

FACULTE DE PHARMACIE DE MONASTIR

Année : 2018/2019



N° : /19

MEMOIRE

Pour l'obtention du

**MASTERE EN BIOLOGIE MEDICALE
ET TECHNOLOGIE DE LA SANTE**

Parcours : INFECTIOLOGIE

**Infestation par les tiques et infection par les piroplasmes
transmis par les tiques chez les ovins, en Tunisie**

Laboratoire de Parasitologie

Ecole Nationale de Médecine Vétérinaire de Sidi Thabet

Présenté et soutenu publiquement le 02/11/2019 par

Rihab ROMDHANE

MEMBRES DU JURY :

Président : Professeur Hamouda BABBA

Examinatrice : Professeur Emna CHAKER

Membre : Professeur Kalthoum KALLEL

Directeur : Professeur Mohamed GHARBI

REMERCIEMENTS

Monsieur le Professeur Hammouda BABBA

Vous nous avez fait l'honneur de bien vouloir accepter la présidence de jury de notre mémoire.

Veillez trouver ici, le témoignage de ma reconnaissance et de mon profond respect pour votre sympathie, votre disponibilité, votre accueil, vos immenses qualités humaines et intellectuelles.

Madame la Professeure Emna CHAKER

Je suis touchée de l'honneur que vous me faites en acceptant de juger ce travail. A travers ce mémoire, recevez toute ma reconnaissance et ma profonde gratitude pour votre disponibilité.

Vos remarques et commentaires permettront de clarifier certains points de ce manuscrit.

Merci.

Madame la Professeure Kalthoum KALLEL

Vous me faites un grand honneur en acceptant de juger notre travail et nous vous en sommes sincèrement reconnaissants.

Veillez trouvez ici le témoignage de notre sincère gratitude, de nos vifs remerciements et de notre profond respect.

Monsieur le Professeur Mohamed GHARBI

Mon directeur de mémoire, qui nous a fait le grand honneur de nous confier ce sujet.

Je vous remercie pour toute l'attention que vous avez portée à mon master pendant les études ainsi que pendant le stage pratique.

Vos qualités humaines m'ont beaucoup marqué.

Trouvez dans ce travail tout mon respect et l'expression de ma vive reconnaissance et de ma profonde gratitude.

Je tiens, également, à remercier

Docteur Médiha KHAMMESSI- KHABOU pour son accompagnement, sa motivation, ses qualités humaines, son aide et ses conseils

Professeur Mohamed Aziz DARGHOUTH pour ses conseils

Docteur Moez MHADHBI pour sa disponibilité et ses conseils

Docteur Wahiba SAKLY pour votre motivation et vos conseils

Monsieur Limam SASSI pour sa contribution dans ce travail sur terrain et au laboratoire, pour son aide et sa serviabilité

et

Monsieur Mokhtar DHIBI qui m'a aidé dans l'accomplissement de ce travail, pour ses qualités humaines et son sérieux

DEDICACES

Je dédie ce travail :

A Allah

Le tout puissant qui m'a inspirée et m'a guidée dans le bon chemin.

Je Lui dois ce que je suis devenue.

A mon père **Kamel**

Pour ton amour, ta confiance, tes sacrifices et ta force, sans lesquels je n'aurai jamais pu résister. Je t'aime papa

A ma mère **Amel**

Nuls mots ne peuvent t'exprimer maman chérie mon orgueil d'être la fille de la femme la plus belle au monde, la plus tendre, la plus persévérante et la plus protectrice. Je t'aime maman

A mes sœurs **Dhouha, Hibatou-Allah et Farah**

Pour votre confiance, vos encouragements, votre soutien au moments les plus durs et pour l'innocence de vos pensées et de vos actes.

A ma grand-mère **Aziza**

Les années passent sans que tu quittes ma pensée. Tes conseils et ton encouragement sont gravés au fond du cœur et de l'esprit. Je resterai fidèle à ta mémoire.

A mon oncle **Monji**

Toi qui m'as appris la patience, tu nous as quitté très tôt. Ta rigolade et tout l'amour et le l'intérêt que tu m'as offert ne seront jamais comblés.

A ma chère tante **Zohra**, une femme du paradis,

Pour votre accueil, votre confiance et vos encouragements

A mes beaux-frères **Ala et Kaïs**

Pour votre sympathie

A toute ma famille, pour son irremplaçable et inconditionnel amour.

A **Ghada et Aymen**

Pour votre aide et votre soutien pendant les moments les plus durs, pour les beaux moments que j'ai vécu pour acquérir ce diplôme et pour les moments de joie que nous avons partagés.

A **Faten**

Ma chère sœur, amie et consœur, que Dieu te bénit ma chère, qu'il te rend tous ce que tu m'as fait en bonheur et en succès

A **Sahar** et mon cher **Ayoub**

A mes amies du laboratoire **Asma, Mariem, Khawla, Essia, Safa, Amel, Yosra et Emna** pour tous ce que vous m'avez appris et pour l'ambiance du travail

A **Omar**, pour votre aide précieuse cher frère

A mes amis **Imen, Feyrouz et Sana**

Pour les moments partagés pendant les études, pour les moments de divertissements, de pression, de stress, d'échec et de réussite chers combattants

A mes amis **Sanaa, Sabrine et Rahma** merci pour tout l'amour que vous m'avez prouvé. Je vous aime.

Pour des âmes qui nous ont marqué, nous ont quitté sans qu'elles nous quittent, et nous ont accompagné sans qu'elles nous accompagnent...

This Master thesis was partly supported by the CRP (Consortium Research Program) on Livestock, led by the International Livestock Research Institute and implemented in Tunisia by the International center of Agricultural Research in the Dry Areas (ICARDA agreement number° 200081)

PLAN	PAGE
INTRODUCTION	1
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	
1. LES TIQUES DES OVINS EN TUNISIE	3
1.1. Classification	3
1.2. Critères morphologiques de classification des ixodidés	3
1.3. Critères biologiques des ixodidés	6
1.3.1. Cycle évolutif général des ixodidés	6
1.3.2. Types de cycles évolutifs des tiques en fonction du nombre d'hôtes et des phases parasitaires	7
1.3.3. Types de cycles évolutifs des tiques en fonction de leurs tropismes envers les animaux	9
1.3.4. Mode de vie des tiques	9
1.4. Tiques présentes en Tunisie	10
1.4.1. Genre <i>Hyalomma</i>	12
1.4.1.1. <i>Hyalomma excavatum</i>	12
1.4.1.1.1. Morphologie	12
1.4.1.1.2. Biologie	13
1.4.1.1.3. Rôle pathogène	13
1.4.1.2. <i>Hyalomma impeltatum</i>	13
1.4.1.2.1. Morphologie	13
1.4.1.2.2. Biologie	14
1.4.1.2.3. Rôle pathogène	14
1.4.1.3. <i>Hyalomma marginatum</i>	15
1.4.1.3.1. Morphologie	15
1.4.1.3.2. Biologie	15
1.4.1.3.3. Rôle pathogène	16
1.4.2. Genre <i>Rhipicephalus</i>	16
1.4.2.1. <i>Rhipicephalus bursa</i>	16
1.4.2.1.1. Morphologie	16

1.4.2.1.2. Biologie	17
1.4.2.1.3. Rôle pathogène	17
1.4.2.2. <i>Rhipicephalus camicasi</i>	17
1.4.2.2.1. Morphologie	17
1.4.2.2.2. Biologie	18
1.4.2.2.3. Rôle pathogène	18
1.4.2.3. <i>Rhipicephalus sanguineus</i>	18
1.4.2.3.1. Morphologie	18
1.4.2.3.2. Biologie	19
1.4.2.3.3. Rôle pathogène	20
1.4.2.3. <i>Rhipicephalus turanicus</i>	21
1.4.2.3.1. Morphologie	21
1.4.2.3.2. Biologie	21
1.4.2.3.3. Rôle pathogène	22
1.5. Rôle pathogène des tiques	22
1.5.1. Rôle pathogène direct	22
1.5.2. Action pathogène indirecte	22
1.6. Lutte contre les tiques	23
1.6.1. Détiquage manuel	23
1.6.2. Utilisation d'acaricides	23
1.6.3. Vaccination anti-tiques	24
2. LES PIROPLASMOSES OVINES	25
2.1. Babésiose ovine	25
2.1.1. Définition	25
2.1.2. Position taxonomique	25
2.1.3. Morphologie	25
2.1.4. Cycle biologique	26
2.1.4.1. Chez les petits ruminants	27
2.1.4.2. Chez les vecteurs ixodidés	28
2.1.5. Epidémiologie	28
2.1.5.1. Epidémiologie descriptive	28
2.1.5.2. Epidémiologie analytique	29
2.1.5.3. Epidémiologie synthétique	30

2.1.6. Pathogénie des babésioses ovines	30
2.1.7. Symptômes	31
2.1.8. Lésions	32
2.1.9. Diagnostic	32
2.1.9.1. Clinique et épidémiologique	32
2.1.9.2. Diagnostic de laboratoire	32
2.1.9.2.1. Observation directe sur étalement de sang coloré au Giemsa	32
2.1.9.2.2. Diagnostic sérologique	33
2.1.9.2.3. Diagnostic par réaction de polymérisation en chaîne	34
2.1.10. Méthodes de lutte	36
2.1.10.1. Traitements	36
2.1.10.2. Prophylaxie	37
2.1.10.2.1. Lutte contre les tiques	37
2.1.10.2.2. Vaccination contre les babésioses	37
2.2. Theilériose ovine	38
2.2.1. Définition	38
2.2.2. Position taxonomique	38
2.2.3. Morphologie	38
2.2.4. Cycle biologique	39
2.2.4.1. Chez les petits ruminants	40
2.2.4.2. Chez le vecteur ixodidé	40
2.2.5. Epidémiologie	41
2.2.5.1. Epidémiologie descriptive	41
2.2.5.2. Epidémiologie analytique	42
2.2.5.3. Epidémiologie synthétique	42
2.2.6. Pathogénie des theilérioses ovines	42
2.2.7. Symptômes	43
2.2.8. Lésions	44
2.2.9. Diagnostic	44
2.2.9.1. Clinique et épidémiologique	44
2.2.9.2. Diagnostic de laboratoire	44
2.2.9.3. Diagnostic différentiel	45
2.2.10. Méthodes de lutte	45

2.2.10.1. Traitements	45
2.2.10.2. Prophylaxie	46
2.2.10.2.1. Lutte contre les tiques	46
2.2.10.2.2. Vaccination	46

PARTIE EXPERIMENTALE

1. OBJECTIFS	47
2. MATERIEL ET METHODES	48
2.1. Régions d'études	48
2.1.1. Fernena	48
2.1.2. La Mornaguia	49
2.1.3. Saouef	49
2.1.4. Sbitla	49
2.1.5. Bir Ali Ben Khelifa	49
2.1.6. Bir Lahmar	50
2.2. Période d'étude	50
2.3. Echantillonnage	50
2.3.1. Questionnaire	50
2.3.2. Identification des animaux	51
2.3.3. Examen des animaux	55
2.3.4. Prélèvements des tiques	55
2.3.5. Prélèvements de sang	56
2.4. Identification des tiques	56
2.5. Réalisation des étalements sanguins et technique de lecture	58
2.5.1. Principe	58
2.5.2. Protocole	59
2.5.3. Technique de lecture	60
2.5.4. Identification des parasites	60
2.6. Identification moléculaire des piroplasmoses ovines	61
2.6.1. Extraction d'ADN	61
2.6.2. Appréciation de la qualité d'ADN extrait	63

2.6.3. PCR semi-spécifique « catch-all » ciblant le gène ARNr 18S de <i>Theileria/Babesia</i>	66
2.6.3.1. Principe	66
2.6.3.2. Protocole	66
2.6.3.3. Etapes de la réalisation	66
2.7. Calcul des paramètres parasitologiques	68
2.8. Analyse statistique	69
3. RESULTATS	70
3.1. Infestation par les tiques	70
3.1.1. Etude de l'infestation par les tiques	70
3.1.2. Dynamique d'infestation par les tiques entre avril 2018 et janvier 2019	74
3.1.2.1. Paramètres parasitologiques globaux d'infestation par les tiques en Tunisie	74
3.1.2.2. Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction des facteurs de risque	75
3.1.2.2.1. Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les différentes saisons	76
3.1.2.2.2. Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons	77
3.1.2.2.3. Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les différentes saisons	78
3.1.2.3. Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction des facteurs de risque	79
3.1.2.3.1. Variation de l'intensité d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons	79
3.1.2.3.2. Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les différentes saisons	80
3.1.2.3.3. Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons	81
3.1.2.3.4. Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les différentes saisons	82
3.1.2.4. Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction des facteurs de risque	83

3.1.2.4.1. Variation de l'abondance d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les quatre saisons	83
3.1.2.4.2. Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les quatre saisons	84
3.1.2.4.3. Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les quatre saisons	85
3.1.2.4.4. Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les quatre saisons	86
3.2. Résultats de l'observation microscopique des étalements de sang	87
3.3. Résultats moléculaires	87
3.3.1. Prévalence d'infection globale par les piroplasmes	87
3.3.2. Prévalence d'infection en fonction des facteurs de risque	87
3.3.2.1. Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de l'âge	87
3.3.2.2. Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la race	88
3.3.2.3. Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la région	88
4. DISCUSSION	89
4.1. Discussion des résultats obtenus pour l'infestation par les tiques	89
4.2. Discussion des résultats obtenus concernant l'infection des animaux par les piroplasmes	93
4.2.1. Première technique : observation microscopique des étalements sanguins colorés au Giemsa	94
4.2.2. Deuxième technique : détection de l'ADN des piroplasmes par la technique PCR	95
CONCLUSION	96
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	
ANNEXES	
ABSTRACT	

	LISTE DES TABLEAUX	PAGE
Tableau I :	Représentation de la morphologie de tiques dures en fonction des stades	5
Tableau II :	Principales espèces de tiques des animaux domestiques en Tunisie	10
Tableau III :	Pathogènes transmis par les tiques chez les ovins en Tunisie	23
Tableau IV :	Principales espèces du genre <i>Babesia</i> et leurs morphologies chez les ovins	26
Tableau V :	Caractéristiques des principales molécules babésicides	37
Tableau VI :	Principales espèces de <i>Theileria</i> chez les petits ruminants	39
Tableau VII :	Diagnostic différentiel	45
Tableau VIII :	Tableau récapitulatif des variations climatiques des différentes régions d'études	50
Tableau IX :	Variations morphologiques en fonction de la race	52
Tableau X :	Clé d'identification des espèces d'ixodidés en Tunisie	58
Tableau XI :	Amorces utilisées dans la PCR universelle	65
Tableau XII :	Réactifs mélangés dans chaque tube pour la PCR universelle	65
Tableau XIII :	Cycles de la PCR universelle	65
Tableau XIV :	Amorces utilisées dans la PCR « <i>Catch-all Babesia-Theileria</i> »	66
Tableau XV :	Réactifs mélangés dans chaque tube pour la PCR « <i>catch-all Babesia-Theileria</i> »	67
Tableau XVI :	Espèces de tiques collectées chez les ovins dans les différentes régions et dans les différentes saisons	71
Tableau XVII :	Paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques en avril	72
Tableau XVIII :	Paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques en juillet	72
Tableau XIX :	Paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques en octobre	73
Tableau XX :	Paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques en janvier	73
Tableau XXI :	Variation de la prévalence globale d'infestation, de l'intensité et de l'abondance en fonction des saisons	74
Tableau XXII :	Variation de la prévalence d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons (%)	75

Tableau XXIII :	Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les différentes saisons	76
Tableau XXIV :	Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons	77
Tableau XXV :	Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les différentes saisons	78
Tableau XXVI :	Variation de l'intensité d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons	79
Tableau XXVII :	Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les différentes saisons	80
Tableau XXVIII :	Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons	81
Tableau XXIX :	Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les différentes saisons	82
Tableau XXX :	Variation de l'abondance d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les quatre saisons	83
Tableau XXXI :	Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les quatre saisons	84
Tableau XXXII :	Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les quatre saisons	85
Tableau XXXIII :	Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les quatre saisons	86
Tableau XXXIV :	Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de l'âge	87
Tableau XXXV :	Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la race	88
Tableau XXXVI :	Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la région	88

	LISTE DES FIGURES	PAGE
Figure 1 :	Position taxonomique des tiques	3
Figure 2 :	Face dorsale du capitulum d'une femelle adulte, <i>Ixodes scapularis</i> par microscopie électronique à balayage	4
Figure 3 :	Cycle de vie des tiques	6
Figure 4 :	Cycle trixène de tiques ixodidés	8
Figure 5 :	Cycle dixène de tiques ixodidés	8
Figure 6 :	Cycle monoxène de tiques ixodidés	9
Figure 7 :	Répartition des espèces de tiques en Tunisie	11
Figure 8 :	<i>Hyalomma excavatum</i> mâle face dorsale et face ventrale	12
Figure 9 :	<i>Hyalomma excavatum</i> femelle face dorsale et face ventrale	12
Figure 10 :	<i>Hyalomma marginatum</i> mâle face dorsale et face ventrale	15
Figure 11 :	<i>Hyalomma marginatum</i> femelle face dorsale et face ventrale	15
Figure 12 :	<i>Rhipicephalus bursa</i> mâle, face dorsale et face ventrale	16
Figure 13 :	<i>Rhipicephalus bursa</i> femelle, face dorsale et face ventrale	17
Figure 14 :	<i>Rhipicephalus camicasi</i> mâle (à gauche) et femelle (à droite)	18
Figure 15 :	<i>Rhipicephalus sanguineus</i> femelle, face dorsale et face ventrale	19
Figure 16 :	<i>Rhipicephalus sanguineus</i> mâle, face dorsale et face ventrale	19
Figure 17 :	<i>Rhipicephalus turanicus</i> mâle	21
Figure 18 :	Hématies d'ovins infectées par <i>Babesia ovis</i> (à gauche) Hématies d'ovins infectées par <i>Babesia motasi</i> (à droite)	26
Figure 19 :	Cycle évolutif de <i>Babesia ovis</i>	27
Figure 20 :	Culture de <i>Theileria lestoquardi</i>	39
Figure 21 :	<i>Theileria ovis</i> endo-erythrocytaire dans le sang d'un ovin	39
Figure 22 :	Cycle évolutif de <i>Theileria lestoquardi</i>	40
Figure 23 :	Répartition des élevages visités	48
Figure 24 :	Estimation de l'âge à partir de la table dentaire	54
Figure 25 :	Orientation de diagnose des tiques	57
Figure 26 :	Morphologie schématique des types de capitulum chez les ixodidés	57
Figure 27 :	Étapes de confection d'étalements de sang colorés au Giemsa pour la recherche d'hémopathogènes chez les animaux	59
Figure 28 :	Schématisation de la progression de la lecture d'un frottis sanguin	60

Figure 29 :	Étapes de l'électrophorèse de l'ADN sur gel d'agarose	64
Figure 30 :	Schéma montrant les cycles de la PCR Catch-all détectant <i>Babesia</i> et <i>Theileria</i>	67
Figure 31 :	Pourcentage cumulé des tiques collectées entre avril 2018 et janvier 2019 selon l'espèce	70
Figure 32 :	Variation de la prévalence globale d'infestation, de l'intensité et de l'abondance en fonction des saisons	74
Figure 33 :	Variation de la prévalence d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons	75
Figure 34 :	Prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine	76
Figure 35 :	Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons	77
Figure 36 :	Prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la région	78
Figure 37 :	Intensité d'infestation par les tiques en fonction des espèces de tiques	79
Figure 38 :	Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine	80
Figure 39 :	Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons	81
Figure 40 :	Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les quatre saisons	82
Figure 41 :	Variation de l'abondance d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les quatre saisons	83
Figure 42 :	Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les quatre saisons	84
Figure 43 :	Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les quatre saisons	85
Figure 44 :	Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les quatre saisons	86

	LISTE DES PHOTOS	PAGE
Photo 1 :	Les différents stades de la tique <i>Ixodidae</i>	5
Photo 2 :	Tiques en accouplement (à droite) et tique en ponte (à gauche)	7
Photo 3 :	<i>Hyalomma impeltatum</i> mâle (à gauche) et femelle (à droite)	14
Photo 4 :	Identification de l'animal et mise de boucle auriculaire	51
Photo 5 :	Brebis sicilo-sarde	52
Photo 6 :	Brebis barbarine	53
Photo 7 :	Brebis queue fine de l'ouest	53
Photo 8 :	Brebis de race noire de Thibar	54
Photos 9, 10 et 11 :	Examen des animaux prélevés	55
Photos 12, 13 et 14 :	Tiques attachées aux animaux (au niveau du barbillon, de l'oreille et du paturon)	55
Photo 15 :	Prélèvement du sang	56
Photo 16 :	Kit d'extraction d'ADN à partir du sang « BIOBASIC (QF 24 V4) »	61
Photo 17 :	Migration sur gel d'agarose de l'ADN total par électrophorèse	64
Photo 18 :	Profils de migration des produits de la PCR Catch-all <i>Babesia-Theileria</i> sur gel d'agarose à 1%	68

INTRODUCTION

Le cheptel ovin en Tunisie présente 6,8 millions UF (Observatoire National de l'Agriculture, 2006). Ce secteur d'élevage, joue un rôle économique crucial surtout chez les agriculteurs pauvres en ressources territoriales.

Les tiques, ectoparasites hématophages, transmettent un nombre important de pathogènes (protozoaires, bactéries et virus...) aux humains et aux animaux (Frans, 2000). Ces arthropodes ne tirent pas leur importance uniquement de leur rôle hématophage et irritatif. Ils sont également responsables de maladies émergentes et potentiellement graves. Les impacts sanitaires et économiques qu'ils peuvent éventuellement infliger demeurent néfastes.

Plusieurs études se sont intéressées, ces dernières années, à la répartition spatiale, temporelle ainsi qu'aux facteurs qui influencent leur apparition dans différentes régions du monde.

En Tunisie, depuis 1935 et jusqu'à présent, les tiques et les maladies transmises par les tiques furent l'objet d'études variées portant sur différentes espèces hôtes qui ont prouvé une importance accrue. Pendant la colonisation française, quelques investigations ont été réalisées de façon sporadique (Durand, 1932 ; Anderson, 1935 ; Violle et Joyeux, 1941, etc., ...). Ce n'est qu'après l'indépendance, que la recherche a été orientée vers l'investigation de tout le territoire.

En 1970, Ende Van Den a initié cette piste. A cette époque, la politique du pays a été orientée vers l'importation de races bovines hautes productrices de lait. Mais, selon Sergeant *et al.* (1945), il convient de noter que les races autochtones en Tunisie présentent un état de prémunité, par contre le cheptel importé constitue un terrain particulièrement réceptif aux maladies transmises par les tiques. Dans ce cadre, cette étude avait contribué à l'instauration d'un plan de lutte anti-tique d'autant plus urgent que le cheptel tunisien se développe par introduction de races étrangères. La récolte des tiques a été faite chez différentes espèces (bovine, ovine, caprine, équine, caméline et canine). Ensuite, la répartition de ces espèces a été réalisée selon les caractères biologiques de ces arthropodes conditionnant leur répartition géographique en 5 zones pluviométriques. Des cartes de répartition préliminaire ont été établies. Plus tard, Bouattour *et al.* ont mené une étude visant la connaissance des facteurs de distribution des tiques en Tunisie.

Concernant le cheptel ovin, le développement des systèmes d'élevage, l'augmentation du besoin d'achat, les mouvements de ces animaux à travers les frontières et les importations faites ces dernières années à l'occasion de l'Aïd, tous ces facteurs exigent de façon directe ou

indirecte de se concentrer sur l'investigation des problèmes de santé chez cette espèce.

Entre-autre, les tiques et les maladies transmises par les tiques chez les petits ruminants, présentent de sérieux problèmes de santé causant des pertes dramatiques en production animale aussi bien en Tunisie qu'à l'échelle mondiale. Selon Bouattour *et al.* en 1999, 18 espèces de tiques ont été identifiées chez les animaux domestiques sur le territoire tunisien. Toutes ces espèces peuvent avoir comme hôte, les ovins (Walker *et al.*, 2003).

Les tiques transmettent aux ovins des agents pathogènes causant des pathologies importantes. Certains de ces pathogènes ont fait l'objet de différentes études : *Theileria ovis*, *Theileria lestoquardi*, *Babesia ovis*, *Borrelia burgdorferi* and *Anaplasma ovis* (Ben Said *et al.*, 2015, 2016 ; Gharbi *et al.*, 2015 ; Rjeibi *et al.*, 2014, 2016a, 2016b).

Notre étude est basée sur un rappel bibliographique divisé en deux parties : en premier temps, nous nous rappelons les tiques présentes en Tunisie, leurs critères morphologiques et biologiques, leur rôle pathogène et les moyens de lutte contre ces arthropodes. En second temps, nous présentons un résumé bibliographique sur les piroplasmoses ovines dans leurs aspects étiologique, épidémiologique, clinique, diagnostique, thérapeutique et prophylactique.

Notre partie expérimentale est basée sur deux axes : le premier étant la détermination des espèces de tiques trouvés sur les animaux et ce pour estimer la prévalence d'infestation par les tiques dans les différentes régions visitées. Le deuxième vise la détermination des prévalences d'infection par les piroplasmes qui est à son tour réalisée par deux techniques : la technique de l'observation microscopique des étalements sanguins colorés au Giemsa et la technique moléculaire par la réaction de polymérisation en chaîne (PCR).

Partie Bibliographique

1. LES TIQUES DES OVINS EN TUNISIE

1.1. Classification

Les tiques (Arachnide : Acarie : Ixodidea) sont des arthropodes hématoiphages ectoparasites obligatoires qui ont un grand intérêt dans le domaine vétérinaire et médical. Elles sont susceptibles d'infester tous les animaux domestiques et sauvages. Leur étude a permis de recenser plus de 900 espèces d'ixodidés à travers le monde (Olivier *et al.*, 2017).

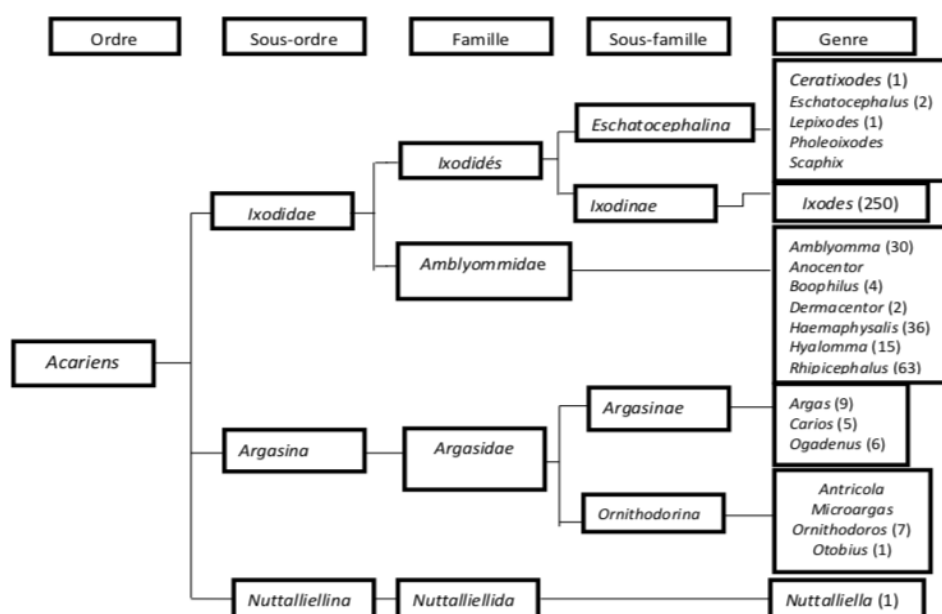


Figure 1 : Position taxonomique des tiques (Walker *et al.*, 2003)

L'ordre des *Acarina* se subdivise en trois sous-ordres établis selon des critères morphologiques et biologiques (Figure 1) : *Ixodina* ou tiques dures, *Argasina* ou tiques molles et *Nuttalliellina* ayant des caractères morphologiques intermédiaires entre les deux premiers.

Dans cette étude nous nous serons intéressés uniquement aux tiques dures : les *Ixodina*, elles comportent deux familles : les *Ixodidea* ou *Prostriata* et *Amblyommidae* ou *Metastrata* ; qui sont bien différenciés morphologiquement et biologiquement (Pérez-Eid *et al.*, 1998).

1.2. Critères morphologiques de classification des ixodidés

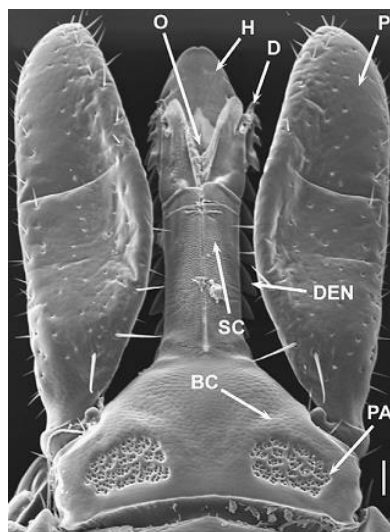
Les tiques sont des acariens de grande taille, elles sont d'ailleurs qualifiées des "géants des acariens". Les adultes à jeun mesurent de 1,5 à 15 mm. Elles possèdent un corps globuleux sans limites nettes entre partie antérieure (gnathosoma) et la partie postérieure (idiosoma).

Sur leur face dorsale, elles sont pourvues d'une cuticule souple extensible et susceptible de croissance lors de la réplétion, en relation avec leur comportement alimentaire très évolué (Camicas *et al.*, 1998 ; Morel, 2000).

Ces arthropodes, dépourvus d'antennes, possèdent des appendices buccaux groupés en un rostre adapté au régime hématoophage.

Le rostre terminal se compose d'une paire de chélicères soudées dorsalement par une gaine, d'un hypostome ventral armé de dents et de deux pédipalpes ornés de nombreux poils, à rôle sensoriel.

Les chélicères et l'hypostome constituent un stylet rigide nécessaire pour franchir la peau résistante des vertébrés. Les chélicères servent à dilacérer la peau et l'hypostome forme un canal dans lequel coule le sang et injecte la salive de la tique à l'hôte (Figure 2).



BC : basis capituli, D : doigts des chélicères, DEN : denticules de la surface externe du hypostome, H : surface interne du hypostme, O : ouverture du canal de nourriture, P : palpe, PA : aires poreuses, SC : axe d'une chélicère. Barre de mesure =500 μ m

Figure 2 : Face dorsale du capitulum d'une femelle, *Ixodes scapularis* sous microscopie électronique à balayage (Anderson et Magnarelli, 2008)

La longueur du rostre ou de l'hypostome varie selon les genres et constitue l'un des éléments essentiels de diagnose de l'espèce. En effet, lorsque le rostre est nettement plus long que large on parle de tique longirostre ; lorsqu'il est plus ramassé on parle de tique brévirostre. Sa base, de forme variable selon l'espèce, elle est appelée capitulum (Rjeibi, 2015a).

La tique est pourvue de quatre paires d'appendices locomoteurs dont la première est munie d'un organe sensoriel appelé « organe de Haller ». Il joue également un rôle important lors de la recherche de l'hôte et favorise la rencontre des mâles et des femelles puisqu'il renferme les récepteurs des phéromones (Kettle, 1992).

Cependant, il faut noter que l'aspect général des tiques et leur taille varie selon le sexe, le stade et l'état de réplétion (Photo 1).



Photo 1 : Les différents stades de la tique *Ixodidae* (<https://www.inspq.qc.ca/est-ce-une-tique>)

Le tableau I représente les caractéristiques morphologiques des différents stades ainsi que les caractéristiques de chacun des ixodidés.

Tableau I : Représentation de la morphologie de tiques dures en fonction des stades (Chartier *et al.*, 2000)

Stade		Larve à jeun	Nymph à jeun	Femelle à jeun	Mâle
Taille		0,5 à 1 mm	1 à 2,5 mm	1 à 5 mm	1 à 4 mm
Morphologie	Nombre de pattes	Hexapode : 3 paires de pattes	Octopode : 4 paires de pattes	Octopode : 4 paires de hanches (5 articles de pattes terminées par une ventouse et deux griffes)	Octopode : 4 paires de hanches (5 articles de pattes terminées par une ventouse et deux griffes)
	Stigmates	Absence	Présence	2 stigmates respiratoires (latéralement en arrière de la 4 ^{ème} paire de hanche)	2 stigmates respiratoires (latéralement en arrière de la 4 ^{ème} paire de hanche)
	Scutum dorsal			Occupe la partie antérieure, constituée de chitine sclérifiée.	Tout le tégument dorsal est couvert de conscutum épais.
	Pore génital		Absence	Pore génital situé entre les hanches (ligne médiane) différent formes selon l'espèce suivi de l'anus	Le gonopore est operculé

Au cours de son développement, un ixodina présente quatre types morphologiques correspondant aux trois stases évolutives séparées par deux métamorphoses : la première stase est représentée par la larve (préimago 1), la deuxième stase correspond à la nymphe (équivalent d'une deutolarve ou préimago 2) et la troisième stase représentée par les adultes ou imagos (la femelle et le mâle).

1.3. Critères biologiques des ixodidés

1.3.1. Cycle évolutif général des ixodidés

Le cycle biologique de l'ensemble des Ixodidés se déroule selon un schéma simple (Figure 3). Leur vie commence par le stade œuf. Après incubation des œufs et éclosion, il y aura développement des formes libres. Trois stades se succèdent : larve, nymphe et adulte. Le passage entre ces stades se fait après un seul repas sanguin par stade et une métamorphose en stade suivant.

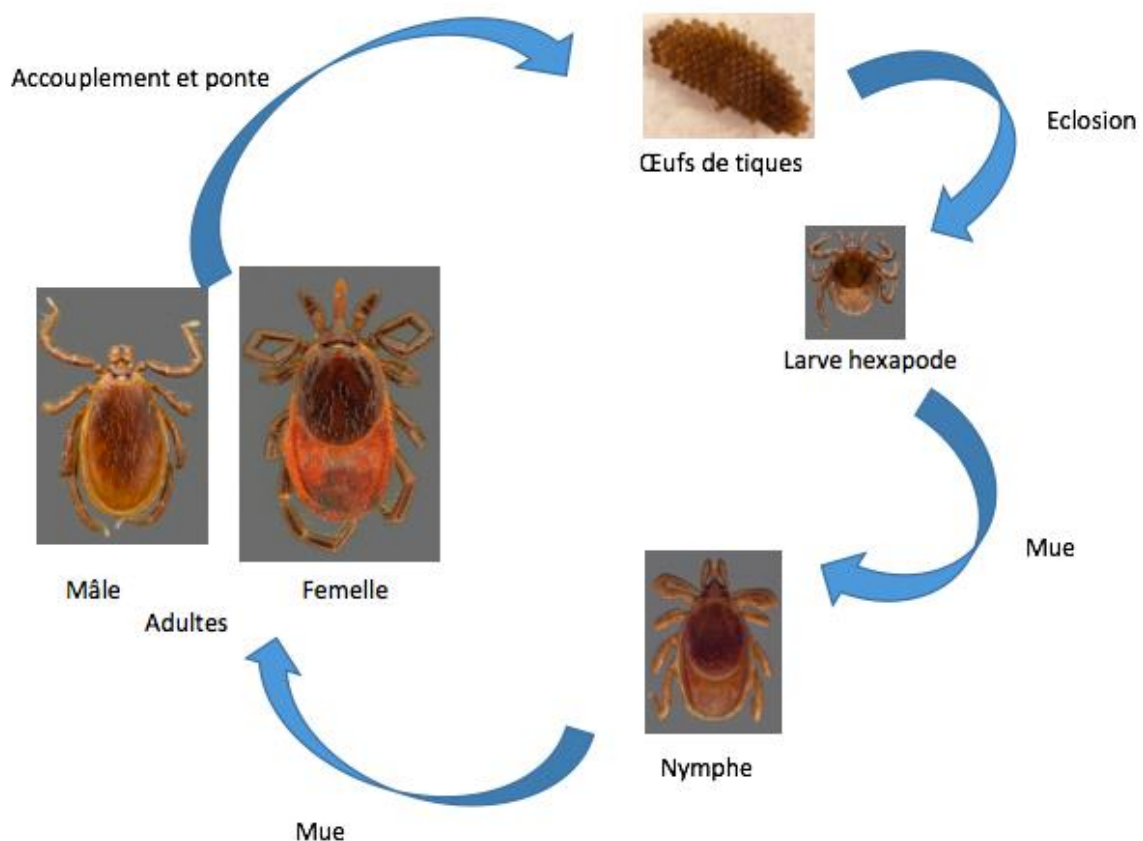


Figure 3 : Cycle de vie des tiques

La rencontre du mâle et de la femelle se fait par le biais des phéromones. La copulation se fait généralement sur l'hôte (Photo 2).



Photo 2 : Tiques en accouplement (à gauche) et tique en ponte (à droite) (Huber, 2010)

Après l'accouplement, la femelle effectue des cycles rapides de gorgement, puis elle se détache et cherche un micro-habitat pour y pondre. La ponte est continue et se fait en plusieurs jours (Photo 2). Les œufs sont pondus en amas et la femelle meurt à la fin de la ponte.

Il faut noter qu'il y a quelques différences entre les espèces de tiques. Ceci est modulé par l'écologie des tiques qui est influencée par les préférences trophiques d'une tique à un stade donné, et d'autre part, par la température du corps de l'hôte.

Différents types de cycles évolutifs existent chez les tiques. Nous pouvons les définir soit en fonction de leurs tropismes envers les animaux, soit en fonction du nombre d'hôtes et des phases parasitaires. Ces cycles sont en relation directe avec le mode de vie des tiques.

1.3.2. Types de cycles évolutifs des tiques en fonction du nombre d'hôtes et des phases parasitaires

Trois types de cycles peuvent être décrits selon ces critères :

- Quand les trois stades de tique nécessitent trois hôtes différents, ce cycle est dit triphasique ou trixène. Il concerne la majorité des espèces d'Ixodidae (Morel, 1969). Chaque stade recherche un vertébré de la même espèce ou non et après chaque engorgement, il y a une phase libre et une mue sur le sol.

Il est caractérisé par trois phases parasitaires séparées par deux phases libres (Figure 4).

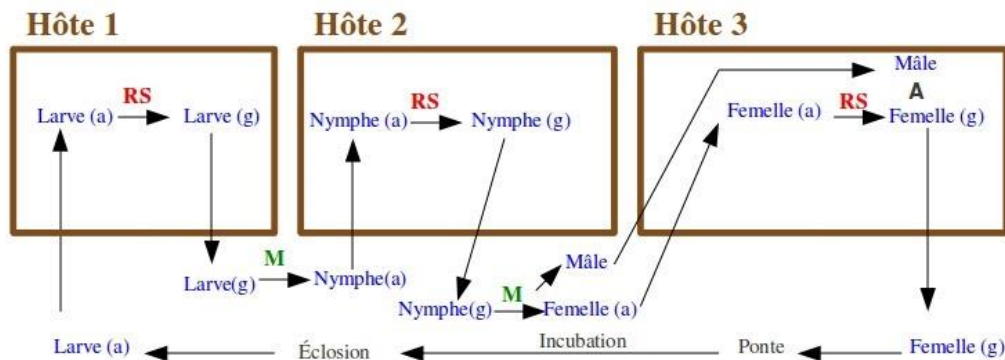


Figure 4 : Cycle trixène de tiques ixodidées (Gharbi, 2012)

(a) : à jeun ; (g) : gorgée ; M : mue ; RS : repas sanguin ; A : accouplement

- D'autres espèces d'*Ixodidae* n'ont besoin que deux hôtes individuellement différents, qu'ils soient ou non de la même espèce. La mue (larve- nymphe) se déroule sur le même hôte puis la nymphe se fixe à proximité sans phase libre. Donc, la mue larvaire a lieu sur l'hôte alors que celle nymphale se fait au sol (Figure 5).

Ce type de cycle est dit diphasique ou dixène.

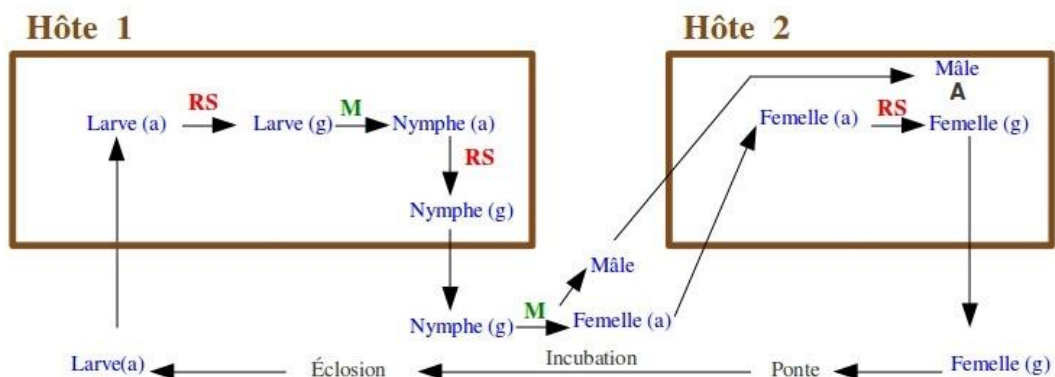


Figure 5 : Cycle dixène de tiques ixodidées (Gharbi, 2012)

(a) : à jeun ; (g) : gorgée ; M : mue ; RS : repas sanguin ; A : accouplement

- Enfin, chez d'autres espèces de tiques, toutes les phases parasitaires se déroulent sur le même hôte, en une seule phase. Un unique individu vertébré est abordé par la larve à jeun et quitté par l'adulte gorgé. Les métamorphoses ont lieu au point d'implantation de la larve ou de la nymphe ; le stade suivant peut se fixer à proximité de son lieu de fixation précédent (Figure 6).

Ce type de cycle est dit monophasique ou monoxène. Le cycle monophasique

n'intéresse qu'un faible nombre d'espèces, telle que le genre *Boophilus* (MOREL, 1969 et 1981).

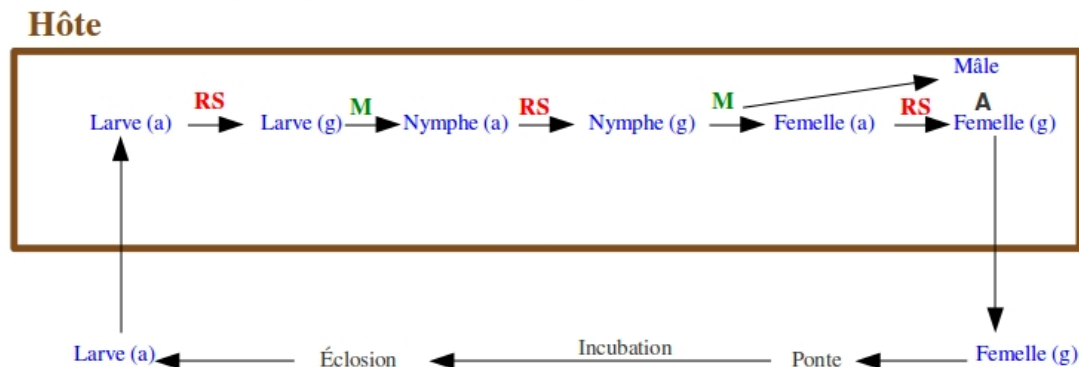


Figure 6 : Cycle monoxène de tiques ixodidées (Gharbi, 2012)
 (a) : à jeun ; (g) : gorgée ; M : mue ; RS : repas sanguin ; A : accouplement

1.3.3. Types de cycles évolutifs des tiques en fonction de leurs tropismes envers les animaux

Cette classification aboutit également à trois types de cycles :

- **Cycle monotrope** : Certaines espèces de tiques sont obligatoirement monotropes : elles manifestent à tous les stades, la même sélectivité dans le choix de leurs hôtes (même hôte ou groupe d'hôtes).

- **Cycle ditrope** : les espèces qui expriment une sélectivité envers leurs hôtes selon la phase parasitaire sont dites ditropes. Les immatures choisissent comme hôte les petits mammifères, les reptiles et les oiseaux alors que les adultes sont retrouvés sur les grands mammifères.

- **Cycle télotrope** : les tiques dites télotropes manifestent une ubiquité parasitaire et ce, pendant les phases immatures, alors que les adultes ont une sélectivité envers les ongulés et les carnivores (Morel, 1969 et 1981).

En fonction des espèces des tiques, on peut avoir des cycles diphasiques ditropes (*Rhipicephalus turanicus*) ou monotrope (*Rhipicephalus bursa*) ou encore des cycles triphasiques monotropes (*Hyalomma anatolicum anatolicum*) ou télotropes (*Ixodes ricinus*). Les tiques monophasiques sont obligatoirement monotropes (*Boophilus* spp.).

1.3.4. Mode de vie des tiques

La vie libre : Elle est fortement liée aux conditions climatiques : la température est le facteur dynamique essentiel d'organogenèse et d'activité tandis que l'humidité est un facteur important de survie qui caractérise le biotope.

Nous pouvons ainsi observer deux catégories de modes de vie :

Les tiques endophiles (ou pholéophile) vivent dans des habitats très spécialisés où sélectifs, en raison des conditions microclimatiques qui y règnent. Elles infestent l'hôte dans son gîte (terrier, nids) et s'y reproduisent. Elles se déplacent peu et l'infestation de l'hôte est facile. En revanche, l'attente est longue.

Les tiques exophiles, au contraire, n'ont pas d'habitat aussi spécialisé. L'hôte est rencontré à la suite d'un affût sur la végétation. Cet affût détermine une succession d'ascensions et de descentes des supports ou des déplacements horizontaux.

De nombreuses espèces de tiques sont mixtes, elles sont endophiles aux stases larvaire et nymphale et exophiles à la stase adulte (Bourdeau, 1996).

1.4. Tiques présentes en Tunisie

En Tunisie, différentes espèces de tiques existent et parasitent différentes espèces animales, entre autre les ovins. Selon le guide d'identification de tiques (Walker *et al.*, 2014), les études effectuées par Bouattour en 2002, seize espèces de tiques dures appartenant à cinq genres différents existent en Tunisie (Tableau II, Figure 7). Toutes ces espèces peuvent exister chez les ovins en tant qu'hôte spécifique ou hôte possible.

Tableau II : Principales espèces de tiques des animaux domestiques en Tunisie (Walker *et al.*, 2003 ; in Rejeibi 2015)

Genre des tiques	Espèce	Répartition
<i>Rhipicephalus</i> spp.	<i>Rhipicephalus bursa</i> <i>Rhipicephalus turanicus</i> <i>Rhipicephalus camicasi</i> <i>Rhipicephalus annulatus</i> <i>Rhipicephalus sanguineus</i> (population sauvage) <i>Rhipicephalus sanguineus</i> (population domestique)	Nord Nord, Centre Est Nord Nord, Centre Nord, Centre, Sud Nord, Centre, Sud
<i>Ixodes</i>	<i>Ixodes ricinus</i>	Nord
<i>Hyalomma</i> spp.	<i>Hyalomma anatolicum excavatum</i> <i>Hyalomma scupense</i> <i>Hyalomma dromeradii</i> <i>Hyalomma marginatum</i> <i>Hyalomma rufipes</i> <i>Hyalomma impeltatum</i>	Nord, Centre, Sud Est Nord, Centre Sud Nord, Centre Nord Sud
<i>Haemaphysalis</i> spp.	<i>Haemaphysalis punctata</i> <i>Haemaphysalis sulcata</i>	Nord Nord
<i>Dermacentor</i> spp.	<i>Dermacentor marginatum</i>	Nord-Ouest Rare

A part ces espèces, d'autres peuvent être importées accidentellement par le biais d'oiseaux migrateurs. Deux cas d'importation d'*Amblyomma* ont été rapportés en Tunisie (Rjeibi, 2015a).

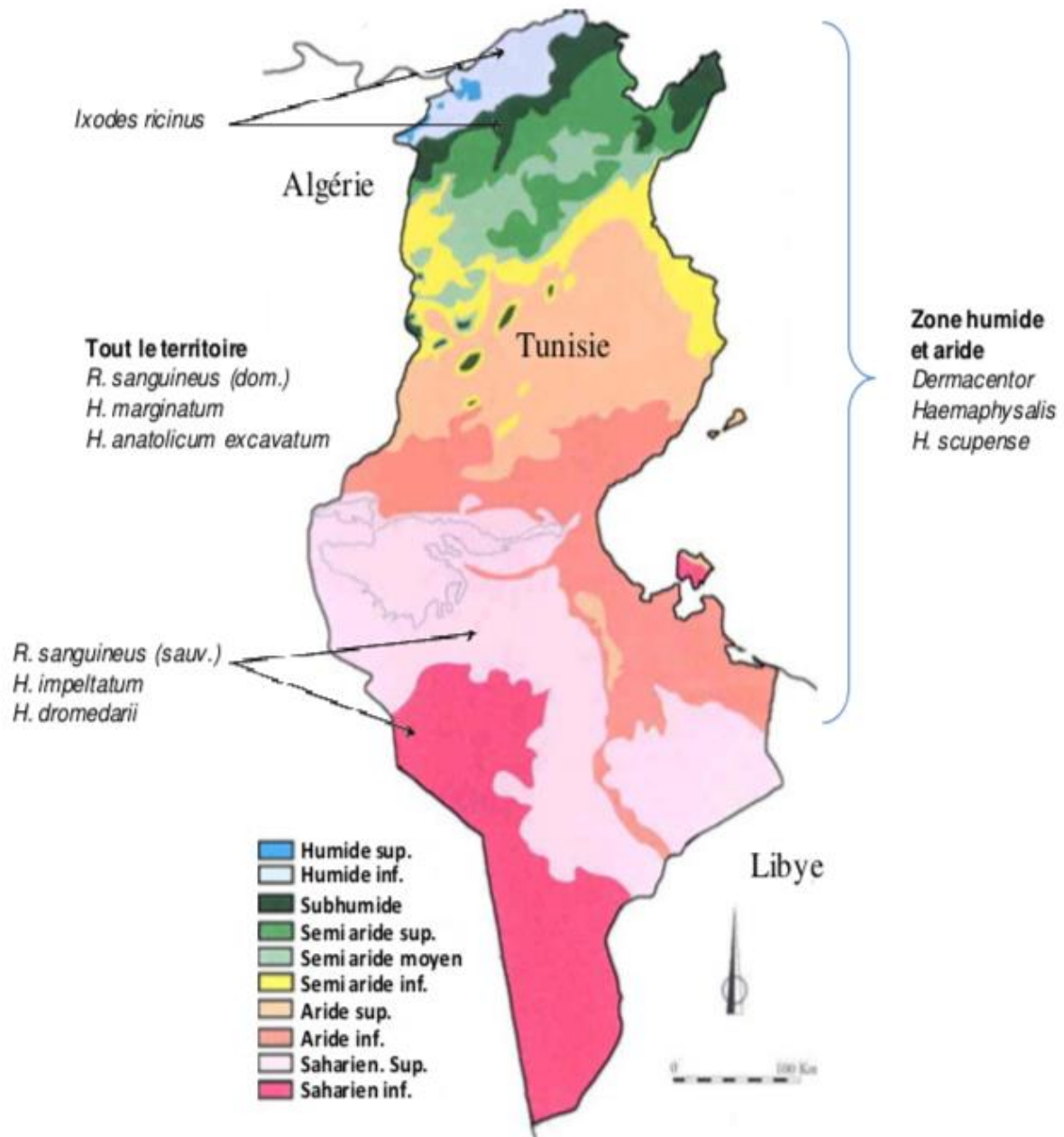


Figure 7 : Répartition des espèces de tiques en Tunisie (Darghouth, 2012)

Dans cette étude nous nous intéressons aux espèces que nous avons trouvées. Les espèces du genre *Hyalomma* sont : *Hyalomma excavatum*, *Hyalomma impeltatum* et *Hyalomma marginatum*. Quant aux espèces identifiées du genre *Rhipicephalus*, nous nous limitons à l'étude de *Rhipicephalus bursa*, *Rhipicephalus camicasi*, *Rhipicephalus sanguineus* et *Rhipicephalus turanicus*.

Dans la suite, nous présentons les différentes caractéristiques morphologiques et biologiques, ainsi que le rôle pathogène de chacune des espèces précédemment citées.

1.4.1. Genre *Hyalomma*

Le genre *Hyalomma* est présent sur tout le territoire tunisien. Par contre, la distribution des espèces de ce genre varie d'un étage bioclimatique à un autre.

1.4.1.1. *Hyalomma excavatum*

1.4.1.1.1. Morphologie

Sur le plan morphologique (Figures 8 et 9), il y a une grande ressemblance entre *H. anatolicum* et *H. excavatum*. Cette dernière est caractérisée morphologiquement par des pattes marbrées de jaune et de brun.

Le mâle est reconnu par un feston médian individualisé et clair, par des sillons latéraux de l'écusson dorsal court, par une dépression dorsale bien creusée en partie postérieure. Quant à la femelle elle est caractérisée par un gonopore en coussinet triangulaire large et un scutum chitinisé avec des ponctuations larges et profondes (Walker *et al.*, 2003).



Figure 8 : *Hyalomma excavatum* mâle face dorsale et face ventrale

<http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Hyalomma+anatolicum+excavatum/19/#.XLxOei97S8U>



Figure 9 : *Hyalomma excavatum* femelle face dorsale et face ventrale

<http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Hyalomma+anatolicum+excavatum/19/#.XLxOei97S8U>

1.4.1.1.2. Biologie

Ayant un cycle triphasique, différentes espèces peuvent jouer le rôle d'hôte dans le cycle biologique de *H. excavatum*.

Les adultes peuvent sévir chez les bovins, les ovins, les caprins, les camélidés et les équidés. Les stades larves et nymphes sont observés chez les petits rongeurs. *H. excavatum* est une tique ditrope ayant un cycle triphasique.

Elle existe durant toute l'année avec un pic d'activité au printemps et une réduction en nombre d'individus en hiver (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.1.3. Rôle pathogène

Les pathogènes transmis par *H. excavatum* sont peu connus. Les stades immatures dans les conditions naturelles se nourrissent principalement sur des rongeurs et des petits vertébrés, et non pas sur les grands animaux.

Dans le cas *Theileria* qui est caractérisée par une transmission trans-stadiale, *H. excavatum* n'est pas reconnue comme vecteur, bien que dans les conditions expérimentales la transmission est prouvée possible (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.2. *Hyalomma impeltatum*

1.4.1.2.1. Morphologie

Les deux sexes possèdent un scutum/conscutum foncé avec des pattes annelées.

Chez le mâle, les dépressions cervicales sont apparentes et petites. Par contre les sillons latéraux sont longs. Dans la partie postérieure, il existe aussi deux sillons et une dépression caudale. Le feston central est pâle. Le sillon postéro-médian est présent et long, le sillon paramédian est large. Les ponctuations sont larges et localisées sur la partie cervicale et sur les sillons latéraux. Elles sont nombreuses sur la dépression caudale.

Chez la femelle, les bords du scutum postérieur sont sinueux. Les sillons scapulaires sont peu profonds et marqués par des ponctuations en colonne et une surface rugueuse. Les ponctuations sont larges et localisées sur les sillons scapulaires. La lèvre postérieure de l'ouverture génitale a une forme étroite en V et les plaques adanales ont des extrémités carrées (Walker *et al.*, 2003).



Photo 3 : *Hyalomma impeltatum* mâle (à gauche) et femelle (à droite)

(Photos : Influential Points (Joel Kanunga))

http://influentialpoints.com/Gallery/Bont-legged_ticks_Hyalomma.htm

1.4.1.2.2. Biologie

Hyalomma impeltatum est présente dans les régions à climat méditerranéen, des steppes et désertiques.

La majorité des animaux domestiques peuvent servir d'hôtes pour le stade adulte de *H. impeltatum*, particulièrement, les bovins chez lesquels des prévalences d'infestation élevées ont été enregistrées. Les dromadaires sont aussi fréquemment infestés. Les stades immatures font leurs repas sanguins chez des petits animaux tels que les rongeurs, les lièvres et les oiseaux terrestres.

Dans les conditions expérimentales, cette tique nécessite trois hôtes dans son cycle de vie. Dans les conditions naturelles, les adultes sont présents durant toute l'année. Les stades immatures infestent leurs hôtes en été et en automne (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.2.3. Rôle pathogène

L'étude des pathogènes transmis par cette tique ne sont pas très déterminantes. Dans les conditions expérimentales, cette tique a prouvé sa capacité de transmission de *Theileria annulata* chez les bovins. Il a été prouvé que cette tique est capable de transmettre le Virus de la Fièvre Hémorragique de Crimée-Congo à l'Homme (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.3. *Hyalomma marginatum*

1.4.1.3.1. Morphologie

Hyalomma marginatum est une tique dure de grande taille, reconnaissable à son rostre long et à ses pattes bicolores (anneaux blanchâtres aux articulations).

Le scutum des mâles (partie de la cuticule très sclérifiée, sur la face dorsale) est très lisse, avec des ponctuations visibles à l'extrémité postérieure. Les femelles ne possèdent qu'un tégument partiellement sclérifié ce qui permet à leur corps de se distendre lorsqu'elles prennent leur repas sanguin. Les adultes à jeun font environ 5 mm de long ; la femelle gorgée, dont la cuticule est de couleur chamois avec des lignes blanchâtres marquées, mesure près de 2 cm et pèse 1 à 1,5 grammes.



Figure 10 : *Hyalomma marginatum* mâle face dorsale et face ventrale

<http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Hyalomma+marginatum/20/#.XLyyBy97S8U>



Figure 11 : *Hyalomma marginatum* femelle face dorsale et face ventrale

<http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Hyalomma+marginatum/20/#.XLyyBy97S8U>

1.4.1.3.2. Biologie

Le cycle de *H. marginatum* est diphasique ditrope. Les adultes nécessitent deux hôtes et infestent les bovins et d'autres ongulés (les équins, les ovins, les caprins et les camélidés). Ils apparaissent sur leurs hôtes entre mars et novembre avec un pic d'activité au printemps (avril et mai). Ils s'attachent sur leurs hôtes préférentiellement sur les parties postérieures (périnée,

parties génitales et mamelle).

Les stades immatures font leurs repas sanguins sur les petits mammifères comme les lièvres et les lapins chez lesquels le site d'attachement préféré est les oreilles. Ils se nourrissent aussi chez les hérissons et les oiseaux. Chez ces espèces les tiques se trouvent attachées généralement sur la tête. Les stades immatures sont actifs en été entre mai et septembre. Cette espèce de tique est répartie dans les zones climatiques arides, semi-arides, sub-humides et humides (Walker *et al.*, 2013).

1.4.1.3.3. Rôle pathogène

Hyalomma marginatum transmet *Babesia caballi*, agent de la babésiose équine. Il a été prouvé aussi qu'elle peut transmettre *Theileria annulata* dans les conditions expérimentales. Cette tique est aussi responsable de la transmission du virus de la fièvre hémorragique de Crimé-Congo à l'Homme et peut se qualifier comme étant le principal vecteur de ce virus en Europe (Walker *et al.*, 2013).

1.4.2. Genre *Rhipicephalus*

1.4.1.1. *Rhipicephalus bursa*

1.4.1.1.1. Morphologie

Le mâle mesure 5 mm de long sur 3 mm de large. L'écusson dorsal couvre en règle générale l'ensemble de la face dorsale. Il présente des yeux convexes, des plaques anales inclinées et des sillons latéraux bien marqués. La femelle à jeun mesure 4 mm de long sur 2 mm de large, repue, elle atteint 17 mm de long sur 9 mm de large. Son corps est ovale et rougeâtre, renflé et épais lorsque l'animal est repu, l'écusson dorsal est de forme losange (Rodhain et Perez, 1985). Elle présente des ponctuations interstitielles de taille moyenne à large, un gonopore à ouverture génitale en V réduite, des yeux convexes et une texture de surface cervicale qui contient des rides.



Figure 12 : *Rhipicephalus bursa* mâle, face dorsale et face ventrale

<http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Rhipicephalus+bursa/29/#.XLzVAC97S8U>



Figure 13 : *Rhipicephalus bursa* femelle, face dorsale et face ventrale

<http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Rhipicephalus+bursa/29/#.XLzVAC97S8U>

1.4.1.1.2. Biologie

Le cycle de *R. bursa* est dixène et monotrope, la nymphe succède à la larve sur un premier hôte et les adultes effectuent leurs repas sur un deuxième hôte. Qu'il s'agisse du début ou de la fin du cycle, les hôtes appartiennent à la même catégorie zoologique, celle des ongulés, principalement des équins et des ruminants.

L'aire de distribution est limitée aux zones humides, sub-humides et semi-arides supérieure. Les adultes ont une activité saisonnière qui débute en avril et se poursuit jusqu'à d'août. Le pic d'activité se situe entre juin et juillet.

1.4.1.1.3. Rôle pathogène

Rhipicephalus bursa transmet *Babesia bigemina* et *Babesia bovis* aux bovins, causant la babésiose bovine. Cette tique transmet *Babesia caballi* et *Theileria equi* (= *Babesia equi*) chez les équidés, causant les piroplasmoses équine. Egalement, elle transmet *Babesia ovis* chez les ovins causant la babésiose ovine. Elle transmet aussi la rickettsie *Anaplasma* chez les bovins et les ovins causant l'anaplasmose (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.2. *Rhipicephalus camicasi*

1.4.1.2.1. Morphologie

Le mâle de *R. camicasi* se distingue de *R. sanguineus*, comme toutes les espèces africaines du groupe, par l'élargissement caudal non effilé du stigmat.

La transparence de l'expansion ventrale chez *R. camicasi* fait qu'elle est souvent difficile à observer en début d'éclaircissement, et que la morphologie de l'atrium évoque alors

plutôt *R. sanguineus* ou *R. guilhoni*. Chez ces derniers, l'atrium gonoporal est très élargi par rapport à la largeur du vagin, et présente donc un aspect très globuleux en cupule, avec des sclérites nettement convexes latéralement (Morel *et al.*, 1976).



Figure 14 : *Rhipicephalus camicasi* mâle (à gauche) et femelle (à droite)

http://v3.boldsystems.org/index.php/Taxbrowser_Taxonpage?taxid=540772

1.4.1.2.2. Biologie

Les hôtes préférentiels de cette espèce de tique sont les bovins, les ovins, les caprins et les camélidés. Les hôtes possibles des stades immatures ne sont pas encore bien connus.

Le cycle de vie de *R. camicasi* est trixène ditrope. Cette tique apparaît en plus grand nombre pendant la saison sèche (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.2.3. Rôle pathogène

Le rôle pathogène de cette tique n'est pas encore connu (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.3. *Rhipicephalus sanguineus*

1.4.1.3.1. Morphologie

Cette tique est de petite taille par rapport aux espèces de ce genre. Le mâle mesure entre 2 à 3 mm, la femelle de 3 à 4 mm (jusqu'à 1 cm après le repas sanguin) et la taille de la larve varie de 0,6 à 1,4 mm.

Elle est de couleur jaune pâle au marron clair. Certaines confusions existent par rapport aux autres espèces de ce groupe, qui inclue *Rhipicephalus camicasi*, *Rhipicephalus guilhoni* et *Rhipicephalus turanicus*.

Cette tique est caractérisée par un éperon de la coxae I de longueur moyenne, de festons et sillons adanauux marqués, des plaques stigmatiques effilées et par la présence de quelques soies en périphérie. Le mâle présente des stigmates avec une queue mince, allongée et courbée. La femelle est munie d'un gonopore ayant une ouverture à fond plat, et de deux sclérites non massifs en parenthèse non pigmenté, plus large que l'oviducte.



Figure 15 : *Rhipicephalus sanguineus* femelle, face dorsale et face ventrale

http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Rhipicephalus+sanguineus/30/#.XM4s_y97Q_U



Figure 16 : *Rhipicephalus sanguineus* mâle, face dorsale et face ventrale

http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Rhipicephalus+sanguineus/30/#.XM4s_y97Q_U

1.4.1.3.2. Biologie

C'est une espèce cosmopolite, présente en Tunisie, sur tout le territoire (Bouattour, 1982, 1987).

C'est une tique monotrope et tous les stades sont adaptés au chien. L'infestation des ongulés domestiques se produit à partir des chiens ou par la souche sauvage.

Chez le chien, les adultes s'attachent sur les oreilles, sur l'encolure et sur les épaules. Les nymphes aussi se retrouvent au niveau des oreilles et des épaules. Les larves s'attachent particulièrement sur l'abdomen et les flancs.

Dans les conditions naturelles le cycle de vie dure 10 semaines. Mais cette tique peut survivre dans les conduits auditifs et dans les habitations. Ce qui n'est pas typique pour les tiques *Rhipicephalus* qui sont exophiles. Dans les habitations chauffées artificiellement, cette tique peut rester en vie même en hiver (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.3.3. Rôle pathogène

Rhipicephalus sanguineus intervient dans la transmission de plusieurs pathogènes au chien, à l'Homme et à d'autres animaux. Parmi ces pathogènes transmis, nous citons le chien.

Chez le chien, il y a possibilité de transmission de :

- *Babesia vogeli* (agent de la babésiose canine),
- *Ehrlichia canis* (agent de l'ehrlichiose granulocytaire),
- *Mycoplasma* spp. (agent de l'hémoplasmose),
- *Hepatozoon canis* (agent de l'hépatozoonose canine),
- *Rickettsia conorii* (agent de la Fièvre Boutonneuse Méditerranéenne),
- *Acanthocheilonema* spp. et *Cercopithifilaria* spp. (agents de filarioses péritonéales ou sous-cutanées).

Chez le lapin, cette tique est responsable de la transmission de l'agent de la myxomatose.

Chez les ruminants, *Rh. Sanguineus* est responsable de la transmission de *Coxiella burnetii*, agent de la Fièvre Q.

Elle est responsable de la transmission de *Rickettsia conorii*, l'agent de la Fièvre Boutonneuse Méditerranéenne et de *Coxiella burnetii*, l'agent de la Fièvre Q à l'Homme.

1.4.1.3. *Rhipicephalus turanicus*

1.4.1.3.1. Morphologie

Cette espèce de *Rhipicephalus* est de couleur brune. Elle fait partie du groupe *Rh. Sanguineus* et elle partage de nombreuses ressemblances avec *Rhipicephalus camicasi*, *Rhipicephalus guilhoni* et *Rhipicephalus sanguineus*.

Le mâle possède une queue des plaques stigmatiques courtes et larges, nettement fléchies, égales à la longueur des festons adjacents, des champs cervicaux qui ne sont pas plissés, des plaques accessoires larges et des plaques adanales étroites et trapézoïdes et un appendice caudal large et bien développé. La femelle est caractérisée par un gonopore à ouverture génitale en U large et un schlerite massif de profil carré à chitine colorée (Walker *et al.*, 2003).



Figure 17 : *Rhipicephalus turanicus* mâle

https://www.researchgate.net/publication/315722638_Ectoparasites_of_farm_animals_in_Diyala_province_Iraq

1.4.1.3.2. Biologie

Rhipicephalus turanicus est rencontrée entre les zones humides et arides, elle est adaptée aux différents biotopes. C'est une espèce à cycle triphasique ditrope. Les adultes sont xérophiles, les immatures sont pholéophiles.

Les animaux domestiques hôtes possibles de *R. turanicus* sont les bovins, les ovins et les chiens. Cette tique infeste massivement les ovins. Quelques fois, elle infeste les équidés, les camélidés, les buffles et les caprins. Ses hôtes sauvages sont des canidés, des zèbres et certaines espèces d'oiseaux. Les stades immatures ont comme hôtes des lagomorphes.

Le pic d'activité des adultes se situe entre avril et juillet (Walker *et al.*, 2003).

1.4.1.3.3. Rôle pathogène

Jusqu'à présent, cette tique n'est pas reconnue comme vecteur de pathogènes en Afrique. Son effet sur les ovins est considéré comme important en cas d'infestations massives (Walker *et al.*, 2003).

1.5. Rôle pathogène des tiques

L'effet pathogène exercé par les parasites se traduit en effets pathogènes directs et en effets pathogènes indirects ou rôle vecteur.

1.5.1. Rôle pathogène direct

Le rôle pathogène direct se traduit par différents phénomènes.

Une action mécanique et irritative est causée par les morsures des tiques plus ou moins douloureuses. Elle favorise l'apparition d'œdème et de boiterie.

Une action spoliatrice a un impact important en cas d'infestations massives. Ces spoliations peuvent, dans certains cas extrêmes, engendrer un état d'anémie grave (Perez-Eid et Gilot, 1998).

Une action toxique est exercée par les substances actives présentes dans la salive (Troncy *et al.*, 1981 ; Klompen *et al.*, 1996) provoquant de l'inflammation et de l'hémolyse.

Une action antigénique est à l'origine de la production d'anticorps et la stimulation de cellules effectrices de l'immunité. Elle se traduit par une hypersensibilité, de type I (immédiate), parfois de type IV (retardée atypique). Sur l'animal, on observe des réactions cutanées aux points de fixation (œdème, prurit, exsudation...) (Ben Saïd, 2012).

Quant à l'action pathogène indirecte, elle se traduit par le rôle vecteur des tiques. C'est l'aptitude des tiques à transmettre des pathogènes infectant l'hôte chez lequel la tique a déjà effectué son repas sanguin.

1.5.2. Action pathogène indirecte

Ce rôle est qualifié d'indirect, il est dû non pas à leur action propre mais à leur aptitude à transmettre des pathogènes prélevés sur un animal lors d'un repas précédent, ou reçus d'une autre tique. Ces pathogènes transmis par les tiques peuvent être des virus, des bactéries ou des parasites. Ci-dessous la liste des principaux pathogènes transmis par les tiques chez les ovins en Tunisie (Tableau III).

Tableau III : Pathogènes transmis par les tiques chez les ovins en Tunisie (Rjeibi, 2015a)

Agent responsable	Vecteur	Présence en Tunisie	Auteur
Protozooses			
<i>Babesia ovis</i>	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Nord	Rjeibi <i>et al.</i> , 2014
<i>Babesia motasi</i>	<i>Rhipicephalus bursa</i>	Absente en Tunisie	
<i>Theileria ovis</i>	<i>Rhipicephalus</i> spp.	Nord, Centre et Sud	Rjeibi <i>et al.</i> , 2014
<i>Theileria lestoquardi</i>	<i>Hyalomma anatolicum</i>	Sud	Rjeibi <i>et al.</i> , 2014
Bactérioses			
<i>Anaplasma ovis</i>	Ixodidés	Nord et Centre	Belkahia <i>et al.</i> , 2014
<i>Anaplasma phagocytophylum</i>	Tabanidés	Nord-Ouest	Belkahia <i>et al.</i> , 2015
<i>Mycoplasma ovis</i>	Anoploures, Ixodidés	Nord, Centre	Rjeibi <i>et al.</i> , 2015
<i>Ehrlichia ovina</i>	<i>R. bursa</i>	Non rapportée	
Rickettsioses zoonotiques			
<i>Coxiella burnetti</i>	Tiques	Nord, Centre et Sud	
<i>Borrelia burgdorferi</i>	<i>Ixodes ricinus</i>		

1.6. Lutte contre les tiques

La lutte contre les tiques présente un principal axe de prophylaxie contre les infestations par les tiques et dans la lutte contre les maladies transmises par les tiques. Dans cet objectif, trois modalités de lutte ont été instaurées : le détiqage manuel, l'utilisation d'acaricides et la vaccination anti-tiques.

1.6.1. Détiqage manuel

Certains éleveurs ont l'habitude d'enlever les tiques accrochées sur les animaux manuellement.

Généralement, l'infestation par les tiques présente des difficultés, du fait de leur localisation dans des régions anatomiques difficiles à inspecter, de la fréquence d'infestation et des effectifs d'animaux à examiner. En plus, cet acte n'est ni régulier ni systématique pour tous les animaux, du fait que le rôle vecteur de la tique dans la transmission de des piroplasmoses n'a pas été intégré par tous les éleveurs.

1.6.2. Utilisation d'acaricides

La lutte chimique contre les tiques est basée sur l'utilisation d'acaricides qui sont utilisés en traitement curatif ou préventif (Martins *et al.*, 1995).

Bien que ces médicaments ont connu un développement considérable au cours des trente dernières années, avec la commercialisation de molécules de plus en plus efficaces, de mieux en mieux tolérées et présentées dans des formes galéniques d'action de plus en plus prolongée (Puyt, 2008), ces acaricides présentent des inconvénients :

- La résistance croissante des tiques (Garcia-Garcia *et al.*, 2000 ; Fernandes, 2001),
- La contamination des produits alimentaires d'origine animale (résidus)
- La pollution de l'environnement conduisant à des risques d'intoxication humaine et animale (Willadsen et Kemp, 1988 ; Nolan, 1990 ; Graf *et al.*, 2004).

1.6.3. Vaccination anti-tiques

Vue le manque d'efficacité de méthode de lutte classique (détiquage et traitement acaricide), et que les tiques transmettent un nombre important de pathogènes aux humains et aux animaux (Frans, 2000), un besoin de développement de nouvelles modalités de lutte s'avère une alternative nécessaire. Il serait plus logique de lutter contre la tique elle-même que contre chacun des pathogènes transmis séparément (Willadsen *et al.*, 1988). De plus, cette lutte permet d'annuler les effets pathogènes directs des tiques. Cette méthode de lutte ne pose pas un risque sanitaire. En outre, la résistance des tiques aux vaccins par l'adaptation sélective est moins importante comparée à celle aux pesticides chimiques (Willadsen, 2004 ; Nuttall *et al.*, 2006).

Un vaccin anti-tique idéal présenterait plusieurs caractéristiques (Rjeibi *et al.*, 2015) :

1- Il doit posséder un large spectre d'action ciblant plusieurs espèces de tiques et idéalement tous leurs stades évolutifs (œufs, larves, nymphes et adultes).

2- Le développement du vaccin doit contourner la rétro-résistance qui peut être acquise par les espèces de tiques.

3- La recherche doit considérer la réponse de l'hôte à chaque étape de développement de la tique car quelques étapes sont plus importantes que d'autres dans la transmission des pathogènes. Ainsi en prenant l'exemple de la tique *R. annulatus* la nymphe est épidémiologiquement la plus importante sachant qu'elle transmet, *Babesia bovis* et *Babesia bigemina* tout comme la nymphe d'*Ixodes ricinus* qui transmet *Borrelia burgdorferi* (Nuttall *et al.*, 2006).

4- Les vaccins devraient être efficaces en réduisant la charge des tiques sur le terrain d'une manière rentable, c'est-à-dire qu'ils doivent présenter un ratio bénéfice-coût supérieur à 1. Cette condition n'est pas nécessaire s'il s'agit d'une maladie zoonotique.

5- Ils devraient dériver d'épitopes conservés, moins exposés à la résistance des tiques au vaccin par échappement immunitaire (Willadsen, 2004).

6- Les protéines de recombinaison produites par des procédures standard en utilisant des fermenteurs à prix réduit et des systèmes d'expression bactériens et de levure doivent tolérer les traitements postérieurs (Willadsen, 2004).

2. LES PIROPLASMOSES OVINES

2.1. Babésiose ovine

2.1.1. Définition

La babésiose ovine est une maladie infectieuse virulente non contagieuse, inoculée par les tiques infestées par des protozoaires du genre *Babesia*. On la rencontre en général fin du printemps et début d'automne (généralement de mai jusqu'à octobre). Chez les ovins, cette maladie entraîne des pertes économiques énormes dues à la baisse des productions et aux mortalités des animaux (Bulletin Alliance pastorale).

2.1.2. Position taxonomique

Les espèces du genre *Babesia* responsables de la babésiose ovine appartiennent à la classification taxonomique suivante :

Domaine : Eukaryota
Règne : Protista
Embranchement : Protozoa
Sous-embranchement : Apicomplexa
Ordre : Piroplasmorida
Famille : *Babesiidae*
Genre : *Babesia*

2.1.3. Morphologie

Après leur évolution chez les tiques, et à l'occasion du repas sanguin des femelles, les *Babesia* s'injectent à l'hôte, gagnent la circulation sanguine et pénètrent dans les globules rouges.

Ainsi, sur des étalements sanguins, les parasites du genre *Babesia* sont observés après coloration au Giemsa (Figure 18). Lorsqu'elles sont présentes, on distingue à l'intérieur des érythrocytes, des espèces à grandes formes (*Babesia crassa*, *Babesia motasi*), et des espèces à petites formes (*Babesia ovis*, *Babesia taylori*, *Babesia capreoli*).

Lorsque ces babésies se présentent sous des formes bigéminées, les espèces à petites formes se rassemblent en formant entre elles un angle obtus. Quant aux espèces à grandes formes, elles déterminent un angle aigu.

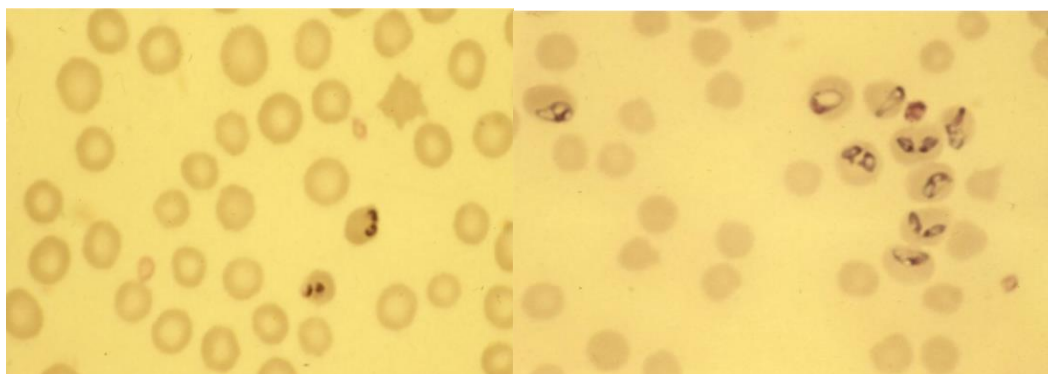


Figure 18 : Hématies d'ovins infectées par *Babesia ovis* (à gauche) Hématies d'ovins infectées par *Babesia motasi* (à droite) (Coloration Giemsa, Objectif x 100) (Darghouth et Gharbi, 2004)

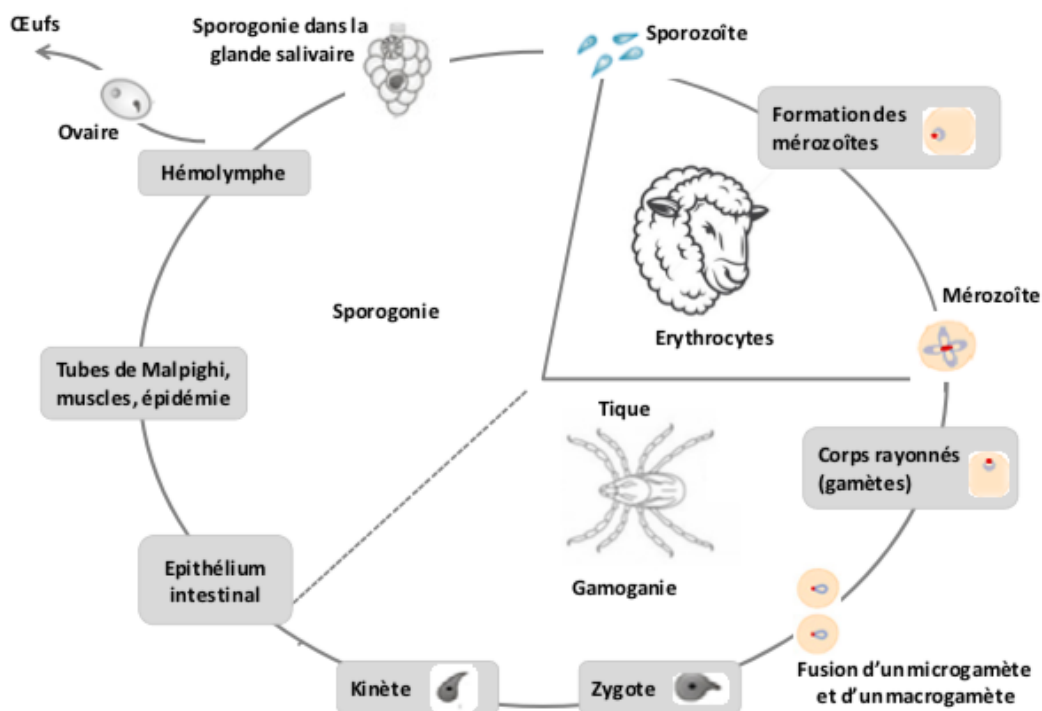
Notre étude fait suite aux travaux réalisés par Rjeibi *et al.* au Laboratoire de Parasitologie de Sidi Thabet, mais cette fois en investiguant les différents étages bioclimatiques du pays. De ce fait, dans la suite de ce travail, nous nous intéressons à l'étude des deux espèces *B. ovis* et *B. motasi*, préalablement dépistées (Tableau IV).

Tableau IV : Principales espèces du genre *Babesia* et leurs morphologies chez les ovins (Uilenberg, 1997 ; in Rjeibi 2015a)

	Espèces à petites formes (axe moyen < 2,5 µm)	Espèces à grandes formes (axe moyen > 3 à 4 µm)
Espèces de <i>Babesia</i>	<i>Babesia ovis</i>	<i>Babesia motasi</i>
Caractères morphologiques	2,5×1 µm : formes annulaires fréquentes habituellement en périphérie de l'érythrocyte	2,5 à 4×2 µm en forme de poire plus fréquente
Tiques vectrices	<i>Rhipicephalus bursa</i>	<i>Haemaphysalis punctata</i>
Stade infectant de la tique	Adulte	Adulte, nymphe, larve
Présence en Tunisie	Présence confirmée	Non rapportée

2.1.4. Cycle biologique

C'est un cycle dixène qui fait intervenir deux hôtes ; un mammifère et un ixodidé vecteur. Ce cycle est schématisé dans la figure suivante :



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

Figure 19 : Cycle évolutif de *Babesia ovis* (Baker et Muller, 1984)

Comme le montre la figure ci-dessus, le développement du parasite chez le petit ruminant se résume dans l'infection des globules rouges suivie d'une phase de multiplication asexuée.

2.1.4.1. Chez les petits ruminants

Les piroplasmoses sont transmises aux moutons par les tiques infectées. La durée du cycle de multiplication est de quelques heures.

Lors de la piqûre, il y a injection de la salive de la tique et succion de sang de l'hôte. Ainsi, les sporozoïtes (1 μ m) seront libérés dans le sang.

La pénétration des sporozoïtes dans les érythrocytes se fait par un phénomène de fusion entre les membranes de ces deux entités. Le sporozoïte inclus dans une vacuole parasitophore peut se transformer en trophozoïte (grande taille, forme ovale). L'évolution du trophozoïte se fait par multiplication asexuée. La division en forme bigémées ou en tétrades donnent naissance à 2 ou 4 cellules filles ou mérozoïtes.

Après leurs évolutions dans les globules rouges, les mérozoïtes passent au milieu

extracellulaire avec ou sans rupture de l'hématie infectée, puis passent dans d'autres érythrocytes.

Certaines formes parasitaires sont capables de continuer leur développement chez la tique vectrice en gorgement sur les ovins parasités.

2.1.4.2. Chez les vecteurs ixodidés

Seule la tique femelle s'infecte lors du repas sanguin par l'intermédiaire de la salive, sur un ovine parasité. On distingue deux phases : une Phase de développement sexué ou gamégonie et une phase de développement asexuée ou sporogonie.

Les éléments infectants (mérozoïtes) arrivent dans le tube digestif de la tique. Ces formes subissent une différenciation en gamètes mâles et femelles (formes ovoïdes). Ensuite, la fusion des gamètes va donner un zygote qui va pénétrer dans une cellule intestinale et va subir une division asexuée ou gamégonie. La multiplication active du zygote donne naissance à un millier d'éléments parasitaires mobiles qui sont les kinètes.

Ces derniers vont quitter l'intestin et rejoindre la cavité générale et tout le corps de la tique, passent dans l'hémolymphe après le détachement de la femelle gorgée, et se multiplient par sporogonie dans les différents organes du vecteur.

Les kinètes vont passer dans l'ovaire de la tique, se multiplient et se transmettent aux œufs. Ainsi, l'infection de la tique se transmet d'une génération à une autre par l'intermédiaire des œufs : c'est la transmission trans-ovarienne.

Certains kinètes passent par les œufs de la tique puis par les larves et vont se retrouver dans les glandes salivaires des nymphes et des tiques adultes, au sein de la même génération.

C'est un passage des éléments parasitaires d'une stase infectée à la stase suivante, et ceci se produit généralement à la fin de la mue de la tique donnant un nouveau stade infectant pour les ovins : c'est la transmission trans-stasiale.

Après fixation du vecteur sur l'hôte, il y a activation de la division des kinètes par sporogonie, donnant naissance à des sporoblastes. Ces derniers, se divisent à leur tour et donnent des milliers de sporozoïtes infectants, qui seront inoculés massivement à l'hôte avec la salive de tique.

2.1.5. Epidémiologie

2.1.5.1. Epidémiologie descriptive

La répartition géographique des babésioses ovines et leur évolution d'allure saisonnière, (durant la saison chaude) sont fortement influencées par l'activité des espèces de tiques

vectrices et de leur distribution.

Ben Saïd a démontré en 1988 que les cas cliniques de babésioses ovines apparaissent de mai jusqu'à septembre dans le nord de la Tunisie.

Babesia ovis semble causer rarement une forme clinique, l'infection inapparente serait plus fréquente dans la zone de distribution de *Rhipicephalus bursa* et au centre du pays. De part le monde, les babésioses à *Babesia ovis* sont répandues dans le pourtour méditerranéen, connue en Allemagne, en Russie, en Afrique sub-saharienne, en Inde et en Amérique de Sud. L'apparition de la maladie s'étale dans le temps d'avril à octobre, avec une fréquence maximale entre fin mai et juillet (Yeruham *et al.*, 1995).

Quant à *Babesia motasi*, son aire de distribution est la même que *Babesia ovis*. En Tunisie, cette espèce serait probablement retrouvée dans la zone de distribution d'*Haemaphysalis punctata*, correspondant aux zones humides et sub-humides au Nord. Sa distribution mondiale s'étend aussi plus haut que celle de *Babesia ovis* en latitude Nord. Elle est signalée en Allemagne, au Royaume Uni (Pays de Galles), en Turquie, en Inde et en Algérie. Les cas clinique D'avril à juillet et de septembre à octobre dans le cas de *Babesia motasi*, avec une possibilité qu'elle se prolonge jusqu'à l'hiver en Grèce (Papadopoulos *et al.*, 1996).

2.1.5.2. Epidémiologie analytique

L'épidémiologie analytique repose sur l'étude des facteurs intervenant dans l'installation de la pathologie.

Les sources de parasites sont de deux types : directes et indirectes. Les sources directes sont les tiques infectées vectrices. La capacité vectorielle diffère d'une espèce de tique à une autre, notamment *Rhipicephalus turanicus* a une capacité vectorielle supérieure à *Rhipicephalus bursa* (Freidhoff, 1997).

Le pouvoir d'infection de ces vecteurs dépend du sexe. Les tiques femelles sont capables de transmettre l'infection via l'acquisition de glandes salivaires développées et l'exécution d'un repas sanguin conséquent. En plus, les mâles sont plus mobiles et ont une longévité plus longue.

L'activité des tiques dépend des conditions climatiques. Les conditions optimales sont une température d'autour de 37°C et une hygrométrie élevée.

La source indirecte d'infection est présentée par les ovins infectés latents ou guéri et gardant une faible parasitémie. Ce sont la source d'infection la plus importante pour les tiques vectrices.

Dans les conditions naturelles, les ovins s'infectent lors d'un repas sanguin de la tique infectante, exceptionnellement par transmission verticale de la mère infectée au fœtus.

La réceptivité des petits ruminants est variable en fonction de la race, de l'âge de l'hôte et de variations individuelles. Les animaux de race locale s'avèrent plus résistants que les animaux de race exotique. Les ovins âgés entre 3 et 6 mois sont réputés peu sensibles.

2.1.5.3. Epidémiologie synthétique

On distingue trois types d'évolution de la maladie : allure d'endémie stable, instable et d'endémie critique. La situation d'endémie stable est caractérisée par la présence de nombreuses tiques infectées. La catégorie d'animaux la plus sensible dans cette situation concerne les jeunes ovins. Ce danger est atténué par le fait que ces animaux sont protégés par les anticorps maternels et une faible réceptivité aux tiques.

L'état d'endémie instable est caractérisé par un nombre de tiques infectées faible engendrant une probabilité moyenne d'infections précoces. La catégorie d'âge sensible dans cette situation concerne les jeunes d'une année d'âge. Egalement, on peut observer des cas cliniques chez l'adulte.

Un état d'endémie critique s'impose lors de raréfaction du vecteur. En conséquence, il y a apparition d'un grand nombre d'animaux sensibles à la maladie avec une rareté des cas cliniques sporadiques.

2.1.6. Pathogénie des babésioses ovines

La pathogénie des babésioses ovines repose sur trois types d'action : une action mécanique, une action antigénique et une action toxique.

La destruction mécanique des érythrocytes infectés est particulièrement importante avec *Babesia motasi* elle provoque une hémolyse intramusculaire qui est suivie par l'apparition d'une anémie hémolytique et la libération d'hémoglobine dans la circulation sanguine d'où l'hémoglobinurie. Chez les animaux infectés par *Babesia ovis*, la lyse mécanique des érythrocytes ne peut à elle seule expliquer l'apparition de l'anémie hémolytique.

Cette destruction peut être le résultat de l'action des anticorps sur les érythrocytes parasités. D'une part, il y a destruction des érythrocytes par la formation d'immuns-complexes suite à l'activation du complément (Zwart et Brocklesby, 1979). D'autre part, des phénomènes auto-immuns sont aussi incriminés, il s'agit en effet de la production d'auto anticorps anti-érythrocytes. Ainsi l'hémolyse intra-vasculaire est aggravée.

Cette action toxique est due à différents mécanismes : Synthèse de protéases qui jouent un rôle pathogénique considérable chez *Babesia ovis* et ferait intervenir plusieurs molécules. En effet, malgré la faible parasitémie, le tableau clinique est grave.

2.1.7. Symptômes

Les babésioses ovines représentent une entité pathologique très importante en pratique vétérinaire. Son tableau clinique est généralement alarmant bien qu'il peut se présenter sous différentes formes cliniques et que l'installation des symptômes dépend étroitement de la virulence de l'espèce de *Babesia*. La babésiose évolue après une période d'incubation de 6 à 10 jours sous différentes formes cliniques.

La maladie due à l'infection par *Babesia motasi* s'avère plus grave que celle causée par les autres espèces (Purnell *et al.*, 1981). Cliniquement, dans sa forme aiguë, elle se traduit par une hyperthermie atteignant 40 à 41°C, une anémie constante (Alani et Herbert, 1988), un syndrome respiratoire de broncho-pneumonie très fréquent et une diarrhée.

En absence d'intervention thérapeutique la mort de l'animal malade est très probable. Dans les cas où il y a passage à la chronicité, la mort est très rare et il n'y a pas de signe pathognomonique (Darghouth, 1991).

Quant à la maladie causée par *B. ovis* qui est la pathologie classique dans les élevages tunisiens, le tableau clinique observé : Forme suraiguë, forme aiguë et forme subaiguë.

La forme suraiguë est caractérisée par une hyperthermie (40 à 41,5°C), une toux quinteuse et une hémoglobinurie constante.

La forme aiguë évolue rapidement en 2 à 4 jours. On décèle sur l'animal atteint une hyperthermie allant jusqu'à 41°C, un ictère franc avec une hémoglobinurie persistante, une tachycardie et une tachypnée et une alternance une diarrhée et constipation.

Sans traitement, il y a une aggravation de l'anémie, une installation de complications hépatiques et rénales irréversibles, voire des troubles nerveux dépressifs et de l'hypothermie. Toutes ces complications aboutissent généralement à la mort de l'animal. Parfois, l'animal survit, la pathologie passe à la chronicité

Enfin, la forme aiguë peut parfois évoluer vers la forme chronique. Après guérison des animaux malades, ils développent une immunité qui peut durer de 2 à 3 ans sur le même genre de parasite.

2.1.8. Lésions

Elles ont été surtout étudiées chez les animaux atteints de babésiose à *Babesia ovis*, mais elles restent assez similaires avec les différentes espèces.

Les lésions générées lors d'une babésiose ovine touchent plusieurs organes.

Sur une autopsie fraîche, on observe au niveau de la cavité abdominale ; un épanchement abdominal, une entérite hémorragique, une dessiccation des aliments dans les réservoirs gastriques et des ulcères de la caillette. Au niveau du foie, on trouve une hépatomégalie. Sur la rate on remarque une splénomégalie et une congestion. Les reins apparaissent hypertrophiés, globuleux et de couleur rouge foncé. La vessie si elle contient des urines, ces dernières vont être chargées d'hémoglobine.

Sur le cœur, il y a présence d'écchymoses et pétéchies. Le myocarde prend un aspect cuit, et présente des hémorragies, d'un hydropéricarde et d'un hémopéricarde. Sur la cavité thoracique on trouve un hydrothorax qui évolue en hémothorax avec des lésions de congestion locale des poumons.

Ces lésions macroscopiques sont généralement indicatives de la gravité et de la forme de la maladie. Le recours à l'examen histologique peut confirmer ces lésions par leurs aspects microscopiques.

2.1.9. Diagnostic

2.1.9.1. Clinique et épidémiologique

Le Diagnostic clinique et épidémiologique repose sur l'aspect saisonnier de la maladie, les variations climatiques dans la région où vit l'animal malade et les espèces de tiques qui sévit dans cette région. Tous ces éléments permettent la révélation des symptômes de la maladie ainsi que la précision de sa forme d'évolution.

Dans le cas de diagnostic de forme suraiguë et aiguë de la maladie, le pronostic serait réservé. Si on se trouve avec un animal ayant la maladie subaiguë à chronique, le pronostic est plus favorable.

Bien que le tableau clinique des babésioses ovines est alarmant, le recourt au laboratoire reste une nécessité.

2.1.9.2. Diagnostic de laboratoire

2.1.9.2.1. Observation directe sur étalement de sang coloré au Giemsa

Après étalement d'une goutte de sang sur une lame porte objet, une étape de fixation au méthanol suivie d'une étape de coloration Giemsa, une goutte d'huile à immersion est mise sur

le bord terminal de l'étalement (queue du frottis) et on examine la lame au grossissement x1000.

Cette technique présente plusieurs avantages : elle est rapide, spécifique et peu coûteuse.

Elle permet de déceler d'autres informations sur la numération et formule sanguine et leurs variations pathologiques si elles existent. Egalement, elle permet la mise en évidence d'autres hémopathogènes (rickettsies, hémobartonelles, ...).

De ce fait, elle présente un outil avantageux surtout pour les vétérinaires en libre pratique, installés loin des laboratoires d'analyses médicales. Elle leur permet une orientation de la thérapeutique et du pronostic.

Comme toute technique, l'observation directe des étalements sanguins présente des inconvénients. Cette technique manque de sensibilité et de spécificité qui est de 60% comparée par l'IFI (Darghouth, 2004). Les faux négatifs peuvent s'expliquer par le manque d'expérience et de technicité de l'observateur, par une parasitémie faible et par le manque de spécificité. Les erreurs engendrant les faux positifs sont variées : une confusion avec d'autres agents intracellulaires (*Ehrlichia sp.*, *Mycoplasma sp.*, etc.), vue les ressemblances morphologiques et le manque d'expérience de l'observateur, une confusion avec des artéfacts de coloration (dépôts de colorants), une agrégation plaquettaire ou des confusions avec le corps de Joly (reliquat du noyau d'hématie).

La grande limite de cette technique est la difficulté de distinction entre les espèces de babésies.

2.1.9.2.2. Diagnostic sérologique

Le diagnostic sérologique de l'infection par *Babesia* peut se faire à l'aide de deux techniques : L'immunofluorescence indirecte (IFI) et Enzyme Linked Immunosorbent Assay (ELISA).

Immunofluorescence indirecte (IFI)

Le principe de cette méthode est de rendre visible un complexe anticorps-antigène fixé sur une lame grâce à un couplage avec un conjugué fluorescent dirigé contre les anticorps de l'espèce animale.

Dans le cas de *Babesia*, on cherche à détecter des IgG anti-*Babesia* dans le sérum de l'animal.

Cette technique est assez spécifique et peu coûteuse. De ce fait, elle permet la détection des ovins ayant une infection chronique avec une parasitémie faible. Aussi elle permet la distinction des espèces qui engendrent peu de réactions croisées. Ceci permet une spécificité

plus élevée que celle de l'observation des étalements de sang colorés au Giemsa.

Les contraintes de cette technique sont inévitables : il y a une obligation d'un microscope à fluorescence et d'un personnel qualifié pour la lecture des lames. La réaction est souvent difficile à interpréter (impuretés dans le sérum permettant la fixation du fluorochrome). La présence de faux positifs dus aux réactions croisées et de faux négatifs issus d'une faible réponse immunitaire.

Enzyme Linked Immunosorbent Assay (ELISA)

C'est une technique très sensible, mais manque de spécificité, elle est utilisée pour le dépistage de l'infection par *Babesia ovis*. Cette technique met en évidence les anticorps anti-*Babesia ovis* en utilisant des antigènes spécifiques comme le lysat brut de *Babesia ovis* (Alabay *et al.*, 1987).

Elle est basée sur une lecture objective permettant d'avoir des résultats qualitatifs et quantitatifs. Cependant, elle est coûteuse.

2.1.9.2.3. Diagnostic par réaction de polymérisation en chaîne

Les méthodes de biologie moléculaire sont spécifiques et rapides (Mavrouli *et al.*, 2016).

Elles contribuent grandement au diagnostic, notamment à partir de prélèvements biopsiques ou encore sur sang total et par conséquent, elles sont actuellement les plus utilisées (Edouard et Raoult, 2010).

Principe

La PCR (Polymerase Chain Reaction) est une méthode découverte en 1983 et mise au point par Mullis *et al.* en 1985. Il s'agit d'une technique d'amplification d'un segment d'ADN compris entre 2 régions de séquences connues. Deux amorces oligonucléotidiques de synthèse complémentaires des extrémités 5' des 2 brins d'ADN encadrant la séquence à amplifier sont utilisées. Une de ces amorces est complémentaire du brin codant et une autre du brin non codant. Sous l'action d'une ADN polymérase, chaque amorce est allongée dans le sens 5'-3' (Krieger, 1999).

Réactifs

L'extraction d'ADN est réalisée à partir des échantillons prélevés sur les animaux (du sang dans notre cas), par un Kit commercialisé pour l'objet et selon les instructions du fabricant.

Un échantillon de PCR standard comporte de l'ADN à amplifier (entre 1 à 1000 nanogrammes d'ADN), un volume de chacune des amorces, un volume de dNTP (nucléotides), le tampon PCR et de l'ADN polymérase. Les quantités de chaque composant varient en fonction de la technique utilisée et en fonction du volume réactionnel.

Nombre de cycles

La réaction se déroule dans un appareil qui permet de faire varier la température en fonction du temps et ce pour plusieurs cycles : le thermocycleur. Le nombre de cycles doit être suffisamment important pour permettre l'obtention d'un signal détectable sur le gel.

Un cycle de PCR est composé de trois étapes : la dénaturation qui est la séparation des brins d'ADN, une hybridation des amorces avec l'ADN à étudier et enfin une élongation par une ADN polymérase ADN dépendante. La répétition des cycles aboutit à une amplification exponentielle de la séquence cible donnant théoriquement 2^n copies, avec n est le nombre de cycle (généralement entre 30 et 50).

Différents types de PCR

- PCR conventionnelle

Le principe de cette réaction est expliqué ci-dessus. Toutes les techniques PCR sont douées d'une très grande spécificité et sensibilité. Elles permettent l'identification des sous-espèces. Ses contraintes sont le prix élevé de l'analyse et les risques de contaminations.

- PCR nichée

Appelée encore PCR nichée ou « PCR emboîtée » ou « PCR gigogne », connue en Anglais sous le nom de « nested-PCR », cette variante de la PCR a été développée afin d'augmenter la sensibilité de la PCR. Cette variante de la PCR est une technique très sensible, par exemple, elle est 180 fois plus sensible que la PCR conventionnelle pour la détection de *Babesia* spp. (Birkenheuer *et al.*, 2004).

Deux couples d'amorces sont utilisés. Il s'agit de deux PCR successives qui peuvent être réalisée en une seule fois (et donc dans un seul tube) ou en deux réactions successives. La deuxième PCR est effectuée sur l'amplifiât obtenu avec la première réaction. L'amplifiât est mis en évidence par une électrophorèse sur un gel d'agarose.

Il existe encore une variante de la PCR nichée, appelée PCR semi-nichée, dans laquelle on utilise trois amorces, avec une qui est utilisée dans la première et la deuxième PCR.

Identification des produits d'amplification

- Electrophorèse des produits obtenus

Elle consiste en une migration de l'ADN amplifié sur un gel d'agarose à 1% plongé dans un tampon et soumis à un champ électrique. Les fragments d'ADN migrent différemment selon leur poids moléculaire : les fragments de faibles poids migrent plus loin que les plus lourds.

Les fragments sont ensuite visualisés par un composé fluorescent intercalant de l'ADN sous la lumière ultraviolette qui est le bromure d'éthidium (BET) (Sigma) ajouté à une concentration finale de 1 ng/ml (5%). Ce composé se fixe sur les acides nucléotidiques.

- Analyse de profil de restriction (RFLP : Restriction Fragment Length Polymorphism)

L'ADN est d'abord amplifié par PCR, puis incubé à 37°C pendant une heure pour être par la suite digérer par une ou plusieurs enzymes de restriction qui reconnaissent certaines séquences nucléotidiques spécifiques, appelés sites de restriction au niveau desquelles elles coupent. Dans le commerce, il existe de nombreuses enzymes de restriction.

Une électrophorèse est ensuite réalisée, elle permet la séparation des produits de digestion en fonction de leur poids. Les bandes obtenues sont visibles par adjonction au gel d'agarose de bromure d'éthidium.

L'identification est ensuite réalisée par comparaison des bandes obtenues avec un profil connu ou par comparaison des profils obtenus entre eux. Si le sujet testé possède les mêmes bandes que le profil, il s'agit alors de la même espèce ou sous-espèces (Mc Manus et Bowles, 1996).

2.1.10. Méthodes de lutte

2.1.10.1. Traitements

Lors de traitement des babésioses ovines, l'arsenal thérapeutique est basé sur deux volets : un traitement spécifique en utilisant une des molécules babésicides en une ou deux cures (Tableau V), et un traitement adjuvant symptomatique pour prévenir toute complication.

Tableau V : Caractéristiques des principales molécules babésicides (d'après Chermette, 1979 ; Bourdoiseau et L'Hostis, 1995)

DCI	Nom déposé	Dose	Voie d'administration	Effets indésirables Délai d'attente
Pentamidine	Lomidine ND	3 à 4 mg/kg	IM profonde ou IV lente, une injection renouvelable 48 heures après	Irritante, nécrose possible au point d'injection Choc possible si intraveineuse
Imidocarb	Carbesia ND	1 à 2 mg/kg	SC ou IM 2 fois à 14 jours d'intervalle	Délai d'attente : Viande : 28 jours Lait : 2 jours Produit toxique

2.1.10.2. Prophylaxie

2.1.10.2.1. Lutte contre les tiques

La lutte contre les tiques est détaillée précédemment. Différentes techniques sont possibles : le détiqage manuel, les traitements acaricides et la vaccination anti-tiques.

2.1.10.2.2. Vaccination contre les babésioses

Deux types de vaccins existent dans la lutte contre les babésioses : des vaccins vivants et inactivés.

Vaccins vivants

Les parasites sont atténués par 15 à 20 passages sur des agneaux splénectomisés au rythme d'un passage par semaine. La dose correspond à $3,5 \times 10^7$ de *Babesia ovis* vivants.

Ce vaccin donne une immunité post-vaccinale solide de plus de 6 mois.

Un deuxième vaccin vivant est formé de parasites atténués par irradiation. Après irradiation de *Babesia ovis* par 30 KRd, il y a perte de la virulence, mais le pouvoir immunogène est maintenu, avec une immunité induite faible.

Plusieurs vaccins ont été arrêtés dans l'étape de l'expérimentation et n'ont pas eu d'intérêt commercial, comme les antigènes solubles ou les antigènes hétérologues de *Babesia bovis* (Alabay *et al.*, 1987).

Vaccin inactivé

C'est un vaccin à l'aide du sang formolé provenant de moutons infectés. La méthode semble donner des résultats satisfaisants.

2.2. Theilériose ovine

2.2.1. Définition

Des tiques ixodidés transmettent des protozoaires du genre *Theileria* aux ovins, principalement, *T. ovis* non pathogène et *T. lestoquardi* causant la theilériose ovine maligne. L'infection des ovins par les *Theileria* est moins fréquente par rapport à celle des bovins. Les theiléries se multiplient d'abord dans les leucocytes d'où résulte l'hypertrophie des nœuds lymphatiques. Dans un deuxième stade, elles parasitent les hématies et par conséquent on aura les symptômes d'anémie hémolytique, de leucopénie, et de troubles hémorragiques (Dahmani et Triki Yamani, 2015).

2.2.2. Position taxonomique

Les espèces du genre *Theileria* responsables de la theilériose ovine appartiennent à la classification taxonomique suivante (Irvin, 1987) :

Domaine : Eukaryota

Règne : Protista

Sous règne : Protozoa ; unicellulaire, eucaryotes

Embranchement : Apicomplexa ; présence de complexe apical au moins dans certain stade, reproduction sexuée par syngamie

Classe : Sporozoa ; sporogonie permettant de produire le stade sporozoïte

Sous-classe : Piroplasmia ; piriforme, parasites particulièrement intra-érythrocytaires et se trouvant à l'intérieur de certaines autres cellules

Ordre : Piroplasmida ; reproduction sexuelle et asexuelle ; tiques vectrices

Famille : Theileriidae ; stade shizontes à l'intérieur des lymphocytes

Genre : *Theileria* ; piroplasma

2.2.3. Morphologie

La famille des theileriidés comprend un seul genre *Theileria* regroupant plusieurs espèces parasites des petits ruminants. Dans la suite de notre travail, nous nous intéressons à l'étude d'une espèce non pathogène (*T. ovis* : Figure 21) et d'une espèce pathogène (*T. lestoquardi* : Figure 20).

Tableau VI : Principales espèces de *Theileria* chez les petits ruminants (Friedhoff, 1997 ; Uilenberg, 1997 ; Schnittger, 2000 ; in Rjeibi, 2015a)

Espèce parasitaire	Tiques vectrices	Morphologie	Répartition géographique
<i>Theileria Lestoquardi</i> (= <i>T. hirci</i>)	<i>Hyalomma anatolicum</i> (+++) <i>Hyalomma excavatum</i> (++) <i>Heamaphysalis sulcata</i> (+)	Gamétocytes 1,5 - 2 μ m *Annulaires ou ovalaires *Allongées, bacilliformes ou en virgule Schizontes 4-10% m	Moyen-Orient Tunisie Soudan Tanzania Iran
<i>Theileria ovis</i> (Syn. <i>T. recondita</i>)	<i>Rhipicephalus</i> <i>Dermacentor</i>	Formes rondes et ovalaires fréquentes	Cosmopolite

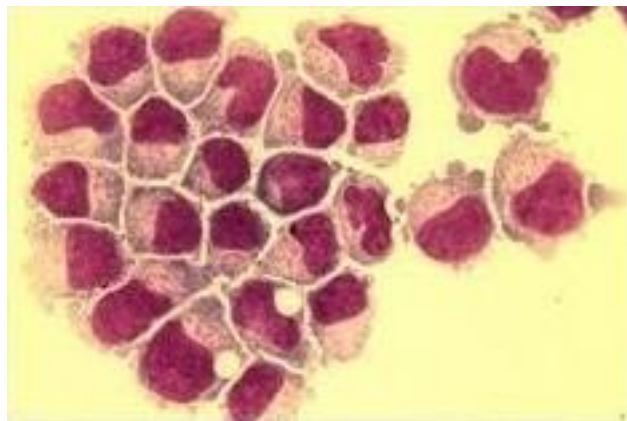


Figure 20 : Culture de *Theileria lestoquardi* (www.theileria.org)

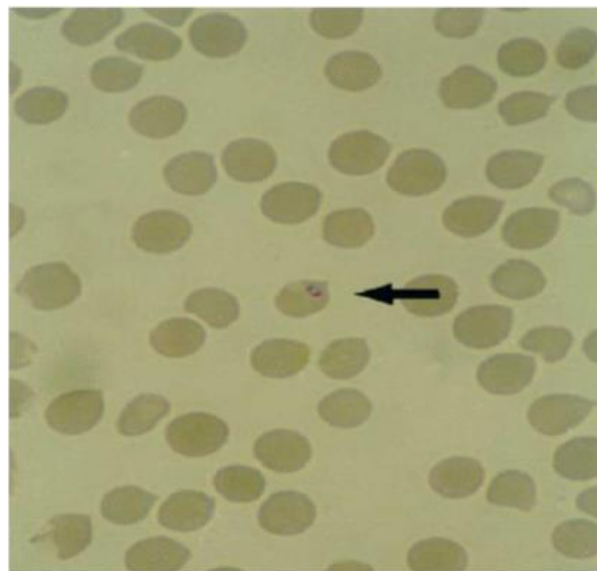


Figure 21 : *Theileria ovis* endo-érythrocytaire dans le sang d'un ovin (Coloration Giemsa) (Rjeibi, 2015a)

2.2.4. Cycle biologique

Le cycle évolutif des *Theileria* chez les ruminants est de type di-hétéroxène nécessitant deux hôtes : le petit ruminant et une tique vectrice du genre *Hyalomma* (Figure 22).

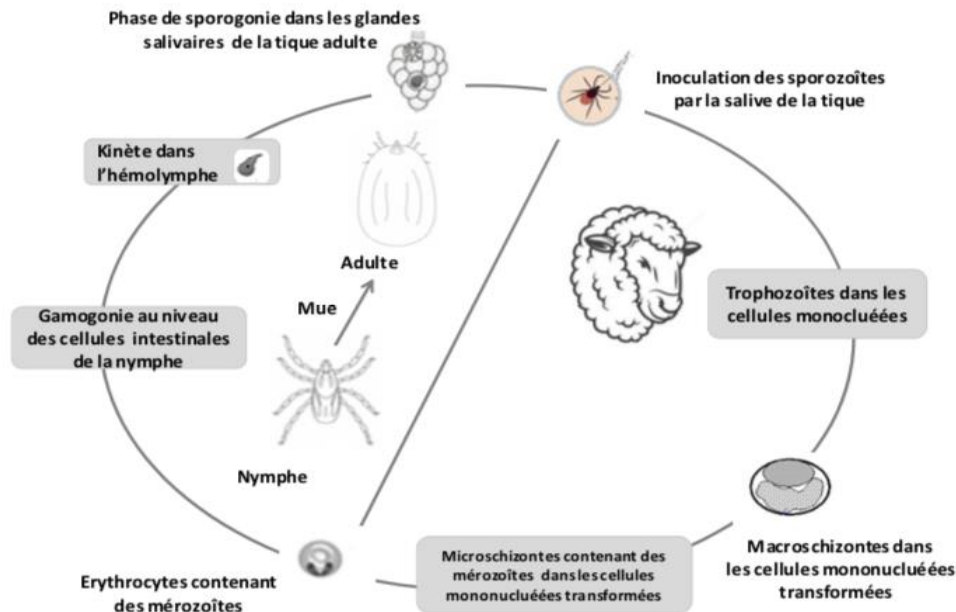


Figure 22 : Cycle évolutif de *Theileria lestoquardi* (Bouattour, 1996)

2.2.4.1. Chez les petits ruminants

Le stade infectant de *Theileria* chez les ruminants est le sporozoïte. Après son inoculation par la tique au cours de son repas sanguin, cette forme se développe dans un premier temps à l'intérieur des leucocytes puis dans les érythrocytes.

Lors de la phase de développement leucocytaire, principalement dans les monocytes et les lymphocytes B (Leemans *et al.*, 1999). Le sporozoïte se transforme rapidement en trophozoïte qui à son tour évolue en un jeune macroschizonte à 2 ou 3 noyaux. Il se multiplie en induisant parallèlement la division synchrone de la cellule hôte (action leucomitogénique).

Des clones cellulaires parasités envahissent l'organisme de l'animal. Ainsi, les nœuds lymphatiques commencent à s'hypertrophier 2 à 3 jours après l'infection. De ce fait, une infection par *Theileria* est diagnostiquée par observation des frottis de nœuds lymphatique. Ces derniers montrent des macroschizontes dès troisième jour post-infection. Le macroschizonte se transforme en microschizonte après des divisions réplcatives, puis en mérozoïtes qui à leur tour donnent naissance aux formes érythrocytaire.

Les formes érythrocytaires se multiplient par schizogonie (Fa Wcett *et al.*, 1985 ; Conrad *et al.*, 1987 ; Euzeby, 1990). Elles apparaissent neuf jours après l'infection.

2.2.4.2. Chez le vecteur ixodidé

L'infection est contractée lors de gorgement des stades juvéniles (nymphe) sur des animaux porteurs alors que la transmission aux petits ruminants est assurée par les tiques adultes. Le développement du parasite chez la tique passe par deux phases.

Une phase de reproduction sexuée ou gamétogonie s'effectue dans l'intestin. Les formes érythrocytaires donnent des microgamétocytes et de macrogamétocytes qui ont une forme ovoïde. Ces formes vont donner suite à une division et à une différenciation des microgamètes (ou gamètes mâles) et en macrogamètes (ou gamètes femelles). Après fécondation, il y a formation de zygotes qui restent en hibernations chez les nymphes gorgées. Ces zygotes se transforment en kinètes après reprise de développement nymphal. La formation des kinètes serait synchronisée avec l'entrée de la nymphe en mue (Young *et al.*, 1980). Elles passent dans les glandes salivaires et infectent, à l'occasion du repas sanguin, les cellules animales où elles se transforment en sporoblastes (Young, 1992).

Ces derniers entrent en phase de reproduction asexuée ou sporogonie qui s'effectue dans les glandes salivaires. Le sporoblaste donne naissance à des milliers de sporozoïtes (jusqu'à 40.000) (Young *et al.*, 1980 ; Young, 1992). Ils sont inoculés massivement à l'animal vers le troisième jour de gorgement (Sergent *et al.*, 1936 ; Walker et Mc Kellar, 1983). A ce stade, une réduction nucléaire conduit à la formation de sporozoïtes haploïdes (Gauer *et al.*, 1993).

2.2.5. Epidémiologie

2.2.5.1. Epidémiologie descriptive

Les parasites du genre *Theileria* infectent un grand nombre d'animaux sauvage et domestiques. Ils sont transmis par voie trans-stadiale par différentes tiques vectrices *Ixodidae*.

Theileria ovis (Rodhain, 1916) ou *Theileria recondita* (Lestoquard, 1929) est un parasite des petits ruminants non ou peu pathogène qui a été reporté de part le monde. Plusieurs vecteurs interviennent dans sa transmission, à savoir : *Dermacentor*, *Haemaphysalis*, *Hyalomma*, *Rhipicephalus* et *Ornithodoros* (reporté en Afrique du Sud). Jansen et Neitz (1956) ont réussi à transmettre dans les conditions expérimentales *T. ovis* par *Rhipicephalus evertsi*, comme l'a fait Levine par *R. bursa* en 1973. C'est une autre espèce de *Theileria* qui serait cosmopolite.

Theileria hirci (Dschunkowsky et Urodshevich, 1924) ou *Theileria lestoquardi*, est une espèce très pathogène chez les ovins et les caprins. Elle est transmise par *Hyalomma anatolicum anatolicum*. Sa distribution a été reportée au Sud et à l'Est de l'Europe, en Afrique du Nord et au Moyen Orient (Uilenberg, 1981). Elle est liée à la distribution de son vecteur. Le nombre des schizontes est élevé lors des infections animales et ont une morphologie similaire à *T. parva* ou à *T. annulata*.

La theilériose ovine est une maladie saisonnière, elle débute en avril et s'étend vers la fin du septembre.

2.2.5.2. Epidémiologie analytique

La source directe du parasite est représentée par les tiques qui infectent les petits ruminants. Leur pouvoir infectant varie en fonction de plusieurs facteurs. Les tiques femelles transmettent les pathogènes mieux que les mâles. L'activité des tiques varie selon les conditions climatiques. Chaque espèce a son microclimat dans lequel elle évolue, et certaines ont un pouvoir vecteur plus que les autres. Lorsque la mue des juvéniles a lieu dans de bonnes conditions, l'infection des stases ultérieures est plus grande. De plus lors d'exposition à des températures de l'ordre de 37°C et de fortes hygrométries, la tique vectrice devient infectante dans un délai plus court.

Les ovins infectés latents ou guéris représentent un réservoir vu leur charge parasitaire résiduelle.

La transmission se fait lors du repas sanguin effectué par la tique sur un ovine préalablement infecté. La transmission intra-utérine est exceptionnelle. Dans les conditions expérimentales la transmission des piroplasmes se fait par inoculation de sang infecté, de broyats d'organes infectés ou de broyats de tiques infectées ou de culture de cellules infectées aussi (Rjeibi, 2015a).

Différents facteurs influencent la réceptivité des petits ruminants, à savoir l'espèce animale cible de l'infection, la race, l'âge, l'état général et l'état physiologique de l'animal infecté.

2.2.5.3. Epidémiologie synthétique

L'épidémiologie de ces protozooses ovines dépend du nombre d'animaux sources d'infection pour la tique, de la proportion de tiques gorgées sur les animaux sources d'infections et du type de transmission, de la proportion infectante dans la population globale de l'ixodidé.

La combinaison de ces facteurs permet de définir trois situations épidémiologiques : un état d'endémie stable, un état d'endémie instable et un état d'endémie critique.

2.2.6. Pathogénie des theilérioses ovines

La pathogénie des theilérioses des petits ruminants a été très peu étudiée. Cependant, des grandes similitudes cliniques, étiologiques et épidémiologiques observées entre la theilériose maligne à *T. lestoquardi* et la theilériose tropicale bovine à *T. annulata*, justifient l'hypothèse d'une grande similitude entre les deux protozooses.

Les schizontes est le stade le plus virulent, ils sont à l'origine des principaux signes de la maladie (Uilenberg, 1990). Après l'inoculation des sporozoïtes par la tique, les schizontes ayant une localisation leucocytaire provoquent une action leucomitogène et une action antigénique.

- L'action leucomitogène est due à la capacité des schizontes à se multiplier en entraînant parallèlement la division de la cellule hôte.

Cette action contribue à l'hypertrophie des nœuds lymphatique, la splénomégalie, hépatomégalie et l'apparition des nodules dermiques et des manchons cellulaires péri-vasculaires (Srivastava *et al.*, 1976 ; Forsyth *et al.*, 1999).

- L'action antigénique entraîne une situation polyclonale non spécifique des lymphocytes T par les antigènes parasitaires, elle aboutit à la libération d'une grande quantité de cytokines à effet inflammatoire tel que le TNF alpha et la perturbation de la réponse immunitaire (Campbell et Spooner, 1999).

L'apparition des formes érythrocytaires contribue à aggraver l'anémie probablement par action mécanique et antigénique. Il y a diminution des capacités de l'hémostase avec apparition de troubles hémorragiques lors de ruptures vasculaires consécutives à la stase circulatoire.

2.2.7. Symptômes

Les symptômes lors de theilérioses ovines varient en fonction de l'espèce infectante. *Theileria ovis* s'avère peu ou pas pathogène. Par contre, *Theileria lestoquardi* est qualifiée comme très pathogène et cause la theilériose maligne des ovins. Cette maladie évolue avec une symptomatologie similaire à celle de la theilériose tropicale bovine.

Après une incubation de 8 à 12 jours, le tableau clinique classique comporte généralement une forte hyperthermie atteignant 41°C, un état typhique, une adénopathie, et une anémie (Hooshmand-Rad, 1973). La mort peut survenir dans 24 à 48 heures. Au-delà de cette période la survie est possible. Deux formes cliniques peuvent se présenter :

- Une forme aiguë

Elle se caractérise par une fièvre intense, de l'inappétence, de la constipation, une hypertrophie des nœuds lymphatiques superficiels. La maladie se termine par une anémie et parfois un ictère, l'animal devient affaibli, il est prostré, cet état aboutit à la mort de l'animal (Tageldin *et al.*, 1992).

- Une forme subaiguë

Dans cette forme, les symptômes sont peu marqués par rapport à la forme aiguë. On note une légère hyperthermie, un ictère et une hémoglobinurie transitoire.

L'état général est altéré, avec une anorexie et des larmoiements. Des troubles digestifs sont possibles, ainsi que des troubles respiratoires de dyspnée. L'hypertrophie généralisée des nœuds lymphatiques est un symptôme alarmant de l'infection par cette protozoose (Alyasino *et al.*, 1999).

2.2.8. Lésions

La carcasse présente un amaigrissement allant jusqu'à la cachexie. Il y a une pâleur des muscles due à l'anémie. Il y a une hypertrophie généralisée des nœuds lymphatiques qui paraissent œdémateux, en bouillie et parfois sanguinolents. Le foie présente de l'hépatomégalie, la rate est hypertrophiée. Les reins sont œdémateux, congestionnés avec parfois des infractis rouges et blancs. Le cœur présente des suffusions hémorragiques (Euzeby, 1990a).

2.2.9. Diagnostic

2.2.9.1. Clinique et épidémiologique

Le diagnostic épidémiologique repose sur les éléments de transmission de la maladie, la région de l'élevage en relation avec les espèces de tique présentes, la saison et les variations individuelles.

Le diagnostic clinique est généralement facile, basé surtout sur l'apparition rapide d'un très grave syndrome fébrile avec adénopathie pour la theilériose à *Theileria lestoquardi*.

2.2.9.2. Diagnostic de laboratoire

Dans le laboratoire, la mise en évidence des parasites est possible selon différentes techniques. Ces techniques sont similaires pour les deux genres *Babesia* et *Theileria*.

L'observation microscopique est réalisée pour les étalements de sang ainsi que pour les liquides de ponction des nœuds lymphatiques (Uilenberg, 2004).

En général, les examens sérologiques comme l'immunofluorescence indirecte (IFI) ou l'ELISA (enzyme linked immunosorbent assay) sont plus adaptées pour les études de dépistage.

Plusieurs variantes de PCR peuvent être utilisées pour détecter l'ADN du parasite. Aussi, la technique de Reverse line blotting (RLB) a été établie. Récemment, la technique LAMP (loop-mediated isothermal amplification) a démontré un intérêt important dans le diagnostic

des thélierioses (Salih *et al.*, 2008 ; Liu *et al.*, 2008).

2.2.9.3. Diagnostic différentiel

Les piroplasmoses ovines se différencient entre-elles par plusieurs symptômes et se différencient avec les maladies anémiantes et les maladies qui donnent une coloration d'urine anormale (Tableau VII).

Tableau VII : Diagnostic différentiel (Euzeby, 1988 ; Uilenberg, 1997)

Maladie	Eléments de différenciation
Anaplasmose ovine	Anémie avec muqueuse blanc porcelaine Amaigrissement important
Epérythrozonose	Anémie, Evolution lente, touche surtout les jeunes, Chute de la laine
Paralyse à tiques (<i>Heamaphysalis punctata</i>)	Troubles nerveux, Anémie macrocytaire normochrome, Infestation par plusieurs tiques
Intoxication végétale : mercuriale, choux, crucifères	Saison, Historique d'ingestion de la plante, Evolution apyrétique
Leptospirose	Ictère franc jaune orange, Hématurie, Atteint surtout les jeunes
Intoxication cuprique	Commémoratifs, Hémoglobinurie intense avec ou sans ictère, Syndrome ictéro-hémoglobinurie, Evolution apyrétique
Fasciolose et haemonchose	Anémie, Hydrocachéxie, Présence d'œufs à la coproscopie, Signe de la bouteille
Ehrlichiose ovine (<i>Ehrlichia phagocytophila</i>)	Syndrome fébrile Pas de syndrome hémolytique
Ehrlichiose ovine (<i>Ehrlichia ovis</i>)	Anémie, Hyperthermie, Adénopathie Troubles circulatoires
Babésioses à <i>Babesia ovis</i> (forme aiguë ou suraiguë)	Mort rapide : 2-4 jours (si forme aiguë), 24 heures (si forme suraiguë) Hyperthermie, Ictère et hémoglobinurie fréquents, Syndrome respiratoire et digestif
Babésioses à <i>Babesia motasi</i>	Hyperthermie, Hémoglobinurie et ictère rares, Syndrome respiratoire
Theilériose	Etat typhique, Syndrome fébrile intense, Adénite généralisée œdémateuse, Ictère et hémoglobinurie très rares

2.2.10. Méthodes de lutte

2.2.10.1. Traitements

Plusieurs substances ont été utilisées dans les traitements de theilérioses chez les ruminants, mais Mc Hardy *et al.* (1976) ont découvert l'activité theiléricide de plusieurs molécules (la monoctone, parvaquone). De nos jours, la molécule la plus utilisée est la

buparvaquone (Botalex ND Teldex ND) (Mc Hardy *et al.*, 1985). Elle permet une destruction des schizontes et des formes érythrocytaires sans atteinte de cellules hôtes (Mc Hardy, 1984).

Elle offre une grande efficacité, une amélioration rapide des animaux traités avec des taux de guérison variant en fonction de la précocité d'instauration du traitement (Dhar *et al.*, 1988).

Elle est utilisée à la dose de 2,5 mg par kg en IM une seule fois. Malgré son efficacité, le prix de la buparvaquone, reste cher et présente une limite pour le traitement.

Egalement, un traitement adjuvant doit être instauré en fonction de la clinique. Pour prévenir une infection bactérienne secondaire induite par les piroplasmoses chez les ovins, des antibiotiques à large spectre et ayant une bonne diffusion respiratoire sont conseillés. Des purgatifs sont utilisés en cas de constipation et une fluidothérapie avec des antiseptiques intestinaux seront utiles. En cas de problèmes respiratoires, l'usage d'analeptiques respiratoires et des anti-inflammatoires non stéroïdiens.

Un traitement acaricide est indiqué sur l'animal et dans la bergerie pour éviter une réinfection de l'animal convalescent, le détachement des tiques infectées et leur fixation sur un autre animal.

2.2.10.2. Prophylaxie

2.2.10.2.1. Lutte contre les tiques

La lutte contre les tiques est détaillée précédemment. Différentes techniques sont possibles : le détiqage manuel, les traitements acaricides et la vaccination anti-tiques.

2.2.10.2.2. Vaccination

La vaccination contre ce parasite est à base de schizontes atténués par propagation *in vitro* sur culture de cellules leucocytaire (Hawa *et al.*, 1981 ; Hooshmand-Rad, 1985). Le parasite est atténué par passage sur culture et devient non pathogène après 63-100 passages tout en gardant son pouvoir immunogène. La dose vaccinale est de $5 \times 10^5 - 3 \times 10^6$ cellules infectées. Elle confère une immunité de 6 mois pour le mouton. Ce vaccin connaît un succès en Iran et a montré un taux de réussite remarquable (Hashemi-Fesharki, 1997).

Récemment au Soudan Ahmed *et al.* (2013) ont découvert un vaccin candidat vivant permettant l'atténuation de *T. lestoquardi* infectant les cellules lymphoblastiques et l'immunisation des ovins contre la theilériose ovine maligne (TOM). Ils ont commencé par isoler des cellules lymphoblastiques infectées par *T. lestoquardi* et les atténuer par passage en utilisant des milieux de culture pour développer et produire un vaccin candidat contre les

antigènes des schizontes, puis de tester son efficacité en exposant des agneaux vaccinés à la contestation sur le terrain dans une zone d'endémie à *T. lestoquardi*.

Partie Expérimentale

1. OBJECTIFS

Ce travail a été réalisé dans le cadre d'une étude épidémiologique de l'infection des ovins par certains pathogènes transmis par les tiques, principalement *Babesia* spp. et *Theileria* spp.

L'objectif de cette étude est de déterminer les espèces de tiques trouvés sur les animaux, afin d'estimer la prévalence d'infestation par les tiques. Leur diagnose est faite par observation sous stéréomicroscope.

En seconde partie la détermination des prévalences d'infection par les agents pathogènes transmis par ces tiques est réalisée par deux techniques : Technique de l'observation microscopique des étalements sanguins et technique moléculaire par la réaction de polymérisation en chaîne (PCR).

2. MATERIEL ET METHODES

2.1. Régions d'étude

Cette étude a été menée dans 6 régions de la Tunisie, réparties selon différents étages bioclimatiques (Figure 23).

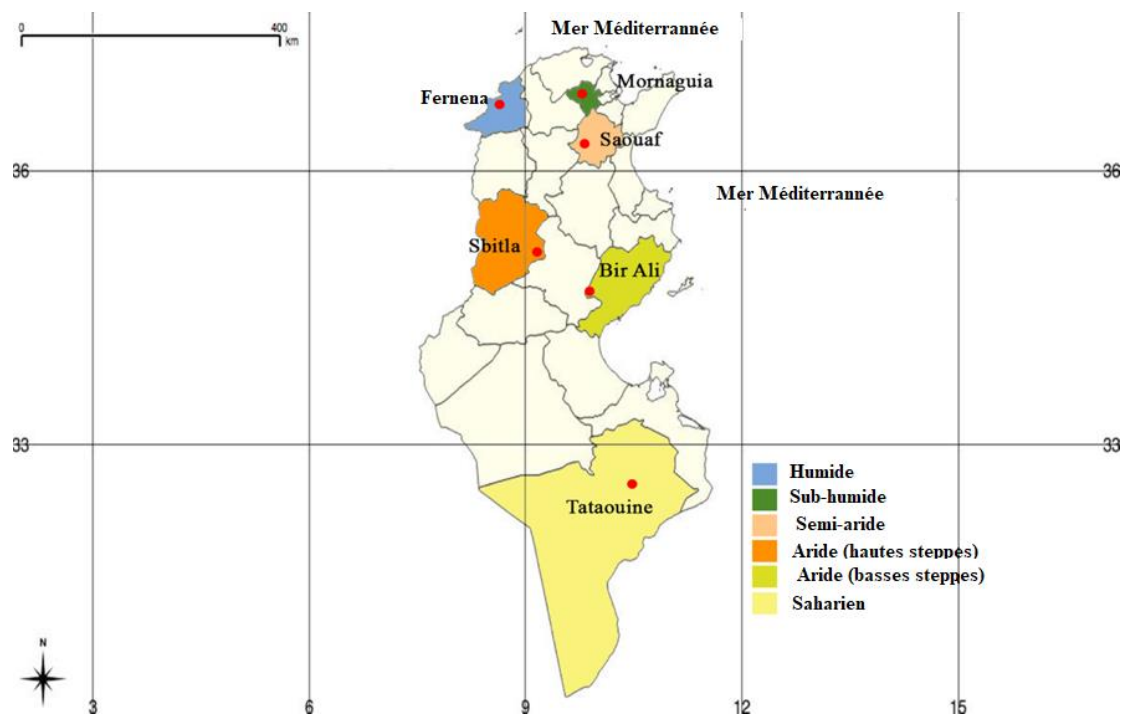


Figure 23 : Répartition des élevages visités

Lors de l'étude des infections transmises par les tiques, il est primordial de caractériser sur le plan climatique la région d'étude. En effet, le climat a un grand impact sur l'activité des tiques.

2.1.1. Fernena

Fernena est une délégation appartenant au gouvernorat de Jendouba, située au Nord-Ouest de la Tunisie (Figure 23).

La température moyenne annuelle est de 18,0°C. Août est le mois le plus chaud de l'année avec une température moyenne de 27,9°C. En janvier, le mois le plus froid de l'année, la température moyenne est de 9,8°C.

Les précipitations moyennes sont de 504 mm. La différence de précipitations entre le mois le plus sec et le mois le plus humide est de 65 mm.

2.1.2. La Mornaguia

La Mornaguia est une délégation appartenant au gouvernorat de La Mannouba, situé au Nord de la Tunisie (Figure 23).

La Mornaguia affiche une température annuelle moyenne de 17,7°C. Au mois d'août, le mois le plus chaud de l'année, la température moyenne est de 26,0°C. Avec une température moyenne de 10,1°C, janvier est le plus froid de l'année.

Les précipitations annuelles moyennes sont de 454 mm. Les précipitations varient de 62 mm entre le plus sec et le mois le plus humide.

2.1.3. Saouef

Saouef est une délégation appartenant au gouvernorat de Zaghouan, ayant une position médiane entre les gouvernorats du nord, du nord-ouest et du centre de la Tunisie.

A Saouaf, la température annuelle moyenne est de 17,8°C. Le mois le plus chaud de l'année est Juillet avec une température moyenne de 26,7°C. Avec une température moyenne de 9,9°C, janvier est le mois le plus froid de l'année.

La moyenne des précipitations annuelles atteints 447 mm. La différence de précipitations entre le mois le plus sec et le mois le plus humide est de 59 mm.

2.1.4. Sbitla

Sbitla est une délégation appartenant au gouvernorat de Kasserine, situé au centre de la Tunisie (Figure 23).

Sbeitla à un climat steppique. La température moyenne annuelle est de 17,2°C. Juillet est le mois le plus chaud (27,6°C). Avec une température moyenne de 7,8°C, janvier est le mois le plus froid de l'année.

Les précipitations sont faibles durant toute l'année. Il tombe en moyenne 274 mm de pluie par an. L'amplitude des précipitations est de 24 mm entre le mois le plus sec et le mois le plus humide.

2.1.5. Bir Ali Ben Khelifa

Bir Ali Ben Khelifa est une délégation appartenant au gouvernorat de Sfax, situé au Centre-Est de la Tunisie (Figure 23).

La température moyenne annuelle est de 18,1°C.

Aout est le mois le plus chaud de l'année avec une température moyenne de 26,8°C. Janvier est le mois le plus froid de l'année, avec une température moyenne de 9.9°C.

Les précipitations annuelles moyennes sont de 188 mm. Une différence de 24 mm est enregistrée entre le mois le plus sec et le mois le plus humide.

2.1.6. Bir Lahmar

Bir Lahmar est une délégation appartenant au gouvernorat de Tataouine, située au Sud-Est de la Tunisie (Figure 23).

Bir Lahmar est doté d'un climat désertique. La température annuelle moyenne à Bir Lahmar est de 19,2°C. En juillet, la température moyenne est de 28,8°C, il est alors le mois le plus chaud de l'année. Le mois le plus froid de l'année est janvier avec une température moyenne de 9,1°C.

Les précipitations sont rares pendant l'année, elles sont en moyenne de 143 mm. Les précipitations varient de 27 mm entre le plus sec et le plus humide des mois.

Tableau VIII : Tableau récapitulatif des variations climatiques des différentes régions d'études
(<https://fr.climate-data.org/afrique/tunisie-158/>)

Région d'étude	Gouvernorat	Étage bioclimatique	Précipitations		Température moyenne	
			Minimum	Maximum	Hiver	Été
Fernena	Jendouba	Humide à Subhumide	4	69	10,4	26,6
Mornaguia	Mannouba	Subhumide à Semi-aride supérieur	3	65	10,8	24,9
Saouef	Zaghouan	Semi-aride inférieur	5	64	10,4	26,6
Sbitla	Kasserine	Aride supérieur	8	32	8,1	26,2
Bir Ali ben Khelifa	Sfax	Aride Inférieur	1	36	12,4	25,1
Bir Lahmar	Tataouine	Saharien supérieur	0	25	11,3	28,2

2.2. Période d'étude

Cette étude a été menée entre avril 2018 et janvier 2019. Les tiques ont été prélevées durant les quatre saisons, une fois tous les 3 mois. Les prélèvements de sang ont été effectués en octobre 2018.

2.3. Échantillonnage

2.3.1. Questionnaire

Trois élevages ont été visités dans chaque région. Deux questionnaires ont été établis : le premier portant sur l'éleveur et l'élevage (Annexe 1), le deuxième sur les animaux examinés (Annexe 2).

2.3.2. Identification des animaux

Nous avons commencé notre étude en avril. Dès le départ, nous avons choisi de travailler sur des brebis âgées de plus d'un an. Un accord verbal a été établi avec les éleveurs dans le but de garder ces animaux tant que possible durant une année. Nous les avons informés que nous allons leurs visiter une fois par saison.

Lors de la première visite, nous avons réussi à construire un échantillon de 461 brebis réparties sur les six régions d'étude et auprès de 19 éleveurs. Chaque animal a été identifié par un numéro inscrit sur une boucle auriculaire (Photo 4).

Au cours de l'année, l'effectif initial décroît pour différentes raisons (mort des animaux, vente, déplacements, ...). Durant les autres visites, nous avons trouvé 389 brebis en juillet, 366 brebis en octobre et 338 brebis en janvier.



Photo 4 : Identification de l'animal et mise de boucle auriculaire (Photo de l'auteur)

Lors de la première visite nous avons déterminé la race de chaque brebis et nous avons estimé son âge.

Détermination de la race

Nous avons déterminé la race de chaque brebis en se basant sur les critères spécifiques pour chaque race. Ce sont les variations de la plastique, de la phanéroptique et de l'énergétique qui permettent de distinguer une race d'une autre.

Les variations de la plastique portent sur :

- Le format : races lourdes, moyennes et légères
- La silhouette :
 - Rectiligne, convexitiligne ou concavitiligne,
 - Forme des oreilles
 - Forme de la queue (longue et fine, courte et pointue, grasse, pratique de la caudectomie)

- Les proportions : longiligne, médioligne et bréviligne (poitrine à section circulaire)

Les variations de la phanéroptique portent principalement sur l'absence ou la présence du cornage et sur la toison (couleur, envahissement du corps et densité).

Les variations de l'énergétique nous permettent de classer les races en fonction du type de la production. Ainsi, nous distinguons des races à viande, des races lainières, des races laitières spécialisées, des races prolifiques et des races rustiques.

Nous distinguons quatre races tunisiennes qui sont la race barbarine, la race queue fine de l'ouest, la race noire de Thibar et une seule race laitière la sicilo-sarde (Tableau IX).

Tableau IX : Variations morphologiques en fonction de la race

<http://www.oep.nat.tn/index.php/component/documentations/?id=17>

	Barbarine	Queue Fine de l'ouest	Noire de Thibar	Sicilo-Sarde
Format	moyen	moyen	moyen	moyen
Taille au garrot	60 à 70 cm	65 à 75 cm	60 à 70 cm	♀ 60 à 65 cm ♂ 70 à 80 cm
Poids (Kg)	♀ : 40 -50 ♂ : 60 – 70	♀ : 44 -45 ♂ : 65 – 80	♀ : 50 -60 ♂ : 70 – 80	♀ : 25 -45 ♂ : 37 – 70
Profil	Rectiligne	Sub-concave	Rectiligne	Rectiligne
Proportions	Médioligne	Médioligne	Médioligne	Longiligne

La race laitière Sicilo-sarde (0,3% de l'effectif ovin) est caractérisée par sa robe blanche et ses fibres de laines fines, peu nombreuses et regroupées en mèches à section pyramidale (Photo 5). Elle est localisée à Béja et Bizerte (Mateur).



Photo 5 : Brebis sicilo-sarde

https://www.researchgate.net/figure/Brebis-de-race-sicilo-sarde-Sicilo-Sarda-dairy-ewes-Rekik-et-al-2005_fig2_326833773

La Barbarine est la race la plus ancienne et la plus fréquente en Tunisie. Elle est caractérisée par sa queue grasse atteignant 15% de son poids vif. C'est une race médioligne de robe blanche (Photo 6). La couleur de la tête peut être noire (au nord du pays) ou marron (au centre et au sud du pays).



Photo 6 : Brebis barbarine (Photo de l'auteur)

La Queue Fine de l'Ouest est une race à robe blanche, son hauteur au garrot est supérieure à celle de la barbarine (Photo 7). Elle est capable de s'adapter aux pâturages montagneux, ce qui explique sa répartition entre le nord et le sud-ouest.



Photo 7 : Brebis Queue Fine de l'Ouest (Photo de l'auteur)

La Noire de Thibar est médioligne avec un corps cylindrique et robe noire (Photo 8). Elle est localisée au Nord du pays (Béja, Bizerte, Jendouba, Nabeul et Zaghouan).



Photo 8 : Brebis de race Noire de Thibar (Photo de l'auteur)

Estimation de l'âge

Nous avons estimé l'âge des animaux selon la table dentaire. A la naissance, les ovins possèdent 20 dents de lait avec absence de dents sur l'arcade supérieure. L'estimation se fait à quelques mois près. Les dents sont caractérisées par une croissance continue compensée par l'usure permanente (Figure 24). Au-delà de 5 ans les dents permanentes sont en place. L'usure de la table dentaire est irrégulière et liée au régime alimentaire. Entre 5 et 6 ans, une fissure en V sur les pinces se forme. Au-delà de 7 ans, il y a du déchaussement, de l'amincissement et un espacement entre les dents. A partir de 8 ans, la chute définitive des dents commence.

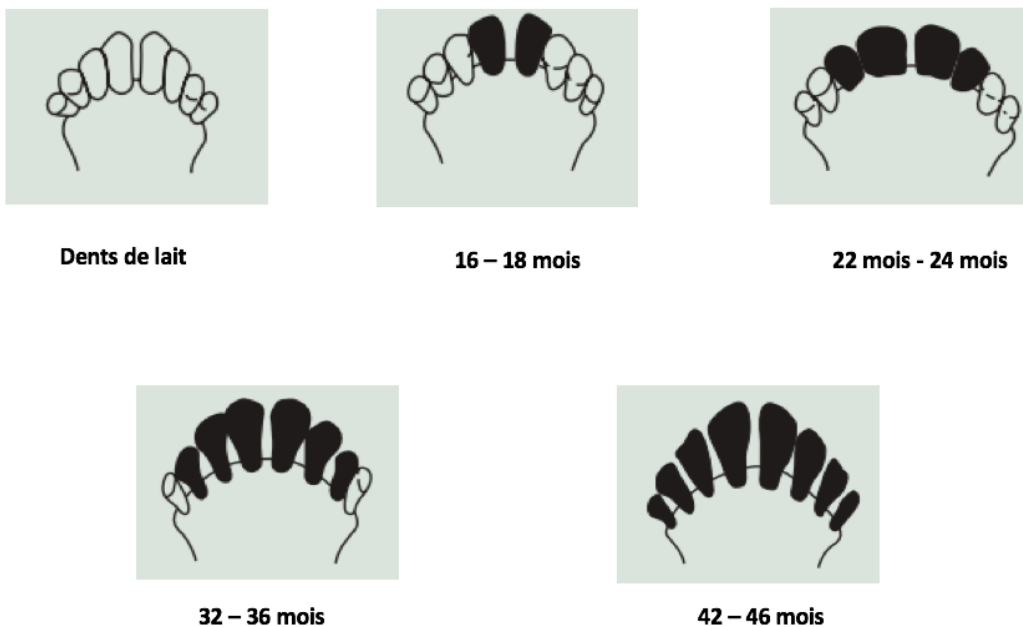


Figure 24 : Estimation de l'âge à partir de la table dentaire

2.3.3. Examen des animaux

Un examen général des animaux a été fait à chaque visite, il a permis :

1. Estimation de l'indice corporel (Photo 9),
2. Prise de la température rectale (Photo 10),
3. Inspection des muqueuses (Photo 11)



Photos 9, 10 et 11 : Examen des animaux prélevés (Photo de l'auteur)

2.3.4. Prélèvement de tiques

Les tiques ont été collectées vivantes dans des tubes sur lesquels nous avons mentionné le numéro d'identification de l'animal, la date de collecte, la région et l'élevage. Puis, au laboratoire, elles ont été transférées dans des tubes Eppendorf portant l'identifiant de l'animal et contenant de l'alcool à 70%.

Durant toute l'année, nous avons collecté 368 tiques réparties comme suit : 280 en avril, 63 en juillet, 20 en octobre et 5 en janvier.



Photos 12, 13 et 14 : Tiques attachées aux animaux (au niveau du barbillon, de l'oreille et du paturon)
(Photo de l'auteur)

2.3.5. Prélèvements de sang

Lors de la visite d'octobre, nous avons procédé à un deuxième échantillon de sang en vue d'étudier l'infection par les piroplasmes. Au total, nous avons prélevé du sang sur tube EDTA auprès de 346 brebis appartenant à l'effectif initial (Photo 15).

A partir de chaque prélèvement de sang, nous avons réalisé un étalement de sang suivi d'une coloration Giemsa, et une partie de sang (environ 2 ml) a été conservée dans des tubes Eppendorf afin de réaliser l'extraction d'ADN.



Photo 15 : Prélèvement du sang (Photo de l'auteur)

Les prélèvements ont été acheminés dans une glacière isotherme au Laboratoire de Parasitologie de l'École Nationale de Médecine Vétérinaire de Sidi Thabet.

2.4. Identification des tiques

La diagnose des tiques nécessite une loupe binoculaire.

Il faut commencer par placer la tique au milieu du champ de la loupe, fixée sur une lame sur laquelle une pâte à modeler est placée. L'examen se fait du faible grossissement, puis le moyen et enfin au plus fort. Cela permet d'avoir une vue d'ensemble du parasite, puis l'observateur se concentre sur les détails pour déceler les éléments de diagnose de chaque spécimen.

On distingue dans un premier temps le stade de vie de la tique :

- La larve : elle est hexapode, d'environ 1 mm de taille, transparente et sans scutum dorsal

- La nymphe : elle ressemble à une femelle de petite taille, octopode, ne possédant ni aires poreuses, ni gonopore

- L'adulte : à ce stade, nous devons commencer par faire la différence entre le mâle et la femelle. La femelle est munie d'un gonopore, d'aires poreuses et d'un scutum dorsal qui ne couvre qu'une portion de la face dorsale de la tique. Le mâle présente un scutum dorsal qui couvre toute la face dorsale de la tique. Il ne possède ni aires poreuses ni gonopore.

Il faut par la suite procéder à la recherche des éléments de diagnose du genre puis de l'espèce. A l'aide de clés dichotomiques (dans notre cas, la clé dichotomique réalisée par Walker *et al.*, 2003), nous arrivons à déterminer l'espèce de la tique (Figures 25 et 26).

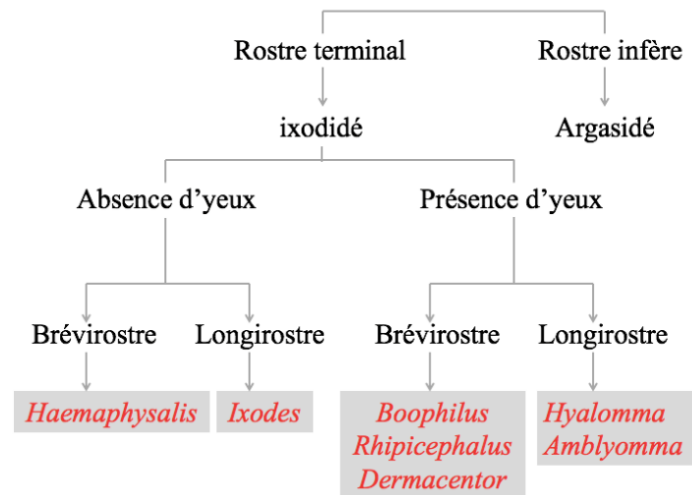


Figure 25 : Orientation de diagnose des tiques (Gharbi, 2016, communication personnelle)

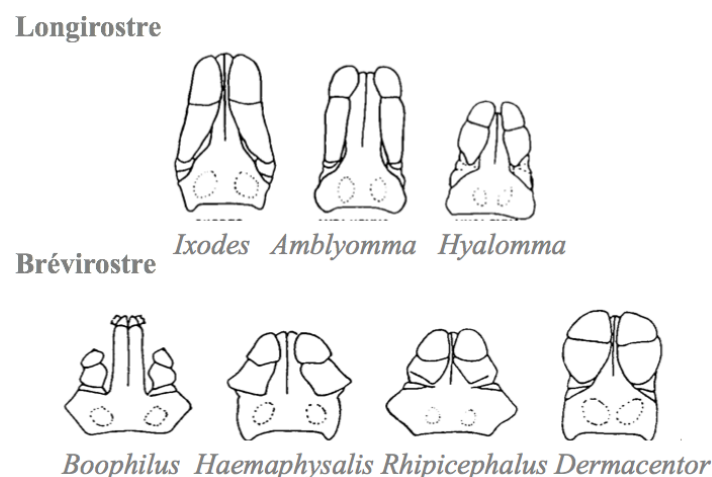


Figure 26 : Morphologie schématique des types de capitulums chez les ixodidés (Gharbi, 2016, communication personnelle)

Dans ce travail, nous nous concentrons sur les espèces indiquées au Tableau X.

Tableau X : Clé d'identification des espèces d'ixodidés en Tunisie (Morel, 1981 ; Pergam *et al.*, 1987 ; Bouattour *et al.*, 1999 ; Bouattour, 2001 ; Walker *et al.*, 2003 ; in Rjeibi, 2015a)

Genre	<i>Hyalomma sp.</i>			<i>Rhipicephalus sp.</i>			
	Longirostre Scutum sans ornements émaillés 4 ou 6 paires de plaques ventrales chez le mâle			Brévirostre avec capitulum hexagonal Eperons de la coxa I de longueur moyenne Coxa de la patte I à épine bifide Festons et sillons adanaux marqués Plaques stigmatiques effilées			
Espèce	<i>H. impeltatum</i>	<i>H. marginatum</i>	<i>H. excavatum</i>	<i>R. sanguineus</i>	<i>R. bursa</i>	<i>R. turanicus</i>	<i>R. camicasi</i>
	Pattes à anneaux peu marqués *Mâle - Sillons paramédians marquant une légère dépression. - Plaques subanales dans le prolongement des plaques accessoires.	-Pattes annelées *Mâle - Sillon marginal complet. - Feston médian non individualisé et de même couleur que les autres. - Ponctuations denses. *Femelle -Scutum plus long que large. -Gonopore à saillie en coussinet à angle arrondis.	-Pattes marbrées de jaunes et de brun. *Mâle - Feston médian individualisé. - Sillons latéraux de l'écusson dorsal se prolonge avec quelques points. -présence d'une dépression dorsale en partie postérieure. *Femelle -Gonopore en coussinet triangulaire large. -Scutum chitinisé avec ponctuations larges et profondes.	*Mâle -Stigmates avec queue mince, allongée et courbée. -La longueur des écussons ventraux et deux fois supérieure de la largeur. *Femelle -Scutum dorsal plus long que large. -Gonopore à ouverture à fond plat avec sclérites non massifs en parenthèse, plus large que l'oviducte.	*Mâle - Plaques adanales de forme triangulaire à base très large. - Scutum avec ponctuations interstitielles moyennes denses et uniformes. *Femelle - Scutum aussi large que long. - Sillons cervicaux très peu marqué. - Ocelles convexes. - Gonopore à ouverture génitale en V.	*Mâle - Stigmates avec queue courte et large nettement fléchie. *Femelle - Scutum dorsal plus long que large. - Gonopore à ouverture génitale en V large, avec sclérite massif de profil carré à chitine colorée.	*Mâle - Stigmates à portion caudale de faible largeur mais non effilée. - Articles fémoraux, gœnaux et tibiaux des pattes III et IV modérément élargis. *Femelle - Scutum dorsal plus long que large. - Scutum plus long que large à sillon scapulaire. - Sclérites de l'atrium gonoporal dans le prolongement des parois latérales du vagin, massifs et très faiblement convexes légèrement pigmentés.

2.5. Réalisation des étalements sanguins et technique de lecture

2.5.1. Principe

Le sang est utilisé pour réaliser un étalement sanguin coloré par une technique de coloration rapide (technique de Giemsa) de façon à observer au microscope les éléments figurés du sang et éventuellement les parasites sanguins. C'est une technique de diagnostic de routine, car elle est de réalisation facile. Cette technique consiste à prélever quelques gouttes de sang veineux sur un tube contenant un anticoagulant, l'EDTA, qui possède des propriétés anti-oxydantes sur les membranes érythrocytaires et assure une meilleure conservation du sang que

l'héparine. Cette conservation se fait à température ambiante et permet de mieux conserver la viabilité des parasites.

2.5.2. Protocole

Les étapes de la réalisation d'un frottis sanguin sont décrites sur les figures suivantes (Figures 27 et 28) :



Figure 27 : Étapes de confection d'étalements de sang colorés au Giemsa pour la recherche d'hétopathogènes chez les animaux (de 1 à 8) (Poster ICARDA Edition 2019)

2.5.3. Technique de lecture

En commençant à l'emplacement du croix (X) indiquée dans le schéma ci-dessous, examiner attentivement la queue du frottis, champ par champ, en se déplaçant d'un champ contigu à l'autre et en suivant le cheminement indiqué. Pour un examen efficace, régler en permanence la mise au point fine pour l'examen de chaque champ.

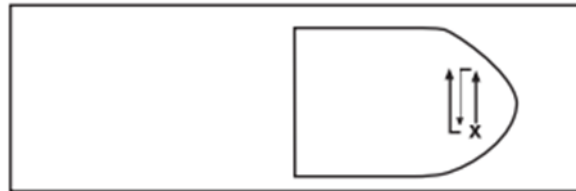


Figure 28 : Schématisation de la progression de la lecture d'un frottis sanguin

Le nombre de champs à examiner avant de pouvoir conclure qu'une lame est négative est fixé à 50 champs pour la présente étude.

2.5.4. Identification des parasites

- Morphologie des *Babesia* des petits ruminants

Les espèces à petites formes se caractérisent par un axe moyen inférieur à 2,5 μm donc au rayon de l'hématie lorsqu'elle se présente sous des formes bigéminées, celles-ci peuvent s'ouvrir complètement dans l'hématie et forment entre elles un angle obtus. Les espèces à grandes formes se caractérisent par un axe moyen de 3 à 4 μm supérieur au rayon de l'hématie, si bien que les formes bigéminées déterminent un angle aigu (Rjeibi, 2015a).

Babesia ovis

C'est une *Babesia* de petite taille, elle est caractérisée par une forme annulaire qui mesure 1 à 5 μm . Elle occupe souvent une position excentrique, voire périphérique, dans les hématies parasitées. Les éléments piriformes sont rares et les formes germinées sont encore plus rares. Ces formes parasitaires sont cependant connues et dessinent un angle obtus à la périphérie, qu'elles couvrent parfois à la manière d'un accent circonflexe.

Babesia motasi

Elle est de grande taille (3-4 μm de longueur), elle présente des éléments géminés dessinant un angle aigu dont la chromatine, est souvent distribuée en 2 noyaux. Elle se présente sous différentes formes parasitaires : simple piriforme, double piriforme ou circulaire ovale.

- Morphologie des *Theileria* des petits ruminants domestiques

Theileria ovis (syn. *Theileria recondiata*)

Les formes endo-érythrocytaires sont surtout rondes ou ovalaires (80%) à chromatine punctiforme ou en arc. Les éléments bacilliformes sont rares mais se multipliant dans l'hématie, peuvent y former des tétrades. Des formes anaplasmoïdes arrondies sont aussi visibles. Enfin, les schizontes sont moins abondants que chez *Theileria lestoquardi*.

Theileria lestoquardi

Theileria lestoquardi est une espèce très pathogène pour les petits ruminants. Dans les hématies, le parasite se présente surtout sous forme de gamétocytes annulaires ou ovalaires (85%) dont le diamètre est de 2 μm . Les formes allongées, bacilliformes ou en virgule, qui mesurent de 1,5 à 2 μm , sont plus rares (10-15%), mais elles peuvent se multiplier dans les érythrocytes où elles forment alors des tétrades en croix de Malte caractéristiques du genre *Theileria* (Euzeby, 1990a). Les lymphoblastes sont parasités par les schizontes (microschizontes et macroschizontes) (Neitz, 1957), d'abord localisés dans les nœuds lymphatiques puis dans divers organes, notamment le foie et la rate, où leurs tailles peuvent varier de 4 à 10 μm .

2.6. Identification moléculaire des piroplasmes des ovins

2.6.1. Extraction d'ADN

Les échantillons de sang ont été stockés dans des tubes Eppendorf à -20°C jusqu'à utilisation.

L'ADN génomique a été extrait à partir d'un volume de 300 μl de sang total pour chaque échantillon en utilisant le kit « *BIOBASIC (QF 24 V4)* », qui comporte une solution de lyse cellulaire « *Buffer TBP* », un tampon de digestion « *Buffer Digestion* », un tampon « *Buffer PR* » et un tampon « *TE Buffer* ».



Photo 16 : Kit d'extraction d'ADN à partir du sang « BIOBASIC (QF 24 V4) »

Protocole de l'extraction d'ADN

Les étapes d'extraction d'ADN selon les instructions du producteur et après optimisation du protocole sont les suivantes :

1. Décongeler les échantillons à température ambiante ou dans l'étuve à 37°C.
2. Transférer 300 µl de sang (anti-coagulé) dans un nouveau tube Eppendorf de 1,5 ml.
3. Ajouter 600 µl de Buffer TBP, bien mélanger puis vortexer 10 secondes.
4. Laisser incuber à température ambiante pendant 5 min.
5. Centrifuger à 12000 g pendant 2 min à température ambiante.
6. Éliminer le surnageant délicatement avec la micropipette sans toucher au culot (laisser un peu de liquide dans le fond).
7. Vortexer les culots pendant 10 secondes.
8. Déposer 500 µl de TE Buffer, bien mélanger.
9. Centrifuger à 12000 g pendant 2 minutes à température ambiante.
10. Éliminer le surnageant délicatement avec la micropipette (laisser un peu de liquide dans le fond).
11. Répéter les étapes 8-10.
12. Ajouter 180 µl de *Buffer Digestion* et 10 µl de Protéinase K, bien mélanger.
13. Incuber pendant 45 minutes à 56°C.
14. Laisser équilibrer à température ambiante quelques minutes.
15. Ajouter 2 µl d'RNase A (optionnel), bien mélanger.
16. Laisser incuber à température ambiante pendant 5 minutes (préparer la glace pillée).
17. Ajouter 60 µl de *Buffer PR*, vortexer.
18. Placer dans la glace (-20°C) pendant 20 minutes.
19. Centrifuger à 16000 g pendant 5 minutes à température ambiante.
20. Si le culot n'est pas bien précipité, vortexer les tubes et remettre à -20°C pendant 10 minutes, centrifuger à 16000 g pendant 5 minutes.
21. Verser 200 µl d'Isopropanol dans des nouveaux tubes Eppendorf, identifier les tubes.
22. Récupérer le surnageant dans les nouveaux tubes contenant l'Isopropanol.
23. Bien mélanger en inversant les tubes 10 fois, une pelote d'ADN se forme.
24. Incuber à température ambiante pendant 5 minutes.
25. Centrifuger à 12000 g pendant 5 minutes.
26. Éliminer le surnageant délicatement du côté opposé où l'ADN est collé.

27. Ajouter 600 µl d'éthanol froid à 75%, bien mélanger en inversant les tubes 10 fois (à répéter si nécessaire).
28. Centrifuger à 12000 g pendant 2 minutes.
29. Aspirer délicatement et éliminer le surnageant.
30. Sécher les tubes (couvercles ouverts) sous l'hotte pendant 45 minutes.
31. Ajouter 100 µl *TE Buffer* et laisser l'ADN se réhydrater une nuit à +4°C.
32. Stocker à -20°C.

2.6.2. Appréciation de la qualité d'ADN extrait

Dans cette étude nous avons eu recours à deux techniques pour apprécier la qualité d'ADN extrait. Nous avons analysé l'ADN extrait par électrophorèse sur gel d'agarose et par la PCR universelle.

- Analyse par électrophorèse sur gel d'agarose

C'est une technique qui permet la séparation des fragments d'ADN total selon leurs tailles sous l'action d'un champ électrique. Une quantité de 0,5 g d'agarose est mis dans un volume de 50 ml de TBE 1x. Le mélange Agarose TBE est chauffé au four micro-onde, lorsque la température du gel est de 41-42°C, un volume de 6 µl de bromure d'éthidium (BET) est ajouté. Un peigne d'épaisseur convenable est introduit dans le gel puis retiré après solidification. Le gel pourvu de puits est ensuite placé dans une cuve d'électrophorèse remplie de tampon de migration TBE 1x.

Dans chaque puits, un volume de 5 µl d'ADN est mélangé avec un volume de 5 µl de bleu de bromophénol concentré 6x comme tampon de charge. Il permet à l'ADN de couler au fond des puits tout en permettant la visualisation du front de migration. Elle est effectuée sous une différence de potentiel de 10 volts/cm de gel (30 min – 45 min), les fragments d'ADN sont visualisés grâce à l'effet intercalant du bromure d'éthidium et à sa fluorescence sous UV (Figure 29).

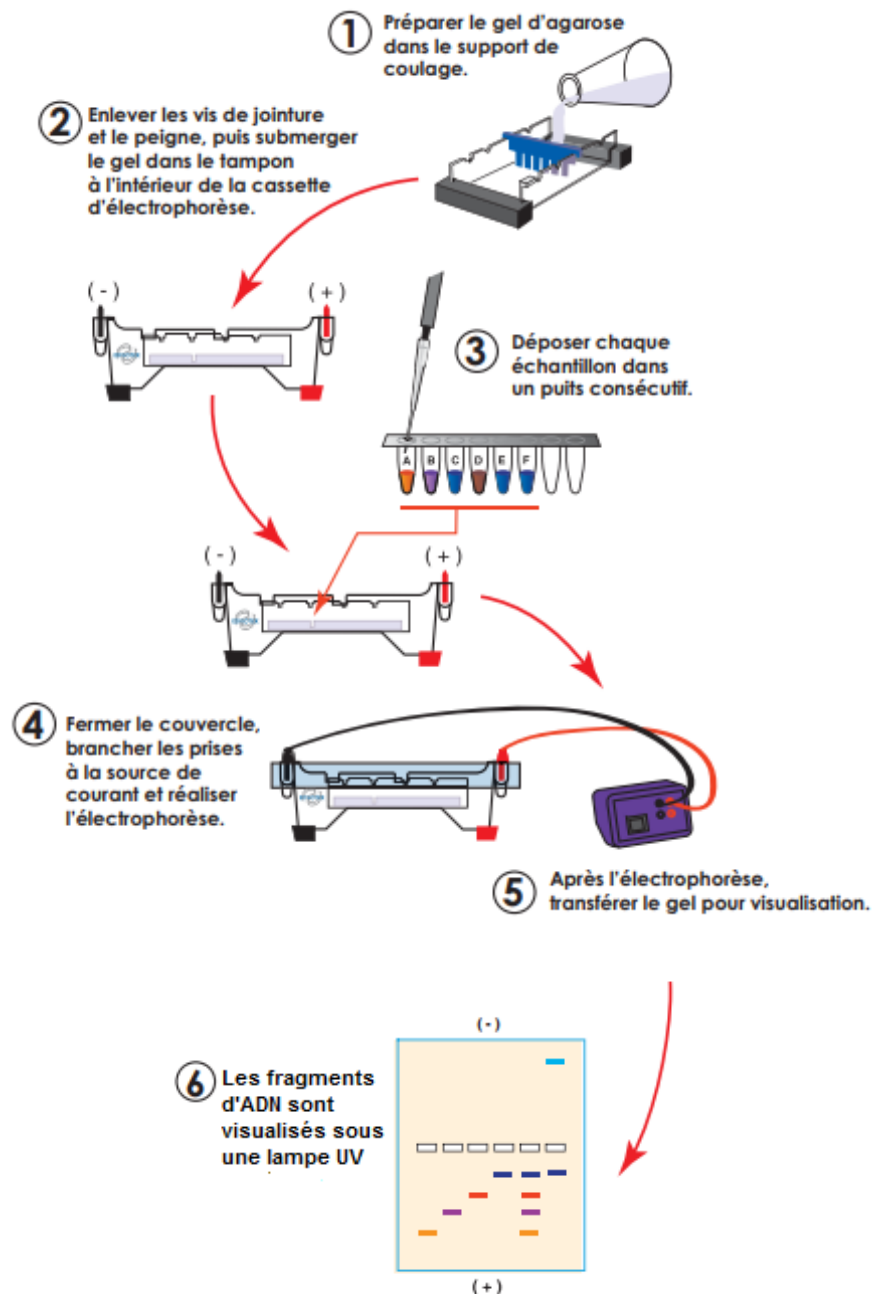


Figure 29 : Étapes de l'électrophorèse de l'ADN sur gel d'agarose

<https://docplayer.fr/15677551-Principes-et-pratique-de-l-electrophorese-sur-gel-d-agarose.html>

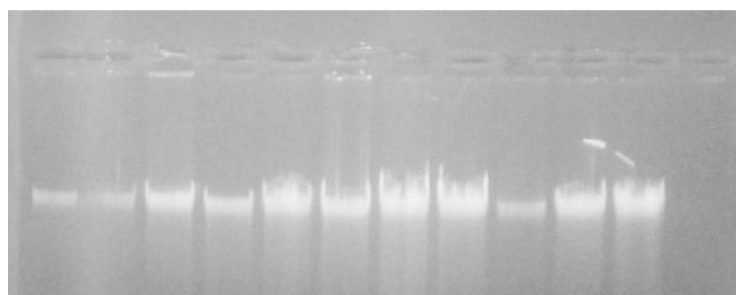


Photo 17 : Migration sur gel d'agarose de l'ADN total par électrophorèse

- Analyse par PCR universelle

C'est une réaction de polymérisation en chaîne qui permet de détecter la présence de l'ADN. C'est une PCR rendue indépendante de la séquence génomique, par l'addition aux extrémités des fragments d'une courte séquence d'ADN synthétique qui sert d'amorce universelle à plusieurs centaines de milliers ou de millions de fragments d'ADN. Cette méthode permet de s'affranchir de la principale limitation de la PCR ciblée : la spécificité des amorces qui nécessite la connaissance à priori de la séquence cible.

Tableau XI : Amorces utilisées dans la PCR universelle

Amorces	Séquence
1A	5'- AACCTGGTTGATCCTGCCAGT-3'
564R	5'-GGCACCAGACTTGCCCTC-3'

Tableau XII : Réactifs mélangés dans chaque tube pour la PCR universelle

Réactif	Concentration par tube	Volume par tube
Tampon (10x)	1x	2,5 µl
dNTP (2 mM pour chaque dNTP)	0,2 mM	0,5 µl
<i>Taq DNA Polymerase</i> (5 UI/µl)	2U	0,25 µl
MgSO ₄ (20 Mm)	mM	2,5 µl
Amorce directe 1A (µM)	0,6 µM	1,5 µl
Amorce inverse 564R (10 µM)	0,6 µM	1,5 µl
Échantillon d'ADN à étudier ou témoin (+) d'ADN	-	3
Eau exempte de nucléase q.s.p. 25 µl	-	13,25

Les cycles d'amplification dans la PCR universelle sont présentés dans le tableau suivant (Yong Wang *et al.*, 2014) :

Tableau XIII : Cycles de la PCR universelle

1 cycle	94°C pendant 5 minutes
25 cycles	94°C pendant 50 secondes 59°C pendant 50 secondes 72°C pendant 50 secondes
1 cycle	72°C pendant 10 minutes

Les résultats seront visualisés par électrophorèse sur gel d'agarose à 1% (Figure 29, Photo 18).

2.6.3. PCR semi-spécifique « *catch-all* » ciblant le gène ARNr 18S de *Theileria/Babesia*

2.6.3.1. Principe

La réaction de PCR se base sur une propriété commune à toutes les ADN polymérases permettant de synthétiser un brin complémentaire à partir d'une amorce, et sur une connaissance préalable de la séquence que l'on souhaite amplifier. Le choix de deux amorces oligonucléotidiques synthétiques capables de s'hybrider à l'ADN cible et leur utilisation pour réaliser des cycles de polymérisation, assurent la multiplication exponentielle de la séquence encadrée par ces amorces.

La PCR « *catch-all* » vise à détecter une éventuelle infection par les espèces du genre *Babesia* et *Theileria*. Cette PCR utilise des amorces de type *Catch-all* (RLB F et RLB R) qui détecte toutes les espèces de *Theileria* et de *Babesia* (Gubbels *et al.*, 1999). Ce qui permet d'amplifier un fragment d'ADN ayant une taille de 460-520 pb (Tableau XIV).

Tableau XIV : Amorces utilisées dans la PCR « *Catch-all Babesia-Theileria* »

Amorces	Séquence
RLB-F	GAGGTAGTGACAAGAAATAACAATA
RLB-R	TCTTCGATCCCCTAACTTTC

2.6.3.2. Protocole

La PCR a été optimisée en agissant sur plusieurs paramètres : la concentration de l'ADN, la concentration de MgSO₄ utilisé, les concentrations des deux amorces, les températures, les temps d'incubation et le nombre de cycles.

La préparation de la réaction de PCR doit être pratiquée à froid (+ 4°C) dans un volume de 25 µl par tube contenant.

2.6.3.3. Étapes de la réalisation

1. Un mélange de 22 µl de tous les composants (Tableau XIV) sauf un volume d'ADN des échantillons (3 µl) et du témoin positif (3 µl) et un volume d'eau (3 µl) dépourvue de nucléase du témoin négatif a été préparé.

2. Les réactifs restants sont ensuite rajoutés au mélange.

3. Les tubes sont ensuite placés dans un thermocycleur réglé sur le programme d'amplification comportant 40 cycles afin d'amplifier la séquence cible (Figure 30).

4. Le résultat de l'amplification est visualisé par électrophorèse sur gel d'agarose et le produit de la PCR est finalement stocké à -20°C jusqu'à utilisation.

Dans chaque réaction de PCR nous avons utilisé comme témoin positif 3 μl d'un ADN extrait à partir de culture cellulaire de *Theileria annulata* cultivée au sein du laboratoire de parasitologie. Quant au témoin négatif, nous avons utilisé 3 μl de l'eau ultra-pure.

Tableau XV : Réactifs mélangés dans chaque tube pour la PCR « catch-all *Babesia-Theileria* »

Réactif	Concentration par tube	Volume par tube
Tampon (10x)	1x	2,5 μl
dNTP (2 mM pour chaque dNTP)	0,2 mM	0,5 μl
Taq DNA Polymerase (5 UI/ μl)	1,25 UI/ μl	0,25 μl
MgSO ₄ (20 Mm)	2 mM	2,5 μl
Amorce directe RLB F (10 μM)	0,2 μM	0,5 μl
Amorce inverse RLB R (10 μM)	0,2 μM	0,5 μl
Échantillon d'ADN à étudier ou témoin (+) d'ADN	-	3
Eau exempte de nucléase q.s.p. 25 μl	-	15,25

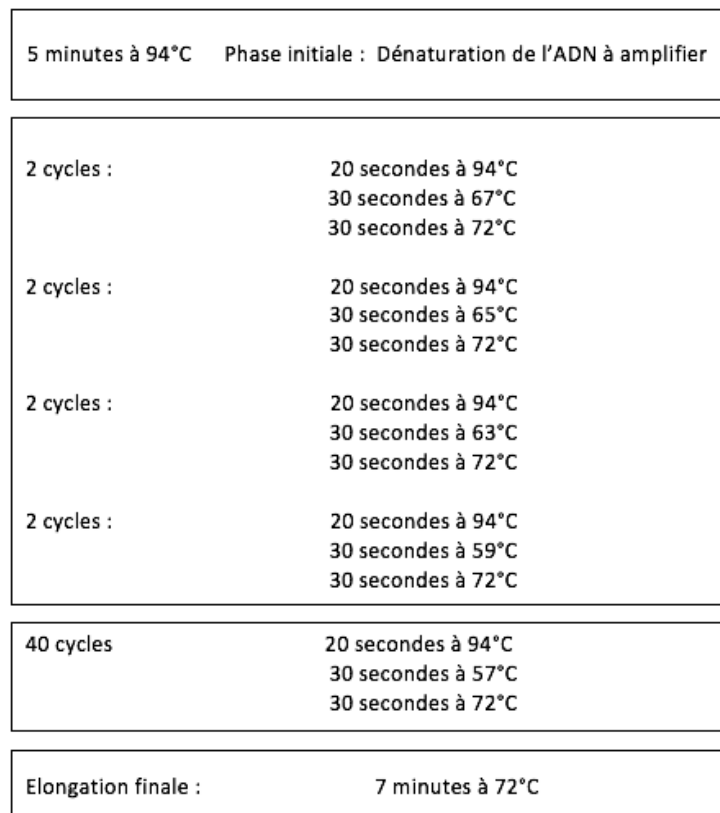


Figure 30 : Schéma montrant les cycles de la PCR Catch-all détectant *Babesia* et *Theileria*

Les résultats seront visualisés par électrophorèse des produits de la PCR sur gel d'agarose et visualisés sous UV. Un marqueur de poids moléculaire de 100 à 1000 pb a été utilisé. Cette PCR permet d'amplifier un fragment d'ADN ayant une taille de 460-520 pb. La photo suivante montre les profils de migration sur gel d'agarose avec les bandes spécifiques.

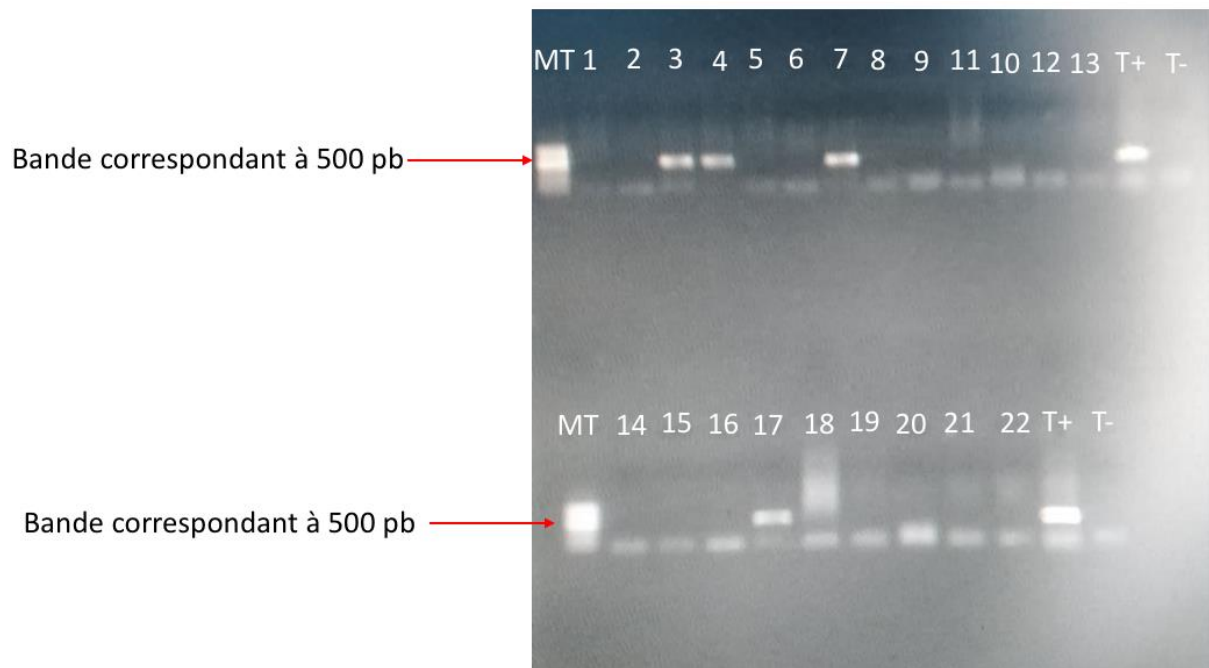


Photo 18 : Profils de migration des produits de la PCR Catch-all *Babesia-Theileria* sur gel d'agarose à 1%

2.7. Calcul des indicateurs parasitologiques

- Infestation par les tiques

Les paramètres parasitologiques décrivant l'infestation par les tiques sont : la prévalence d'infestation par les tiques, l'intensité et l'abondance. Ils sont estimés comme suit :

- La prévalence d'infestation (%) = $100 \times (\text{nombre d'animaux infestés} / \text{nombre total d'animaux})$
- L'intensité d'infestation = nombre de tiques / nombre d'animaux infestés
- Abondance = nombre de tiques / nombre total d'animaux

- Observation des étalements de sang

Deux indicateurs sont fournis par la technique d'observation microscopique des étalements de sang : la prévalence d'infection par les piroplasmes et la parasitémie.

- Prévalence

La prévalence (P) est le nombre d'individus infestés sur le nombre total d'animaux examinés, elle est exprimée en pourcent.

$$P(\%) = \frac{\text{nombre d'animaux infectés}}{\text{nombre total d'animaux examinés}} \times 100$$

- Parasitémie

L'estimation de la parasitémie a été effectuée à partir du dénombrement des érythrocytes infectés dans 50 champs microscopiques, sachant qu'un champ contient entre 300 et 400 érythrocytes. Afin d'estimer la parasitémie totale, le nombre de parasites obtenus à partir de 50 champs est divisé par 300 puis multiplié par 100.

$$\text{Parasitémie (\%)} = \frac{\text{nombre d'érythrocytes infectés}}{\text{nombre d'érythrocytes examinés}} \times 100$$

- Détection moléculaire des piroplasmes

La prévalence d'infection est calculée comme suit :

$$P(\%) = \frac{\text{nombre d'animaux infectés}}{\text{nombre total d'animaux examinés}} \times 100$$

2.8. Analyse statistique

Le test Khi deux (χ^2) est un test statistique qui permet de tester l'adéquation d'une série de données à une famille de lois de probabilités ou de tester l'indépendance entre deux variables aléatoires. Il est calculé selon la formule suivante :

$$(\chi^2) = \sum (O - C)^2 / C$$

O : effectif observé

C : effectif calculé

Le test (χ^2) a été réalisé avec le logiciel Epi-Info 2000 au seuil de 5 p.100.

Le test Anova avec un facteur est réalisé par le logiciel SPSS.

3. RESULTATS

3.1. Infestation par les tiques

3.1.1. Étude de l'infestation par les tiques

Au total nous avons collecté 368 tiques durant toute l'année entre avril 2018 et janvier 2019. Il faut noter qu'un animal peut être infesté par plus qu'une tique.

Sept espèces de tiques ont été identifiées : *Hyalomma excavatum*, *H. impeltatum*, *H. marginatum*, *Rhipicephalus bursa*, *R. camicasi*, *R. sanguineus* et *R. turanicus*. Elles sont réparties en pourcentage comme suit (Figure 31) :

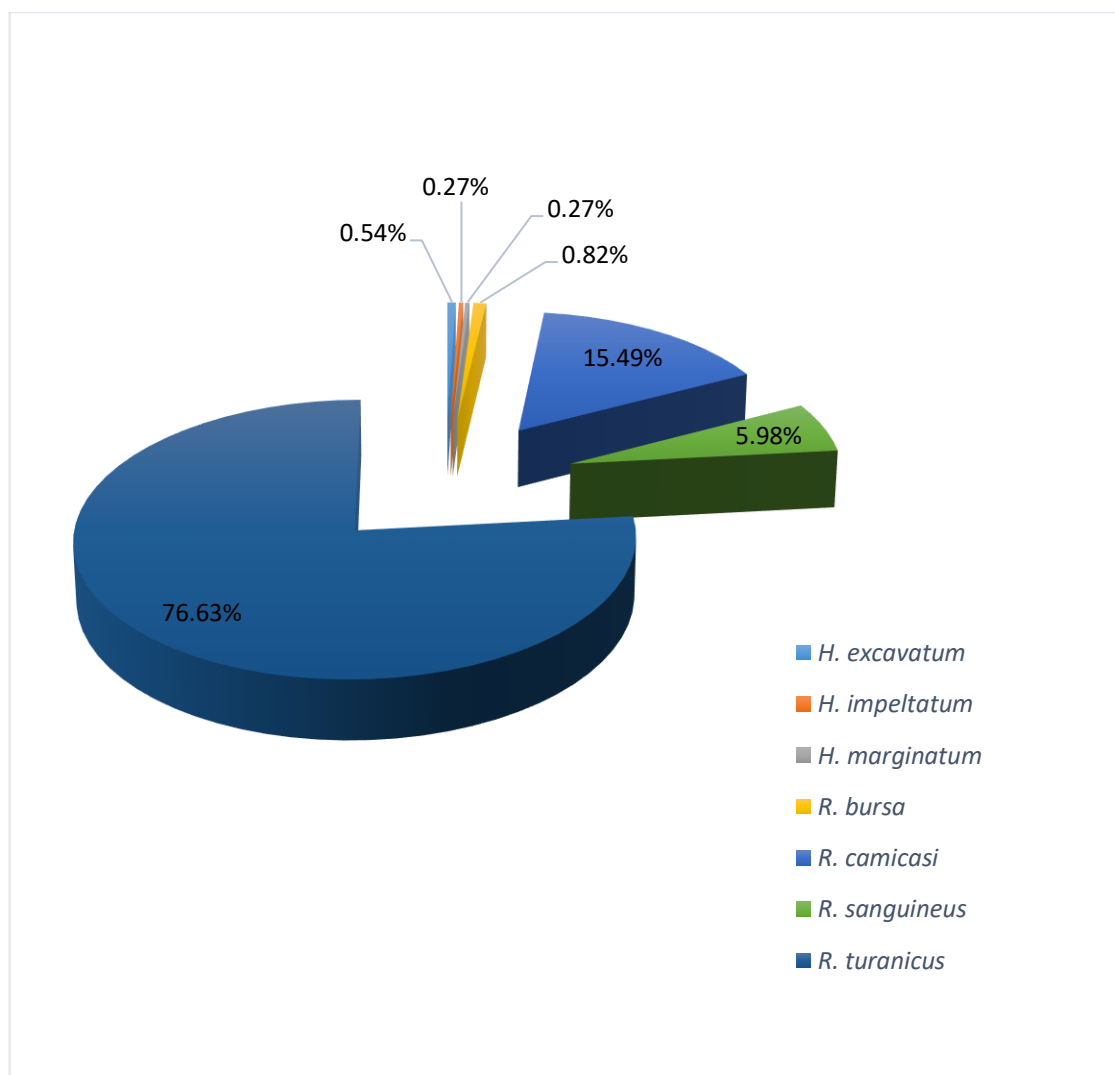


Figure 31 : Pourcentage cumulé des tiques collectées entre avril 2018 et janvier 2019 selon l'espèce

Durant toutes les visites nous avons collecté 193 tiques femelles et 171 tiques mâles (sex ratio : 0,9).

La distribution des tiques varie d'une région à une autre, à Fernena, nous avons collecté 47 tiques, 157 à Mornaguia, 129 à Saouef, 5 à Sbeïtla, 12 à Bir Ali Ben Khelifa et 18 à Tataouine.

Tableau XVI : Espèces de tiques collectées chez les ovins dans les différentes régions et dans les différentes saisons

Région		Fernena	Mornaguia	Saouef	Sbeïtla	Bir Ali	Tataouine	Totaux	
Espèce	Mois								
<i>H. excavatum</i>	Avril	0	0	0	0	0	0	0	2
	Juillet	0	0	0	0	0	0	0	
	Octobre	0	0	0	0	0	2	2	
	Janvier	0	0	0	0	0	0	0	
<i>H. impeltatum</i>	Avril	0	0	0	0	0	0	0	1
	Juillet	0	0	0	0	0	0	0	
	Octobre	0	0	0	0	0	1	1	
	Janvier	0	0	0	0	0	0	0	
<i>H. marginatum</i>	Avril	0	0	0	0	0	0	0	1
	Juillet	1	0	0	0	0	0	1	
	Octobre	0	0	0	0	0	0	0	
	Janvier	0	0	0	0	0	0	0	
<i>R. bursa</i>	Avril	0	1	0	0	0	0	1	3
	Juillet	0	1	1	0	0	0	2	
	Octobre	0	0	0	0	0	0	0	
	Janvier	0	0	0	0	0	0	0	
<i>R. camicasi</i>	Avril	3	20	12	1	0	0	36	57
	Juillet	9	1	1	1	3	0	15	
	Octobre	0	2	0	0	0	2	4	
	Janvier	0	0	0	0	0	2	2	
<i>R. sanguineus</i>	Avril	1	6	4	1	0	0	12	22
	Juillet	1	0	1	0	4	0	6	
	Octobre	0	0	0	1	0	2	3	
	Janvier	0	0	0	0	0	1	1	
<i>R. turanicus</i>	Avril	14	121	96	0	0	0	231	282
	Juillet	18	4	14	1	2	0	39	
	Octobre	0	1	0	0	3	6	10	
	Janvier	0	0	0	0	0	2	2	
Total		47	157	129	5	12	18	368	

Pour chaque visite, nous avons calculé la prévalence d'infestation, l'intensité d'infestation et l'abondance (Tableaux XVII, XVIII, XIV et XV).

Lors de la visite d'avril, nous avons examiné 461 brebis. Parmi ces animaux, 108 brebis étaient infestées par les tiques, et nous en avons collectés 280 spécimens (Tableau XVII).

Tableau XVII : Paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques en avril

		Animaux infestés	Animaux examinés	Nombre de tiques	Prévalence (%)	Intensité	Abondance
Espèces de tiques	<i>H. excavatum</i>	0	461	0	0	0	0
	<i>H. impeltatum</i>	0	461	0	0	0	0
	<i>H. marginatum</i>	0	461	0	0	0	0
	<i>Rh. bursa</i>	1	461	1	0,22	1	0,002
	<i>Rh. camicasi</i>	27	461	36	5,86	1,33	0,078
	<i>Rh. sanguineus</i>	12	461	12	2,60	1	0,026
	<i>Rh. turanicus</i>	86	461	231	18,66	2,69	0,5
Races ovines	Barbarine	53	148	137	35,81	2,58	0,925
	QFO	26	149	76	17,44	2,92	0,51
	Croisée	29	164	67	17,68	2,57	0,41
Groupe s d'âge	[1 - 2[	10	31	280	32,25	28	9,03
	[2 - 4]	63	204	172	30,88	2,73	0,84
	>4	35	226	87	15,49	2,49	0,38
Région	Fernena	12	75	18	16	1,5	0,24
	Mornaguia	58	90	148	64,44	2,55	1,64
	Saouef	36	82	112	43,9	3,11	1,37
	Sbeïtla	2	89	2	2,25	1	0,02
	Bir Ali	0	66	0	0	0	0
	Tataouine	0	59	0	0	0	0
Total		108	461	280	23,43	2,59	0,61

En juillet nous avons trouvé 389 brebis parmi lesquelles 46 étaient infestées par les tiques. Lors de cette visite nous avons collecté 63 tiques (Tableau XVIII).

Tableau XVIII : Paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques en juillet

		Animaux infestés	Animaux examinés	Nombre de tiques	Prévalence (%)	Intensité	Abondance
Espèces de tiques	<i>H. excavatum</i>	0	389	0	0	0	0
	<i>H. impeltatum</i>	0	389	0	0	0	0
	<i>H. marginatum</i>	1	389	1	0,26	1	0,0026
	<i>Rh. bursa</i>	2	389	2	0,51	1	0,005
	<i>Rh. camicasi</i>	10	389	15	2,57	1,5	0,039
	<i>Rh. sanguineus</i>	5	389	6	1,29	1,2	0,015
	<i>Rh. turanicus</i>	32	389	39	8,23	1,22	0,1
Races ovines	Barbarine	9	117	11	7,69	1,22	0,094
	QFO	12	123	18	9,76	1,5	0,146
	Croisée	25	149	34	16,78	1,36	0,228
Groupes d'âge	[1 - 2[	3	26	3	11,54	1	0,115
	[2 - 4]	18	164	25	10,98	1,39	0,152
	>4	25	199	35	12,56	1,4	0,176
Région	Fernena	20	65	29	30,77	1,45	0,446
	Mornaguia	6	60	6	10	1	0,1
	Saouef	13	75	17	17,33	1,31	0,227
	Sbeïtla	1	88	2	1,14	2	0,023
	Bir Ali	6	57	9	10,53	1,5	0,158
	Tataouine	0	44	0	0	0	0
Total		46	389	63	11,82	1,37	0,162

En octobre, les brebis examinées sont 366 femelles, 18 étaient infestées et 20 tiques en ont été collectées (Tableau XIX).

Tableau XIX : Paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques en octobre

		Animaux infestés	Animaux examinés	Nombre de tiques	Prévalence (%)	Intensité	Abondance
Espèces de tiques	<i>H. excavatum</i>	2	366	2	0,55	1	0,005
	<i>H. impeltatum</i>	1	366	1	0,27	1	0,003
	<i>H. marginatum</i>	0	366	0	0	0	0
	<i>Rh. bursa</i>	0	366	0	0	0	0
	<i>Rh. camicasi</i>	3	366	4	0,82	1,33	0,11
	<i>Rh. sanguineus</i>	3	366	3	0,82	1	0,008
	<i>Rh. turanicus</i>	9	366	10	2,46	1,11	0,027
Races ovines	Barbarine	11	107	13	10,28	1,18	0,121
	QFO	4	124	4	3,23	1	0,032
	Croisée	3	135	3	2,22	1	0,022
Groupes d'âge	[1 - 2[	1	26	1	3,85	1	0,038
	[2 - 4]	8	159	8	5,03	1	0,05
	>4	9	181	11	4,97	1,22	0,061
Région	Fernena	0	63	0	0	0	0
	Mornaguia	2	61	3	3,27	1,5	0,049
	Saouef	0	66	0	0	0	0
	Sbeïtla	1	78	1	1,28	1	0,013
	Bir Ali	3	58	3	5,17	1	0,052
	Tataouine	12	40	13	30	1,08	0,325
Total		18	366	20	4,92	1,11	0,055

En janvier, 338 brebis sont examinées, nous en avons collectées 5 tiques sur 4 animaux infestés (Tableau XX).

Tableau XX : Paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques en janvier

		Animaux infestés	Animaux examinés	Nombre de tiques	Prévalence	Intensité	Abondance
Espèces de tiques	<i>H. excavatum</i>	0	338	0	0	0	0
	<i>H. impeltatum</i>	0	338	0	0	0	0
	<i>H. marginatum</i>	0	338	0	0	0	0
	<i>Rh. Bursa</i>	0	338	0	0	0	0
	<i>Rh. Camicasi</i>	2	338	2	0,59	1	0,006
	<i>Rh. Sanguineus</i>	1	338	1	0,3	1	0,003
	<i>Rh. Turanicus</i>	2	338	2	0,59	1	0,006
Races ovines	Barbarine	3	101	4	2,97	1,33	0,04
	QFO	0	112	0	0	0	0
	Croisée	1	125	1	0,89	1	0,008
Groupes d'âge	[1 - 2[	0	24	0	0	0	0
	[2 - 4]	0	148	0	0	0	0
	>4	4	166	5	2,41	1,25	0,03
Région	Fernena	0	56	0	0	0	0
	Mornaguia	0	60	0	0	0	0
	Saouef	0	59	0	0	0	0
	Sbeïtla	0	75	0	0	0	0
	Bir Ali	0	54	0	0	0	0
	Tataouine	4	34	5	11,76	1,25	0,147
Total		4	338	5	1,18	1,25	0,015

3.1.2. Dynamique d'infestation par les tiques entre avril 2018 et janvier 2019

3.1.2.1. Paramètres parasitologiques globaux d'infestation par les tiques en Tunisie

Le tableau XXI et la figure 32 suivants montrent la variation des paramètres parasitologiques pour toutes les visites effectuées.

Tableau XXI : Variation de la prévalence globale d'infestation, de l'intensité et de l'abondance en fonction des saisons

	Prévalence (%)	Intensité	Abondance
Avril	23,43	2,59	0,61
Juillet	11,82	1,37	0,162
Octobre	4,92	1,11	0,055
Janvier	1,18	1,25	0,015

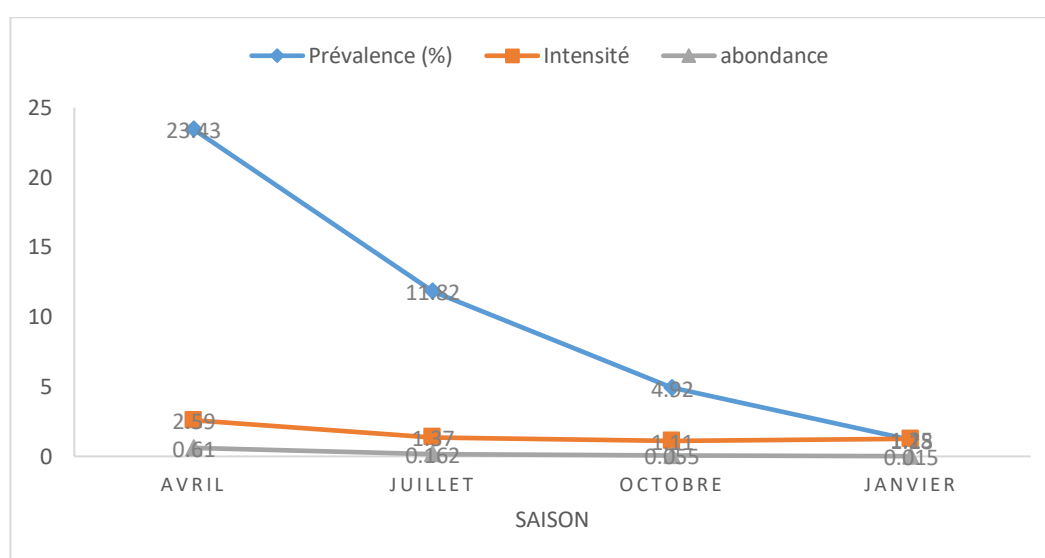


Figure 32 : Variation de la prévalence globale d'infestation, de l'intensité et de l'abondance en fonction des saisons

Les trois paramètres, la prévalence d'infestation par les tiques, l'intensité et abondance, sont décroissants entre le printemps et l'hiver.

La différence de la prévalence d'infestation par les tiques est remarquable entre avril (23,48%) et janvier (1,18%). En Avril, l'intensité d'infestation est élevée par rapport aux autres mois pendant lesquels les valeurs sont proches. L'abondance d'infestation décroît à chaque visite. Elle est maximale en avril et atteint son minimum en janvier.

3.1.2.2. Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction des facteurs de risque

Variation de la prévalence d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons

Le tableau suivant présente les prévalences d'infestation par chaque espèce de tique et lors de chaque visite.

Tableau XXII : Variation de la prévalence d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons (%)

	<i>H. excavatum</i>	<i>H. impeltatum</i>	<i>H. marginatum</i>	<i>R. bursa</i>	<i>R. camicasi</i>	<i>R. sanguineus</i>	<i>R. turanicus</i>	Valeur de p
Avril	0	0	0	0,22	5,86	2,60	18,66	P<0,0001
Juillet	0	0	0,26	0,51	2,57	1,29	8,23	P<0,0001
Octobre	0,55	0,27	0	0	0,82	0,82	2,46	p=0,0009
Janvier	0	0	0	0	0,59	0,3	0,59	p=0,26

H. excavatum et *H. impeltatum* n'ont été retrouvées qu'en octobre avec des prévalences d'infestation respectivement de 0,55 et 0,27% (p=0,761). Quant à *H. marginatum*, elle est apparue en juillet avec une prévalence d'infestation de 0,26% (p=0,053). L'infestation par *R. bursa* est détectée uniquement en avril (p<0,0001) et en juillet, et les autres espèces de rhipicéphales ont été observées lors de toutes les visites, avec des prévalences d'infestation décroissantes d'avril à janvier. L'espèce qui semble être dominante est *R. turanicus* (Figure 33).

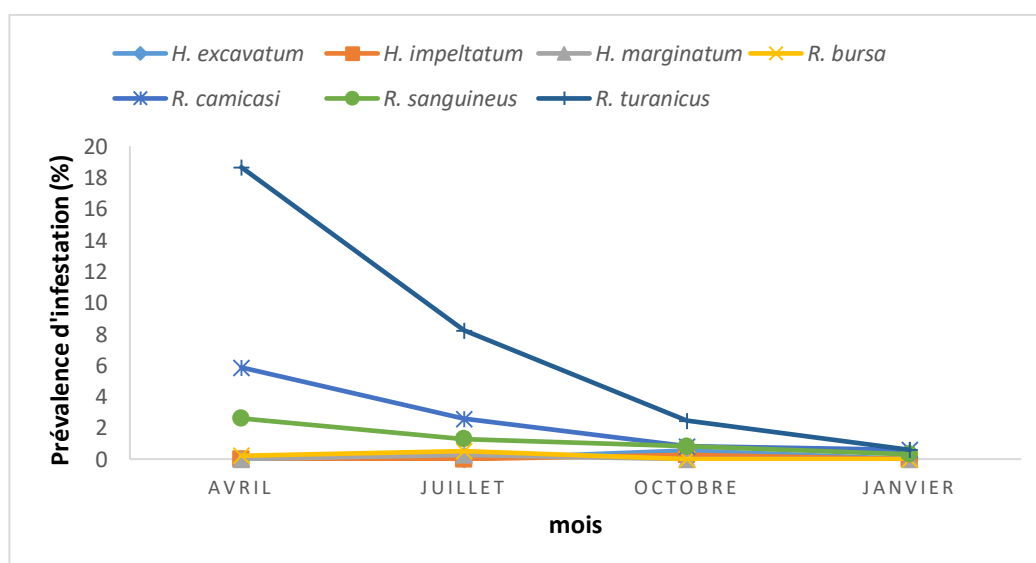


Figure 33 : Variation de la prévalence d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons

3.1.2.2.1. Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les différentes saisons

Le tableau suivant présente les différentes prévalences d'infestation par les tiques en fonction de la race des animaux examinés :

Tableau XXIII : Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les différentes saisons

	Barbarine	QFO	Croisée	Valeur de p
Avril	35,81	17,44	17,68	P<0,0001
Juillet	7,69	9,76	16,78	p=0,05
Octobre	2,46	10,28	3,23	p=0,0089
Janvier	2,97	0	0,89	p=0,11

En avril, la Barbarine était la race la plus infestée (35,81%), contre une prévalence d'infestation égale pour la race QFO et les races croisées (respectivement de 17,44 et 17,68%). En Juillet et octobre la race Barbarine s'avère la moins infestée. Les races croisées présentent l'infestation maximale en juillet suivie par celle de la QFO. En octobre, l'infestation chez la QFO est la plus élevée, alors que les autres races avaient des prévalences d'infestations égales. La Barbarine est la race la plus infestée en janvier (2,97%). La QFO s'avère non infestée et la prévalence d'infestation chez les races croisées est faible.

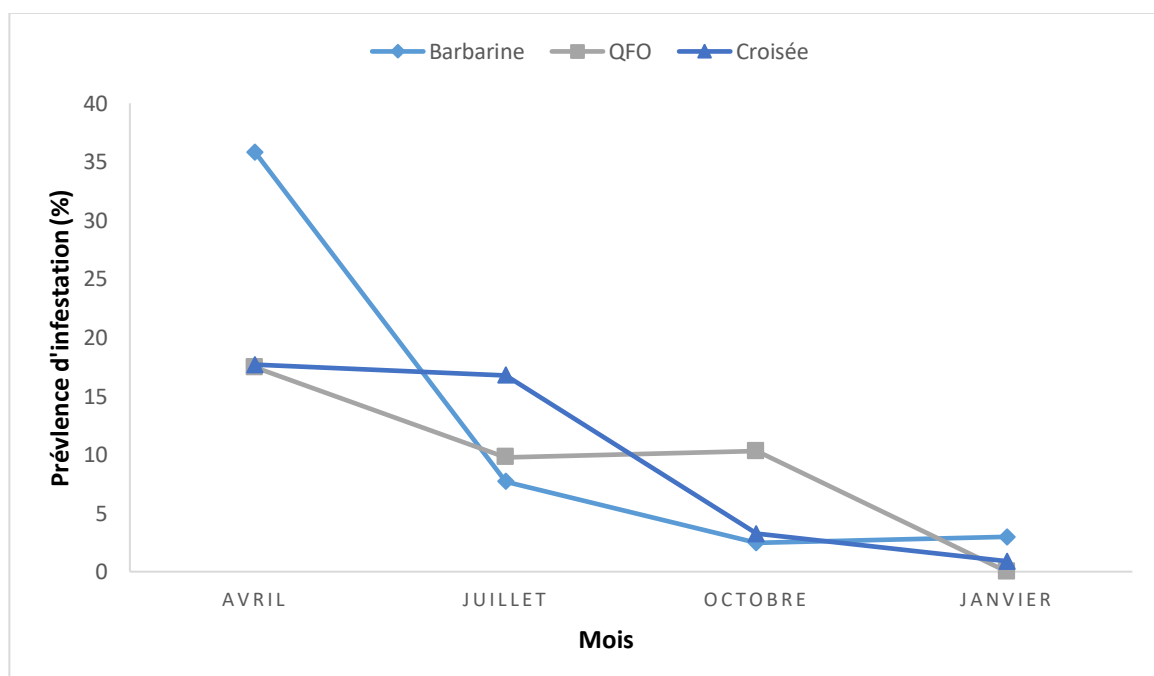


Figure 34 : Prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine

3.1.2.2.2. Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons

Dans ce tableau, nous présentons les prévalences d'infestations par les tiques en fonction de la classe d'âge.

Tableau XXIV : Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons

	[1 - 2[	[2 - 4]	>4	Valeur de p
Avril	32,25	30,88	15,49	p=0,004
Juillet	11,54	10,98	12,56	p =0,896
Octobre	3,85	5,03	4,97	p=0,96
Janvier	0	0	2,41	p=0,12

En avril, les animaux âgés de plus de 4 ans présentaient la catégorie d'âge les moins infestée (15,49%). Les deux autres classes d'âges (d'une année à 4 ans) ont présenté des prévalences d'infestations similaires (32,25 et 30,88%). Durant les autres visites, les prévalences d'infestations étaient presque égales, et avaient évolué avec une allure décroissante jusqu'à atteindre les valeurs les plus faibles en janvier.

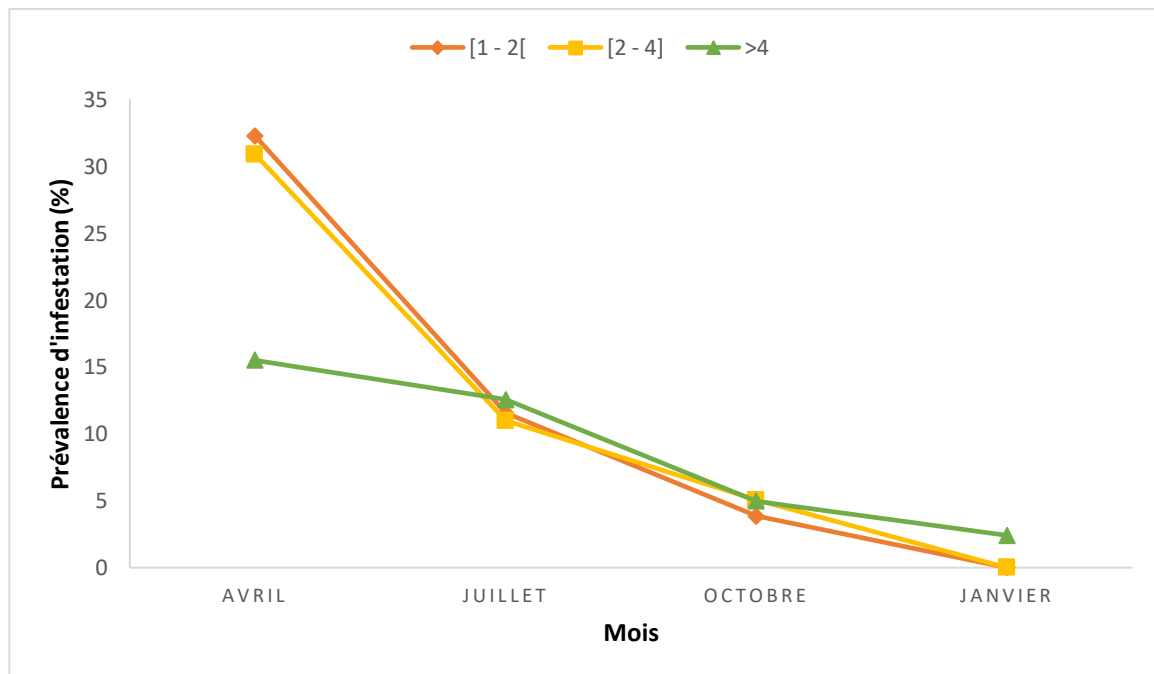


Figure 35 : Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons

3.1.2.2.3. Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les différentes saisons

Le tableau suivant présente les prévalences d'infestations par les tiques en fonction de la région d'étude.

Tableau XXV : Variation de la prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les différentes saisons

	Fernena	Mornaguia	Saouef	Sbeïtla	Bir Ali Ben Khelifa	Tataouine	Valeur de p
Avril	16	64,44	43,9	2,25	0	0	p<0,0001
Juillet	30,77	10	17,33	1,14	10,53	0	p =1,25
Octobre	0	3,27	0	1,28	5,17	30	p=2,84
Janvier	0	0	0	0	0	11,76	p<0,0001

En avril, la prévalence d'infestation est maximale à Mornaguia (64,44%), suivie de celle de Saouef (43,9%), suivie de celle de Fernena puis de celle de Sbeïtla. Les animaux examinés à Bir Ali Ben Khelifa et à Tataouine n'étaient pas infestés. La prévalence d'infestation à Mornaguia et à Saouef décroît durant les autres visites. La prévalence d'infestation à Fernena et à Bir Ali augmente en juillet par rapport à celle d'avril puis diminue durant les autres visites. A Tataouine, la prévalence d'infestation était nulle en avril et en octobre, elle a atteint une valeur maximale en octobre (30%), puis elle a décru en janvier (11,76), toutefois, elle a demeuré la seule région dans laquelle nous avons trouvé des animaux infestés.

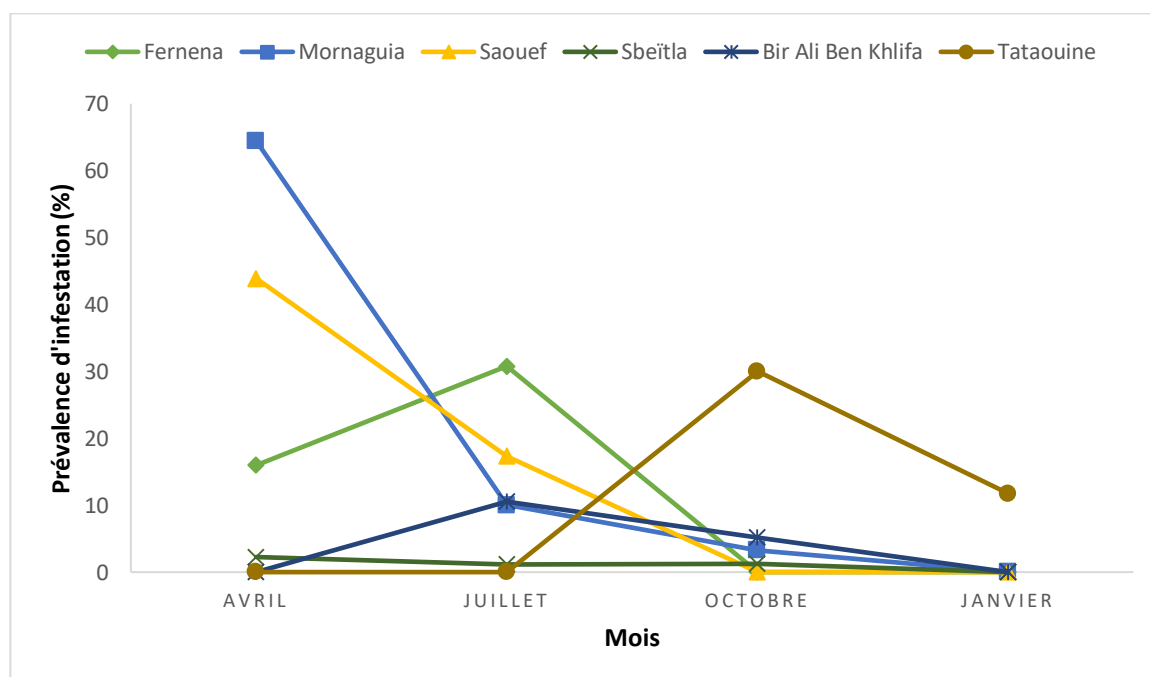


Figure 36 : Prévalence d'infestation par les tiques en fonction de la région

3.1.2.3. Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction des facteurs de risque

3.1.2.3.1. Variation de l'intensité d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons

Le tableau suivant présente les intensités d'infestation en fonction des espèces de tiques.

Tableau XXVI : Variation de l'intensité d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les différentes saisons

	<i>H. excavatum</i>	<i>H. impeltatum</i>	<i>H. marginatum</i>	<i>R. bursa</i>	<i>R. camicasi</i>	<i>R. sanguineus</i>	<i>R. turanicus</i>	Valeur de p
Avril	0	0	0	1	1,33	1	2,69	<0,0001
Juillet	0	0	1	1	1,5	1,2	1,22	0,053
Octobre	1	1	0	0	1,33	1	1,11	0,761
Janvier	0	0	0	0	1	1	1	--

Pour *R. camicasi* et *R. sanguineus*, l'intensité d'infestation est presque constante pour toutes les visites. Celle de *R. turanicus* est la plus élevée en avril (2,69) puis elle est similaire aux deux espèces précédentes durant le reste des mois. L'intensité d'infestation par *R. bursa* est constante entre avril et juillet avec une valeur inférieure aux autres espèces de *Rhipicephalus* trouvées, puis elle s'annule pour les deux dernières visites. Quant aux espèces de *Hyalomma*, quand elles sont présentes, elles ont la même intensité d'infestation (1).

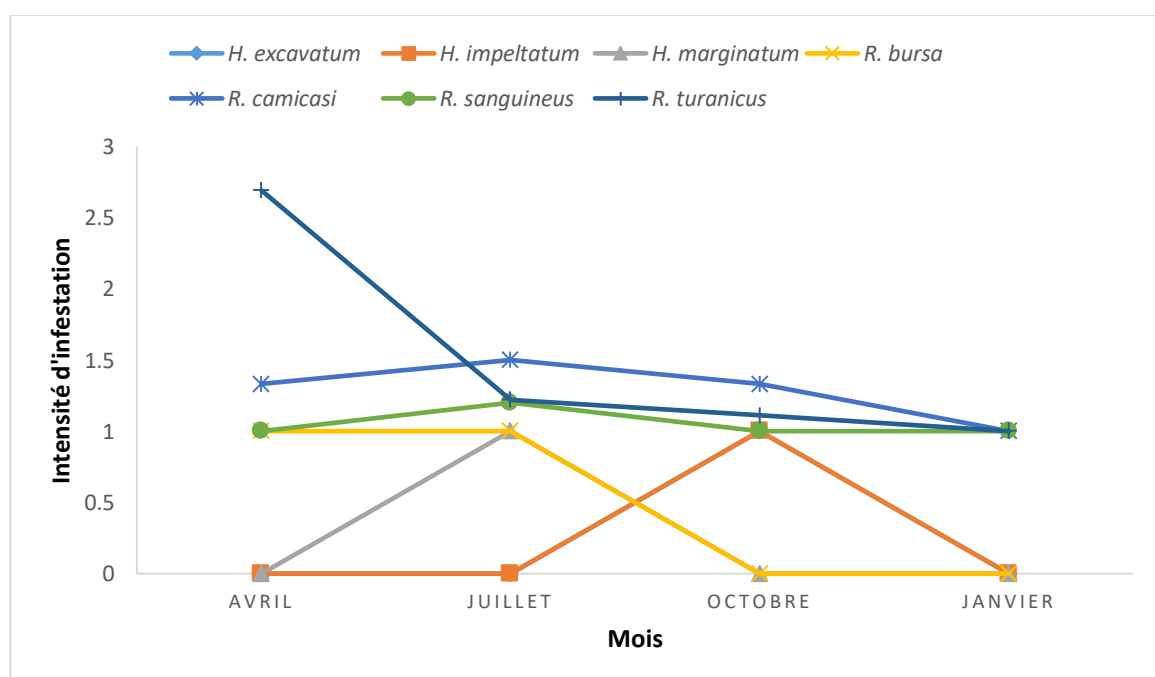


Figure 37 : Intensité d'infestation par les tiques en fonction des espèces de tiques

3.1.2.3.2. Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les différentes saisons

Le tableau suivant montre les différentes intensités d'infestation en fonction de la race.

Tableau XXVII : Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les différentes saisons

	Barbarine	QFO	Croisée	Valeur de p
Avril	2,58	2,92	2,57	0,601
Juillet	1,22	1,5	1,36	0,593
Octobre	1,18	1	1	0,537
Janvier	1,33	0	1	0,667

Chez les animaux de race Barbarine, l'intensité d'infestation est plus élevée que celle des autres races en avril et décroît en juillet tout en restant supérieure à celle de la race QFO et aux races croisées, qui avaient écoulé de la même manière. Les valeurs d'intensité sont presque égales pour toutes les races en octobre, mais en janvier, la race Barbarine était la race ayant l'intensité d'infestation la plus élevée, suivie par celle des races croisées. En janvier l'intensité d'infestation chez la race QFO était nulle.



Figure 38 : Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine

3.1.2.3.3. Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons

Le tableau suivant présente les différentes intensités d'infestation dans chaque groupe d'âge.

Tableau XXVIII : Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons

	[1 - 2[	[2 - 4]	>4	Valeur de p
Avril	28	2,73	2,49	0,673
Juillet	1	1,39	1,4	0,564
Octobre	1	1	1,22	0,367
Janvier	0	0	1,25	--

L'intensité d'infestation la plus élevée a été observée en avril chez les animaux âgés entre un et deux ans. Ce paramètre évolue de la même manière chez les animaux les plus âgés (plus que deux ans). L'intensité d'infestation est nulle en janvier chez les animaux de moins de 4 ans d'âge.

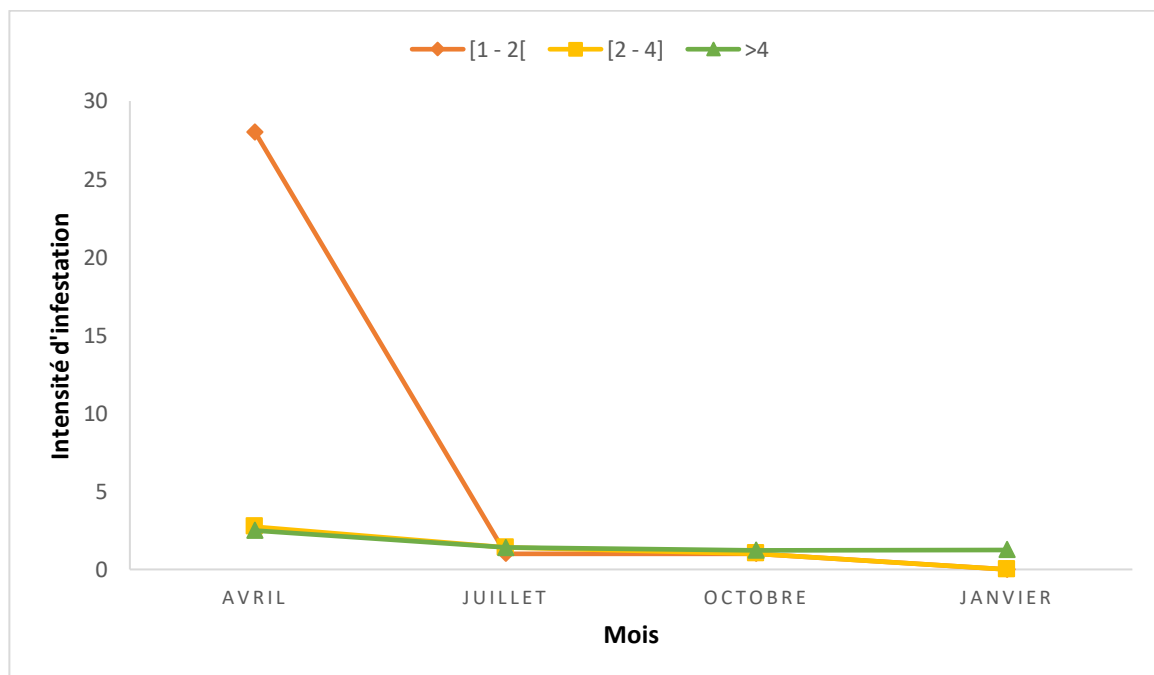


Figure 39 : Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les différentes saisons

3.1.2.3.4. Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les différentes saisons

Dans la suite, ce tableau montre la variation des intensités d'infestation selon la région d'étude.

Tableau XXIX : Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les différentes saisons

	Fernena	Mornaguia	Saouef	Sbeïtla	Bir Ali Ben Khelifa	Tataouine	Valeur de p
Avril	1,5	2,55	3,11	1	0	0	0,118
Juillet	1,45	1	1,31	2	1,5	0	0,414
Octobre	0	1,5	0	1	1	1,08	0,349
Janvier	0	0	0	0	0	1,25	--

En avril, l'intensité d'infestation est nulle à Bir Ali et à Tataouine, maximale à Saouef (3,11) et moindre successivement à Mornaguia (2,55), Fernena (1,5) et Sbitla (1). En juillet, l'intensité d'infestation est maximale à Sbeïtla (2), de valeur égale à Fernena et à Bir Ali Ben Khelifa, moindre à Saouef et puis à Mornaguia. En octobre, l'intensité d'infestation est nulle à Saouef et à Fernena, elle est similaire à Sbeïtla, Bir Ali et Tataouine (environ 1). En janvier, l'intensité d'infestation par les tiques est de 1,25.

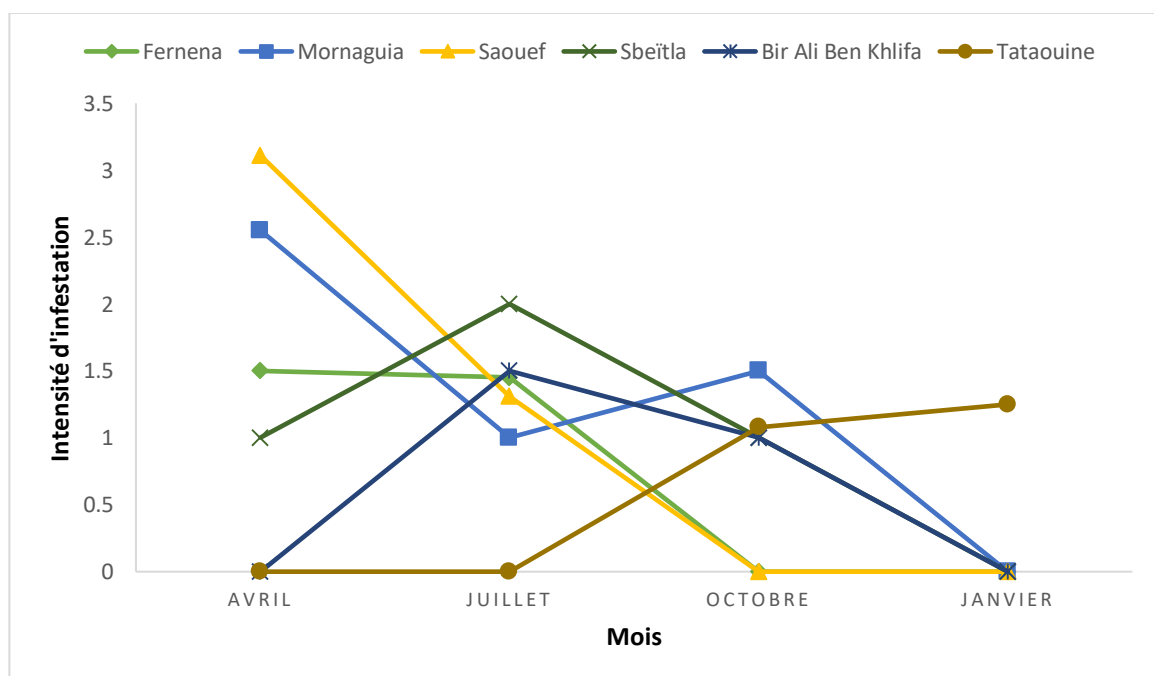


Figure 40 : Variation de l'intensité d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les quatre saisons

3.1.2.4. Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction des facteurs de risque

3.1.2.4.1. Variation de l'abondance d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les quatre saisons

Le tableau qui suit, présente la variation de l'abondance d'infestation en fonction des espèces de tiques.

Tableau XXX : Variation de l'abondance d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les quatre saisons

	<i>H. excavatum</i>	<i>H. impeltatum</i>	<i>H. marginatum</i>	<i>R. bursa</i>	<i>R. camicasi</i>	<i>R. sanguineus</i>	<i>R. turanicus</i>	Valeur de p
Avril	0	0	0	0,002	0,078	0,026	0,5	<0,0001
Juillet	0	0	0,0026	0,005	0,039	0,015	0,1	<0,0001
Octobre	0,005	0,003	0	0	0,11	0,008	0,027	0,002
Janvier	0	0	0	0	0,006	0,003	0,006	0,001

L'abondance la plus élevée a été observée en avril pour *R. turanicus* (0,5), suivie par celle de *R. camicasi* (0,078). En juillet, *R. turanicus* a toujours l'abondance d'infestation la plus élevée mais diminue par rapport à avril (0,1). En octobre, l'abondance d'infestation par *R. camicasi* devient la plus élevée (0,11), suivie par celle de *R. turanicus* (0,027). En janvier, l'abondance d'infestation est nulle pour les espèces de *Hyalomma* et pour *R. bursa*, et varie entre 0,003 et 0,006 pour le reste des rhipicephales.

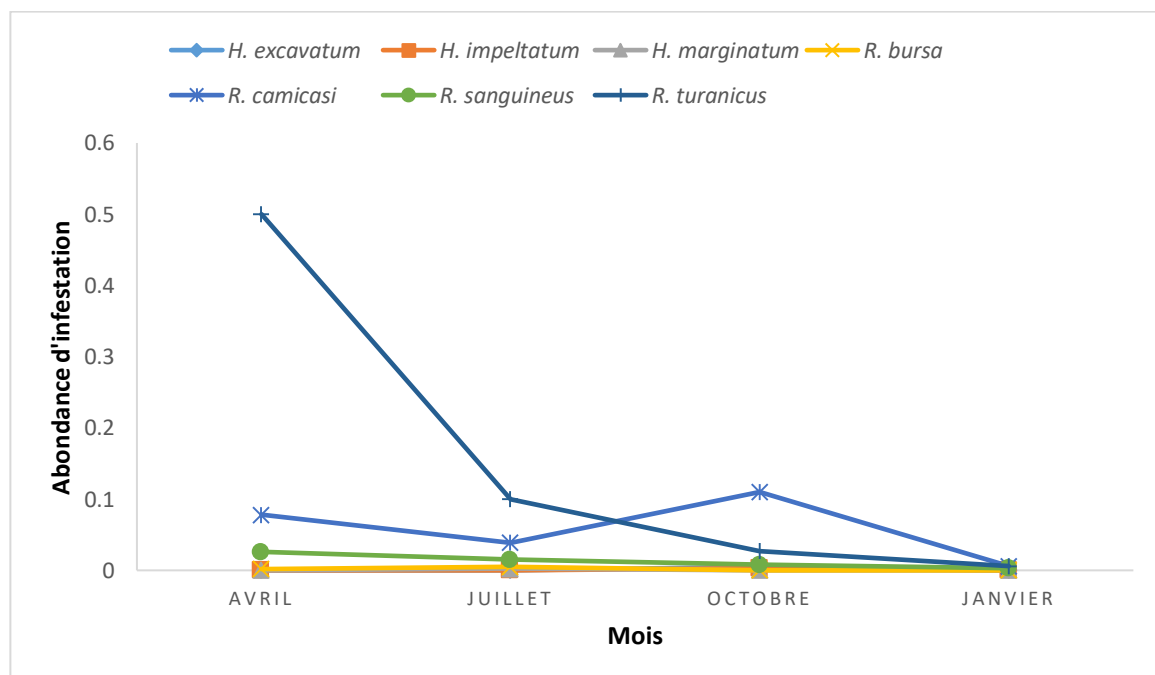


Figure 41 : Variation de l'abondance d'infestation en fonction des espèces de tiques durant les quatre saisons

3.1.2.4.2. Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les quatre saisons

Le tableau ci-dessous présente la différence entre les valeurs d'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine.

Tableau XXXI : Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les quatre saisons

	Barbarine	QFO	Croisée	Valeur de p
Avril	0,925	0,51	0,41	0,008
Juillet	0,094	0,146	0,228	0,077
Octobre	0,121	0,032	0,022	0,004
Janvier	0,04	0	0,008	0,105

L'abondance d'infestation par les tiques est variable en fonction de la race ovine. La race Barbarine a montré la prévalence d'infestation la plus élevée en avril, octobre et janvier, sans pour autant l'être en juillet, où elle s'est avérée la plus faible par rapport aux autres races. La race QFO présente une abondance d'infestation plus élevée que les races croisées en avril, puis moins élevée qu'elle l'est en juillet, puis des valeurs rapprochées en octobre et puis s'annule en janvier. En général, l'allure de variation des abondances d'infestation en fonction de la race ovine est une décroissance avec un maximum en avril et un minimum en janvier.

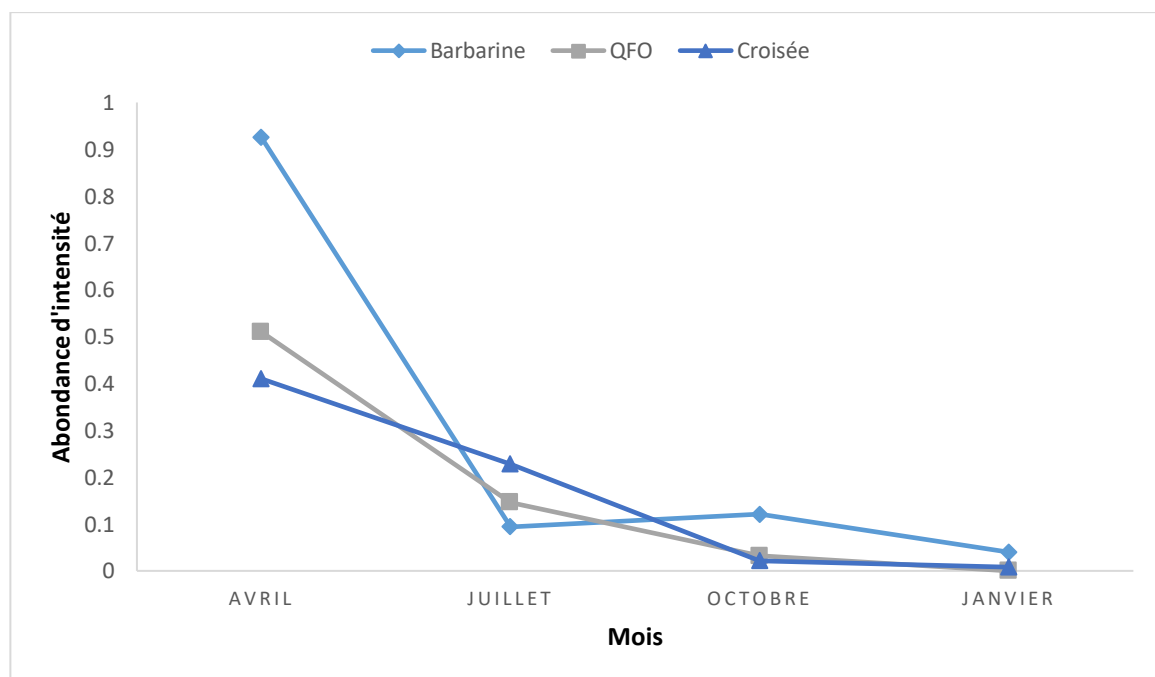


Figure 42 : Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la race ovine durant les quatre saisons

3.1.2.4.3. Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les quatre saisons

Le tableau ci-dessous présente la variation de l'abondance d'infestation en fonction des différentes classes d'âge.

Tableau XXXII : Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les quatre saisons

	[1 - 2[	[2 - 4]	>4	Valeur de p
Avril	9,03	0,84	0,38	0,008
Juillet	0,115	0,152	0,176	0,796
Octobre	0,038	0,05	0,061	0,877
Janvier	0	0	0,03	0,155

L'abondance d'infestation atteint son maximum (9,03) en avril chez les animaux âgés entre un et deux ans, suivie par celle du groupe d'animaux âgé entre 2 et 4 ans (0,84) puis en dernier lieu pour les animaux dépassant 4 ans d'âge (0,38). Durant le reste des visites, l'abondance d'infestation régresse et atteint des valeurs très proches entre les différentes catégories d'âge pour s'annuler en janvier chez les animaux âgés de moins de 4 ans.

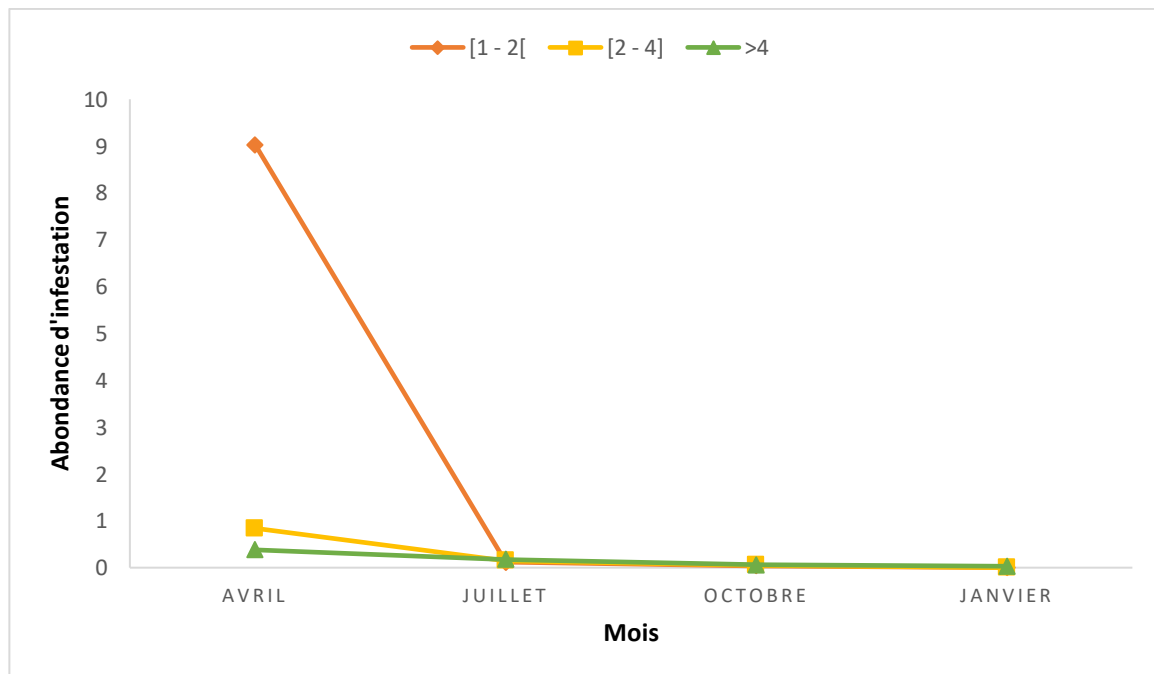


Figure 43 : Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la classe d'âge durant les quatre saisons

3.1.2.4.4. Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les quatre saisons

Le tableau ci-dessous montre l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la région d'étude.

Tableau XXXIII : Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les quatre saisons

	Fernena	Mornaguia	Saouef	Sbeïtla	Bir Ali Ben Khelifa	Tataouine	Valeur de p
Avril	0,24	1,64	1,37	0,02	0	0	<0,0001
Juillet	0,446	0,1	0,227	0,023	0,158	0	<0,0001
Octobre	0	0,049	0	0,013	0,052	0,325	<0,0001
Janvier	0	0	0	0	0	0,147	<0,0001

L'abondance d'infestation la plus élevée est observée à Mornaguia (1,64) en avril, suivie par celle observée à Saouef (1,37), à Fernena (0,24) et à Sbeïtla (0,02), respectivement.

En juillet, nous remarquons une augmentation relative en l'abondance d'infestation à Fernena (0,446) et à Bir Ali Ben Khelifa (0,158). Puis en octobre, la régression de ce paramètre a été observée dans toutes les régions d'étude, sauf à Tataouine, où l'abondance d'infestation atteint son maximum (0,325) pour diminuer de nouveau et atteindre 0,147 en janvier. Cependant, nous constatons que ce paramètre s'annule pour le reste des régions à ce mois.

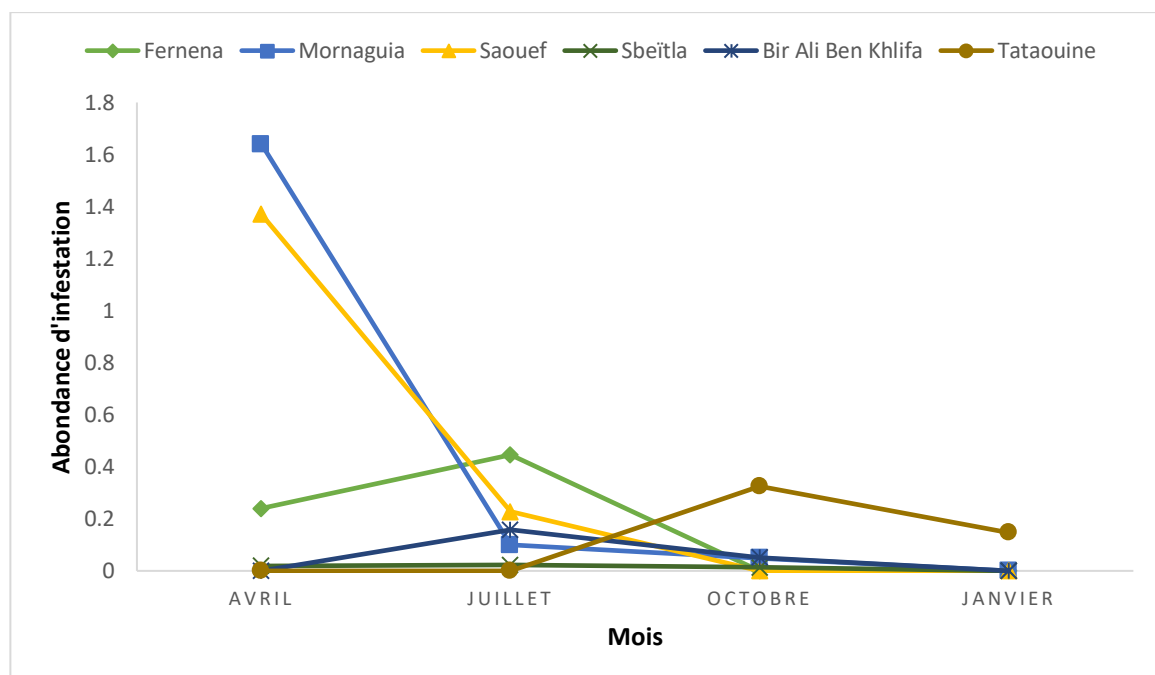


Figure 44 : Variation de l'abondance d'infestation par les tiques en fonction de la région durant les quatre saisons

3.2. Résultats de l'observation microscopique des étalements de sang

Plusieurs hémopathogènes ont été cherchés sur les 346 étalements de sang, à savoir, *Babesia* spp., *Theileria* spp., *Anaplasma* spp., *Mycoplasma* spp. et *Trypanosoma* spp.

Babesia spp., *Mycoplasma* spp. et *Trypanosoma* spp., n'ont été décelés sur aucune lame.

Pour *Theileria* spp., une seule forme a été observée (soit une prévalence d'infection de 0,29% et une parasitémie de 0,004%). Cet animal infecté était une brebis âgée de 5 ans, de race Barbarine et appartient à la région de Mornaguia.

Pour *Anaplasma* spp., la prévalence d'infection était de 17,63%. La rickettsiémie était estimée à 0,58%.

3.3. Résultats moléculaires

3.3.1. Prévalence d'infection globale par les piroplasmes

Sur les 346 prélèvements, 16 étaient positifs par la PCR catch-all *Babesia-Theileria*, soit avec une prévalence d'infection globale par les piroplasmes de 4,62%.

3.3.2. Prévalence d'infection en fonction des facteurs de risque

3.3.2.1. Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de l'âge

La prévalence d'infection par les piroplasmes est maximale chez les animaux âgés entre 2 et 4 ans, suivie par celle des animaux âgés de plus de 4 ans. Elle est nulle chez les animaux ayant un âge entre un et deux ans (Tableau XXXIV).

Tableau XXXIV : Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de l'âge

Âge	Nombre d'ovins examinés	Nombre d'ovins infectés	Prévalence (%)	Valeur de P
[1,2[	27	0	0	0,367
[2,4]	151	9	5,96	
>4	168	7	4,16	
Total	346	16	4,62	

3.3.2.2. Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la race

La race Barbarine présente la prévalence d'infection par les piroplasmes la plus élevée (10%). Elle est de 4,72% chez les races croisées et elle est nulle chez la race QFO (Tableau XXXV).

Tableau XXXV : Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la race

Race	Nombre d'ovins examinés	Nombre d'ovins infectés	Prévalence (%)	Valeur de P
Barbarine	100	10	10	0,0001
QFO	119	0	0	
Croisée	127	6	4,72	
Total	346	16	4,62	

3.3.2.3. Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la région

La région de Mornaguia présente la prévalence d'infection par les piroplasmes la plus élevée (10,71%). En second lieu, Fernena qui a présenté une prévalence d'infection de 8,62%. Puis, à Tataouine, la prévalence d'infection par les piroplasmes était de l'ordre de 5,13%. Ensuite, nous avons trouvé une prévalence d'infection par les piroplasmes de l'ordre de 4,76% dans la région de Saouef.

Tableau XXXVI : Prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la région

Région	Nombre d'ovins examinés	Nombre d'ovins infectés	Prévalence (%)	Valeur de P
Fernena	58	5	8,62	0,022
Mornaguia	56	6	10,71	
Saouef	63	3	4,76	
Sbeïtla	75	0	0	
Bir Ali	55	0	0	
Tataouine	39	2	5,13	
Total	346	16	4,62	

4. DISCUSSION

Différentes techniques ont été utilisées dans cette étude. Alors dans cette partie, nous allons discuter nos résultats en fonction des échantillons et des techniques.

4.1. Discussion des résultats obtenus pour l'infestation par les tiques

Dans cette étude, nous avons pu identifier deux genre de tiques (*Hyalomma* et *Rhipicephalus*) et sept espèces (*H. excavatum*, *H. impeltatum*, *H. marginatum*, *R. bursa*, *R. camicasi*, *R. sanguineus* et *R. turanicus*).

Dans une étude similaire effectuée par Rjeibi *et al.* en 2015(a), les même genres ont été identifiés mais les espèces diffèrent (*Hyalomma excavatum*, *Hyalomma dromedarii*, *Rhipicephalus turanicus*, *Rhipicephalus sanguineus* et *Rhipicephalus camicasi*).

Selon la clé dichotomique fournie par Walker *et al.* en 2003, et selon Bouattour *et al.* en 1999, il existe en Tunisie 18 espèces de tiques.

Cette variation peut être expliquée par le fait que les caractères biologiques influencés par les changements climatiques, conditionnent alors, la possibilité de confronter une espèce ou une autre, ainsi que leur répartition géographique.

Commençons tout d'abord par les résultats obtenus lors de l'étude des paramètres parasitologiques de l'infestation par les tiques. Rappelons aussi que nous avons étudié la prévalence d'infestation, l'intensité et l'abondance pour quatre visites, effectuées, une par saison. Rappelons aussi que nous avons étudié ces paramètres en fonctions de différents facteurs de risque, à savoir, les espèces de tiques, la race et l'âge des animaux examinés, ainsi que la région d'étude.

Durant toutes les visites nous avons réussi à collecter 193 tiques femelles et 171 tiques mâles.

Le nombre de tiques femelles était supérieur à celui des tiques mâles. Selon El Ati *et al.* en 2018b, généralement, le nombre de tiques mâles est plus élevé que celui des femelles car ils passent une plus longue durée attachés sur les animaux, contrairement aux femelles qui passent environ une semaine sur les animaux.

Selon nos résultats, le sexe-ratio (M : F) était de 0,89. Rjeibi (2015a) a trouvé un sex-ratio plus élevé (1,03).

- Paramètres globaux d'infestation

La prévalence globale d'infestation par les tiques était de 23,43% en avril, de 11,82% en Juillet, de 4,92% en octobre et de 1,18% en janvier. Cette décroissance en terme de prévalence et même en terme d'abondance est acceptable vue l'activité saisonnière des tiques qui diminue généralement lors de la saison froide, et atteint son maximum pendant la saison chaude. Il convient d'étudier cette variation espèce par espèce. L'intensité globale d'infestation par les tiques est élevée en avril par rapport aux autres saisons. Cela reflète l'activité cyclique des tiques qui augmente à cette période afin de prévoir le maximum d'individus effectuant leur repas sanguin pour booster la nouvelle progéniture.

- Variation des paramètres parasitologiques en fonction des facteurs de risque

Variation de l'infestation en fonction des espèces de tique

L'espèce dominante dans notre étude était *Rhipicephalus turanicus* suivie par *R. camicasi* puis *R. sanguineus*. *R. turanicus* est la tique la plus commune chez les ovins (Walker *et al.*, 2003 ; Estrada-Peña *et al.*, 2004). Cela concorde avec les résultats de Rjeibi (2015a) qui a trouvé la prévalence d'infestation la plus élevée aussi pour *R. turanicus* (11,35%), suivie par *Hyalomma excavatum* (5,1%), la plus faible a été signalée pour *R. camicasi*. Dans une étude ultérieure, El Ati a trouvé une dominance de *R. sanguineus* (El Ati *et al.*, 2018a). Elle a expliqué cette prévalence élevée par la cohabitation d'ovins avec un nombre plus élevé de chien, et par le fait que cette tique est présente sur les différents étages bioclimatiques chez plusieurs hôtes (Bouattour *et al.*, 1999). *R. bursa* a été collecté dans les régions humides et sub-humides. Rjeibi (2016a, 2016b) a trouvé dans le gouvernorat de Kébili, *H. excavatum* (84,3%) et *R. sanguineus* s.l. (15.7%). En 2015, il a trouvé *H. dromedarii* chez les ovins vivant en cohabitation avec les dromadaires dans les zones semi-arides avec une prévalence de 28.9% avec une prévalence de 71.1% pour *R. sanguineus* sensu lato.

Une attention particulière a été accordée à *H. excavatum* qui existait dans le centre et le sud tunisiens (Bouattour *et al.*, 1999 ; Rjeibi *et al.*, 2015b ; Rjeibi *et al.*, 2016a). Cette espèce

vectrice de *Theileria lestoquardi*, présente une cible de recherche importante puisqu'elle est responsable de la transmission de la theilériose maligne chez les ovins. Ceci a été reporté par Rjeibi en 2016.

Nous avons trouvé aussi des espèces non rencontrées dans l'étude de El Ati en 2018 et celle de Rjeibi en 2015(a). Ce sont *H. marginatum* (0,26%) et *H. impeltatum* (0,27%). Ces espèces ont été retrouvées au Sud Algérien par Bouhous *et al* en 2011, en addition à d'autres espèces (*H. dromedarii*, *H. scupense*, *R. sanguineus*, *R. guilhoni* and *R. evertsi* avec une dominance de *H. impeltatum* (75,2%) et de *R. sanguineus* (19,4%).

Variation de l'infestation en fonction de la race

L'infestation par les tiques n'est pas constamment observée chez une race plus que l'autre. La race Barbarine est plus infestée en avril et en janvier, la race croisée l'est en juillet et la race QFO l'est en octobre. El Ati (2018a) a trouvé une infestation plus élevée chez la race Barbarine (7,3%) dans la région de Siliana et de 29,4% dans la région de Gafsa.

Ces résultats ont été expliqués par la variabilité génétique entre les populations Barbarine originaires de différents étages bioclimatiques (Bedhief-Romdhani *et al.*, 2008 ; Sassi-Zaidy *et al.*, 2014). Aussi, leurs performances reproductives et de la production diffèrent selon les conditions environnementales, Leurs capacités adaptatives aux conditions de disette ont été bien étudiés (Atti et Abdennebi, 1995 ; Atti *et al.*, 2004 ; Atti et Mahouachi, 2011 ; Ben Salem *et al.*, 2011 ; Majdoub-Mathlouthi *et al.*, 2013, 2015).

Variation de l'infestation en fonction de l'âge

La variation de la prévalence d'infection en fonction de l'âge n'était significative qu'en avril où nous avons constaté la prévalence d'infestation par les tiques la plus élevée dans la classe d'âge entre une et deux années (32,25%). Ceci peut être expliqué par la fluctuation des échantillons influencée par l'activité économique de l'élevage (vente pour l'Aïd principalement). Les naissances sont généralement à la fin de l'hiver et en automne. L'infestation est corrélée avec l'activité saisonnière des tiques. Ce qui fait que les animaux les plus jeunes ne confrontent pas beaucoup ces arthropodes, donc ce sont les moins infestés. Rjeibi *et al.* (2016b) et El Ati *et al.* (2018b) n'ont pas trouvé aussi de différence significative en fonction de l'âge.

Ces résultats ne sont pas en accord avec ce qu'a prouvé Bouattour *et al.* (1996) qui ont mentionné que les animaux de bas âges (les veaux dans son étude) sont 70 fois moins infestés par les tiques (*Hyalomma scupense* dans ce cas) que les adultes. Ceci s'explique principalement

par la physiologie digestive de ces animaux. Les agneaux sont considérés comme des monogastriques et généralement ils ne pâturent pas. Ce régime alimentaire ne permet pas la production de gaz qui se sont avérés attractifs aux tiques (Bouattour *et al.*, 1996).

Le type d'élevage aussi peut influencer l'infestation des jeunes par les tiques. Généralement au Nord du pays, les pâturages sont riches et les agneaux partent au près avec le reste du troupeau, tandis qu'au Sud, ils sont gardés à l'étable vue la déficience de pâturage (El Ati, 2018b).

Variation de l'infestation en fonction de la région

En avril, les régions du Nord et du centre du pays ont présenté des animaux infestés : La prévalence d'infestation est maximale à Mornaguia (64,44%), suivie de celle de Saouef (43,9%), suivie de celle de Fernena puis de celle de Sbitla. En juillet, l'infestation par les tiques est présente dans toutes sauf pour Tataouine. En octobre, Fernena et Saouef n'ont pas montré d'animaux infestés dans notre échantillon examiné. En janvier, uniquement Tataouine a présenté des cas d'infestation par les tiques. A Tataouine, la prévalence d'infestation est nulle en avril et en octobre, elle atteint une valeur maximale en octobre (30%), puis elle décroît en janvier (11,76%), toutefois pour demeurer la seule région dans laquelle nous avons trouvé des animaux infestés. Ces variations ne sont significatives qu'en avril.

En terme d'espèces de tiques infestantes, *H. excavatum* (2 spécimens) et *H. impeltatum* (1 spécimen) n'ont été collectées qu'en octobre à Tataouine. *H. marginatum* (1 spécimen) n'a été observée qu'à Fernena en juillet. *R. bursa* (3 spécimens) a été observé à Mornaguia en avril et à juillet et uniquement en juillet à Saouef. Le reste (*R. camicasi*, *R. sanguineus* et *R. turanicus*) étaient quasi présents dans toutes les régions à différentes périodes de l'année.

Rjeibi *et al.* dans son étude ont trouvé jusqu'à 2015 ces espèces : *H. dromedarii* et *H. excavatum* ont été exclusivement collectées dans le sud Tunisien, respectivement dans la région de Tataouine et de Kébili respectivement, alors que *R. turanicus* était principalement présente au Nord et au Centre Tunisien. Deux autres espèces appartenant au genre *Rhipicephalus* ont été trouvées dans la région de Kébili à savoir *R. camicasi* et *R. sanguineus*.

Les conditions climatiques varient du Nord au Sud tunisien avec ses climats humide, sub-humide, aride (hautes et basses steppes), semi-aride et saharien. La variabilité des populations de tiques parasitant les ovins dans les différentes régions du territoire tunisien est étroitement liée aux facteurs biotiques et abiotiques. La gestion des exploitations d'élevage, la nature des pâtures, la cohabitation avec d'autres espèces d'hôtes possibles (surtout au sud avec les dromadaires), et l'introduction d'animaux infestés des pays avoisinants (La Libye et

l'Algérie) influencent majoritairement l'infestation des ovins par les tiques (El Ati *et al.*, 2018b).

Plusieurs travaux ont démontré l'adaptation de certaines espèces à certains étages bioclimatiques et pas à d'autres. Citons l'exemple des tiques *Ixodes* qui est susceptible de disparaître sous l'effet des changements climatiques contre l'apparition d'autres espèces plus adaptées (Estrada-Peña *et al.*, 2013 ; Domşa *et al.*, 2016).

Variation de l'infestation en fonction de la saison :

Dantas-Torres et Otranto ont prouvé en 2013 que l'infestation des animaux par les tiques est stimulée par l'augmentation de la température et l'allongement de la photopériode, ce qui permet le développement et l'activité des tiques.

Dans notre cas, la différence de la prévalence d'infestation par les tiques est remarquable entre avril (23,48%) et janvier (1,18%).

En comparant nos résultats avec ceux de El Ati *et al.*, le maximum des infestations a été rapporté en août en absence de programme de lutte. L'infestation par les tiques a débuté en avril succédant à une période pendant laquelle il n'y a pas eu d'activité des tiques.

L'apparition des cas d'infestation par les tiques en saison froide, comme est le cas dans notre étude, peut être expliqué par les changements climatiques surtout suite à l'effet sous-serre, ce qui exige l'allongement de la période d'activité des tiques (El Ati *et al.*, 2018a).

La variation de l'intensité d'infestation n'a montré de résultats significatifs qu'en fonction des espèces de tiques en avril. Cela peut être reporté au fait que c'est la saison d'activité des tiques pendant laquelle les infestations sont maximales avec absence de programme de lutte à la saison précédente.

La variation de l'abondance d'infestation est significative en fonction de la région et des espèces de tiques. Elle ne l'est qu'en avril en fonction de la race et en avril et octobre en fonction des espèces de tiques. Ces variations suivent celle de la prévalence d'infestation par les tiques.

4.2. Discussion des résultats obtenus concernant l'infection des animaux par les piroplasmes

Les résultats diffèrent d'une technique à une autre. Ceci a été étudié en long et en large lors de la détection des infections par les piroplasmoses bovines. Ces observations peuvent être extrapolées dans ce type d'étude car il s'agit bien du même genre de parasites.

Dans le but de comparer la spécificité et la sensibilité d'une technique, plusieurs travaux ont été mis en place pour un seul pathogène. En 2005, Dumanli *et al.* ont estimé la prévalence

de la theilériose bovine en Turquie par différentes techniques. La prévalence obtenue par la PCR était de 37,8% ; 34,9% par l'IFAT, et 19,7% par observation microscopique. Cette différence est liée à la spécificité de la technique utilisée. Au Soudan, une comparaison a été réalisée entre l'observation microscopique et la sérologie, par Salih *et al.* (2007). La prévalence par l'observation microscopique était de 14% et 30% pour la séroprévalence. En comparant ces méthodes, les auteurs ont conclu que l'observation microscopique manque de spécificité et de sensibilité par rapport à la PCR et à la sérologie. De plus, la détermination de l'espèce du pathogène est certaine. Cette comparaison n'a pris en considération qu'une seule espèce qui est *T. annulata*. En 2004, Darghouth *et al.* ont comparé deux techniques de dépistage : l'IFI-schizonte et l'observation microscopique des étalements sanguins. L'IFI-schizonte avait une sensibilité de 88,9% et une spécificité de 97%. La sensibilité de la deuxième technique était plus faible (63,9%).

4.2.1. Première technique : observation microscopique des étalements sanguins colorés au Giemsa

Pour *Theileria* spp., une seule forme a été observée (soit avec une prévalence d'infection de 0,29% et une parasitémie de 0,004%). Cet animal infectée était une brebis âgée de 5 ans, de race Barbarine et appartient à la région de Mornaguia. Cette infection a été détectée en octobre, le mois pendant lequel nous avons effectué nos prélèvements de sang. Cette prévalence d'infection est faible, mais il convient de vérifier avec celle trouvée par la PCR.

Si nous essayons de chercher un lien entre cette infection et l'infestation par les tiques, nous pouvons déduire que cet animal a été infesté lors de la visite d'avril par 2 tiques *R. camicasi*, un mâle et une femelle. Cette tique n'est pas un vecteur potentiel de la theilériose ovine. Son rôle pathogène n'est pas encore connu.

Lors de l'examen de l'animal, nous n'avons pas décelé de signes cliniques rappelant la theilériose. Vu l'âge de l'animal (5 ans), nous pouvons supposer que la transmission de l'infection est ancienne, ce qui a permis une immunisation de l'animal, surtout si l'état d'endémie de l'élevage d'origine est stable.

Rejeibi en 2016 a trouvé une prévalence d'infection par *Babesia* spp. de 2,9% (8/270) et par *Theileria* spp. de 4,8% (13/270), par cette technique.

Pour *Anaplasma* spp., la prévalence d'infection par cette rickettsie est de l'ordre de 17,63%. Une rickettsiémie de l'ordre de 0,58%.

La transmission de l'anaplasmose ovine est assurée par plusieurs arthropodes hématophages, ce qui fait que la prévalence est généralement élevée et même en absence de la

maladie. Cela est dû à la multiplication importante des anaplasmes chez les vecteurs et chez l'animal infecté, à la longévité de la bactérie et à sa capacité de réarrangement génétique pour échapper au système immunitaire.

4.2.2. Deuxième technique : détection de l'ADN des piroplasmes par la technique PCR

Sur les 346 prélèvements, 16 étaient positifs par la PCR catch-all *Babesia-Theileria*, soit avec une prévalence d'infection globale par les piroplasmes de 4,62%.

Les résultats obtenus de la prévalence d'infection par les piroplasmes en fonction de la race, de l'âge et de la région n'étaient pas significatifs malgré la valeur de p qui est inférieure à 0,05. Le test Khi-deux est non applicable.

Lors de cette étape de l'étude, nous nous arrêtons à ce niveau d'investigation par PCR semi-spécifique. Les PCR spécifiques (*Babesia ovis*, *B. motasi*, *T. ovis* et *T. lestoquardi*) seront mise en œuvre dans une étape ultérieure de cette étude.

Ce travail a été réalisé par Rjeibi en 2016. Les résultats moléculaires ont montré que les ovins examinés étaient plus infectés par *Theileria ovis* 16,3% (44/270) que par *Babesia ovis* 7,8% (21/270). *B. ovis* a été détectée exclusivement sur les prélèvements issus du centre du pays (Kairouan), contrairement à *Theileria ovis* qui a été décelée dans toutes les régions d'étude.

Ses résultats ont démontré une prévalence d'infection par *T. ovis* avec un gradient décroissant Nord-Sus. Les auteurs ont référé cette constatation à la distribution des vecteurs.

Ces infections ont été confirmées par séquençage. La comparaison de la séquence du gène 18S rRNA de *B. ovis* décrite dans cette étude (KP670199) a révélé une similarité de 99.4% avec *B. ovis* reportée au Nord de la Tunisie chez les ovins et les caprins. Une similarité de 99% avec des géotypes de *B. ovis* issus de l'Espagne, de Turquie et de l'Iraq. Ceci suppose qu'il est obligatoire de contrôler les achats et les importations des ovins à partir de ces régions.

Ce type d'enquête épidémiologique ne manquerait jamais d'importance, vue la nécessité de suivre la dynamique des populations des tiques sur le territoire tunisien, surtout dans nos conditions de contrôle défectueux des mouvements des animaux au niveau des frontières et la négligence du contrôle des maladies transmises par les tiques lors d'importation d'animaux, surtout à l'occasion de l'Aïd. En addition à l'impact économique des piroplasmoses induisant des pertes de production des animaux, il est important de surveiller l'émergence de souches pathogènes, comme le cas de *Theileria lestoquardi* qui a été détecté par Rjeibi *et al.* en 2014 au sud tunisien.

CONCLUSION

L'importance des maladies transmises par les tiques est relative à des interactions complexes impliquant les vecteurs, les espèces hôtes et l'environnement, ce qui demande une meilleure connaissance de ces acariens afin de pouvoir contrôler leur impact vectoriel.

A cet effet, les objectifs classiques d'étude de la dynamique d'infestation par les tiques comme la détermination des espèces de tiques tunisiennes, l'étude écologique et biologique de chacune d'elle, la cartographie de leur distribution, l'étude du rôle pathogène de chaque espèce et l'établissement d'un plan de lutte. Tous ces objectifs resteront nécessaires vu les changements climatiques et l'instabilité de la faune de tiques qui en résulte.

Jusqu'à présent, nous avons réussi à déterminer la présence de 7 espèces de tiques réparties dans le temps et dans l'espace différemment. L'étude de la dynamique d'infestation par les tiques sera suivie sur une deuxième année. Ceci est primordial pour éviter les variations climatiques d'une année à une autre et aussi pour tester la répétabilité et la conformité des résultats. Ultérieurement, l'étude génétique des tiques visant à déterminer les génotypes sera envisagée surtout face au polymorphisme de plus en plus rencontré lors de la diagnose des tiques.

L'infection par les piroplasmes est détectée à un premier niveau dans cette étude en utilisant juste la PCR semi-spécifique catch-all *Babesia-Theileria*. Par la suite, nous aurons recourt au PCR spécifiques visant à détecter l'infection par *B. ovis* (Aktas *et al.*, 2005) par une PCR conventionnelle en utilisant des amorces (Bbo-F et Bbo-R) ciblant le gène ARNr 18S de *B. ovis*, l'infection par *B. motasi* (Shayan *et al.*, 2008) par une PCR semi nichée en utilisant des amorces (P1, P2 et P4) ciblant le gène ARNr 18S de *B. motasi*, et l'infection par *Theileria* spp. (Heidarpour Bami *et al.*, 2009) par une PCR nichée en utilisant deux couples d'amorces (Thei F1 et Thei R1 ; Thei F2 et Thei R2) ciblant le gène ARNr 18S de *Theileria* spp. Les échantillons positifs pour *Theileria* spp. seront examinés par la technique RFLP pour déterminer les espèces du genre *Theileria* (Heidarpour Bami *et al.*, 2009), et ceci pour vérifier la présence de *T. lestoquardi* l'espèce causant la theilériose maligne des ovins, détectée dans étude antérieure faite par Rjeibi *et al.* en 2014 au sud Tunisien.

Le résultat obtenu en terme de prévalence d'infection par les piroplasmes en octobre est faible, ce qui nous sollicite à avancer l'étude vers la caractérisation de l'état d'endémie des élevages visités.

Ce qui nous pousse à adapter une méthode de lutte plus adaptée pour chaque état d'endémie possible.

Les échantillons de sang collectés lors des autres visites (avril, juillet et janvier) seront réalisés selon le même protocole réalisé pour les prélèvements d'octobre.

D'autres pathogènes seront l'objet de dépistage sur ces échantillons et cela peut faire l'objet d'étude des co-infections entre les pathogènes trouvés.

L'analyse statistique des résultats, nous permettra d'étudier l'influence de la variation des facteurs de risques dans la transmission des pathogènes par les tiques. Ces résultats nous amèneront à l'instauration d'un modèle préliminaire expliquant les relations entre les différents intervenants à l'infection et le degré de leur attachement.

Références bibliographiques

1. **Ahmed B.M., Taha K.M., Enan K.A., Elfahal A.M., El Hussein A.M. (2013).** Attenuation of *Theileria lestoquardi* infected cells and immunization of sheep against malignant ovine theileriosis. *Vaccine*, **31**: 4774-4781.
2. **Aktas M., Altay K., Dumanli N. (2005).** Development of a polymerase chain reaction method for diagnosis of *Babesia ovis* infection in sheep and goats. *Vet. Parasitol.*, **133**: 277-281.
3. **Alabay M., Duzgun A., Cerci H., Wright I.G., Waltisbuhl D.J., Goodger B.V. (1987).** Ovine babesioses: induction of a protective immune response with crude extracts of either *Babesia bovis* or *Babesia ovis*. *Res. Vet. Sci.*, **43**: 401-402.
4. **Alani A., Herbert I.V. (1988).** The pathogenesis of *Babesia motasi* (W ALES) infection in sheep. *Vet. Parasitol.*, **27**: 209-220.
5. **Alyasino Y., Greiner M. (1999).** Serosurvey on theileriosis in Awassi sheep in Syria. *Vet. Parasitol.*, **81**: 275-280.
6. **Anderson J.F., Magnarelli L.A. (2008).** Biology of Ticks. *Infect Di Clin North Am.*, **22**(2): 195-215.
7. **Anderson (1935).** On the presence of *O. Erraticus* infected with *Sp. Hispanicum* in Banlieu of Tunis. *Archives Institut Pasteur de Tunis*
8. **Atti N., Abdennebi L. (1995).** Etat corporel et performances de la race ovine Barbarine. CIHEAM-Options Mediterr. 1-6.
9. **Atti N., Bocquier F., Khaldi G. (2004).** Performance of the fat-tailed Barbarine sheep in its environment: adaptive capacity to alternation of underfeeding and re-feeding periods. A review. *Anim. Res.*, **53**: 165-176.
10. **Atti N., Mahouachi M. (2011).** The effects of diet, slaughter weight and docking on growth, carcass composition and meat quality of fat-tailed Barbarine lambs. A review. *Trop. Anim. Health Prod.*, **43**: 1371-1378.
11. **Baker J.R., Muller R. (1984).** The piroplasms: life cycle and sexual stages. *Adv. Parasitol.*, **43**: 401-402.
12. **Bedhiaf-Romdhani S., Djemali M., Bello A.A. (2008).** Inventaire des différents écotypes de la race Barbarine en Tunisie. *Anim. Genet. Resour. Infos.*, **43**: 41-47.
13. **Ben Saïd M.S. (1988).** La babésiose caprine : observations épidémiologiques. Projet d'élevage et de développement intégré dans les zones montagneuses du gouvernorat de Bizerte.

14. **Ben Saïd M. (2012).** Etude de la diversité génétique des orthologues d'un gène d'intérêt vaccinal, le Bm86, chez *Hyalomma scupense* (Ixodidae) et chez d'autres espèces du genre *Hyalomma* endémiques en Tunisie. Thèse universitaire de troisième cycle, pp 21.
15. **Ben Said M., Belkahia H., Karaoud M., Bousrih M., Yahiaoui M., Daaloul-Jedidi M., Messadi L. (2015).** First molecular survey of *Anaplasma bovis* in small ruminants from Tunisia. *Vet. Microbiol.*, **179**: 322-326.
16. **Ben Said M., Belkahia H., Alberti A., Abdi K., Zhioua M., Daaloul-Jedidi M., Messadi L. (2016).** First molecular evidence of *Borrelia burgdorferi sensu lato* in goats, sheep, cattle and camels in Tunisia. *Ann. Agric. Environ. Med.*, **23**: 442-447.
17. **Ben Salem H., Lassoued N., Rekik M. (2011).** Merits of the fat-tailed Barbarine sheep raised in different production systems in Tunisia: digestive, productive and re-productive characteristics. *Trop. Anim. Health Prod.*, **43**: 1357-1370.
18. **Birkenheuer A.J., Neel J., Ruslander D., Levy M.G., Breitschwerdt E.B. (2004).** Detection and molecular characterization of a novel large *Babesia* species in a dog. *Vet. Parasitol.*, **124**: 151-60.
19. **Bouattour A. (1982).** Contribution à la connaissance des facteurs de distribution des tiques en Tunisie. Thèse Doct. Méd. Vét., Sidi Thabet, Tunisie, 62 p.
20. **Bouattour A. (1987).** Distribution des principales tiques Ixodidea du bétail en Tunisie. *Office internationale des Epizooties*, **44** : 161-182.
21. **Bouattour A. (1996).** Etude des tiques des bovins dans la région de Sidi Thabet : leur rôle dans la transmission de la theilériose. Mémoire de Diplôme d'Etude Approfondies en Ecologie Animale.
22. **Bouattour A. (2001).** Les Tiques de Tunisie: Rôle de *Hyalomma detritum* dans la transmission de *Theileria annulata*. Thèse de Doctorat en Biologie. Faculté des sciences de Tunis, 244 p.
23. **Bouattour A., Darghouth M.A., Daoud A. (1999).** Distribution and ecology of ticks (Acari: Ixodidae) infesting live stock in Tunisia: an overview of eight years field collections. *Parasitologia*, **41**: 5-10.
24. **Bourdeau P. (1993b).** Les tiques d'importance vétérinaire et médicale, deuxième partie : principales espèces de tiques dures (*Ixodida* et *Amblyommidae*). *Point Vét.*, **25**(151) : 27-41.
25. **Bourdoiseau G., L'hostis M. (1995).** Les babésioses bovines. *Point Vét.*, **27** : 125- 139.
26. **Camicas J.L., Harry J.P., Adaam F., Morel P.C. (1998).** Les tiques du monde. Nomenclature, stades décrits, hôtes, répartition. Editions de l'ORSTOM, Paris, pp 223.

27. **Campbell J.O.M., Spooner R.L. (1999).** Macrophages behaving body infected cells and subversion of immune responses to *Theileria*. *Parasitol. Today*, **15**: 10-16.
28. **Chartier C., Iard J., Morel P.C., Troncy P.M. (2000).** Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. Universités francophones, ISSN 0993-3948.
29. **Chermette R. (1979).** Ictère d'origine parasitaire chez les bovins. *Point Vét.*, **45** : 31-47.
30. **Conard P.A., Iams S., Brown W.C. (1987).** DNA probes detect genomic diversity in *Theileria parva* stocks-molecular and biochemical. *Parasitology*, **25**: 213-226.
31. **Dahmani et Triki Yamani (2015).** Atlas de cas cliniques vétérinaires. volume I parasitoses.
32. **Dantas-Torres F., Otranto D. (2013).** Species diversity and abundance of ticks in three habitats in Southern Italy. *Ticks Tick Borne Dis.*, **4**(3): 251-255.
33. **Darghouth M.A. (1991).** Les piroplasmoses animales. Mémoires de concours d'Assistanat Hospitalo-Universitaire. E.N.M.V. Sidi Thabet.
34. **Darghouth M.A. (2004).** Conférence, congrès Magrébin, Hammamet Tunisie.
35. **Darghouth M.A. (2012).** Document de parasitologie (non publié).
36. **Darghouth M.A., Limam S., Gharbi M., Soudani C., Karoui M., Krichi A. (2004).** Detection of natural infections with *Theileria annulata* on calves at first theileriosis season: comparaison of the indirect fluorescent antibody test (IFAT) and blood smears. *Arch. Instit. Pasteur de Tunis*, **1, 2, 3 et 4**: 41-46.
37. **Dhar S., Malhotra D.V., Bhushan C., Gautam O.P. (1988).** Treatment of experimentally induced *Theileria annulata* infection in cross-bred calves with buparvaquone. *Vet. Parasitol.*, **27**: 267-275.
38. **Domşa C., Sándor A.D., Mihalca A.D. (2016).** Climate change and species distribution: possible scenarios for thermophilic ticks in Romania. *Geospat. Health*, **11**(2): 421.
39. **Dschunkowski E., Urodshevich V. (1924).** Theileriosis in goats, sheep and cattle with a description of *Theileria hirci* from n.sp. Serbia. *Parasitol.*, **16**: 107-110.
40. **Dumanli N., Aktas M., Cetinkaya B., Cakmak A., Koroglu E., Saki C.E., Erdogmus Z., Nalbantoglu S., Ongor H., Simsek S., Karaha N., Altay K. (2005).** Prevalence and distribution of tropical theileriosis in eastern Turkey. *Vet. Parasitol.*, **127**: 9-15.
41. **Durand P. (1932).** Le chien, réservoir de virus de la fièvre boutonneuse. C.R.Ac.Sc.1.194.1932. p 918.
42. **Edouard S., Raoult D. (2010).** *Bartonella henselae*, an ubiquitous agent of proteiform zoonotic disease. *Méd. Mal. Infect.*, **40**(6): 319-330.

43. Elati K., Hamdi D., Jdidi M., Rekik M., Gharbi M. (2018a). Regional Studies and Reports Differences in tick infestation of Tunisian sheep breeds. *Vet. Parasitol.*, **13**: 50-54.
44. Elati K., Ayadi A.A., Khbou M.K., Jdidi M., Rekik M., Gharbi M. (2018b). Population dynamics of ticks infesting sheep in the arid steppes of Tunisia. *Rev. Élev. Méd. Vét. Pays Trop.*, **71**(3): 131-135.
45. Ende M. (1970). The ticks (Ixodidae) of domestic animals in Tunisia and their biology. *Archives de l'Institut Pasteur de Tunis*, **47**(3): 253-264.
46. Estrada-Peña A., Quíez J., Sánchez Acedo C. (2004). Species composition, distribution, and ecological preferences of the ticks of grazing sheep in north- central Spain. *Med. Vet. Entomol.*, **18**(2): 123-133.
47. Estrada-Peña A., Farkas R., Jaenson T.G.T., Koenen F., Madder M., Pascucci I., Salman M. et al. (2013). Association of environmental traits with the geographic ranges of ticks (Acari: Ixodidae) of medical and veterinary importance in the western Palearctic. A digital data set. *Exp. Appl. Acarol.*, **59**(3): 351-366.
48. Euzeby J. (1988). Protozooses déterminées par le parasitisme des sporozoasida (sporozoaires). *Ed. Collection Fondation Marcel Mérieux. Vol. III* : 367-539.
49. Euzeby J. (1990). Theilériose du mouton : protozooses déterminées par le parasitisme des sporozoasida (sporozoaires). *Ed. Collection Fondation Marcel Mérieux. Vol. III*, 269-277.
50. Fawcett D.W., Young A.S., Leitch B.L. (1985). Sporogony in *Theileria* (Apicomplexa, piroplasmida). A comparative ultrastructure study. *J. Submicroscop. Cytol.*, **17**: 299-314.
51. Fernandes F.F. (2001). Toxicological effects and resistance to pyrethroids in *Boophilus microplus* from Goias. *Brazil. Arq. Bras. Med. Vet. Zoot.*, **53**: 538-543.
52. Forsyth L.M.G., Minns F.C., Kirvar E., Adamson R.E. (1999). Tissue damage in cattle infected with *Theileria annulata* accompanied by metastasis of cytokine producing schizont infected mononuclear phagocytes. *J. Comp. Pathol.*, **120**: 39-57.
53. Frans J. (2000). Final report, Integrated Control of Ticks and Tick-Born Diseases (ICTTD). p.4. <http://www.uu.nl/tropical.ticks>.
54. Friedhoff K.T. (1997). Tick-born disease of sheep and goats caused by *Babesia*, *Theileria* or *Anaplasma* spp. *Parasitologie*, **39**: 99-109.
55. Garcia-Garcia J.C., Montero C., Redondo C. (2000). Control of ticks resistant to immunization with Bm86 in cattle vaccinated with the recombinant antigen Bm95 isolated from the cattle tick, *Boophilus microplus*. *Vaccine*, **18**: 2275-2287.

56. **Gauer T., Melhorn H., Schein E., Zapf F. (1993).** Comparative DNA measurements on the development stages of different species of piroplasms. Abstract of the IX international congress of parasitology. P 43, Berlin, Germany.
57. **Gharbi M. (2012).** Document de parasitologie (non publié).
58. **Gharbi M. (2016).** Communication personnelle : diagnose de tiques.
59. **Gharbi M., Omri H., Jedidi M., Zorii S., Darghouth M.A. (2015).** Epidemiological study of sheep anaplasmosis (*Anaplasma ovis* infection) in Kairouan, Central Tunisia. *J. Adv. Parasitol.*, 2: 30-34.
60. **Graf J.F., Gogolewski R., Leach-Bing N., Sabatini G.A., Molento M.B., Bordin E.L., Arantes G.J. (2004).** Tick control: an industry point of view. *Parasitol.*, 129: S427-S442.
61. **Gubbels et al. (1999).** Simultaneous detection of bovine *Theileria* and *Babesia* species by Reverse Line Blot Hybridization. *J. Clin. Microbiol.*, 1782–1789.
62. **Hashemi-Fesharki R. (1997).** Tick-born diseases of sheep and goats and their related vector in Iran. *Parasitologica*, 39: 115-117.
63. **Hawa N.J. Latif B.M.A., Ali S.R. (1981).** Immunisation of sheep against *Theileria hirci* infection with schizonts propagated in tissue culture. *Vet. Parasitol.*, 9: 91-97.
64. **Heidarpour Bami et al. (2009).** Molecular identification of ovine *Theileria* species by a new PCR–RFLP method. *Vet. Parasitol.*, 161(3-4): 171-177.
65. **Hooshmand-Rad P. (1973).** Malignant theileriosis of sheep and goats. *Trop. Animal Health Product.*, 5: 97-102.
66. **Hooshmand-Rad P. (1985).** The use of tissue culture attenuated live vaccine for *Theileria hirci*. Developments in biological standardization, 62: 119-127.
67. **Huber K. (2010).** Tiques et maladies transmises : Contrôle des maladies exotiques et émergentes ; Module « Biologie et contrôle des vecteurs ». UMR1309 INRA/CIRAD.
68. **ICARDA (2019).** Poster : Étapes de confection d'étalements de sang colorés au Giemsa pour la recherche d'hémopathogènes chez les animaux.
69. **Irvin A.D. (1987).** Classification de *Theileria* : Characterization of species and strains of *Theileria*. *Adv. Parasitol.*, 26: 145-197.
70. **Kettle D.S. (1992).** Medical and veterinary entomology. Ed C.A.B. International. Oxon, UK, 406-423. <https://www.inspq.qc.ca/est-ce-une-tique>
71. **Klompen J.S.H., Black W.C.N., Keirans J.E., Oliver J.H.JR. (1996).** Evolution of ticks. *Ann. Rev. Entomol.*, 41(1) : 141-161.
72. **Krieger N. (1999).** Intérêt des outils moléculaires dans le diagnostic des maladies tropicales

transmises par les tiques. Thèse Méd. Vét. Lyon, n°34, 158 p.

73. **Leemans I., Brown D., Fossum C., Hooshmand-Rad P., Kirvar E., Wilkie G., Uggla A. (1999).** Infectivity and cross-immunity studies of *Theileria lestoquardi* and *Theileria annulata* in sheep and cattle: II *in vitro* studies. *Vet. Parasitol.*, **82**: 193-204.
74. **Liu Z., Hou J., Bakheit M.A., Salih D.A., Luo J., Yin H., Ahmed J.S., Seitzer U. (2008).** Development of loop-mediated isothermal amplification (LAMP) assay for rapid diagnosis of ovine theileriosis in China. *Parasitol. Res.*, **103**(6): 1407-12.
75. **Majdoub-Mathlouthi L., Saïd B., Say A., Kraiem K. (2013).** Effect of concentrate level and slaughter body weight on growth performances, carcass traits and meat quality of Barbarine lambs fed oat hay based diet. *Meat Sci.*, **93**: 557-563.
76. **Majdoub-Mathlouthi L., Saïd B., Kraiem K. (2015).** Carcass traits and meat fatty acid composition of Barbarine lambs reared on rangelands or indoors on hay and concentrate. *Anim. Int. J. Anim. Biosci.*, **9**: 2065-2071.
77. **Martins J.R., Corrêa B.L., Ceresér V.H., Arteche C.C.P. (1995).** A Situation Report on Resistance to Acaricides by the Cattle Tick *Boophilus microplus* in the State of Rio Grande do Sul, Southern Brazil. In: Rodriguez, C.S., Fragoso, S.H. (Eds.), Resistencia y control en garrapatas y moscas de importancia veterinaria III. Seminario internacional de parasitologia animal. Acapulco, Mexico, p.1-8.
78. **Mavrouli M., Vroni G., Papaparaskevas J., Kapsimali V. (2016):** *Bartonella* infections: clinical manifestations, diagnostic techniques and treatment. Department of Microbiology, Medical School, National and Kapodistrian University of Athens, Athens, Greece. *Review*, **61**(1): 17-35.
79. **Mc Hardy N. (1984).** Recent advances in the chemotherapy of theileriosis. In: Riemman H.P. Burrige M.J. (EDS). Impact of disease on livestock production in the tropics. Elsevier Amsterdam pp. 179-192.
80. **Mc Hardy N., Haigha G., Dolan T.T. (1976).** Chemotherapy of *Theileria parva* infection. *Nature*, **261**: 689-699.
81. **Mc Hardy N., Wakesal L.S., Hudson A.T., Randal A.W. (1985).** Anti-*Theileria parva* in the CD8⁺ fraction of responding efferal lymph. Proceeding of Naturel Academy of Science USA 91, pp 1959-1963.
82. **Mc Manus D.P., Bowles J. (1996).** Molecular genetic approaches to parasite identification: their value in diagnostic parasitology and systematics. *Int. J. Parasitol.*, **26**: 687-704.
83. **Morel P.C. (1969).** Contribution à la connaissance de la distribution des tiques (Acariens, *Ixodidae* et *Amblyommidae*) en Afrique Ethiopienne Continentale. Thèse Doct. Faculté

Sci. d'Orsy. Université de Paris. 338 p.

- 84. Morel P.C. (1981).** Maladies à tiques du bétail en Afrique. Précis de Parasitologie Vétérinaire Tropicale. Edit. Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux. 3^{ème} tome, 473-715.
- 85. Morel P.C. (2000).** Maladies à tiques du bétail en Afrique. *In* : Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. Édit. Méd. Nat. Edition TEC et DOC, Paris, 519-574.
- 86. Morel P.C., Mouchet J. et Rodhain F. (1976).** Description de *Rhipicephalus camicasi* n. sp. (Acariens, Ixodida) des steppes subdésertiques de la plaine Afar. *Méd. Vét. Pays Trop.*, **29**(4): 337-34.
- 87. Neitz N.O. (1957).** Theilériose, gonderiose et cytozoonoses. *Onderstepoort J. Vet. Res.* **27**: 275-403.
- 88. Nolan J. (1990).** Acaricide resistance in single and multi-host ticks and strategies for control. *Parasitol.*, **32**: 145-153.
- 89. Nuttall P.A., Trimmell A.R., Kazimirova M., Labuda M. (2006).** Exposed and concealed antigens as vaccine targets for controlling ticks and tick-borne diseases. *Parasite Immunol.*, **28**: 155-163.
- 90. ONAGRI (2006).** Observatoire National de l'Agriculture.
- 91. Olivier P., Gwenaél V., Muriel V. (2017).** Tiques, maladie de Lyme et autres maladies à tique. Conférence de presse. INRA. Paris, vendredi 19 mai 2017. 2-28 p.
- 92. Papadopoulos B., Brossard M., Perie N.M. (1996).** Piroplasms of domestic animals in the Macedonia, region of Greece. 3 Piroplasms of small ruminants. *Vet. Parasitol.*, **63**: 67-74.
- 93. Pegram R.G., Keirans J.E., Clifford C.M., Walker J.B. (1987).** Clarification of the *Rhipicephalus sanguineus* group (Acari, Ixodoidea, Ixodidae). II. *R. sanguineus* (Latreille, 1806) and related species. *Systematic Parasitol.*, **10**: 27-44.
- 94. Perez-Eid C., Gilot B. (1998).** Bio-écologie des tiques induisant les pathologies les plus importantes en France. *Méd. Mal. Infect.*, **28**: 325-335.
- 95. Perez-Eid C., Gilot B. (1998).** Les tiques : cycles, habitats, hôtes, rôle pathogène, lutte. *Méd. Mal. Infect.*, **28**: 335-43.
- 96. Preston P.M. (1997).** Bovine cells infected *in vivo* with *Theileria annulata* express CD 11b, the cbi complement receptor. *Vet. Res. Comm.*, **21**: 249-263.
- 97. Purnell R.E., Lewis D., Holman M.R. (1981).** Investigation on *Babesia motasi* isolated from Wales. *Vet. Sc.*, **31**: 239-243.

- 98. Puyt J.D. (2008).** Médicaments antiparasitaires. Pharmacie et toxicologie spéciales. Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes. 144 pp.
- 99. Rjeibi M.R. (2015a).** Identification moléculaire et étude phylogénétique des piroplasmes des petits ruminants en Tunisie. Thèse de doctorat en biologie.
- 100. Rjeibi M.R., Gharbi M., Mhadhbi M., Mabrouk W., Ayari B., Nasfi I., Jedidi M., Sassi L., Rekik M., Darghouth M.A. (2014).** Prevalence of piroplasms in small ruminants in North-West Tunisia and the first genetic characterisation of *Babesia ovis* in Africa. *Parasite*, 21, 23.
- 101. Rjeibi M.R., Darghouth M.A., Omri H., Souidi K., Rekik M., Gharbi M. (2015).** First molecular isolation of *Mycoplasma ovis* from small ruminants in North Africa. *Onderstepoort J. Vet. Res.*, **82** : 912.
- 102. Rjeibi M.R., Darghouth M.A., Gharbi M. (2016a).** Prevalence of Theileria and Babesia species in Tunisian sheep. *Onderstepoort J. Vet. Res.*, **83**(1) (a 1040).
- 103. Rjeibi M.R., Darghouth M.A., Rekik M., Amor B., Sassi L., Gharbi, M. (2016b).** First molecular identification and genetic characterization of *Theileria lestoquardi* in sheep of the Maghreb region. *Transbound. Emerg. Dis.*, **63**: 278-284.
- 104. Rodhain F., Perez C. (1985).** Les tiques ixodides : systématique, biologie, importance médicale. Précis d'entomologie médicale et vétérinaire, *Ed. Lavoisier*, 341-350.
- 105. Rodhain M. (1916).** Note sur les trypanosomes et les piroplasmosis des grands animaux de l'Ouellé. *Bull. Soc. Patho. Exo.*, **9** : 95-109.
- 106. Saïd Tahani (2013).** Les piroplasmoses ovines : Alliance pastorale N° 835 Juillet-Août 2013
- 107. Salih D.A., Hassan S.M., El Hussein A.M. (2007).** Comparaisons among two serological tests and microscopic examination for the detection of *Theileria annulata* in cattle in northern Sudan. *Prev. Vet. Med.*, **81**: 323-326.
- 108. Salih D.A., Liu Z., Bakheit M.A., Ali A.M., El Hussein A.M., Unger H., Viljoen G., Seitzer U., Ahmed J.S. (2008).** Development and evaluation of a loop-mediated isothermal amplification method for diagnosis of tropical theileriosis. *Transbound Emerg. Dis.*, **55**(5-6): 238-43.
- 109. Sassi-Zaidy Y.B., Maretto F., Zanetti E., Hajji G.M., Charfi-Cheikrouha F., Cassandro M. (2014).** Genetic structure and variability within and among populations of the fat-tailed Barbarine sheep breed using microsatellites markers. *Afr. J. Biotechnol.*, **13**: 44-54.

110. **Schnittger L., Hong Y., Jianxun L., Ludwig W., Shayan P., Rahbari S., Voss-Holtmann A., Ahmed J.S. (2000a).** Phylogenetic analysis by rRNA comparison of the highly pathogenic sheep infecting parasites *Theileria lestoquardi* and a *Theileria* species identified in China. *Ann N Y Acad Sci.*, **916**: 271-5.
111. **Schnittger L., Yin H., Jianxun L., Ludwig W., Shayan P., Rahbari S., Voss-Holtmann A., Ahmed J.S. (2000b).** Ribosomal small-subunit RNA gene-sequence analysis of *Theileria lestoquardi* and a *Theileria* species highly pathogenic for small ruminants in China. *Parasitol Res.*, **86**: 352-358.
112. **Sergent E., Donatien A.L., Parrot L.M., Lestoquard F. (1936).** Cycle évolutif de *Theileria* dispar du boeuf chez la tique *Hyalomma mauritanicum*. *Archives de l'Institut Pasteur d'Algérie, Alger*, **3**(14) : 259-294.
113. **Sergent E., Donatien A., Parrot L., Lestoquard F. (1945).** Etude des piroplasmoses bovines. Alger, Algérie, Institut Pasteur, 816 p.
114. **Shayan P., Hooshmand E., Nabian S., Rahbari S (2008).** Biometrical and genetical characterization of large *Babesia ovis* in Iran. *Parasitol. Res.*, **103**: 217–221.
115. **Srivastava P.S., Lyer P.K.R., Sharma N.N., Prasad M.C. (1976).** Histopathological studies on experimental bovine theileriosis (*Theileria annulata* infection) in Cross-Bred calves. *Acta. Vet. Brno.*, **45**: 245-250.
116. **Tageldin M.H., Zakia A.M., Nagwa Z.G., El Sawi S.A.S. (1992).** An outbreak of theileriosis in sheep in Sudan. *Trop. Anim. Health Prod.*, **24**: 15-6.
117. **Troncy P.M., It Ard J., Morel P.C. (1981).** Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. *Inst. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.*, pp. 717.
118. **Uilenberg G. (1981).** Theilerial species of domestic livestock *in*: Advances in the control of theileriosis. Irvin AD, Cunningham MP, Young AS (edits) Martinus Nijhoff Publ. The Hague. Pp 4-37.
119. **Uilenberg G. (1990).** Aspects cliniques et épidémiologiques de la theilériose et la candidose. *Bull. Sc. Vet. Pract.*, **5**: 241-247.
120. **Uilenberg G. (1997).** General review of tick-born diseases of sheep and goats worldwide. *Parassitologia*, **39**: 161-165.
121. **Uilenberg G. (2004).** Diagnostic microscopique des maladies transmises par les tiques au Maghreb., *Arch Inst Pasteur Tunis*, **81**(1-4): 35-40.
122. **Violle H., Joyeux Ch. (1941).** Presence of a virus with *Rickettsia* in wild rabbits. *Archives de l'Institut Pasteur de Tunis*, 23-25.

123. Walker A.R., Mckellar S.B. (1983). Observations on the separation of *Theileria* sporozoites from ticks. *Lnt. J. Parasitol.*, **13**: 313-318.
124. Walker A.R., Bouattour A., Camicas J-L., Estrada-Peña A., Horak I.G., Latif A.A., Pegram R.G., Preston P.M. (2003). Ticks of domestic animals in Africa. A guide to identification of species. The University of Edinburgh, UK. pp. 90-105.
125. Willadsen P. (2004). Anti-tick vaccines. *Parasitol.*, **129**: S367-S387.
126. Willadsen P., Kemp D.H. (1988). Vaccination with 'concealed' antigens for tick control. *Parasitol. Today*, **4**: 196-198.
127. Willadsen P., Mc Kenna R.V., Riding G. (1988). Isolation from the cattle tick, *B. microplus*, of antigenic material capable of eliciting a protective immunological response in the bovine host. *Int. J. Parasitol.*, **18**: 183-189.
128. Williams R.E. (2010). Ticks: Biology and Their control. Household & Structural. E-71-W.
129. Yeruham I., Hadani A., Galker F., Rosen S., Schlein Y. (1995). A study of an enzootic focus of sheep babesiosis (*Babesia ovis*, BABES, 1982). *Vet. Parasitol.*, **60**: 349-354.
130. Yong Wang, Tian R.M., Gao Z.M., Bougouffa S., Qian P.Y. (2014). Optimal Eukaryotic 18S and Universal 16S/18S Ribosomal RNA Primers and Their Application in a Study of Symbiosis. *PLoS ONE*, **9**. doi: 10.1371/journal.pone.0090053.
131. Young A.S. (1992). Development of *Theileria*. The epidemiology theileriosis in Africa. Academic Press. San Diego USA, pp. 131-154.
132. Young A.S., Grtenhuis J.S., Leitsch B.L., Schein E. (1980). The development of *Theileria taurotragi*. *Parasitol.*, **81**: 129-144.
133. Zwart D., Brocklesby D.W. (1979). Babesiosis: non-specific resistance, immunological factors and pathogenesis. *Adv. Parasitol.*, **17**: 49-113.

WÉBOGRAPHIE

134. http://influentialpoints.com/Gallery/Bont-legged_ticks_Hyalomma.htm
135. http://v3.boldsystems.org/index.php/Taxbrowser_Taxonpage?taxid=540772
136. <http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Hyalomma+anatolicum+excavatum/19/#.XLxOei97S8U>
137. <http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Hyalomma+marginatum/20/#.XLyyBy97S8U>
138. <http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Rhipicephalus+bursa/29/#.XLzVAC97S8U>
139. http://www.bristoluniversitytickid.uk/page/Rhipicephalus+sanguineus/30/#.XM4s_y97Q_U
140. https://be.anses.fr/sites/default/files/O-005_2018-07-23_Hyalomna-Stachurski_VF.pdf
141. <https://docplayer.fr/15677551-Principes-et-pratique-de-l-electrophorese-sur-gel-d-agarose.html>
142. <https://www.esccap.fr/par-fiches/rhipicephalus-sanguineus.html>
143. <http://www.oep.nat.tn/index.php/component/documentations/?id=17>
144. https://www.researchgate.net/figure/Brebis-de-race-sicilo-sarde-Sicilo-Sarda-dairy-ewes-Rekik-et-al-2005_fig2_326833773
145. https://www.researchgate.net/publication/315722638_Ectoparasites_of_farm_animals_in_Diyala_province_Iraq
146. www.theileria.org

Annexes

Annexe 1 :

Enquête sur la perception des éleveurs d'ovins sur les tiques et les maladies transmises par les tiques

Date : / /

1. Localité :

2. Coordonnées GPS (Latitude) :Longitude :

Observations personnelles : Nom et prénom (facultatif) :

3. Sexe :

4. Type de locaux d'élevage :

Identification de l'éleveur

5. Age :ans

6. Niveau d'instruction (une seule réponse possible)

- ☐ Illettré
- ☐ Primaire
- ☐ Secondaire
- ☐ Supérieur

7. Est-ce que vous avez une autre activité en parallèle ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Aucune
- ☐ Employé dans le secteur privé
- ☐ Employé dans le secteur public
- ☐ Agriculteur
- ☐ Commerçant
- ☐ Autre :

8. Pourquoi vous faites ce métier ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Héritage
- ☐ Source de subsistance
- ☐ Absence d'autres emplois (par obligation ?)
- ☐ Autre :

9. Ancienneté dans l'élevage ovin (années) :

Conduite de l'élevage

10. Type de spéculation (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Engraisseur
- ☐ Naisseur
- ☐ Maquignon
- ☐ Autre :

11. Qui s'occupe des animaux couramment ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Chef de famille
- ☐ Sa femme
- ☐ Ses enfants
- ☐ Un salarié
- ☐ Un berger associé
- ☐ Autre :

12. Taille du troupeau : (têtes de brebis)

13. Race des ovins (plusieurs réponses possibles, dans ce cas indiquez la prédominance)

- ☐ Barbarine
- ☐ Noire de Thibar
- ☐ Queue fine de l'Ouest
- ☐ Autre :

14. Est-ce que les animaux pâturent ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

15. Si oui,

- ☐ Distance moyenne (en km par rapport au ménage) :
- ☐ Nature du parcours :
- ☐ Autre :

16. Quelles sont les autres espèces animales qui s'y trouvent ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Bovins
- ☐ Caprins
- ☐ Chiens
- ☐ Dromadaires
- ☐ Equidés
- ☐ Volaille

17. Type d'élevage (une seule réponse possible)

- ☐ Sédentaire
- ☐ Transhumant
- ☐ Nomade

18. Si transhumant ou nomade :

- ☐ Été, vers quelle région :
- ☐ Automne, vers quelle région :
- ☐ Hiver, vers quelle région :
- ☐ Printemps, vers quelle région :

19. Utilisation de l'éponge vaginale

- ☐ Oui
- ☐ Non

20. Est-ce que vous appelez le vétérinaire quand vos animaux sont malades ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

21. Si la réponse est non, pourquoi ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Absence de moyens financiers
- ☐ Absence de vétérinaire dans la région
- ☐ Absence de moyens de communication
- ☐ Absence d'intérêt
- ☐ Absence de moyens de déplacement
- ☐ Autre :

Perception sur les tiques

22. Remarquez-vous des tiques sur vos animaux ?
- ☐ Oui
 - ☐ Non
23. Si oui, combien en trouvez-vous généralement ?
- ☐ Durant la saison chaude :
 - ☐ Durant la saison froide :
24. D'après votre expérience d'où viennent les tiques ? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Herbe
 - ☐ Sol
 - ☐ Vent
 - ☐ Saletés
 - ☐ Litière
 - ☐ D'autres animaux, lesquels ?.....
 - ☐ Autre :.....
25. D'après votre expérience, remarquez-vous des types différents de tiques ?
- ☐ Oui, laquelle
 - ☐ Non
26. Si oui, quelle est la différence entre grosses et petites tiques ? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Sexes différents
 - ☐ Types différents
 - ☐ Ages différents
 - ☐ Autre :.....
27. D'après votre expérience, quelles sont les régions du corps des animaux les plus infestées ? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Oreilles
 - ☐ Tête
 - ☐ Mamelles
 - ☐ Périnée
 - ☐ Membres
 - ☐ Tout le corps
 - ☐ Autre :.....
28. Est-ce qu'une tique dérange l'animal ?
- ☐ Oui
 - ☐ Non
29. Si oui, d'après votre expérience, les tiques causent-elles des problèmes chez vos animaux ?
- ☐ Oui
 - ☐ Non
 - ☐ Lesquelles :
30. Les tiques transmettent-elles quelque chose aux animaux ?
- ☐ Oui
 - ☐ Non

Si la réponse est Non, passer à la question 37.

Si la réponse est microbe « jourthouma »

31. Qu'est-ce qu'un microbe ?
32. Où se trouve ce(s) microbe(s) ? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Dans le sang
 - ☐ Dans la peau
 - ☐ Dans les urines
 - ☐ Dans les fèces

- ☐ Dans le lait
 - ☐ Tout le corps
 - ☐ Autre :
33. Quelle est la maladie qui est provoquée par les tiques ?
.....
34. Quels sont les signes associés à cette pathologie chez vos animaux? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Anorexie
 - ☐ Anémie
 - ☐ Affaiblissement
 - ☐ Amaigrissement
 - ☐ Ictère
 - ☐ Diarrhée
 - ☐ Fièvre
 - ☐ Mort
 - ☐ Autre :
35. A quelle période de l'année observez-vous ces signes? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Été
 - ☐ Automne
 - ☐ Hiver
 - ☐ Printemps
 - ☐ Toutes les saisons
36. Est-ce que le climat a une influence sur les tiques ?
- ☐ Oui, Comment :
 - ☐ Non

Perception et pratique de la lutte contre les tiques

37. Que faites-vous pour lutter contre les tiques ? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Rien
 - ☐ Traitement des animaux
 - ☐ Traitement de l'aire de repos
 - ☐ Traitement des locaux
 - ☐ Autre :
38. Si la réponse est Rien (fin du questionnaire), pourquoi ? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Pas d'intérêt
 - ☐ Parce que les tiques ne nuisent pas
 - ☐ Parce que je n'ai pas les moyens
 - ☐ Parce que le vétérinaire ne me l'a pas recommandé
 - ☐ Parce qu'il y a des contraintes à la lutte
 - ☐ Autre :
39. S'il y a des contraintes à la lutte, de quelles natures sont ces contraintes ? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Traitement acaricide indisponible dans la région
 - ☐ Aide indisponible
 - ☐ Manque de savoir faire
 - ☐ Autre :
40. Quel est l'intérêt de lutter contre les tiques ? (plusieurs réponses possibles).
- ☐ Amélioration de l'état général des animaux
 - ☐ Amélioration de la production des animaux
 - ☐ Amélioration du poids des animaux
 - ☐ Protéger l'être humain
 - ☐ Autre :

41. Combien vous dépensez/an/animal dans la lutte contre les tiques ? (une seule réponse possible).

- ☐ <1 DT
- ☐ 1 à 5 DT
- ☐ 5-10 DT
- ☐ 10-20 DT
- ☐ 20-30 DT
- ☐ >30 DT

42. Faites-vous le détiquage manuel ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

43. Vous faites quoi des tiques enlevées manuellement ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Brulées
- ☐ Noyées
- ☐ Ecrasées
- ☐ Jetées
- ☐ Placées dans des solutions d'acaricides
- ☐ Autre :

44. Utilisez-vous un (des) acaricide(s) pour combattre les tiques ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

Si la réponse est non, passez à la question 59.

45. D'où est ce que vous achetez l'acaricide ?

- ☐ Pharmacie
- ☐ Marché hebdomadaire
- ☐ Chez le vétérinaire
- ☐ Autre :

46. Qui vous prescrit l'acaricide ?

- ☐ Le vétérinaire
- ☐ Le technicien des services vétérinaires
- ☐ Le voisin, les amis
- ☐ Le pharmacien
- ☐ Autre :

47. Est-ce que le traitement acaricide est efficace dans la lutte contre les tiques ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

48. Si Oui, son (leurs) nom(s).....

49. Si non, pourquoi à votre avis ?.....

50. A quelle(s) période(s) vous traitez les animaux ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Été
- ☐ Automne
- ☐ Hiver
- ☐ Printemps

51. Combien de fois par saison ? (une seule réponse possible)

- ☐ Une fois
- ☐ Deux fois
- ☐ Plusieurs fois
- ☐ A chaque fois où il y a des tiques
- ☐ Autre :

52. Comment vous préparez l'acaricide ? (une seule réponse possible)

- ☐ Un bouchon dans un litre
- ☐ Au pif

- ☐ Pure sans dilution
☐ Autre :
53. Qui prépare la solution acaricide ? (plusieurs réponses possibles)
- ☐ Chef de famille
☐ Sa femme et ou ses enfants
☐ Un salarié
☐ Un berger associé
☐ Autre :
54. Est-ce que vous mettez des gants en préparant et utilisant l'acaricide ?
- ☐ Oui
☐ Non
55. Vous faites quoi avec le reste de la solution acaricide ? (une seule réponse possible)
- ☐ Jeté
☐ Conservé et réutilisé pour les animaux
☐ Conservé et réutilisé pour les locaux
☐ Autre :
56. Est-ce que vous traitez tous les animaux ?
- ☐ Oui
☐ Non.
 Pourquoi ?.....
☐ Autre :
57. Est-ce que vous traitez l'aire de repos des animaux
- ☐ Oui
☐ Non.
 Pourquoi ?.....
☐ Autre :
58. Si oui, combien de fois par saison (une seule réponse possible)
- ☐ Une fois
☐ Deux fois
☐ Plusieurs fois
☐ A chaque fois où il y a des tiques
☐ Autre :
59. Est-ce que vous consommez la viande des animaux après le traitement acaricide ?
- ☐ Oui, après combien de temps :.....
☐ Non

Annexe 2 : Fiche de renseignements sur les animaux

Région :

Date :

Visite N° :

[illegible]

FACULTE DE PHARMACIE DE MONASTIR MASTERE EN BIOLOGIE ET BIOTECHNOLOGIE DE LA SANTE

TITRE : Infestation par les tiques et infection par les piroplasmes transmis par les tiques chez les ovins, en Tunisie

NOM ET PRENOM : Rihab ROMDHANE

DIRECTEUR DE MEMOIRE : Pr. Mohamed GHARBI

CHAIRE : Parasitologie animale

DATE DE SOUTENANCE : 02/11/2019

MOTS CLES : Tiques, Piroplasmoses ovines, *Babesia*, *Theileria*, Prévalence d'infestation, Intensité d'infestation, Abondance d'infestation, Prévalence d'infection, Parasitémie, PCR conventionnelle, Ovins, Tunisie.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES : 146

RESUME :

Les tiques, ectoparasites hématophages, transmettent un nombre important de pathogènes à l'Homme et aux animaux, qui suscitent un impact médical et économique variable.

Les piroplasmoses ovines sont des parasitoses spécifiques des ovins dues à deux genres de protozoaires apicomplexa *Theileria* spp. et *Babesia* spp. transmis par des tiques du ixodina.

Notre travail de mémoire comporte deux parties : la première est un rappel bibliographique sur les tiques présentes en Tunisie et sur les piroplasmoses (les babésioses et les theilérioses ovines).

La deuxième partie est une étude expérimentale qui a visé l'estimation de la prévalence d'infestation par les tiques, l'intensité et l'abondance de cette infestation en fonction des facteurs de risques. Aussi, nous avons estimé la prévalence d'infection par les piroplasmes et la parasitémie par la technique d'observation microscopique des étaements de sang colorés au Giemsa ainsi que la prévalence d'infection par les piroplasmes obtenue par la technique PCR semi- spécifique « catch-all *Babesia*- *Theileria* ».

Deux échantillons ont été examinés : Nous avons commencé par un échantillon de 461 ovins pour l'infestation par les tiques, cet effectif est examiné en 4 visites réparties une par saison entre avril 2018 et janvier 2019. Le deuxième échantillon représente des prélèvements de sang pris sur un total d'animaux de 346 examinés en octobre.

La prévalence d'infestation par les tiques la plus élevée (23,43%), l'intensité d'infestation la plus élevée (2,59) et l'abondance d'infestation la plus élevée (0,61) ont été observées en avril.

La prévalence d'infection par *Theileria* spp. estimée par la technique d'observation des étalements sanguins colorés au Giemsa est de 0,29% avec une parasitémie de 0,004%.

La prévalence d'infection globale par *les piroplasmes estimée par la PCR catch-all Babesia- Theileria* lors du portage asymptomatique était de 4,62%.

Ainsi, ce travail constitue une contribution à l'étude de l'infestation par les tiques et infection par les piroplasmes transmis par les tiques chez les ovins en Tunisie.