

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOUD MAMMARI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



MÉMOIRE
De fin d'études
En vue d'obtention du diplôme de
MASTER en Sciences Biologiques
Spécialité : Parasitologie

Thème

Recherche de l'Anaplasmose sur les bovidés dans la région de Tizi-Ouzou.

Réalisé par :

Melle SAIDI Hanane

Melle FERNANE Dehbia

Devant le jury composé de :

Présidente :	BOUKHEMZA-ZEMMOURI N.	Professeure	UMMTO
Promotrice :	BENELDJOUZI A.	Attachée d'études niveau II	Institut Pasteur Alger
Co-promoteur :	BOUKHEMZA M.	Professeur	UMMTO
Examinatrice :	YOUSFI S.	Maitre de conférences A	UMMTO

2024/2025

Remerciements

Nous tenons à remercier tout d'abord **DIEU** tout puissant, qui nous a accordé le courage pour réaliser ce travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.

Nos sincères remerciements vont tout d'abord à **Mme BENELDJOUZI A.**, pour son encadrement, ses conseils précieux, sa disponibilité et son soutien tout au long de ce travail.

Nous remercions également les enseignants plus précisément **Mr BOUKHAMZA M.**, notre Co-promoteur pour son encadrement tout au long de notre parcours universitaire.

Nous remercions également **Mme BOUKHEMZA-ZEMMOURI N.**, professeure à l'Université de Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou pour nous avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury.

Nous adressons nos sincères remerciements à **Mme YOUSFI S.** pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant d'examiner notre mémoire et pour le temps qu'elle y consacra.

Nous tenons à remercier **Mme EDDAIKRA N.**, cheffe de laboratoire d'éco-épidémiologie parasitaire et génétique des populations à l'institut Pasteur d'Algérie, pour nous avoir accueillies.

Nous n'oublions pas les techniciens de laboratoire et les collègues qui nous ont accompagnés dans les analyses et les manipulations, pour leurs aides précieuses, leurs patiences et leurs esprits de coopération.

Notre reconnaissance s'adresse aussi aux éleveurs et vétérinaires de la région de Tizi Ouzou en particulier **Dr LOUNIS, et son conjoint, Dr MAMA, Dr STITI, Dr KHOUF**, qui ont permis la réalisation des prélèvements sur le terrain.

À toutes et à tous, **MERCI.**

Dédicace

Merci à *Dieu* le tout puissant de m'avoir donné le courage pour terminer ce travail.

À vous, mes parents, *Slimane & Zohra*

Vous qui m'avez offert la vie, les valeurs, et la force d'avancer.

Votre amour, vos sacrifices invisibles, sont les fondations de chacun de mes pas.

Ce mémoire, c'est votre victoire autant que la mienne.

À mes frères *Yanis* et *Moh Said* et à ma sœur *Nadia*, complices de vie, piliers de mon équilibre, merci pour votre tendresse, vos encouragements discrets, et vos présences rassurantes dans les instants de doute.

À mon cher *Mourad*

Pour ton amour qui m'élève, pour ta présence silencieuse, mais toujours rassurante,

Ta force discrète, tu m'as permis d'avancer. Merci d'avoir été là.

À toi, *Dehbia*, mon binôme et bien plus,

Nous avons traversé cette aventure inoubliable main dans la main, entre science et humanité, entre fatigue et éclats de rire, entre concentration et confidences. Tu as été bien plus qu'une partenaire de travail : une vraie sœur de cœur dans cette aventure.

À toute ma famille, à ma cousine *Lilia*, son époux *Farid* et à leur petit trésor *Aylane*,
Pour vos bras ouverts, votre chaleur, et vos mots réconfortants quand l'éloignement pesait.

À mes amies *Sarah*, *Lynda* et *Kamélia*, *Elycia* pour votre amitié lumineuse, vos mots doux et vos sourires qui ont éclairé mes journées les plus lourdes.

À *Pixie*, mon doux compagnon à quatre pattes,

Pour tes ronrons apaisants et ton regard tranquille pendant mes longues nuits d'écriture.

Et à moi-même, pour avoir tenu bon, même quand l'envie manquait. Pour avoir cru, persévéré, et accompli.

Hanane

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à tout qui me sont chers :

A mes très chers parents *Lounès & Hassina,*

À vous dont les sacrifices, ont été les fondations de mon parcours.

Votre amour inconditionnel, votre patience infinie et votre confiance indéfectible ont été mes plus grandes richesses. Dans chaque ligne de ce mémoire, il y a un peu de votre force, beaucoup de vos prières, et tout l'amour que vous m'avez offert sans compter.

À mes frères *Moumouh & Zakou,*

Merci d'avoir toujours été là, parfois dans le silence, parfois dans les éclats de rire et parfois même au cœur des petites disputes !

Chacun de vous, à sa manière, a su m'inspirer, me motiver, et faire naître en moi l'envie profonde de rendre fiers ceux que j'aime.

À mon cher binôme *Hanane,*

Merci, pour ta confiance indéfectible et ton amitié sincère, pour cette expérience unique et ces moments partagés qui resteront à jamais gravés dans ma mémoire, Pour les innombrables heures de travail acharné, les échanges et les rires qui ont éclairé nos journées. Ce mémoire est autant le tien que le mien, Je suis profondément honorée d'avoir pu cheminer à tes côtés.

À mes chères amies (*Lynda, Sarah, Elycia, Lyna et Kamélia,*)

Merci d'avoir été présentes à chaque étape, pour votre soutien, vos encouragements et les moments de joie partagés.

À la mémoire de ma grand-mère *Yamina,*

Qui a toujours été ma source d'inspiration dans la vie et les études. Bien que tu ne sois plus là physiquement, que ce travail soit un modeste hommage à l'amour et à la force que tu m'as transmis.

À toutes les personnes qui m'aiment, m'aident et m'encouragent, merci du fond du cœur.

Votre soutien m'a donné la force d'avancer.

Dehbia

Liste des figures

Figure 1 : Morphologie externe d'une tique dure femelle (Ixodidae) d'après (Estrada-Peña et al., 2017).	06
Figure 2 : Anatomie externe des tiques : différences mâle/femelle et structure du rostre et des pattes (Teruin, 2016).....	06
Figure 3 : Anatomie interne d'une tique femelle du genre Ixodes en train de se nourrir et d'être fécondée par un mâle. (Lees et Bowman, 2007).....	08
Figure 4 : Cycle de vie des tiques (https://www.insectecran.com/entry/les-tiques).	09
Figure 5 : Cycle d'une tique Ixodidae à un hôte (cycle monophasiques ou monoxènes) d'après (Apanaskevich et oliver, 2013)	10
Figure 6 : Cycle d'une tique Ixodidae à deux hôtes (cycle diphasiques ou dixènes) d'après (Apanaskevich et oliver, 2013).....	10
Figure 7 : Cycle d'une tique Ixodidae à trois hôtes (cycle triphasiques ou trixènes) d'après (Apanaskevich et oliver, 2013).....	11
Figure 8 : Accouplement (https://www.inrae.fr/actualites/portrait-tiques)	12
Figure 9 : Nouvelle classification des bactéries de l'ordre des Rickettsiales d'après (Martinez, 2003).....	17
Figure 10 : Érythrocytes bovins infectés par <i>Anaplasma marginale</i> (Cells and Smears, 2018).	18
Figure 11 : <i>Anaplasma centrale</i> dans un frottis de sang périphérique de bovins coloré au Giemsa (Wikipédia, 2024).....	18
Figure 12 : Schéma du cycle de l'Anaplasmose à <i>Anaplasma marginale</i> (Kocan et al., 2010)	19
Figure 13 : Estimation de la prévalence mondiale de l'Anaplasmose bovine (Nur-Amalina et al., 2023).....	21
Figure 14 : Carte de la wilaya de Tizi Ouzou montrant les communes d'échantillonnage (réalisé avec Paint 3D, version Windows 10, 2016).	27
Figure 15 : Élevage bovin moderne – vues intérieure et extérieure (Originale, 2025).....	30
Figure 16 : Bovins échantillonnés à Azazga (Originale, 2025)	30
Figure 17 : Tubes étiquetés et numérotés (Originale, 2025).....	31
Figure 18 : Tubes du sang numérotés (Originale, 2025)	32
Figure 19 : Loupe binoculaire (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	33
Figure 20 : Clé d'identification des genres des Ixodidés d'après (Moulinier, 2003).....	35

Figure 21 : Étapes de coloration au Giemsa (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	37
Figure 22 : Lecture des frottis au microscope (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	37
Figure 23 : Etapes d'extraction d'ADN au CTAB (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	39
Figure 24 : Les étapes d'extraction d'ADN SALTING OUT (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	41
Figure 25 : Nano Drop (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	43
Figure 26 : Les étapes préliminaires de la PCR (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	46
Figure 27 : Préparation de gel d'agarose (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	46
Figure 28 : L'électrophorèse (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	46
Figure 29 : Visualisation des fragments d'ADN amplifiés sur un Gel Doc (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	47
Figure 30 : Prévalence de l'infestation par les tiques chez les bovins	49
Figure 31 : La prévalence du sexe des bovins infestés	51
Figure 32 : Nombre de tiques collectées par station	52
Figure 33 : Effectif des tiques identifiées par espèce.....	52
Figure 34 : Résultats d'identification des tiques sous loupe binoculaire.....	53
Figure 35: Répartition des tiques collectées selon le stade de développement et le sexe..	55
Figure 36 : Observation d'un frottis sanguin négatif au Gx100 (lame E1B2) (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	58
Figure 37 : Observation d'un frottis sanguin positif à <i>Anaplasma</i> spp. au Gx100 (lame E1B5) (Originale, Institut Pasteur, 2025).....	59
Figure 38 : Détection des échantillons infectés par <i>Anaplasma</i> spp (FS175 et FS180) ...	59

Liste des tableaux

Tableau I : Systématique des tiques selon Guiguen et <i>al.</i> , (2019).....	05
Tableau II : Principales Anaplasmoses d'importance médicales et vétérinaire (Rar et Golovljova, 2011 ; Stuen et <i>al.</i> , 2013).....	16
Tableau III : Diagnostic différentiel entre les entités responsables des piroplasmoses bovines (Darghouth et <i>al.</i> , 2003).....	24
Tableau IV : caractéristiques géographiques, climatiques et topographiques des communes étudiées.....	28
Tableau V : Réactifs du mix et leurs rôles	44
Tableau VI : Données d'échantillonnage des bovins dans la wilaya de Tizi Ouzou (Décembre 2024 – Avril 2025).....	50
Tableau VII : Dosages d'ADN des tiques	55
Tableau VIII : Dosages d'ADN de sang.....	57

Liste des abréviations

ADN : Acide Désoxyribonucléique.

CTAB : Cetyltrimethylammonium bromide.

DBK: Draa Ben Khedda.

ELISA: Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay.

IFI : Immunofluorescence Indirect.

Km : kilomètres.

LNI: Larbaa Nath Irathen.

MI : Millilitre.

Mm : Millimètre.

Ng : Nanogramme.

PCR : Polymerase Chain Reaction.

PM : Poids moléculaire.

TAE : Tris-Acetate-EDTA.

T (-): Témoin négatif.

µl : Microlitre.

% : Pourcentage.

♀ : Femelle.

♂ : Mâle.

Table des matières

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction générale.....01

Chapitre I : Généralités sur les Ixodidés et l'Anaplasmosse bovine

I. 1. Généralités sur les Ixodidés	04
I.1.1. Définition des Ixodidés	04
I.1.2. Origine des Ixodidés	04
I.1.3. Position systématique des tiques	04
I.1.4. Morphologie générale des Ixodidés	05
I.1.4.1. Morphologie externe	05
I.1.4.2. Morphologie interne	07
I.1.4.2.1. Système digestif	07
I.1.4.2.2. Système excréteur	07
I.1.4.2.3. Système respiratoire	07
I.1.4.2.4. Système nerveux	07
I.1.4.2.5. Système reproducteur	08
I.1.5. Cycle de vie	08
I.1.5.1. Différent type des cycles de vie	09
I.1.5.2. Différentes stases de développement	11
I.1.5.2.1. Œuf	11
I.1.5.2.2. Larve	11
I.1.5.2.3. Nymphe	12
I.1.5.2.4. Adulte	12
I.1.5.3. Accouplement	12
I.1.6. Répartition en Algérie	12
I.1.7. Rôle pathogène	13
I.1.7.1. Action traumatique	13
I.1.7.2. Action toxique	13
I.1.7.3. Action spoliatrice	13
I.1.7.4. Action inoculatrice	13

I.1.7.4.1. Transmission de bactéries	13
I.1.7.4.2. Transmission des virus	14
I.1.7.4.3. Transmission des protozoaires	14
I.1.8. Lutte contre les tiques	14
I.1.8.1. Moyens préventifs	14
I.1.8.2. Moyens curatifs	15
I.2. L'Anaplasmose Bovine	15
I.2.1. Introduction	15
I.2.2. Définition de L'Anaplasmose bovine	15
I.2.3. Les caractéristiques des bactéries responsables de l'Anaplasmose bovine	16
I.2.3.1. Systématique	16
I.2.3.2. Morphologie	17
I.2.3.2.1. <i>Anaplasma marginale</i>	17
I.2.3.2.2. <i>Anaplasma centrale</i>	17
I.2.3.3. Cycle évolutif de l'Anaplasmose	18
I.2.4. Epidémiologie	19
I.2.4.1. Transmission	19
I.2.4.2. Spectre d'hôtes	20
I.2.4.2.1. <i>Anaplasma marginale</i>	20
I.2.4.2.2. <i>Anaplasma centrale</i>	20
I.2.4.3. Répartition géographique	20
I.2.4.3.1. Dans le monde	20
I.2.4.3.2. En Algérie	21
I.2.5. Symptômes de l'Anaplasmose	22
I.2.5.1. Selon les stades de l'infection	22
I.2.5.1.1. Stade aigu	22
I.2.5.1.2. Stade subaigu	22
I.2.5.1.3. Stade chronique	22
I.2.5.2. Selon l'âge et le statut immunitaire des bovins	23
I.2.5.3. Résistance et évolution de l'immunité	23
I.2.5.3.1. Immunité active	23
I.2.5.3.2. Immunité passive	23
I.2.6. Diagnostic	23
I.2.6.1. Diagnostic clinique	24

I.2.6.2. Diagnostic biologique	24
I.2.6.2.1. Frottis sanguin	25
I.2.6.2.2. Sérologie.....	25
I.2.6.2.3. Biologie moléculaire	25
I.2.7. Traitement	25
I.2.8. Prophylaxie	25
I.2.8.1. Prophylaxie sanitaire	25
I.2.8.2. Prophylaxie médicale	25

Chapitre II : Matériel et méthodes

II.1. Présentation de la région de Tizi-Ouzou	27
II.2. Présentation des régions d'études	28
II.3. Objectif d'étude	29
II.4. Choix des régions d'études	29
II.5. Matériel	30
II.5.1. Matériel biologique	30
II.5.2. Matériel non biologique	30
II.6. Méthodes utilisées	31
II.6.1. Collecte des tiques	31
II.6.2. Prélèvements du sang	32
II.6.3. Identifications morphologiques des tiques	32
II.6.3.1. Détermination du sexe	33
II.6.3.2. Détermination du genre	33
II.6.3.3. Identification de l'espèce	36
II.6.4. Frottis sanguin au Giemsa	36
II.6.4.1. Protocole de coloration	36
II.6.5. Détection moléculaire d' <i>Anaplasma</i> spp.	38
II.6.5.1. Extraction d'ADN génomique	38
II.6.5.1.1. Les étapes d'extraction d'ADN des tiques au CTAB	38
II.6.5.1.2. Extraction d'ADN du sang par la méthode SALTING OUT	40
II.6.5.2. Dosage des acides nucléiques (ADN)	42
II.6.5.2.1. Procédure d'utilisation du Nano Drop	42
II.6.5.3. Amplification de l'ADN génomique	43
II.6.5.3.1. Préparation du mix	43

II.6.5.3.2. Le programme de cyclage PCR	44
II.6.5.3.3. Electrophorèse sur gel d'agarose 0.8 %	45

Chapitre III : Résultats

III.1. Répartition des bovins examinés	49
III.2. La prévalence du sexe des bovins infestés	50
III.3. Répartition des tiques par stations	51
III.4. Résultats de l'identification des tiques	52
III.5. Analyse des stades évolutifs et du sexe des tiques collectées	54
III.6. Résultats des analyses biologiques et moléculaires réalisées	54
III.6.1. Résultats du dosage d'ADN	54
III.6.1.1. ADN des tiques	54
III.6.1.2. ADN du sang des bovins	57
III.6.2. Résultats de la lecture des frottis sanguins.....	58
III.6.3. Résultats de la PCR	59

Chapitre IV : Discussion

IV.1. Discussion sur l'infestation des bovins par les tiques	61
IV.2. Discussion sur la prévalence du sexe des bovins infestés	61
IV.3. Discussion sur la répartition géographique et par élevage	62
IV.4. Discussion sur les espèces identifiées	62
IV.5. Discussion sur la répartition par stade et par sexe	63
IV.6. Discussion sur les frottis sanguins	64
IV.7. Discussion des résultats des analyses biologiques et moléculaires	64
IV.7.1. Résultat du dosage	64
IV.7.1.1. ADN des tiques	64
IV.7.1.2. ADN du sang	65
IV.7.2. Discussion sur les résultats PCR	65
IV.7.2.1. Résultats des échantillons de tiques	65
IV.7.2.2. Résultats des échantillons de sang	66
Conclusion.....	68

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

Introduction générale

Introduction générale

Les tiques sont des arthropodes hématophages qui représentent un danger potentiel majeur pour la santé humaine et animale. Il existe plus de 900 espèces de tiques dans le monde, réparties en trois familles : les Ixodidae (tiques dures), les Argasidae (tiques molles) et les Nuttalliellidae (**Mechouk et al., 2022**).

Ces arthropodes génèrent la crainte chez l'homme, car au moment de leur repas sanguin, ils peuvent transmettre des microorganismes potentiellement pathogènes à l'homme et aux animaux. Ils hébergent la plus grande variété d'agents infectieux (bactéries, protozoaires, virus) transmissibles aux vertébrés. Ils sont considérés comme les vecteurs arthropodes les plus importants en médecine humaine et vétérinaire, devant les moustiques (**Dantas-Torres et al., 2012**).

Ces ectoparasites sont les plus significatifs pour le bétail et représentent un facteur limitant le développement de l'élevage dans divers pays, en plus d'être une cause de pauvreté pour les petits éleveurs (**Bowman, 2009**). Ils sont responsables de pertes importantes dans la production animale, dues aux mortalités causées par leur action directe, à la diminution de la fertilité ainsi qu'aux maladies qu'ils transmettent (**Laamri, 2012**).

En Algérie, de nombreuses recherches réalisées par des scientifiques sur les tiques dures révèlent que ces parasites sont largement distribués à travers toutes les régions du pays à l'instar des travaux de **Benchikh Elfegoun et al., (2019)**, qui a examiné l'évolution de l'infestation par les tiques chez les bovins dans la région subhumide de Constantine en Algérie. **Meddour et Bouderra, (2006)**, durant la période de 1985 à 1995, principalement dans le Nord- Est algérien, ont mis en place la première clé d'identification pour 15 espèces d'Ixodina en Algérie. Selon **Bouchama et al., (2020)**, ont étudié la fluctuation saisonnière des tiques parasites chez les bovins dans la zone semi-aride de la wilaya de Sétif. De multiples études épidémiologiques et parasitologiques ont été dédiées aux piroplasmoses bovines : la babésiose, la théileriose et l'Anaplasmosse bovine comme celles de **Ziam et al., (2017)**.

L'Anaplasmosse bovine attire de plus en plus l'attention en raison de ses impacts sur la santé et l'économie, particulièrement dans les fermes situées dans des zones humides et subhumides, comme celles de Tizi-Ouzou. Cette zone, qui offre un climat propice à la prolifération des tiques, constitue un environnement favorable à la transmission de cette maladie. Des recherches récentes ont mis en lumière des cas d'infection à *Anaplasma* asymptomatiques chez les bovins dans cette zone, ce qui suscite des interrogations sur le rôle épidémiologique de cette pathologie et l'impératif d'intensifier les actions de suivi. Par ailleurs, le fait que cette maladie coexiste avec d'autres hémoparasitoses complique davantage le diagnostic et rend la mise en place de stratégies de contrôle plus complexe.

Introduction générale

Pour cela, nous avons jugé utile d'approfondir et de renforcer notre compréhension de ces ectoparasites ainsi que la maladie qu'ils propagent dans le secteur d'élevage : l'Anaplasmose bovine à divers sites de la région de Tizi-Ouzou.

Le présent travail est structuré en quatre sections :

Le premier chapitre se focalisera sur les données bibliographiques relatives aux tiques et aborde les aspects généraux de la maladie transmise par ces derniers, en particulier l'Anaplasmose bovine.

Le second chapitre met en évidence la méthodologie de travail utilisée sur le terrain et en laboratoire ainsi que les diverses techniques requises pour l'interprétation des résultats.

Le troisième chapitre aborde les résultats obtenus.

Le dernier chapitre comporte la discussion.

Pour finir, le travail s'achève par une conclusion globale.

Chapitre I :
Généralités sur les
Ixodidés et
l'Anaplasmose bovine

I. 1. Généralités sur les Ixodidés :

I.1.1. Définition des Ixodidés :

Les tiques sont des arthropodes hématophages, ectoparasites de vertébrés. Elles sont considérées parmi les vecteurs les plus importants au monde en raison de leur capacité à transmettre de nombreuses maladies infectieuses (**Duvallet et al., 2017**).

Les tiques sont classées dans la classe des Arachnides et se trouvent dans le sous-ordre Ixodida. Il existe 949 espèces de tiques (dont huit taxons fossiles), dont 731 sont incluses dans la famille des tiques dures (Ixodidae) et 216 dans la famille des tiques molles (Argasidae) (**Dantas-Torres, 2018**).

Une troisième famille, les Nuttalliellidae, contient une seule espèce *Nuttalliella namaqua* (**Estrada-Peña, 2015**).

I.1.2. Origine des Ixodidés :

Les premières tiques fossiles datent du Crétacé moyen. Il s'agit de tiques dures découvertes dans de l'ambre, notamment l'ambre de Birmanie daté de l'Albien (100 millions d'années), décrites dans un genre à part *Cornupalpatum*, mais qui serait proche d'espèces actuelles associées aux reptiles, comme celles du genre *Bothriocroton* ou *amblyomma elaphense* et *A. sphenodonti* (**Poinar et Brown, 2003**).

Par ailleurs, une tique molle similaire au genre *Carios* a été découverte dans de l'ambre du New Jersey, datant du Turonien (90–95 millions d'années) (**Klompen et Grimaldi, 2001**). Étant donné la présence de représentants des deux familles (dures et molles) dès cette période, il est probable que les tiques soient apparues bien avant, peut-être dès le Dévonien (environ 390 millions d'années), comme le suggèrent (**Dobson et Barker, 1999**), dans une zone correspondant au Gondwana (actuelle Australie).

Elles auraient alors parasité principalement des reptiles, amphibiens ou oiseaux, les mammifères n'étant pas encore apparus. À l'ère tertiaire, certaines tiques seraient devenues parasites des mammifères, tandis que d'autres seraient restées inféodées aux reptiles (**Bourdeau, 1993**).

I.1.3. Position systématique des tiques :

Pour définir les classifications taxonomiques, les systématiciens se servent des critères morphologiques, de l'écologie (habitat, hôtes) et de la distribution géographique des tiques. Il existe des divergences selon les auteurs et il est probable que des modifications seront suggérées avec l'utilisation de techniques génomiques. Dans ce manuscrit, nous avons employé la classification de **Guigen et al., (2019)** (**Tableau I**).

Tableau I : systématique des tiques selon Guigen et al., (2019).

Embranchement	Arthropodes						
Sous embranchement	Chélicérates						
Classe	Arachnides						
Sous classe	Acariens						
Ordre	Parasitiformes						
Sous ordre	Ixodida						
Famille	Ixodidae					Argasidae	
	Prostriata		Metastrata				
Sous famille	Ixodinae	Amblyomminae	Haemaphysalinae	Bothriocrotinae	Rhipicephalinae	Argasinae	Ornithodorinae
Genre	<i>Ixodes</i>	<i>Amblyomma</i>	<i>Haemaphysalis</i>	<i>Bothriocroton</i>	<i>Rhipicephalus</i> <i>Dermacentor</i> <i>Hyalomma</i> <i>Margaropus</i> <i>Anomalohimalaya</i> <i>Rhipicentor</i> <i>Nosomma</i> <i>Cosmmioma</i>	<i>Argas</i>	<i>Ornithodoros</i> <i>Antricola</i> <i>Otobius</i> <i>Nothoaspis</i>

I.1.4. Morphologie générale des Ixodidés :

A tous les stades, les Ixodidna sont constitués d'un idiosoma non segmenté et d'un gnathosoma ou capitulum (Camicas et Morel, 2015) (Figure 1).

I.1.4.1. Morphologie externe :

Le mode de vie hématophage des tiques est reflété dans leur morphologie. À la différence des insectes, les tiques ne possèdent pas une division distincte en tête, thorax et abdomen (Karen et Nathalie, 2015). Ils sont des acariens de grande taille, atteignant 5 et 12 mm à jeun, mais pouvant atteindre 25 à 35 mm lorsqu'elles sont gorgées de sang.

Elles se distinguent par leur corps ovale, aplati dorso-ventralement à jeun et qui devient ovoïde après une prise de sang, sans segmentation visible, ce qui leur permet de se fixer discrètement sur leurs hôtes (Sonenshine & Roe, 2014). Le corps est divisé en deux parties principales :

- Le gnathosoma (ou capitulum), qui contient les pièces buccales constitué du rostre, avec trois éléments essentiels : les chélicères (coupantes), l'hypostome (organe d'ancrage pourvu de dents rétrogrades) et les palpes (structures sensorielles) (Figure 2).

- L'idiosome, partie postérieure plus volumineuse regroupe les organes internes, quatre paires de pattes (sauf chez la larve qui n'en possède que trois) et les structures de reproduction surmontée chez les tiques dures d'un scutum chitineux. Toute la surface de l'idiosome est couverte chez le mâle, alors que chez la femelle, la nymphe et la larve, elle est limitée uniquement à la partie antérieure (Guétard, 2001).

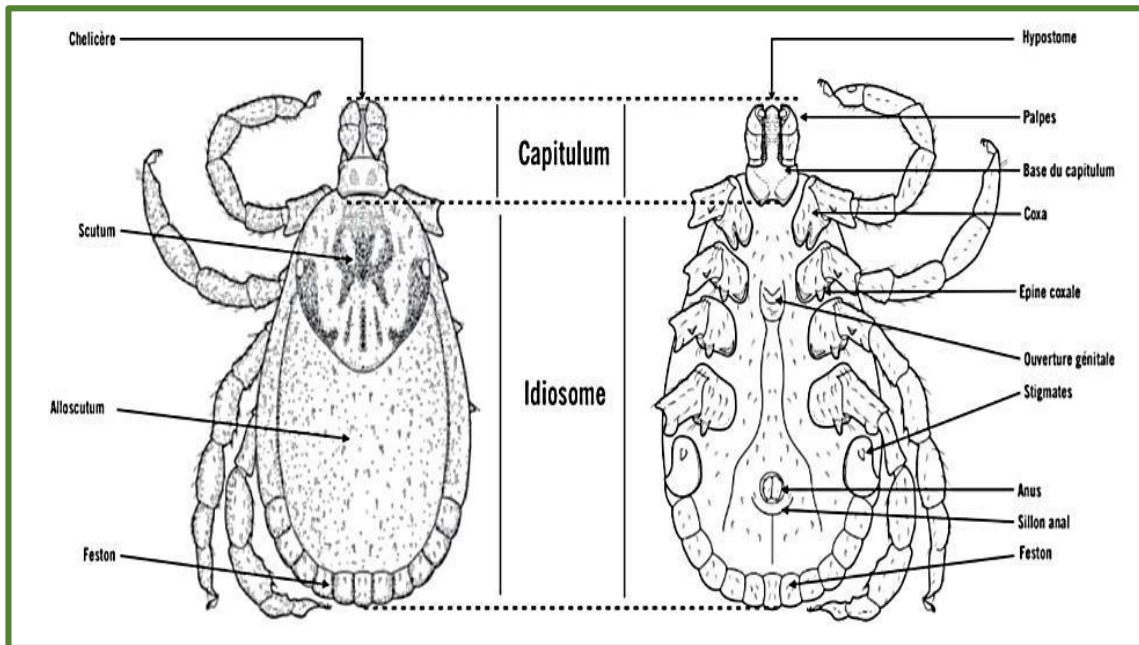


Figure 1 : Morphologie externe d'une tique dure femelle (Ixodidae) d'après (Estrada-Peña et al., 2017).

Le dimorphisme sexuel est marqué seulement chez les adultes (**Figure 2**), le mâle se distingue de la femelle par le fait que l'ensemble de la face dorsale de son idiosome est recouvert par une structure rigide indéformable, le scutum (Villeneuve, 2012 ; Boulanger et McCoy, 2015).

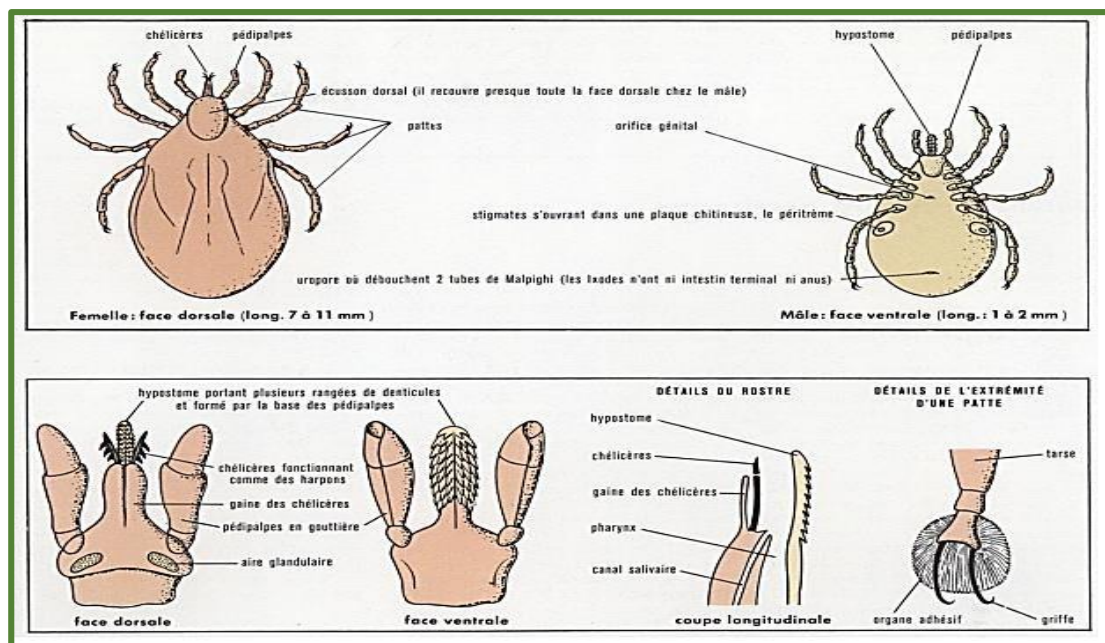


Figure 2 : Anatomie externe des tiques : différences mâle/femelle et structure du rostre et des pattes (Teruin, 2016).

I.1.4.2. Morphologie interne :

I.1.4.2.1. Système digestif :

Le système digestif des tiques est hautement spécialisé pour le régime sanguin exclusif, se traduisant par une hématophagie. Il est composé de trois parties : le pré-œsophage et de l'œsophage, l'intestin intermédiaire et l'intestin moyen. Le sang aspiré entre par la cavité buccale grâce à une pompe pharyngienne musculeuse qui fonctionne par action musculaire (Sonenshine & Roe, 2014). L'œsophage retient une voie étroite à travers laquelle le sang flux dans l'intestin moyen.

La digestion se fait principalement de manière intracellulaire, dans les cellules digestives de la paroi intestinale. Les cellules absorbent les composants du sang, en particulier des protéines comme l'hémoglobine, qui sont ensuite clivées dans des vacuoles lysosomales. La digestion est longue et peut prendre plusieurs jours, voire des semaines. Les globules rouges entrent dans le revêtement et sont ensuite digérés, tandis que le plasma est rapidement absorbé. Les déchets non assimilés s'accumulent à l'intérieur des cellules et sont soit excrétés, soit stockés indéfiniment.

I.1.4.2.2. Système excréteur :

Les tiques disposent d'un système excréteur primitif mais efficace, qui est en adéquation avec leur façon de vivre. Il est principalement formé de tubules de Malpighi, qui sont responsables de l'équilibre osmotique et de l'excrétion des déchets azotés. Ces tubules recueillent les produits du métabolisme, principalement l'acide urique, et les acheminent vers l'intestin postérieur pour être expulsés par le biais des excréments (Balashov, 2018).

I.1.4.2.3. Système respiratoire :

Le système respiratoire des tiques est de type trachéen. Il comprend des stigmates respiratoires (ou spiracles), situés latéralement à la base de la quatrième paire de pattes. Ces spiracles s'ouvrent sur des trachées ramifiées qui transportent directement l'oxygène vers les tissus (Estrada-Peña et al., 2017). Ce système est passif, sans ventilation active, et fonctionne par diffusion simple, ce qui est suffisant étant donné le métabolisme lent des tiques.

I.1.4.2.4. Système nerveux :

Le système nerveux central des tiques est constitué d'un ganglion cérébroïde ou sous-œsophagien, fusion de plusieurs ganglions primitifs. Il est situé dans la région antérieure de l'idiosome (Figure 3) et commande la majorité des fonctions motrices et sensorielles. Contrairement aux insectes, les tiques possèdent un système nerveux très centralisé, sans chaîne ganglionnaire abdominale segmentée (Sonenshine & Roe, 2014).

I.1.4.2.5. Système reproducteur :

La reproduction est assurée par un appareil reproducteur interne : les femelles possèdent des ovaires pairs et une spermathèque, alors que les mâles ont des testicules et un conduit déférent se terminant par le gonopore. Chez les Ixodidae, la reproduction est souvent accompagnée de comportements complexes incluant l'émission de phéromones (**Perner et al., 2021**).

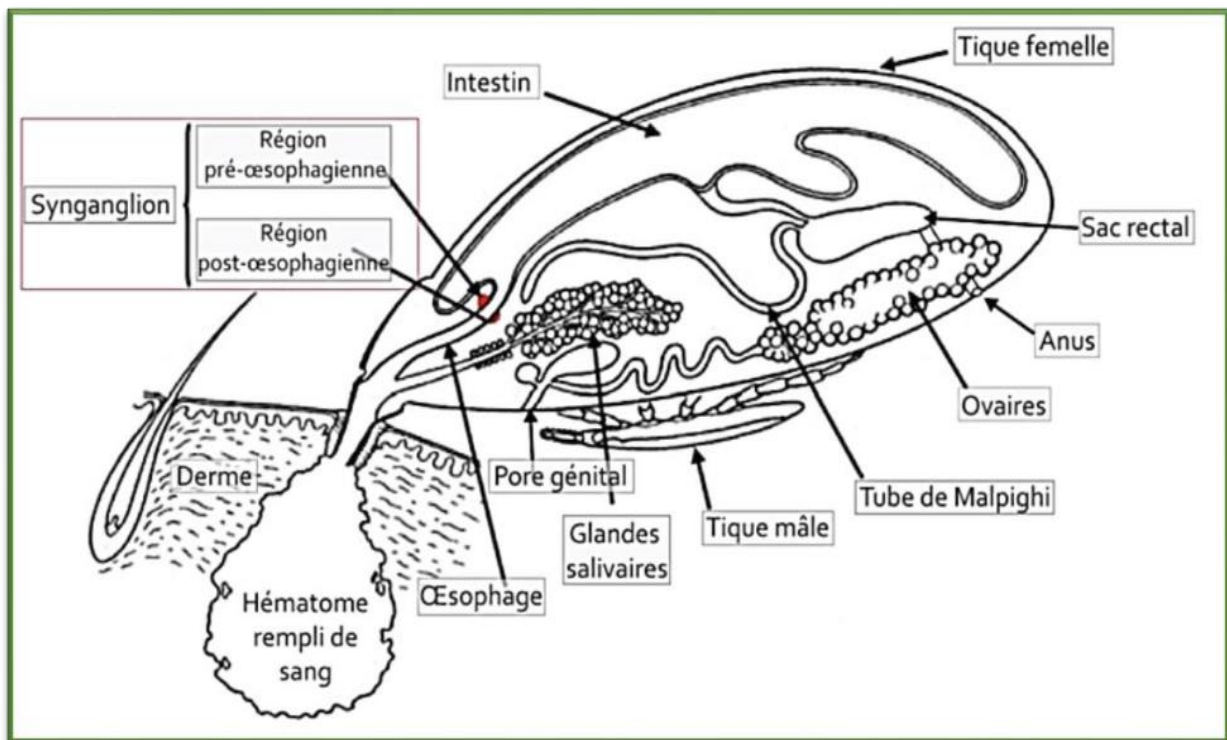


Figure 3 : Anatomie interne d'une tique femelle du genre *Ixodes* en train de se nourrir et d'être fécondée par un mâle. Le système nerveux central de la tique est indiqué en rouge (**Lees et Bowman, 2007**).

I.1.5. Cycle de vie :

Elles ont une vie relativement longue en tant qu'arthropodes, qui peut atteindre deux ans (**Courtioux et Hamidovic, 2020**).

Le développement des tiques dures se déroule en trois stases qui suivent l'éclosion de l'œuf. Il s'agit de la larve, la nymphe et l'adulte (**Boyer, 2020**). Le cycle commence par la ponte des œufs par la tique femelle, généralement sur le sol dans des environnements humides, l'œuf éclot et donne une larve qui, avant de devenir adulte, se transforme d'abord en nymphe (**Figure 4**).

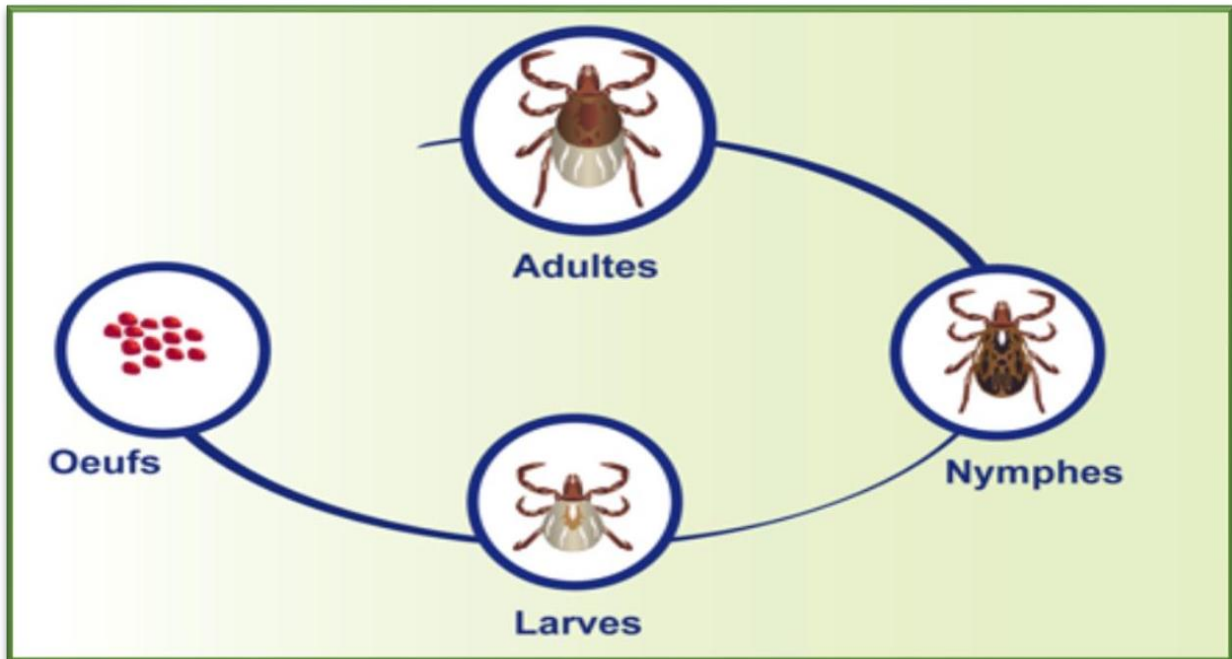


Figure 4 : Cycle de vie des tiques (<https://www.insectecran.com/entry/les-tiques>).

I.1.5.1. Différent type des cycles de vie :

Les tiques dures passent par un cycle de développement alternant entre des phases de parasitisme, durant lesquelles elles se nourrissent sur un hôte, et des phases libres au sol. Ce cycle comprend quatre stades évolutifs.

Les tiques à un seul hôte : subissent deux métamorphoses sur un même hôte, depuis leur stade larvaire jusqu'à devenir nymphe, puis de nymphe à adulte (**Figure 5**).

Les tiques à deux hôtes subissent une mue sur le premier hôte, passant du stade larvaire au stade nymphal.

La nymphe qui a réussi à se gorgée tombe et mue sur l'hôte, donnant lieu à un adulte qui doit ensuite chercher un second animal comme hôte (qui peut être de la même espèce que le premier ou non) (**Figure 6**).

Les tiques à trois hôtes ne muent pas sur l'hôte ; la larve gorgée tombe, se transforme en nymphe qui doit à son tour trouver un second animal hôte pour s'engorger et ensuite muer jusqu'au stade adulte. Ce dernier s'attachera à une troisième proie (si elle parvient à en dénicher une) (**Figure 7**).

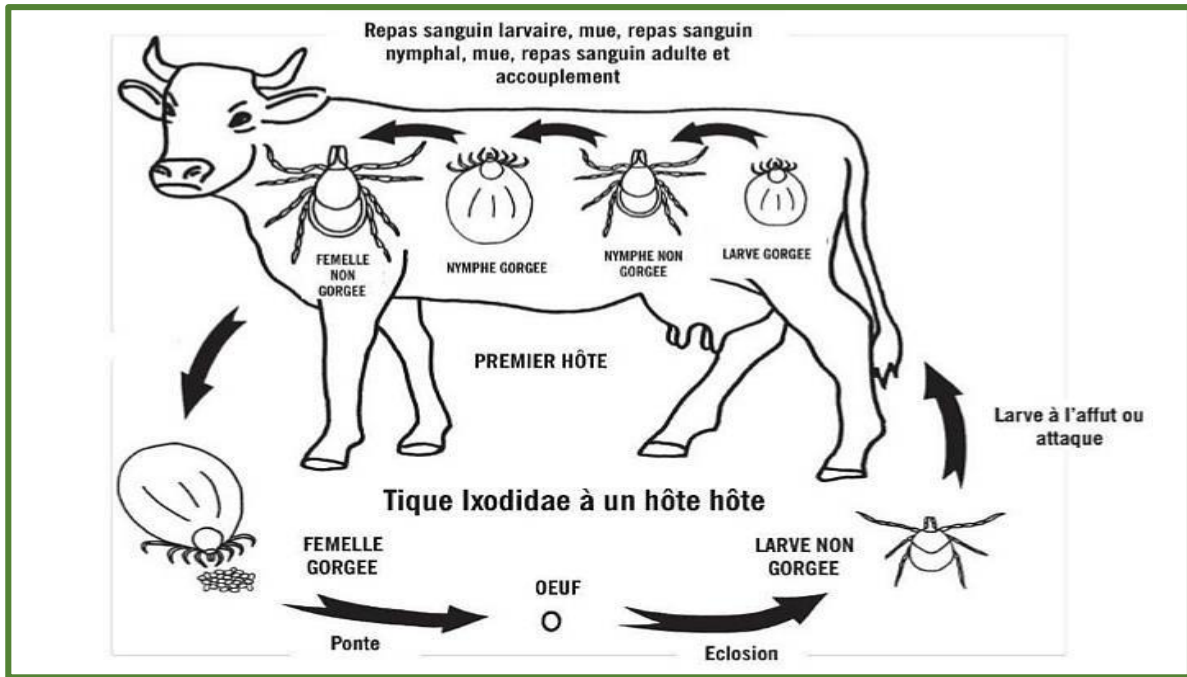


Figure 5 : Cycle d'une tique Ixodidae à un hôte (cycle monophasiques ou monoxènes) d'après (Apanaskevich et oliver, 2013).

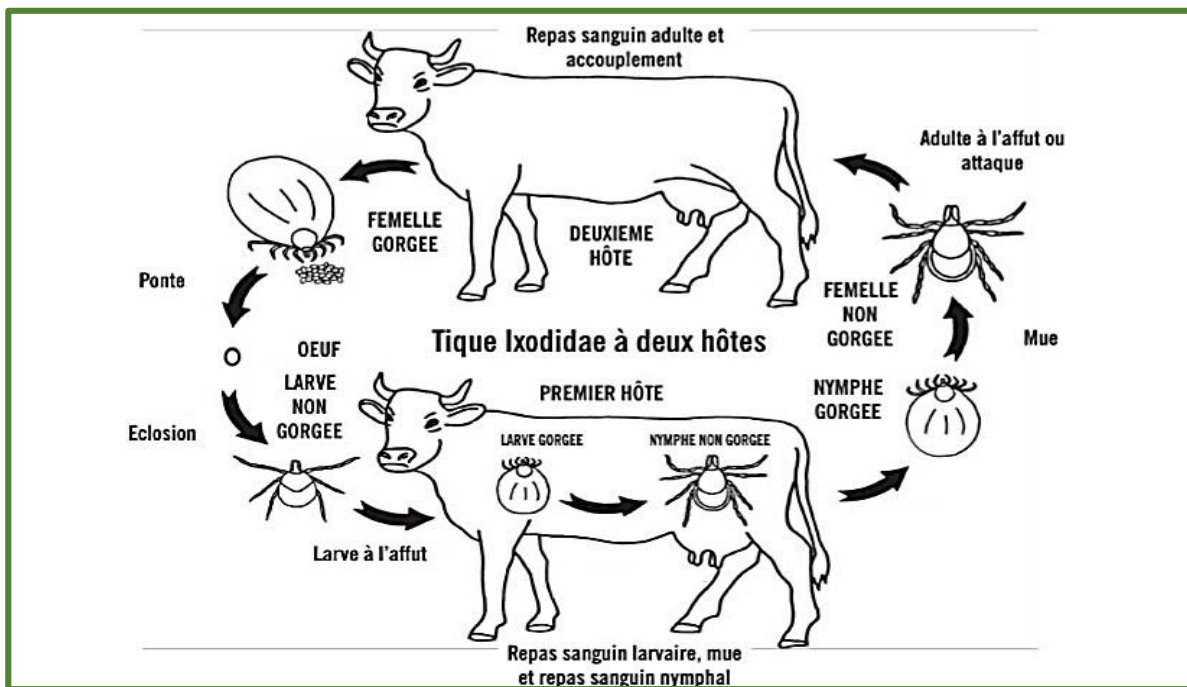


Figure 6 : Cycle d'une tique Ixodidae à deux hôtes (cycle diphasiques ou dixènes) d'après (Apanaskevich et oliver, 2013).

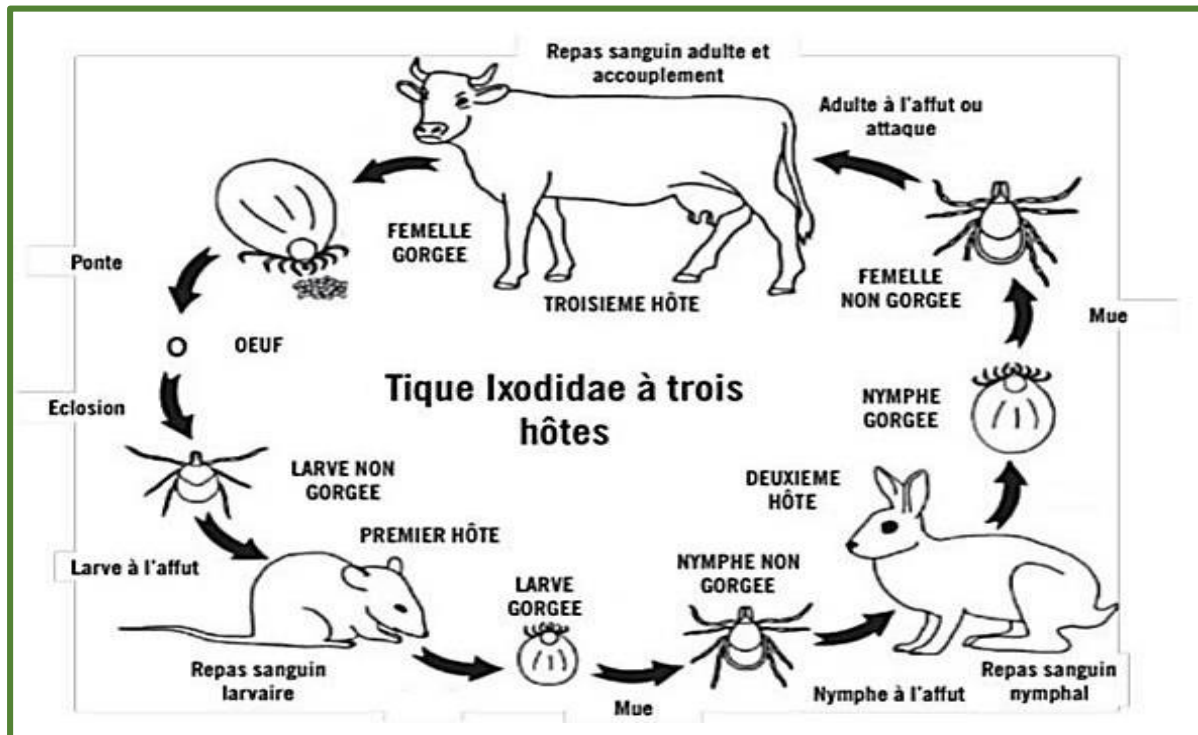


Figure 7 : Cycle d'une tique Ixodidae à trois hôtes (cycle triphasique ou trixène) d'après (Apanaskevich et Oliver, 2013).

I.1.5.2. Différentes stases de développement :

Chaque étape de développement d'une tique (larve, nymphe ou adulte) est dénommée « stase » et le mot « stade » fait référence à des mues successives sans métamorphose. On peut employer les deux termes indifféremment chez les tiques dures puisque les trois stases sont équivalentes à trois stades (Boulanger et al., 2015) (Figure 4).

I.1.5.2.1. Œuf :

Pour la plupart des espèces, la femelle dépose simultanément entre 1 000 et 20 000 œufs, souvent protégés dans une cavité du sol, puis elle s'éteint juste après cette ponte (Guiguen et al., 2019). Selon l'espèce et la température ambiante, la période d'incubation des œufs peut varier entre 4 et 28 jours (Boulanger & McCoy, 2015).

I.1.5.2.2. Larve :

La larve est hexapode, souple et immobile ; en quelques jours, sa cuticule s'épaissit, ce qui la pousse à chercher un hôte (Guiguen et al., 2019). Suite à son repas de sang, la larve se sépare, chute au sol pour réaliser sa métamorphose en nymphe dans un endroit favorable. Cette conversion peut nécessiter entre 2 et 8 semaines, selon l'espèce et les conditions météorologiques (Francois, 2008).

I.1.5.2.3. Nymphhe :

La nymphhe dotée de quatre paires de pattes, se met en quête d'un second hôte, puis se fixe et se nourrit enfin elle tombe au sol et mute en adulte mâle au femelle (Marchand, 2014).

I.1.5.2.4. Adulte :

La stase adulte nécessite un repas sanguin long et abondant, indispensable à la reproduction. Chez la plupart des espèces de tiques dures, ce repas peut durer de 6 à 10 jours, selon l'espèce et les conditions environnementales (Guiguen *et al.*, 2019).

I.1.5.3. Accouplement :

La reproduction se déroule généralement sur l'hôte, où les mâles localisent les femelles à l'aide de phéromones. L'accouplement peut avoir lieu soit directement sur l'hôte pendant que la femelle se nourrit, soit au sol après le détachement (Figure 8). Une fois fécondée, la femelle poursuit son repas jusqu'à atteindre une saturation, puis elle se laisse tomber au sol pour pondre un grand nombre d'œufs avant de mourir (Sonenshine & Roe, 2014). Le mâle, quant à lui, ne survit que quelques jours après la copulation.



Figure 8 : Accouplement (<https://www.inrae.fr/actualites/portrait-tiques>).

I.1.6. Répartition en Algérie :

Selon une revue systématique menée par Mechouk *et al.* (2022), 36 espèces de tiques appartenant à sept genres (*Hyalomma*, *Rhipicephalus*, *Dermacentor*, *Ixodes*, *Haemaphysalis*, *Argas* et *Ornithodoros*) ont été recensées en Algérie. Ces espèces ont été identifiées à partir de 853 enregistrements couvrant diverses régions, bien que la majorité des données proviennent du nord du pays. Les tiques du genre *Hyalomma* étaient les plus représentées, notamment *H. dromedarii*, *H. marginatum*, *H. scupense* et *H. excavatum*, souvent retrouvées sur le bétail. Cette étude souligne également plusieurs nouvelles associations hôte-tique, ce qui reflète une diversité parasitaire sous-estimée et l'importance d'études complémentaires dans les zones peu explorées

du pays.

I.1.7. Rôle pathogène :

La fixation est lente et indolore chez les Ixodidés (24 à 48 heures). L'installation s'effectue en deux temps : un temps mécanique de pénétration et un temps sécrétoire de fixation. On observe alors des désordres dermatologiques au point de fixation ainsi que des désordres hématologiques issus de la spoliation sanguine.

Plusieurs types d'action peuvent être relevés :

I.1.7.1. Action traumatique :

L'hypostome se forme une fois que les tissus ont été déchirés par les chélicères. Au cours du processus de fixation et d'alimentation en sang, les tiques inoculent une substance anticoagulante, hémolytique, anti-inflammatoire, vasodilatatrice et cytolytique (**Kazimirova et al., 2013**). Il se peut donc que la piqûre provoque des réactions allergiques et entraîne des nécroses. Quand elle pénètre la peau, la tique génère un micro-hématome : c'est ce qu'on appelle une piqûre telmophage. Il peut survenir un œdème, un prurit et des surinfections.

I.1.7.2. Action toxique :

La salive elle-même peut entraîner des réactions allergiques. Elle peut être toxique lorsqu'elle est produite par une femelle en période de ponte car l'inoculât contient une toxine sécrétée par les ovaires qui peut exercer une action neurotrophe et potentiellement paralysante. Quelques auteurs classifient les tiques comme des animaux venimeux (**Cabezas-Cruz et al., 2014**) car ils ont observé chez l'homme (*I. ricinus*), le mouton (*Haemaphysalis punctata*) et les oiseaux (*I. frontalis*) des paralysies ascendantes qui pourraient être mortelles.

I.1.7.3. Action spoliatrice :

Le volume de sang absorbé est plus important que le volume de la tique gorgée (jusqu'à trois fois) (**Guiguen et al., 2019**). La spoliation sanguine n'est donc pas négligeable, elle provoque un affaiblissement des animaux et en cas d'infestation massive peut être fatale (**Mehlhorn, 2011**).

I.1.7.4. Action inoculatrice :

Les tiques représentent les vecteurs les plus importants d'agents infectieux en médecine humaine et vétérinaire (**Moutailler et al., 2015**). L'éventail d'agents infectieux est diversifié et englobe des bactéries, des virus ainsi que des parasites.

I.1.7.4.1. Transmission de bactéries :

Les tiques sont principalement connues pour leur rôle dans la transmission de bactéries pathogènes. Les principales bactéries transmises par les tiques sont :

- *Anaplasma marginale* est une bactérie intracellulaire obligatoire appartenant au genre

Anaplasma, responsable de l'Anaplasmosse bovine, une maladie vectorielle affectant principalement les bovins et causant des pertes économiques importantes dans l'industrie de l'élevage.

- ***Borrelia burgdorferi*** : Cette bactérie est l'agent de la maladie de Lyme, elle est transmise par les tiques du genre *Ixodes*. La maladie de Lyme est l'une des infections bactériennes les plus courantes transmises par les tiques, caractérisée par une éruption cutanée, des symptômes grippaux, et des douleurs articulaires.

- **Les bactéries du genre *Rickettsia* spp.** : sont responsables de la fièvre boutonneuse méditerranéenne et du typhus des tiques, transmises par des tiques comme *Rhipicephalus* et *Dermacentor*, elles peuvent provoquer des symptômes graves, notamment des éruptions cutanées et des troubles neurologiques.

I.1.7.4.2. Transmission des virus :

Les Flavivirus : tels que le virus de l'encéphalite à tiques, sont des pathogènes transmis par certaines tiques qui peuvent provoquer des maladies graves, notamment des atteintes neurologiques. Bien que plus rares, certaines infections virales peuvent entraîner des fièvres avec d'éruptions cutanées sévères.

I.1.7.4.3. Transmission des protozoaires :

Certaines tiques sont aussi responsables de la transmission de protozoaires, tels que *Babesia* spp., agent responsable de la babésiose ou "fièvre des tiques ». Ces protozoaires sont transmis principalement par des tiques *Ixodes*, et la babésiose peut provoquer des symptômes de fièvre, d'anémie, et dans les cas graves la mort de l'hôte.

I.1.8. Lutte contre les tiques :

I.1.8.1. Moyens préventifs :

Pour se protéger contre les tiques, il est essentiel d'adopter des mesures préventives individuelles et environnementales. Tout d'abord, il est recommandé de porter des vêtements appropriés, comme des vêtements couvrants de couleur claire, afin de repérer plus facilement les tiques lors des activités en plein air.

Il est important de bien entretenir les espaces extérieurs en tondant régulièrement la pelouse, en élaguant les arbustes et en retirant les feuilles mortes pour réduire les habitats favorables aux tiques. Dans les zones à haut risque, l'application d'acaricides peut être envisagée pour contrôler les populations de tiques.

En cas de piqûre, il est primordial de retirer la tique le plus rapidement possible à l'aide d'un tire-tique ou d'une pince fine, en veillant à ne pas tordre la tique. Enfin, la zone mordue doit être désinfectée avec un antiseptique pour éviter toute infection.

I.1.8.2. Moyens curatifs :

L'utilisation de répulsifs cutanés contenant des substances actives reconnues est également conseillée, en veillant à respecter les consignes d'application. Les molécules employées appartiennent à des familles variées : organophosphorés, pyréthrianoïde, lactones macrocycliques... (Ferkas et al., 2013).

L'objectif d'un programme de contrôle des tiques dans l'élevage de ruminants est de diminuer les populations de tiques, plutôt que de les éradiquer totalement. On vise à atteindre un équilibre « Animaux-tiques-écosystèmes », en tenant compte de l'équilibre coûts/bénéfices écologiques, pathologiques et socio-économiques associé. Les tactiques de contrôle peuvent différer grandement en fonction des espèces de tiques prédominantes, des espèces et variétés de ruminants élevés, ainsi que des pratiques d'élevage (Hostis et al., 2023).

I.2. L'Anaplasmosse Bovine :

I.2.1. Introduction :

Les maladies bovines à transmission vectorielle représentent un groupe de pathologies qui affectent considérablement la santé des bovins, en particulier dans les régions où les tiques sont largement présentes. Ces maladies sont causées par des agents pathogènes variés, tels que des bactéries, des protozoaires et des virus, transmis aux animaux par la piqûre des tiques lors de leurs repas sanguins. Parmi les plus courantes on retrouve la babésiose, la théileriose et l'Anaplasmosse, qui peuvent provoquer des symptômes allant de la fièvre et la perte de condition physique à des troubles sanguins graves et des complications potentiellement mortelles.

Le genre *Anaplasma* appartient à la famille des Anaplasmataceae et regroupe des bactéries Gram-négatif intracellulaires obligatoires. Ces bactéries sont responsables de plusieurs infections chez les animaux, notamment chez les bovins, les ovins, et d'autres espèces animales. Elles se multiplient exclusivement à l'intérieur des cellules hôtes, généralement dans les érythrocytes, où elles se développent au sein de vacuoles, une caractéristique typique des bactéries intracellulaires strictes.

Dans cette section nous présenterons de manière détaillée l'Anaplasmosse bovine, la plus importante Anaplasmosse animale et vétérinaire au niveau mondial (Moutailler et al., 2015).

I.2.2. Définition de L'Anaplasmosse bovine :

L'Anaplasmosse, parfois appelée piroplasmose blanche en raison de la similitude de certains signes cliniques avec la babésiose, est une affection virulente non contagieuse transmise par des vecteurs. Elle touche tous les ruminants sauvages mais le bovin est l'espèce la plus sensible (Drieu, 2009). Elle est causée par la bactérie intracellulaire obligatoire *Anaplasma marginale* (Hanzlicek et al., 2016) et *Anaplasma centrale*, une espèce de moindre virulence, peut aussi être concernée.

Ces deux bactéries parasitent les globules rouges en se multipliant au sein des hématies (WOAH, 2024 ; Kocan *et al.*, 2003).

L'infection se propage principalement par le biais de tiques ainsi que par des insectes piqueurs (WOAH, 2024). Sur le plan clinique, l'affection se traduit par une montée de la fièvre, une anémie croissante et un ictère. Elle est susceptible d'évoluer jusqu'à la mort.

Tableau II : Principales Anaplasmoses d’importance médicales et vétérinaire (Rar & Golovljova, 2011 ; Stuen *et al.*, 2013).

Agent	Maladie	Tiques vectrices	Principaux hôtes	Distribution géographique
Genre <i>Anaplasma</i>				
<i>A. bovis</i>	Anaplasmosse monocyttaire bovine, Nofel.	<i>Amblyomma</i> spp. <i>Rhipicephalus</i> spp. <i>Hyalomma</i> spp.	Bovins, buffles, bisons	Afrique, Amérique du sud, Asie.
<i>A. centrale</i>	Anaplasmosse érythrocytaire bovine atténuée.	<i>R. simus</i>	Bovins	Afrique du sud, Repandu ailleurs comme “vaccin” Contre <i>A. marginale</i> .
<i>A. marginale</i>	Anaplasmirose érythrocytaire bovine.	Plusieurs surtout <i>Dermacentor</i> spp., <i>Rhipicephalus</i> spp.	Bovins, ruminants sauvages.	Surtout régions tropicales et subtropicales, moins en régions tempérées
<i>A. ovis</i>	Anaplasmirose érythrocytaire ovine.	Surtout <i>Dermacentor</i> spp., <i>Rhipicephalus</i> spp.	Ovins, caprins ruminants sauvages.	Europe, Amérique (du Nord et du sud). Afrique, Asie.
<i>A. phagocytophilum</i>	Anaplasmirose érythrocytaire humaine et animale.	<i>Ixodes</i> spp.	Ruminants domestiques, chiens, Chevaux, rangeurs, oiseaux.	Eurasie, Amérique
<i>A. platys</i>	Thrombocytopenie infectieuse cyclique canine.	<i>R. sanguineus</i> .	Chiens.	Europe, Amérique (du Nord et du Sud), Asie.

I.2.3. Les caractéristiques des bactéries responsables de l’Anaplasmosse bovine :

Anaplasma marginale est un parasite bien connu du bétail, car il provoque une maladie mortelle ayant un impact économique important (Battilani *et al.*, 2017).

Elle a un tropisme pour les érythrocytes et non pas pour les granulocytes contrairement à

Anaplasma phagocytophilum (Toiron, 2023).

Anaplasma marginale tient son nom du fait qu'elle occupe seulement la périphérie des globules rouges infectés (**Figure 8**) au contraire d'*Anaplasma centrale* qui comme son nom l'indique se situe majoritairement au centre de ceux-ci (**Figure 9**). Elle peut aussi se loger dans l'endothélium micro-vasculaire (Zehnter, 2014).

I.2.3.1. Systématique :

Les espèces d'*Anaplasma* bien que décrites à l'origine comme des parasites protozoaires, sont des bactéries intracellulaires obligatoirement à gram négatif (WOAH, 2024).

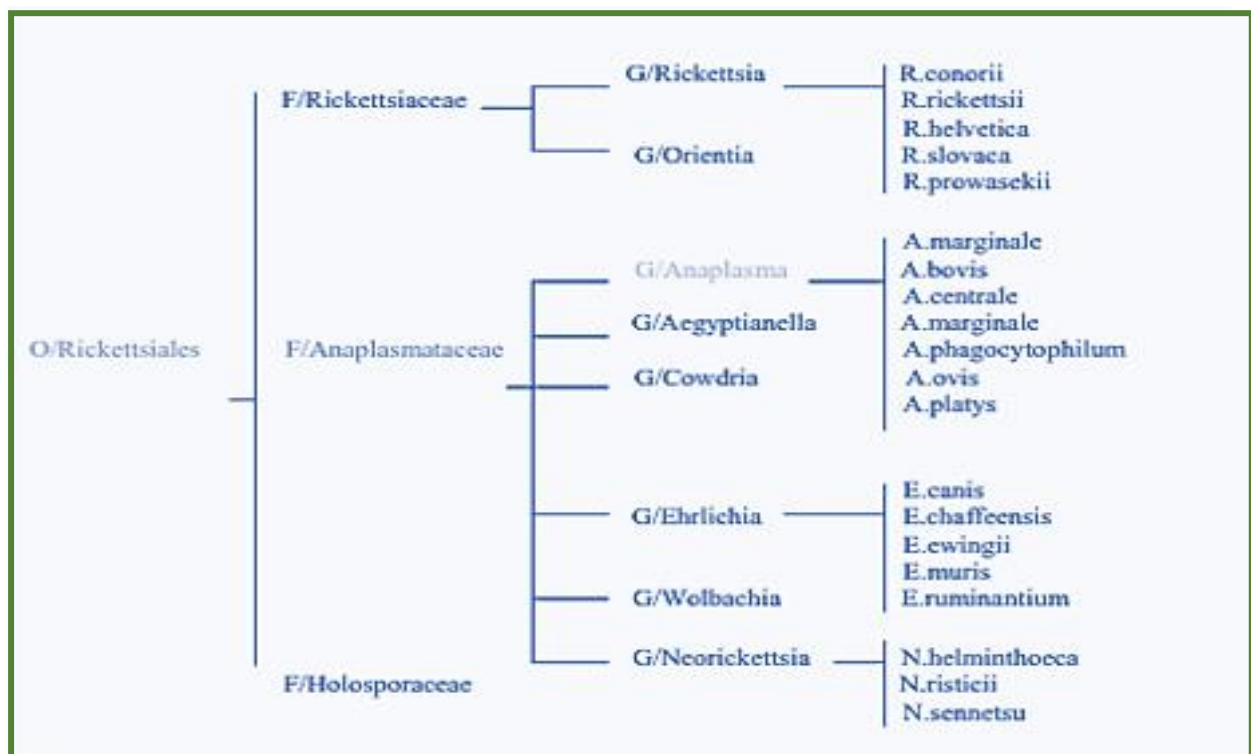


Figure 9 : Nouvelle classification des bactéries de l'ordre des Rickettsiales d'après (Martinez, 2003).

I.2.3.2. Morphologie :

I.2.3.2.1. *Anaplasma marginale* :

Les organismes d'*Anaplasma marginale* se présentent sous la forme de corps intra-érythrocytaires denses et arrondis d'environ 0,3 à 1,0 µm de diamètre, situés sur la marge de l'érythrocyte ou à proximité de celle-ci (WOAH, 2024) (**Figure 10**).

I.2.3.2.2. *Anaplasma centrale* :

Anaplasma centrale a un aspect similaire avec *A. marginale*, mais la plupart des

organismes sont situés vers le centre de l'érythrocyte (**Figure 11**).

Il peut être difficile de différencier *A. marginale* d'*A. centrale* sur un frottis coloré, en particulier lorsque les niveaux de rickettsémie sont faibles (**WOAH, 2024**).

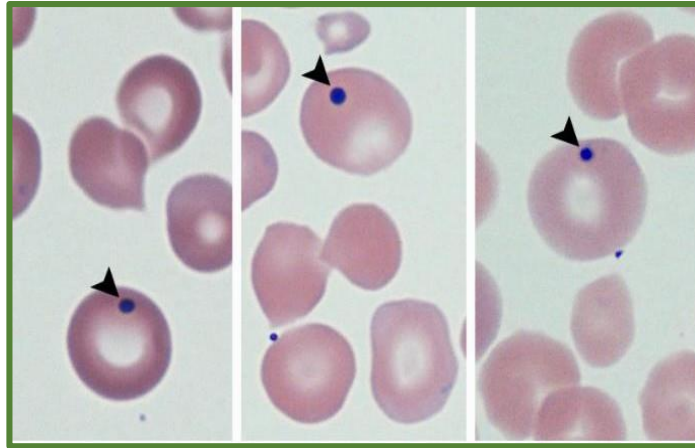


Figure 10 : Érythrocytes bovins infectés par *Anaplasma marginale* (**Cells and Smears, 2018**).

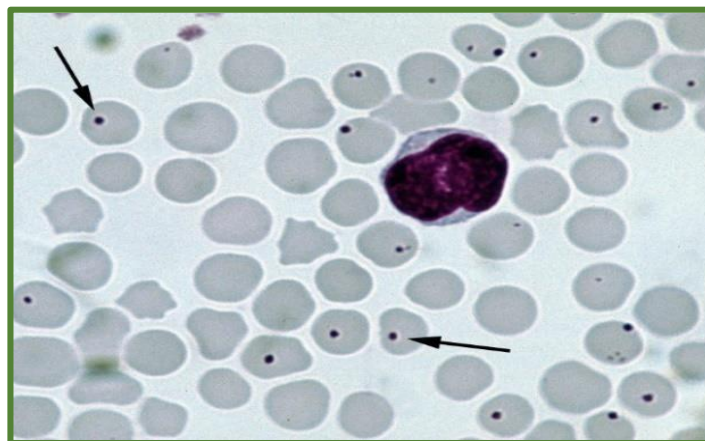


Figure 11 : *Anaplasma centrale* dans un frottis de sang périphérique de bovins coloré au Giemsa (**Wikipédia, 2024**).

I.2.3.3. Cycle évolutif de l'Anaplasmosse :

La tique s'infecte lorsqu'elle se nourrit de sang. Les rickettsies, sous leur forme végétative (réticulée) qui n'est pas infectieuse pour les bovins, se reproduisent et se propagent dans l'ensemble du corps.

Les parasites se multiplient ensuite de manière dense (infectieuse) dans les glandes salivaires de la tique, ce qui leur permet d'être transmis aux bovins (**Aubry & Geale, 2011**). Ces rickettsies s'infiltrèrent dans les globules rouges de l'hôte et se reproduisent par division binaire.

Durant la phase aiguë, le taux d'érythrocytes parasités se multiplie par deux toutes les 24 heures et peut monter jusqu'à 70% de l'ensemble des érythrocytes (Crosby *et al.*, 2015 ; Kocan *et al.*, 2010). En moyenne, la durée du cycle de vie d'une tique est de 20 jours. Il est possible que le parasite soit transmis à travers les mues de la tique, tant de manière transstadiale qu'intrastadiale (Aubry & Geale, 2011 ; Kocan *et al.*, 2010 ; 2003).

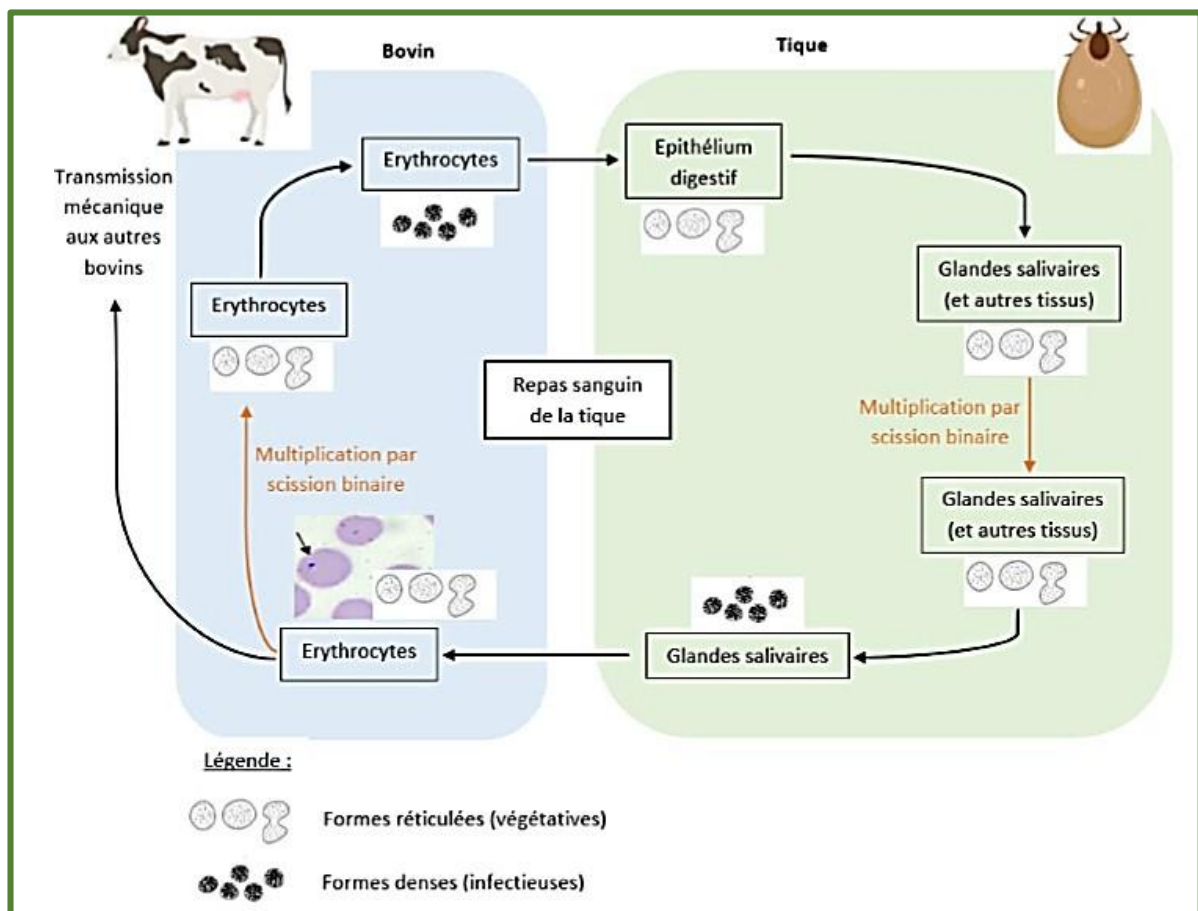


Figure 12 : Schéma du cycle de l'Anaplasmosse à *Anaplasma marginale* (Kocan *et al.*, 2010).

I.2.4. Epidémiologie :

Comme pour les autres maladies transmises par les tiques telles que la babésiose, l'épidémiologie de la maladie est fortement liée à la biologie des vecteurs (Drieu, 2009).

I.2.4.1. Transmission :

Les espèces d'*Anaplasma* sont transmises soit mécaniquement soit biologiquement par des vecteurs arthropodes.

Les tiques males peuvent être particulièrement importantes en tant que vecteurs, car elles sont susceptibles de se déplacer entre les bovins à la recherche de tiques femelles (WOAH, 2024).

Des revues basées sur une étude de transmissions expérimentales listent jusqu'à 19 tiques

différentes comme vecteurs d'*A. marginale* (Kocan et al., 2008). Ce sont : *Argas persicus*, *Ornithodoros lahorensis*, *Boophilus annulatus*, *B. calcaratus*, *B. decoloratus*, *B. microplus*, *Dermacentor albipictus*, *D. andersoni*, *D. hunteri*, *D. occidentalis*, *D. variabilis*, *Hyalomma excavatum*, *H. rufipes*, *Ixodes ricinus*, *I. scapularis*, *Rhipicephalus bursa*, *R. evertsi*, *R. sanguineus*, et *R. simus* (OIE, 2008).

L'ADN d'*Anaplasma marginale* a été largement signalé chez les espèces de *Hyalomma*, et la transmission a été démontrée avec *H. excavatum*. Il est probable que de multiples espèces de *Hyalomma* servent également de vecteurs d'*A. marginale* (Shkap et al., 2009).

De nombreux autres arthropodes ont été impliqués comme vecteurs mécaniques. Des transmissions expérimentales ont été démontrées avec un certain nombre d'espèces de *Tabanus* (taons) et avec des moustiques du genre *Psorophora* (Rodning & Navarre, 2018).

La transmission iatrogène est possible à partir de matériel contaminé (aiguille, scie fil, pinces à castration, pinces pour boucle d'identification, mouchette, ...) (Rodning & Navarre, 2018) et aussi la transmission par voie placentaire est prouvée (Kocan & Coll., 2003).

Les principaux réservoirs de la bactérie sont les ruminants, en particulier les bovins infectés persistants. En effet les bovins après avoir été infectés peuvent rester porteurs à vie. Un rôle de réservoir secondaire peut être joué par les tiques (Drieu, 2009).

I.2.4.2. Spectre d'hôtes :

I.2.4.2.1. *Anaplasma marginale* :

Toutefois, la gamme d'hôtes d'*A. marginale* comprend également un grand nombre d'espèces de ruminants sauvages, notamment le buffle d'eau (*Bubalus bubalis*), le bison d'Amérique (*Bison bison*), le cerf de Virginie, le cerf mulot (*Odocoileus hemionus*), cerf à queue noire (*Odocoileus hemionus culumbianus*), l'antilope d'Amérique (*Antilocapra americana*), le mouflon d'Amérique (*Ovis Canadensis*) et la girafe (*Giraffa Camelopardalis*) (Aubry et Geale, 2011).

I.2.4.2.2. *Anaplasma centrale* :

Pendant longtemps, les bovins ont été considérés comme les seuls hôtes de *Anaplasma centrale*, mais récemment, l'infection a également été identifiée chez les moutons, les cerfs sika, les gnous noirs (*Connochaetes gnou*), les gnous bleus (*Connochaetes taurinus*), les waterbucks (*kobus ellipsipyrymnus*) et les élans (*Taurotragus oryx*) (Khumalo et al., 2016).

I.2.4.3. Répartition géographique :

I.2.4.3.1. Dans le monde :

Contrairement à l'ehrlichiose, il ne s'agit pas d'une zoonose (Toiron, 2023). L'Anaplasmosse bovine une maladie cosmopolite. En Europe, elle est surtout rencontrée dans les pays du pourtour méditerranéen (Hattenberger et al., 2004).

Anaplasma marginale est présente sur l'ensemble du globe (**Figure 13**), particulièrement dans les zones tropicales et subtropicales. De plus, sa propagation semble croître, probablement en raison du déplacement de bétail des régions endémiques vers des zones non endémiques et à l'effet du réchauffement climatique qui affecte la migration des populations de vecteurs (**Kocan et al., 2010**). Cependant, la prévalence et la distribution de l'Anaplasmosse bovine varient d'une région à l'autre, ce qui rend cruciale l'évaluation systématique de la charge mondiale de cette maladie (**Nur-Amalina et al., 2023**).

Alors que dans les zones tropicales, la tique développe quatre générations par un an et que le bétail se trouve à différents niveaux d'infestation tout au long de l'année (**Santos et al., 2023**).

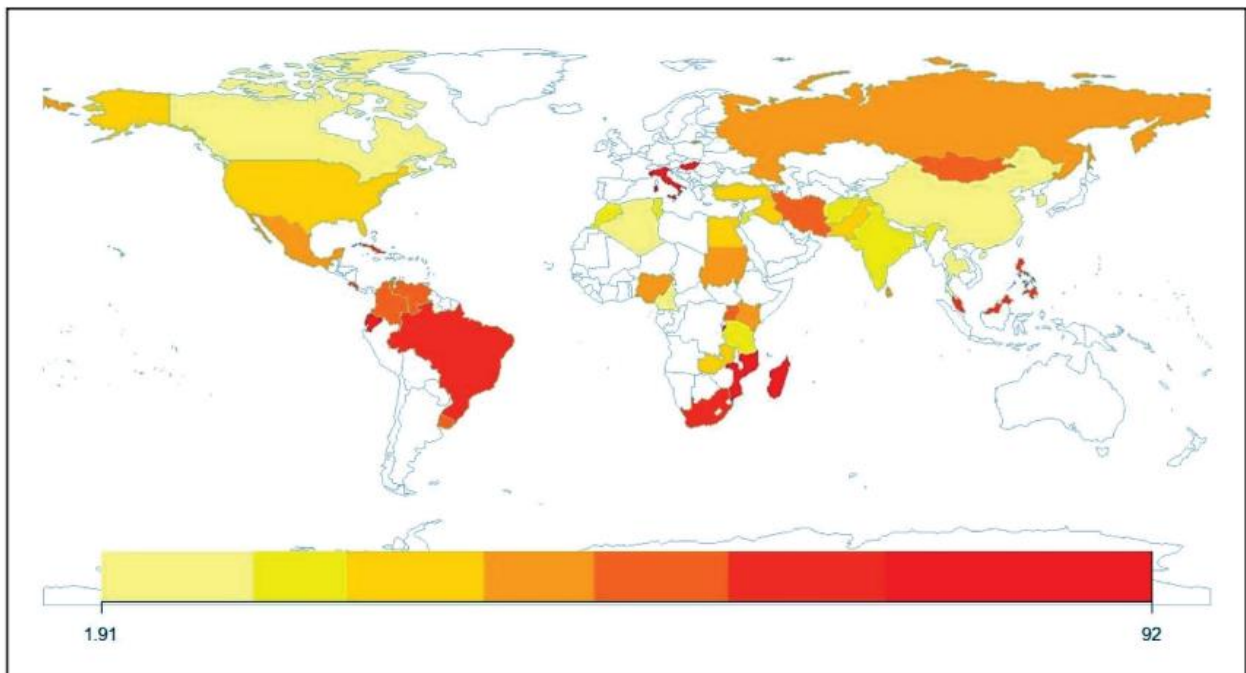


Figure 13 : Estimation de la prévalence mondiale de l'Anaplasmosse bovine (**Nur-Amalina et al., 2023**).

I.2.4.3.2. En Algérie :

L'Algérie est particulièrement touchée par l'Anaplasmosse bovine, principalement due à *Anaplasma marginale*, une maladie vectorielle endémique qui sévit surtout dans le nord et l'est du pays. Une méta-analyse récente de **Nahal et al., (2024)** qui regroupant 14 études réalisées entre 2004 et 2023, a mis en évidence un taux d'infection global de 28 % par *Anaplasma* spp. chez les ruminants en Algérie. Pour les bovins, on estime que le taux est de 20 %, avec des disparités régionales significatives : dans le nord-est de l'Algérie, le taux d'infection atteint 26 %, alors que dans le centre-nord, il est plus faible, à 9 %.

La présence d'*A.marginale* a été identifiée dans plusieurs wilayas selon des études spécifiques. Par exemple, celle de **Foughali et al., (2021)** réalisée à Beni Hamidene, dans la

wilaya de Constantine, a révélé la présence d'*A. marginale* chez 13 % des bovins inspectés.

I.2.5. Symptômes de l'Anaplasmosse :

Les symptômes de l'Anaplasmosse peuvent varier en fonction de la gravité de l'infection, de l'âge de l'animal, et de son statut immunitaire (**Das et al., 2022**). Les symptômes se manifestent généralement après une période d'incubation de 2 à 3 semaines.

I.2.5.1. Selon les stades de l'infection :

I.2.5.1.1. Stade aigu (2 à 3 semaines après infection) :

Se caractérise par une forte fièvre où la température peut atteindre 40°C ou plus, une anémie qu'elle s'agit l'un des symptômes les plus caractéristiques de l'Anaplasmosse, la dégradation des globules rouges par l'infection provoque une anémie sévère, ce qui entraîne une pâleur des muqueuses (souvent observée au niveau des gencives et au niveau des yeux) et une respiration accélérée pour compenser la faible quantité d'oxygène dans leur sang. Jaunisse apparaît dans les cas graves et aussi une légère icterus peut être observée à cause de la destruction des globules rouges. Les animaux deviennent faibles, ne bougent pas beaucoup et se montrent généralement apathiques et ils perdent leurs appétits ce qui entraînent un amaigrissement rapide. Écoulement nasal clair et toux occasionnelle. Les urines peuvent devenir rouge foncé ou brunâtre en raison de la destruction des globules rouges. Des tremblements ou convulsions sont moins fréquents mais peuvent survenir dans des formes sévères.

Si la maladie est fatale, la mort survient en 3 à 4 jours, précédée d'une hypothermie marquée (**WOAH, 2024 ; Kocan et al., 2003 ; Radostits et al., 2007**).

I.2.5.1.2. Stade subaigu (2 à 4 semaines après le début des symptômes) :

Si l'animal survit à l'infection aiguë, il peut entrer dans une phase où l'anémie est toujours présente, mais moins sévère et les symptômes se stabilisent, la fièvre peut diminuer et l'animal commence à se rétablir lentement, bien que l'appétit soit encore réduit, les muqueuses se redressent légèrement, mais restent pâles et l'animal peut montrer une récupération partielle de sa condition physique (**Kocan et al., 2003 ; Rodning & Navarre, 2018**).

I.2.5.1.3. Stade chronique (si l'animal survit longtemps) :

Dans ce stade, l'animal peut rester infecté de façon chronique et présenter des signes de fatigue, de perte d'appétit et de faiblesse persistants. Cela peut durer plusieurs mois avec une production de lait réduite chez les vaches, et leur croissance peut être retardée chez les jeunes animaux.

Les animaux peuvent continuer à être des porteurs de l'infection, ce qui contribue à la transmission continue de la maladie au sein du troupeau (**Aubry & Geale, 2011 ; Kocan et al., 2003 ; WOAH, 2024**).

I.2.5.2. Selon l'âge et le statut immunitaire des bovins :

Les jeunes bovins (moins de 6 mois) sont généralement plus résistants à l'infection par l'Anaplasmosse, grâce à une immunité passive transmise par leur mère sous forme d'anticorps. Cependant, une fois que cette immunité passive diminue (autour de 6 mois), ils deviennent plus susceptibles de développer des symptômes graves en cas d'infection (Goff *et al.*, 2010 ; WOA, 2024).

Pour les vieux bovins (plus de 5 ans), ils présentent souvent une réponse immunitaire plus faible liée au vieillissement immunitaire et peuvent être plus sensibles à la forme aiguë de la maladie, avec un risque élevé de mortalité si l'infection n'est pas traitée rapidement (Radostits *et al.*, 2007 ; Kocan *et al.*, 2003).

Les bovins adultes (1 à 5 ans) sont plus susceptibles de développer une forme subclinique ou modérément aiguë. Ce groupe est souvent le plus touché par l'Anaplasmosse, mais survit généralement bien lorsque les traitements sont administrés rapidement et correctement. Ces animaux développent souvent une immunité naturelle après guérison (Aubry & Geale, 2011 ; Santos *et al.*, 2023).

Chez les vaches gestantes, une infection peut affecter la santé du veau, notamment par une réduction du transfert d'immunité passive via le colostrum, ou entraîner des complications fœtales dans les cas graves. Toutefois, les avortements restent rares sauf dans des cas sévères non traités (WOA, 2024 ; Kocan *et al.*, 2003).

I.2.5.3. Résistance et évolution de l'immunité :

I.2.5.3.1. Immunité active :

Après une infection aiguë, les bovins peuvent développer une immunité qui leur permet de lutter plus efficacement contre des infections futures par *Anaplasma marginale*. Cela donne une certaine protection à vie, bien que la réinfection soit toujours possible, surtout si l'animal est exposé à de nouvelles souches du pathogène.

I.2.5.3.2. Immunité passive :

Les veaux sont protégés pendant les premières semaines de vie grâce aux anticorps maternels, ce qui leur confère une protection temporaire contre l'Anaplasmosse (Goff *et al.*, 2010).

I.2.6. Diagnostic :

Le diagnostic de l'Anaplasmosse bovine se base sur une combinaison de l'évaluation clinique, des antécédents (région endémique, âge, statut immunitaire) et des analyses de laboratoire. Ce dernier est essentiel pour valider l'infection, particulièrement dans les cas subcliniques ou chroniques où la parasitémie est faible.

I.2.6.1. Diagnostic clinique :

Les signes cliniques les plus marquants de l'Anaplasmosse sont l'anémie et l'ictère, ce dernier apparaissant tardivement dans le développement de la maladie. Il n'y a pas d'hémoglobinémies ni d'hémoglobinurie ce qui peut aider dans le diagnostic différentiel entre Anaplasmosse et babésiose (**Tableau III**) qui sont souvent des maladies enzootiques dans les mêmes régions. La maladie ne peut être confirmée que par l'identification de l'organisme (**WOAH, 2024**).

Tableau III : Diagnostic différentiel entre les entités responsables des piroplasmoses bovines (**Darghouth et al., 2003**).

Affections	Eléments de différenciation	Remarques
Babésiose	Hémoglobinurie et ictère plus nets absence de l'adénopathie	différenciation difficile avec les formes de theilériose sans adénites
Anaplasmosse	Anémie plus intense, indigestion du feuillet, atonie du rumen, absence d'adénopathie	
Theilériose tropicale	Gloutonnerie, fièvre, adénite, Ictère, pétéchies des muqueuses	
Ehrlichiose	anémie plus modérée, état général plus altéré, évolution le souvent bénigne	différenciation difficile avec les formes atténuées de theilériose

Par ailleurs des symptômes présents chez le bovin, comme une hyperthermie, un amaigrissement, une constipation, un ictère doivent nous orienter vers le diagnostic de l'Anaplasmosse (**Pailley, 2007**).

I.2.6.2. Diagnostic biologique :

La recherche sur le sang doit être réalisée au cours des quinze premiers jours de la maladie. Au bout d'un mois il y a trop peu d'hématies parasitées et l'infection ne peut plus être détectée.

Malgré la différence de situation érythrocytaire, il existe une réelle difficulté de différenciation entre ces deux espèces, d'autant plus lorsque l'échantillon est prélevé sur un animal subissant une infection mixte. Ceci peut être exacerbé car *A. centrale* est utilisé pour la vaccination contre *A. marginale*.

I.2.6.2.1. Frottis sanguin :

Le diagnostic de certitude pourra être fait par l'observation d'un frottis sanguin. En effet jusqu'à 4-5 jours après le début des symptômes les morulas sont visualisables dans les granulocytes. Hors de cette période la sensibilité est médiocre (Drieu, 2009).

I.2.6.2.2. Sérologie :

La sérologie est essentiellement utilisée pour diagnostiquer les porteurs chroniques (Ganière, 2002), L'IFI et ELISA sont les techniques les plus utilisés.

I.2.6.2.3. Biologie moléculaire :

Il est aussi possible de rechercher directement l'ADN de la bactérie ou d'un fragment par PCR à partir de sang, de sérum, de plasma, d'organes (rate en particulier). Cette méthode plus couteuse est extrêmement plus sensible (Genouvrier, 2013).

I.2.7. Traitement :

Dans le cas de la forme aigüe avec hyperthermie forte et anémie, la mort peut survenir en l'absence de traitement.

Les porteurs chroniques sont eux asymptomatiques dans la plupart des cas. Le traitement repose sur l'administration de tétracyclines, notamment l'oxytétracycline longue action à la dose de 20 mg/kg, 2 fois à 10-15 jours d'intervalle. L'imidocarbe peut aussi être utilisé, à une dose supérieure à la dose piropasmicide, soit 3 à 5 mg/kg, 2 fois à 15 jours d'intervalle.

I.2.8. Prophylaxie :**I.2.8.1. Prophylaxie sanitaire :**

La prophylaxie sanitaire consiste à mettre en place des mesures visant à limiter l'exposition des animaux aux tiques, vecteurs de la maladie, notamment par l'utilisation régulière d'insecticides ou d'acaricides, l'aménagement adéquat des pâturages, et la gestion de l'environnement pour réduire les zones infestées. Il est également important de pratiquer une rotation des pâturages et de limiter les mouvements d'animaux infectés vers des élevages sains.

I.2.8.2. Prophylaxie médicale :

La prophylaxie médicale, inclut l'administration de traitements préventifs à base d'antibiotiques dans les zones à risque, bien que cette approche soit souvent réservée aux animaux les plus exposés ou aux foyers d'infection. En outre, la vaccination est une autre méthode de prophylaxie médicale, ils sont conçus pour stimuler la réponse immunitaire des bovins contre *Anaplasma marginale*. Les vaccins disponibles peuvent offrir une protection partielle ou durable, réduisant ainsi la sévérité de la maladie en cas d'infection. Toutefois, l'efficacité des vaccins peut varier en fonction des souches locales de la bactérie et des conditions d'élevage.

Chapitre II :

Matériel et méthodes

Le présent chapitre, est dédié à la présentation de la région d'étude, la description des recherches de terrain réalisées et le détail des diverses expérimentations effectuées au laboratoire.

II.1. Présentation de la région de Tizi-Ouzou :

La présente étude a été effectuée dans la wilaya de Tizi-Ouzou, située au Nord de l'Algérie à environ 100 kilomètres de la capitale. Cette zone est bordée par la mer méditerranéenne au nord (avec 70 kms de côte), la wilaya de Bouira au sud, Béjaïa à l'est et Boumerdès à l'ouest. Elle s'étend sur une superficie 2 992,96 km² dominée par des ensembles montagneux.

La présente étude a été effectuée dans quatorze sites de la wilaya de Tizi-Ouzou (Tigzirt ; Makouda ; Mizrana ; Azeffoun ; Iflissen ; Boudjima ; Azazga ; Yakouren ; Draa Ben Khedda ; Ait Oumalou ; Larbaa Nath Irathen ; Irdjen ; Ain El Hammam ; Meklaa.) durant la période allant du mois de décembre 2024 au mois d'avril 2025. La carte des zones d'échantillonnage a été réalisée à l'aide du logiciel (**Paint 3D**), qui permet de modifier et annoter facilement une image géographique en y ajoutant des indications visuelles simples (**Figure 14**).

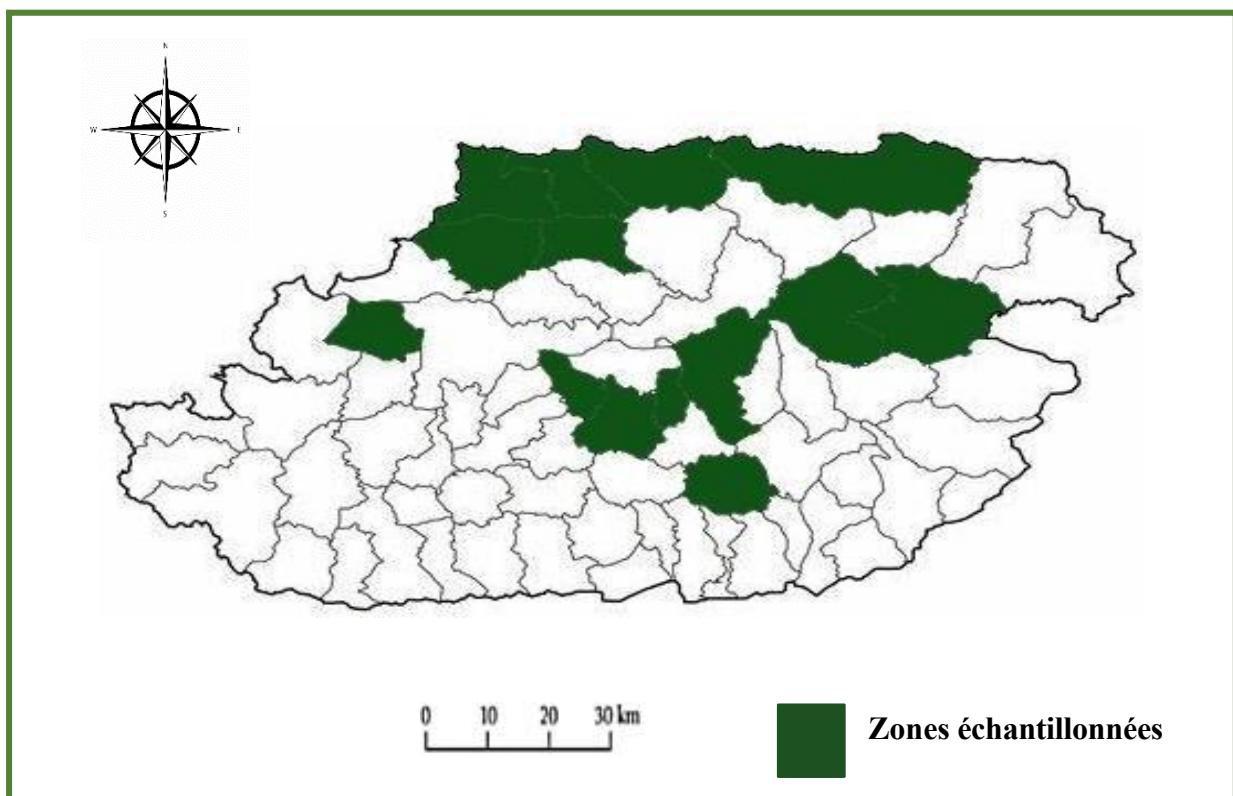


Figure 14 : Carte de la wilaya de Tizi- Ouzou montrant les communes d'échantillonnage (réalisée avec **Paint 3D**, version **Windows 10**, 2016).

II.2. Présentation des régions d'études :

Tableau IV : Caractéristiques géographiques, climatiques et topographiques des communes étudiées.

Commune	Altitude moyenne (m)	Superficie (km ²)	Climat	Coordonnées géographiques	Remarques
Tigzirt	360	41,68	Méditerranéen littoral	36° 53' 35" N, 4° 07' 21" E	Relief de 0 à 877 m
Makouda	376	57,43	Méditerranéen	36° 47' 31" N, 4° 03' 45" E	Bordée par Tigzirt, Boudjima et Tizi Ouzou
Mizrana	378	57,84	Méditerranéen marin	36° 50' 42" N, 4° 05' 46" E	Relief de 0 à 888 m
Azazga	436	77,05	Méditerranéen humide	36° 44' 43" N, 4° 22' 16" E	À 30 km du littoral
Draa Ben Khedda	90	33,41	Méditerranéen tempéré	36° 44' 06" N, 3° 57' 20" E	À 11 km de Tizi Ouzou
Aïn El Hammam	1200	38,55	Montagnard humide	36° 34' 14" N, 4° 18' 40" E	Hivers neigeux, été frais
Iflissen	239	66,87	Méditerranéen humide	36° 51' 49" N, 4° 13' 13" E	Humidité constante
Azeffoun	1–100	126,66	Méditerranéen maritime	36° 53' 35" N, 4° 25' 13" E	Commune côtière
Boudjima	412	34,94	Méditerranéen subhumide	36° 48' 50" N, 4° 09' 32" E	Zone semi-montagneuse
Yakouren	642	79,30	Montagnard humide	36° 44' 05" N, 4° 26' 19" E	Forêt du Djurdjura
Aït Oumalou	534	13,74	Montagnard tempéré	36° 39' 06" N, 4° 13' 19" E	Influencé par l'altitude
Larbaa Nath Irathen	937	39,28	Montagnard humide	36° 38' 12" N, 4° 12' 24" E	Hivers neigeux, étés modérés
Irdjen	700	21,24	Méditerranéen de montagne	36° 39' 41" N, 4° 08' 59" E	Été sec, hiver froid
Meklaa	578	64,71	Méditerranéen	36° 41' 16" N, 4° 16' 05" E	Bon régime pluviométrique

II.3. Objectif d'étude :

L'objectif principal de la présente étude est de détecter et de caractériser la présence d'*Anaplasma* spp. chez des bovins sains dans la région de Tizi-Ouzou, en ciblant les infections asymptomatiques. L'étude vise également à explorer le rôle potentiel des tiques comme vecteurs, afin de mieux comprendre la dynamique épidémiologique locale et d'orienter les mesures de prévention.

II.4. Choix des régions d'études :

Plusieurs travaux ont mis en évidence l'influence des paramètres écologiques tels que la température, l'humidité, la couverture végétale, et la topographie sur la biologie des tiques et leur capacité à transmettre des agents pathogènes. Ces facteurs modulent notamment le cycle biologique des tiques, leur densité sur le terrain, ainsi que leur interaction avec les hôtes vertébrés (Estrada-Peña et al., 2013).

Les élevages sélectionnés pour cette étude répondaient à des critères bien définis : accessibilité géographique, disponibilité et coopération des éleveurs, diversité des systèmes d'élevage (traditionnel ou moderne) (Figure 15), et représentativité de la région ciblée. Ce choix visait à garantir la faisabilité logistique du travail de terrain tout en assurant une couverture suffisante de la variabilité environnementale et zootechnique locale.

Les échantillonnages ont été réalisés dans plusieurs localités de la région, notamment à Azazga, connue pour sa forte densité d'élevages bovins (Figure 16). Deux types de structures d'élevage ont été ciblés : les élevages traditionnels extensifs, où les animaux pâturent librement, et les élevages modernes intensifs, généralement en stabulation. Cette diversité permet d'évaluer de manière plus complète les facteurs de risque associés à la présence des tiques et, par conséquent, à la circulation d'*Anaplasma* spp. dans la région.



Figure 15 : Élevage bovin moderne – vues intérieure et extérieure d’une étable (**Originale, 2025**).



Figure 16 : Bovins échantillonnés à Azazga (**Originale, 2025**).

II.5. Matériel :

II.5.1. Matériel biologique :

Le matériel biologique utilisé dans le cadre de cette étude comprend :

- Les ectoparasites (tiques) collectés directement sur les bovins ;
- Des échantillons de sang prélevés sur les mêmes animaux afin de rechercher la présence d'agents pathogènes du genre *Anaplasma*.

II.5.2. Matériel non biologique :

Cette section présente l'ensemble du matériel et des équipements utilisés au cours de

l'étude, tant pour l'identification morphologique des tiques (loupe binoculaire, pincettes...) que pour l'extraction de leurs matériels génétiques (micropipette, bain marie, tubes Eppendorf, centrifugeuse...).

Tous les équipements utilisés étaient calibrés et désinfectés avant et après chaque manipulation pour garantir la fiabilité des résultats et prévenir toute contamination croisée. (**Voir Annexe I pour l'inventaire complet du matériel utilisé.**)

II.6. Méthodes utilisées :

II.6.1. Collecte des tiques :

La collecte des tiques a été faite de manière systématique sur tout le corps des bovins visités, en veillant à ne négliger aucune région anatomique propice à l'attachement des tiques (oreilles, encolure, entre-cuisses, périnée, etc.).

Le prélèvement a été effectué à l'aide d'une pince fine, positionnée avec précision à la base du capitulum, afin de retirer les tiques sans endommager leur rostre ni leur capitulum, conformément aux protocoles préconisés par **Estrada-Peña et al., (2013)**.

Une fois prélevées, les tiques ont été immédiatement placées dans des tubes contenant de l'éthanol à 70 %, permettant leur conservation à long terme.

Chaque tube a été étiqueté avec un code unique comprenant le numéro d'élevage visité, le numéro de l'animal, la date et la région (**Figure 17**).

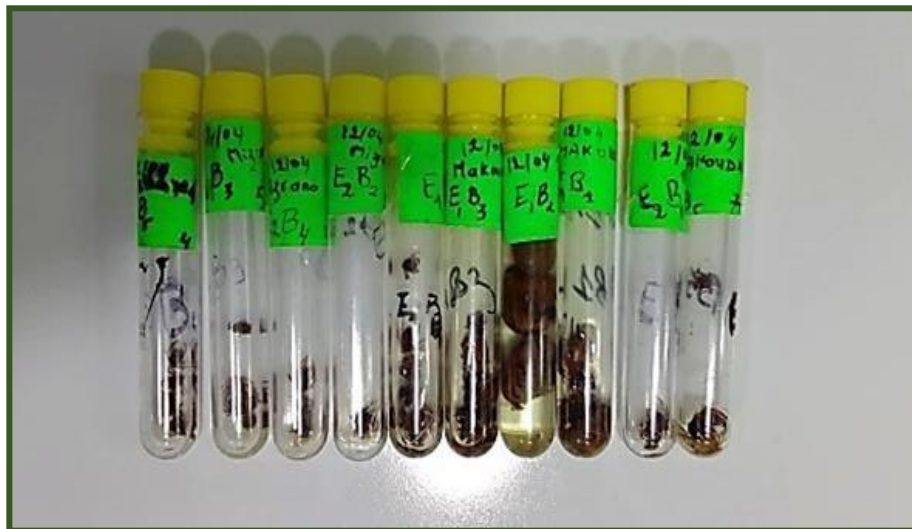


Figure 17 : Tubes étiquetés et numérotés (**Originale, 2025**).

II.6.2. Prélèvements du sang :

Les échantillons de sang ont été prélevés par ponction de la veine sous-cutanée abdominale (également appelée veine lactée) à l'aide d'aiguilles stériles, puis recueillis dans des tubes vacutainers contenant un anticoagulant (héparine), conformément aux protocoles standards utilisés en hémoparasitologie vétérinaire (Tana-Hernández *et al.*, 2017 ; Abdel-Rady, *et al.*, 2010). Chaque tube est identifié avec un code de référence spécifique à l'animal, par exemple : E5B2 (E numéro d'élevage, B numéro de bovin), la date et la région visité (Figure 18).

Les tubes ont été ensuite transportés dans une glacière au laboratoire d'Eco-épidémiologie Parasitaire et Génétique des populations, à l'institut Pasteur d'Algérie, où ils ont été conservés à 4 °C avant traitement.



Figure 18 : Tubes du sang numérotés (Originale, 2025).

II.6.3. Identifications morphologiques des tiques :

Cette partie a été effectuée au laboratoire d'éco-épidémiologie parasitaire à l'Institut Pasteur d'Algérie à l'aide d'une loupe binoculaire (Figure 19). La manipulation est faite dans des petites boîtes de Pétri, en utilisant des pinces fines, pour limiter les contaminations et garantir l'intégrité des spécimens.



Figure 19 : Loupe binoculaire (Originale, Institut Pasteur, 2025).

L'identification a suivi une approche progressive :

II.6.3.1. Détermination du sexe :

La première étape de l'identification morphologique des tiques consiste à déterminer leur sexe, ce qui est généralement facilement observable chez les espèces dures grâce à la morphologie de leur scutum (bouclier dorsal).

Chez les tiques mâles, le scutum recouvre l'ensemble de la face dorsale du corps. Ils sont donc généralement de taille plus petite et stable, même après le repas sanguin.

En revanche, chez les tiques femelles, le scutum ne recouvre qu'environ le tiers antérieur de la face dorsale, laissant le reste de l'abdomen libre pour la distension lors de la prise de sang. Cela permet à la femelle de se gorger de manière importante, augmentant ainsi significativement sa taille et son poids. Cette différence est particulièrement marquée chez les tiques engorgées.

II.6.3.2. Détermination du genre :

L'identification du genre a été faite selon la clé dichotomique de **Mouliner (2003)** (**Figure 20**), et les caractères morphologiques de certaines parties du corps de la tique (rostre, yeux, feston...).

- Le rostre : sa longueur et sa forme.

- Le sillon anal : sa position par rapport à l'orifice anal.
- Les festons : présence ou absence et aspect du feston médian.
- Yeux : s'ils existent.
- Plaques ventrales mâles : présence, nombre et forme.

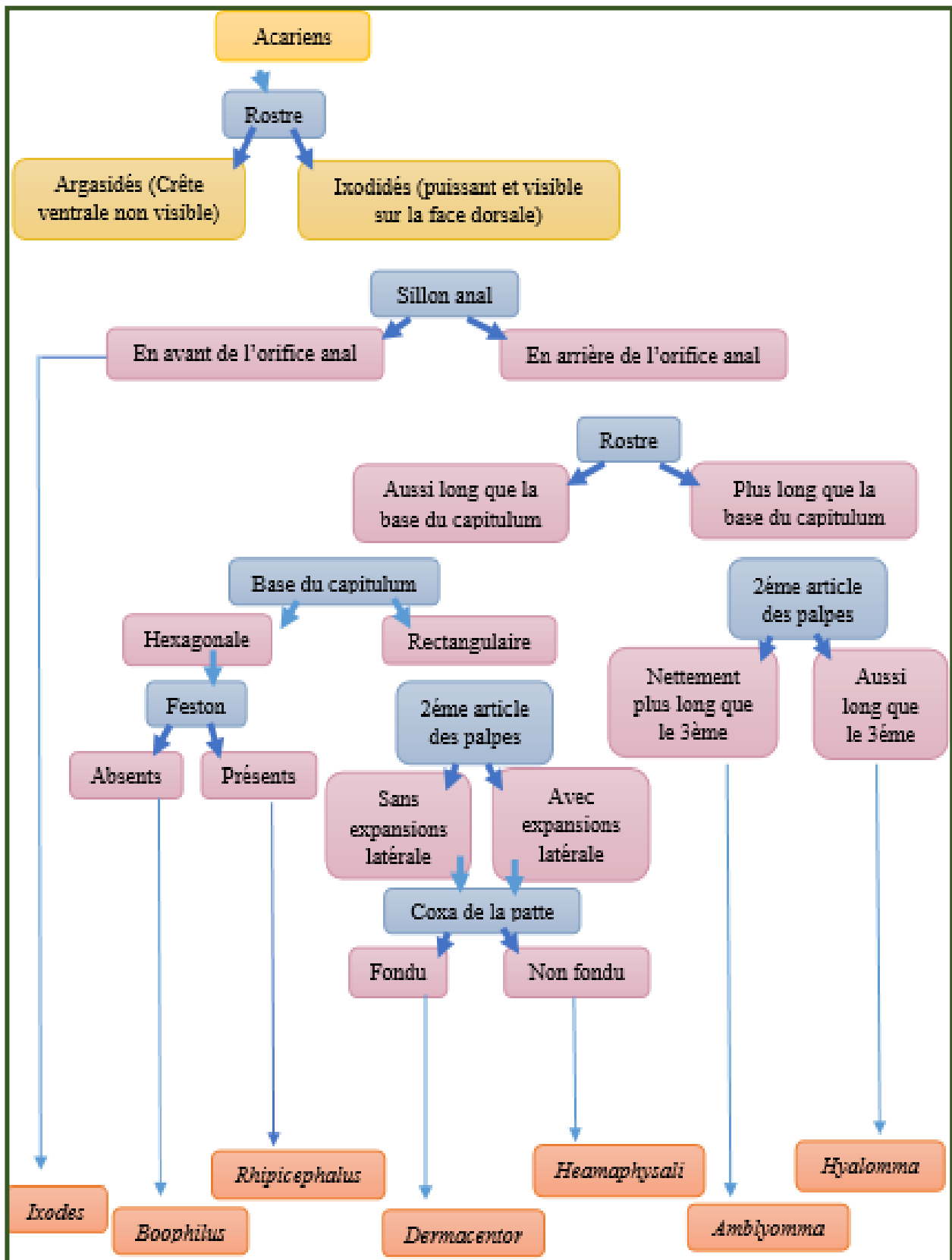


Figure 20 : Clé d'identification des genres des Ixodidés d'après (Moulinier, 2003).

II.6.3.3. Identification de l'espèce :

La diagnose des espèces a été faite à l'aide de la clé dichotomique et identification des tiques (Acari : Ixodidae) parasites du bétail au Maghreb de **A. Bouattour (2002)** et la clé de **Walker et al., (2003)** en se basant sur certains détails morphologiques :

- Le nombre et la forme des festons.
- La forme des plaques adanales.
- La présence ou l'absence de l'appendice caudale.
- La forme des stigmates.
- La distribution et la taille des ponctuations interstitielles.
- La coloration des pattes.

II.6.4. Frottis sanguin au Giemsa :

Dans le but de détecter la présence éventuelle d'inclusions parasitaires caractéristiques d'*Anaplasma* spp., des frottis sanguins ont été préparés à partir des échantillons collectés chez les bovins. Cette technique microscopique permet de mettre en évidence des inclusions intracellulaires dans les érythrocytes, typiquement associées à des infections à *Anaplasma* spp. (**Rymaszewska & Grenda, 2008**).

II.6.4.1. Protocole de coloration :

Le protocole qu'on a suivi est adapté à des méthodes standardisées de parasitologie hématologique (**Figure 21**).

- Déposez une goutte de sang avec une pipette pasteur à l'extrémité d'une lame propre et numérotée, puis étalez de manière uniforme à l'aide d'une autre lame tenue à un angle de 45°, en effectuant un mouvement rapide et fluide pour obtenir un film mince.

- Laisser sécher la lame à température ambiante, à l'air libre.
- Fixer le frottis au méthanol pendant 30 secondes.
- Colorez la totalité de la lame au Giemsa dilué (10 %) pendant 30 minutes.
- Rincez les lames doucement à l'eau distillée et les séchées pendant une nuit.

Observez au microscope optique à l'objectif (×40) puis (×100) avec une goutte d'huile d'immersion (**Figure 22**).

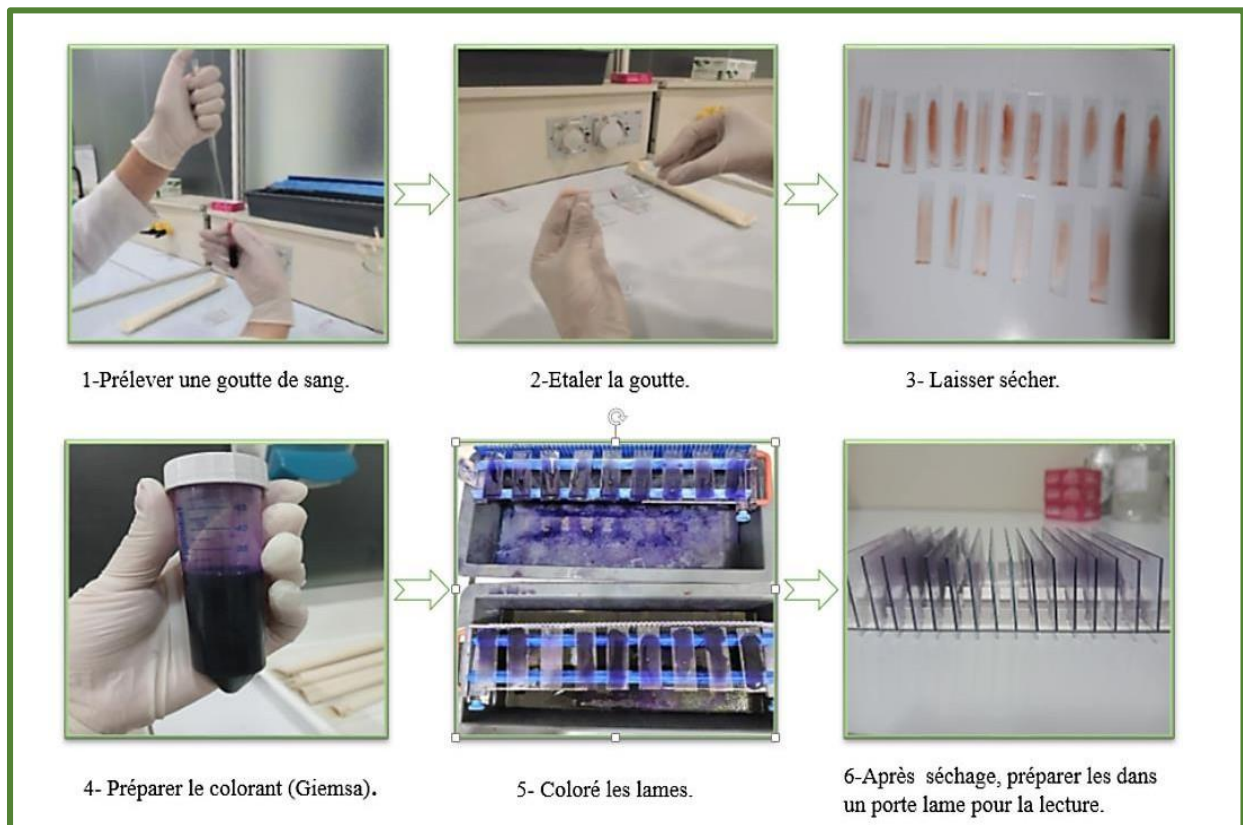


Figure 21 : Étapes de coloration au Giemsa (Originale, Institut Pasteur, 2025).

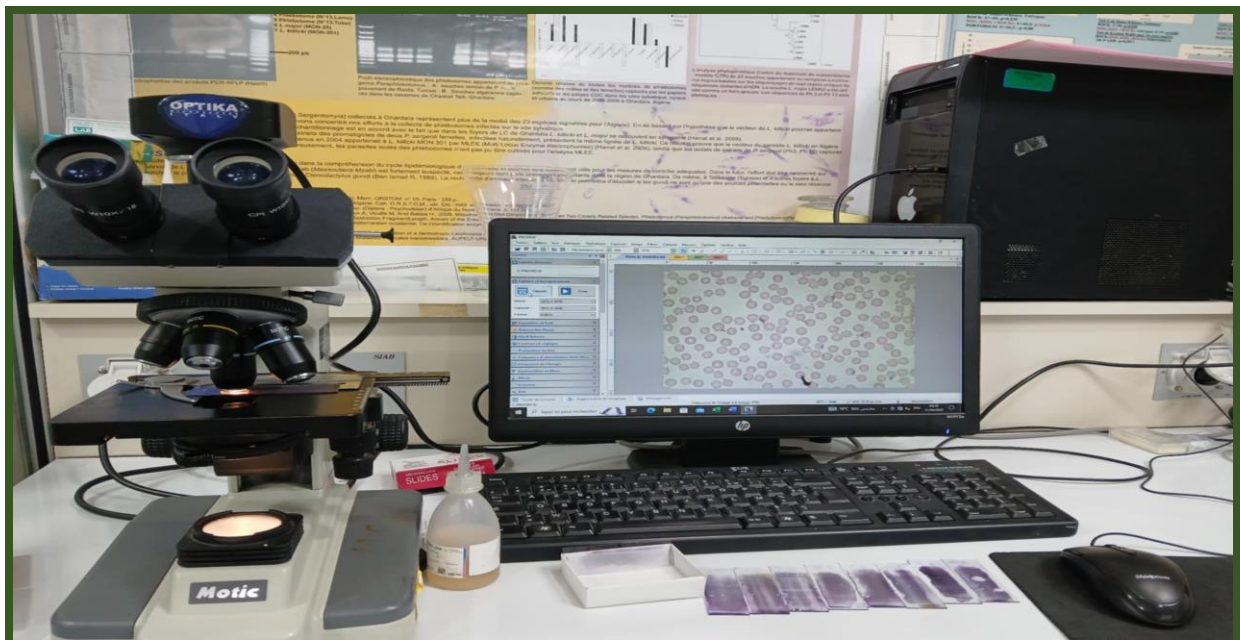


Figure 22 : Lecture des frottis au microscope (Originale, Institut Pasteur, 2025).

II.6.5. Détection moléculaire d'*Anaplasma* spp. :

Afin de rechercher la présence d'*Anaplasma* spp. Dans les tiques et dans les échantillons sanguins prélevés sur les bovins parasités, nous avons d'abord procédé à l'extraction de l'ADN génomique de ces deux types d'échantillons. Cette étape a été suivie par l'amplification des séquences cibles par PCR. Enfin, la présence des agents pathogènes a été mise en évidence par l'analyse des produits PCR, permettant de confirmer ou d'infirmer l'infection par *Anaplasma* spp.

II.6.5.1. Extraction d'ADN génomique :

L'extraction de l'ADN génomique à partir des tiques a été réalisée selon la méthode d'extraction au CTAB (Cetyltriméthylammonium Bromide) et les échantillons sanguins par la méthode de *Salting Out* (Nasiri et al., 2005 ; Quiñones et al., 2024).

II.6.5.1.1. Les étapes d'extraction d'ADN des tiques au CTAB :

➤ Lyse :

- Chaque tique a été broyée dans 200 µl de CTAB à 2% (préparée à partir de 5 mL de CTAB pour 24 échantillons, additionnée de 10 µL de β-mercaptoéthanol).

- Mettre au bain marie à 65°C pendant une nuit.
- Ajouter 200 µl de chloroforme. Mélanger par inversion.
- Centrifuger 5 minutes à 12000 tours/minutes.
- Prélever la phase supérieure (le surnageant) et le mettre dans un nouveau tube.

➤ La purification :

- Ajouter 200 µl d'isopropanol (froid). Bien mélanger par inversion.
- Centrifuger 15 minutes à 12000 tours/minutes.
- Vider l'isopropanol, bien égoutter puis ajouter 200 µl d'Ethanol absolue (froid).
- Centrifuger 5 minutes à 12000 tours/minutes.
- Vider l'Ethanol et Sécher le culot à l'air libre pendant 1 heure.

➤ L'élution :

- Ajouter 50 µl du tampon AE.
- Laisser suspendre sur la paillasse une demi-journée.
- Conserver au congélateur à +4°C.



Figure 23 : Etapes d'extraction d'ADN au CTAB (Originale, Institut Pasteur, 2025).

II.6.5.1.2. Extraction d'ADN du sang par la méthode *SALTING OUT* :

La méthode *Salting Out*, décrite comme rapide, économique et efficace, repose sur la précipitation différentielle des protéines par le sel, notamment le NaCl (Miller *et al.*, 1988).

➤ Lyse des GR

- Ajouter à 300µl de sang total 900µl de SLR et 50µl de Triton X100.
- Incuber pendant 37°C pendant 5min puis centrifuger à 8000 rpm pendant 3min.
- Eliminer le surnageant.
- Répéter cette étape 2 à 3 fois pour éliminer le triton x100.
- A la fin de cette étape on obtient une lyse des GR et on obtient un culot de GB.

➤ Lyse des GB

- On ajoute aux culots cellulaires 30µl de SLB+40µl de SDS à 10%.
- Mélanger et incuber pendant 5min à 37°C.
- Ajouter 100µl de NaCl (6M) puis on passe le mélange au vortex pour précipiter les protéines.

- Centrifuger les cellules à 8000 rpm pendant 5min.

➤ Précipitation de l'ADN

- Le surnageant est transféré dans des tubes Eppendorf contenant 300µl d'isopropanol.
- L'ADN est précipité en inclinant doucement l'Eppendorf.
- Centrifuger les Eppendorfs à 8000 rpm pendant 10min pour précipiter l'ADN.
- Eliminer le surnageant.
- On ajoute 200 µl de l'éthanol à 70% et on mélange doucement pour éliminer l'excès de sels.
- Centrifuger les tubes à 8000 rpm pendant 5min pour précipiter l'ADN au fond du tube.
- Le surnageant est éliminé et on laisse sécher à l'air.
- On ajoute 50µl de Tampon TE pour dissoudre l'ADN.



Figure 24 : Les étapes d'extraction d'ADN SALTING OUT (Originale, Institut Pasteur, 2025).

II.6.5.2. Dosage des acides nucléiques (ADN) :

Le dosage de l'ADN extrait a été réalisé afin d'évaluer la concentration et la pureté des échantillons avant l'amplification par PCR. La concentration et la pureté de l'ADN extrait ont été évaluées par spectrophotométrie (NanoDrop). L'absorbance a été mesurée à 260 nm (acides nucléiques) et à 280 nm (protéines). Un ratio A260/A280 compris entre 1,8 et 2,0 est généralement considéré comme indiquant un ADN pur (**Masago et al., 2021**).

II.6.5.2.1. Procédure d'utilisation du Nano Drop :

- Allumage du Nano Drop.
- Sélectionnez le mode correspondant au type d'échantillon.
- Vérifiez que le plateau en acier inoxydable et le bras optique sont propres.
- Blanc (Blanking) du spectrophotomètre.
- Chargez 1 à 2 μL du tampon d'éluion sur le support inférieur.
- Abaissez le bras optique et cliquez sur Blank.
- Essuyez soigneusement avec un papier non pelucheux.
- Mesure des échantillons en déposant 1 à 2 μL d'échantillon sur le support inférieur (**Figure 25**).
- Abaissez le bras optique et cliquez sur Measure.
- Notez la concentration en $\text{ng}/\mu\text{l}$ et les ratios de pureté :
 - 260/280 : Idéalement ~ 1.8 pour ADN.
 - 260/230 : Doit être supérieur à 2.0.
- Essuyez soigneusement et répétez pour les autres échantillons.
- Nettoyez le plateau et le bras optique avec un chiffon propre et de l'éthanol si nécessaire.
- Éteignez le Nano Drop et fermez le logiciel.

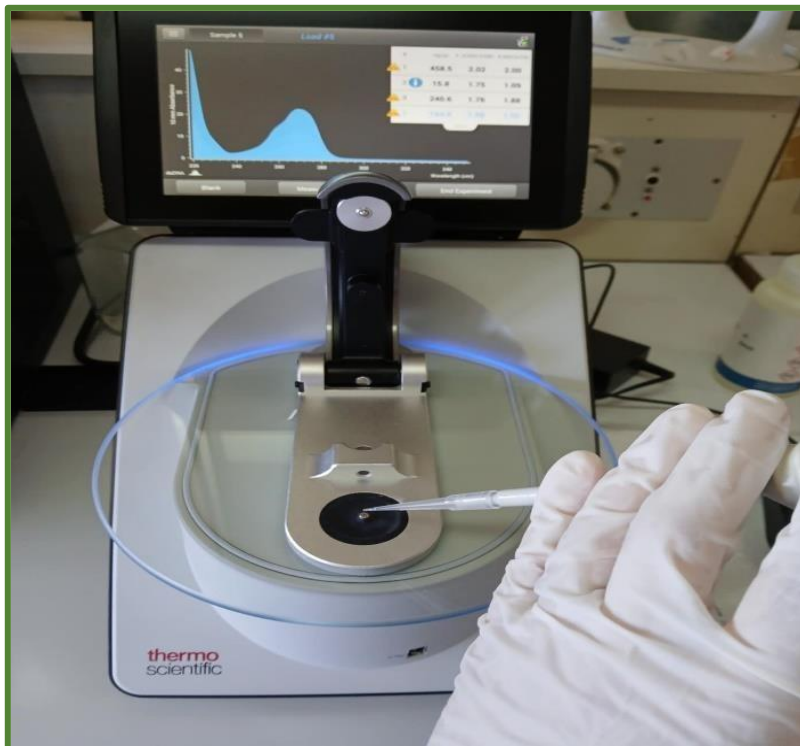


Figure 25 : Nano Drop (Originale, Institut Pasteur, 2025).

II.6.5.3. Amplification de l'ADN génomique :

Le principe de la PCR repose sur l'utilisation de l'ADN polymérase thermostable permettant d'amplifier in vitro un fragment spécifique d'ADN, même lorsqu'il est présent en très faible quantité. La réaction s'effectue dans un mélange contenant l'ADN cible et d'un mix. Ce mélange est ensuite soumis à une succession de cycles de dénaturation, d'hybridation et d'élongation à l'aide d'un appareil appelé thermocycleur.

II.6.5.3.1. Préparation du mix :

Le mix doit être réalisé dans des conditions aseptiques (sous une hotte-bio cape) (**Figure 26**) tout en portant des gants au préalable afin d'éviter toute contamination. Pour obtenir le volume du mix voulu pour une étude, chaque constituant du mix est multiplié par le nombre d'échantillons étudiés en addition de tubes pour les témoins positif et négatif. Le mix est ensuite transvasé dans les tubes à raison de 22.5 μ l ensuite 2.5 μ l d'ADN sont ajoutés.

Le mix est distribué dans les tubes comme suit :

- Tous les échantillons : 2.5 μ l d'ADN extrait de nos échantillons + 22.5 μ l de mix.
- Témoin positif : 2.5 μ l d'ADN positif + 22.5 μ l de mix.
- Témoin négatif : 2.5 μ l d'eau distillé stérile + 22.5 μ l de mix.

Tableau V : Réactifs du mix et leurs rôles.

Réactif	Volume final	Concentration Finale	Rôle
ADN matrice	1–2 μL	Variable	C'est l'ADN à amplifier.
Tampon 10X (Buffer)	2 μL	1X	Maintient le pH optimal et l'activité de la Taq Polymérase. Contient souvent MgCl_2 . Permet une stabilité de l'ADN au moment de la dénaturation
MgCl_2 (25 mM)	0.6–1.2 μL	1.5–3 mM	Cofacteur essentiel pour l'activité de la Taq polymérase. Trop ou pas assez peut inhiber la PCR.
dNTPs (10 mM chacun)	0.4 μL	200 μM chacun	Fournissent les bases nécessaires à la synthèse du nouvel ADN.
Amorces sens + antisens (25 μM)	0.5 μL (Chacun)	0.5 μM (Chacune)	Déterminent la région ciblée à amplifier.
Taq polymérase (5 U/ μL)	0.2 μL	~1 U/réaction	Enzyme qui synthétise l'ADN à partir de la matrice.
Eau ultrapure (sans ADNase)	Complément	-	Sert à ajuster le volume total à 20 μL .

II.6.5.3.2. Le programme de cyclage PCR :

Le programme de cyclage appliqué dans cette étude commence par une étape de dénaturation initiale à 95°C pendant 3 minutes. Cette phase a pour objectif de séparer complètement les deux brins de l'ADN matrice, afin de rendre les séquences cibles accessibles aux amorces. Cette étape est suivie de 30 à 35 cycles successifs, chacun comprenant trois phases :

➤ **Dénaturation rapide** : à 95°C pendant 30 secondes, qui permet, à chaque cycle, de séparer les brins d'ADN nouvellement synthétisés.

➤ **Hybridation** : dont la température varie entre 50 et 65°C pendant 30 secondes, en fonction de la température de fusion (T_m) des amorces spécifiques utilisées. Cette température doit être rigoureusement optimisée pour favoriser une fixation spécifique des amorces aux séquences complémentaires.

➤ **L'élongation** : réalisée à 72°C pendant 30 à 60 secondes, en fonction de la taille de l'amplicon attendu. À cette température, l'ADN polymérase synthétise un nouveau brin d'ADN en ajoutant des nucléotides à partir des amorces. En général, la vitesse de polymérisation est estimée à environ 1 kilobase par minute.

L'élongation finale est réalisée à 72°C après les cycles d'amplification pendant 5 à 10 minutes afin de compléter l'extension de tous les fragments d'ADN en cours de synthèse, notamment ceux qui n'auraient pas été entièrement terminés durant les cycles précédents.

Enfin, la réaction est maintenue à 4°C de façon indéfinie afin de conserver les produits PCR jusqu'à leur récupération pour analyse.

II.6.5.3.3. Electrophorèse sur gel d'agarose 0.8 % :

La technique d'électrophorèse sur gel d'agarose à 0.8% (**Figure 27**) a été utilisée afin de vérifier si notre extraction est bonne. S'il y a présence d'ADN, une fluorescence au niveau des bandes d'ADN apparaît après visualisation sous trans-illuminateur dans une chambre noire. Si notre extraction se conclue par un échec il n'y aura pas de trace d'ADN.

➤ Préparation du gel d'agarose à 1 % dans 80 ml :

- On a pesé 0.8 g d'agarose.
- Le mélanger avec 80 ml de TAE 1X.
- Chauffer dans un micro-ondes jusqu'à dissolution.
- Ajouter 5,5 µL de GelRed (ou EtBr) après refroidissement à ~60°C.
- Verser dans le moule avec peigne.

➤ Préparation des échantillons :

● Ajouter 3 µL de colorant de charge (loading dye) (bleu de bromophénol + xylène cyanol + glycérine) à 7 µL de produit PCR. (Le colorant permet de suivre la migration et de lester l'échantillon pour qu'il coule dans les puits).

➤ Migration électro-phorétique :

- Mettre le gel dans la cuve, recouvrir avec le tampon de migration TAE.
- Déposer la totalité du produit de chaque échantillon dans les puits.
- Déposer 5 µL d'un marqueur du poids moléculaire pour comparaison.
- Tension : 75 V pendant 30 à 45 minutes (**Figure 28**).

➤ Interprétation et observation :

Après migration électro-phorétique, les gels d'agarose ont été placés dans un système de documentation de gel pour la visualisation des fragments d'ADN amplifiés. L'appareil utilisé est un Gel Doc de marque (FastGene FAS-DIGI PRO) (**Figure 29**) équipé d'une caméra numérique montée sur le capot, reliée à un micro-ordinateur. L'image des gels est ensuite capturée et analysée via un logiciel intégré pour vérifier la présence et la taille des fragments amplifiés.



Figure 26 : Les étapes préliminaires de la PCR (Originale, Institut Pasteur, 2025).



Figure 27 : Préparation de gel d'agarose (Originale, Institut Pasteur, 2025).

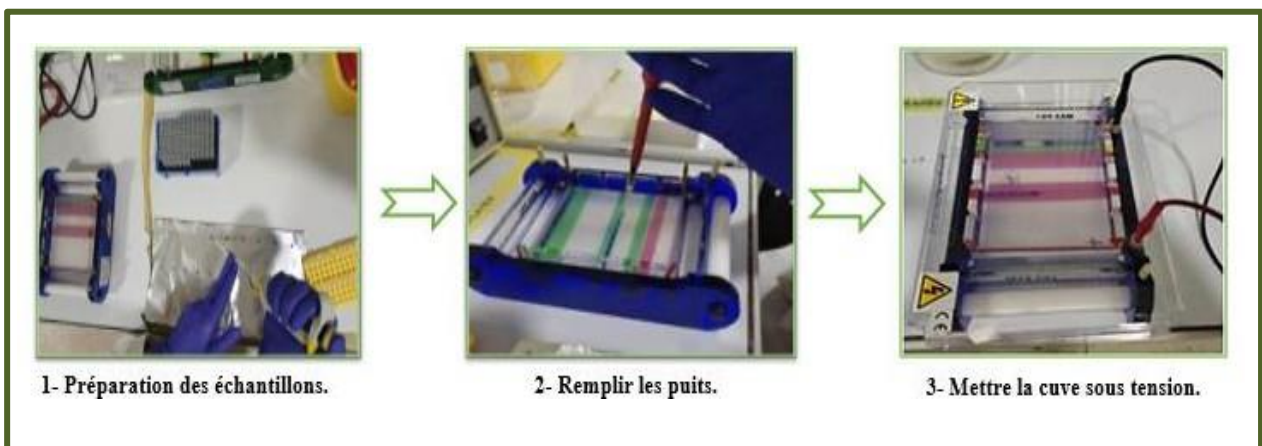


Figure 28 : L'électrophorèse (Originale, Institut Pasteur, 2025).



Figure 29 : Visualisation des fragments d'ADN amplifiés sur un Gel Doc (**Originale, Institut Pasteur, 2025**).

Chapitre III :

Résultats

Dans ce chapitre, sont exposés les différents résultats obtenus au cours de la présente étude. Il s'agit, outre, l'inventaire des tiques récoltées dans les 14 stations retenues dans la wilaya de Tizi Ouzou, de l'analyse et l'identification des tiques, le dosage de l'ADN, les frottis sanguins, ainsi que les résultats de la PCR.

III.1. Répartition des bovins examinés :

Au cours de la présente étude, un total de 481 bovins a été examinés dans 26 élevages répartis sur 14 communes de la wilaya de Tizi Ouzou, entre les mois de décembre 2024 et d'avril 2025 (**Tableau V**). Parmi ces animaux, 59 bovins ont été retrouvés infestés par des tiques, soit une prévalence d'infestation de 12,27 %.

La prévalence est calculée selon la formule suivante :

$$\text{Prévalence \%} = \left(\frac{\text{Nombre de bovins infestés}}{\text{Nombre de bovins examinés}} \right) \times 100$$

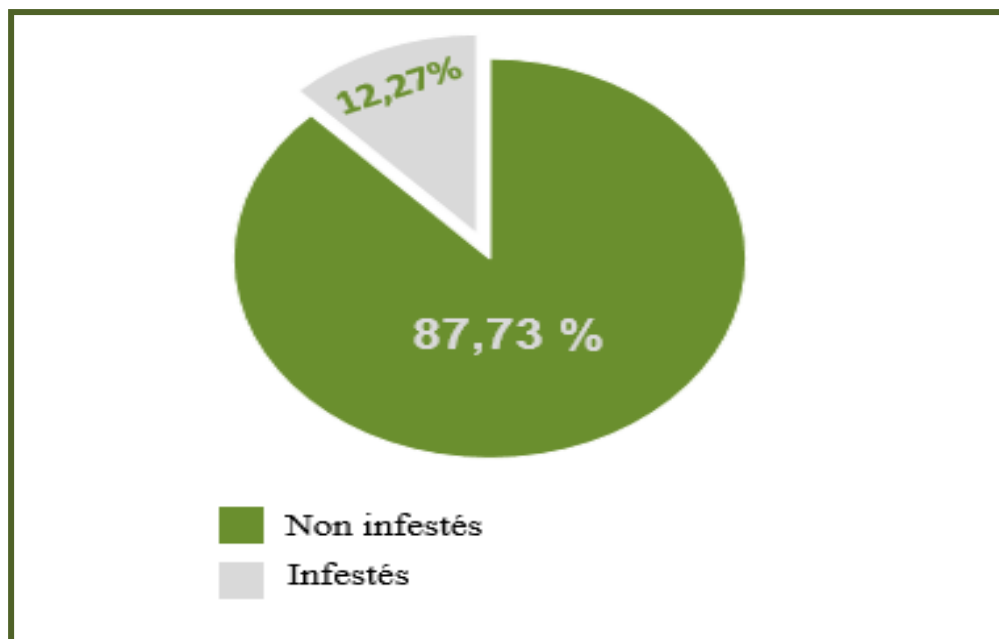


Figure 30 : Prévalence de l'infestation par les tiques chez les bovins.

Tableau VI : Données d'échantillonnage des bovins dans la wilaya de Tizi Ouzou (Décembre 2024 – Avril 2025).

Date	Stations d'étude	Numéro d'élevage	Nombre de bovins examinés	Nombre de bovins infectés
17/12/2024	Iflissen	1	10	/
22/12/2024	Ain El Hammam	1	27	/
23/12/2024	Makouda	1	62	/
		2	36	/
		3	10	2
25/12/2025	Tigzirt 1	1	8	3
		2	13	/
		3	6	1
26/12/2024	Azeffoun	1	11	1
04/01/2025	Larbaa Nath Irathen	1	7	/
20/02/2025	Draa Ben khedda 1	1	20	/
22/02/2025	Meklaa	1	17	/
		2	31	/
27/02/2025	Tigzirt 2	1	22	5
01/03/2025	Boudjima	1	24	6
17/03/2025	Ait oumalou	1	8	/
18/03/2025	Irdjen	1	4	2
23/03/2025	Azazga	1	30	8
		2	7	1
24/03/2025	Yakouren	1	7	2
		2	27	/
		3	12	8
26/03/2025	Draa Ben Khedda 2	1	16	/
12/04/2025	Mizrana	1	26	5
		2	30	5
12/04/2025	Tigzirt 3	1	10	10
Totale	14 régions	26 élevages	481	59

L'examen du **Tableau VI**, permet de constater que cette infestation a été observée dans plusieurs zones géographiques, notamment à Tigzirt 2, Azazga, Boudjima, Yakouren, Mizrana et Azeffoun, qui semblent constituer des foyers à plus forte densité vectorielle.

Il est à noter que certaines stations ont présenté une infestation nulle, tandis que d'autres comme Tigzirt 3 (100 %, 10/10 bovins), Yakouren (8/12) ou encore Azazga (11/37) ont montré une prévalence localement élevée, traduisant une hétérogénéité spatiale marquée dans la répartition des tiques.

III.2. La prévalence du sexe des bovins infestés :

L'analyse de la prévalence du sexe des bovins infestés, indique que 92 % des bovins sont des femelles, tandis que les mâles ne représentent que 8% (**Figure 30**).

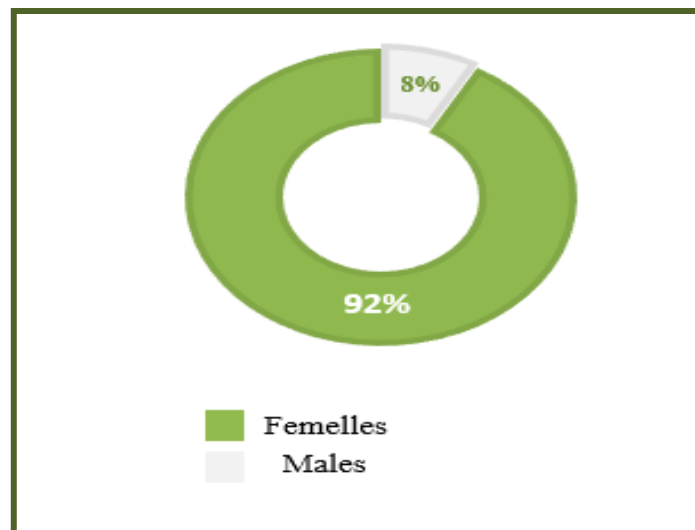


Figure 31 : La prévalence du sexe des bovins infestés.

Cette disproportion pourrait s'expliquer par plusieurs facteurs :

- La structure du cheptel local, où les troupeaux laitiers sont majoritairement composés de femelles adultes.
- Le temps de pâturage plus long ou la fréquence de manipulation vétérinaire, souvent plus élevée chez les femelles, ce qui augmente l'exposition aux tiques.

III. 3. Répartition des tiques par stations :

La présente étude, qui a eu lieu sur une durée de cinq mois (du mois de décembre 2024 au mois d'avril 2025) dans la wilaya de Tizi Ouzou, a permis la collecte d'un total de 332 tiques prélevées sur 59 bovins infestés, répartis dans 14 localités (**Figure 31**).

La densité des tiques collectées varie considérablement selon les stations, reflétant les différences écologiques et d'exposition des animaux.

La station de Tigzirt est la plus infestée, avec 86 tiques collectées, suivie de Mizrana (82 tiques), Azazga (63 tiques), et Yakouren (50 tiques).

En revanche, des localités comme LNI, Ait Oumalou, Ain El Hammam, DBK (1 et 2), Meklaa et Iflissen n'ont révélé aucune collecte de tiques.

Ces résultats traduisent une hétérogénéité spatiale des infestations, probablement influencée par les conditions climatiques locales, la topographie, la végétation, et les pratiques d'élevage. Les zones côtières (Tigzirt, Azeffoun) ou boisées (Yakouren, Azazga) sont connues pour offrir un microclimat humide favorable à la survie des tiques.

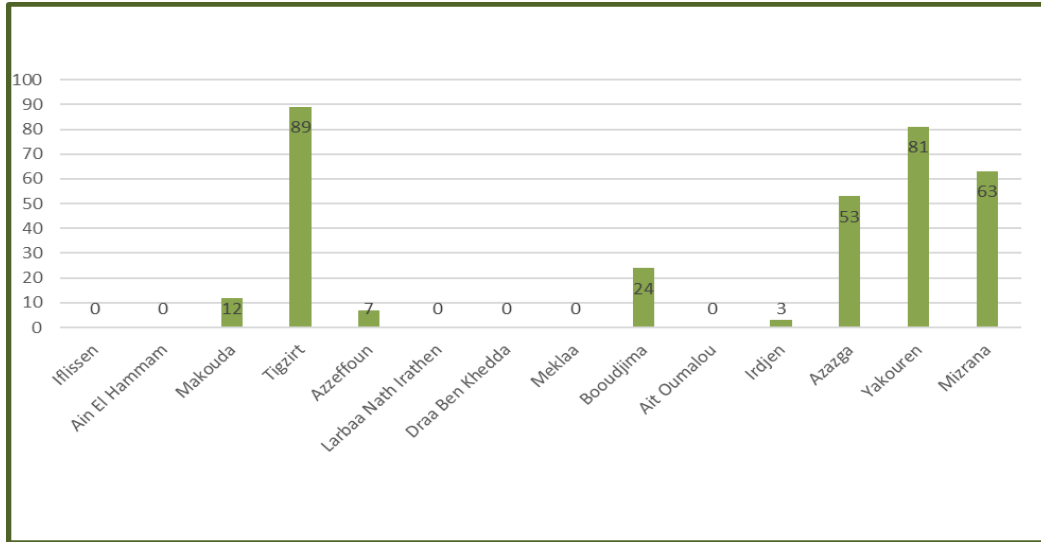


Figure 32 : Nombre de tiques collectées par station.

III.4. Résultats de l'identification des tiques :

Tous les spécimens de tiques prélevés appartiennent à la classe des Arachnides, ordre Ixodida, et famille Ixodidae.

L'analyse morphologique a permis de distinguer plusieurs espèces, dont la plus dominante est *Hyalomma marginatum* suivie de *Rhipicephalus bursa*, *Hyalomma dentritum*, *Hyalomma excavatum*, *Rhipicephalus sanguineus* et *Ixodes ricinus* (Figures 33, 34).

La prédominance de *H. marginatum*, espèce adaptée aux climats chauds et semi-arides, est cohérente avec les observations faites dans les zones littorales et les collines boisées de la wilaya. Cette espèce est également un vecteur reconnu d'*Anaplasma* spp.

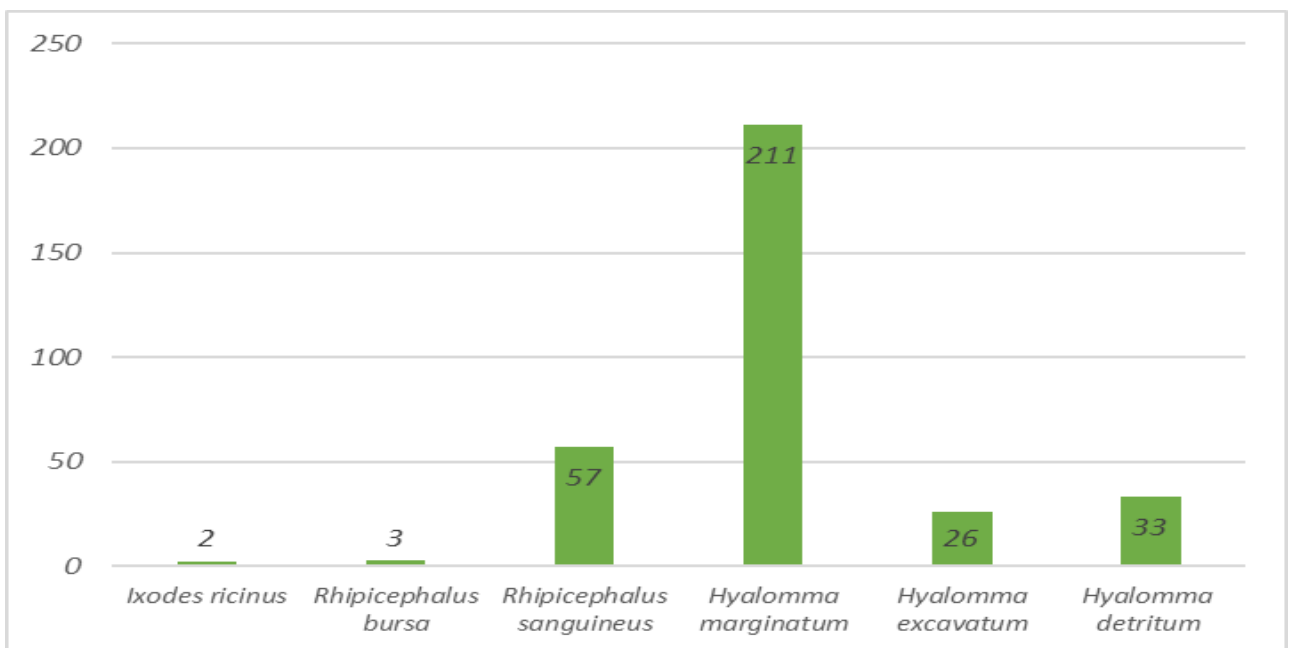


Figure 33 : Effectif des tiques identifiées par espèce.

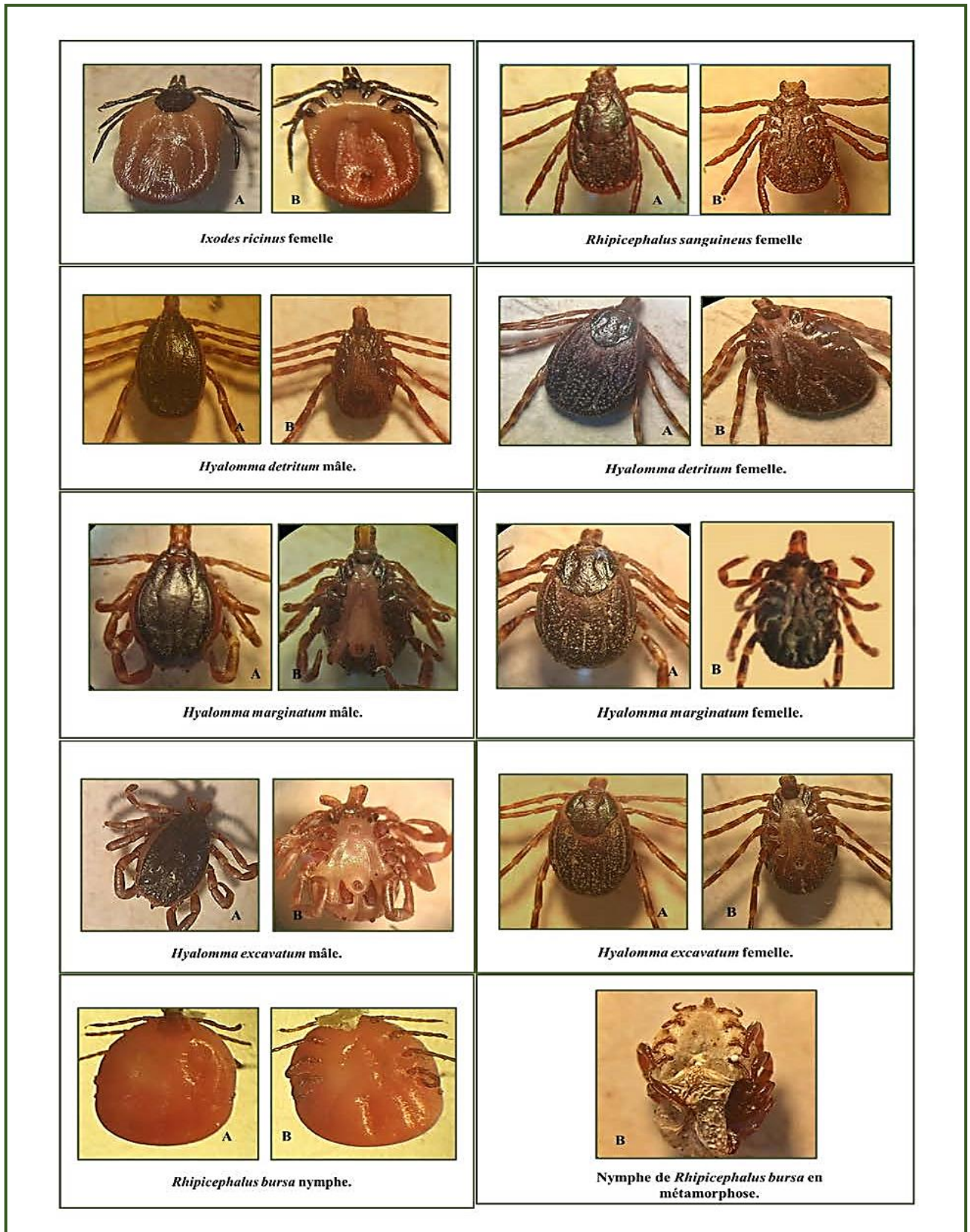


Figure 34 : Résultats d'identification des tiques sous loupe binoculaire.
(A) face dorsale, **(B)** face ventrale (Originale, Institut Pasteur, 2025).

III.5. Analyse des stades évolutifs et du sexe des tiques collectées :

L'analyse des stades de développement des 332 tiques collectées montre une prédominance marquée des formes adultes, avec une absence totale de larves. En revanche, 57 nymphes ont été identifiées, représentant 17,17 % des spécimens. Les adultes constituent la majorité des tiques prélevées (82,83 %, soit 275 tiques), parmi lesquelles on dénombre 173 mâles (62,91 %) et 102 femelles (37,09 %). Cela traduit une domination nette des mâles adultes (**Figure 35**).

Sur le plan biologique, cette structure démographique est cohérente avec les caractéristiques comportementales des tiques. Les mâles des espèces du genre *Hyalomma*, notamment *H. marginatum*, restent plus longtemps sur l'hôte afin de copuler avec plusieurs femelles, ce qui augmente leur probabilité de capture. À l'inverse, les femelles quittent plus rapidement l'hôte après la prise sanguine pour pondre, ce qui les rend moins accessibles à la récolte.

L'absence totale de larves est attribuée à la période hivernale de collecte (décembre à avril), peu favorable à l'activité de ces stades immatures, sensibles aux basses températures. Ce constat est appuyé par plusieurs études menées dans des zones similaires, comme celles d'**Estrada-Peña et al., (2004)** et **Walker et al., (2003)**.

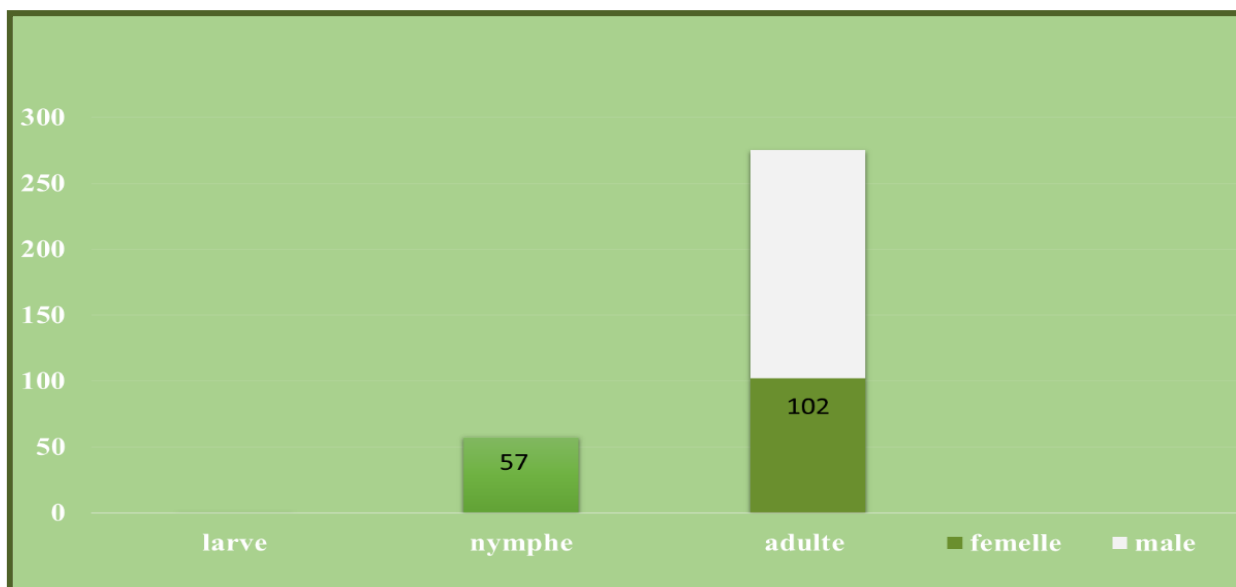


Figure 35 : Répartition des tiques collectées selon le stade de développement et le sexe.

III.6. Résultats des analyses biologiques et moléculaires réalisées :

III.6.1. Résultats du dosage d'ADN :

III.6.1.1. ADN des tiques :

Les résultats du dosage de l'ADN extrait des tiques sélectionnées pour l'analyse PCR, obtenu après application de la méthode d'extraction au CTAB et identifiés par le code d'extraction « FS », sont présentés ci-dessous :

Tableau VII : Dosages d'ADN des tiques.

Code d'extraction	Origine du tube	Espèces	Sexe	Acides Nucléiques (ng/uL)	A260/A280	A260/A230
FS1	E1B3 Tigzirt (1)	<i>Ixodes ricinus</i>	Femelle	458.486	2.016	2.003
FS2	E1B5 Tigzirt (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	15.850	1.749	1.095
FS3	E1B5 Tigzirt (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	240.633	1.761	1.876
FS4	E1B5 Tigzirt (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	744.838	1.677	1.917
FS5	E1B5 Tigzirt (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	47.104	1.647	1.330
FS6	E1B5 Tigzirt (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	338.664	1.839	1.838
FS7	E1B5 Tigzirt (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	586.581	2.138	2.161
FS8	E1B5 Tigzirt (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	101.878	1.606	1.439
FS9	E1B5 Tigzirt (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	683.413	1.628	1.880
FS10	B5 Makouda (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	7.103	1.345	0.755
FS11	B5 Makouda (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	58.512	1.522	0.934
FS12	B5 Makouda (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	420.374	1.935	2.072
FS13	B5 Makouda (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	11.417	1.478	0.907
FS14	B5 Makouda (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	9.900	1.629	0.662
FS15	B5 Makouda (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	24.341	1.549	0.543
FS16	B5 Makouda (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	8.104	1.629	0.807
FS17	B5 Makouda (1)	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	121.525	1.581	1.080
FS18	E1B1 Azeffoun	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	24.688	1.723	1.770
FS19	Azeffoun E1B1	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	3.236	1.788	2.037
FS20	Azeffoun E1B1	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphe	257.401	1.752	1.682
FS168	E3B10 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Femelle	76.482	1.842	1.786
FS169	E3B10 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	81.387	1.815	1.662
FS170	E3B10 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	218.263	1.758	1.116
FS171	E3B10 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	2.511	0.866	-0.356

FS172	E3B10 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	79.960	1.811	1.672
FS173	E3B9 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Femelle	1292.712	1.929	1.693
FS174	E3B9 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Femelle	577.970	1.964	1.909
FS175	E3B9 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Femelle	1434.580	1.999	1.884
FS176	E3B9 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Femelle	78.971	1.925	1.837
FS177	E3B9 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	54.506	1.896	1.978
FS178	E3B9 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	49.462	1.769	1.717
FS179	E3B6 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Femelle	1860.055	1.996	2.169
FS180	E3B6 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	58.682	1.819	1.283
FS181	E3B6 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	126.096	1.811	0.924
FS182	E3B6 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Male	79.701	1.867	1.529
FS192	E1B1 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	0.728	0.676	-3.883
FS193	E1B1 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Male	8.105	1.470	0.773
FS194	E1B1 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Male	2.564	1.513	2.109
FS195	E1B1 Tigzirt (3)	<i>Hyalomma detritum</i>	Femelle	5.763	1.431	0.961
FS196	E2B5 Mizrana	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	13.934	11.484	1.386
FS197	E2B5 Mizrana	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	12.776	1.496	0.847
FS198	E2B5 Mizrana	<i>Hyalomma marginatum</i>	Male	1.400	1.368	-0.597
FS211	E1B5 Mizrana	<i>Hyalomma Excavatum</i>	Male	0.032	0.142	-0.034
FS212	E1B5 Mizrana	<i>Hyalomma Excavatum</i>	Male	2.217	1.412	0.586
FS213	E1B5 Mizrana	<i>Hyalomma detritum</i>	Femelle	8.381	1.786	1.355
FS214	E1B5 Mizrana	<i>Hyalomma detritum</i>	Femelle	3.305	1.329	0.800
FS215	E1B5 Mizrana	<i>Hyalomma detritum</i>	Male	0.316	11.506	-0.133

Les dosages réalisés sur les extraits d'ADN de tiques révèlent une grande variabilité des concentrations, allant de moins de 1 ng/μL à plus de 1800 ng/μL. Par exemple :

- L'échantillon FS179 (*Hyalomma marginatum*, ♀) présente 1860,05 ng/μL, ratio A260/A280 = 1,996, ratio A260/A230 = 2,169.

• Tandis que FS211 (*H. excavatum*, ♂) n'atteint que 0,032 ng/μL, avec un ratio très faible (A260/A280 = 0,142) suggérant une contamination ou une erreur technique.

Les rapports A260/A280 observés oscillent entre <1 à >2, ce qui indique des niveaux variables de pureté :

• Des valeurs proches de 1,8 à 2,0 sont considérées comme acceptables (ex. FS1, FS7, FS173),

• Des valeurs <1,6 suggèrent une contamination protéique (ex. FS10, FS13, FS215),

• Des valeurs >2,0 comme FS7 (2,138) peuvent indiquer une contamination par de l'ARN.

Les ratios A260/A230, qui reflètent la contamination par des sels ou solvants organiques, varient aussi fortement. Certains échantillons comme FS171 (-0,356) ou FS192 (-3,883) présentent des valeurs négatives, révélatrices d'une pureté très insuffisante pour une PCR fiable.

Les échantillons FS175 et FS180, tous deux positifs à *Anaplasma* spp. par PCR, montrent :

• Des concentrations élevées : 1434,58 et 58,68 ng/μL.

• Des ratios A260/A280 proches de l'optimum : 1,999 et 1,819

Cela confirme l'importance de la qualité de l'ADN pour la réussite de l'amplification PCR.

III.6.1.2. ADN du sang des bovins :

Extraction d'ADN du sang a été réalisée selon la méthode *Salting Out* sur 20 échantillons, identifiés par le code d'extraction « DH ».

Les résultats du dosage sont présentés ci-dessous :

Tableau VIII : Dosages d'ADN de sang.

Code d'extraction du sang	Origine du tube	Acides Nucléiques (ng/uL)	A260/A280	A260/A230
DH1	E1B1 Mizrana	6.901	0.816	0.123
DH2	E1B2 Mizrana	3.099	0.914	0.142
DH3	E1B3 Mizrana	78.676	1.032	0.319
DH4	E1B4 Mizrana	8.269	1.002	0.190
DH5	E1B5 Mizrana	-6.087	1.773	-0.947
DH6	E2B1 Mizrana	27.160	1.033	0.226
DH7	E2B2 Mizrana	5.036	0.786	0.115
DH8	E2B3 Mizrana	0.666	-1.398	0.021
DH9	E2B4 Mizrana	20.339	0.823	0.117
DH10	E2B5 Mizrana	66.601	1.695	1.042
DH11	E3B1 Tigzirt (3)	-0.545	-13.272	-0.242

DH12	E3B2 Tigzirt (3)	4.155	0.892	0.317
DH13	E3B3 Tigzirt (3)	87.225	1.193	0.844
DH14	E3B4 Tigzirt (3)	2.616	0.800	0.118
DH15	E3B5 Tigzirt (3)	7.316	0.970	0.175
DH16	E3B6 Tigzirt (3)	4.359	1.233	0.199
DH17	E3B7 Tigzirt (3)	33.504	1.335	0.294
DH18	E3B8 Tigzirt (3)	0.699	0.546	0.058
DH19	E3B9 Tigzirt (3)	0.528	0.831	0.072
DH20	E3B10 Tigzirt (3)	3.592	0.794	0.127

III.6.2. Résultats de la lecture des frottis sanguins :

Sur les 20 frottis sanguins analysés, 6 prélèvements ont été positifs à *Anaplasma* spp. Ces frottis ont montré, la présence d'inclusions intracellulaires compatibles avec le genre *Anaplasma*, par observation au microscope optique Gx100. Avec un taux de prévalence de 30%. Les échantillons concernés sont : **E1B1, E1B5, E2B5, E3B1, E3B8 et E3B10 (Figures 36, 37).**

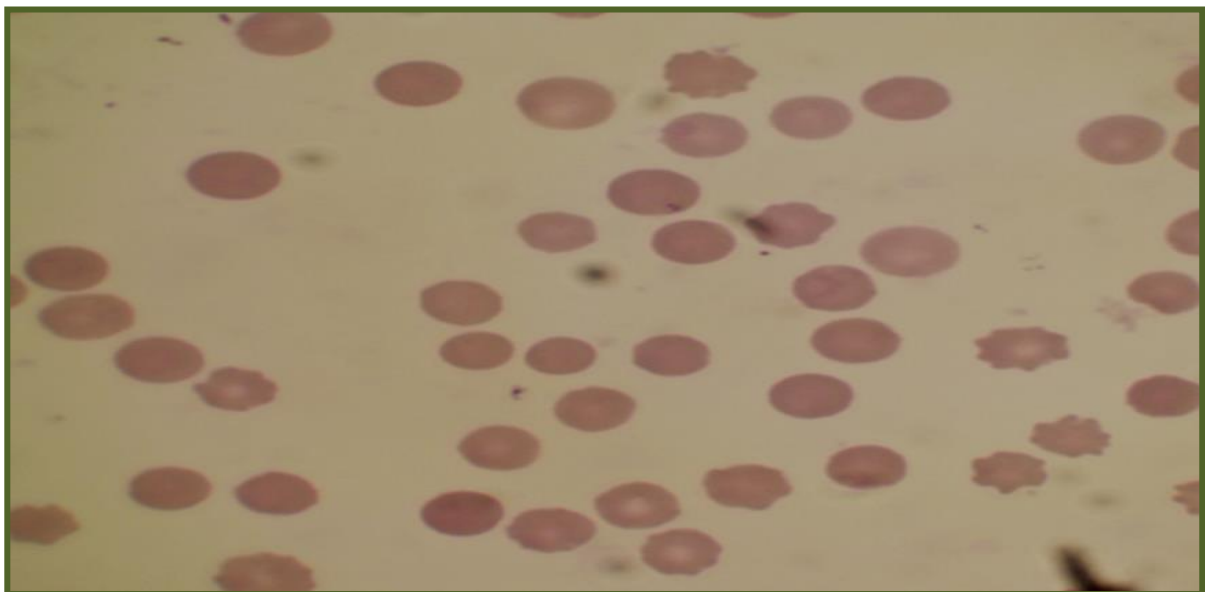


Figure 36 : Observation d'un frottis sanguin négatif au Gx100 (lame E1B2) (Originale, Institut Pasteur, 2025).

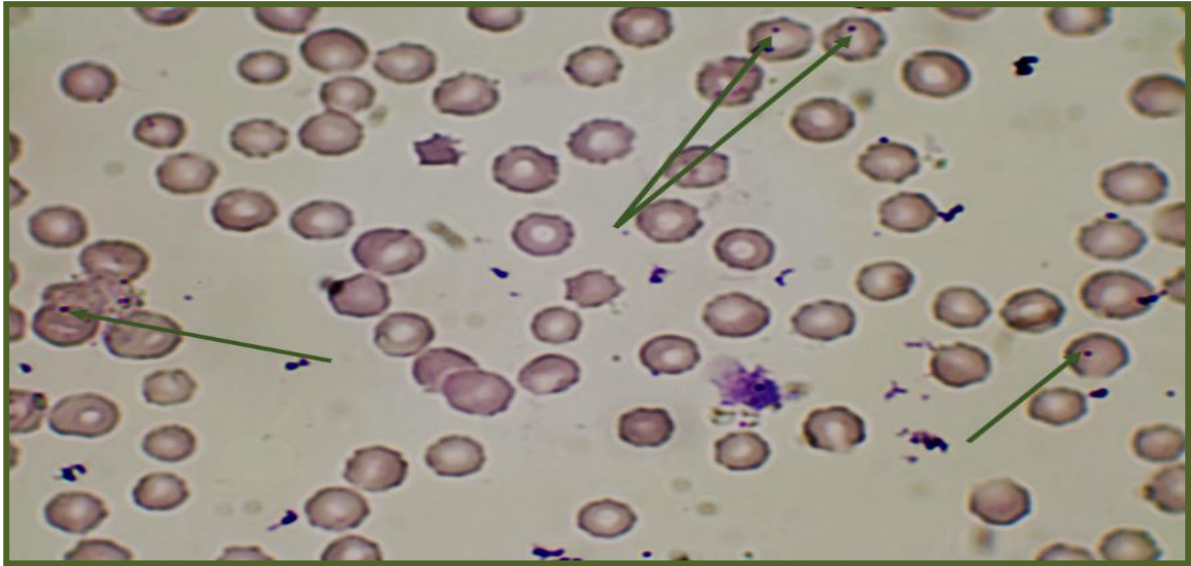


Figure 37 : Observation d'un frottis sanguin positif à *Anaplasma* spp. au Gx100 (lame E1B5) (Originale, Institut Pasteur, 2025).

III.6.3. Résultats de la PCR :

Après l'extraction de l'ADN, nous avons réalisé une électrophorèse sur gel d'agarose pour 68 échantillons (47 échantillons d'ADN des tiques et 20 d'ADN du sang), afin de visualiser la présence ou l'absence de l'ADN spécifique d'*Anaplasma* spp., amplifié par PCR. On a réussi à identifier l'ADN d'*Anaplasma* spp. dans 2 échantillons (FS175, FS180) provenant de tiques des espèces *Hyalomma detritum* et *Hyalomma marginatum* collectées sur des bovins de la région de Tizirt, avec un taux de prévalence de 4.2% (Figure38).



Figure 38 : Détection des échantillons infectés par *Anaplasma* spp. sur gel d'agarose (FS175 et FS180) (Originale, Institut Pasteur, 2025).

Chapitre IV :

Discussion

IV.1. Discussion sur l'infestation des bovins par les tiques :

Sur les 481 bovins examinés dans 14 stations de la wilaya de Tizi Ouzou, 59 ont été retrouvés infestés par des tiques, soit un taux de prévalence global de 12,26 %. Ce taux est relativement modéré comparé aux résultats d'autres études menées en Algérie. Par exemple, **Benakhla et al., (2006)** ont rapporté une prévalence de 21,5 % dans la région de Tébessa, tandis que **Benaïssa et al., (2014)** ont observé un taux de 29,1 % dans des élevages bovins du nord-est algérien.

Cette différence peut s'expliquer par plusieurs facteurs environnementaux et zootechniques. Tout d'abord, la période d'étude (décembre à avril) correspond à une baisse d'activité saisonnière des tiques, notamment dans les zones de moyenne altitude comme Tizi Ouzou. Il est bien établi que l'activité des tiques, en particulier des espèces du genre *Hyalomma*, est réduite en hiver et augmente au printemps et en été (**Estrada-Peña et al., 2006**).

Par ailleurs, la gestion des élevages peut jouer un rôle important. Les systèmes extensifs ou semi-extensifs, avec des animaux en pâturage libre, favorisent une exposition plus importante aux tiques, contrairement aux élevages en stabulation où l'exposition est plus limitée (**Aouadi et al., 2021**). Enfin, les traitements acaricides, s'ils sont bien appliqués, peuvent considérablement réduire l'infestation, ce qui pourrait être le cas dans certaines exploitations de Tizi Ouzou.

IV.2. Discussion sur la prévalence du sexe des bovins infestés :

L'analyse de la prévalence du sexe des bovins infestés révèle que 92 % sont des femelles, contre seulement 8 % de mâles. Des résultats similaires ont été rapportés par **Aouadi et al., (2021)** en Algérie, qui ont également observé une prévalence plus élevée chez les vaches laitières, souvent exposées à un risque parasitaire accru en raison de leur contact prolongé avec des zones infestées.

Ce déséquilibre s'explique en grande partie par la structure typique des troupeaux bovins algériens, où les femelles, souvent utilisées pour la production laitière ou la reproduction, sont maintenues plus longtemps dans les élevages, tandis que les mâles sont généralement vendus jeunes pour l'engraissement ou l'abattage.

De plus, les femelles sont plus fréquemment manipulées, notamment pour les besoins de la traite, ce qui favorise l'observation et la détection de tiques, alors que les mâles peuvent être moins observés. Il est également possible que certaines femelles soient physiologiquement plus sensibles au parasitisme externe, notamment en période de lactation, du fait de modifications hormonales qui peuvent affecter la réponse immunitaire (**Kaufmann et al., 2011**).

IV.3. Discussion sur la répartition géographique et par élevage :

Les bovins infestés ne sont pas répartis uniformément entre les différentes stations d'étude. Les taux d'infestation les plus élevés ont été enregistrés à Tigzirt, avec 10 bovins infestés sur 10 examinés, soit 100 %, suivi de Boudjima (6/24, soit 25 %) et Azazga (9/37, soit environ 24 %). D'autres localités comme Mizrana, Irdjen ou Azeffoun présentent également des cas notables d'infestation.

Ces disparités géographiques peuvent s'expliquer par les conditions agro-écologiques locales. Les zones littorales comme Tigzirt ou Azeffoun bénéficient d'un climat humide et doux en hiver, favorable au maintien d'un certain niveau d'activité des tiques même en dehors de leur période optimale. La végétation dense et la présence de points d'eau contribuent également à créer un microclimat favorable aux tiques (**Mechouk et al., 2022**).

Par ailleurs, la densité animale, la rotation des pâturages, et la fréquence des traitements antiparasitaires peuvent également varier considérablement d'un élevage à un autre, influençant directement le risque d'exposition. Dans certains cas, l'absence de suivi vétérinaire régulier ou l'usage irrégulier d'acaricides peut expliquer des pics d'infestation localisés.

IV.4. Discussion sur les espèces identifiées :

L'identification morphologique des 332 tiques collectées sur les bovins dans 14 stations de la wilaya de Tizi Ouzou a permis de recenser six espèces appartenant à la famille des Ixodidae. L'espèce la plus dominante est *Hyalomma marginatum*, suivie par *Hyalomma detritum*, *Hyalomma excavatum*, *Rhipicephalus bursa* sous forme de nymphe, *Rhipicephalus sanguineus*, et *Ixodes ricinus*.

Cette diversité reflète une faune de tique typique des régions du nord de l'Algérie, où les genres *Hyalomma* et *Rhipicephalus* sont largement dominants, comme rapporté par **Benakhla et al., (2006)** et **Bouattour et al., (1999)**. *Hyalomma marginatum* est bien connue pour sa large distribution dans les zones méditerranéennes et semi-arides, et sa capacité à parasiter plusieurs espèces animales, en particulier les bovins. Sa forte prévalence dans notre étude confirme son adaptation aux conditions agro-climatiques de Tizi Ouzou, notamment dans les zones littorales et collines boisées, comme celles de Tigzirt, Azazga et Azeffoun.

La présence de *Ixodes ricinus*, bien que marginale, est notable. Cette espèce est généralement retrouvée dans des zones à forte humidité, notamment en forêts humides et à altitude moyenne à élever (par exemple Yakouren). Sa présence dans notre échantillonnage confirme les observations de **Gharbi et al., (2013)**, qui rapportent sa distribution dans les régions montagneuses du nord de l'Afrique du Nord. Cette espèce, bien que peu fréquente, reste importante d'un point de vue épidémiologique, car elle est connue pour transmettre plusieurs

agents pathogènes, notamment des rickettsies et des bactéries du genre *Anaplasma* (Dahmani et al., 2015).

Les tiques du genre *Rhipicephalus*, notamment *R. sanguineus* et *R. bursa*, ont été collectées en moindre quantité, mais leur présence reste significative car elles sont impliquées dans la transmission d'agents pathogènes chez les ruminants, comme *Babesia* et *Anaplasma*. La présence de nymphes de *R. bursa* indique un cycle actif dans la région, ce qui suggère une infestation continue du bétail.

La période de collecte, entre fin décembre et avril, correspond à une activité faible à moyenne des tiques. Cela concerne surtout les genres *Ixodes* et *Hyalomma*, qui sont plus actifs au printemps et en été. Cela peut expliquer pourquoi nous avons observé moins de diversité que ce qui est généralement rapporté en été, comme l'indique l'étude de Mechouk et al. (2022) dans le nord de l'Algérie.

IV.5. Discussion sur la répartition par stade et par sexe :

Parmi les 332 tiques collectées, l'analyse par stade de développement a montré une absence totale de larves, la présence de 57 nymphes, et 275 adultes dont 173 mâles et 102 femelles, soit une dominance marquée des mâles adultes (63 % des adultes). Cette structure de population peut s'expliquer par des facteurs liés au cycle biologique des tiques, à leur comportement d'attachement, ainsi qu'à la saison de collecte.

L'absence de larves est probablement liée à la période d'échantillonnage (décembre à avril), durant laquelle l'activité des stades immatures est généralement faible en raison des températures plus basses. Les larves étant sensibles aux conditions climatiques extrêmes, leur émergence est souvent restreinte aux saisons plus chaudes et humides, notamment le printemps et l'été (Estrada-Peña et al., 2004).

La prépondérance des mâles peut s'expliquer par leur comportement plus actif : chez certaines espèces comme *Hyalomma marginatum*, les mâles restent plus longtemps sur l'hôte pour s'accoupler avec plusieurs femelles, tandis que ces dernières quittent l'hôte plus rapidement après la prise de sang et la fécondation. Cette tendance est rapportée par Walker et al., (2003) et Apanaskevich et al., (2008) dans leurs études sur la biologie des Ixodidés.

Sur le plan épidémiologique, cette composition démographique des tiques a des conséquences importantes. Les adultes, en particulier les femelles, sont généralement les plus impliqués dans la transmission d'agents pathogènes, en raison de leur capacité à ingérer un volume sanguin important et leur durée de fixation prolongée. Toutefois, les nymphes représentent également un risque non négligeable car elles peuvent héberger des agents pathogènes transstadiaux.

La dynamique de population observée dans cette étude suggère une activité de tique faible à modérée, cohérente avec une saison hivernale, mais néanmoins suffisante pour maintenir une transmission potentielle de pathogènes, comme en témoignent les cas positifs détectés par PCR.

Enfin, la période de collecte, de fin décembre à avril, correspond à une activité modérée à faible des tiques, notamment pour *Ixodes* et *Hyalomma*, dont l'activité culmine généralement au printemps et en été. Cela peut expliquer une diversité plus limitée que celle observée en période estivale, comme le rapportent **Mechouk et al., (2022)** dans leur étude dans le nord de l'Algérie.

IV.6. Discussion sur les frottis sanguins :

L'analyse microscopique de 20 frottis sanguins colorés au Giemsa a permis d'observer, dans 6 échantillons (30 %), la présence d'inclusions intra-érythrocytaires compatibles avec *Anaplasma* spp. Ces inclusions apparaissaient sous forme de petits corps arrondis situés en périphérie des globules rouges, correspondant à la morphologie typique d'*Anaplasma marginale*. Ce taux de positivité indique une présence non négligeable de l'infection dans la population bovine étudiée.

IV.7. Discussion des résultats des analyses biologiques et moléculaires :

IV.7.1. Résultat du dosage :

IV.7.1.1. ADN des tiques :

Les dosages réalisés sur les extraits d'ADN des tiques ont montré une forte variabilité des concentrations selon les échantillons, avec des valeurs allant de moins de 1 ng/μL à plus de 1800 ng/μL, comme observé pour les extraits FS179 (1860,05 ng/μL) ou FS175 (1434,58 ng/μL). Cette hétérogénéité peut s'expliquer par plusieurs facteurs : la taille des tiques collectées, leur stade évolutif, leur état physiologique, ainsi que la quantité de tissu prélevée pour l'extraction.

Les rapports d'absorbance A260/A280, indicateurs de la pureté des acides nucléiques, présentent également une variabilité importante, bien que la majorité des échantillons soient dans la plage acceptable (1,7–2,0). Certains extraits ont présenté des rapports supérieurs à 2 (ex. FS7 : 2,138), ce qui pourrait indiquer une contamination par de l'ARN, tandis que d'autres extraits montrent des rapports inférieurs à 1,6 suggérant la présence de protéines ou phénols résiduels (**Wilson, 1997**). Ces impuretés peuvent inhiber la réaction PCR si elles ne sont pas éliminées correctement.

Malgré cette variabilité, la majorité des extraits ont pu être utilisés pour la PCR, ce qui démontre une qualité d'ADN globalement acceptable. Les deux échantillons qui se sont révélés positifs à *Anaplasma* spp. par PCR (FS175 et FS180) présentent tous deux une concentration élevée et des ratios A260/A280 conformes (1,999 et 1,819), ce qui confirme l'importance d'une extraction d'ADN de bonne qualité pour garantir la réussite de l'amplification.

IV.7.1.2. ADN du sang :

L'examen des 20 prélèvements ADN issus du sang bovin a montré une teneur habituellement basse, avec plusieurs échantillons inférieurs à 10 ng/μL, et certains presque à zéro ou avec des mesures anormales (par exemple, DH11 : -0,545 ng/μL ; DH5 : -6,087 ng/μL). Ces observations indiquent soit une quantité d'ADN extrêmement faible, soit des erreurs techniques associées à la mesure spectrophotométrique (bulles, impuretés, problème de calibration).

Les rapports A260/A280 de plusieurs échantillons sont nettement inférieurs au seuil de qualité (1,8), certains chutant sous 1,0 (ex. DH1 : 0,816 ; DH3 : 1,032), ce qui est généralement indicatif d'une contamination par des protéines ou des résidus de réactifs d'extraction. De plus, les rapports A260/A230, qui reflètent la contamination par des sels ou des composés organiques, sont également bas, voire négatifs dans certains cas, ce qui indique une pureté insuffisante pour certaines analyses moléculaires sensibles.

IV.7.2. Discussion sur les résultats PCR :

IV.7.2.1. Résultats des échantillons de tiques :

Parmi les 47 échantillons de tiques analysés par PCR, deux se sont révélés positifs à *Anaplasma spp.* soit un taux de positivité de 4,2 %. Les deux échantillons positifs étaient issus de tiques appartenant aux espèces *Hyalomma marginatum* et *Hyalomma detritum*, collectées dans la commune de Tizirt.

La localisation des cas positifs à Tizirt, zone littorale au climat doux et humide, pourrait favoriser la persistance de tiques actives même en saison hivernale. De plus, cette région présente des conditions écologiques favorables à la reproduction des tiques : végétation dense, présence de zones boisées, humidité élevée et élevage extensif. Ces facteurs sont connus pour accroître le risque de transmission vectorielle (Gharbi et al., 2006).

La méta-analyse de Nahal et al., 2024, a estimé que 28 % des ruminants (bovins, ovins, caprins) étaient infectés par *Anaplasma spp.*, avec une prévalence moyenne de 20 % chez les bovins. Ce taux élevé témoigne d'une circulation importante de l'agent à l'échelle nationale. En comparaison, notre étude a révélé un taux de positivité plus faible, soit 4,2 %, sur les 48 échantillons de tiques analysés par PCR. Cette différence peut s'expliquer par plusieurs facteurs. D'une part, le nombre d'échantillons analysés reste limité par rapport au total des tiques collectées, ce qui réduit la représentativité des résultats. D'autre part, la PCR utilisée est plus sensible aux charges bactériennes élevées ; ainsi, certaines tiques faiblement infectées peuvent passer inaperçues.

IV.7.2.2. Résultats des échantillons de sang :

En revanche, aucun des 20 échantillons de sang bovin n'a donné un résultat positif à la PCR, ce qui pourrait paraître contradictoire au vu des 6 frottis sanguins positifs à *Anaplasma* spp.

On peut avancer plusieurs hypothèses pour expliquer la discordance observée entre les résultats de la PCR et ceux de la microscopie optique. La première concerne la qualité de l'ADN extrait. En effet, les dosages réalisés par spectrophotométrie ont montré que plusieurs échantillons présentaient des concentrations d'ADN très faibles, accompagnées de rapports A260/A280 ou A260/A230 anormaux. Ces résultats suggèrent une possible détérioration de l'ADN ou la présence de contaminants (protéines, sels, phénols) susceptibles d'agir comme inhibiteurs enzymatiques, réduisant ainsi l'efficacité de la réaction d'amplification PCR.

Une autre explication plausible est liée à la faible parasitémie des animaux testés. Dans les cas d'infection chronique par *Anaplasma marginale*, les bactéries circulent dans le sang à des taux très faibles, souvent en dessous du seuil de détection de la PCR conventionnelle. Selon **Lew et al., (2002)**, ces formes subcliniques ou latentes sont particulièrement difficiles à détecter par des méthodes moléculaires standards, car la quantité d'ADN bactérien présente dans l'échantillon est insuffisante pour générer un signal d'amplification visible. Il est donc possible que la bactérie ait été présente, mais à un niveau trop bas pour être détecté par la technique utilisée, contrairement à la microscopie qui a permis de visualiser des formes intra-érythrocytaires dans certains frottis.

Dans ce contexte, l'approche combinée des deux méthodes est recommandée. La microscopie permet de cribler rapidement les animaux suspects, tandis que la PCR offre une confirmation fiable, surtout en cas de doute ou d'infection sub-clinique. Cette complémentarité est cruciale pour une détection précoce et une surveillance épidémiologique efficace.

L'une des principales limites de cette étude est sa période de réalisation, concentrée entre décembre et avril, une saison où l'activité des tiques est naturellement réduite. Il serait donc pertinent de poursuivre les investigations en période printanière et estivale, durant lesquelles les tiques, en particulier les espèces du genre *Hyalomma*, sont beaucoup plus actives.

Il est également important de souligner que la période d'échantillonnage (décembre à avril) peut avoir influencé la faible détection. En effet, l'activité des tiques est généralement saisonnière, avec un pic en été et au printemps. Il est donc possible que le taux d'infection augmente à d'autres périodes de l'année, lorsque l'activité vectorielle est plus intense.

Conclusion

Conclusion

Les tiques sont des ectoparasites hématophages des animaux domestiques, sauvages et accidentellement de l'homme. Leur impact est à la fois direct (spoliation sanguine, stress, lésions cutanées) et indirect, en tant que vecteurs de nombreux agents pathogènes, notamment des bactéries, virus et protozoaires.

Le présent travail a pour objectif de rechercher la présence de l'agent pathogène *Anaplasma* spp., chez les bovidés de la région de Tizi Ouzou, à travers l'analyse de tiques collectées et de sang prélevés.

L'étude repose sur un échantillonnage effectué dans 14 stations de la wilaya de Tizi-Ouzou durant une période de cinq mois (du mois de décembre 2024 au mois d'avril 2025), suivi d'une extraction d'ADN et d'analyses moléculaires réalisées au niveau de laboratoire d'éco-épidémiologie à l'Institut Pasteur d'Algérie.

Durant la présente étude, nous avons collecté un total de 332 tiques, dont 57 nymphes, 102 femelles et 173 mâles. Ainsi qu'un total de 20 tubes de sang prélevés dans la veine sous-cutanée abdominale. L'identification morphologique des tiques a permis de recenser 6 espèces : *Hyalomma marginatum*, *Rhipicephalus bursa*, *Hyalomma dentritum*, *Hyalomma excavatum*, *Rhipicephalus sanguineus* et *Ixodes ricinus*.

Sur le total de tiques collectées, 47 spécimens ont été sélectionnés pour l'analyse moléculaire par PCR. La présence d'*Anaplasma* spp. a été détectée dans deux échantillons (**FS175** et **FS180**), et aussi les 20 échantillons de sang des bovins ont été analysés dont aucune ne s'est révélée positive. Par ailleurs, une lecture microscopique des frottis sanguins colorés au Giemsa par observation au microscope optique Gx100, a montré la présence d'inclusions intracellulaires compatibles avec le genre *Anaplasma* dans 6 frottis qui sont : (**E1B1**, **E1B5**, **E2B5**, **E3B1**, **E3B8** et **E3B10**).

Les résultats obtenus soulignent l'importance d'une surveillance épidémiologique continue de l'Anaplasmose bovine à Tizi Ouzou où les tiques vectrices sont bien implantées.

Bien que la période d'étude ait été hivernale, des cas d'infection ont été détectés, ce qui laisse présager une activité vectorielle plus marquée au printemps et en été, saisons propices au développement et à la dissémination des tiques, notamment *Hyalomma marginatum*. Ce constat justifie la mise en place de campagnes de dépistage régulières et ciblées durant les périodes à risque.

Par ailleurs, la présence d'*Anaplasma* spp. Chez les bovins indique une circulation active du pathogène dans cette région et constitue une menace sanitaire réelle, car cette infection peut entraîner des pertes de production, une baisse de la fertilité, une augmentation de la morbidité, voire des décès dans les formes aiguës. À cela s'ajoutent les coûts économiques liés aux

Conclusion

traitements vétérinaires, à la baisse de rendement laitier et à l'impact sur le commerce du bétail, qui peuvent représenter une charge significative pour les éleveurs.

Ainsi, la prévention des maladies vectorielles comme l'Anaplasmosse s'inscrit dans une stratégie globale de santé animale, indispensable pour assurer la durabilité et la rentabilité des systèmes d'élevage bovin dans la région.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Apanaskevich, D.A., & Oliver, J.H.Jr. (2013).** The hard ticks (Ixodidae) of the world: a taxonomic overview and keys to genera and species. In: Ticks of the world, Vol. 1. *Springer*, New York, pp. 1–85. DOI: 10.1007/978-1-4614-8414-6_1.
2. **Aubry, P., & Geale, D. W. (2011).** A review of bovine anaplasmosis. *Transboundary and Emerging Diseases*, 58(1), 1–30. <https://doi.org/10.1111/j.1865-1682.2010.01173.x>
3. **Balashov, Y.S. (2018).** Blood sucking Ticks (Ixodidea)—Vectors of Diseases of Man and Animals. *Springer*, Cham, Switzerland. 376 p.
4. **Battilani, M., Scacchia, M., & Galluzzo, P. (2017).** Epidemiology and control of bovine anaplasmosis in Europe. *Veterinary Parasitology*, 251, 34 - 43. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.06.001>
5. **Benchikh Elfegoun, M.C., Kohil, K., Gharbi, M., Afoutni, L., & Benachour, M.L. (2019).** Cinétique d'infestation par les tiques des bovins de la région subhumide de Constantine en Algérie. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 72(1), 41–45. <https://doi.org/10.19182/remvt.31726>
6. **Bouchama, B., Dik, B., Farida, B., & Mouffok, C. (2020).** Dynamique saisonnière des tiques (Acari: Ixodidae) parasites des bovins dans la région semi-aride de la wilaya de Sétif (Est de l'Algérie), de janvier à décembre 2016. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 73(2), 85–92.
7. **Boulanger, N., & McCoy, K.D. (2015).** Biologie des tiques et transmission des pathogènes. In: Bonnet, S., & Boulanger, N. (Eds.), Les tiques: identification, biologie, importance médicale et vétérinaire. *IRD Éditions*, Marseille, pp. 47–76.
8. **Boulanger, N., & McCoy, K.D. (2015).** Les tiques : biologie, écologie et vecteurs de maladies. In: Bonnet, S. & Boulanger, N. (Eds.), Les tiques : identification, biologie, importance médicale et vétérinaire. *IRD Éditions*, Marseille, pp. 17–45.
9. **Boulanger, N., Bonnet, S., & McCoy, K.D. (2015).** Les tiques : identification, biologie, importance médicale et vétérinaire. *IRD Éditions*, Marseille, France. 210 p
10. **Bourdeau, P. (1993).** Phylogeny and evolution of ticks. *Veterinary Parasitology*, 48 (1-2), 14. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(93\)90101-Q](https://doi.org/10.1016/0304-4017(93)90101-Q)
11. **Bowman, D.D. (2009).** Georgi's Parasitology for Veterinarians (9^eéd.). *Saunders/Elsevier*.
12. **Boyer, S. (2020).** Les tiques : Biologie, écologie, rôle pathogène et moyens de lutte. *Éditions Quae*, Versailles, France. 144 p.
13. **Cabezas-Cruz, A., Valdés, J.J., & de la Fuente, J. (2014).** Tick–host–pathogen interactions: conflict and cooperation. *PLoS Pathogens*, 10(1), e1004090. DOI : 10.1371/journal.ppat.1004090

Références bibliographiques

14. Cells and Smears. (2018). *Microscopic images of bovine erythrocytes infected with Anaplasma marginale* [Image database]. Retrieved from <https://www.cellsandsmears.org/bovine-anaplasma>
15. Courtioux, B., & Hamidovic, A. (2020). Les tiques et les maladies à tiques : mieux les connaître pour mieux se protéger. *Éditions Lavoisier – Tec & Doc*, Paris. 212 p.
16. Crosby, J. A., Kocan, K. M., & de la Fuente, J. (2015). Dynamics of *Anaplasma marginale* infection in cattle and ticks :A review .*Veterinary Parasitology*,209(1–2),91–97. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.03.009>
17. Dantas-Torres, F., Chomel, B.B. & Otranto, D. (2012). Ticks and tick borne diseases: a One Health perspective. *Trends in Parasitology*, 28 (10), 437–446. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2012.07.003>
18. Dantas-Torres, F. (2018). Biology and ecology of the brown dog tick, *Rhipicephalus sanguineus*. *Parasites & Vectors*, 11, 667.<https://doi.org/10.1186/s13071-018-3185-4>
19. Dobson, S. L., & Barker, S. C. (1999). Phylogeny of the tick family Ixodidae based on mitochondrial 16 S ribosomal RNA gene sequences. *Experimental & Applied Acarology*, 23(1), 37–44. <https://doi.org/10.1023/A:1006195313463>
20. Drieu, A. (2009). Maladies transmises par les tiques : épidémiologie et biologie des vecteurs. *Éditions Techniques et Scientifiques*.
21. Drieu, C. (2009). Maladies parasitaires des ruminants : Babésiose, Anaplasmose, théileriose. Fiche technique, GDSB retagne–Groupe de Défense Sanitaire. 4 pages.
22. Drieu, M. (2009). Anaplasmose bovine : épidémiologie et diagnostic. Thèse de doctorat vétérinaire, École Nationale Vétérinaire de Toulouse.
23. Estrada-Peña, A. (2015). The systematics and ecology of ticks: A review of recent advances and future directions. *Ticks and Tick-borne Diseases*, 6(5), 631–645. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2015.03.004>
24. Estrada-Peña, A., Mihalca, A.D., & Petney, T.N. (2017). Ticks of Europe and North Africa: A Guide to Species Identification. Springer, Cham, Switzerland. 406 p.
25. Ferkas, F. et al. (2013). *Lutte contre les tiques : techniques classiques et alternatives*. *Revue Maghreb Vétérinaire*.
26. Foughali, A.A., Amel, A. & Benbarek, H. (2021). Molecular detection of *Anaplasma marginale* in cattle from Beni Hamidene, Constantine, Algeria. *Tropical Animal Health and Production*, 53, 478–484. <https://doi.org/10.1007/s11250->
27. François, M. (2008). Les tiques : écologie, biologie et rôle dans la transmission des maladies infectieuses. *Éditions Educagri*, Dijon, France. 160 p.

Références bibliographiques

28. Frisch, J.E. (1999). Towards a permanent solution for controlling cattle ticks. *International Journal for Parasitology*, 29(1), 57–71.
29. Guetard, P. (2001). Les tiques : biologie, écologie, rôle pathogène. *Éditions du Point Vétérinaire*, Maisons-Alfort, France. 192 p.
30. Guiguen, C., Chauvin, A., & Prévot, C. (2019). Les tiques et la prévention des maladies transmises. *Éditions Quae*, Versailles, France. 128 p.
31. Hanzlicek, G. A., Raghavan, R., Ganta, R. R., & Anderson, G. A. (2016). Clinical and laboratory findings associated with *Anaplasma marginale* infection in beef cattle in Kansas. *Veterinary Parasitology*, 218, 103–109. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.01.005>
32. Hattenberger-Baudouy, A. M., Bastian, S., & Petit, E. (2004). Maladies vectorielles du bétail en Europe méditerranéenne : état des lieux. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, 157(1), 47–58. <https://doi.org/10.4267/2042/47859>
33. Hostis, M., Chalvet-Monfray, K., & Vial, L. (2023). Surveillance et lutte contre les tiques et les maladies à tiques : enjeux, méthodes et perspectives en élevage. *INRAE Productions Animales*, 36(1), 9–24. <https://doi.org/10.20870/productions-animales.2023.36.1.5225>
34. Jongejans, F., & Uilenberg, G. (2004). The global importance of ticks. *Parasitology*, 129 (Suppl), S3–S14. <https://doi.org/10.1017/S0031182004005967>
35. Jonsson, N. N., Moolhuijzen, P. M., & Rolls, P. R. (2021). Integrated tick management: A sustainable solution to the tick problem in cattle. *Veterinary Parasitology*, 291, 109353. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109353>
36. Karen, V., & Nathalie, B. (2015). *Les tiques et les maladies qu'elles transmettent* (128 pp.). Versailles, France : Éditions Quae.
37. Khumalo, Z. T., Oosthuizen, M. C., Collins, N. E., & Penzhorn, B. L. (2016). Genetic diversity of *Anaplasma centrale* in wildlife species from southern Africa. *Ticks and Tick-borne Diseases*, 7(4), 659–667. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2016.02.004>
38. Klompen, H., & Grimaldi, D. A. (2001). First Mesozoic record of a soft tick: A 90–95 million-year-old specimen from New Jersey amber (Acari: Argasidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 94(6), 877–880. [https://doi.org/10.1603/0013-8746\(2001\)094\[0877:FMROAS\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1603/0013-8746(2001)094[0877:FMROAS]2.0.CO;2)
39. Kocan, K. M., de la Fuente, J., Blouin, E. F., Coetzee, J. F., & Ewing, S. A. (2003). *Anaplasma marginale* (Rickettsiales: Anaplasmataceae): Recent advances in defining host–pathogen adaptations of a tick-borne rickettsia. *Parasitology*, 126(S1), S67–S79. <https://doi.org/10.1017/S0031182003003624>

Références bibliographiques

40. Kocan, K. M., de la Fuente, J., Blouin, E. F., Garcia-Garcia, J. C., & Meléndez, R. D. (2010). The natural history of *Anaplasma marginale*. *Veterinary Parasitology*, 167(2–4), 95–108. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.09.022>
41. Kocan, K. M., de la Fuente, J., Guglielmono, A. A., & Meléndez, R. D. (2010). *Anaplasma marginale*: Recent advances in defining host–pathogen adaptations of a tick-borne rickettsia *Veterinary Parasitology*, 167(2–4), 95–108
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.09.022>
42. Laamari, A., El Kharrim, K., Mrifag, R., Boukbal, M., & Belghyti, D. (2012). Dynamique des populations de tiques parasites des bovins de la région du Gharb au Maroc. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 65(3–4), 57–62. <https://doi.org/10.19182/remvt.10123>
43. Lees, A. D., & Bowman, A. S. (2007). Tick neurobiology: Recent advances and challenges. *Advances in Insect Physiology*, 33, 197–246. [https://doi.org/10.1016/S0065-2806\(06\)33005-0](https://doi.org/10.1016/S0065-2806(06)33005-0)
44. Marchand, B. (2014). *Parasites et maladies parasitaires des animaux domestiques : Arthropodes. Tome 1 : Les ectoparasites* (312 pages). Paris, France : Éditions France Agricole.
45. Martinez, D. (2003). Classification and systematics of Rickettsiales. In *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* (2nd ed., Vol. 1, pp. 235–250). Springer. https://doi.org/10.1007/0-387-30745-1_10
46. Meddour Bouderdia, K., & Meddour, A. (2006). Clés d'identification des *Ixodina* (Acarina) d'Algérie. *Sciences et Technologies*, 4, 32–42.
47. Mehlhorn, H. (2011). *Encyclopedic reference of parasitology: Biology, structure, function* (4th ed., 1573 pages). Springer, Berlin, Heidelberg.
48. Mechouk, R., Tagnon, A., Yousfi-Monod, M., & Aeschlimann, A. (2022). Synopsis of the ticks of Algeria with new hosts and localities records. *[Titre de la revue]*, *[volume]*(*[numéro]*), *[pages]*. [https://doi.org/\[DOI\]](https://doi.org/[DOI])
49. Moutailler, S., Krida, G., Schaffner, F., Vourc'h, G., & Devillers, E. (2015). Emerging arboviruses: Why ticks are not (just) mosquitoes. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 9(1), e0003187. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0003187>
50. Nahal, I., Benaissa, M. H., & Bouzebda, F. (2024). A systematic review and meta-analysis of *Anaplasma* spp. infections in ruminants in Algeria (2004–2023). *Veterinary World*, 17(1), 112–120. DOI : 10.1007/s11250-024-04010-1.
51. Nur-Amalina, W. A., Zamri-Saad, M., & Khairani-Bejo, S. (2023). Global prevalence and distribution of bovine anaplasmosis: A systematic review and meta-analysis. *Pathogens*, 12(1), 89. <https://doi.org/10.3390/pathogens1201008>

Références bibliographiques

- 52. Office International des Epizooties (OIE). (2008).** *Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals: Chapter—Bovine anaplasmosis*. OIE, Paris.
- 53. Perner, J., Sobotka, R., Sima, R., & Kopacek, P. (2021).** Tick reproductive biology and the role of pheromones in mating. In M. Kazimírová, I. Štibrániová, & A. A. Pérez de León (Eds.), *Ticks and tick-borne pathogens* (pp. 165–185). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818710-7.00007-4>
- 54. inar, G. O., & Brown, A. E. (2003).** *Cornupalpatum burmanicum* n. gen., n. sp. (Acari: Ixodida: Ixodidae), a unique tick from Burmese amber. *Journal of Medical Entomology*, *40*(5), 682–685. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-40.5.682>
- 55. Rar, V., & Golovljova, I. (2011).** *Anaplasma, Ehrlichia, and Candidatus Neoehrlichia* bacteria: Pathogenicity, biodiversity, and molecular genetic characteristics—A review. *Infection, Genetics and Evolution*, *11*(8), 1842–1861. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2011.09.019>
- 56. Rodning, S. P., & Navarre, C. B. (2018).** Anaplasmosis in cattle. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, *34*(1), 33–43. <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2017.10.005>
- 57. Rodriguez-VIVas, R. I., Pérez de León, A. A., Jonsson, N. N., Guerrero, F. D., Kröber, T., & Soberanes-Céspedes, N. (2021).** Current resistance status of ticks to acaricides in cattle in Latin America and the Caribbean region. *Veterinary Parasitology*, *295*, 109442. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109442>
- 58. Santos, T. M., Oliveira, M. C. S., & da Silva, J. B. (2023).** Seasonal dynamics of tick infestations and their implications for the epidemiology of bovine anaplasmosis. *Ticks and Tick-borne Diseases*, *14*(1), 102036. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2022.102036>
- 59. Shkap, V., Molad, T., Fish, L., Mazuz, M. L., Savitsky, I., & Fleiderovitz, L. (2009).** Experimental transmission of *Anaplasma marginale* by *Hyalomma excavatum*. *Veterinary Microbiology*, *134*(1–2), 55–60. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2008.09.002>
- 60. Sonenshine, D. E., & Roe, R. M. (2014).** *Biology of ticks. Volume 1* (2nd ed.). Oxford University Press. <https://doi.org/10.1093/acprof:osobl/9780199744053.001.0001>
- 61. Sonenshine, D. E., & Roe, R. M. (Eds.). (2014).** *Biology of ticks* (Vol. 2, 560 p.). Oxford University Press.
- 62. Toiron, J. (2023).** *Comparative intracellular tropism of Anaplasma species in mammalian hosts* (Thèse de doctorat, Université de Montpellier). Université de Montpellier.
- 63. Toiron, Y. (2023).** Anaplasmosse bovine et différenciation avec l'éhrlichiose chez les ruminants domestiques. *Revue de Médecine Vétérinaire*, *174*(2), 115–122.
- 64. Villeneuve, A. (2012).** *Parasites et vecteurs : biologie et écologie*. Presses Universitaires de Rennes. 256 p.

Références bibliographiques

65. **World Organisation for Animal Health (WOAH).** (2024). *Bovine anaplasmosis*. In *Terrestrial Animal Health Code*. Retrieved June 5, 2025, from <https://www.woah.org/en/animal-health-in-the-world/animal-diseases/>
66. **Zehnter, E.** (2014). Localization and ultrastructural features of *Anaplasma* species in infected bovine erythrocytes and endothelial cells. *Veterinary Research*, 45, 36. <https://doi.org/10.1186/1297-9716-45-36>
67. **Ziam, H., Saidani, K., & Aissi, M.** (2017). *Prevalence of bovine piroplasmosis and anaplasmosis in north-central Algeria*. *Scientia Parasitologica*, 18, 7–15.

Annexes

Annexes

Annexe I : Le matériel non biologique utilisé a été divisé en deux grandes catégories, selon les étapes de l'étude :

- **Pour l'identification morphologique des tiques :**
- Loupe binoculaire à grossissement variable (x10 à x40) ;
- Pincettes entomologiques fines ;
- Lames et lamelles pour observation microscopique ;
- Guides d'identification des tiques (**Walker et al., 2003**).
- **Pour les manipulations en laboratoire (extraction d'ADN et analyses moléculaires) :**
- Micropipettes à volume variable (0,5–10 µL ; 20–200 µL ; 100–1000 µL) ;
- Pointes stériles à filtre ;
- Tubes Eppendorf 1,5 ml stériles ;
- Bain-marie pour les étapes de lyse enzymatique ;
- Vortex et centrifugeuse de paillasse ;
- Boîte à gants et chambre froide pour la conservation des échantillons ;
- Congélateur à -20 °C pour la conservation de l'ADN extrait

Annexe II :

Tableau récapitulatif des prélèvements de tiques réalisés sur les bovins dans les différentes stations d'élevage de la wilaya de Tizi Ouzou, précisant le nombre de bovins inspectés, le nombre de tiques collectées, les espèces identifiées, ainsi que leur stade de développement et leur sexe.

Annexes

Annexe II : Tableau récapitulatif d'échantillonnages des tiques.

Date	Région	Élevage	Nombre totale de bovins	Numéro de bovin	Sexe des bovins	Nombre de tiques collectées	Espèces	Stade de développement	Sexe
17/12/2024	Iflissen	1	10	/	\	\	\	\	\
22/12/2024	Ain el hammam	1	27	\	\	\	\	\	\
23/12/2024	Makouda	1	62	\	\	\	\	\	\
		2	36	\	\	\	\	\	\
		3	10	1	Femelle	4	<i>Rhipicephalus bursa</i>	2 nymphes	\
				Femelle	<i>Hyalomma Excavatum</i>		2adultes	2♂	
2		Femelle	8	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphes	\			
25/12/2024	Tigzirt 1	1	8	1	Femelle	1	<i>Ixodes ricinus</i>	Adulte	♀
				2	Femelle	15	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphes	\
				3	Femelle	8	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphes	\
		2	13	\	Femelle	\	\	\	\
		3	6	1	Femelle	6	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphes	\
26/12/2024	Azeffoun	1	11	1	Femelle	7	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphes	\
04/01/2025	Larbaa Nath Irathen	1	7	\	\	\	\	\	\
	Draa ben khedda	1	20	\	\	\	\	\	\
	Meklaa	1	17	\	\	\	\	\	\
		2	31	\	\	\	\	\	\
27/02/2025	Tigzirt 2	1	22	1	Femelle	2	<i>Hyalomma Excavatum</i>	Adultes	2♂
				2	Femelle	3	<i>Hyalomma Excavatum</i>	Adultes	2♂
							<i>Rhipicephalus bursa</i>	1 nymphe	/
				3	Femelle	1	<i>Hyalomma Excavatum</i>	Adulte	♂
				4	Femelle	1	<i>Hyalomma Excavatum</i>	Adulte	♀
				5	Femelle	2	<i>Rhipicephalus bursa</i>	2 nymphes	/
					8	<i>Hyalomma excavatum</i>	Adultes	3 ♀ 3♂	

Annexes

01/03/2025	Boudjima	1	24	1			<i>Rhipicephalus bursa</i>	2 nymphes	/
				2	Male	1	<i>Hyalomma excavatum</i>	Adulte	♂
				3	Femelle	5	<i>Hyalomma excavatum</i>	Adultes	2 ♀ 3 ♂
				4	Femelle	4	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphes	/
				5	Femelle	2	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nymphes	/
				6	Femelle	4	<i>Hyalomma excavatum</i>	Adultes	1 ♀ 3 ♂
17/03/2025	Ait oumalou	1	8	/	/	/	/	/	/
18/03/2025	Irdjen	1	4	1	Femelle	2	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Adultes	1 ♀ 1 ♂
				2	Femelle	1	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Adultes	♂
23/03/2025	Azazga	1	30	1	Male	5	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	2 ♀ 3 ♂
				2	Male	7	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	2 ♀ 5 ♂
				3	Femelle	2	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 1 ♂
				4	Femelle	11	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 10 ♂
				5	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	4 ♂
				6	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 3 ♂
				7	Femelle	9	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	4 ♀ 5 ♂
				8	Femelle	9	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 8 ♂
		2	7	1	Femelle	2	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 1 ♂
		1	7	1	Femelle	7	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	3 ♀ 4 ♂

Annexes

24/03/2025	Yakouren	2	27	2	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 3 ♂	
				/	/	/	/	/	/	
		3	12	1	23	Femelle	1	<i>Ixodes ricinus</i>	Adulte	♀
									<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes
				2	Femelle	6	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 5 ♂	
				3	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 3 ♂	
				4	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 3 ♂	
				5	Femelle	11	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	5 ♀ 6 ♂	
				6	Femelle	8	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 7 ♂	
				7	Male	9	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	2 ♀ 7 ♂	
8	Male	5	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	2 ♀ 3 ♂					
26/03/2025	Draa Ben Khedda (2)	1	16	/	/	/	/	/		
		1	26	1	Femelle	6	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♂	
							<i>Hyalomma dentritum</i>		3 ♀ 2 ♂	
				2	Femelle	6	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	5 ♀ 1 ♂	
				3	Femelle	14	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	6 ♀ 8 ♂	
				4	Femelle	9	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	2 ♀ 7 ♂	
5	Femelle	7	<i>Hyalomma dentritum</i>	Adultes	2 ♀ 3 ♂					

Annexes

12/04/2025	Mizrana	2	30	1	Femelle	5	<i>Hyalomma excavatum</i>	Adultes	2 ♂
						<i>Hyalomma marginatum</i>	1 ♀ 1 ♂		
						<i>Hyalomma dentritum</i>	2 ♀ 1 ♂		
				2	Femelle	3	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 2 ♂
				3	Femelle	5	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	3 ♀ 2 ♂
				4	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	2 ♀ 2 ♂
5	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 3 ♂				
12/04/2025	Tigzirt 3	3	10	1	Femelle	5	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	3 ♀ 2 ♂
				2	Femelle	6	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♂
						<i>Hyalomma dentritum</i>	5 ♀		
				3	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adulte	1 ♂
						<i>Hyalomma dentritum</i>	2 ♀ 1 ♂		
				4	Femelle	7	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♂
						<i>Hyalomma dentritum</i>	3 ♀ 3 ♂		
				5	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	3 ♀ 1 ♂
6	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 3 ♂				
7	Femelle	5	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	2 ♀ 3 ♂				
8	Femelle	4	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	1 ♀ 2 ♂				

Annexes

						<i>Hyalomma dentritum</i>		1 ♂
			9	Femelle	6	<i>Hyalomma marginatum</i>	Adultes	2 ♂
						<i>Hyalomma dentritum</i>		4 ♀
			10	Femelle	5	<i>Hyalomma dentritum</i>	Adultes	1 ♀
						<i>Hyalomma marginatum</i>		4 ♂

Résumé :

L'Anaplasmose bovine est une maladie infectieuse d'origine bactérienne, transmise par des tiques. Dans le cadre de la présente étude, une recherche sur la présence d'*Anaplasma* spp. chez les bovidés dans plusieurs stations de la wilaya de Tizi Ouzou a été menée. Des prélèvements de tiques et du sang ont été réalisés directement sur les bovins, puis analysés au laboratoire d'éco-épidémiologie de l'Institut Pasteur d'Algérie. L'extraction de l'ADN a été suivie par PCR en vue de détecter la présence d'*Anaplasma* spp. Le résultat a permis de mettre en évidence la présence d'*Anaplasma* spp., dans 2 échantillons sur les 47 analysés (4,2%). Et aussi 6 frottis sanguins sur 20 frottis ont révélé des inclusions intracellulaires compatibles avec *Anaplasma* spp. (30%). L'association des examens microscopiques et moléculaires permet de renforcer le diagnostic et d'évaluer la circulation de l'Anaplasmose dans la région de Tizi Ouzou.

Mots-clés : Anaplasmose bovine, *Anaplasma* spp., tiques, bovidés, PCR, frottis sanguins, inclusions intracellulaires, diagnostic moléculaire, wilaya de Tizi Ouzou, Institut Pasteur d'Algérie.

Abstract:

Bovine anaplasmosis is an infectious disease of bacterial origin transmitted by ticks. As part of our study, we conducted research on the presence of *Anaplasma* spp. in cattle at several stations in the Wilaya of Tizi Ouzou. Tick and blood samples were taken directly from the cattle and then analyzed at the eco-epidemiology laboratory of the Pasteur Institute of Algeria. DNA extraction was followed by PCR to detect the presence of *Anaplasma* spp. The results revealed the presence of *Anaplasma* spp. in two of the 47 samples analyzed (4, 2%). In addition, six out of 20 blood smears revealed intracellular inclusions compatible with *Anaplasma* spp. (30%). The combination of microscopic and molecular tests helps to confirm the diagnosis and assess the circulation of anaplasmosis in the Tizi-Ouzou region.

Keywords: Bovine anaplasmosis, *Anaplasma* spp., ticks, bovids, PCR, blood smears, intracellular inclusions, molecular diagnosis, Tizi Ouzou province, Pasteur Institute of Algeria.