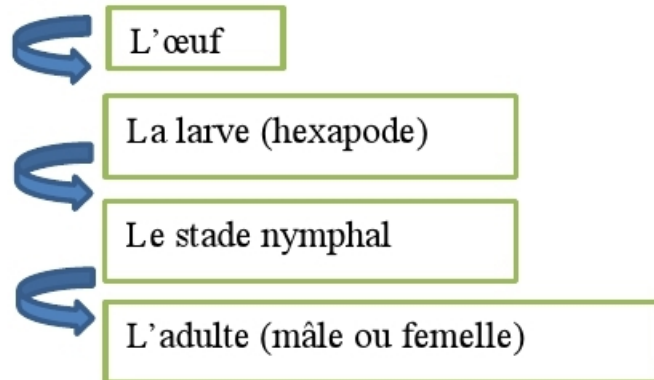


Figure 6 : Face ventrale (à gauche) et dorsale (à droite) d'une femelle d'Ixodidae (Genre *Rhipicephalus*) (Kernif, 2006).

#### I.1.4. Cycle de développement des tiques

Les tiques sont des arthropodes hématophages stricts car elles se nourrissent exclusivement de sang. Ce sont des ectoparasites qui ont une alternance de phases parasitaires sur hôtes et de phases libres au sol (Perez, 2007).

Comme pour tous les acariens, le cycle des tiques comporte quatre étapes évolutives (Blary, 2004 ; Sauger, 2005)



##### I.1.4.1. L'accouplement

Chez les *Ixodidae*, les phéromones jouent un rôle essentiel dans le comportement des tiques et facilitent la recherche de l'hôte et du partenaire reproductif. Parmi elles, il existe des phéromones "de rassemblement" et des phéromones sexuelles qui attirent les mâles (grâce à l'organe de Haller) vers les femelles et stimulent la reproduction (Sonenshine, 1991).

L'accouplement se fait le plus souvent sur l'hôte, le mâle enserre avec ses pattes le capitulum de la femelle, avec son rostre, il écarte l'orifice génital de la femelle et dépose un à deux spermatophores. Les mâles meurent peu de temps après l'accouplement tandis que les femelles fécondées se gorgent abondamment puis se laissent tomber sur le sol (Bourdeau, 1993).

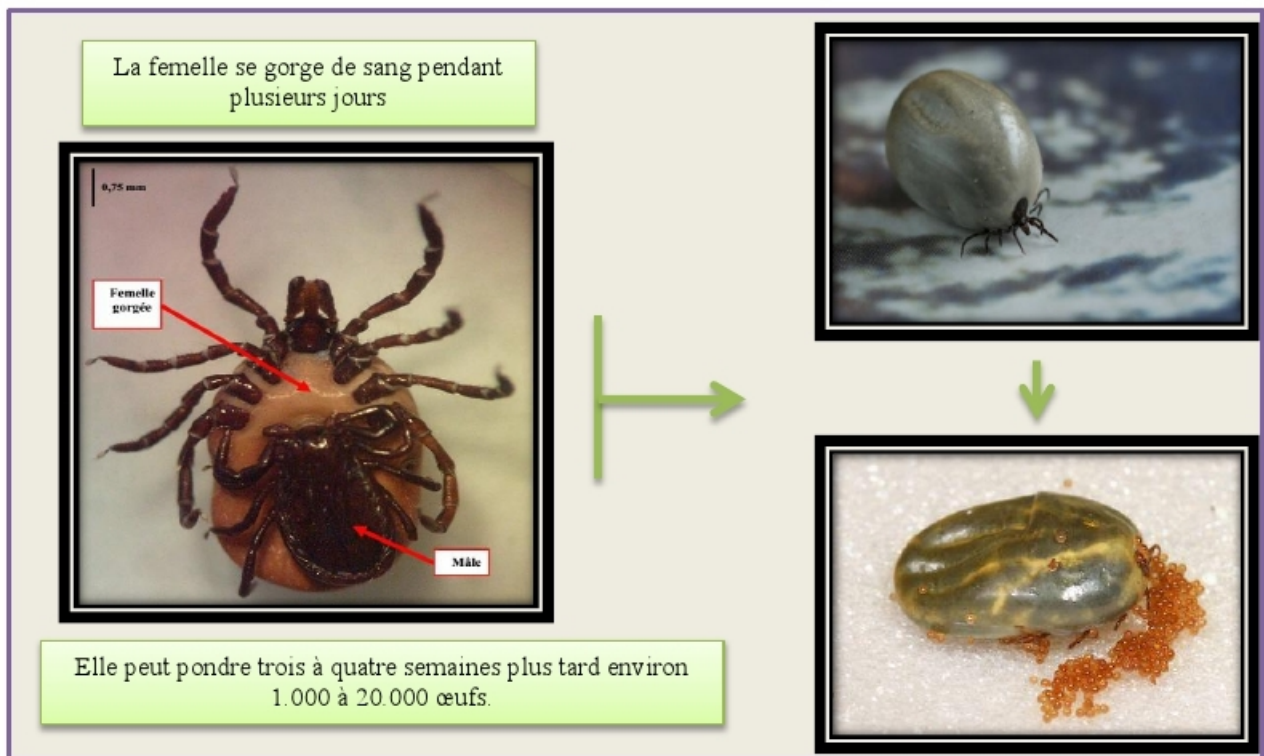


Figure 7 : L'accouplement des tiques (Bourdeau, 1993).

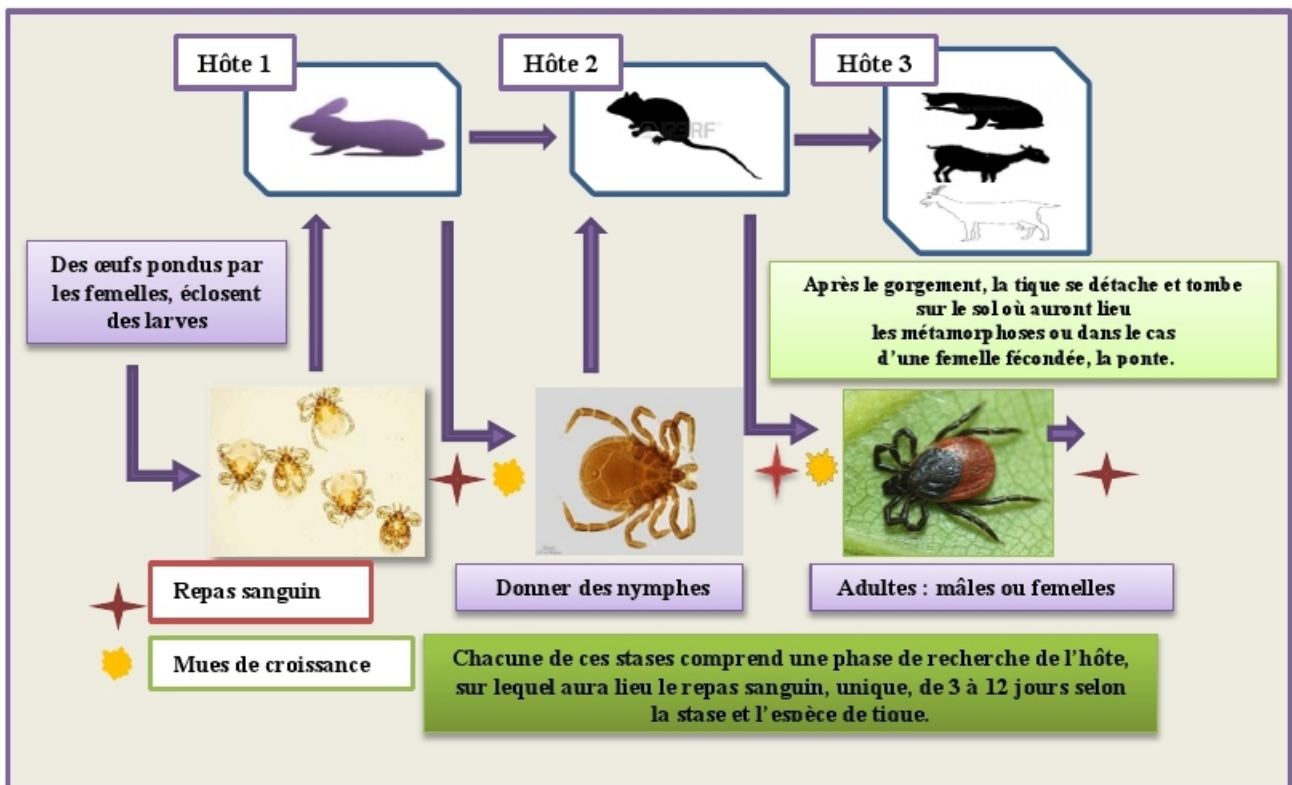


Figure 8 : Le cycle de développement des tiques (Bourdeau, 1993).

### I.1.4.2. La larve

La larve issue de l'œuf est minuscule, elle est de couleur brune, claire ou brillante selon l'espèce (Barre et *al.*, 2010), elle mesure 0,5 à 1mm (Moulinier, 2002). Elle est dotée de trois paires de pattes. Et peut être libre dans la végétation ou fixée sur l'hôte pour un premier repas sanguin à la suite duquel la larve mue en nymphe, sans se détacher de l'hôte. Elle perd une certaine quantité d'eau et élimine tous les déchets métaboliques accumulés pendant l'embryogenèse (Pérez et Gilot, 1998) et la quantité de sang absorbée peut représenter jusqu'à 200 fois le poids de la tique. Ou alors la tique entre en diapause lors de conditions métaboliques défavorables (état caractérisé par un métabolisme ralenti et un développement réduit) (Blary, 2004).

### I.1.4.3. La nymphe

Elle mesure 2 à 3,5 mm (Rodhain, 1996), possède comme les adultes quatre paires de pattes (Barre et *al.*, 2010). Présente le même comportement comme le stade larvaire, la seule différence tient en la durée de la métamorphose en stase adulte qui sera plus longue, 5 à 25 semaines (Blary, 2004). Elle se laisse tomber sur le sol et subit une mue (en mâle ou en femelle) qui dure quelques semaines pour devenir adulte (Bussiéras et Chermette, 1991).

### I.1.4.4. L'adulte

Après un temps de repos et de maturation, les adultes doivent trouver un troisième hôte. La stase adulte prend un repas sanguin plus important en volume et donc plus long afin d'assurer la ponte, il arrive que la femelle vierge commence son repas mais elle ne peut le terminer que si la fécondation a lieu (Blary, 2004). La durée du cycle est très variable, elle dépend de l'abondance des hôtes et des conditions climatiques mais aussi de l'espèce considérée (Rodhain et Perez, 1985).

### I.1.4.5. Localisation sur l'hôte

Les tiques se fixent, en général, sur les zones à peau fine. Le site de fixation est donc en partie déterminé par les possibilités de pénétration du rostre. Les larves, nymphes et adultes se fixent préférentiellement au niveau de la tête et des oreilles, du cou, du ventre, de la région péri- anale et pré-génitale ainsi que la mamelle (Macleod, 1977 ; de la vega, 1984 ; Barre, 2010).

### I.1.5 Pouvoir pathogène

Les tiques ont un pouvoir pathogène direct limité et un pouvoir pathogène indirect essentiel (vecteurs d'agents infectieux et parasites) (Paplory, 2002).

#### I.1.5.1. Pouvoir pathogène direct

Il tient à l'effet de la pique qui provoque inflammation, spoliation sanguine, et intoxication. Le rostre pénètre lentement dans la peau par le jeu combiné des pièces buccales et de la salive. Au cours du repas, la tique aspire du sang et injecte diverses substances contenues dans la salive. Celles-ci ont des propriétés anti-inflammatoires, anticoagulantes, toxiques, immuno-modulatrices et lytiques (Perez, 2007).

Dans cet état l'animal est affaibli et moins vif, il perd l'appétit, maigrit et meurt si l'infestation est importante. Chez les hôtes de moindre sensibilité, les réactions tissulaires sont fortes et précoces et sont caractéristiques de réactions allergiques d'hypersensibilité cutanée (Barre, 2010).

#### I.1.5.2. Pouvoir pathogène indirects

Les tiques sont des arthropodes hématophages à haut pouvoir vectoriel : Des agents pathogènes peuvent être acquis durant les divers stades de leur cycle de vie, puis transmis de manière trans-ovarienne (de la femelle à sa progéniture) et trans-stadiale (différentes stades) (Bitam et al., 2006). Une transmission d'une infection non systémique entre les tiques voisines est possible, par le co-repas ("cofeeding"). C'est-à-dire, si une tique infectée pique l'hôte, une deuxième tique, non infectée, vient piquer ce même hôte à proximité de la première. Cette deuxième tique peut s'infecter (Parola et Raoult, 2001). Selon la pathologie (bactérienne, virale ou parasitaire), les tiques jouent un rôle de simple vecteur ou sont également le réservoir de ces agents pathogènes (Geffray et Paris, 2001). Nous n'évoquerons ici que les deux pathologies qui font l'objet de notre étude, à savoir les babésioses et les theilérioses transmises par les tiques.

### I.2. Les piroplasmoses

#### I.2.1. Introduction

Les piroplasmoses sont des maladies infectieuses, non contagieuses, virulentes, dues à la présence et la multiplication de sporozoaires dans les hématies (Babesioses) et dans le système réticulo-endothéliale (Theilérioses) (Koffi, 1999).

Dans les conditions naturelles, ces maladies sont transmises obligatoirement par des acariens hématophages appartenant à la famille des Ixodidae : appelés vulgairement, Tique (Christan, 2008).

La pathologie se caractérise cliniquement par un syndrome hémolytique fébrile dont les principaux signes sont : hyperthermie, abattement, anémie, ictère et hémoglobinurie (Koffi, 1999).

Ces affections sont encore appelées (Christan, 2008) :

- Maladies de pissement de sang
- Fièvre à tique des bovins
- Tristiza (en Amériques latines)
- Fièvre de Texas, Méditerranées coast fever
- Febber della coast méditerranée (en Italie)
- Tique –Fever (inde)
- Saufair a baussaffair (en Algérie).

#### I.2.2. Classification

Les piroplasmes se divisent en deux familles : les *Babesiidés* et les *Theileriidés*. Cette classification repose sur la présence ou l'absence de forme exo érythrocytaire.

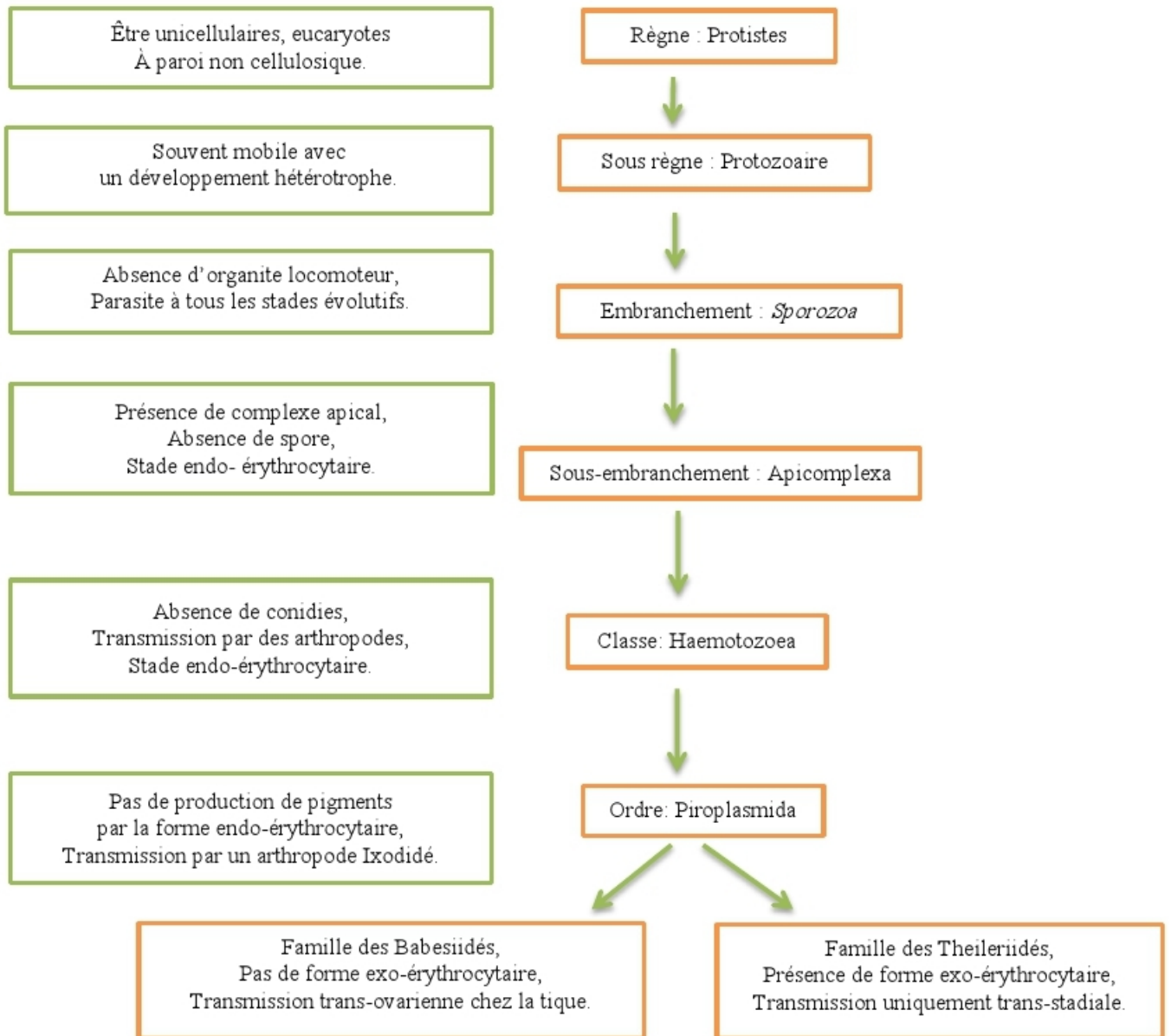


Figure 9: Classification des piroplasmes (Perze, 2007).

Tableaux 1 : Présentation des espèces de piroplasmoses affectant les animaux.

Hôte	<i>Babesiidés</i>	<i>Theileriidés</i>	Références bibliographiques
Bovins	<i>Babesia divergens</i> <i>Babesia bovis</i> <i>Babesia major</i> <i>Babesia bigemina</i>	<i>Theileria annulata</i> <i>Theileria parva</i> <i>Theileria orientalis</i> <i>Theileria mutans</i> <i>Theileria velifera</i>	Hunfeld et al., 2004. Kohlil et al., 2014. Morel,2000. Bouattour et al., 2004. Chauvin et al., 2008.
Petits ruminants	<i>Babesia ovis</i> <i>Babesia motasi</i>	<i>Theileria hirci</i> <i>Theileria ovis</i>	Hasherni et al., 2011. Uilenberg et al., 2004. El Imam et Taha, 2015. Bami et al., 2010. Bronsdon et al., 1999. Stockham et al.,2000.
Chiens	<i>Babesia canis</i> <i>Babesia gibsoni</i>	<i>Theileria felis</i>	Cicco et al., 2012. Kuma et al., 2008.
Equidés	<i>Babesia caballi</i>	<i>Theileria equi</i>	Wise et al., 2013. Kumar et al., 2003.
Homme	<i>Babesia microti</i>	<i>Theileria annae</i>	Gray et al., 2010. Zobba et al., 2011.

### I.2.3. Description

#### I.2.3.1. Genre *Babesia*

##### I.2.3.1.1. Morphologie

Chez les vertébrés, les *Babesia* ne sont représentés que par de formes endo-érythrocytaires. Il existe 4 formes (Euzby, 1988) :

- a) **Forme irrégulière**, de 1 à 3.5  $\mu\text{m}$  de diamètre à noyau périphérique, située dans le cytoplasme vacuolaire et imitant par fois des pseudopodes, considérée comme des trophozoites.
- b) **Formation annulaire ou ovalaire** (souvent qualifiée de ronde), très régulière, souvent considérée comme des gamétocytes, mais, qui peut aussi être des trophozoites jeunes.
- c) **Élément allongé ou piriforme**, résultant de la division cellulaire, appelé mérozoites, bien que cette division ne soit pas schizogonie. Ces éléments sont le plus souvent groupés par deux unis par leur extrémité effilée, mais par fois au nombre de 4, 6 à 10. Ces formes en poire mesurent de 1,5 à 4  $\mu\text{m}$  de longueur selon les espèces (donc plus courte ou plus longue que le rayon des hématies). C'est cette forme en poire qui a valu aux parasites leur dénomination de piroplasmoses.
- d) **Élément punctiformes**, régulièrement arrondi, de 1  $\mu\text{m}$  de diamètre, à cytoplasme et noyau confondus, apparaissant exclusivement chromatique et coloré au rouge pourpre par May Grunwald-Giemsa.

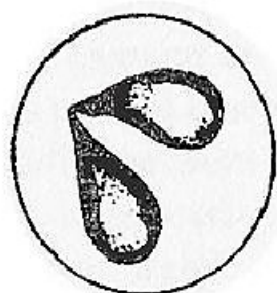


Figure 10 : *Babesia motasi*, piriforme, dans une hématie (Euzéby, 1988).

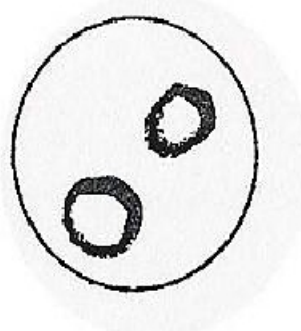


Figure 11: *Babesia ovis*, forme annulaire, dans une hématie (Euzéby, 1988).

Chez les petits ruminants, *Babesia ovis*, responsable de la babésiose maligne, est un parasite de 1 à 2,5  $\mu\text{m}$  de longueur. Alors que *Babesia motasi* a un diamètre d'environ 4  $\mu\text{m}$  (Euzéby, 1988). Dans les hématies, la forme annulaire est nettement prédominante, et se trouve en position excentrée, voire périphérique (Euzéby, 1988). D'autres formes intra-érythrocytaires plus caractéristiques mais aussi plus rares sont des éléments piriformes ou anaplasmoïdes.

#### I.2.3.1.2. Cycle parasitaire

*Babesia* présente un cycle dixène car l'hémoparasite se développe dans deux types d'hôtes :

- **Un hôte définitif**, la tique, où le protozoaire se retrouve de manière asymptomatique, lui permettant uniquement la transmission vers un hôte vertébré sain.
- **Un hôte intermédiaire**, les bovin, les petits ruminants...ect, qui contrairement aux tiques, développent la maladie par parasitisme de leurs érythrocytes (Delaunay, 2005).

Les trois phases du cycle sont :

- Mérogonie chez l'hôte,
- Gamogonie et sporogonie chez la tique.

**a) Gamogonie** : reproduction sexuée, dans le tractus intestinal de la tique.

Elle concerne les gamétocytes ingérés lors du repas sanguin de la tique. Une organelle en pointe de flèche se développe à leur extrémité antérieure, permettant la fusion des gamètes (zygote) mais aussi la pénétration des ookinètes dans les cellules de l'épithélium intestinal de la tique.

Ce passage survient en moyenne 80 heures après le début du repas sanguin de la tique et assure la diffusion du parasite (sporokinètes mobiles) vers les glandes salivaires de la tique, via l'hémolymphe (Maslin et *al.*, 2004 ; Uilenberg, 2006).

**b) Sporogonie** : reproduction asexuée, dans les glandes salivaires de la tique.

Lors de la migration des sporokinètes mobiles, la contiguïté entre l'appareil digestif et génital peut permettre une transmission ovarienne du parasite, avec multiplication dans les œufs et naissance de larves infectées. Il y a alors une transmission trans -stadiale de *Babesia* chez la tique (Uilenberg, 2006).

Les sporokinètes se multiplient et se différencient en sporozoïtes à l'intérieur des glandes salivaires (organes cibles pour la transmission des germes pathogènes). Cette différenciation est étroitement liée à un nouveau repas sanguin de la tique : la cellule infectée se transforme en un sporoblaste multinucléé non différencié, ceux-ci vont subir une multiplication, très généreuse (l'augmentation de la température est déterminante pour cette dernière étape) ; puis à l'intérieur du sporoblaste, les organelles du futur sporozoïte se mettent en place ; ensuite le sporozoïte (parasites piriformes qui constituent la forme infectante pour l'hôte vertébré) mature est libéré (Maslin et *al.*, 2004).

On estime plusieurs milliers de sporozoïtes produits à partir d'un sporoblaste. Ceux-ci sont injectés à l'hôte vertébré à la fin du repas sanguin de la tique, la salive de la tique facilitant la transmission des parasites par ses propriétés anti-inflammatoires et immunosuppressives. Il est intéressant de noter que la tique n'est donc pas infectante immédiatement après attachement, les sporozoïtes qu'elle contient doivent préalablement devenir matures avant d'être infectants. Le plus souvent la réelle transmission de *Babesia* se produit alors quelques jours seulement après l'attachement de la tique sur l'hôte (Uilenberg, 2006).

### c) **Mérogonie** : reproduction asexuée, chez l'hôte vertébré.

Les *Babesia* sont transmises lors de morsure de tiques : les sporozoïtes présents dans les glandes salivaires de la tique sont inoculés en fin de repas sanguin. La réalisation de cette phase dépend directement du temps d'attachement de la tique au vertébré. Si le repas n'est pas interrompu et conduit jusqu'à son terme, le taux d'infection est de 100 %. L'infestation des érythrocytes circulants se fait directement (**Frederic, 2005**).

La pénétration du parasite (disposant d'un complexe apical spécialisé) dans l'érythrocyte se fait par invagination, à l'origine de la formation d'une vacuole parasitophore. Celle-ci disparaît ensuite et le parasite entouré d'une simple membrane est en contact direct avec le cytoplasme de la cellule infectée. Les divisions se font par bourgeonnement et fission binaire en deux (parfois quatre) cellules filles, à l'origine de l'apparition de mérozoïtes. Les mérozoïtes détruisent la cellule parasitée et sont alors capables d'infecter d'autres érythrocytes. La multiplication continue ainsi soit jusqu'à la mort de l'hôte, ou plus généralement jusqu'à ce que son système immunitaire mette fin à la multiplication des parasites. Durant ce stade, un certain nombre de sporozoïtes ne vont pas se reproduire, leur taille va augmenter et ils deviennent de potentiels gamétocytes (**Delaunay, 2005**).

- **Invasion dans les globules rouges**

Le processus d'invasion érythrocytaire global semble se produire de la même manière que chez *Plasmodium*. C'est pourquoi nous allons nous baser sur l'exemple du *plasmodium* pour étudier cette phase du cycle biologique de *Babesia*.

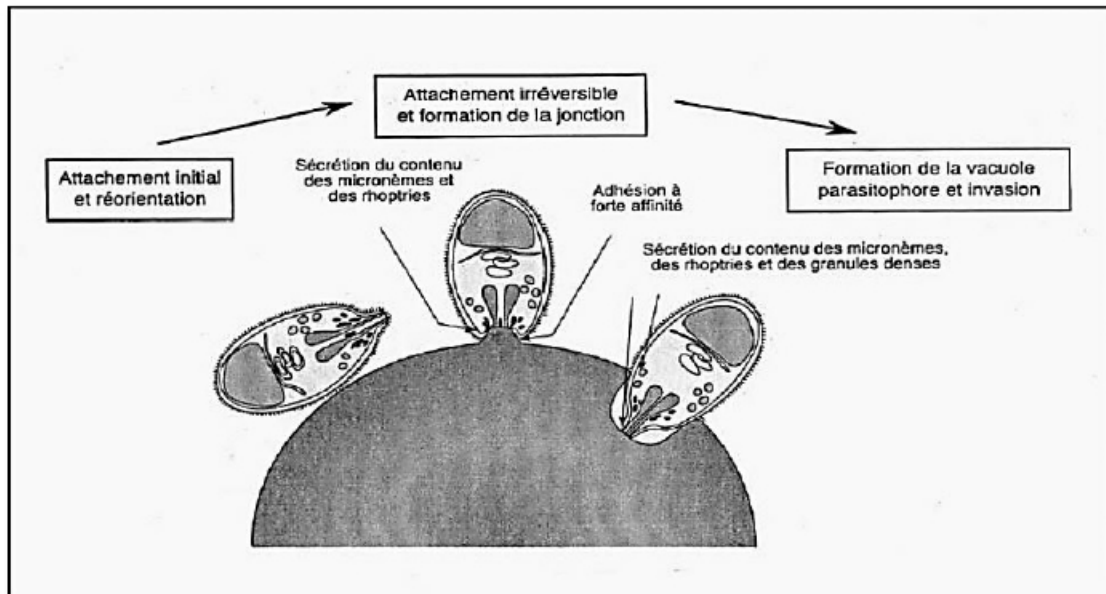


Figure 12 : Premières étapes de l'invasion du globule rouge par le mérozoïte de parasite (Delaunay, 2005)

- **Mérogonie :**

Une fois le parasite dans les globules rouges, intervient alors la phase de mérogonie proprement dite. Le mérozoïte perd rapidement sa forme allongée, il grossit, prend une forme arrondie avec doublement du matériel parasitaire. Cette nouvelle forme appelée trophozoïte, perd tous les organites caractéristiques de la forme infectante. Ensuite, les parasites se multiplient de façon asexuée, par bourgeonnement du cytoplasme. On observe alors le cytoplasme sphérique d'où partent deux bourgeons plus denses qui grossissent au fur et à mesure que le cytoplasme du trophozoïte se réduit. C'est seulement à partir de ce moment que le noyau se divise. C'est ainsi qu'on obtient deux nouveaux mérozoïtes allongés avec chacun leur complexe apical. Ils restent accolés par leur extrémité pointue par paire dites formes bigéminées formant ainsi un « V » (Delaunay, 2005 ; Frederic, 2005).

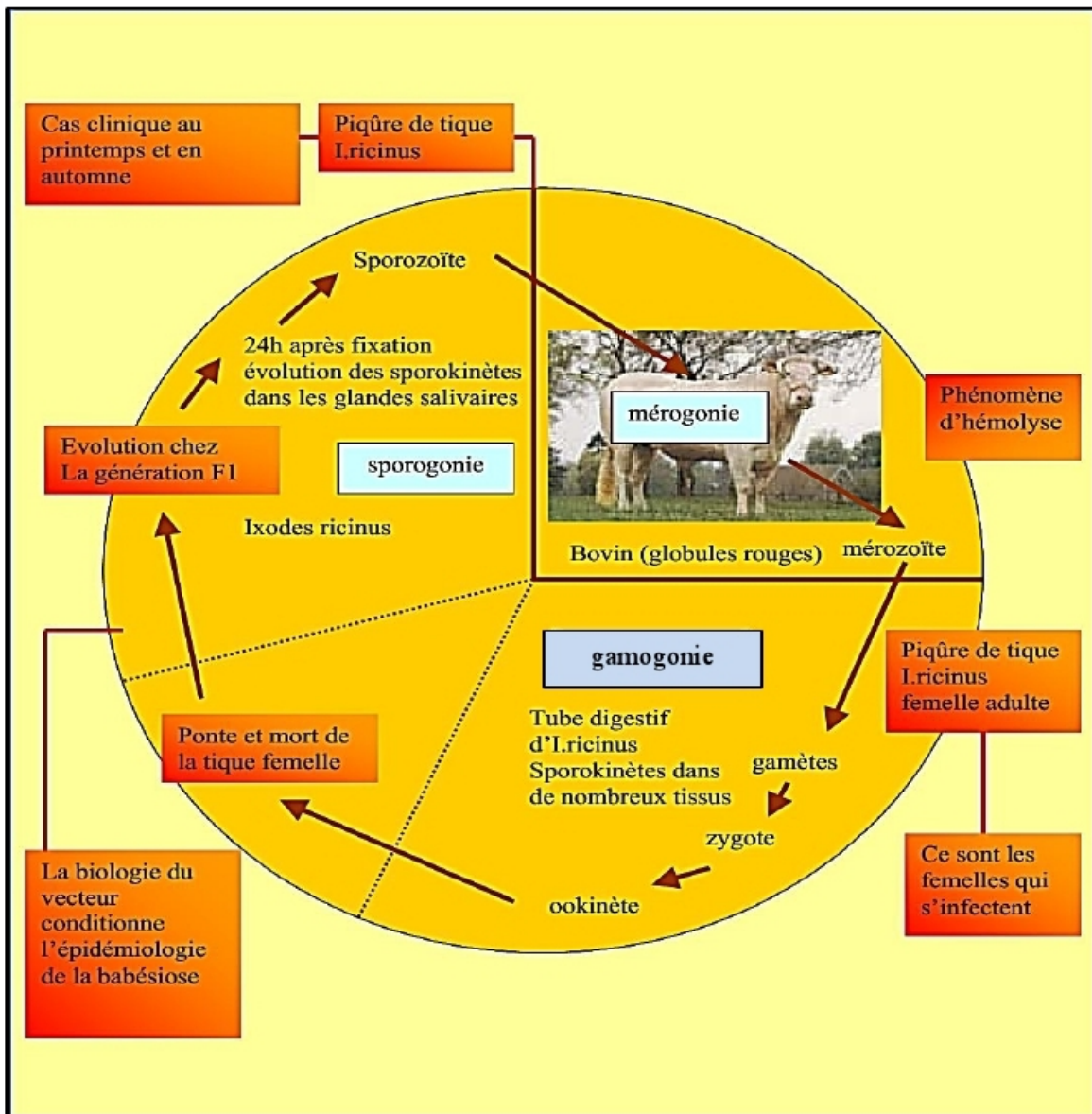


Figure 13 : Cycle évolutif de *Babesia divergens* et conséquences épidémiologiques.

(Hostis, 1997).

### I.2.3.2. Genre *Theileria*

Les *Theileria* sont des protozoaires intracellulaires qui infectent les animaux sauvages et domestiques dans une vaste partie du monde (Oie, 2005).

**I.2.3.2.1. Morphologie (Euzéby, 1990)****a) Stades ganglionnaires**

Les corps en gronade ou corp bleus de Koch ou schizontes se trouvent dans le système lymphatique en particulier dans les cellules de Kupfer du foie, les cellules réticulaires des ganglions lymphatiques et de la rate, dans les lymphoblastes, et parfois dans le sang périphérique.

Les schizontes sont de 2 sortes :

Les formes de multiplication asexuée ou macroschizontes ou grands corps bleus. Lorsqu'ils sont intracellulaires, ils ont une forme ronde ou ovale et les petits mesurent 1  $\mu\text{m}$ . Ils se disposent souvent en croissant autour du noyau de la cellule. Les macroschizontes libres sont généralement de forme ronde avec des diamètres d'environ 1-1.5  $\mu\text{m}$ . Ils pullulent dans les lymphoblastes et les monocytes pendant toute la durée d'accès aigu, au cours duquel ils passent presque toujours dans le sang périphérique.

Les formes de multiplication sexuée ou gamètes ou microschantes : ces derniers apparaissent quelques heures ou quelques jours après les macroschizontes à l'intérieur ou au voisinage des mêmes cellules blanches pendant l'accès aigu. Ils se différencient des macroschizontes par les particularités suivantes : le cytoplasme est plus dense, les grains de chromatine sont plus petits, ils sont bien arrondis ou ovales de taille plus réduite de 0,3 - 0,8  $\mu\text{m}$ .

**b) Stades érythrocytaires :**

Ils sont de deux types, toujours plus petits que les *Babesia* :

Formes de multiplication asexuée : résultant de la multiplication binaire sans schizogonie, ces parasites sont allongés bacilliformes ou en virgule, mesurent selon les espèces de 1 à 2.5  $\mu\text{m}$ . Leur noyau est punctiforme ou en goutte d'eau, il se positionne en extrémité. Chez certaines espèces, deux divisions successives aboutissent à la production de 4 éléments disposés en une tétrade cruciforme.

Formes simples : ne se divisent pas, de forme annulaire ou ovale, avec un noyau disposé en chaton de bague. Ces éléments sont considérés comme gamétocytes. Comme les

schizontes, les formes theilériennes endocytaires ne sont pas enfermées dans une vacuole parasitophore.

Chez les ruminants, les theiléries dans les hématies ont le plus souvent une forme annulaire ou ovale (85% des cas) d'environ 2  $\mu\text{m}$  de diamètre. Les 15% restants sont des formes allongées pouvant prendre l'aspect évocateur de tétrades en « croix de Malte » (Euzéby, 1988).

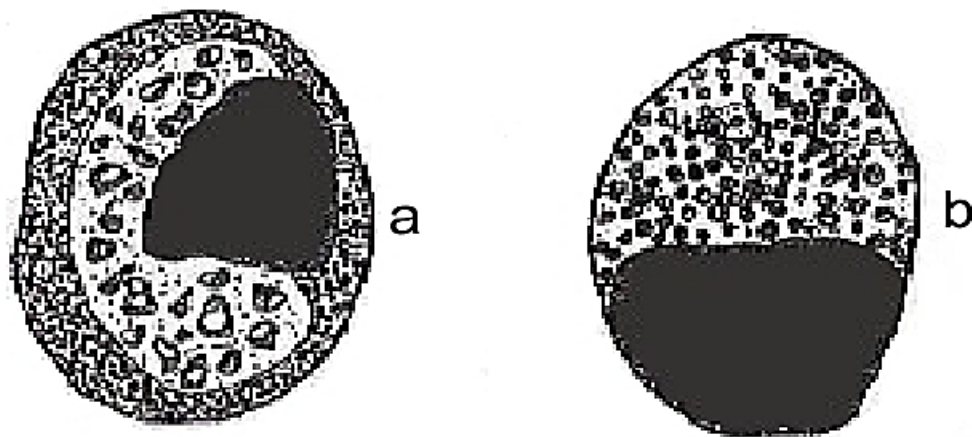


Figure 14: Macro (a) et microschantes (b) de *Theileria spp.* dans des lymphoblastes (Euzéby, 1988).

Pour les theiléries ovines (*Theileria ovis*), les formes endo-érythrocytaires sont difficiles à observer. Les schizontes (ou corps bleus) dans les lymphoblastes, au sein des nœuds lymphatiques, sont les seules formes observables pendant la phase clinique (Euzéby, 1988). Il peut arriver, en fin d'évolution du processus aigu, que ces schizontes passent dans le sang.

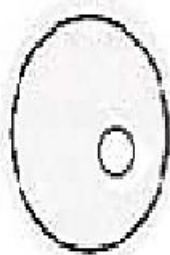


Figure 15 : Forme annulaire endoérythrocytaire de *Theileria spp*



Figure 16 : Forme caractéristique de tétrade en croix de Malte de *Theileria*

### I.2.3.2.2. Cycle évolutif

Le cycle de *Theileria* est similaire que celui de *Babesia* (Gamogonie et sporogonie chez la tique ; Mérogonie chez l'hôte).

- **Un hôte définitif** : les tiques vectrices, qui porte la forme sexuée du parasite.
- **Un hôte intermédiaire** : l'hôte vertébré (ovin, bovin, caprin, équidé, chien ...ect), qui porte la forme asexuée du parasite. (Fawcett et al., 1982)

#### a) Mérogonie :

La tique infectée inocule les sporozoïtes lorsqu'elle fait un repas de sang ; les sporozoïtes pénètrent rapidement dans les lymphocytes (Fawcett et al., 1982 ; Stagg et al., 1981) où ils se développent en schizontes. La cellule hôte subit une transformation et le parasite ainsi que la cellule se divisent simultanément. Le schizonte se scinde en deux sur le fuseau central de la cellule en division si bien que la plupart des cellules filles se trouvent parasitées. Une partie des schizontes subit alors une mérogonie et les lymphocytes se rompent pour libérer des mérozoïtes qui envahissent les erythrocytes et donnent des piroplasmes (Hulliger et al., 1964).

#### b) Sporogonie et Gamogonie

La tique, en prenant un repas de sang, ingère des érythrocytes parasités et l'on observe des gamètes dimorphes dans la lumière de l'intestin (Mehlhorn et Schein, 1984). Ces formes sexuées fusionnent alors pour donner des zygotes qui pénètrent dans les cellules épithéliales de l'intestin. Puis les kinètes mobiles se développent, passent dans l'hémolymphe et pénètrent dans les glandes salivaires où ils vont subir une sporogonie et se transformer en sporonte (Binnington et al., 1983 ; Fawcett et al., 1982). Le développement de *Theileria* est bloqué à ce stade jusqu'au moment où la tique commence son repas sanguin. Après trois multiplications sporogoniques, il se forme un nombre très élevé de sporozoïtes (jusqu'à 40 000 / sporonte). Ces sporozoïtes seront massivement inoculés avec la salive vers les 3 - 4 ème jours de fixation de la tique adulte sur l'animal (Dolan, 1989).

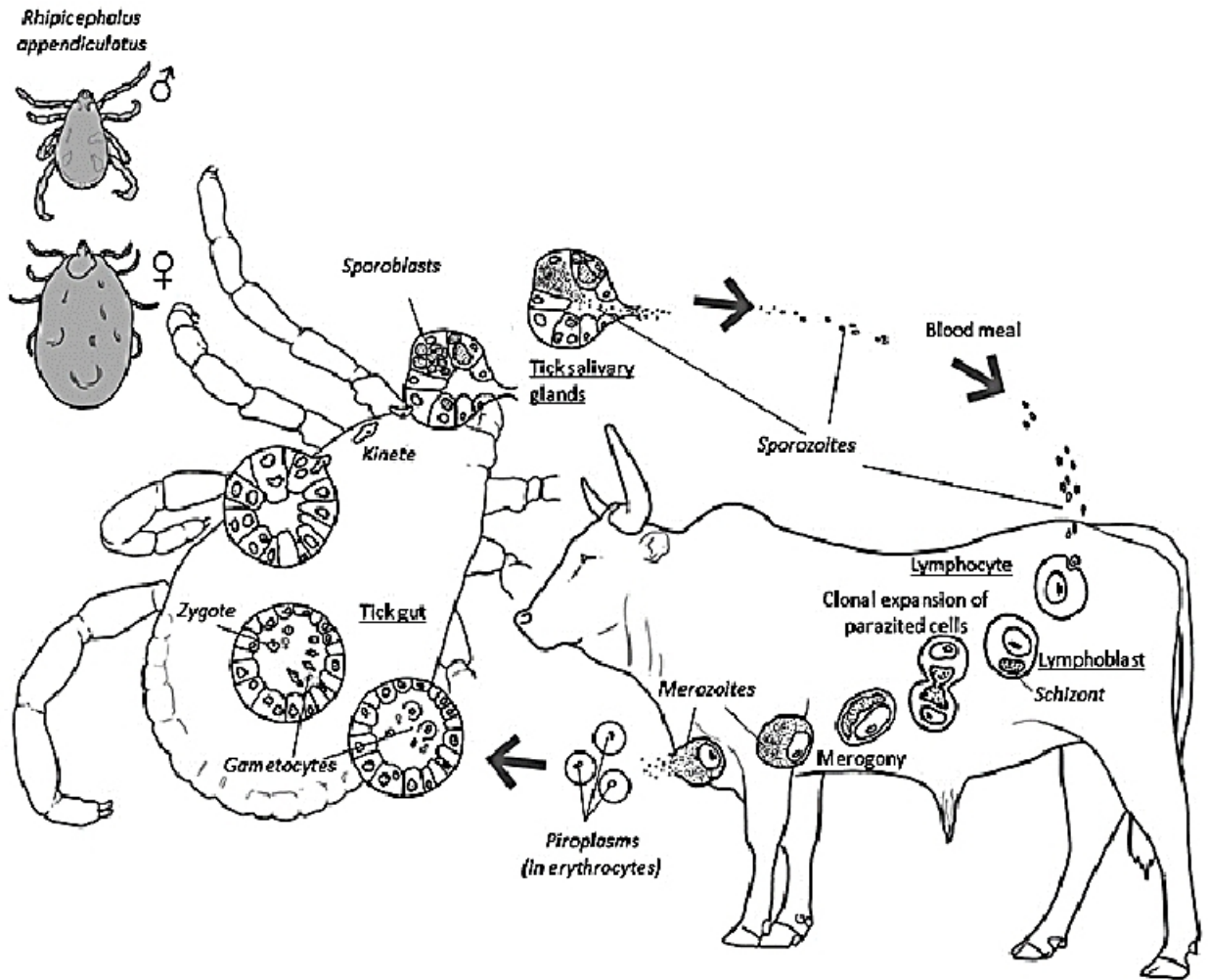


Figure 17 : Cycle évolutif de *Theileria parva* (Marcelino et al., 2012).

*Deuxième partie*

*Partie pratique*

### II.1. Introduction

Les trypanosomoses sont des maladies dues à des flagellés du genre *Trypanosoma* transmises par des arthropodes hématophages. On distingue la forme africaine (maladie du sommeil) et la forme américaine (maladie de Chagas). Seul le genre de l'agent pathogène rapproche les deux affections, qui sont extrêmement différentes sur le plan clinique et épidémiologique (Legros et Ancelle, 2004).

La trypanosomose est une maladie parasitaire grave, souvent mortelle. Elle touche la plupart des animaux domestiques et sauvages ainsi qu'à l'homme (Hoare, 1972). Les trypanosomiasés animales africaines (TAA) désignent un ensemble de maladies causées par plusieurs espèces de protozoaires parasites du genre *Trypanosoma*, qui prolifèrent dans le sang, dans d'autres liquides et tissus de l'organisme de l'hôte. Elles sont essentiellement transmises de façon biologique par le genre *Glossina* (mouches tsé-tsé) mais qui peuvent aussi être transmises mécaniquement par des insectes piqueurs. La trypanosomiase est plus importante chez les bovins, mais peut causer des pertes graves chez les porcs, les caprins, les ovins et les camelins. (Oie, 2008).

Les trypanosomoses animales sont un véritable obstacle au développement d'élevages des animaux dans les pays infestés par les glossines, ou mouches tsé-tsé. Or cet élevage est crucial pour la sécurité alimentaire car il fournit le lait, la viande, mais aussi la fumure, le travail et le capital économique (Cirad, 2012).

### II.2. Classification

Les trypanosomes sont des protistes (eucaryotes unicellulaires) flagellés, de l'ordre des Kinetoplastidae (Ammar, 2013).

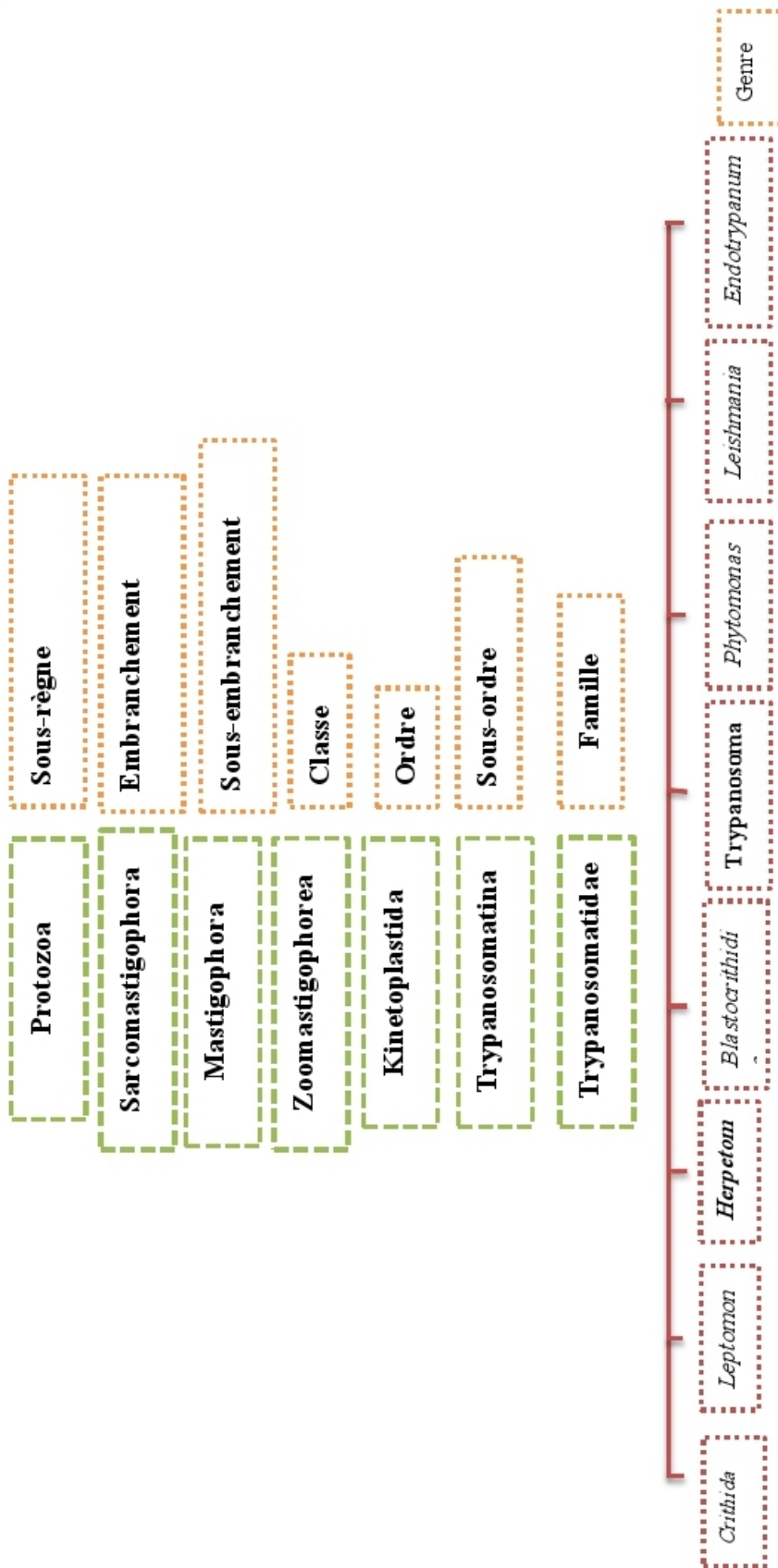


Figure 18: Classification des trypanosomes de mammifères (Levine et al, 1980).

Le genre *Trypanosoma* est divisé en deux sections (Levine et al, 1980) :

- ✓ Section des stercoraria : comporte les trypanosomes à développement postérograde chez le vecteur. Leur transmission chez l'hôte vertébré s'effectue par déjection contaminants.
- ✓ Section salivaria : leur transmission est antérograde chez le vecteur. La transmission chez l'hôte vertébré s'effectue par inoculation.

Les trypanosomes pathogènes africains appartiennent tous à la section salivaria : une seule espèce, *Trypanosoma brucei* (sous-genre Trypanozoon), est responsable de la maladie du sommeil avec deux sous-espèces en cause :

- *Trypanosoma brucei rhodesiense*.
- *Trypanosoma brucei gambiense*.

La trypanosomose animale en Afrique est causée principalement par le :

### ➤ Sous-genre Nannomonas

*Trypanosoma congolense*, est l'agent principal de la trypanosomose bovine, par sa fréquence et ses effets sur la productivité (Trail et al., 1990).

### ➤ Sous-genre Duttonella

*Trypanosoma vivax*, présente un pouvoir pathogène très variable et n'est pas un parasite exclusivement africain, mais s'étend en Amérique latine tropicale où il est transmis au bétail par des vecteurs mécaniques (Levine et al, 1980).

### ➤ Sous-genre Trypanozoon

*Trypanosoma bruce brucei*, parasite les animaux domestiques de toute l'Afrique mais n'est pas infectieux pour l'homme.

*Trypanosoma evansi*, *Trypanosoma equiperdum*, sont responsables de maladies émergentes en Afrique, en Amérique et en Asie. *Trypanosoma evansi*, agent de la « surra » affecte principalement les Camelidae et Equidae. *Trypanosoma equiperdum*, agent de la « dourine » affecte les chevaux (Haag et al., 1998).

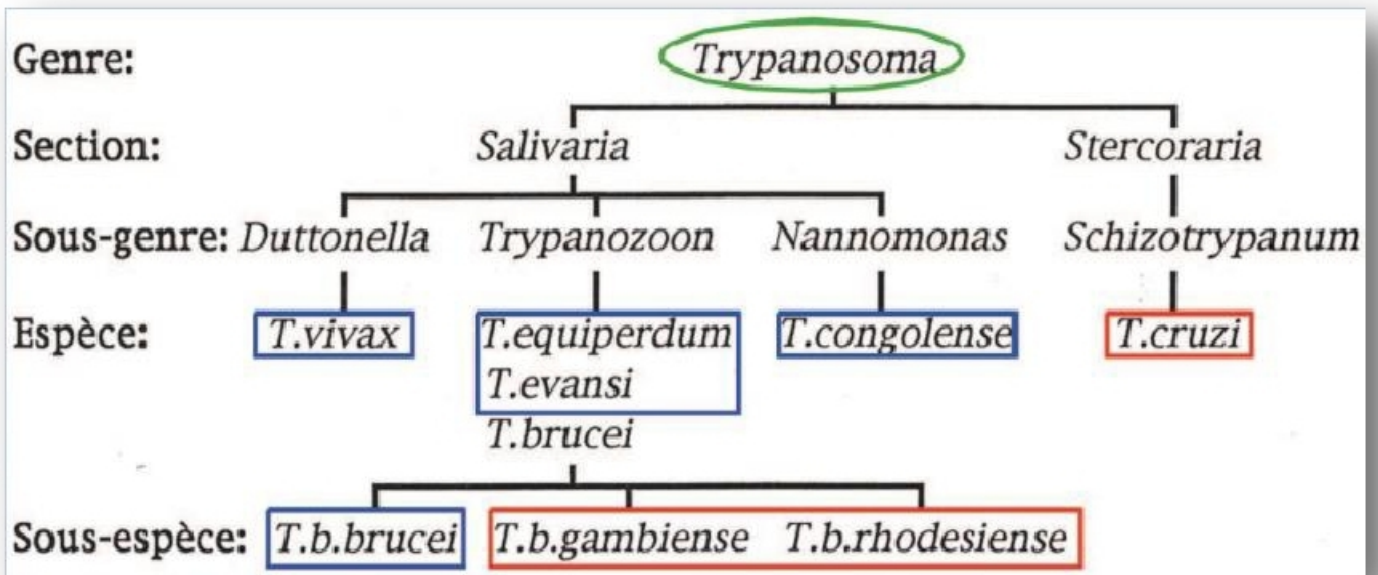


Figure 19: Classification des espèces du genre *Trypanosoma* (Ammar, 2013).

Tableau 2 : Différentes espèces de Trypanosomiases africaines chez les animaux (Uilenberg, 1998).

Les espèces de <i>Trypanosoma</i>	Les animaux domestiques sensibles
<i>Trypanosoma congolense</i>	bovin, camelin, cheval, chien, ovin, caprin.
<i>Trypanosoma simiae</i>	Porc.
<i>Trypanosoma godfreyi</i>	Porc.
<i>Trypanosoma vivax</i>	bovin, ovin, caprin, cheval.
<i>Trypanosoma uniforme</i>	bovin, ovin, caprin.
<i>Trypanosoma brucei brucei</i>	bovin, camelin, cheval, chien, ovin, caprin.
<i>Trypanosoma brucei gambiense</i>	Trypanosomoses africaine humaine.
<i>Trypanosoma brucei rhodesiense</i>	
<i>Trypanosoma evansi</i>	buffle domestique, bovin, camelin, cheval, chien.
<i>Trypanosoma equiperdum</i>	cheval, âne.
<i>Trypanosoma theileri</i> et <i>Trypanosoma ingens</i>	buffle domestique, bovin.

### II.3. Agent causal

#### II.3.1.1. Morphologie générale

Les trypanosomes africains : sont des parasites monocellulaires extracellulaires qui vivent librement dans le sang ou d'autres liquides de l'organisme, notamment la lymphe et le liquide céphalo-rachidien (LCR). On peut les identifier par examen microscopique, en particulier après coloration au Giemsa, qui met clairement en évidence les deux principaux organites contenant l'acide nucléique, à savoir le noyau et le kinétoplaste (OMS, 2014).

- ✓ Le parasite est constitué d'une seule cellule dont la taille varie de 8 à plus de 50 µm.
- ✓ Il est porteur d'un flagelle caractéristique. Un organe motile qui confère une certaine mobilité au parasite lorsque celui-ci ne se trouve plus dans le système vasculaire et qui semble également faciliter l'écoulement du liquide à la surface du microorganisme.
- ✓ La poche flagellaire, qui est intimement associée au kinétoplaste (Uilenberg, 1998).

Le flagelle reste accolé au corps cellulaire jusqu'à ce que sa partie libre émerge à l'extrémité antérieure du trypanosome. Le kinétoplaste constitue le génome mitochondrial du parasite et c'est du nom de cette structure que vient l'appellation de *Kinétoplastidés* donnée à l'ordre correspondant (OMS, 2014).

La forme du trypanosome est comparée à celle d'un tire-bouchon. Elle est maintenue par un ensemble de microtubules subpelliculaires (Stuart *et al.*, 2008).

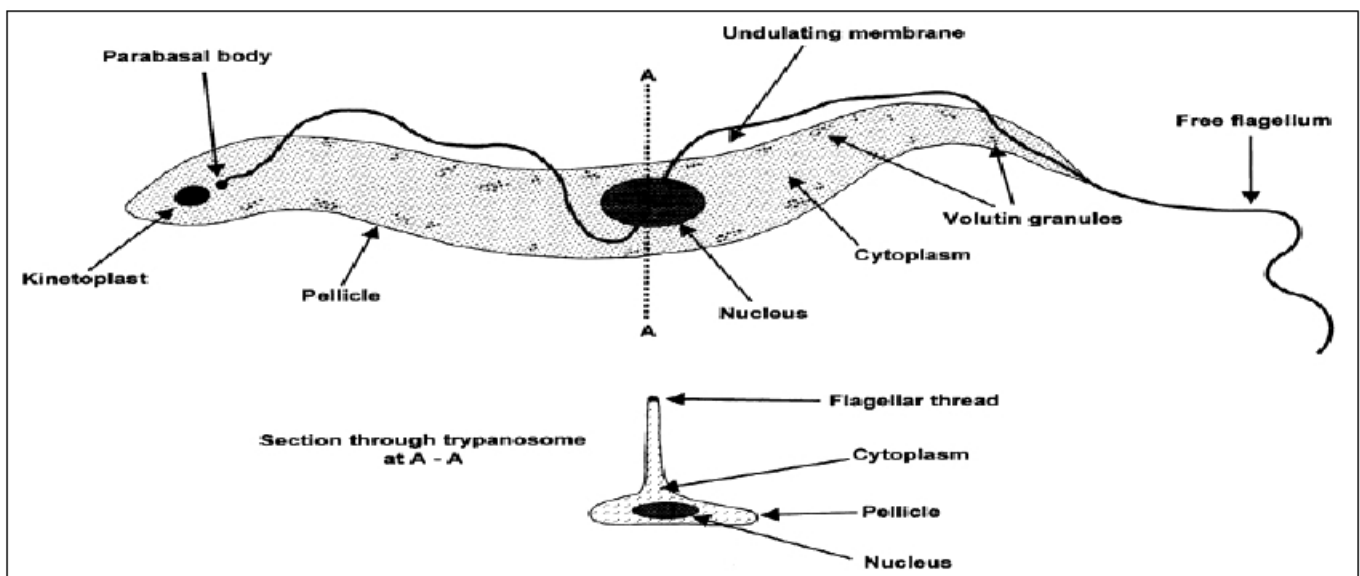


Figure 20: Schéma d'un trypanosome (Uilenberg, 1998).

Il existe des différences entre les espèces de trypanosomes surtout dans la forme et la taille, ce qui permet une identification spécifique. Les trypanosomes doivent être systématiquement examinés pour déterminer la présence, l'absence, la taille et la position d'un certain nombre de caractéristiques :

- La présence ou l'absence d'un flagelle libre.
- La taille du trypanosome (exprimée en  $\mu\text{m}$ ).
- La taille et la position du kinétoplaste.
- Le degré de développement de la membrane ondulante. Elle peut être visible ou discrète.
- La forme du parasite, en particulier la forme de sa partie postérieure. L'extrémité postérieure peut varier d'un émoussée ou pointue.

Il peut y avoir présence ou absence de trypanosomes d'aspect différent. Si tous les trypanosomes individuels sont semblables, l'infection est appelée monomorphe. S'il y a nettement différents types, l'infection est appelée pléomorphe ou une infection mixte d'espèces différentes (Uilenberg, 1998).

### II.3.1.2. Morphologie spécifique

*Trypanosoma congolense* : Ceci est le plus petit des trypanosomes pathogènes, avec une longueur de 9-22  $\mu\text{m}$ . En général, deux variantes sont à voir :

- Une forme plus courte (9-18 $\mu$ ), la forme typique de *Trypanosoma congolense*.
- Une forme plus longue (jusqu'à 25 microns), avec des formes intermédiaires de longueur entre les deux (Ouaimon, 2004).

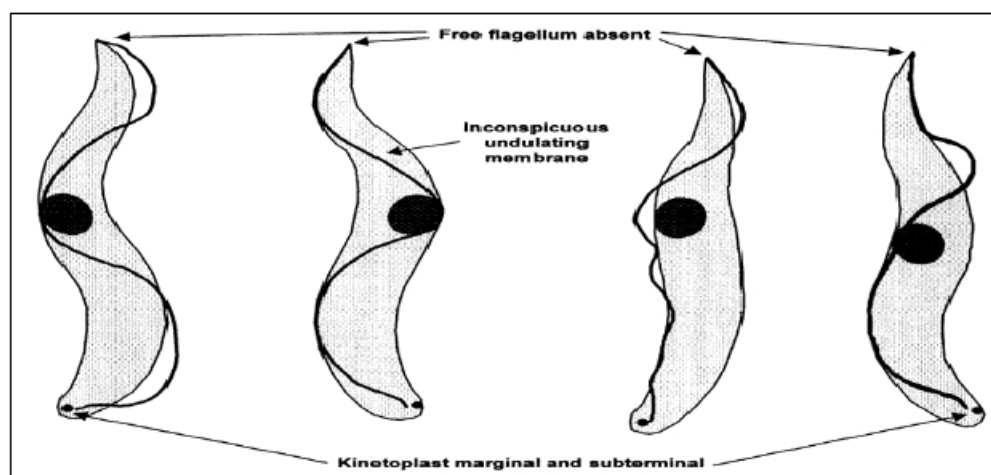


Figure 21: *Trypanosoma congolense* (Uilenberg, 1998).

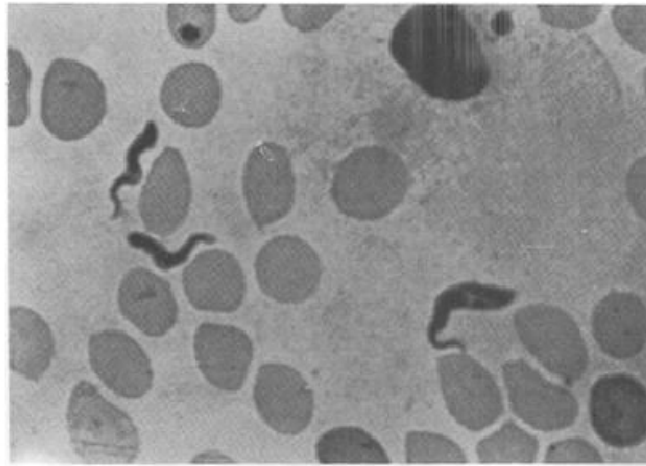


Figure 22 : Photomicrographie d'un frotti sanguin montrant trois spécimens de *Trypanosoma congolense* (Finelle, 1983).

***Trypanosoma vivax* :**

Ce *Trypanosoma* comme on le voit dans le sang des mammifères est essentiellement monomorphe, avec un flagelle libre. Sa longueur, varie de 18 à au moins 26  $\mu\text{m}$ .

Le kinétoplaste est grand ou presque terminal. Il est beaucoup plus grand que dans l'un des autres espèces pathogènes (une caractéristique distinctive). Leur noyau est placé en position centrale. La plus grande partie du cytoplasme se trouve dans la partie postérieure du corps du parasite, ce qui lui donne un aspect gonflé. La membrane ondulante est discrète (Ouaimon, 2004).

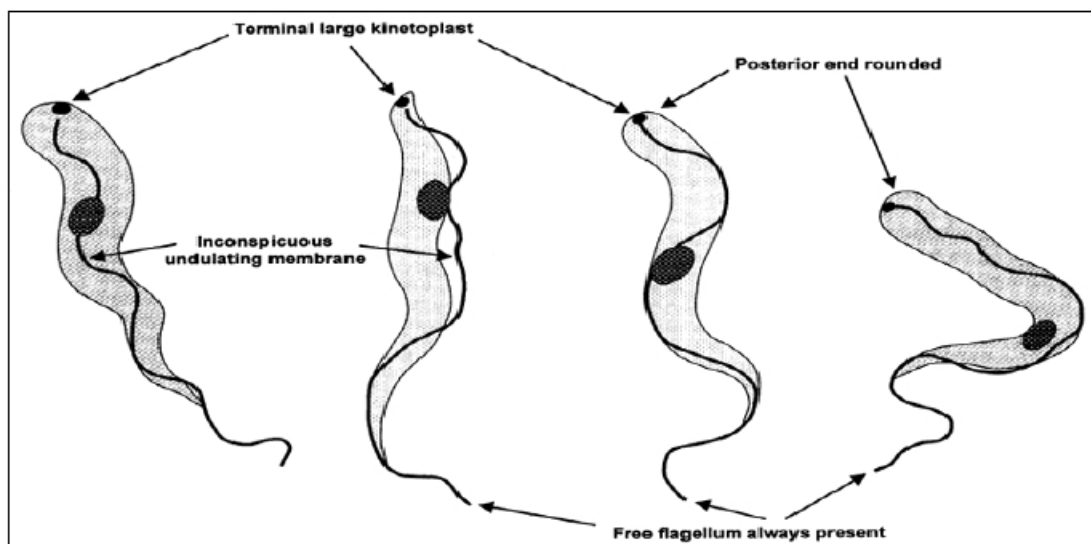


Figure 23: *Trypanosoma vivax* (Uilenberg, 1998).

*Trypanosoma brucei* : est polymorphique, avec trois formes principales, qui ont tous un petit kinétoplaste et une membrane ondulante remarquable:

- Formes longues et minces (23-30  $\mu\text{m}$  de long) avec un flagelle libre, qui peut aller jusqu'à la moitié de la longueur de l'organisme. L'extrémité postérieure est pointue et le noyau est au centre. Le kinétoplaste est placé à 4  $\mu\text{m}$  en face de l'extrémité postérieure.
- Formes courtes et trapues (17-22  $\mu\text{m}$  de longueur) normalement sans flagelle libre, ou avec un flagelle libre court. Le kinétoplaste est habituellement subterminale. La position du noyau varie considérablement et il est dans certains cas, dans la partie postérieure de la cellule, parfois jusqu'à ce que le postérieur kinétoplaste est antérieure à elle (appelées formes postéro-nucléaire).
- Formes intermédiaires, dont la longueur varie entre les deux types mentionnés précédemment (Uilenberg, 1998).

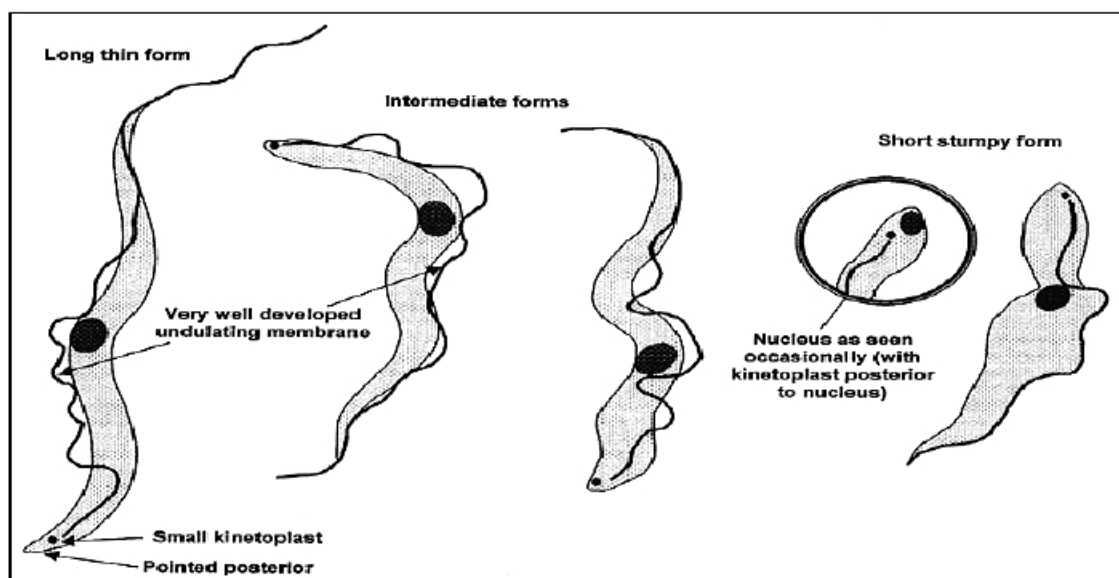


Figure 24 : *Trypanosoma brucei* (Uilenberg, 1998).

*Trypanosoma evansi* : est considéré comme une espèce monomorphique puisqu'il se retrouve dans le sang de l'hôte et sur les pièces buccales du vecteur quasi-uniquement sous une forme dite « forme longue » ou « slender ». Il a toutefois été trouvé dans de rares cas sous des formes dites courtes ou intermédiaires qui sont classiquement observées chez *Trypanosoma brucei*.

Cette forme longue a une taille comprise entre 15 et 34  $\mu\text{m}$  avec une moyenne de 24  $\mu\text{m}$  et une largeur de 3 à 5  $\mu\text{m}$  (Camoin, 2011). Elle possède un flagelle et une membrane ondulante très

développée ainsi qu'un kinétoplaste de petite taille situé en position subterminale, d'une extrémité postérieure effilée (ou rarement tronquée) (Hoare, 1972).



Figure 25: *Trypanosoma evansi* sur frottis coloré (Camoin, 2011).

#### II.4. Les vecteurs de trypanosomoses

En Afrique, les principaux vecteurs des trypanosomoses sont les glossines ou mouches tsé-tsé (Diptères, Glossinidés). Le genre *Glossina* appartient à l'embranchement des Arthropodes à l'ordre des diptères à la famille de *Muscidae* piqueurs. Les espèces ou sous-espèces de glossines ont été répertoriées, chacune ayant ses propres exigences écologiques qui définissent ses habitats, sa distribution et son abondance (Itard, 1986). Il existe trente et une espèces et sous-espèces reconnues de glossines, groupées en trois sous-genres. Le sous-genre *Nemorhina* regroupe les glossines dites «riveraines», le sous-genre *Glossina* regroupe les glossines «de savane» et le sous-genre *Austenina* regroupe les glossines «de forêt». Les deux sexes sont hématophages (Buxton, 1955).

Les glossines sont des mouches allongées, robustes de coloration brune noirâtre. Elles comportent trois parties : la tête, le thorax et l'abdomen (Chartier et Coll, 1995).



Figure 26: La mouche *Glossina palpalis* (Wilson, 2016).

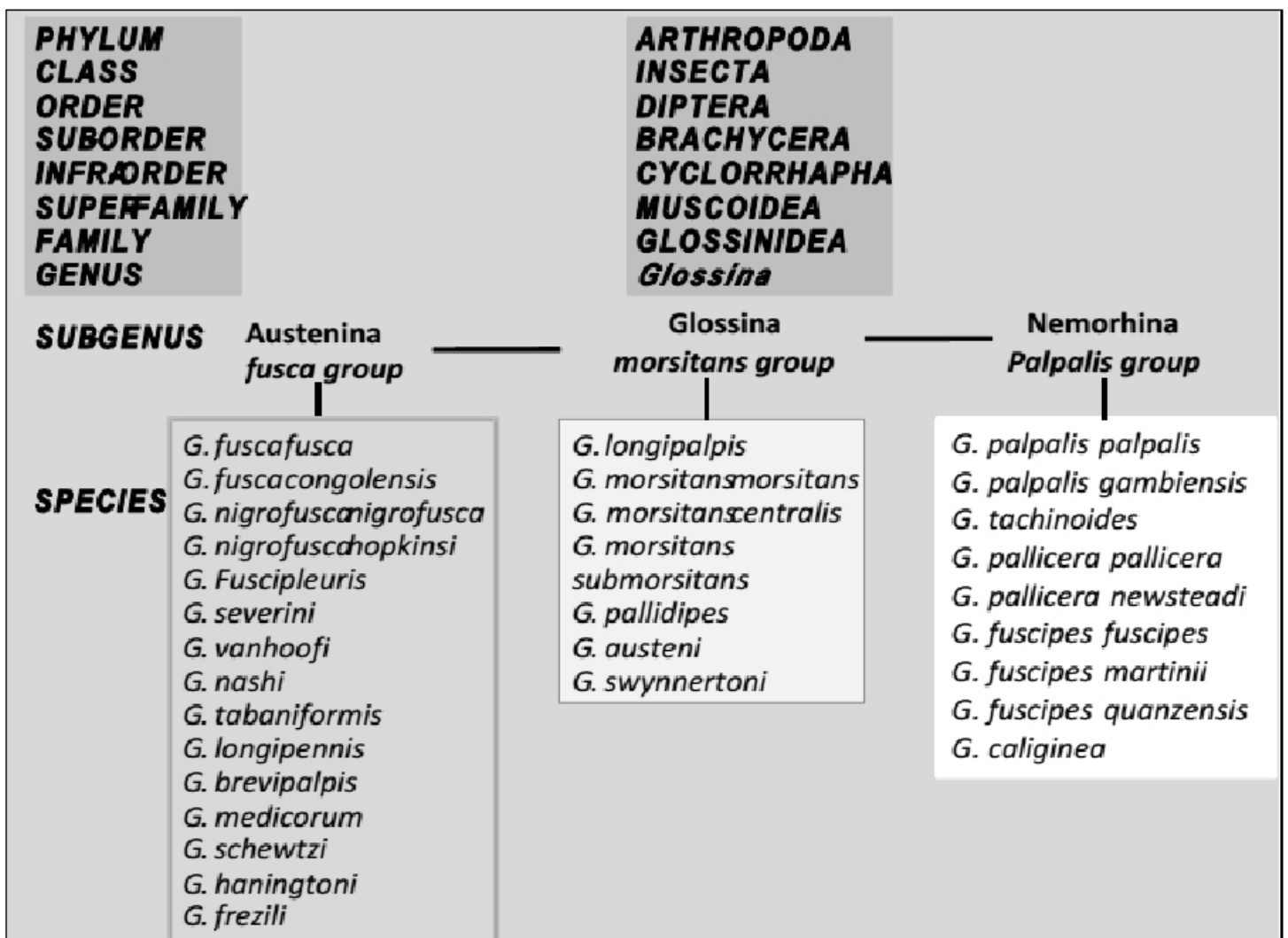


Figure 27: Classification des glossines (Bouyer et al., 2006).

### II.5. Le cycle biologique

- Hôte définitif : le parasite est caractérisé par une grande diversité d'espèce y compris les animaux domestiques, et l'homme.
  - Hôte intermédiaire : Ces parasites sont transmis principalement par des glossines, mais certains d'entre eux, en particulier *T. vivax* et *T. evansi* peuvent être transmis par d'autres insectes hématophages (taons, stomoxes par exemple). *T. equiperdum* ne nécessite pas l'intervention d'un vecteur, il est transmis par voie sexuelle au cours du coït chez les chevaux, les ânes et les chameaux (Oie, 2008).
1. Au moment d'un repas sanguin, la mouche Tsé-Tsé ingère avec le sang du mammifère infecté des formes sanguines de parasites (Blood stream Form, BSF ou trypomastigotes infectieuses) et en particulier des formes « trapues » qui ne se divisent pas. (Authie, 1993).
  2. Dans l'intestin moyen de la mouche, ces formes vont subir à la fois l'attaque du milieu intestinal (protéases) et l'appauvrissement nutritif (notamment en glucose) qui vont favoriser leur différenciation en formes procycliques (Procyclic Form, PCF) non infectieuses pour l'hôte mammifère. (Authie, 1993).
  3. Ces dernières acquièrent à leur surface membranaire un manteau de protéines, les procyclines, qui les protègent contre les protéases intestinales de la mouche (Acosta-Serrano et al., 2001). Les formes procycliques vont se multiplier dans l'intestin moyen de la mouche puis migrer vers les glandes salivaires (*T. b. brucei*) ou vers les pièces buccales (*T. congolense*) où elles se différencient en formes épimastigotes.
  4. Adhérentes aux tissus épithéliaux de l'insecte (Levine et al ; Vickerman, 1985). Ces formes se différencient finalement en formes infectieuses dites métacycliques. Au moment d'un nouveau repas sanguin, l'insecte inocule ces formes métacycliques au point de la piqûre. (Ammar, 2013).
  5. Les trypanosomes prolifèrent dans le sang des mammifères sous la forme de cellules allongées et minces « slender forms » qui sont remplacées par des formes trapues non prolifératives.
  6. Ces formes trypomastigotes courtes subissent des modifications empêchant leur transition en formes sanguines longues. Ainsi, les formes trypomastigotes courtes sont destinées à être transmises à l'insecte vecteur lors de la piqûre (Ammar, 2013).

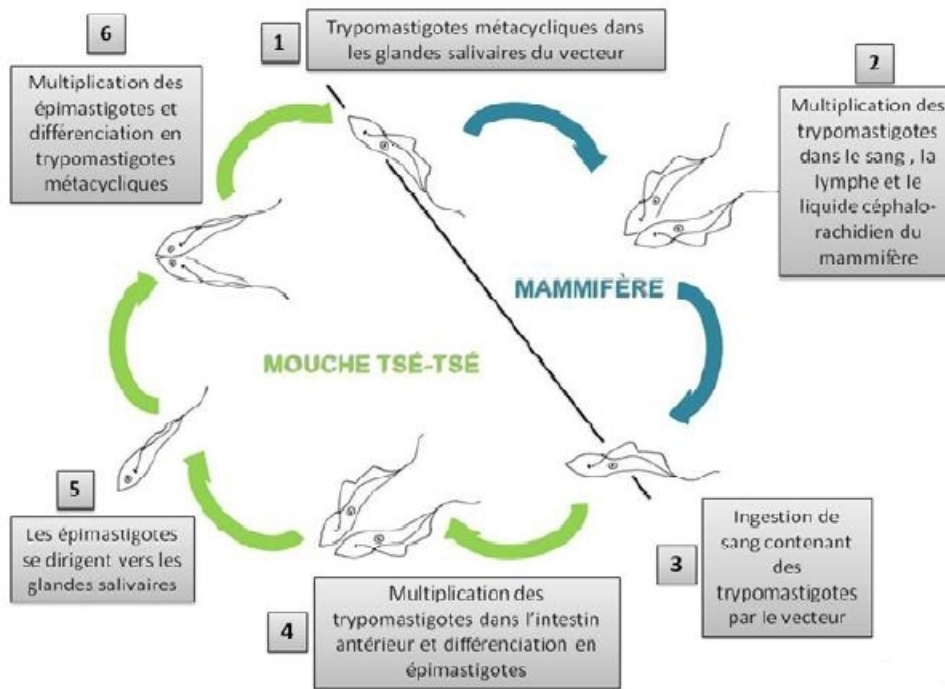


Figure 28 : Cycle de vie de *Trypanosoma gambiense* (Femandes, 2016).

Le cycle de *T. vivax* est beaucoup plus court et dure environ 10 jours. Il faut noter que le cycle de *T. vivax* ne comporte pas de stade procyclique ; les formes sanguines ingérées par l'insecte s'attachent et se différencient en formes épimastigotes dans la trompe, le pharynx et l'œsophage pour se différencier enfin en formes métacycliques infectieuses. Le parasite reste dans les pièces buccales de la mouche (Authie, 1993).

Pour *T. congolense*, le cycle est intermédiaire et dure environ 15 jours, le parasite envahissant l'intestin et les pièces buccales de la mouche.

*T. evansi* reste uniquement sous la forme proliférative retrouvée chez l'hôte, à savoir la forme longue, même lors de son passage au niveau des pièces buccales d'un arthropode piqueur. Il se multiplie donc continuellement de manière clonale, par divisions cellulaires successives (Kocher, 2013). *Trypanosoma evansi* a perdu sa capacité à effectuer un cycle de développement chez les glossines, il peut être transmis par n'importe quel vecteur mécanique, chez lequel le parasite conserve la même forme que lorsqu'il se situe dans le courant sanguin. Il ne se présentera donc pas sous forme procyclique ou métacyclique et n'étant pas adapté à survivre chez l'insecte, sa persistance y est très brève (Camoin, 2011).

Ce présent travail a pour but de détecter et d'identifier les hémoparasites chez les petits ruminants et les camelins ainsi que de rechercher les ectoparasites associés.

## I. Lieu et période de l'étude

### I.1. Collecte de prélèvements

La collecte de prélèvements a été effectuée durant une période de 3 mois allant de février jusqu'au Avril 2016 au niveau de la région de Laghouat.

### I.2. Présentation générale du site d'étude

La wilaya de Laghouat regroupe actuellement 10 Dairas et 24 Communes, sa superficie est de 27561.6 km<sup>2</sup>. Elle est limitée (Figure n°29) : au nord, par la wilaya de Tiaret, à l'est, par la wilaya de Djelfa, au sud, par la wilaya de Ghardaïa, à l'ouest, par la wilaya d'El Bayadh. Elle est située au centre du pays à 400 km au sud de la capitale Alger. Celle-ci est essentiellement à caractère agro-pastorale. Son climat saharien est aride avec des moyennes de 8 °C en hiver et de plus de 27 °C en été (Salemkour et *al.*, 2013).



- Longitude : 2°51'54" Est
- Altitude : 764 m
- Latitude : 33°47'59" Nord



Figure 29: Localisation et caractéristiques géographiques de Laghouat (Carto-laghouat, 2012).

### I.3. Analyse des prélèvements

L'analyse des échantillons a été effectuée dans le laboratoire de biologie de l'université « AMAR TELEDJI » de Laghouat.

## II. Matériel biologique

### II.1. Population étudiée

L'essai concerne les petits ruminants et les camelins. Ces animaux examinés par nos soins sont de ceux en consultation dans les différents cabinets vétérinaires ou appartiennent à des élevages dans plusieurs communes de Laghouat (Tadjrouna, Kheneg, Bennasser Benchohra, Sidi Makhlouf, Hamda).



Photo 1 : Les animaux étudiés (Photo originale, 2016).

Sur un total de 193 animaux : 80 dromadaire (Tableau 3) , 67 ovins (Tableau 4) et 46 caprins (Tableau 5) était prélevé.

Tableau 3 : caractéristiques des camelin prélevés.

Critères	Variables	Nombre par site			Nombre total	Pourcentage %
		Laghouat (Htaïba)	Kheneg	Assafia		
Sexe	Femelle	40	22	9	71	88%
	Mâle	0	8	1	9	11%
Populations	Locale	40	29	10	79	98%
	Croisée	0	1	0	1	1%
Age	inf à 3 ans	2	6	3	11	13,75%
	entre 4 ans et 5 ans	5	8	0	13	16,25%
	sup à 5 ans	33	16	7	56	70%
Jugement clinique	Sain	39	30	10	79	98%
	Malade	1	0	0	1	1%

Tableau 4 : caractéristiques des ovins prélevés.

Critères	Variables	Nombre par site				Nombre total	Pourcentage %
		Ben nacer Ben chohra	Laghouat	Sidi maklouf	Tadjrona		
Sexe	Femelle	12	13	3	14	42	62%
	Mâle	1	5	14	5	25	37%
Race	Locale	13	18	17	19	67	100%
	exotique	0	0	0	0	0	
Age	inf à 8 mois	2	1	5	3	11	16,41%
	entre 8 à 18 mois	2	6	3	6	17	25,37%
	sup à 18 mois	9	11	9	10	39	58,20%
Jugement clinique ou Etat général	Sain	13	10	16	19	58	86%
	malade	0	8	1	0	9	13%
Couleur des muqueuses	Rose	13	10	17	19	59	88%
	blanche	0	8	0	0	8	11%

Tableau 5 : caractéristiques des caprins prélevés.

Critères	Variables	Nombre par site				Nombre total	%
		Ben nacer Ben chohra	Laghouat	Sidi maklouf	Tadjrona		
Sexe	Femelle	6	8	12	1	27	58%
	Mâle	3	7	8	1	19	41%
Race	Locale	3	2	20	2	27	54%
	Croisée	0	0	0	0	0	0
	exotique	6	13	0	0	19	41%
Age	inf à 8 mois	0	3	4	0	7	15,21%
	entre 8 à 18 mois	2	1	6	2	11	23,91%
	sup à 18 mois	7	11	10	0	28	60,86
Jugement clinique ou Etat général	Sain	9	7	20	0	36	78%
	Malade	0	8	0	2	10	21%
Couleur des muqueuses	Rose	9	7	20	0	36	78%
	Blanche	0	8	0	2	10	21%

## II.2. Type de prélèvements

Nous avons réalisé deux types de prélèvements à savoir le sang ainsi que les insectes et les acariens parasitant nos animaux.

## II.3. Fiche de renseignements

Pour chaque individu, une fiche de renseignements a été établie, sur laquelle sont reportés, notamment la race, le sexe et l'âge de l'animal. De plus, la présence ou l'absence d'ectoparasitisme a été notée (Annexe n°1).

### III. Matériel non biologique (Annexe n°2)

#### IV. Méthodes

##### IV.1. Examen général des animaux

Après contention de l'animal, nous avons effectué un examen général :

- Observation de la couleur des muqueuses.
- Prise de température.
- Recherche de la présence ou absence de lésions cutanées ou d'autres anomalies.



Photo 2 : Examen général des animaux (Photo originale, 2016).

##### IV.2. Techniques de prélèvement de sang

Le sang stérile provenant d'animaux vivants est prélevé à partir de la jugulaire à l'aide d'une seringue et introduit directement dans un tube contenant un anticoagulant comme l'EDTA (acide tétra-acétique éthylène diamine).

Les échantillons sont ensuite conservés au frais dans une glacière, jusqu'à ce qu'ils soient livrés au laboratoire, de préférence quelques heures après leur collecte.



Photo 3 : Prise de prélèvements sanguins à partir de la veine jugulaire  
(Photo originale, 2016).

#### IV.3. Confection d'un frottis sanguin

La goutte de sang est déposée en bordure d'une lame dégraissée préalablement avec de l'éthanol. La bordure d'une deuxième lame est déposée devant la goutte en direction de la seconde bordure de la 1<sup>ère</sup> lame. Une fois que la goutte de sang diffuse sur toute la largeur du bord de la 2<sup>ème</sup> lame, d'un mouvement uniforme, on fait glisser cette deuxième lame tout le long de la 1<sup>ère</sup> lame, de façon à obtenir une couche très mince (frottis). Chaque lame s'est vue attribuée un numéro qui permettra l'identification ultérieure de l'animal.

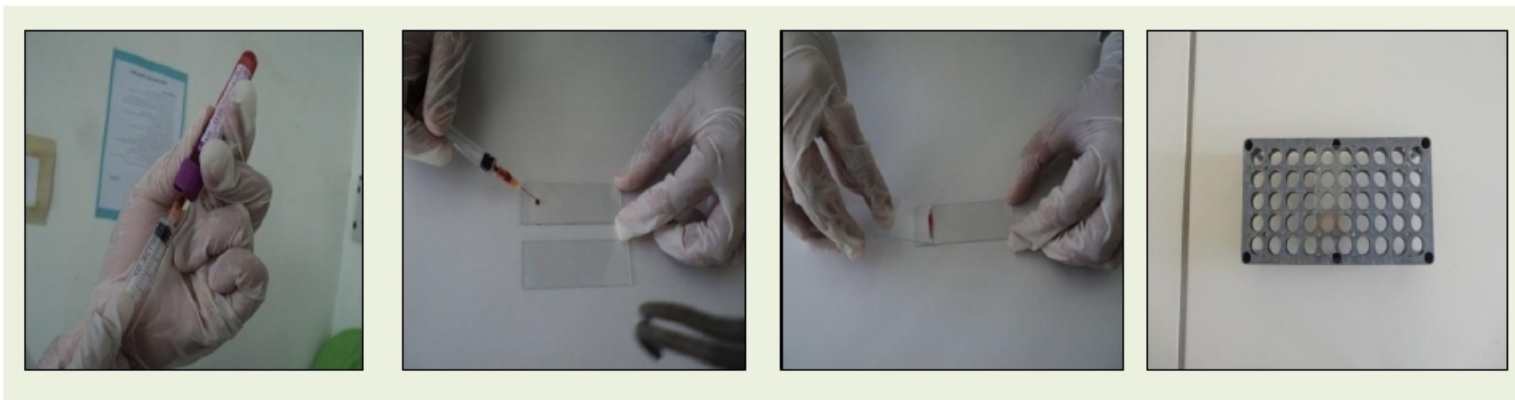


Photo 4 : Réalisation d'un frottis sanguin (Photo originale, 2016).

#### IV.4. Coloration au May-Grünwald Giemsa

##### IV.4.1. Principe et objectifs

Cette coloration permet de mettre en évidence la plupart des parasites sanguins en les fixant et en colorant leur cytoplasme et leur noyau.

##### IV.4.2. Etapes de coloration des frottis (Yamani, 2009)

1. Déposer le May-Grünwald pur sur le frottis, et attendre 03 minutes.
2. Rincer doucement les lames à l'eau neutre ou du robinet pour éliminer tout le colorant.
3. Séchage a l'air libre.
4. Plonger la lame dans un bain de Giemsa dilué au 1/10 ème durant 20 à 25 minutes.
5. Rincer de nouveau la lame sous eau courante.
6. Essuyer le dessous de la lame à l'aide d'un papier buvard puis la laisser sécher verticalement.
7. Lecture au microscope optique binoculaire, au grossissement x 1000 avec huile à immersion.

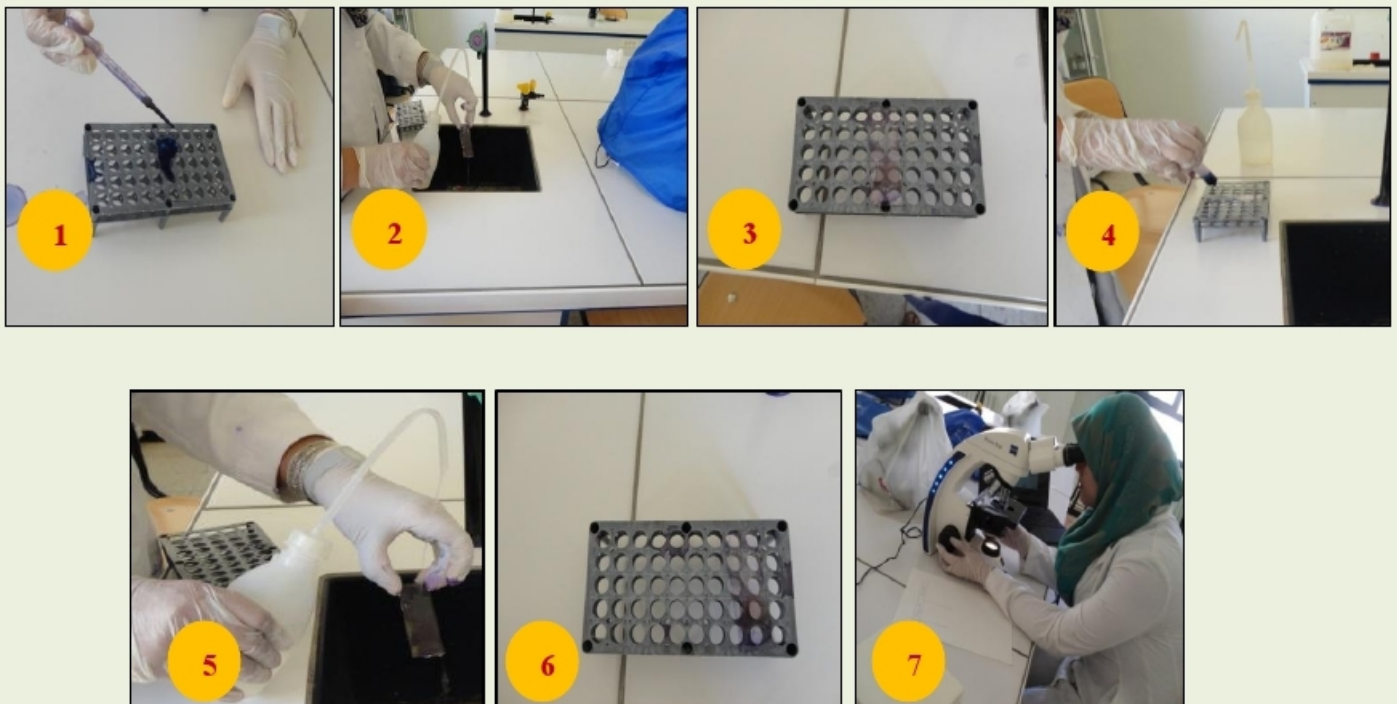


Photo 5 : Les étapes de coloration MGG (Photo originale, 2016).

#### IV.5. Identification des hémoparasites

La détermination de genres des hémoparasites observés a été réalisée à l'aide du guide « parasites sanguins : Diagnostic biologique » de **Petithory et al., 2001**. Nous avons aussi basé sur l'article d'**Ines et al. 2011** pour l'indentification des piroplasmes et sur la publication de **Camoin, 2011** pour la détection des trypanosomes.

#### IV.6. Récolte des ectoparasites

Les parasites externes ont été récoltés sur l'animal de façon mécanique à l'aide d'une pince.

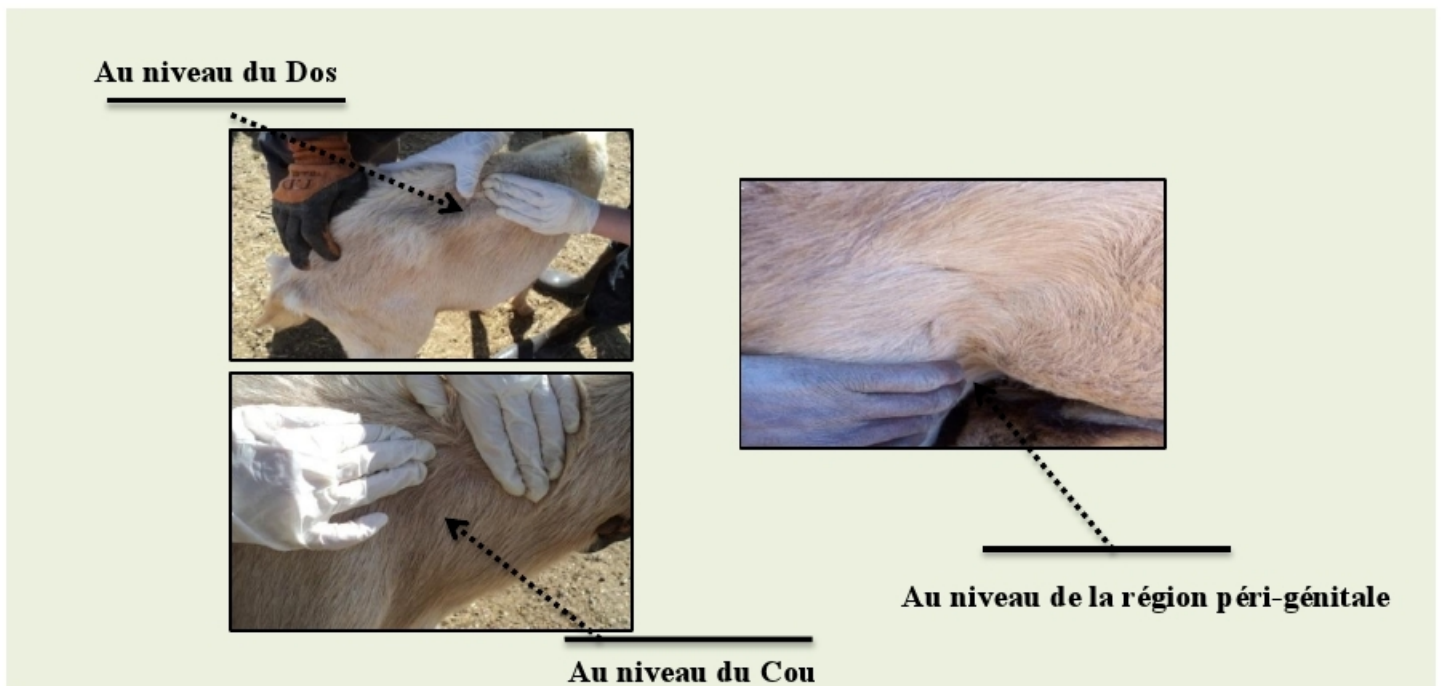


Photo 6 : La recherche des ectoparasites dans les différentes régions du corps de l'animal  
(Photo originale, 2016).

#### IV.7. Conservation des ectoparasites

Les insectes et les acariens prélevés sont conservés dans des eppendorf contenant de l'éthanol 70%. Chaque tube porte un code.

#### IV.8. Identification des ectoparasites

L'observation des ectoparasites a été réalisée à l'aide d'une loupe binoculaire. La manipulation de ces ectoparasites a été effectuée à l'aide d'une pince fine dans une boîte de pétri. L'identification des tiques et des poux a été effectuée en se référant aux guides de Estrada-pena *et al.*, 2004 et de Laamri *et al.*, 2012 et de Kumsa *et al.*, 2012.



Photo 7 : l'identification des ectoparasites à l'aide d'une loupe binoculaire

(photo originale, 2016) .

Notre but à travers cette enquête est la détermination des parasites sanguins chez les espèces caprine, ovine et cameline et l'identification des arthropodes parasitant ces animaux au niveau de la région de Laghouat.

## I- Résultats

### I-1- Recherche des hémoparasites

#### I-1-1- Observation microscopique

Après un examen parasitologique de sang et une observation soigneuse à l'aide du microscope, nous avons détecté la présence des parasites sanguins appartenant à l'embranchement des protozoaires.

##### I-1-1-1- Chez les petits ruminants

###### ➤ Ordre des piroplasmida

###### A- *Babesia*

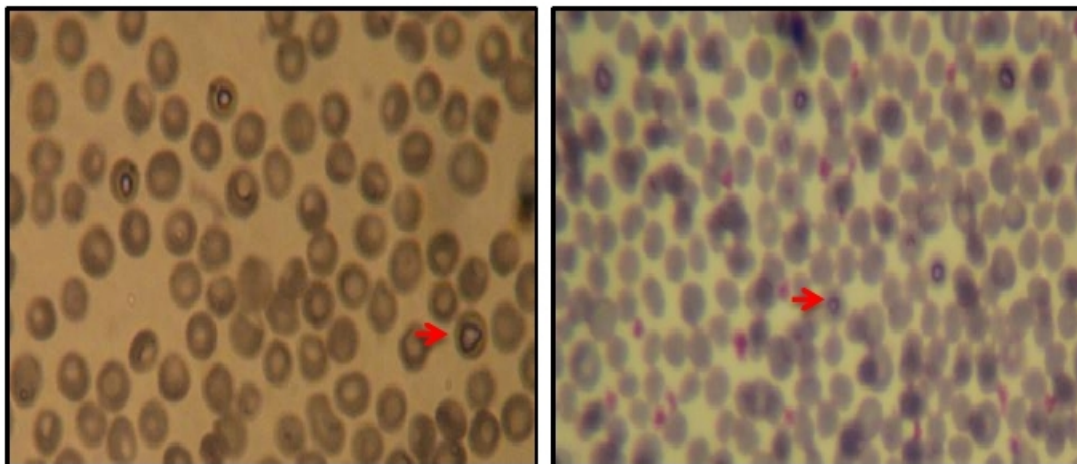


Photo 8 : *Babesia* spp sous sa forme piriforme observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

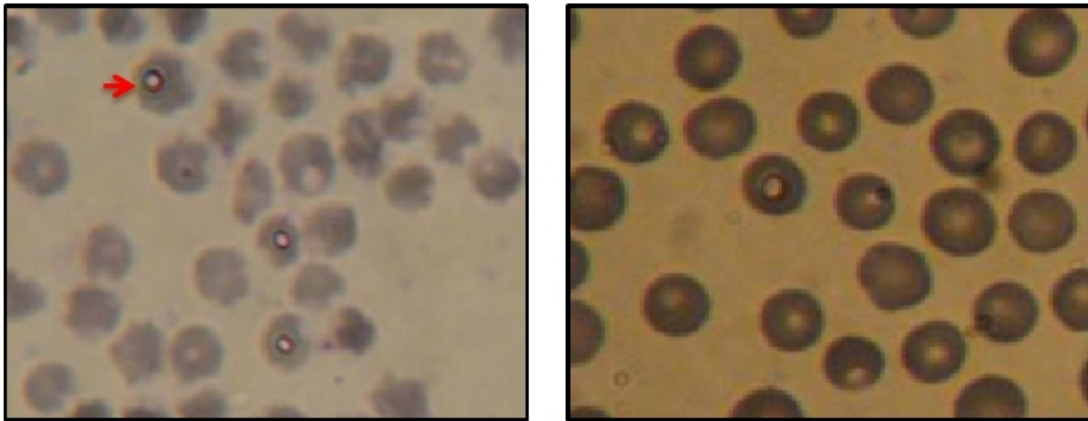


Photo 9 : *Babesia* spp sous sa forme annulaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

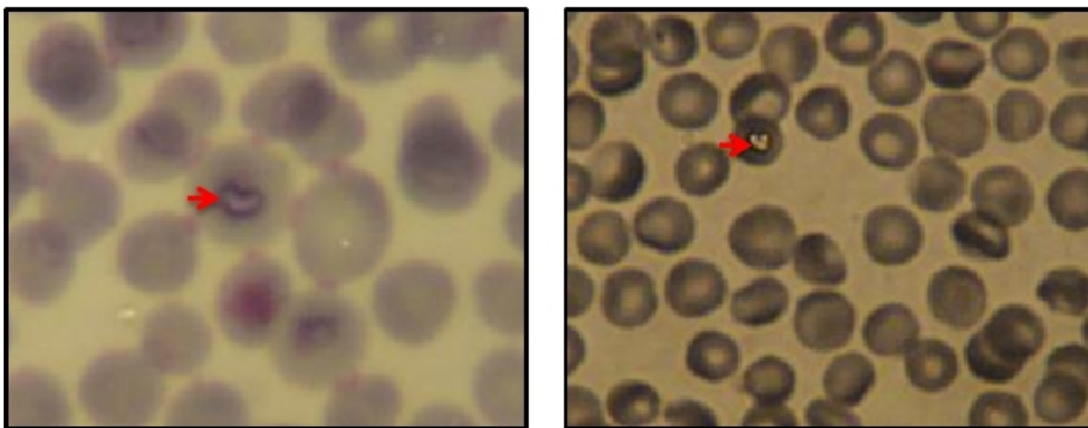


Photo10 : *Babesia* spp au cours de division binaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

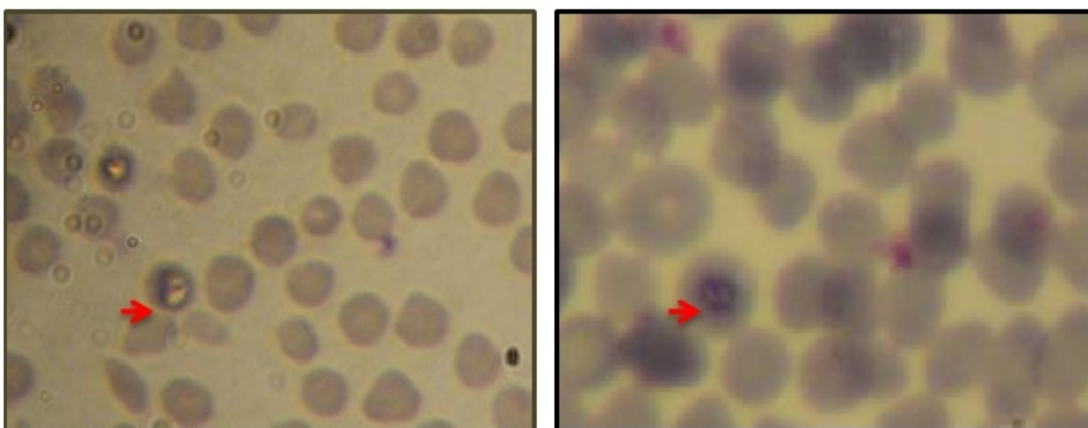


Photo 11 : *Babesia* spp sous sa forme bigémignée observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).



Photo 12 : *Babesia* spp sous sa forme bifurquée observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

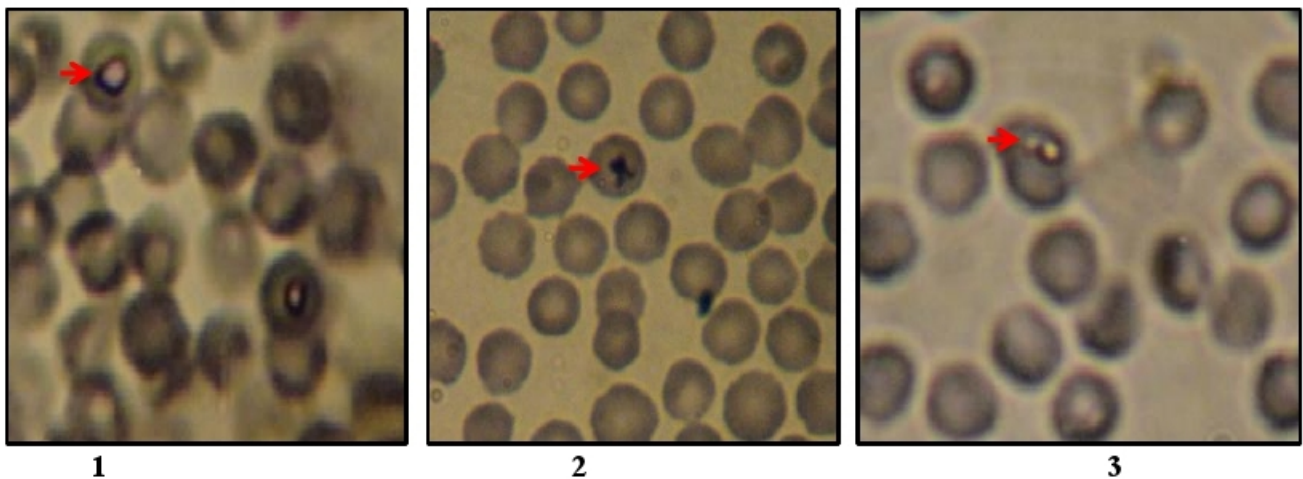


Photo 13 : *Babesia divergens* sous différents stades observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

- 1- Trophozoite .
- 2- Mérozoite en cours de division .
- 3- Forme bigémisée (deux mérozoites haploides).

*Babesia divergens* est de petite taille (1.7 x 1.1µm), se présente souvent par paires divergentes, habituellement situé au bord de globule rouge.

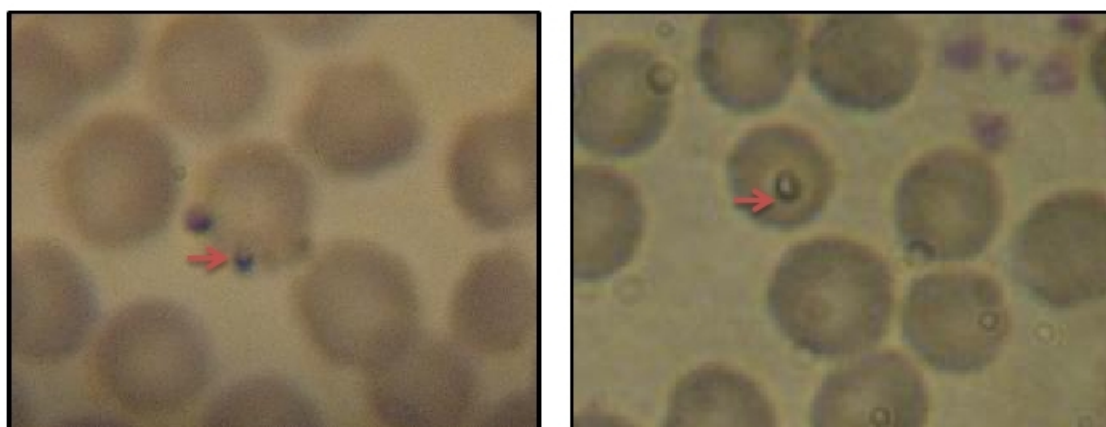
**B- Theileria**

Photo 14 : *Theileria* spp sous sa forme ovulaire intra-érythrocytaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

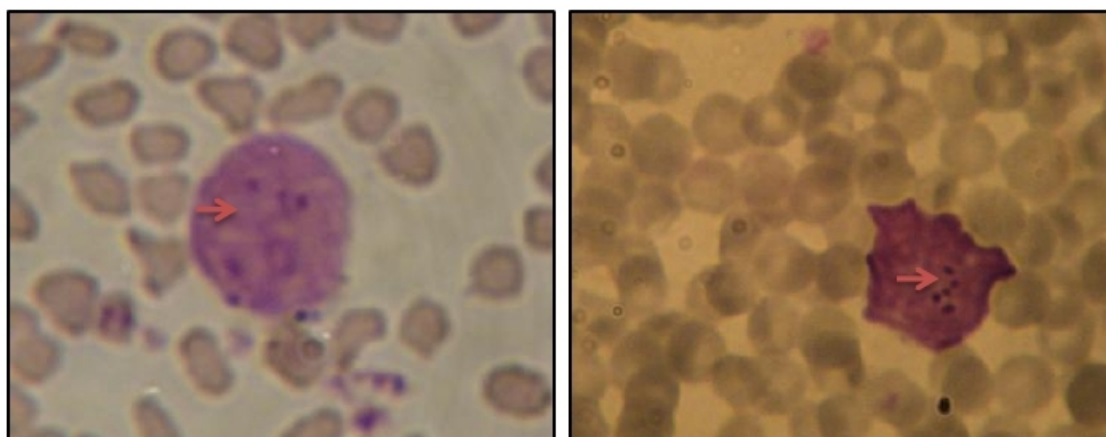


Photo 15 : *Theileria* spp sous sa forme punctiforme extra-érythrocytaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

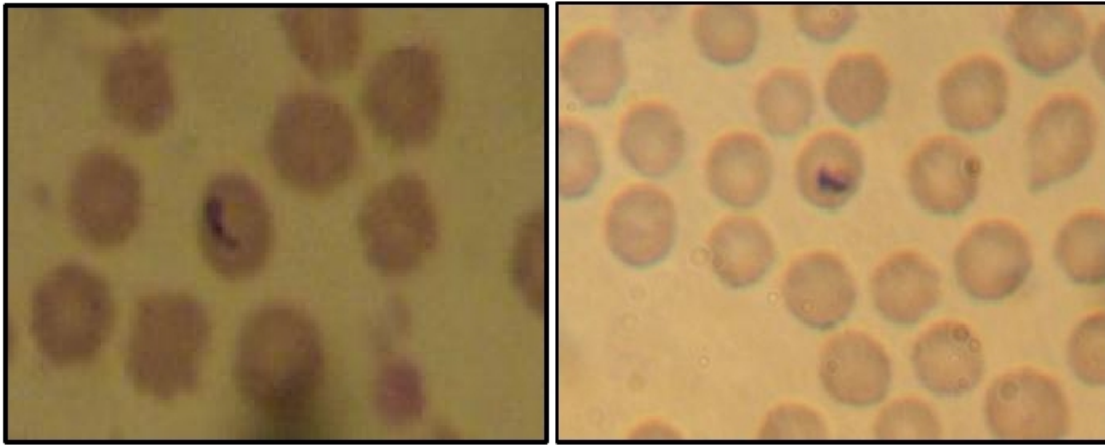


Photo 16: *Theileria ovis* sous sa forme en virgule intra-érythrocytaire observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

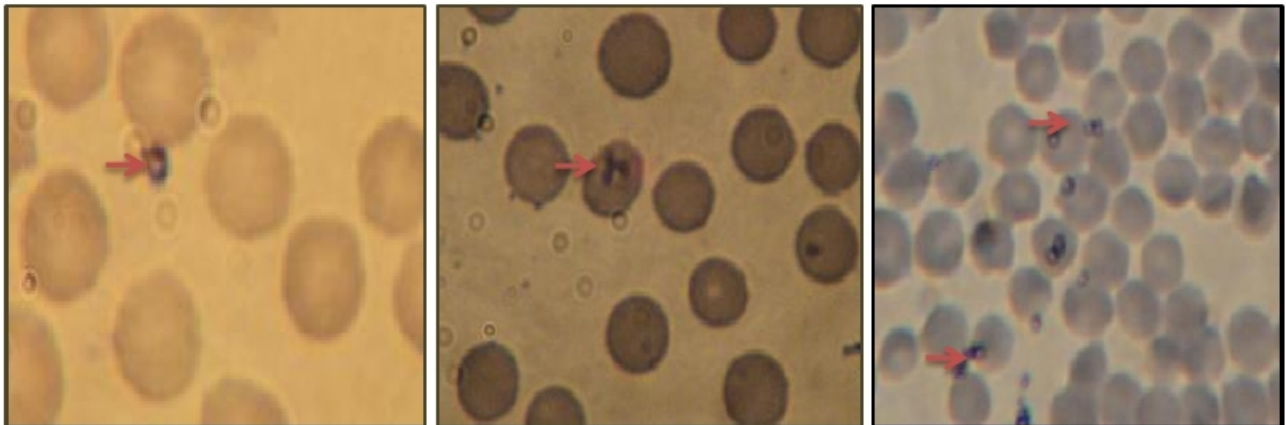


Photo 17 : Le genre *Theileria* sous différentes formes observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (Photo originale, 2016).

1. Forme piriforme extra-érythrocytaire.
2. Forme en « croix de malte » .
3. Forme biforme extra-érythrocytaire.

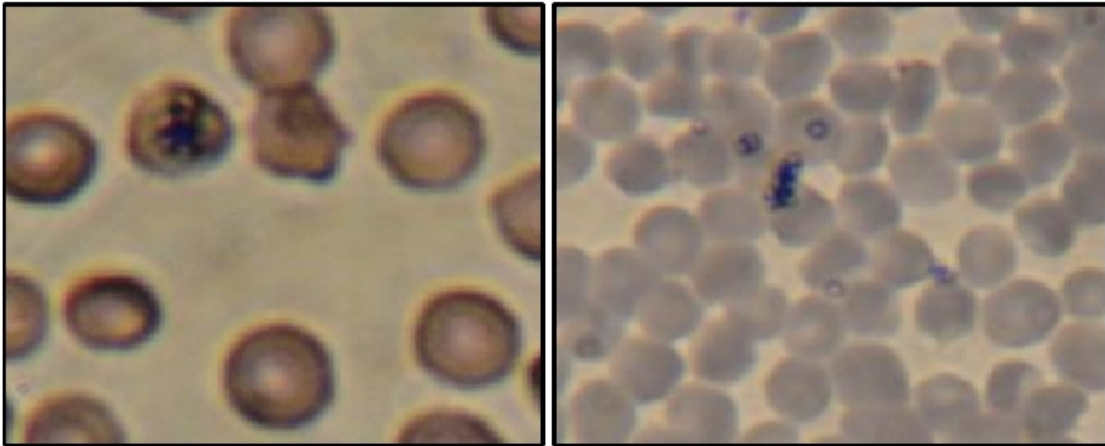


Photo18 : *Theileria* sous formes piriformes avec infection multiple observés sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (**Photo originale, 2016**).

#### 1-1-1-2- Chez les camelins

- Ordre de kinitoplastida

Genre : *Trypanosoma*

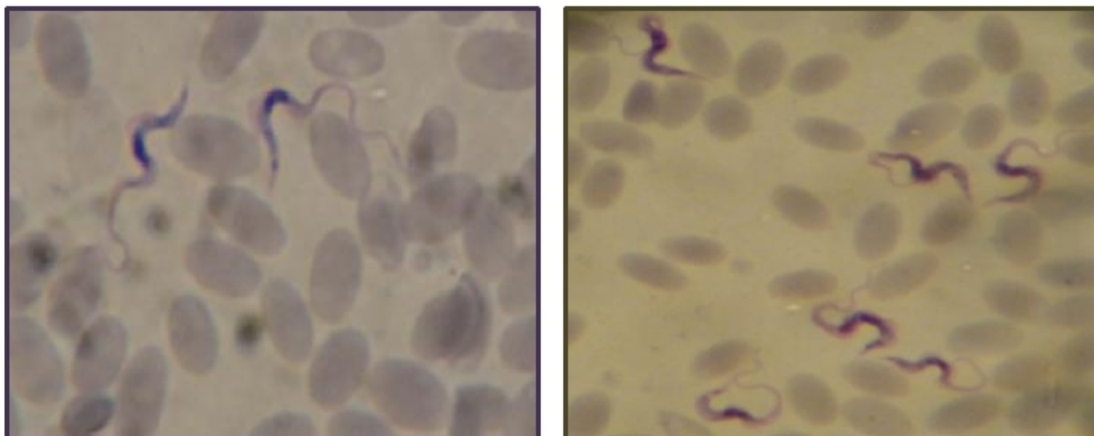


Photo19 : *Trypanosoma evansi* observés entre les globules rouges sous microscope optique (G X 1000) sur frottis coloré au MGG (**Photo originale, 2016**).

*Trypanosoma evansi* : La forme « slender » du parasite est élancée : sa longueur variant entre 15 et 34  $\mu\text{m}$ , avec une moyenne de 24  $\mu\text{m}$ , soit plus de trois fois le diamètre d'un globule rouge et sa largeur se situant entre 2 et 3  $\mu\text{m}$ .

## I-2- Recherche des ectoparasites

### I-2-1-Observation sous loupe binoculaire

Sur l'ensemble des ectoparasites collectés, nous avons trouvé deux genres des poux et un seul genre de tique avec une diversité d'espèces.

#### I-2-1-1- Chez les petits ruminants

A l'aide d'une loupe binoculaire, nous avons identifié deux espèces de poux chez les ovins et les caprins.



A. La face dorsale



B. la face ventrale

Photo20 : Vue générale en faces dorsale (A) et ventrale (B) d'un pou de *Melophagus ovinus* (insecte hématophage) observé sous stéréoscope (G X 4) (Photo originale, 2016).



C : la face dorsale



D : la face ventrale

Photo21 : Vue générale en faces dorsale (C) et ventrale (D) d'un pou de *Bovicola ovis* (insecte mallophage) observé sous stéréoscope (G X 4) (Photo originale, 2016).

**I-2-1-2- Chez les camelins**

Les camelins examinés dans notre étude étaient infestés par cinq espèces de tiques.



(A) La face ventrale

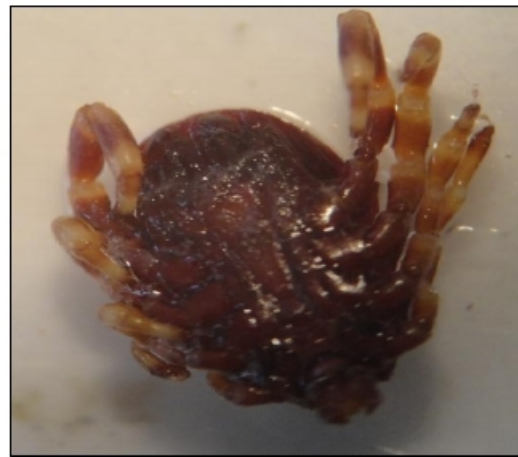


(B) la face dorsale

Photo22 : Vue générale en faces dorsale (A) et ventrale (B) d'une tique de *Hyalomma lusitanicum* observé sous stéréoscope (G X 4) (Photo originale, 2016).



(C) la face dorsale



(D) la face ventrale

Photo23 : Vue générale en faces dorsale (C) et ventrale (D) d'une tique de *Hyalomma detreitum detreitum* observée sous stéréoscope (G X 4) (Photo originale, 2016).



(E) la face dorsale



(F) la face ventrale

Photo24 : Vue générale en faces dorsale (E) et ventrale (F) d'une tique femelle de *Hyalomma rufipes* observée sous stéréoscope (G X 4) (Photo originale, 2016).



(H) la face dorsale



(I) la face ventrale

Photo25 : Vue générale en faces dorsale (H) et ventrale (I) d'une tique de *Hyalomma dromaderii* observée sous stéréoscope (G X 4) (Photo originale, 2016).



(J) la face dorsale



(K) la face ventrale

Photo26 : Vue générale en faces dorsale (J) et ventrale (K) d'une tique de *Hyalomma marginatum marginatum* observée sous stéréoscope (G X 4) (Photo originale, 2016).

### I-3- Prévalence globale des animaux parasités

Parmi les 193 animaux examinés (toutes espèces confondues) au cours de notre étude, 110 animaux étaient hémoparasités et 83 étaient ectoparasités (Tableau n°6).

Tableau 6 : Prévalence globale d'animaux parasités dans la présente étude.

<b>Espèces animales</b>	<b>Nombre d'animaux étudiés</b>	<b>Animaux hémoparasités (Nbr / %)</b>	<b>Animaux ectoparasités (Nbr / %)</b>
<b>Ovins</b>	<b>67</b>	<b>65 (97%)</b>	<b>7 (10%)</b>
<b>Caprins</b>	<b>46</b>	<b>42 (91,3%)</b>	<b>10 (21,7%)</b>
<b>Camelins</b>	<b>80</b>	<b>3 (3,75%)</b>	<b>66 (82,5%)</b>
<b>Total</b>	<b>193</b>	<b>110 (56,9%)</b>	<b>83 (43%)</b>

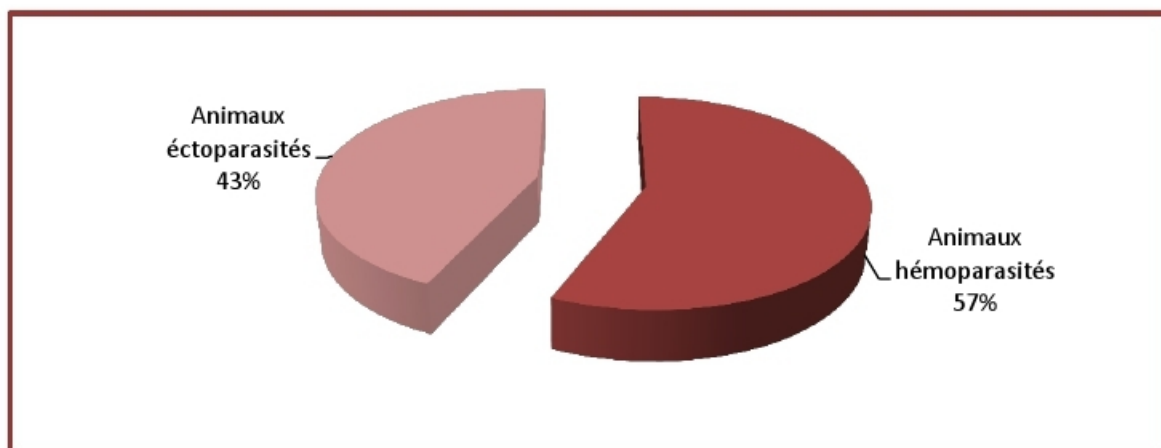


Figure 30 : Prévalence globale des hémoparasites et des ectoparasites chez les espèces animales étudiées.

#### I-3-1- Prévalence parasitaire chez les petits ruminants

Parmi les 113 petits ruminants, nous avons pu détecter la présence des hémoparasites sur 107 animaux (94,7%) et les ectoparasites sur 17 sujets (15%).

Tableau 7 : Prévalence parasitaire chez les petits ruminants

Petits ruminants	Hémoparasités (107 / 94,7%)		Ectoparasités (17 / 15%)	
	<i>Babesia</i>	<i>Theileria</i>	<i>Bovicola ovis</i>	<i>Melophagus ovinus</i>
Caprins	35 (76,1%)	41 (89,1%)	7 (70%)	3 (30%)
Ovins	58 (86,1%)	57 (85,1)	6 (85,7%)	1 (14,3%)
Total	93 (82,3%)	98 (86,6%)	13 (76%)	4 (23,5%)

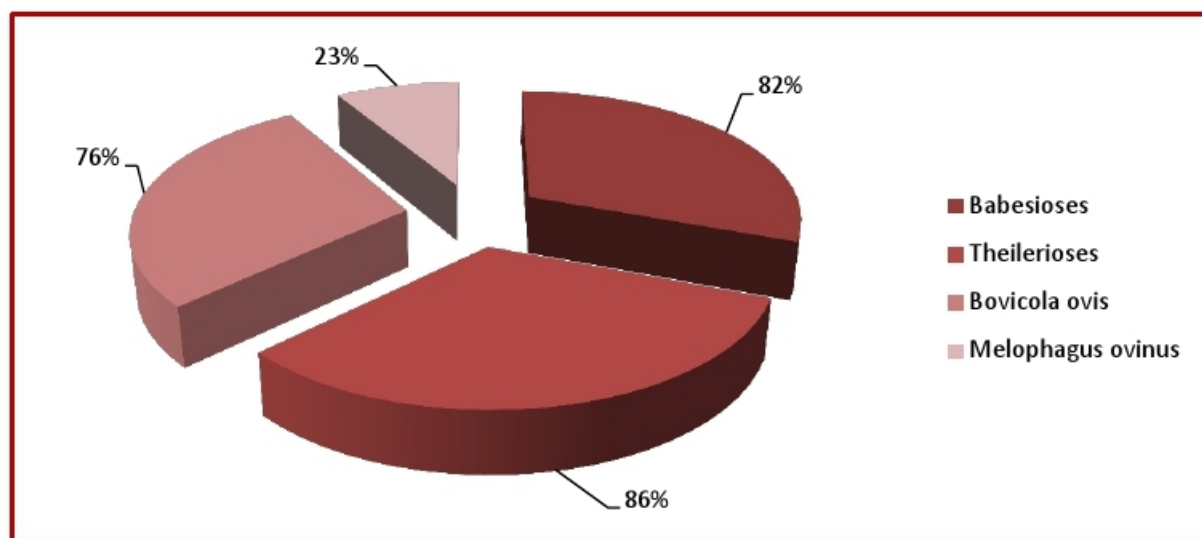


Figure 31: La prévalence parasitaire chez les petits ruminants.

- L'association de deux genres d'hémoparasites chez le même individu a été constatée chez 84 petits ruminants soit un taux de 74,33%. Tandis que la prévalence par un seul type protozoaires sanguins était de 16,81% et de 13,27%, pour *Theileria* et *Babesia* respectivement.

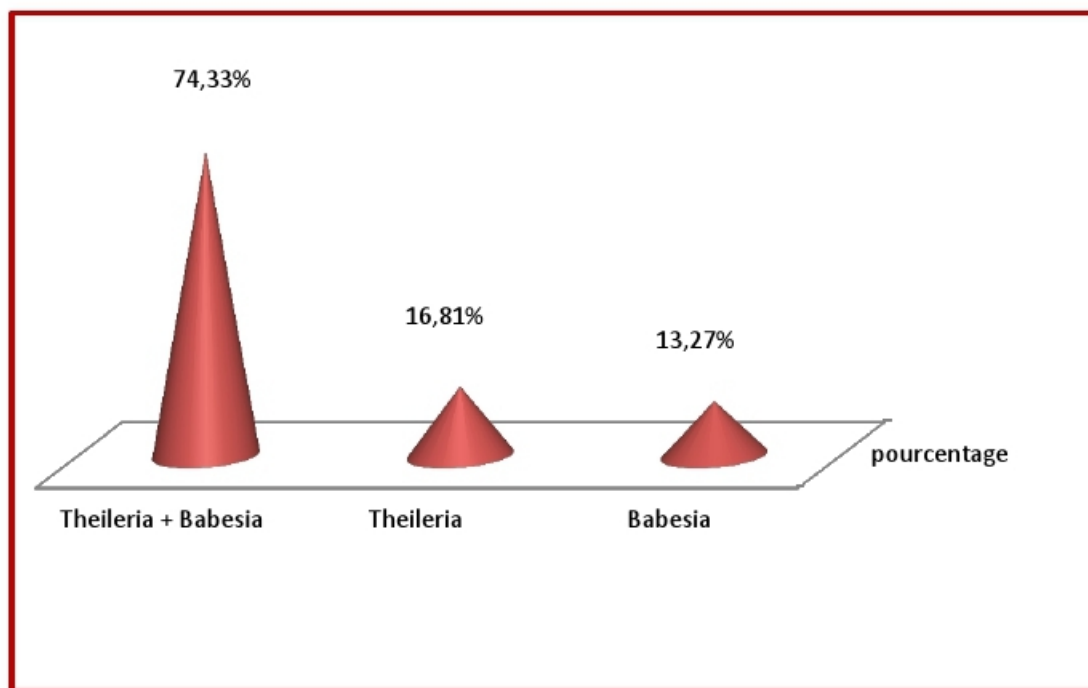


Figure 32: poly et mono-parasitisme du sang chez les petits ruminants.

### I-3-2- Prévalence parasitaire chez les camelins

Parmi les 80 camelins prélevés, 3 (3,75%) animaux étaient positifs aux hémoparasites et 66 (82,5%) sujets étaient infestés par les ectoparasites.

Tableau 8 : Prévalence parasitaire chez les camelins.

Camelins	Hémoparasités (3 / 3,75%)	Ectoparasités (66 / 82,5%)				
	<i>Trypanosoma evansi</i>	<i>Hyalomma dromaderii</i>	<i>Hyalomma lusitacum</i>	<i>Hyalomma detruitum detruitum</i>	<i>Hyalomma rufipes</i>	<i>Hyalomma marginatum marginatum</i>
	3 (100 %)	46 (69%)	15 (22 %)	9 (15 %)	9 (13 %)	3 (4 %)

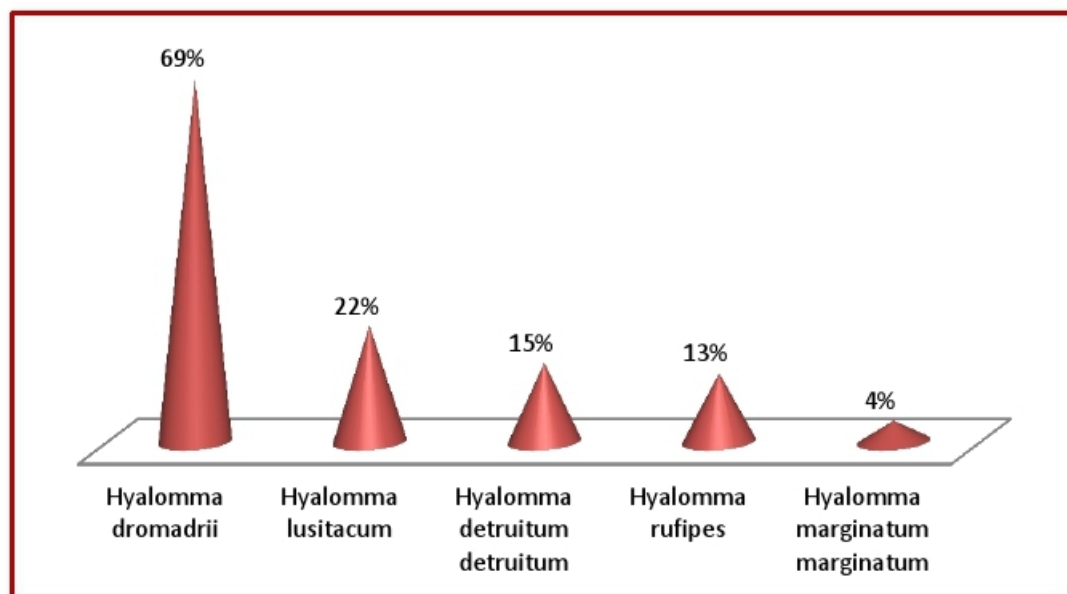


Figure 33 : Prévalence de différentes espèces de tiques retrouvées chez les camélins.

#### I-4- Influence de certains facteurs de risque sur la prévalence parasitaire

##### I-4-1- Chez les petits ruminants

###### a. Prévalence du parasitisme en fonction du sexe

Le taux de parasitisme chez les mâles est inférieure (37,17 %) à celui des femelles (57,52 %). Cependant, l'analyse statistique a relevé que l'écart n'est pas significatif ( $p = 0,08$ ).

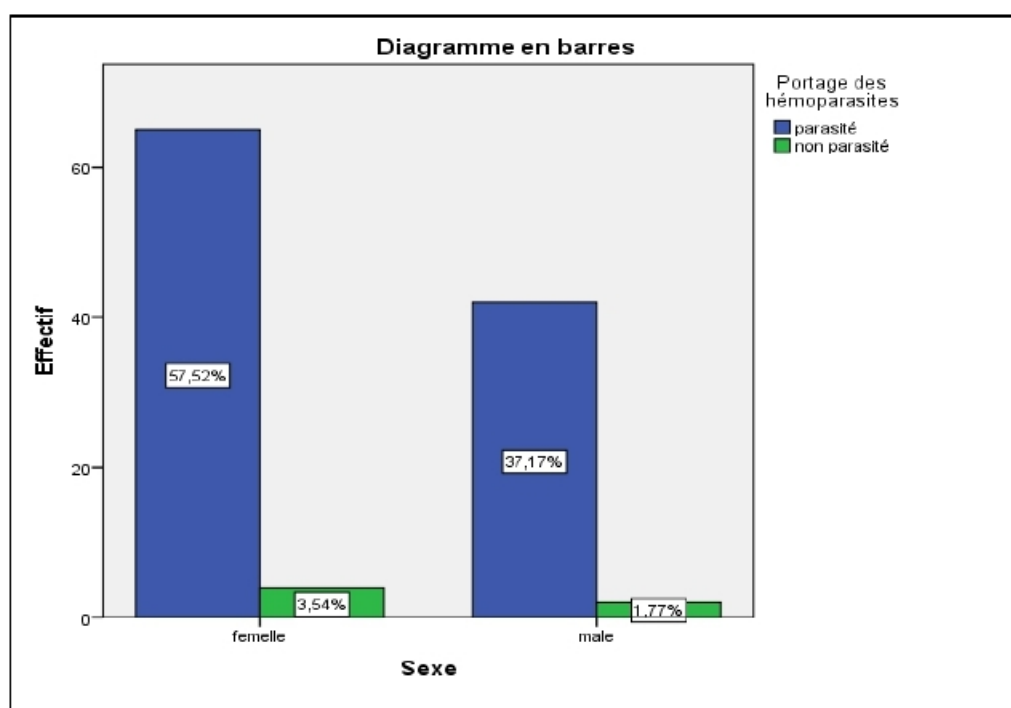


Figure 34 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le sexe.

###### b. Prévalence du parasitisme en fonction de mode d'élevage

La prévalence du parasitisme en élevage intensif est la plus élevée (53,98%), par rapport à celle en élevage extensif (40,71%). L'analyse statistique montre qu'il n'y a pas une association significative ( $P = 1,29$ ).

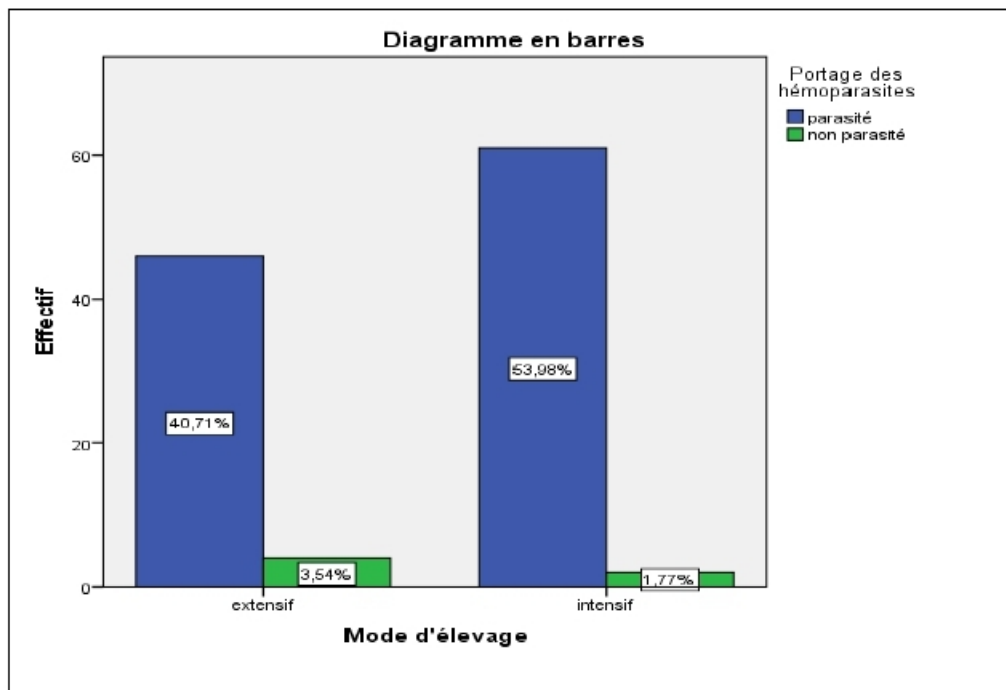


Figure 35 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le mode d'élevage.

### c. Prévalence du parasitisme en fonction l'âge

La relation entre le parasitisme et l'âge, illustrée dans la figure ci-dessous, montre que le taux d'infestation des animaux supérieurs à 18 mois est le plus élevé avec un pourcentage de 56,64%. Tandis que les prévalences des individus dont l'âge est inférieur à 8 mois et entre 8 à 18 mois sont de 14,16% et de 23,89% respectivement. En revanche, la différence est non significative avec un  $p=1.4$  ( $p>0.05$ ).

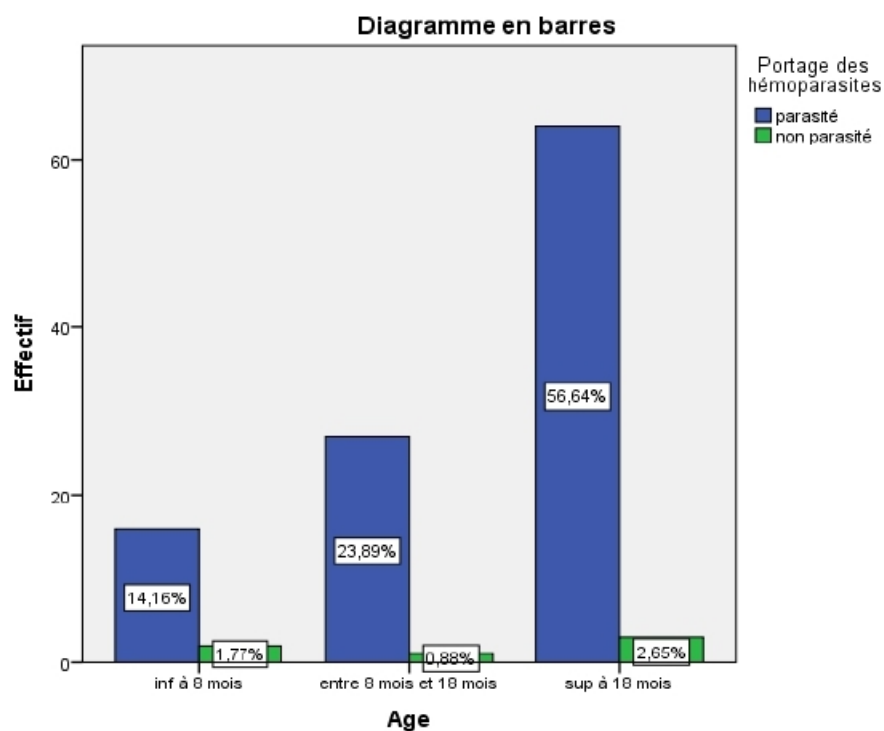


Figure 36 : Représentation de la relation entre le parasitisme et l'âge.

#### d. Prévalence du parasitisme en fonction du statut clinique

Le pourcentage du parasitisme chez les animaux malades est de 16,81%, par contre il est de 77,88 % chez les animaux en bon état général. L'analyse statistique montre une différence non significative ( $p = 1,28$ ).

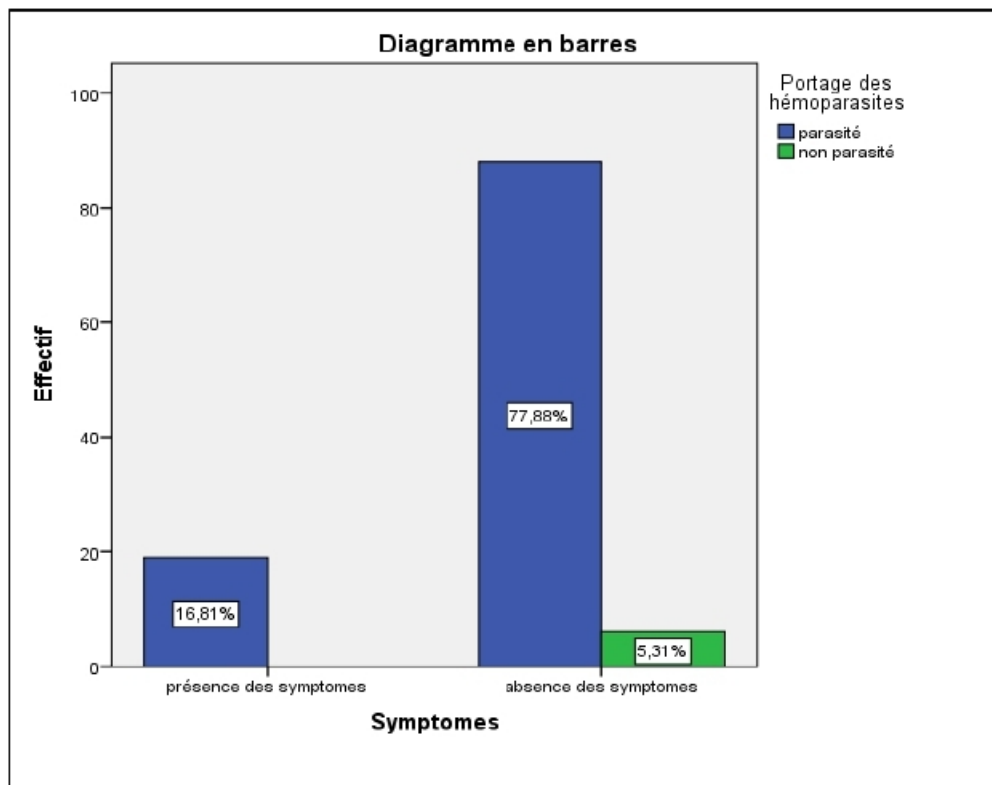


Figure 37: Représentation de la relation entre le parasitisme et les signes cliniques.

#### I-4-1- Chez les camelins

##### a. Prévalence du parasitisme en fonction de l'âge

La relation entre le parasitisme et l'âge, illustrée dans la figure ci-dessous, montre que le taux d'infestation des animaux dont l'âge est supérieur à 5 ans est le plus élevé avec un pourcentage de 58,75%, suivi par celui des animaux dont l'âge est inférieur à 3ans (12,50%). puis celui des animaux entre 3 à 5 ans avec un taux de 11,25%. La différence de prévalences entre ces tranches d'âge n'est pas significative avec un (p= 0,3.)

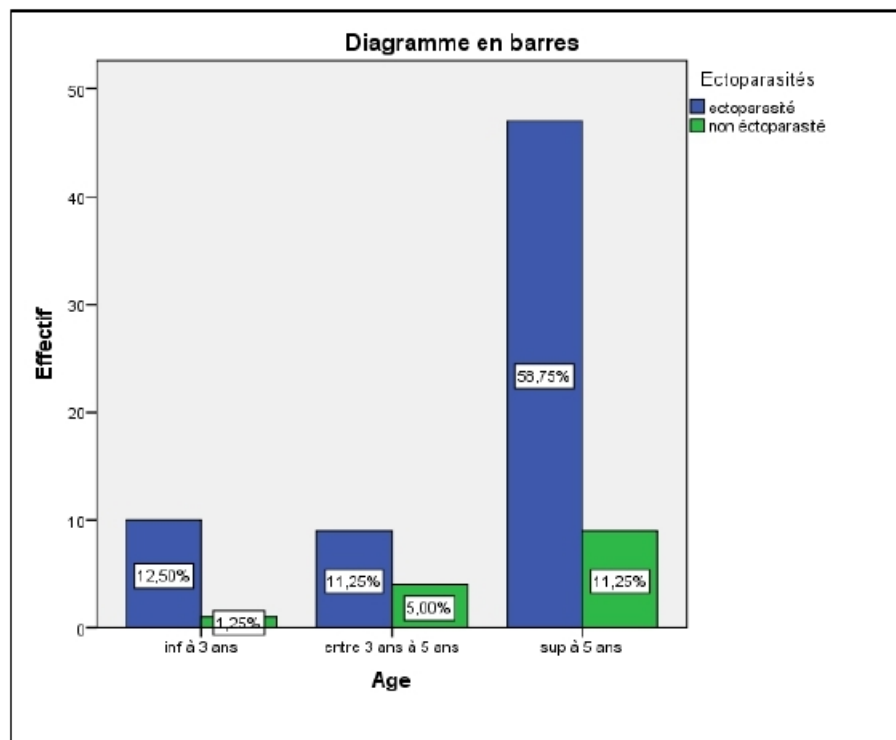


Figure 38: Représentation de la relation entre le parasitisme et l'âge.

**b. Prévalence du parasitisme en fonction du sexe**

Le taux de parasitisme chez les mâles est inférieure (7,5%) à celui des femelles (75%). Cependant, l'analyse statistique a relevé que l'écart n'est pas significatif ( $p=1,76$ ).

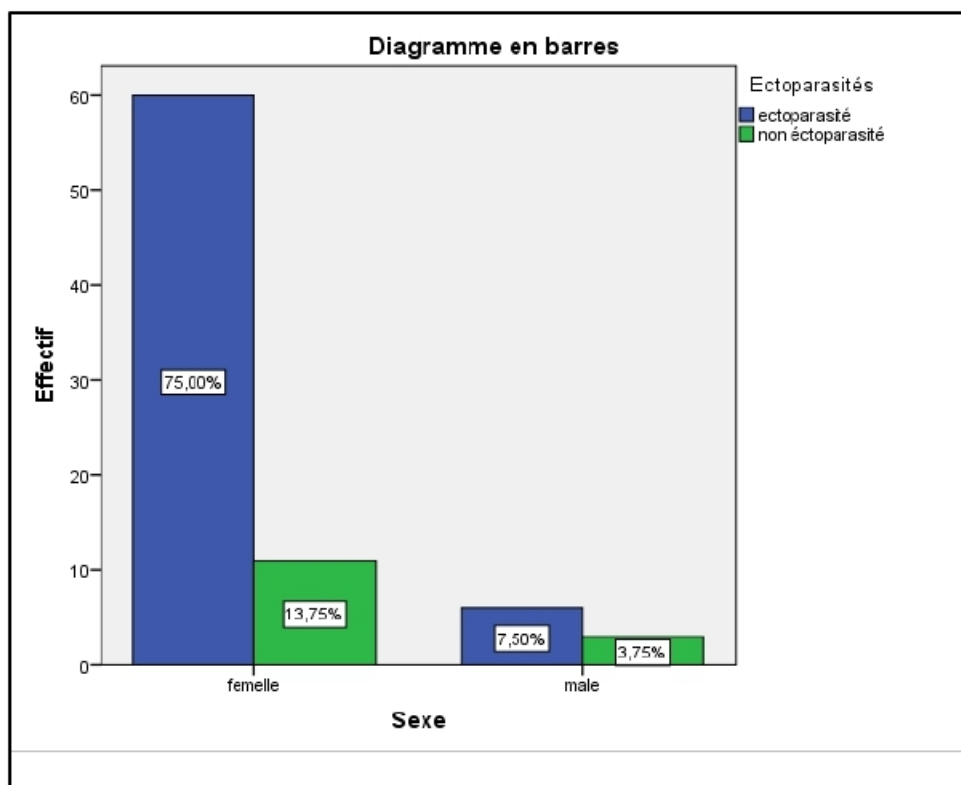


Figure 39 : Représentation de la relation entre le parasitisme et le sexe

**c. Prévalence du parasitisme en fonction des sites d'étude**

Le taux de parasitisme dans le site de Laghouat (48,75%) est supérieur par rapport aux autres sites. I n'y a pas une relation entre les sites d'étude et le parasitisme ( $P>0.05$ )

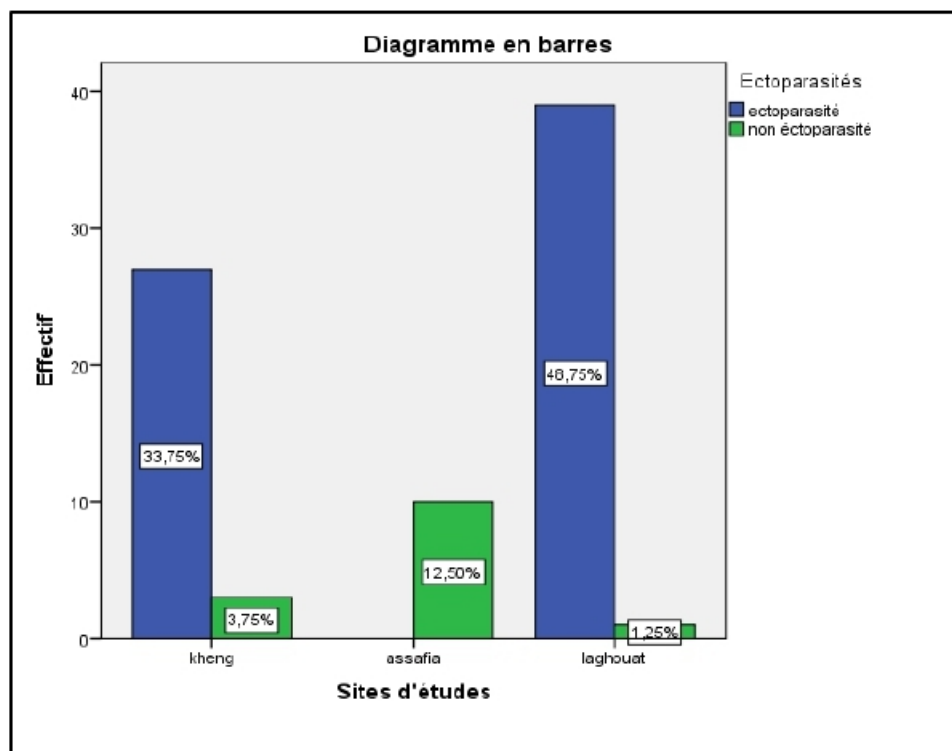


Figure 40 : Représentation de la relation entre le parasitisme et les sites d'études.

Notre travail consiste à étudier les hémoparasites et les ectoparasites présents chez les petits ruminants et les camelins élevés dans la région de Laghouat. Pour cela, une enquête a été menée pendant une période de 3 mois depuis Février jusqu'au mois de Mars 2016, sur un total de 193 animaux (67 ovins, 46 caprins et 80 dromadaires).

Notre choix de ces 3 espèces animales est justifié par leur importance économique et sociale. D'après notre connaissance bibliographique, Il n'y a aucune étude sur la prévalence des infestations parasitaires dues à des protozoaires sanguins chez les cheptels ovin, caprin et camelin dans la wilaya de Laghouat.

Les résultats de la présente étude montre que les petits ruminants étaient trop infestés par deux genres de piroplasmés. La prévalence du genre *Theileria* était plus importante avec un taux de 86,6%. Cette valeur est supérieure à celle détectée à Iraq (26%) (Renneker et al., 2013) et en Iran (55.2%) (Razmi et al., 2013). Cependant, elle est inférieure par rapport à la prévalence constatée en Ethiopie avec un pourcentage de 96.2% (Gebrekidan et al., 2014).

A propos du genre *Babesia*, la prévalence était de 82,3% chez les petits ruminants. Ce taux est plus élevé que ceux enregistrés en Pakistan (16 %) (Shahzad et al., 2009), en Turquie (33% ) (Altay et al., 2012) et en Iran (55,9%) (Fakhar et al., 2012).

La fréquence d'infestation de nos ovins et caprins par les piroplasmoses est plus élevée par rapport aux autres pays. Ceci pourrait être justifié par le fait qu'il existe des facteurs favorisants dans les élevages locaux de Laghouat.

Parmi ces facteurs, la cohabitation avec d'autres animaux domestiques notamment les bovins, qui sont les principaux réservoirs de theilérioses et de babésioses. En effet, une étude faite en Algérie a révélé une grande prévalence de piroplasmés chez les bovins, à savoir 72.3% au niveau de Annaba et El Tarf (Ziam et al., 2004) et de 81% à Blida (Ziam et al., 2015).

La présence permanente de chiens autour des troupeaux de la présente étude représente aussi un risque. Ces derniers sont fréquemment porteurs de tiques. Des auteurs ont montré que les chiens peuvent être infesté de plus de 900 tiques à la fois (Çetinkaya et al., 2016). Les acariens jouent un rôle primordial dans l'épidémiologie

et le cycle évolutif de ces protozoaires. De plus, une prévalence de 76% de piroplasmoses a été enregistrée chez les chiens en Espagne (Miro et al., 2015).

(Zainalabidin et al. 2015) ont conclu que les petits ruminants sont très sensibles à l'infection de *Theileria*. Ils meurent la plupart du temps avant que les microschorizontes et les formes érythrocytaires de *Theileria* apparaissent dans les cellules nucléées et les hématies respectivement.

La transmission trans-stadiale et transo-ovariene des piroplasmes prouvée au cours des différents stades de vie de vecteurs arthropodes, est liée à la fréquence de ces parasites au sein de nos élevages. Il faut savoir que les cas positifs chez nos caprins et nos ovins étaient pour la plupart à l'état chronique (le nombre des globules rouges ou lymphocytes infectés dans la majorité des frottis était faible).

Nos résultats peuvent être expliqués par le statut immunitaire dégradé des animaux. Ceci est lié aux nombreuses causes comme par exemple : le régime alimentaire, le mode d'élevage et les mauvaises conditions d'hygiène. De plus la plupart des éleveurs ne respectent pas le suivi médical de leurs troupeaux, telle que la vermifugation, le traitement anti-parasitaire, la vitaminothérapies, la vaccination et le dépistage ... (Ekici et al., 2012).

Nos résultats ont également montré que les ectoparasites étaient présents chez 17 (15%) petits ruminants (10 caprins et 7 ovins). Nous avons décelé un seul type d'ectoparasites, à savoir les poux.

Les espèces de poux identifiées étaient *Bovicola ovis* et *Melophagus ovinus* avec des taux de 11,50% et 3,50% respectivement. Ces pourcentages sont inférieurs que ceux notés en Ethiopie avec des taux de 48.2% pour *Bovicola ovis* et de 21,5% pour *Melophagus ovinus* (Kumsa et al., 2012).

La prévalence des ectoparasites de nos ovins et nos caprins était très faible avec absence totale de tiques vecteurs de piroplasmes. Cela est probablement dû à la difficulté de la recherche des insectes et des acariens entre les poils et la laine de ces animaux en particulier si la tonte n'est pas pratiquée. Il faut noter que quelques élevages examinés étaient traités avec un antiparasitaire externe peu de temps avant la récolte nos prélèvements. D'après les vétérinaires, les éleveurs des ovins et des

caprins traitent constamment leurs bêtes par l'ivermectine (antiparasitaire) qui tue la plupart des ectoparasites.

L'association entre la prévalence parasitaire chez les petits ruminants et certains paramètres tel que le sexe, l'âge, le statut clinique et le mode d'élevage n'a révélé aucune corrélation significative.

Notre étude montre que la prévalence des piroplasmes chez les petits ruminants était plus importante chez les femelles (57%) que chez les mâles (37%). Ce qui correspond au constat d'une enquête faite en Tunisie (Rjeibi *et al.*, 2014). Cependant, une autre étude indique que la prévalence de piroplasmoses chez les moutons et les boucs était plus élevée (Iqbal *et al.*, 2011). Notre résultat peut être attribué au nombre réduit des mâles prélevés.

Concernant le mode d'élevage, un taux de 53% était observé chez les petits ruminants en élevage intensif et de 41% en élevage extensif. Les auteurs ont précisé que les animaux aux pâturages sont plus exposés à l'agression des tiques (Shahzad *et al.*, 2013). Notre résultat peut être justifié par le régime alimentaire chez les animaux en élevage intensif qui se constitue quasi exclusivement de farine de blé et de l'orge, contrairement aux animaux en élevage extensif qui consomment des herbes verts qui peuvent contenir des plantes médicinales à activité immunostimulante.

Selon notre conclusion, il n'y a aucune relation entre l'âge et l'infestation parasitaire chez les petits ruminants. Ceci correspond aux recherches réalisées en Tunisie (Rjeibi *et al.*, 2014 ; ghirbi *et al.*, 2013).

Concernant le statut clinique, la prévalence de piroplasmose était plus importante chez les animaux sains (77,88%) par rapport aux sujets malades (16,81%). Nous avons choisi au hasard les ovins et les caprins, les animaux asymptomatiques étaient les plus nombreux. Il faut noter que tous les animaux en mauvais état général étaient positifs dans notre enquête.

Notre recherche a également démontré la présence de protozoaires extracellulaires chez les camelins. Après un examen microscopique soigneux des frottis sanguins et l'identification des éléments figurés du sang, les trypanosomes ont été observés sur 3 échantillons avec un taux de 3.75%. Cette prévalence est supérieure à celles observées

en Ethiopie (2%) (Fikru et al., 2015), en Somalie (1,70%) (Baumann et al., 1992), à Mauritanie (1,30%) (Dia et al., 1997) et en Espagne (0,94%) (Gutierrez et al., 2000). En revanche, elle est inférieure à celle enregistrée en Inde (7,50%) (Pathak et al., 1993). Dans le Sud-Est de l'Algérie, Bennoune et al., 2013 a révélé un taux de positivité de 14% (14/100) chez les dromadaires.

*Trypanosoma evansi*, la seule espèce identifiée ici, est totalement différente des autres *Trypanosoma*. En raison d'une perte de matériel génétique, ce parasite ne peut plus subir son cycle dans les mouches tsé-tsé, il est donc principalement transmis mécaniquement par n'importe quels insectes piqueurs (Desquesnes et al., 2013). En accordance à notre enquête, nous avons remarqué l'abondance des mouches et autres diptères dans l'environnement où vivent nos chameaux. Ce parasite peut affecter une très large gamme d'hôtes domestiques et sauvages, y compris les camélidés, les équidés, les ruminants, les chiens et les autres carnivores (Desquesnes et al., 2013). Nous avons noté la présence de chiens malades au niveau du site dans lequel les cas positifs ont été détectés.

*Trypanosoma evansi* est non seulement différent des autres trypanosomes africaines dans le mode de transmission, mais aussi sa capacité à envahir les tissus de l'hôte. Il peut entraîner une parasitémie très élevée, en particulier chez les chameaux, les chevaux et les chiens (Desquesnes et al., 2013). Ceci concorde avec notre constatation, effectivement nous avons observé un nombre élevé de trypanosomes sur les frottis positifs. Il faut savoir que les éleveurs de Laghouat n'ont aucune connaissance de la maladie. De plus, des déclarations de mortalités subites ont été signalées par les éleveurs peu de temps après l'enquête menée au niveau du site d'el kheneg.

*Trypanosoma evansi* est généralement retrouvés dans les climats sub-saharienne et méditerranéen. En Afrique, ce parasite est présent dans tous les pays où les chameaux sont élevés. Il se trouve non seulement en Mauritanie, Maroc, Tunisie, Libye, Egypte, Soudan, Ethiopie et Algérie, mais aussi au Mali, Niger, Nigeria, Tchad, Somalie et Kenya (Hoare, 1972).

Nos camelins étaient trop infestés par les tiques avec une prévalence de 82,5 %. Une investigation faite en Iran a également noté une forte infestation de ces animaux par les tiques avec un pourcentage de 98% (Champour et al., 2014). Les éleveurs de

chameaux ne traitent pas continuellement leurs animaux contre ces parasites externes. De plus le climat chaud de la région de Laghouat, en particulier cette année, était favorable à la croissance et au développement de ces arthropodes.

Les cinq espèces de tiques rencontrées dans notre recherche appartiennent à un seul genre, *Hyalomma dromedarii*, *Hyalomma lusitanicum*, *Hyalomma rufipes*, *Hyalomma detritum detritum* et *Hylomma marginatum marginatum*. Ces espèces d'acariens ont été identifiées auparavant en Algérie par Yousfi-Monod et Aechlimann en 1986 et par **Djerbouh et al. en 2012.**

*Hyalomma dromedarii*, était l'espèce la plus prédominante avec une prévalence de 69%. Ce constat concorde avec les résultats de l'Iran (90%) (**Moshaverinia et Moghaddas, 2013**) et de l'Egypte (70.76%) chez les dromadaires (**Abdel-Shafy et al., 2014**).

Chez les camelins, nous avons étudié l'effet de l'âge, le sexe, le site d'échantillonnage sur le degré d'ectoparasitisme. Aucune relation significative n'a été constatée. Les tiques touchent tous les animaux de différents sexes, âge et races (**Djerbouh et al. 2012**).

# *Conclusion*

## Conclusion

Ce travail consiste à étudier les hémoparasites et les ectoparasites existant chez les cheptels ovins, caprin et camelin dans la région de Laghouat. Dans ce cadre, nous avons analysé 193 animaux provenant de différents sites de la wilaya. Cet échantillonnage a été réalisé durant une période de trois mois allant du mois de Février jusqu'au mois d'Avril 2016.

Notre enquête, nous a donné un aperçu sur la prévalence des parasites dans les élevages examinés à Laghouat. Nos résultats ont montré une prévalence totale de 56,9 % d'hémoparasites et de 43% d'ectoparasites, révélant un haut niveau d'infestation, classant la zone étudiée parmi les régions où les conditions sont plus favorables pour le développement et l'évolution des parasites.

L'examen microscopique des frottis sanguins colorés au MGG a décelé la présence de deux genres de piroplasmes chez les ovins et les caprins. Sur un total de 107 petits ruminants, la prévalence des *Theileria* et des *Babesia* était très importante avec des taux de 86,6 % et de 82,3% respectivement.

En ce qui concerne les ectoparasites, 15 % des sujets examinés ont été infestés par deux espèces des poux, à savoir *Bovicola ovis* (11,50%) et *Melophagus ovinus* (3,50%).

Chez les camelins, nous avons mis en évidence un protozoaire extracellulaire, *Trypanosoma evansi*, sur 3 individus parmi les 80 examinés (3,75%). Nos dromadaires présentaient une forte infestation par les tiques du genre *Hyalomma* avec une prévalence de 82,5%. Cinq espèces ont été identifiées, *Hyalomma dromedarii*, *Hyalomma lusitanicum*, *Hyalomma rufipes*, *Hyalomma detritum detritum* et *Hylomma marginatum marginatum*. La tique *Hyalomma dromedarii* était l'espèce la plus prédominante (69%).

Nous avons également étudié l'influence de quelques paramètres sur le degré de d'infestation parasitaire chez les petits ruminants et les camelins. A savoir l'âge, le sexe, le statut clinique, le mode d'élevage et les sites d'étude. Mais aucune association significative n'a été constatée.

Enfin, d'un point de vue préventif, il serait nécessaire de poursuivre cette recherche. D'autres investigations sur les piroplasmoses et les trypanosomiasés chez les ruminants ainsi que les camelins seraient intéressantes en travaillant sur un grand nombre d'animaux dans le temps et dans l'espace pour avoir une image plus claire sur l'épidémiologie de ces parasitoses. Une amplification en chaîne par polymérase (PCR) pourrait être envisagée en vue de connaître les différents taxons qui existent en Algérie. Une enquête entomologique serait également souhaitable afin de faire l'inventaire des insectes piqueurs responsables de la transmission de la trypanosomose cameline dans notre pays.

## Références bibliographiques

- A,Boukabol,** (2003). Parasitisme des tiques (Ixodidae) des bovins à Tiaret, Algérie. Revue Élev. Méd. vét. Pays trop, 56 (3-4) : 157-162.
- Abdel-Shafy ,S., El Namaky ,A.H., Allam ,N.A, Hendawy, S.** (2016). Scanning electron microscopy and morphometrics of nymph and larva of the tick *Hyalomma rufipes* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae). J Parasit Dis, Vol 40, p: 1-10.
- A.Estrada-pena.,A,Bouattour.,J-L, Camicas ., A.R, Walker.**(2004).ticks of domestic animals in the mediterranean region :a guide to identification of species.university of zaragoza, Spain. P 40-131.
- Ahmed,H., El Imam, Khalid., M, Taha,** (2015). Malignant Ovine Theileriosis (*Theileria lestoquardi*),University of Elimam Elmahadi, Vol 8, Pages 165 – 174.
- Authie, E.** (1993). Contribution à l'étude des mécanismes immunologiques impliqués dans la trypanotolérance des taurins d'Afrique. Ecole doctorale sciences de la vie et de la santé. pp. 248.
- Barre,N., Happold, J., Delathiere, J.M., et al.** (2010). A campaign to eradicate bovine babesiosis from New Caledonia. Ticks and Tick-borne Diseases, Vol 2, p. 55-61.
- Belkaid, M., Raoult, D.** (2006) : First Molecular Detection of *Rickettsia conorii*, *Rickettsia aeschlimanii*, and *Rickettsia massiliae* in Ticks from Algeria. Ann. N.Y. Acad. Sci, p: 368-372.
- Bersissa Kumsa., Cristina Socolovschi., Philippe Parola., Jean-Marc Rolain., Didier Raoult.**(2012). Molecular detection of acinetobacter species in lice and keds of domestic animals in oromia regional, Vol 7, P.3 -5.
- Binnington, K.C., Young, A.S., Obenchain, F.D.**(1983). Morphology of normal and *Theileria parva* infected salivary glands of *Rhipicephalus appendiculatus*. J. Parasit., Vol 69, p : 421-424.
- Bitam, I., Baziz, B., Parola, P., Rolain, J.M., Matsumoto, K., De La Cruz, K., Bouyer, J et al.** (2006). Tsetse control in cattle from pyrethroid footbaths. Preventive Veterinary Medicine, Vol 78 P:223–238.
- BLARY,A.** (2004). Les maladies bovines autres que la piroplasmose transmises par les tiques dures : inventaire des vecteurs en cause dans 15 exploitations laitières de l'Ouest de la France, Thèse de doctorat vétérinaire, Nantes, n°110.

**BOURDEAU, P.**(1993b).Les tiques d'importance vétérinaire et médicale, deuxième partie : principales espèces de tiques dures (Ixodida et Amblyomnidae), Le Point Vétérinaire, Vol 25 (151), P27-41 .

**Bouattour, M., Ghammam, M., Darghouth, S., Touil, M., Tahri, F, Ben Hamouda.**(2004). Séroépidémiologie de la babésiose bovine à *Babesia divergens* en Tunisie Revue Élev. Méd. vét. Pays trop, 57 (1-2) P 59-64.

**Butler, C.M., Nijhof, A.M., Van der Kolk, J.H., De Haset, O.B., Taoufik, A., Jongejan, F., Houwers, D.J.**(2008). Repeated high dose imidocarb dipropionate treatment did not eliminate *Babesia caballi* from naturally infected horses as determined by PCR-reverse line blot hybridization. Veterinary Parasitology, 151, P 320-322.

**Buxton, PA.**(1995). The natural history of tsetse flies. An account of the biology of the genus *Glossina* (Diptera). London, H.K. Lewis.

**Baumann,MP, Zessin,KH.** (1992). Productivity and health of camels (*Camelus dromedarius*) in Somalia: Associations with trypanosomiasis and brucellosis. Trop Anim Health Prod. 24(3) P145-156.

**Chauvin, A., Malandrin, L., Agoulon, A., Bastian, S., Cesbron, N., L'hostis, M.** (2008). La babésiose bovine à *B. divergens* : stabilité, émergence et interactions avec les protozoaires co-circulants chez le bovin ou la tique vectrice. renc. rech. ruminants, 2008, 15p 29-30 .

**CHARTIER .C, ITARD .J.** 1995. Les maladies dominantes en Afrique Noire -Paris Maison Alfort: France .187p .

**Chermette, R., Bussieras, J.**(1991). Ixodides, Parasitologie Vétérinaire, P 37-54.

**DELAUNAY, C.** (2005). Analyse in vitro des interactions érythrocytes de mouton par *Babesia divergens*. Thèse de l'École Nationale Vétérinaire de Nantes. 99 P17-38.

**De la Vega, R, Moreno, A., Diaz, G.**(1984).Sampling method for the cattle tick (*Boophilus microplus*) in dairy cows. Revista Salud Anim. Vol 6, P 397-406.

**Duvallet Gérard.**(2006). Maladie du sommeil : terrible fléau pour l'Afrique. Futura-Sciences.<http://www.futura-ciencs.com/magazines/sante/infos/dossiers/d/medecine-maladiesommeil-terrible-fléau-afrique-664/> (consulté le 27-04-2016).

- Djrbouh, A., Kernif, T., Beneldjouzi, A, Socolovschi, C, Kechemir, N, Parola, P, Raoult, D, Bitam, (2012).** The first molecular detection of *Rickettsia aeschlimannii* in the ticks of camels from southern Algeria. *Ticks Tick Borne Dis.* 3(5-6) P:374-6.
- Desquesnes, M., Holzmüller, P., Lai, DH., Dargantes, A., Lun, ZR., Jittaplapong, S. (2013).** *Trypanosoma evansi* and surra: a review and perspectives on origin, history, distribution, taxonomy, morphology, hosts, and pathogenic effects. *Bio.Med. Res Int.* P:1–22.
- Dia, ML., Diop, C., Aminetou, M., et al. (1997).** Some factors affecting the prevalence of *Trypanosoma evansi* in camels in Mauritania. *Vet Parasitol*, 72(2): P 111-120.
- D, Zwart.(1985).** Hémoparasitoses bovines. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, Vol 4 (3), P :459-468.
- Ekici, OD., Sevinc, F., Isik, N.(2012).** Instability of ovine babesiosis in an endemic area in Turkey. *Vet Parasitol.* 188(3-4). P:372-500.
- Euzéby, J. (1988).** Les hémoprotozooses des Ovins en France. *Rev Méd Vét.* 139(1) P: 69-81.
- Euzéby, J. (1990).** Protozoologie médicale comparée. Collection Fondation Marcel Mérieux Hémosporidioses, Fasc 2 : « piroplasma ». In *Leucocytozoïdés- garniidés.* III. 338 p.
- Fakhar, M., Hajihassani, A., Maroufi, S., Alizadeh, H., Shirzad, H., Piri, F., Pagheh, AS.(2012).** An epidemiological survey on bovine and ovine babesiosis in Kurdistan Province, western Iran. 44(2) P:319-22.
- FREDERIC, E.(2005).** Babésiose bovine à *Babesia divergens*, étude d'un cas d'émergence en Corrèze. Thèse de l'École Nationale Vétérinaire de Nantes, 115 P 5-27.
- Fawcett, D.W., Buscher, G., Doxsey, S.(1982).** Salivary gland of the tick vector of East Coast fever. IV. Cell type selectivity and host cell responses to *Theileria parva*. *Tissue and Cell*, 14 (2),P 397- 414.
- Fawcett, D.W., Doxsey, S., Stagg, D.A., Young, A.S. (1982).** The entry of sporozoites of *Theileria parva* into bovine lymphocytes in vitro. Electron microscopic observation. *Eur. J. Cell Biol.*, 27, P : 10-21.
- Fazly Ann Zainalabidin, Nurulaini Rainy, Muhamad Hazmi Yaacob, Adnan Musbah, Premalaatha Bathumanaban, Erwanas Asmar Ismail, Zaini Che Mamat, Zawida Zahari, Mohd Iswadi Ismail, Chandrawathani Panchadcharam. (2015).** The Prevalence of Parasitic Infestation of Small Ruminant Farms in Perak, Malaysia. *Tropical Life Sciences Research*, 26(1),P 1–8.

**Fikru, R., Andualem, Y., Getachew, T., Menten, J., Hasker, E., Merga, B., Goddeeris, BM., Büscher, P.** (2015). Trypanosome infection in dromedary camels in Eastern Ethiopia: Prevalence, relative performance of diagnostic tools and host related risk factors. *Vet Parasitol.* 211(3-4).P:175-81.

**Geffray, L., Paris, C.** (2001) : Risque infectieux des animaux de compagnie. Éditions scientifiques et médicales Elsevier SAS. *Méd Mal Infect.* P: 126-142.

**G, Uilenberg.** (1998). A field guide for the diagnosis, treatment and prevention of african animal trypanosomosis, food and agriculture organization of the united nations Rome, Italy. P123-200.

**Gaël, Anne LE METAYER.** (2007). Seroprevalence Des Piroplasmoses Equines En France Entre 1997 Et 2005. École nationale vétérinaire d'Alfort.

**G, Uilenberg., M.C. Rombach., N.M. Perić., D. Zwart,** (2011). Blood parasites of sheep in the Netherlands. II. *Babesia motasi* (Sporozoa, Babesiidae). *The veterinary quarterly*, vol. 2, P20-26.

**Gebrekidan, H., Hailu., Kassahun, A., Rohoušová, I., Maia, C., Talmi-Frank, D., Warburg, A., Baneth, G.** (2014). Theileria infection in domestic ruminants in northern Ethiopia. *Vet Parasitol.* Vol 24, 200 (1-2) P: 31-8.

**Gutierrez, C., Juste, MC., Corbera, JA., et al.** (2000). Camel trypanosomosis in the Canary Islands: Assessment of seroprevalence and infection rates using the card agglutination test (CATT/*T. evansi*) and parasite detection tests. *Vet Parasitol*, 90 (1): P : 155-159.

**Gharbi, M., Moussi, N., Jedidi, M., Mhadhbi, M., Sassi, L., Darghouth, MA.** (2013). Population dynamics of ticks infesting the one-humped camel (*Camelus dromedarius*) in central Tunisia. *Ticks Tick Borne Dis.* 4(6).P:488-91.

**GDS, Creuse.** (2014). Maladies transmises par les tiques. [http://www.gds-poitou-charentes.fr/article/maladies-transmises-par-les-tiques-agir-avec-methode-08\\_2015.html](http://www.gds-poitou-charentes.fr/article/maladies-transmises-par-les-tiques-agir-avec-methode-08_2015.html). (consulté le 01-05-2016).

**Haag, J., O'huigin, C., And Overath, P.** (1998). The molecular phylogeny of trypanosomes: evidence for an early divergence of the Salivaria. *Mol Biochem Parasitol* Vol 91. P : 37-49.

**Hamouda**, (2004). Séroépidémiologie de la babésiose bovine à *Babesia divergens* en Tunisie Revue Élev. Méd. vét. Pays trop, 57 (1-2).P: 59-64.

**Heidarpour Bami, M., Khazrainia, P., Haddadzadeh, H.R., Kazemi, B.** (2010). Identification of *Theileria* species in sheep in the eastern half of Iran using nested PCR-RFLP and microscopic techniques. Iranian Journal of Veterinary Research, Shiraz University, Vol. 11. P : 10-152.

**Hoare,CA.** (1972) . The Trypanosomes of Mammals. A Zoological Monograph. Oxford and Edinburgh: Blackwell Scientific Publications. P : 1-60.

**Hulliger, L., Wilde, J.K.H., Brown, C.G.D., Turner, L.** (1964). Mode of multiplication of *Theileria* in cultures of bovine lymphocytic cells. Nature, Vol 3, P : 728-730.

**Itard, J.** (1986). Les glossines ou mouches tsé-tsé [*Glossina* or tsetse flies]. Etudes et Synthèses de l' Institut d'Élevage et Médecine Vétérinaire Tropicale, Vol 15.155p.

**Isabel Marcelinoa., André Martinho., Miguel Ventosaa., b,Ludovic Pruneau., Damien FMeyere., Dominique Martinezf., Thierry Lefrançoise., Nathalie Vachiérye., Ana Varela Coelhob.,** (2012). Tick-borne diseases in cattle: Applications of proteomics to develop new generation vaccines. Journal of proteomics. Www. elsevier. com .

**Iqbal. F, Khattak. RM, Ozubek. S, Khan. AU, Ali .M, Sheikh .RS, Aktas. M.** 2013. Application of the reverse line blot assay for the molecular detection of *Theileria* and *Babesia* sp. In small ruminants of Pakistan. Iranian Journal of Parasitology Vol 8, P : 289–295.

**Jeremy Gray., Annetta Zintl., Anke Hildebrandt., Klaus-Peter Hunfeld., Louis Weiss.** (2010). Zoonotic babe siosis: Overview of the disease and novel aspects of pathog en identity. Ticks and Tick-borne Diseases Vol 3.P :5–16.

**J.C, Petithory., F, Ardoin-Guidon., J, Euzby.** (2001). Parasites sanguins diagnostic biologique. Paris. P198 -201.

**J, Birkenheuer.** (2012).Canine Babesiosis. North Carolina State University. Michael F. Di Cicco, Adam

**K.P, Hunfeld., A, Hildebrandt., J.S, Gray.** (2008). Babesiosis: Recent insights into an ancient disease. International Journal for Parasitology 38, P 1219–1237.

**L.N, Wise., L.S, Kappmeyer., R.H, Mealey., D.P, Knowles,** (2013). Review of Equine Piroplasmosis. J Vet Intern Med, 27.P :1334–1346.

**Legros, F, Ancelle, T.** (2004). Trypanosomiase humaine africaine : recensement des cas d'importation observés en France.

**L'hostis, M.** (1997). Babesia divergens, Le Point Vétérinaire .Vol 28, P :12-13.

**Levine, N.D., Corliss, J.O., Cox, F.E., Deroux, G., Grain, J., Honigberg, B.M., Leedale, G.F., Loeblich, A.R., Lom, J., Lynn, D., et al.** (1980). A newly revised classification of the protozoa. J Protozool, Vol 27,p : 37-58.

**Marie-Elise COLLOT.** (2010). La Babesiose bovine une zoonose a risque pour l'homme. Université Henri Poincaré, Nancy 1, P :6 - 40.

**Melinda, A. Bronsdon., Mary, J. Homer., Jennifer M., H. Magera., Carol Harrison., Robert G., Andrews, Joseph T., Bielitzki, Carol L., Emerson, David H., Persing, Thomas, R Fritsche.** (1999). Detection of Enzootic Babesiosis in Baboons (*Papio cynocephalus*) and Phylogenetic Evidence Supporting Synonymy of the Genera *Entopolypoides* and *Babesia*. American Society for Microbiology. Vol. 37,P :300-352.

**Médéric,Hubert, Christian PAPLORAY.** (2002) .interactions ruminants domestiques faune sauvage dans les parasitoses en France métropolitaine : Etude bibliographique .université Paul –Sabatier de Toulouse .P :90.152.

**Morel P.C.** (2000). Maladies à tiques du bétail en Afrique., In: Chartier C., Itard J., Morel P.C., Troncy P.M. (Ed.) Précis de parasitologie vétérinaire tropical. Editions Tec & Doc and Editions Médicales Internationales, Londres, Paris, New York.

**MEHLHORN, H., SCHEIN, E.** (1984). The piroplasms: life cycle and sexual stages. Adv. Parasitol., Vol 23 , P37-10.

**Mohamed Ridha Rjeibi1., Mohamed Gharbi1., Moez Mhadhbi1., Wiem Mabrouk., Bouthema Ayari1., Ines Nasfil., Mohamed Jedidi1., Limam Sassi1., Mourad Rekik., Mohamed Aziz Darghouth.**(2014). Prevalence of piroplasms in small ruminants in North-West Tunisia and the first genetic characterisation of *Babesia ovis* in Africa. EDP Sciences,Vol 21,P3-12.

**Mounim Laamri., Khadija El Kharrim., Driss Belghyti., Redouan Mrifag., Mohammed Boukbal.**(2012). Identification et biogéographie des tiques parasites des bovins dans la région du Gharb-Chrarda-Beni Hssen (Maroc). Issue 1 Identification et biogéographie des tiques parasites, vol.5, P 7-10.

- Mulumba Kamuanga., Seyni Hamadou., Idrissa Kaboré.**(2006). La lutte contre la trypanosomose animale africaine est-elle rentable. Santé animale en Afrique de l'Ouest.P.2-15.
- Moshaverinia, A., Moghaddas, E.** (2015). Prevalence of tick infestation in dromedary camels (*Camelus dromedarius*) brought for slaughter in Mashhad abattoir, Iran. J Parasit Dis, Vol 3, P:452-568.
- Miro, G., Checa, R., Papparini ,A., Ortega, N., González-Fraga, JL., Gofton, A., Bartolomé, A., Montoya, A., Gálvez, R., Mayo, PP., Irwin, P.**(2015). *Theileria annae* (syn. *Babesia microti*-like) infection in dogs in NW Spain detected using direct and indirect diagnostic techniques. Parasit Vectors. Vol 8. P 217-250.
- Moulinier, C.** (2002). Parasitologie et mycologie médicale. Eléments de morphologie et de biologie. Chapitre 9 «Insectes» P : 577-594 ; Chapitre 10 «Acariens» P 635-674.
- Macleod, J., Colbo, M.H., Madbouly, M.H., Mwanaumo, B.** (1977). Ecological studies of ixodid ticks (Acari: Ixodidae) in Zambia. III. Seasonal activity and attachment sites on cattle, with notes on other hosts. Bull. Entomol. Res. Vol 67, P 161-173.
- Maslin, J., Beugnet, F., Davoust, B., Klotz, F.** (2004). Babésioses, EMC - Maladies Infectieuses, Vol 1, P 281 -292.
- Margot Camoin ,** (2011). Études épidémiologiques sur le surra (*trypanosoma evansi*) chez les éléphants et les chevaux en thaïlande. L'universite claudes bernard lyon,P3-32.
- M, Kachani., N, El Haj., Kahouache1., H, Ouhelli.**(2004).Vaccin vivant contre la theilériose bovine constitué par des macroschizontes de *Theileria annulata* : innocuité, durée de l'immunité et absence de portage. Revue Méd. Vét., Vol 12, P : 624-631.
- Mritunjay Kumar., Pallav Shekhar., S.Haque ., Dinesh Mahto,** (2008). Feline Babesiosis. Veterinary World, Vol.1, P : 5-7.
- Melinda, A. Bronsdon., Mary, J. Homer., Jennifer, M. H. Magera., Carol Harrison., Robert, G. Andrews., Joseph, T. Bielitzki., Carol, L. Emerson., David, H. Persing., Thomas, R. Fritsche,** (1999). Detection of Enzootic Babesiosis in Baboons (*Papio cynocephalus*) and Phylogenetic Evidence Supporting Synonymy of the Genera *Entoploypoides* and *Babesia*. American Society for Microbiology. Vol. 37,P :23-60.
- N, Salemkour., K, Benchouk., D, Nouasria., S, Kherief Nacereddine., M, Belhamra .** (2013). effets de la mise en repos sur les caractéristiques floristiques et pastorale des parcours steppiques de la région de Laghouat (Algérie). Journal Algérien des Régions Arides. P 1-12.

**Omar Bennoune., Nezar Adili., Khaled Amri., Lakhdar Bennecib., Ammar Ayachi.** (2013). Trypanosomiasis of camels (*Camelus dromedarius*) in Algeria: First report. Vol 4 (4) .P : 273 – 275. vrf.iranjournals.ir.

**OIE.**(2008). Manuel des tests de diagnostic et des vaccins pour les animaux terrestres. Vol 2. 6ème éd., Paris.

**Organisation Mondiale de la Sante.**(2014) Trypanosomiase humaine africaine (maladie du sommeil)[Enligne][consulté avril 2016]. Disponible: <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs259/fr/>

**Perez-Eid, C., Gilot, B.,** (1998). Les tiques : cycles, habitats, hôtes, rôle pathogène, lutte, Médecine et Maladie Infectieuse, Vol 28, P : 335-343.

**Perez-Eid, C.**(2007). Les tiques : identification, biologie, importance médicale et vétérinaire. Ed Lavoisier Tec & Doc, Paris. 394p.

**Parola, P., Raoult, D.** (2001): Ticks and tickborne bacterial diseases in humans: an emerging infectious threat. Clin Infect Dis., 32(6), P: 897-928.

**P, Finelle**(1983). African animal trypanosomiasis. Parti. disease and chemotherapy.P 1-7.

**Pathak, Km, Arora, Jk, Kapoor, M.**(1993). Camel trypanosomosis in Rajasthan, India. Vet Parasitol, Vol 49 (2) P : 319-323.

**Razmi, G., Pourhosseini, M., Yaghfour, S., Rashidi, A., Seidabadi, M.**(2013). Molecular detection of theileria spp. and babesia spp. in sheep and ixodid ticks from the northeast of iran. J Parasitol. 99(1) P 77-81.

**Renneker, S, Abdo ,J., Bakheit, MA., Kullmann, B., Beyer, D., Ahmed, J., Seitzer, U.**(2013). Coinfection of sheep with Anaplasma, Theileria and Babesia species in the Kurdistan Region, Iraq. Transbound Emerg Dis. Vol 2. P: 113-8.

**R.R, Triki-Yamani.**(2009) .Frottis FNS. Dpt Vétérinaire. Université. S .Dahleb - Blida .

**Rosanna Zobba., Maria Luisa ., Pinna Parpaglia., Antonio Spezzigu., Marco Pittau., Alberto Alberti.** (2011). First Molecular Identification and Phylogeny of a *Babesia* sp. from a Symptomatic Sow (*Sus scrofa* Linnaeus 1758). American Society for Microbiology. Vol. 49, No. 6. P. 2321–2324.

- R, Hasherni ., Fesharki ., G, Uilenberg,(2011).** *Babesia crassa* n.sp. (Sporozoa, Babesiidae) of domestic sheep in Iran. *The veterinary quarterly*, vol. 3 P 2-6.
- Rodhain, F. (1996) :** *Traité de parasitologie médicale. Chapitre 3 « entomologie médicale ».* Editions Paradel, P : 21-66 (817).
- Rodhain F., Perez C.(1985)** Les tiques ixodides : systématique, biologie, importance médicale, *Précis d'entomologie médicale et vétérinaire*, P 341-350.
- Sauger, B.(2005).** Maladies bactériennes transmises par les tiques en Europe et leurs particularités, Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes. P : 300-452.
- Stagg, D.A., Dolan, T.T., Leitch, B.L. Young, A.S. (1981).** - The initial stages of infection of cattle cells with *Theileria parva* sp .
- Sonenshine, D.E. (1991):** *Ecological dynamics of tick-borne zoonoses.* New York, Oxford Univ. Press. 447 p.
- Stuart, K et al.(2008).** Kinetoplastids: related protozoan pathogens, different diseases. *Journal of Clinical Investigation*, 118(4), P:1301–1310.
- Shweta Kohli1., U.K, Atheya., A, Thapliyal, (2014).**Prevalence of theileriosis in cross-bred cattle: its detection through blood smear examination and polymerase chain reaction in Dehradun district, Uttarakhand, India. Vol.7. P.168-171.
- Rosanna Zobba., Maria Luisa Pinna Parpaglia., Antonio Spezzigu., Marco Pittau., Alberto Alberti. (2011).** First Molecular Identification and Phylogeny of a *Babesia* sp. from a Symptomatic Sow (*Sus scrofa* Linnaeus 1758). *American Society for Microbiology*. Vol. 49, P. 2321–2324.
- Sanjay Kumar., Rajender Kumar., Chihiro Sugimoto.(2009).** A perspective on *Theileria equi* infections in donkeys. *Japanese Journal of Veterinary Research* ;Vol 56 (4), P: 171-180.Haryana, India.
- T.T. Dolan.(1989).** La theilériose : rapport de synthèse, *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, ,8(1) P37-57.
- Thanh Hai Duong., Dominique Richard-Lenoble., (2008).** *Service de parasitologie-médecine tropicale.* Elsevier Masson SAS, Vol 38, N° 399. P. 29-39.
- Uilenberg, G. (2006)** *Babesia—A historical overview.* *Vet. Parasitol.* Vol 3 P10- 138.

**Uilenberg, G.** (1981). - Theilerial species of domestic livestock. In *Advances in the Control of Theileriosis*. A.D. Irvin, M.P. Cunningham & A.S. Young (eds.). Martinus Nijhoff Publishers, The Hague, P 4-37.

**Vickerman, K.**(1985). Developmental cycles and biology of pathogenic trypanosomes. *Br Med Bull* 41,P 105-114.

**Waseem Shahzad. , Haider Noor., Mansur-Ud-Din Ahmad., Rashid Munir., Muhammad Sharif Saghar., Muhammad Hassan Mushtaq., Nisar Ahmad .,Ghulam Akbar ., Fayyaz Mehmood .** (2013). Prevalence and Molecular Diagnosis of Babesia ovis and Theileria ovis in Lohi Sheep at Livestock Experiment Station (LES), Bahadurnagar, Okara, Pakistan *Iranian Journal Parasitol*: Vol. 8, P.570-578.

**Yao KOFFI** (1999). Mise au point et validation d'un modèle d'infestation expérimentale du chien par babesia canis . Ecole nationale vétérinaire. Université Claude –Bernard –Lyon 1 .

**ZENNER, L., BOURGOUIN, G., CALAIT-CARDINAL M.P.** (2011) Cours sur les acariens. Service de parasitologie de Vetagrosup, campus vétérinaire de Lyon.

**Zeinab Ammar**, (2013). Caractérisation de l'interaction entre les trypanosomes africains et les cellules endothéliales :activation, inflammation et rôle des trans-sialidases. L'université de bordeaux. France.

**Yousfi-Monod, R., Aeschlimann, A.**1986. Studies on ticks (Acarina, Ixodidae), parasites of cattle in West Algeria. I. Systematic survey and seasonal activity *Ann Parasitol Hum Comp.* 61(3) P341-58.

**Ziam, H., Kelanamer, R., Aissi, M., Ababou, A., Berkvens, D., Geysen, D.**(2015). Prevalence of bovine theileriosis in North Central region of Algeria by real-time polymerase chain reaction with a note on its distribution. *Vol 5: P: 787-96.*

**Ziam, H, Benaouf, H.**(2004). Prevalence of blood parasites in cattle from wilayates of Annaba and El Tarf east Algeria. *Arch Inst Pasteur Tunis.* 81 (1-4) P 27-30.





## Annexe n° 1

### Fiche de renseignement (Exemple)

<b>Code</b>	<b>Sh 1 (sheep)</b>
<b>Région</b>	<b>Laghouat</b>
<b>Date du prélèvement</b>	<b>05-02-2016</b>
<b>Mode d'élevage</b>	<b>Intensif</b>
<b>Nature de prélèvement</b>	<b>Sanguine</b>
<b>Espèce animale</b>	<b>Brebis</b>
<b>Race</b>	<b>Locale</b>
<b>Age</b>	<b>1 année</b>
<b>Sexe</b>	<b>Femelle</b>
<b>Jugement clinique ou Etat général</b>	<b>Malade</b>
<b>Température : Couleur des muqueuses</b>	<b>39.2 Rose rougeâtre</b>
<b>Symptômes cliniques : état général, lésions cutanées, ... ou autres anomalies.</b>	<b>Cachexie, Amaigrissement, Pneumonie.</b>
<b>Présence d'ectoparasites (tiques, puces et/ou poux ?)</b>	<b>Négatif</b>

## Annexe n°2

### **Matériel de terrain**

- Tenue spéciale pour le travail de terrain (combinaison).
- Bottes.
- Glacière avec frisettes.
- Cartable spécial pour le port de (stylos, marqueur indélébile, fiches de renseignements et autres...)
- Masques, de préférence FFP2.
- Gans
- Portoirs en plastiques pour placer les tubes de sang.
- Tubes EDTA simple ou de préférence type vacutainer.
- Seringues 5 ml ou 10 ml, aiguilles larges pour récolter le maximum de sang.
- Pince pour attraper les insectes et acariens.
- Tubes secs ou eppendorfs remplis préalablement de l’Ethanol 70% pour la récolte des ectoparasites.

### **Matériel de laboratoire**

- Lames et lamelles pour la réalisation des frottis (les lames sont préalablement étiquetées à l’aide d’un stylo à diamant).
- Microscope optique.
- Loupe binoculaire.

### **Produits chimiques**

- May-Grunwald.
- Giemsa.
- Eau distillée.
- Ethanol à 70%.
- Huile à immersion.



**Matériel et Réactifs de Laboratoire**

## Résumé

### Enquête sur les hémoparasites et les ectoparasites chez les espèces ovine, caprine et cameline dans la wilaya de Laghouat.

Notre étude a été effectuée pendant la période de Février jusqu'au mois d'Avril 2016, afin de rechercher les hémoparasites et les ectoparasites existants chez les animaux d'élevage sur un totale de 193 animaux (67 ovins, 46 caprins et 80 camelins).

L'examen microscopique des frottis sanguins a révélé la présence de deux genres de piroplasmés chez les petits ruminants avec des taux de 86,6% de *Theileria* et 82,3% de *Babesia*. 15 % parmi ces animaux étaient infestés par des poux. *Bovicola ovis* et *Melophagus ovinus* ont été identifiées avec des prévalences de 11,50% et de 3,50 % respectivement.

Chez les camelins, 3,75% des sujets examinés étaient porteurs de *Trypanosoma evansi*. Les tiques du genre *Hyalomma* étaient le seul type d'ectoparasites détecté avec un pourcentage de 82,5%. Cinq espèces ont été détectées, *Hyalomma dromedarii*, *Hyalomma lusitanicum*, *Hyalomma rufipes*, *Hyalomma detritum detritum*, *Hyalomma marginatum marginatum*.  
Donc l'ensemble de ces résultats démontre une forte infestation parasitaire chez les animaux vivants dans les différents sites de Laghouat.

**Mots clé :** *Trypanosoma*, *Babesia*, *Theileria*, ectoparasite, ovins, caprins, camelins, prévalence, Laghouat.

## Abstract

### Investigation about haemoparasites and ectoparasites of sheep, goats and camels in Laghouat (Algeria).

Our study was conducted during the period from February until April 2016, in order to search blood parasites and ectoparasites existing in farm animals on a total of 193 animals (67 sheep, 46 goats and 80 camels).

Microscopic examination of blood smears revealed the presence of two genera of piroplasmids in small ruminants with rates of 86.6% of *Theileria* and 82.3% of *Babesia*. 15% among these animals were infested with lice. *Bovicola ovis* and *Melophagus ovinus* were identified with prevalences of 11.50% and 3.50% respectively.

Among camels, 3.75% of subjects examined were carriers of *Trypanosoma evansi*. Ticks of the genus *Hyalomma* were the only type of ectoparasites detected with a percentage of 82.5%. Five species were detected, *Hyalomma dromedarii*, *Hyalomma lusitanicum*, *Hyalomma rufipes*, *Hyalomma detritum detritum*, *Hyalomma marginatum marginatum*.

Therefore all these results demonstrate a strong parasitic infestation in animals living at different sites of Laghouat.

**Keywords:** *Trypanosoma*, *Babesia*, *Theileria*, ectoparasite, sheep, goats, camels, prevalence, Laghouat.

## المخلص

دراسة حل طفيليات الدم و الطفيليات الخارجية عند الاعنام و الماعز و الابل في ولاية الاغواط

لقد اجرنا دراستنا خلال الفترة الممتدة من فيفري الى غاية افريل 2016. والهدف منها هو البحث عن طبيعة هذه الطفيليات الموجودة لدى الاعنام، الماعز و الابل.

الفحص المجهرى للمسحات الدموية اظهرت وجود صنفان من الطفيليات piroplasmes بيروبلازم عند المحترات بنسبة 86,6% الصنف نيليريا *theileria* و 82,3% من الصنف بابيزيا *babesia*. و وجود 15% من هذه الحيوانات مصابة بنوعين من الفل *bovicola ovis* و *melophagus ovinus* بمعدل 11,50% و 3,50% بالترتيب.

الصنف الوحيد من فئة الطفيليات *hyalomma* الفراد من صنف تريبانوزوما *trypanosoma evansi* كانو حاملين للمرض 3,75% عند الابل، ثم العنور على 5 انواع% تتميز بالارتفاع نسبة الاصابة بالطفيليات الخارجية وجد بنسبة هذه النتائج ان الحيوانات في منطقة الاغواط

كلمات المفتاحية تريبانوزوما، بابيزيا، نيليريا، الطفيليات الخارجية، الاعنام، الماعز، الابل، النسبة، الاغواط، 82,5

## Table des matières :

Dédicace.....	I
Remerciement.....	II
Liste des tableaux.....	III
Liste des figures.....	IV
Liste des photos.....	VI
Introduction.....	1
<b>Première partie : synthèse bibliographique</b>	
<b>Chapitre I : les piroplasmoses</b> .....	<b>3</b>
<b>I.1. Les vecteurs de piroplasmoses</b> .....	<b>3</b>
<b>I.1.1. Introduction</b> .....	<b>3</b>
<b>I.1.2. Taxonomie</b> .....	<b>3</b>
<b>I.1.2.1. Classification générale</b> .....	<b>3</b>
<b>I.1.2.2. Clés d'identification des tiques</b> .....	<b>5</b>
<b>I.1.3. Morphologie</b> .....	<b>5</b>
<b>I.1.4. Cycle de développement des tiques</b> .....	<b>8</b>
<b>I.1.4.1. L'accouplement</b> .....	<b>8</b>
<b>I.1.4.2. La larve</b> .....	<b>10</b>
<b>I.1.4.3. La nymphe</b> .....	<b>10</b>
<b>I.1.4.4. L'adulte</b> .....	<b>10</b>
<b>I.1.4.5. Localisation sur l'hôte</b> .....	<b>10</b>
<b>I.1.5. Pouvoir pathogène</b> .....	<b>11</b>
<b>I.1.5.1. Pouvoir pathogène direct</b> .....	<b>11</b>
<b>I.1.5.2. Pouvoir pathogène indirect</b> .....	<b>11</b>
<b>I.2. Les piroplasmoses</b> .....	<b>12</b>
<b>I.2.1. Introduction</b> .....	<b>12</b>
<b>I.2.2. Classification</b> .....	<b>12</b>
<b>I.2.3. Description</b> .....	<b>15</b>
<b>I.2.3.1. Genre <i>Babesia</i></b> .....	<b>15</b>
<b>I.2.3.1.1. Morphologie</b> .....	<b>15</b>
<b>I.2.3.1.2. Cycle parasitaire</b> .....	<b>16</b>
<b>a) Gamogonie</b> .....	<b>17</b>
<b>b) Sporogonie</b> .....	<b>17</b>
<b>c) Mérogonie</b> .....	<b>18</b>
<b>I.2.3.2. Genre <i>Theileria</i></b> .....	<b>20</b>
<b>I.2.3.2.1. Morphologie</b> .....	<b>21</b>

I.2.3.2.2. Cycle évolutif.....	23
a) Mérogonie.....	23
b) Sporogonie.....	23
d) Gamogonie.....	23
Chapitre II : Trypanosomoses animale.....	25
II.1. Introduction.....	25
II.2. Classification.....	25
II.3. Agent causal.....	29
II.3.1.1. Morphologie générale.....	29
II.3.1.2. Morphologie spécifique.....	30
II.4. Les vecteurs de trypanosomiasés.....	33
II.5. Le cycle biologique.....	35
Deuxième partie : Partie Pratique	
Chapitre III : Matériel et méthodes .....	37
I. Lieu et période de l'étude.....	37
I.1. Collecte de prélèvements.....	37
I.2. Présentation générale du site d'étude.....	37
I.3. Analyse des prélèvements.....	38
II. Matériel biologique.....	38
II.1. Population étudiée.....	38
II.2. Type de prélèvements.....	40
II.3. Fiche de renseignements.....	40
III. Matériel non biologique.....	41
IV. Méthodes.....	41
IV.1. Examen général des animaux.....	41
IV.2. Techniques de prélèvement de sang.....	41
IV.3. Confection d'un frottis sanguin.....	42
IV.4. Coloration au May-Grünwald Giemsa.....	43
IV.4.1. Principe et objectifs.....	43
IV.4.2. Etapes de coloration des frottis.....	43
IV.5. Identification des hémoparasites.....	44
IV.6. Récolte des ectoparasites.....	44
IV.7. Conservation des ectoparasites.....	44

IV.8. Identification des ectoparasites.....	45
Chapitre IV : résultats et discussion.....	46
IV.I. Résultats.....	46
I-1- Recherche des hémoparasites.....	46
I-1-1- Observation microscopique.....	46
I-1-1-1- Chez les petits ruminants .....	46
1. <i>Babesia</i> .....	46
2. <i>Theileria</i> .....	49
I-1-1-2- Chez les camelins.....	51
1. <i>Trypanosoma</i> .....	51
I-2- Recherche des ectoparasites.....	52
I-2-1-Observation sous loupe binoculaire.....	52
I-2-1-1- Chez les petits ruminants.....	52
I-2-1-2- Chez les camelins.....	53
I-3- Prévalence globale des animaux parasités.....	55
I-3-1- Prévalence parasitaire chez les petits ruminants.....	55
I-3-2- Prévalence parasitaire chez les camelins.....	57
I-4- Influence de certains facteurs de risque sur la prévalence parasitaire.....	59
I-4-1- Chez les petits ruminants.....	59
a. Prévalence du parasitisme en fonction du sexe.....	59
b. Prévalence du parasitisme en fonction de mode d'élevage.....	59
c. Prévalence du parasitisme en fonction l'âge.....	60
d. Prévalence du parasitisme en fonction du statut clinique.....	61
I-4-2- Chez les camelins.....	62
a. Prévalence du parasitisme en fonction de l'âge.....	62
b. Prévalence du parasitisme en fonction du sexe.....	63
c. Prévalence du parasitisme en fonction des sites d'étude.....	64
IV-II- Discussion.....	66
Conclusion.....	70
Références bibliographiques.....	VIII
Annexe 1.....	iii
Annexe 2.....	iv
Résumé	

